

INŻYNIERIA ROLNICZA

Seria: Monografie i Rozprawy

ISBN 978-83-64377-28-0

Agnieszka Szparaga

**Wybrane właściwości fizyczne,
mechaniczne, chemiczne i plon nasion
fasoli zwykłej (*Phaseolus vulgaris* L.)
w zależności od metody aplikacji
biostymulatorów**

Komitet Inżynierii Rolniczej
Polskie Towarzystwo Inżynierii Rolniczej

Kraków 2019

Polskie Towarzystwo Inżynierii Rolniczej

**Wybrane właściwości
fizyczne, mechaniczne, chemiczne i plon
nasion fasoli zwykłej (*Phaseolus vulgaris* L.)
w zależności od metody aplikacji
biostymulatorów**

Agnieszka Szparaga

Kraków 2019

Patronat naukowy: Komitet Inżynierii Rolniczej

Rada Naukowa Wydawnictwa

Prof. dr hab. Janusz Haman – czł. rzecz. PAN
Prof. dr hab. Rudolf Michałek – czł. rzecz. PAN
Prof. dr hab. Małgorzata Bzowska-Bakalarz
Prof. dr hab. Jan Bronisław Dawidowski
Prof. dr hab. Józef Szlachta
Prof. dr hab. Jerzy Weres
Prof. dr hab. Zdzisław Wójcicki
Prof. Radomir Adamovsky (Rep. Czeska)
Prof. Stefan Cenkowski (Kanada)
Doc. Ing. Ján Frančák, CSc. (Słowacja)
Prof. Jürgen Hahn (Niemcy)
Prof. Dorota Haman (USA)
Doc. Ing. Zuzana Hlaváčová, CSc. (Słowacja)
Prof. Gerard Wiliam Isaacs (USA)
Prof. Vladimir Kosołapov (Rosja)
Prof. Piotr Savinykh (Rosja)
Prof. Oleg Sidorczuk (Ukraina)

Komitet Redakcyjny

Prof. dr hab. inż. Rudolf Michałek, czł. rzecz. PAN – redaktor naczelny
Prof. dr hab. inż. Janusz Haman, czł. rzecz. PAN
Prof. dr hab. inż. Maciej Kuboń – sekretarz
Dr hab. inż. Sławomir Kocira, prof. UP
Dr hab. inż. Dariusz Kwaśniewski

Wydawca:

Polskie Towarzystwo Inżynierii Rolniczej, Kraków, ul. Balicka 116B

Recenzenci:

Prof. dr hab. Tadeusz Rawa – Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie
Dr hab. inż. Edward Wilczewski – Uniwersytet Technologiczno-Przyrodniczy
w Bydgoszczy

ISBN 978-83-64377-28-0

Druk i oprawa:

NOVA SANDEC
ul. Lwowska 143, 33-300 Nowy Sącz
tel. +48 (18) 547 45 45
e-mail: biuro@novasandec.pl; <http://www.novasandec.pl>
Ark. wyd. 10,22 ; ark. druk. 9,25
Nakład: 100 egz.

SPIS TREŚCI

WYKAZ WAŻNIEJSZYCH OZNACZEŃ	5
1 WSTĘP	6
2 STAN WIEDZY	9
2.1 Metody aplikacji agrochemikaliów	9
2.1.1 Aplikacja agrochemikaliów płynnych.....	10
2.1.2 Aplikacja agrochemikaliów stałych	15
2.2 Biostymulatory w uprawie roślin rolniczych	17
2.2.1 Metody aplikacji biostymulatorów	19
2.2.1.1 Aplikowanie biostymulatorów na nasiona	21
2.2.1.2 Nalistne aplikowanie biostymulatorów	21
2.2.1.3 Doglebowa aplikacja biostymulatorów	24
2.2.2 Właściwości fizykochemiczne i jakościowe plonu kształtowane przez biostymulatory	27
2.2.3 Biostymulatory oparte na algach morskich.....	28
2.2.4 Biostymulatory oparte na aminokwasach	31
2.3 Właściwości fizyczne nasion.....	35
2.4 Charakterystyka biologiczna i uprawa fasoli zwykłej.....	37
3 PROBLEM BADAWCZY, CEL I HIPOTEZY PRACY	43
4 MATERIAŁ I METODY BADAŃ	45
4.1 Materiał badawczy roślinny	45
4.2 Warunki doświadczenia polowego.....	46
4.3 Testowane biostymulatory i metody ich aplikacji	47
4.4 Metody oceny plonu i elementów strukturalnych plonowania fasoli zwykłej ...	49
4.4.1 Określenie masy nasion	49
4.4.2 Oznaczenie wilgotności nasion	49
4.4.3 Oznaczenie masy 1000 nasion (MTN).....	50
4.5 Metody badań cech fizycznych i mechanicznych nasion	50
4.5.1 Cechy geometryczne nasion.....	50
4.5.2 Ocena kształtu nasion.....	52
4.5.3 Analizy grubości okrywy nasiennej	52
4.5.4 Metody oceny właściwości mechanicznych nasion	53
4.6 Metody oceny składu chemicznego nasion	53
4.6.1 Ocena zawartości azotu ogólnego metoda Kjeldahla	53
4.6.2 Aktywność przeciwutleniająca.....	53

4.6.2.1	Przygotowanie ekstraktu	53
4.6.2.2	Oznaczanie całkowitej zawartości związków fenolowych	54
4.6.2.3	Oznaczanie całkowitej zawartości flawonoidów	54
4.6.2.4	Oznaczanie całkowitej zawartości antocyjanów	54
4.6.2.5	Ocena siły redukcji	54
4.6.3	Analiza zawartości włókna	54
4.7	Analiza statystyczna	55
4.8	Metody oceny efektywności ekonomicznej stosowania biostymulatorów ...	55
5	WYNIKI BADAŃ I DYKUSJA	57
5.1	Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na plon i elementy strukturalne plonowania fasoli zwykłej	57
5.2	Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na cechy fizyczne i mechaniczne nasion fasoli zwykłej	66
5.2.1	Wymiary, powierzchnia i objętość nasion	66
5.2.2	Kształt nasion	75
5.2.3	Grubość okrywy nasiennej i właściwości mechaniczne nasion fasoli zwykłej	82
5.3	Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na skład chemiczny nasion fasoli zwykłej	89
5.3.1	Zawartość białka	89
5.3.2	Potencjał przeciwutleniający	92
5.3.3	Włókno i jego frakcje	100
5.4	Ocena efektywności ekonomicznej aplikacji biostymulatorów	109
6	WNIOSKI	114
	LITERATURA	116
	SPIS TABEL I RYSUNKÓW	139
	STRESZCZENIE	142
	SUMMARY	144

WYKAZ WAŻNIEJSZYCH OZNACZEŃ

DPR	– dobra praktyka rolnicza (ang. <i>good agricultural practice</i>)
DOPR	– dobra praktyka ochrony roślin (ang. <i>good plant protection practice</i>)
PSP	– pomocniczy strumień powietrza (ang. <i>auxiliary air stream</i>)
TOZ	– techniki ograniczające znoszenie (ang. <i>techniques of drift reducing</i>)
RP	– rolnictwo precyzyjne (ang. <i>precision agriculture</i>)
BBCH	– fazy wzrostu roślin (ang. <i>plant growth phases</i>)
MTN	– masa tysiąca nasion (ang. <i>mass of thousand seeds</i>) (g)
K	– kombinacja kontrolna (ang. <i>control combination</i>)
a	– grubość nasion (ang. <i>seeds thickness</i>) (mm)
b	– szerokość nasion (ang. <i>seeds width</i>) (mm)
c	– długość nasion (ang. <i>length of seeds</i>) (mm)
Fn	– pole powierzchni nasion (ang. <i>surface area of the seeds</i>) (mm ²)
Vn	– objętość nasion (ang. <i>seeds volume</i>) (mm ³)
Km, Kw	– współczynniki kształtu nasion (ang. <i>seeds shape factors</i>)
α	– współczynnik kształtu nasion (ang. <i>seeds shape factor</i>)
Sn	– współczynnik kształtu nasion (ang. <i>seeds shape factor</i>)
F	– siła niszcząca (ang. <i>destructing force</i>) (N),
W	– praca siły niszczącej (ang. <i>destructing force work</i>) (mJ).
ss	– sucha substancja (ang. <i>dry matter</i>) (%)
TCA	– kwas trichlorooctowy (ang. <i>trichloroacetic acid</i>)
NDF	– włókno obojętne detergentowe (ang. <i>neutral detergent fiber</i>) (% ss)
ADF	– włókno kwaśno detergentowe (ang. <i>acid detergent fiber</i>) (% ss)
ADL	– ligniny (ang. <i>acid detergent lignin</i>) (% ss)
HCEL	– hemiceluloza (ang. <i>hemicellulose</i>) (% ss)
CEL	– celuloza (ang. <i>cellulose</i>) (% ss)
TE	– ekwiwalent Troloxu (ang. <i>Trolox equivalent</i>) (mg·g ⁻¹ suchej substancji).
W _{pp}	– wartość przyrostu plonu (ang. <i>value of yield increase</i>) (PLN·ha ⁻¹)
K _{sb}	– koszty stosowania biostymulatorów (ang. <i>costs of using biostimulants</i>) (PLN·ha ⁻¹)
O _{sb}	– opłacalność stosowania biostymulatorów (ang. <i>cost-effectiveness of using biostimulants</i>) (PLN·ha ⁻¹)
E _{sb}	– efektywność stosowania biostymulatorów (ang. <i>effectiveness of using biostimulants</i>)

1. WSTĘP

Stosowanie nawozów chemicznych jest niedrogą i skuteczną metodą dostarczania roślinom składników mineralnych (Chen, 2006). Jednak nawozy często są wypłukiwane z gleby (Daverede i in., 2004) lub mogą stać się niedostępne dla upraw poprzez chemiczną, fizyczną lub biologiczną transformację (Schachtman i in., 1998; Sanchez i in. 2001). Aby zrekomensować te procesy, wielu rolników uważa, że powinni stosować więcej nawozów chemicznych niż roślina faktycznie potrzebuje, a nieprzyswojone agrochemikalia są często uwalniane do środowiska, zanieczyszczając powietrze i wodę (Vance 2001). Ponadto produkcja przemysłowa nawozów chemicznych jest energochłonnym procesem, o którym wiadomo, że znacząco przyczynia się do globalnej emisji CO₂ i zmian klimatycznych (Vance, 2001). Zdaniem Mitran i in. (2018) nawozy chemiczne nadal będą odgrywać ważną rolę w intensywnym rolnictwie. Jednak wyczerpywanie zasobów naturalnych czynniki utraty różnorodności biologicznej, będą wymagały zbadania i wdrożenia alternatywnych strategii dokarmiania roślin, w celu zapewnienia bezpieczeństwa żywnościowego i ochrony przed degradacją środowiska.

W przeciwieństwie do wyżej wymienionej grupy agrochemikaliów, nawozy organiczne mają tę zaletę, że zawierają składniki odżywcze, które są pozyskiwane z ekosystemu rolniczego i wymagane jest dostarczenie niewielkiej ilości energii do ich przetworzenia. Ponadto mineralne składniki odżywcze, które są związane w materiałach organicznych, mogą być bardziej stabilne, a zatem mogą być zmywane lub uwalniane do atmosfery w wolniejszym tempie, ale jednocześnie zmniejszać się może ich dostępność dla roślin (Estavillo i in., 1994; King i Torbert, 2007). Jedną z metod, dzięki którym można przezwyciężyć te trudności, jest uprawa roślin o bardziej odpornych, na czynniki stresowe, systemach korzeniowych i wyższej wydajności pobierania składników odżywczych, co sprawi, że otrzymają one składniki odżywcze, kiedy ich potrzebują, pomimo ich niższej natychmiastowej dostępności. Alternatywnie, składniki odżywcze mogą stać się bardziej dostępne poprzez promowanie określonych typów drobnoustrojów glebowych (Vessey, 2003).

Biorąc pod uwagę powyższe problemy, wsparcie w uprawie roślin oraz ich nawożeniu, można osiągnąć przez wprowadzenie biostymulatorów, w formie aplikacji na nasiona, dolistnie lub do gleby, jako środka do stymulowania wzrostu (Pinton i in., 1999; Canellas i in., 2002; Vessey, 2003; Chen, 2006; Zandonad i in., 2007; Khan i in., 2009).

Termin "biostymulator" jest stosunkowo nowy, a jego wykorzystanie w środowisku naukowym wciąż jest niesprecyzowane (du Jardin, 2012). Du Jardin (2012) wprowadził szeroką definicję tych preparatów: "Biostymulatory roślin to substancje lub materiały, z wyjątkiem substancji odżywczych i pestycydów, które po zastosowaniu na rośliny, nasiona lub jako dodatek do substratów hodowlanych w określonych składach mogą modyfikować procesy fizjologiczne w roślinach, w sposób zapewniający potencjalne korzyści dla wzrostu, rozwoju lub reakcji na stres". Ta definicja obejmuje substancje, które pomagają roślinie przezwyciężyć stresy biotyczne lub abiotyczne. Jednak pokazuje, że biostymulatory różnią się od nawozów, ponieważ działają na metabolizm roślin, a stężenia składników odżywczych, w nich zawartych, są znikome. W ujęciu krajowym preparaty te klasyfikowane są nadal w grupie agrochemikaliów. W literaturze wymienia się cztery główne grupy biostymulatorów wpływających na wzrost i rozwój roślin: (1) substancje humusowe, (2) hydrolizaty białkowe i mieszaniny aminokwasów, (3) ekstrakty z wodorostów morskich i (4) mi-

krótkoorganizmy sprzyjające wzrostowi roślin (Du Jardin, 2015). W zależności od metod wytwarzania preparatów biostymulujących, jako produkty handlowe mogą mieć postać płynną bądź stałą.

Jednym z największych wyzwań dla rolnictwa jest rozwój zrównoważonych i przyjaznych dla środowiska systemów w celu zaspokojenia potrzeby żywienia rosnącej populacji świata. Wraz ze zmniejszaniem się arealu gruntów ornych, gdy zbliżamy się do granic potencjału genetycznego, jedynym z głównych celów stawianych przed rolnictwem jest opracowanie nowych metod (jednak nie na drodze manipulacji genetycznych), umożliwiających osiągnięcie zwiększenia plonów i ochronę tego, co produkujemy (FAO 2012; Carvalho i Vasconcelos, 2013; Bajželj i in., 2014). Równolegle priorytetem powinno być zmniejszenie zużycia energii i efektywniejsze wykorzystanie zasobów (Gregory i George, 2011), np. przez poprawną dystrybucję produktów rolno spożywczych w skali globalnej. Jednocześnie należy podnosić jakość upraw, szczególnie w niekorzystnych warunkach środowiskowych, co w konsekwencji oznacza uzyskiwanie wyższych dochodów dla rolników, ze względu na polepszenie nie tylko plonu i możliwości przechowywania zbiorów, ale także wytworzenie żywności o odpowiedniej jakości odżywczej (Eckardt i in., 2009). Jednym z najbardziej innowacyjnych i obiecujących rozwiązań dla tych ważnych wyzwań jest stosowanie biostymulatorów roślin.

Preparaty biostymulujące roślinę są na ogół zastrzeżonymi kompozycjami opartymi na ekstraktach z wodorostów, złożonych materiałach organicznych, związkach takich jak hormony roślinne, aminokwasy i kwasy humusowe. Sam rynek biostymulatorów szacowany był na 1 402,15 mln USD w 2014 r. i przewiduje się, że do 2019 r. osiągnie poziom 2.524,02 mln USD, przy rocznej stopie wzrostu wynoszącej 12,5%. Przewidywane czynniki tego wzrostu obejmują: rosnące znaczenie dla produktów ekologicznych w rolnictwie, wzrost zastosowania biostymulatorów w krajach rozwijających się oraz zwiększoną globalną obecność i akceptację tego rodzaju preparatów wśród klientów, ponieważ producenci opracowali już i nadal pracują nad szeregiem innowacyjnych produktów, w celu zaspokojenia określonych potrzeb upraw (Biostimulant Market 2014 www.marketsandmarkets.com).

Wszystkie żywe organizmy, w tym rośliny, mogą być często narażone na niekorzystne warunki środowiskowe. Różna intensywność i czas trwania negatywnego bodźca powodują stres, który wywołuje reakcję swoistą lub nieswoistą. Ta pierwsza zwykle pojawia się, gdy stresor działa na konkretne procesy metaboliczne czy rozwojowe, ta druga, gdy odpowiedzi na różne czynniki stresogenne są podobne. Rośliny ukorzenione nie mogą uciec przed szkodliwym środowiskiem, rozwinęły więc inne strategie obronne, w tym zdolność unikania stresu (m.in. bariery morfologiczne i biochemiczne zapobiegające lub opóźniające aktywność stresora w komórce, dostosowanie cyklu życia do pory roku) i / lub odporność na stres (np. alternatywne ścieżki umożliwiające funkcjonowanie komórki w warunkach stresowych, zapobieganie zmianom wywołanym stresem, tolerancję zmian lub szybkie mechanizmy naprawy uszkodzeń) (Koo, 2018). Naturalne strategie obronne roślin mogą być wspierane poprzez aplikację biostymulatorów, ponieważ produkty te mogą modyfikować konformację korzenia i zwiększać rozwój korzeni (Berlyn i Russo, 1990; Nardi i in., 2006; Petrozza i in., 2013a, 2013b).

Stymulatory wzrostu roślin są zwykle stosowane wraz z nawadnianiem lub jako dodatek do nawozów doglebowych, dolistnych, a także środków ochrony roślin. Można je również

dotawać do pożywek w uprawach hydroponicznych (Glińska i in., 2007; Posmyk i Szafrańska, 2016). Biostymulatory mogą działać bezpośrednio na fizjologię i metabolizm rośliny lub pośrednio poprzez modyfikację warunków środowiskowych (Nardi i in., 2009), między innymi dzięki korzystnemu oddziaływaniu na aktywność mikrobiologiczną gleby. Produkty te są zwykle stosowane jako dodatek do standardowych zabiegów nawożenia w celu poprawy wydajności stosowania składników odżywczych i jakości produktów (Heckman, 1994).

Moment zastosowania biostymulatorów jest bardzo ważny, należy je stosować na etapach rozwoju roślin, które są kluczowe dla przyszłej jakości i ilości plonu, np. profilaktycznie podczas sadzenia młodych sadzonek, kwitnienia i wykształcania owoców. Biostymulatory są również zalecane jako metoda interwencyjna do stosowania w przypadku warunków stresowych, np. przymrozków, suszy, gradu, silnego wiatru i chemicznego skażenia pestycydami. Można je zatem stosować zarówno przed spodziewanym stresem, w niesprzyjających warunkach, a także po stresie dla lepszego wzrostu roślin (Glińska i in., 2007). Biostymulatory mogą być aplikowane dogłębowo lub dolistnie, w zależności od ich składu i pożądanych rezultatów (Kunicki i in., 2010). Jednak wywierają działanie tylko wtedy, gdy przenikają do tkanki roślinnej. Ten aspekt należy wziąć pod uwagę w badaniach porównawczych, ponieważ różne gatunki mogą odmiennie reagować na określone biostymulatory (różna przepuszczalność tkanek roślinnych), co jest związane także z cechami fizyko-chemicznymi preparatów (Kolomaznik i in., 2012; Pecha i in., 2012). Niestety efekt działania biostymulatora może być inny nie tylko dla różnych gatunków, ale nawet i odmian. Dodatkowo zależy od czynników środowiskowych oraz od metody, dawki i czasu ich aplikacji stosowania (Kunicki i in., 2010). Ta zmienność efektów często uniemożliwia uogólnianie i wykorzystywanie odnotowywanych wyników u innych gatunków.

Oczywiste jest, że metody produkcji roślin uprawnych oparte wyłącznie na ulepszeniu techniki i technologii rolniczej (np. uprawa, nawożenie, nawadnianie itp.) są ograniczone, ponieważ nie pozwalają na pełne wykorzystanie potencjału biologicznego uprawianej odmiany. W obliczu trudnego zadania jakim jest zapobieganie szkodom, powodowanym przez czynniki abiotyczne i biotyczne w uprawach polowych, produkcja i ochrona roślin powinna opierać się równocześnie na stymulacji wzrostu i rozwoju roślin, przy jednoczesnej redukcji zagrożeń dla ludzi i środowiska, a także na zapewnianiu bezpiecznych produktów rolnych wysokiej jakości (oznacza to silne ograniczenie toksycznych pestycydów i herbicydów). Zastosowanie biostymulatorów wydaje się najlepszym sposobem na zaspokojenie pilnego zapotrzebowania na alternatywne metody organiczne oparte na nowych biologicznie aktywnych, przyjaznych dla środowiska i bezpiecznych substancjach.

Podczas, gdy wiedza na temat korzyści płynących ze stosowania biostymulatorów w uprawach roślin stale się poprawia, czego dowodem jest znaczny wzrost ilości artykułów badawczych poświęconych tym preparatom, niewiele uwagi poświęcono krytycznym naukowym rozważaniom, wymaganych do optymalnej ich aplikacji w celu opracowania najlepszych rozwiązań dla konkretnych potrzeb agronomicznych.

2. STAN WIEDZY

2.1. Metody aplikacji agrochemikaliów

Cechą współczesnego rolnictwa jest stosowanie w szerokim zakresie chemicznych środków produkcji (Zydlík, 2008). Agrochemikalia są preparatami i substancjami chemicznymi stosowanymi w rolnictwie. Chemikalia rolnicze stanowią bardzo szeroką grupę produktów, która w zależności od ich przeznaczenia obejmuje pestycydy, nawozy mineralne, regulatory wzrostu roślin. Wśród agrochemikaliów znajdują się również dodatki paszowe m.in. konserwanty, detoksykanty ziemiopłodów, koncentraty pasz, prefiksy, hormony, paszowe antybiotyki, probiotyki, kokcydiostatyki, antyoksydanty, preparaty enzymatyczne, syntetyczne aminokwasy, witaminy, substancje pigmentujące, dezodoranty paszowe i wiele innych (Borowski, 2010).

Stosowanie agrochemikaliów, a zwłaszcza środków ochrony roślin w sposób nieumiejętny i niezgodny z odpowiednimi zaleceniami może skutkować nie tylko brakiem spodziewanej ich skuteczności, ale przede wszystkim może stwarzać zagrożenie dla zdrowia ludzi, zwierząt i środowiska (Pruszyński, 2010). Stosowanie nawozów oraz środków ochrony roślin to podstawowe zabiegi agrotechniczne, których głównym celem jest zwiększenie efektywności pracy w rolnictwie. Skuteczność tych zabiegów uzależniona jest od wielu czynników. Przede wszystkim wpływ mają czynniki glebowo- klimatyczne i uprawowe, a także rodzaj stosowanych nawozów i prawidłowa technika i technologia przeprowadzenia zabiegów i poziom agrotechniczny gospodarstw (Cegliński, 1964; Merta-Staszczak i in., 2017).

Chemiczne środki ochrony roślin, stanowią grupę potocznie nazywaną pestycydami. Wśród nich znajdują się substancje naturalne bądź syntetyczne, wykorzystywane do zwalczania organizmów szkodliwych lub niepożądanych (Borowski, 2010). Uważane są one za jedno z najbardziej skutecznych środków produkcji rolniczej, których celem jest zapobieganie zagrożeniom plonowania roślin uprawnych lub utracie części zebranego już plonu (Banaszkiewicz, 2003; Piwowar, 2012). W ostatnich latach dokonał się znaczący postęp w produkcji chemicznych środków ochrony roślin. Obecnie stosowane w uprawach pestycydy zawierają substancje aktywne, które stanowią mniejsze zagrożenie dla zdrowia ludzi i zwierząt (Piwowar, 2012). Środki ochrony roślin, zgodnie z ustawą o ochronie roślin z dnia 18 grudnia 2003 r., są przeznaczone do:

- ochrony roślin, produktów roślinnych lub przedmiotów przed organizmami szkodliwymi lub zapobiegania występowaniu tych organizmów,
- wpływania na procesy życiowe roślin w inny sposób niż składnik pokarmowy, w tym regulator wzrostu,
- zabezpieczenia produktów roślinnych, jeżeli te substancje lub preparaty nie są objęte odrębnymi przepisami,
- niszczenia niepożądanych roślin,
- niszczenia części roślin lub hamowania, lub zapobiegania niepożądanemu wzrostowi roślin (Dz. U. z 2008 r. Nr 133, poz. 849).

Najczęściej stosowana klasyfikacja tych preparatów, to podział ich w zależności od kierunku zastosowania i sposobu działania oraz ze względu na ich strukturę chemiczną.

Podział środków ochrony roślin ze względu na kierunek ich zastosowania obejmuje herbicydy (środki przeciw szkodnikom roślinnym, chwastobójcze), fungicydy (środki grzybobójcze), zoocydy (środki do zwalczania szkodników zwierzęcych, np. myszy), regulatory wzrostu (środki stymulujące lub hamujące procesy życiowe roślin uprawnych), atraktanty (środki zwabiające), repelenty (środki odstrasżające) (<http://agrobiznespark.pl>).

Integrowana ochrona roślin przed chwastami oraz chorobami i szkodnikami zakłada dążenie do maksymalnego zmniejszenia potencjalnych zagrożeń z ich strony poprzez stosowanie metod agrotechnicznych, biologicznych i mechanicznych. Zakłada także, że uzupełnieniem tych metod mogą być metody chemiczne. Jednak wykorzystanie agrochemikaliów powinno odbywać się w oparciu o sygnalizację oraz prognozowanie, po uwzględnieniu aktualnego poziomu zagrożeń. Wszystkie zabiegi z wykorzystaniem agrochemikaliów powinny się odbywać zgodnie z zasadami dobrej praktyki rolniczej (DPR) oraz dobrej praktyki ochrony roślin (DOPR) (Anyszka, 2015). W Polsce dopuszczenie środków ochrony roślin do obrotu oraz stosowania jest regulowane Ustawą o środkach ochrony roślin z 2013 roku (Dz. U. poz. 455). Wprowadzenie tej ustawy związane było z wdrożeniem postanowień dyrektywy Parlamentu Europejskiego i Rady 2009/128/WE z 2009 roku i stanowi przepisy wykonawcze rozporządzenia nr 1107/2009 Parlamentu Europejskiego i Rady z 2009 roku.

Ochrona roślin przed chorobami, szkodnikami oraz chwastami jest jednym z najważniejszych elementów produkcji roślinnej. Jednak należy pamiętać, że korzystanie ze środków ochrony roślin jest metodą ostateczną, gdy wszystkie inne środki sugerowane w integrowanej ochronie roślin zawiodą (Pruszyński, 2010; Łuczyczna i in., 2013). Z punktu widzenia bezpieczeństwa, najtrudniejszym zabiegiem z wszystkich procesów produkcyjnych w rolnictwie, jest aplikowanie agrochemikaliów płynnych czyli opryskiwanie (Łuczyczna i in., 2013). Wielu badaczy wskazuje na potrzebę udoskonalania zarówno metod, jak i technik sygnalizacji, monitoringu, a także komputerowego wspomaganie decyzji (Nawrot i in., 2010).

Priorytety w zakresie wykorzystania agrochemikaliów w produkcji rolniczej od lat się nie zmieniają i zakładają przede wszystkim zapewnienie jak najwyższej jakości i wydajności zabiegów, przy jednoczesnej eliminacji zagrożeń dla środowiska, rolników wykonujących zabiegi oraz konsumentów żywności (Deike i in., 2008; Szewczyk, 2010a; Łuczyczna i in., 2013).

Stosowanie środków ochrony roślin i nawozów w rolnictwie przynosi szereg korzyści, od wzrostu plonów upraw rolnych i żyzności gleby, po kontrolę rozwoju patogenów, jak i szkodników oraz chwastów. Jednak w warunkach polowych, w których mamy do czynienia z wieloczynnikowym i dynamicznym układem zależności, niezwykle ważne jest uwzględnienie wielu czynników. Determinantami efektywności stosowania agrochemikaliów są przede wszystkim odpowiednia jakość zabiegu, forma, miejsce, czas i ilość aplikowanych chemikaliów rolniczych (Waszkiewicz i in., 2008; Hayes i Hansen, 2017; Majeed, 2018;).

2.1.1. Aplikacja agrochemikaliów płynnych

Z technicznego punktu widzenia, prawidłowa i skuteczna aplikacja płynnych agrochemikaliów związana jest z wyborem i przygotowaniem opryskiwaczy, ich kalibracją, przygotowaniem cieczy użytkowej, właściwym określeniem terminu zabiegu. Skuteczność

działania środków ochrony roślin oraz dolistnego dokarmiania wynika także z odpowiedniego przeprowadzenia opryskiwania, w sposób umożliwiający precyzyjną aplikację cieczy użytkowej na wszystkie traktowane rośliny (Pruszyński, 2010).

Zdaniem Sztuder i Kaus (2007) istnieje już możliwość produkcji nawozów nowej generacji, które charakteryzują się większą efektywnością, kontrolowanym działaniem, a także zmniejszonym do minimum negatywnym wpływem na środowisko. Do tego typu nawozów należą płynne nawozy azotowe, które mogą być aplikowane dolistnie (roztwór mocznika) oraz doglebowo (RSM). Ostatnio dużym zainteresowaniem wśród rolników cieszą się również wieloskładnikowe nawozy zawieszinowe typu NPK (Górecki, 2002; Sztuder i Kaus, 2007). Z wielu prac badawczych wynika, iż efektywność ekonomiczna aplikacji płynnej formy nawozów w wielu przypadkach przewyższa stosowanie nawozów mineralnych w formie stałej. W związku z powyższym aplikacja płynnych nawozów w produkcji rolniczej jest obecnie szeroko rozwijanym kierunkiem, ze względu na kryteria ekonomiczne oraz agroekologiczne. Systemy płynnego nawożenia roślin zyskały na znaczeniu dlatego, iż mogą zapewnić bardziej równomierne rozmieszczenie składników na powierzchni pola. Dodatkowo zapewniają bardziej precyzyjne dozowanie składników odżywczych także w okresie wzrostu i rozwoju roślin (dokarmianie roślin). Nie bez znaczenia jest również aspekt ekologiczny, ponieważ płynne nawożenie prowadzi do zmniejszonego przechodzenia składników nawozów do wód gruntowych, co jest efektem lepszego ich wykorzystania przez rośliny. W przypadku takich form nawozów istnieje również możliwość nawożenia pod powierzchnią gleby, co z kolei zmniejsza straty przede wszystkim związków azotowych, co w konsekwencji ma korzystny wpływ na środowisko. W przypadku aplikacji nawozów płynnych istnieje także większa możliwość doboru składu agrochemikaliów w zależności od potrzeb pokarmowych konkretnych roślin uprawnych. Wśród zalet stosowania nawozów w formie płynnej należy także nadmienić, te związane z pełną mechanizacją prac transportowo-przeładunkowych oraz ze zmniejszeniem strat w zakresie magazynowania, transportu oraz aplikacji.

Zdaniem Sztuder i Kaus (2007) i Góreckiego (2002) w najbliższej perspektywie w naszym kraju będzie następował znaczny wzrost wykorzystania w rolnictwie nawozów płynnych, co jest spowodowane przede wszystkim sukcesywnym wzrostem liczby gospodarstw o dużym areale, dysponującym specjalistycznym sprzętem do ich aplikacji. Nie bez znaczenia w tym aspekcie jest fakt, iż ma to związek również z wymogami Unii Europejskiej w zakresie ochrony środowiska (Czuba, 2000; Kamiński i Roszkowski, 2001; Górecki, 2002). Dodatkowo prowadzone badania wykazują, iż formy stosowanego nawożenia oraz metody jego aplikacji są czynnikami różnicującymi zarówno wartość produkcji, jak i koszty bezpośrednie (Sztuder i Kaus, 2007).

Kwestia zapewniania bezpieczeństwa i efektywności użytkowania środków ochrony roślin związana jest ze sprzętem i metodami aplikacji tych agrochemikaliów w gospodarstwach rolnych. W praktyce rolniczej zabiegi chemicznej ochrony roślin wykonywane są głównie przy zastosowaniu opryskiwaczy polowych zawieszanych, przyczepianych lub samojezdnych (Piwowar, 2012). Na uwagę zasługuje fakt, iż opryskiwacze są jedynymi maszynami rolniczymi, które zgodnie z przepisami prawnymi, podlegają obowiązkowym badaniom atestacyjnym (Czerwińska, 2006, Godyń i in., 2011). Nowoczesna ochrona roślin związana jest z coraz wyższymi wymaganiami stawianymi przede wszystkim zarówno precyzyjnej, jak i przyjaznej środowisku, technice aplikacji płynnych agrochemikaliów. Nie

byłoby to możliwe bez postępu w konstrukcji opryskiwaczy polowych, dzięki któremu możliwe staje się zapewnienie maksymalnej efektywności i precyzji aplikacji pestycydów. Nie osiągnięto by tego bez poprawy stabilizacji poprzecznej i podłużnej belki polowej czy opracowania metod zapewniania stałego stężenia cieczy (Wachowiak i Kierzek, 2007). W ostatnich latach coraz szersze zastosowanie mają opryskiwacze wyposażone w systemy precyzyjnej aplikacji środków ochrony roślin (również nawozów płynnych), a także opryskiwacze z dodatkowym, pomocniczym strumieniem powietrza (Wachowiak i Kierzek, 2007).

W uprawach roślin rolniczych i warzyw niezwykle ważny element stanowi dobór technik aplikacji agrochemikaliów płynnych. Efektywność zabiegów zależy bowiem nie tylko od zastosowanego środka i terminu wykonania, ale także od sprawności aparatury do opryskiwania i precyzji wykonania samego zabiegu. W przypadku stosowania agrochemikaliów w formie oprysków najważniejszym czynnikiem wpływającym na jego skuteczność jest uzyskanie równomierności pokrycia powierzchni roślin cieczą użytkową (Parafiniuk i in., 2009; Parafiniuk, 2013). Niestety w przypadku środków ochrony roślin stosowanych w formie dolistnej bardzo często mamy do czynienia z sytuacją, gdy tylko około 3% takiego preparatu pokrywa powierzchnię rośliny (Anyszka, 2015).

Niezwykle istotne są warunki przeprowadzenia oprysku roślin. Środki ochrony roślin są dedykowane do nanoszenia tylko na obiekty będące celem zabiegu, dlatego występujące w praktyce zjawisko znoszenia cieczy użytkowej jest postrzegane jako niezwykle niekorzystne działanie w wymiarze zarówno ekologicznym, jak i ekonomicznym (Hołownicki i in., 2013). Jest ono definiowane jako ilość środka ochrony roślin, która jest przemieszczana poza obszar będący celem zabiegu poprzez działanie ruchu powietrza podczas stosowania środka ochrony roślin (ISO 2005). Znoszenie cieczy użytkowej w trakcie wietrznej pogody prowadzi nie tylko do zmniejszonej ochrony traktowanych roślin, ale może również doprowadzić do jej znoszenia na sąsiednie plantacje, co w konsekwencji prowadzić może do zniszczenia lub uszkodzenia innych roślin uprawnych. Zdaniem Hołownickiego i in. (2013) wielkość i zasięg znoszenia agrochemikaliów płynnych są uzależnione nie tylko od warunków atmosferycznych, ale również od dwóch grup czynników technicznych, związanych przede wszystkim z parametrami zabiegu opryskiwania. Na efektywność opryskiwania i zjawisko znoszenia wpływają czynniki atmosferyczne takie jak prędkość i kierunek wiatru a także wilgotność i temperatura powietrza (Hołownicki i in., 2013). Według Szewczyka (2010a) na rozpyloną strugę cieczy roboczej działać może strumień powietrza, który jest efektem wiatru atmosferycznego, wiatru pozornego (zależny od ruchu opryskiwacza) lub też wiatru względnego (wynik prędkości dwóch wcześniej wymienionych ruchów powietrza). Jednak ruch powietrza, towarzyszący procesowi aplikacji agrochemikaliów, należy do zasadniczych czynników zakłócających jego efektywność (Zhu i in., 2002).

Zaleca się, aby aplikację agrochemikaliów płynnych przeprowadzać w warunkach, które będą sprzyjały jak najwyższej skuteczności stosowanych środków ochrony roślin. Optymalna temperatura do przeprowadzenia opryskiwania wynosi do 20°C, a wilgotność względna powietrza powinna przekraczać 50% (Anyszka, 2015), jednak te wartości zależą od rodzaju środków ochrony roślin (fungi-, insekty-, herbicydy) oraz zawartej w nich substancji czynnej. W praktyce rolniczej najgorszą porą na przeprowadzenie zabiegu opryskiwania chemikaliami rolniczymi jest słoneczna i bezwietrzna pogoda, przy panujących jednocześnie wysokich temperaturach i niskiej wilgotności powietrza (Hołownicki i in., 2013).

W celu zapobiegania znoszeniu cieczy użytkowej zaleca się, aby w opryskiwaczach stosować rozpylacze przeciwnoznoszeniowe tzw. antydryftowe. Zdaniem Godynia i in. (2010) skuteczność i jakość zabiegu opryskiwania uzależnione są od wykorzystanych rozpylaczy. W przypadku aplikacji fungicydów oraz zoocydów możliwe jest zastosowanie rozpylaczy wirowych. Natomiast herbicydy nanoszone są za pomocą opryskiwaczy ze standardowymi belkami polowymi z rozpylaczami płaskostrumieniowymi. Stosowanie chemikaliów rolniczych musi się odbywać w tzw. bezpiecznych warunkach. Na przeprowadzane zabiegi wpływ ma również stan uprawianych roślin. Aplikacja środków ochrony roślin powinna być stosowana na suche rośliny, które są w dobrej kondycji. Dodatkowo rośliny muszą być bez objawów uszkodzeń czy działania czynników stresu takich jak niekorzystne warunki atmosferyczne (Anyszka, 2015).

Niezwykle ważne w aplikacji agrochemikaliów jest wykonywanie zabiegów środkami ochrony roślin za pomocą odpowiedniego opryskiwacza, przy właściwym ustawieniu parametrów jego pracy, co w konsekwencji pozwoli na zmniejszenie zjawiska znoszenia (Parafiniuk i Sawa, 2006; Ślaska-Grzywna i in., 2009; Parafiniuk i in., 2009; Hołownicki i in., 2013; Anyszka, 2015). Zdaniem Hołownickiego (2006) i Szewczyka (2009) najmniejsze przemieszczanie kropeł rozpylonej cieczy obserwuje się w przypadku, gdy rozpylona struga opadnie w największej ilości na powierzchnię, znajdującą się pod rozpylaczem. Gwarancją skuteczności zabiegu opryskiwania jest także odpowiednia wielkość kropli cieczy roboczej. W uprawie fasoli najlepsze pokrycie traktowanych agrochemikaliami płynnymi, powierzchni roślin, uzyskuje się przy wytwarzaniu drobnych kropeł cieczy roboczej. Dodatkowo zaleca się stosowanie opryskiwaczy z tzw. pomocniczym strumieniem powietrza (PSP). Dzięki temu możliwe jest zapobieganie znoszeniu cieczy, a tym samym zmniejszona zostaje ilość zużywanej cieczy roboczej (Parafiniuk i Sawa, 2006; Anyszka, 2015; Parafiniuk i in., 2009). Zdaniem Hołownickiego i in. (2013) badania techniki PSP dowiodły, iż istnieje możliwość obniżenia dawki środka ochrony roślin nawet o 20% w porównaniu do tradycyjnej techniki opryskiwania. Wykorzystanie opryskiwaczy z PSP pozwala również na aplikację płynnych agrochemikaliów przy wietrze, którego prędkość dochodzi nawet do 8 m/s (Anyszka, 2015). Zastosowanie opryskiwaczy z pomocniczym strumieniem powietrza pozwala na obniżenie kosztów wykonywanych zabiegów, ze względu nie tylko na zredukowanie ilości aplikowanych agrochemikaliów, ale również z powodu zwiększonej wydajności procesu. Wykazano bowiem, iż zastosowanie techniki PSP daje możliwość wykonywania zabiegów z większymi prędkościami roboczymi, przy zachowaniu lepszej ich terminowości (Parafiniuk i in., 2009; Hołownicki i in., 2013).

Jednak prawidłowe stosowanie środków ochrony roślin wymaga prawidłowego ustalenia parametrów opryskiwania w czasie regulacji. Kalibracja opryskiwacza umożliwia bowiem ustalenie takich parametrów pracy, które zapewnią równomierne pokrycie powierzchni roślin lub gleby cieczą roboczą (Anyszka, 2015). Szereg czynników determinuje efektywność zabiegu i proces znoszenia agrochemikaliów płynnych. Wśród najważniejszych wymienia się czynniki atmosferyczne, a także parametry robocze i technikę opryskiwania. Niestety operator opryskiwacza nie ma wpływu na warunki atmosferyczne, a w praktyce rolniczej nie zawsze możliwe jest wydłużone oczekiwanie na odpowiednią dla zabiegu pogodę. Ważniejszym aspektem w tej sytuacji jest przestrzeganie terminowości zabiegów, a tym samym zapewnienie biologicznej skuteczności ochrony. W takich właśnie przypadkach możliwości działań mogą zapewnić techniki ograniczające znoszenie (TOZ).

Technika ta umożliwia redukcję procesu znoszenia poprzez wykorzystanie takich rozwiązań jak np. dobór typu, wielkości i ciśnienia rozpylacza, wykorzystanie techniki pomocniczego strumienia powietrza w opryskiwaczach oraz dobór i modyfikacja parametrów pracy opryskiwacza (Hołownicki i in., 2013). Zdaniem Hołownickiego i in. (2011) możliwe jest wykorzystanie kombinacji prezentowanych rozwiązań. Techniki ograniczające znoszenie poprzez zwiększanie wielkości kropeł cieczy użytkowej, osłanianie strefy zabiegu opryskiwania, a także przez przeciwdziałanie negatywnemu wpływowi warunków atmosferycznych mogą skutecznie zwiększać efektywność zabiegu. I tak zwiększanie wielkości kropeł cieczy użytkowej uzyskuje się obecnie poprzez zastosowanie rozpylaczy niskoznoszeniowych, wyposażonych w dodatkową kalibrowaną „kryzę” obniżającą ciśnienie cieczy docierającej do dyszy wylotowej lub bardziej popularnych rozpylaczy eżektorowych, wykorzystujących efekt Venturiego. Szacuje się, że w ostatnich latach rozpylacze eżektorowe niemal wyparły w użyciu rozpylacze niskoznoszeniowe. Przyczyną może być fakt ich bardzo dużej skuteczności. Badania potwierdziły bowiem, iż ich wykorzystanie w uprawach płaskich ogranicza efekt znoszenia od 50 do nawet 90%. Nieco rzadziej, jednak do bardziej specjalistycznych zastosowań wykorzystywane są rozpylacze dwustrumieniowe, niezwykle przydatne w ochronie przed chorobami roślin, wymagających precyzyjnego pokrycia trudnodostępnych organów (Hołownicki i in., 2013). W związku z tym, iż coraz powszechniej w uprawach stają się tzw. strefy ochronne w formie oddzielającego pasa izolacyjnego, coraz powszechniej w ochronie upraw stosuje się rozpylacze krańcowe (Hołownicki i in., 2011). Ich wykorzystanie w zabiegach opryskiwania umożliwia wyraźne oddzielenie opryskiwanej powierzchni od pasów ochronnych. W niektórych krajach Unii Europejskiej ich używanie jest już obowiązkowe. Wśród rozpylaczy, umożliwiających ograniczenia znoszenia agrochemikaliów płynnych występują również rozpylacze ciśnieniowo – pneumatyczne. Jednak w praktyce wykorzystywane są w niewielkim stopniu i zakresie ze względu na stosunkowo kosztowne wyposażenie układu rozpylającego w sprężarkę o dużej wydajności oraz układ chłodzenia powietrza (Hołownicki i in., 2013). Zdaniem Łuczyckiej i in. (2014) ze względu na szeroki asortyment rozpylaczy, rolnicy mogą mieć problem z wyborem odpowiedniego ich typu oraz rozmiaru, które warunkują przecież efektywność zabiegu. Wymienieni badacze podkreślają, że w takiej sytuacji ułatwieniem stają się prowadzone analizy jakości pracy dostępnych na rynku rozpylaczy. Jednak zarówno z punktu widzenia praktycznego, jak i naukowego mamy do czynienia z problemem wyboru właściwego kryterium oceny jakości opryskiwania. W literaturze wskazuje się, że ze względu na najmniej skomplikowaną procedurę oceny jakości pracy rozpylaczy (podczas atestacji opryskiwacza), prawidłowość działania sprzętu można oceniać za pomocą wskaźnika poprzecznej nierównomierności rozkładu cieczy opryskowej/opadu cieczy opryskowej (Łuczycka i in., 2014; Szewczyk, 2010b). Bardziej skomplikowaną i zaawansowaną metodą oceny pracy rozpylaczy jest ocena stopnia pokrycia opryskiwanych obiektów (Szewczyk i in., 2012; Kierzek i Wachowiak, 2009).

Jednak jak podkreśla wielu badaczy efektywność stosowania agrochemikaliów, zależy w głównej mierze od techniki ich aplikacji (Douzals, 2012; Świechowski i in., 2014; Dereń i in., 2018). Niestety etykiety wielu środków ochrony roślin zawierają niewiele informacji, związanych z metodami ich aplikacji. Dodatkowo nie są umieszczane pełne i wyczerpujące informacje zarówno techniczne, czy też użytkowe dotyczące rozpylaczy. Może być to zatem przyczyną niebezpiecznego w skutkach, niewłaściwego stosowania środków ochrony

roślin. Tymczasem rozwiązaniem mogłaby być pomoc informacyjna, która pozwoliłaby na profesjonalny dobór parametrów rozpylania cieczy (wytworzenie największej objętości cieczy użytkowej w postaci najbardziej pożądanых frakcji rozpylonych kropel) (Czaczyk, 2013). Dodatkowo należy podkreślić, iż wysokie kwalifikacje i świadomość rolników, w połączeniu z wykorzystaniem nowoczesnego sprzętu pozwolą na stosowanie niższych dawek cieczy roboczej bez ryzyka niepowodzenia przeprowadzanego zabiegu (Łuczyska i in., 2014).

Zdaniem Hołownickiego (2014) rozwój współczesnej techniki opryskiwania roślin jest ukierunkowany na problemy związane z ograniczeniem znoszenia i strat cieczy użytkowej, zwiększeniem precyzji aplikacji agrochemikaliów, podniesieniem wartości i cech użytkowych opryskiwaczy a także z unieszkodliwianiem pozostałości środków ochrony roślin. Obecnie techniki przyjaznej dla środowiska oraz skutecznej ochrony roślin opierają się na koncepcji Rolnictwa Precyzyjnego (RP). Jak dotąd praktyczne zastosowanie zasad RP w ochronie roślin znajdują się w początkowej fazie rozwoju, jednak mają już ogromny potencjał innowacyjny, co może wkrótce doprowadzić do przełomu w technice opryskiwania. Na przestrzeni ostatnich lat można zaobserwować już w wielu pracach badawczych, w których podkreśla się możliwość zastąpienia tradycyjnych opryskiwaczy poprzez wykorzystanie robotów, umożliwiających aplikację mikrodawek cieczy roboczej na pojedyncze rośliny. Jednak w technice ochrony roślin zakłada się, iż to człowiek stanowił będzie nadal jej najważniejsze ogniwo. Dlatego też poza działaniami na rzecz unowocześniania i modernizacji sprzętu do opryskiwania, niezwykle ważne stają się inicjatywy i działania związane z podnoszeniem świadomości i kwalifikacji rolników (Hołownicki, 2014).

2.1.2. Aplikacja agrochemikaliów stałych

Grupa agrochemikaliów stałych obejmuje nawozy mineralne (nieorganiczne), które otrzymywane są w wyniku przemian chemicznych lub też przerobu surowców mineralnych. Wśród nawozów nieorganicznych wyróżnia się nawozy azotowe, fosforowe, potasowe oraz wieloskładnikowe. Celem aplikacji tej grupy agrochemikaliów jest dostarczenie składników mineralnych, niezbędnych dla prawidłowego wzrostu roślin, a w konsekwencji zwiększenie poziomu plonów (poprzez zmianę składu chemicznego roślin) i zmianę w zasobności gleby (Urban, 2014; Merta-Staszczak i in., 2017).

Najważniejszą grupę nawozów mineralnych stanowią agrochemikalia zawierające w swym składzie azot. Należą do nich nawozy saletrzone, saletrzano-amonowe, amonowe oraz amidowe (Urban, 2014; Merta-Staszczak i in., 2017). Drugą grupę stanowią nawozy fosforowe, wśród których występują superfosfaty (trudno rozpuszczalne w wodzie, o wolnym działaniu) oraz fosforany m.in. amonu, mocznika i monopotasowy (łatwo rozpuszczalne w wodzie, szybko działające). Nawozy fosforowe dzielą się również ze względu na formę aplikacji i tak wyróżnia się nawozy doglebowe (tzw. posypowe) oraz dolistne. Jednak podkreślić należy, że fosforany, ze względu na swoją rozpuszczalność w wodzie można stosować w obu wymienionych metodach aplikacji. Natomiast superfosfaty, stosowane są wyłącznie doglebowo.

Kolejną grupę nawozów mineralnych stanowią nawozy potasowe. Do grupy tej należą nawozy zawierające chlorek potasu oraz siarczan potasu (saletra potasowa). Ten rodzaj

agrochemikaliów może być również aplikowany dwójako tzn. dolistnie oraz doglebowo, w zależności od fazy rozwojowej rośliny a także od innych zabiegów agrotechnicznych.

Do ostatniej grupy nawozów mineralnych zalicza się preparaty nawozowe wieloskładnikowe, które zawierają co najmniej dwa z trzech podstawowych składników odżywczych roślin. Preparaty te mogą występować w formie granulowanej lub płynnej. Nawozy wieloskładnikowe granulowane aplikowane są doglebowo. Natomiast płynna forma tych agrochemikaliów może być aplikowana bezpośrednio na rośliny w postaci oprysku lub jako podlewanie.

Współczesny przemysł chemiczny bez względu na rodzaj nawozów mineralnych ma do zaoferowania różnorodne formy nawozów, rozpoczynając od mineralnych w formie stałej (krystaliczne, pyliste, granulowane), po postać płynną (Merta-Staszczak i in., 2017; Urban, 2014). Jednak nadal dość powszechne jest przekonanie, że korzystniejsze jest aplikowanie składników pokarmowych w formie nawozów stałych. Obecnie na przestrzeni ostatnich lat nastąpiła zmiana w postrzeganiu tej metody dokarmiania roślin, a szereg korzyści przemawia za stosowaniem nawozów płynnych. W przypadku nawozów mineralnych odnotowuje się w warunkach polowych problemy związane z równomiernością rozłożenia nawozu. Jedną z metod radzenia sobie z tą sytuacją jest nawożenie systemem ścieżek przejazdowych, dzięki któremu odnotowuje się bardziej dokładny wysiew nawozu, a w konsekwencji zmniejszenie strat w plonie wywołanych zniszczeniem roślin. Dodatkowo system ten wspomaga ograniczenie strat zarówno nawozów, jaki i oprysków oraz zwiększa wydajność prowadzonych zabiegów agrotechnicznych. Jednak nadal w przypadku nawozów mineralnych jakość siewu jest warunkowana właściwościami fizycznymi tych agrochemikaliów, które są szczególnie ważne w przypadku pracy rozsiewaczy z tarczowym zespołem rozsiewającym (Waszkiewicz i in., 2008).

Dodatkowo na przestrzeni ostatnich lat, ze względu na wysokie wymagania agrotechniczne stawiane maszynom do wysiewu nawozów mineralnych, obserwuje się poszerzenie asortymentu siewników i rozsiewaczy nawozowych. Chociaż jeśli chodzi o siewniki są one już stosowane na niewielką skalę, co jest podyktowane ich małą wydajnością. Większe wykorzystanie obserwuje się w przypadku siewników kombinowanych, które umożliwiają jednoczesny wysiew nasion i nawozów mineralnych. Jednak generalnie podstawowymi maszynami do wysiewu dawki podstawowej, jak również do dokarmiania pogłównego roślin są rozsiewacze nawozowe. Biorąc pod uwagę ich konstrukcje stosuje się podział na jednotarczowe, dwutarczowe oraz pneumatyczne (Kamiński, 2013). Aplikacja nawozów mineralnych jest prowadzona różnymi środkami technicznymi, co wynika przede wszystkim z formy nawozów (głównie cech fizyko-mechanicznych), a także możliwości finansowych gospodarstw (cena zakupu maszyn). Chociaż zdaniem Przystupy (2013) oraz Przywary i Nowaka (2009) analiza obecnego wyposażenia rolnictwa w maszyny do nawożenia mineralnego, pokazuje iż w ofercie europejskich producentów przeważają rozsiewacze odśrodkowe. Według Dreszera i in. (2015) oraz Nowaka i in. (2013) aktualnie badania i prace konstrukcyjne są skierowane na doskonalenie i uniwersalizację maszyn do nawożenia (zwiększenie zastosowań i liczby mechanizowanych funkcji) oraz na łączenie funkcji maszyn (jedna maszyna wykorzystywana jest do nawożenia i siewu). Jednak właściwa praca rozsiewaczy jest determinowana cechami aplikowanych nawozów takimi jak sypkość nawozu, która gwarantuje łatwe i ciągle doprowadzanie materiału do elementu roboczego, a także odporność na tworzenie sklepień lub zmiany stanu mechanicznego

nawozu mineralnego, co mogłoby doprowadzić do przerwania procesu wysiewu. W przypadku rozsiewaczy nawozów mineralnych mamy do czynienia z szeregiem wymagań agrotechnicznych. Po pierwsze od maszyn tych wymaga się, aby zapewniały możliwość regulacji dawki wysiewu, i to bez względu na zawartość nawozu w skrzyni rozsiewacza oraz wstrząsów i nachyleń maszyny w trakcie pracy. Dodatkowo niezwykle ważne jest zapewnienie równomierności podłużnej i poprzecznej wysiewu nawozów, a zespoły robocze tych maszyn nie powinny powodować rozdrabniania granul nawozu w trakcie jego aplikacji. Równie istotnym zagadnieniem jest zapewnienie takiej budowy maszyny rozsiewającej, która byłaby w maksymalnym stopniu odporna na korozję. Z punktu widzenia praktyki rolniczej istotne jest również zapewnienie odpowiedniej wydajności rozsiewaczy, co uzyskuje się poprzez dużą szerokość roboczą, przy jednoczesnej możliwości pracy ze znaczną prędkością (Kuczewski i Waszkiewicz, 2007).

2.2. Biostymulatory w uprawie roślin rolniczych

Działalność badawcza w zakresie systemów rolnictwa od lat ukierunkowana jest na zwiększanie wielkości i jakości plonów, jednak bardzo często bez uwzględnienia racjonalnego wykorzystania posiadanych zasobów. Wszystko to sprawia, że w zarządzaniu uprawami zwraca się coraz większą uwagę na obniżenie kosztów produkcji poprzez obniżenie nakładów (Bulgari i in., 2015). Uprawa roślin wymaga zwykle zastosowania nawozów i pestycydów. Jednak nie zawsze jest prawdą, że wysoka dostępność składników odżywczych będzie odpowiadała wyższej jakości produktów (Liebman i Davis, 2000). Ze względu na fakt, iż w praktyce rolniczej trudno jest zapewnić skuteczną ochronę roślin przed czynnikami biotycznymi, a zwłaszcza abiotycznymi, zaleca się stosowanie syntetycznych lub naturalnych biostymulatorów, których celem jest poprawa biochemicznych, morfologicznych i fizjologicznych procesów zachodzących w roślinie uprawnej (Basak, 2008; Paradiković i in., 2011). Biostymulatory wpływają na procesy metaboliczne zachodzące w roślinie pobudzając syntezę lub zwiększając aktywność fitohormonów, stymulując wzrost systemu korzeniowego oraz poprawiając pobieranie, translokację i wykorzystanie składników pokarmowych, co determinuje wielkość i jakość uzyskiwanego plonu (m.in. wybarwienie i skład chemiczny płodów rolnych). Poprawa odporności roślin na czynniki stresowe w wyniku stosowania biostymulatorów prawdopodobnie spowodowana jest zmianami w aktywności enzymatycznej i zwiększoną syntezą związków antyoksydacyjnych (Basak, 2008; Calvo i in., 2014).

Obecnie w Polsce brak jest prawnie obowiązującej definicji biostymulatora, jednakże w obrocie handlowym występują preparaty o właściwościach biostymulujących przeznaczone dla upraw rolniczych i ogrodniczych. Wprowadzane są one do obrotu na podstawie różnych form rejestracji np. jako środki ochrony roślin w grupie regulatory wzrostu i rozwoju roślin czy też nawozy w grupie środków wspomagających uprawę roślin (Matyjaszczyk, 2015). Wprowadzenie dodatkowego zabiegu agrotechnicznego, opartego na stosowaniu biostymulatorów, mającego na celu zminimalizowanie wpływu niekorzystnych czynników na wzrost, rozwój i plonowanie roślin, może wydawać się korzystne. Biostymulatory zyskują coraz większe zainteresowanie w zrównoważonym rolnictwie, ponieważ ich zastosowanie nie tylko zwiększa efektywność wykorzystania składników odżywczych,

stymulując rozwój roślin, ale również umożliwia zmniejszenie zużycia nawozów (Kunicki i in., 2010; Ziosi i in., 2013).

Biostymulatory mogą być pochodzenia naturalnego lub syntetycznego i zawierać związki organiczne i nieorganiczne. Biostymulatory naturalne mogą być oparte na wolnych aminokwasach, związkach humusowych, wyciągach z owoców lub alg morskich, chitynie, chitozanie czy efektywnych mikroorganizmach. Związki te nie są szkodliwe dla środowiska i konsumentów, ponieważ występują w komórkach roślin i biorą udział w licznych procesach fizjologicznych i biochemicznych (Czeczko i Mikos-Bielak, 2004; Maciejewski i in., 2007; Gawrońska i in., 2008; Matysiak i in., 2011). Natomiast w grupie syntetycznych biostymulatorów są preparaty zawierające regulatory wzrostu, związki fenolowe, sole nieorganiczne oraz składniki pokarmowe (Al, Co, Na, Se, Ti i Si) (Calvo i in., 2014; Przybysz i in., 2014; du Jardin 2015).

Najczęściej wykorzystywane biostymulatory oparte są o substancje humusowe, witaminy, aminokwasy, ekstrakty z alg morskich (Berlyn i Russo, 1990; Hamza i Suggars, 2001; Kauffman i in., 2007). Wiele badań nad ekstraktami z wodorostów wskazuje, że mogą one zwiększać wzrost roślin, aktywność fotosyntezy i odporność na grzyby, bakterie i wirusy, a także tolerancję na przymrozki, suszę i zasolenie, poprawiając plon i produktywność wielu upraw (Norrie i Keathley, 2006; Gajc-Wolska i in., 2012; Sharma i in., 2014). Wodorosty stosowane do produkcji biostymulatorów zawierają cytokininy i auksyny lub inne substancje podobne do hormonów (Hamza i Suggars, 2001). Z prawnego punktu widzenia biostymulatory mogą zawierać śladowe ilości naturalnych hormonów roślinnych, ale ich biologicznego działania nie należy im przypisywać. Kwasy humusowe występują naturalnie w polimerycznych związkach organicznych i powstają w wyniku rozpadu materiałów organicznych. Można je znaleźć w glebie, torfie i ligninach (Sharif i in., 2002). Mogą stymulować wzrost roślin poprzez poprawę wychwytu składników odżywczych (Baldotto i Baldotto, 2013). Również po zastosowaniu biostymulatorów opartych na hydrolizatach białek i wolnych aminokwasach obserwowano stymulację wzrostu roślin i zwiększoną tolerancję na stresy. Wyniki badań pokazują, że pozytywne efekty na wzrost i rozwój roślin mogą być wynikiem odżywczego efektu dodatkowego źródła azotu (Ertani i in., 2013a). W tych badaniach implikuje się założenie, że rośliny mogą łatwo pobierać aminokwasy i peptydy zawarte w biostymulatorach. W literaturze istnieją doniesienia, na temat tego, iż hydrolizaty białkowe i aminokwasy, mogą indukować reakcje obronne roślin, poprzez zwiększenie tolerancji roślin na różnorodne stresy abiotyczne, w tym zasolenie, suszę i temperaturę (Ashraf i Foolad, 2007; Kauffman i in., 2007; Chen i Murata, 2008; Apone i in., 2010; Ertani i in., 2013b).

Wiele substancji czynnych w biostymulatorach może występować w bardzo niskich stężeniach, czasami poniżej poziomów wykrywalnych powszechnie dostępnymi technologiami, ale mimo to mogą zapewniać odpowiednie efekty biologiczne. Skład biostymulatorów jest częściowo nieznany. Ponadto izolowanie i badanie pojedynczego składnika obecnego w konkretnym biostymulatorze może dawać niewiarygodne wyniki, ponieważ wpływ na rośliny jest często spowodowany synergicznym działaniem różnych związków. Dlatego też biostymulatory powinny być klasyfikowane na podstawie ich działania w roślinach lub na fizjologicznych odpowiedziach roślinnych, a nie na ich składzie. Mechanizmy aktywowane przez biostymulatory są trudne do zidentyfikowania i wciąż są przedmiotem badań (Ertani i in., 2013a; Guinan i in., 2013).

Wykaz substancji aktywnych środków ochrony roślin dopuszczonych do stosowania w Unii Europejskiej ulega częstym zmianom w kierunku zmniejszania ich ogólnej liczby. Tak więc ochrona roślin przed chorobami i szkodnikami dysponuje ograniczoną liczbą preparatów. W tej sytuacji najtańszą i najskuteczniejszą metodą ochrony roślin uprawnych staje się podwyższenie ich odporności, bądź tolerancji na stresy powodowane różnymi czynnikami abiotycznymi i biotycznymi, poprzez stosowanie substancji pochodzenia naturalnego. Jednak, aby zwiększyć efektywność działania biostymulatora należy sposób jego aplikacji dostosować do rodzaju uprawy, wymagań agrotechnicznych rośliny, czy gatunku agrofaga - w przypadku preparatów stosowanych w celach ochronnych (Szparaga i in., 2018).

Jednak pomimo ogromnej liczby opracowań naukowych dotyczących biostymulatorów, niewiele jest informacji o wpływie zabiegów przy ich użyciu na cechy mechaniczne czy wartość odżywczą i potencjał prozdrowotny produktów roślinnych (Kocira i in., 2017; Michalak i in., 2017; Kocira i in., 2018a). W wielu pracach badawczych podkreśla się przydatność tych preparatów w uprawie wielu roślin na świecie (Kocira i in., 2015a, 2015b, 2015c; Koleska i in., 2017; Calvo i in., 2014). Badacze podkreślają przede wszystkim ich wpływ na plonowanie roślin. Warunki stresu mogą jednak wpływać na metabolizm roślin, co w konsekwencji prowadzi do zwiększenia właściwości przeciwutleniających (Złotek in., 2014; Tenhaken, 2015). Potencjał nutraceutyczny produktów roślinnych związany jest przede wszystkim z obecnością i ilością przeciwutleniaczy. Zawartość związków bioaktywnych, jak i potencjał przeciwutleniający są zależne od rodzajów stosowanych biostymulatorów, ich stężeń oraz liczby i form aplikacji.

2.2.1. Metody aplikacji biostymulatorów

Zwiększająca się na przestrzeni ostatnich lat troska społeczeństwa o ochronę środowiska oraz zwiększona świadomość konsumentów w zakresie nadmiernej chemizacji rolnictwa i pólów rolnych przyczyniają się do promowania niekonwencjonalnych systemów rolniczych, które w swoich założeniach mają na celu ograniczanie stosowania chemicznych środków ochrony roślin i nawozów (Kocira i in., 2018b). Podkreślić należy, iż możliwość dynamicznego rozwoju takich systemów jest także uwarunkowana wieloma czynnikami, do których należą między innymi regulacje prawne, które określają zasady produkcji roślinnej, zwierzęcej i stosowania chemicznych środków produkcji. Współzależnie z badaniami biologicznymi, których głównym zamierzeniem jest ograniczanie wykorzystania chemicznych środków ochrony i wspomagania rozwoju roślin prowadzone są prace nad rozwojem metod aplikacji oraz urządzeń technicznych, które mogą zapewnić realizację efektów tych badań w praktyce rolniczej (Kowalska i in., 2012).

Przepisy Unii Europejskiej wymuszają ograniczenie w zakresie wykorzystania agrochemikaliów. W związku z powyższym konieczne jest poszukiwanie nowych i skutecznych substancji, których aplikacja będzie przyjazna dla środowiska. Jednym z rozwiązań jest stosowanie biostymulatorów, które są bezpieczne zarówno dla ludzi, jak i dla środowiska, a w szczególności są cenne z punktu widzenia redukcji wykorzystania chemikaliów w rolnictwie. W ostatnich latach biostymulatory roślin są szeroko stosowane w rolnictwie (Rafiee i in., 2016; Kocira i in. 2018b). Niestety obecnie w Polsce brak jest prawnie obowiązującej definicji biostymulatora, jednakże w obrocie handlowym występują preparaty o właściwościach biostymulujących przeznaczone dla upraw rolniczych i ogrodniczych

(Matyjaszczyk, 2015). Dostępna na rynku szeroka gama nawozów, regulatorów wzrostu i biostymulatorów wymaga od rolników racjonalnego dokonywania wyboru, zarówno w kwestii ich składu oraz metod aplikacji (Vernieri i in., 2005; Vernieri i in., 2006). Produkty te są stosowane w zróżnicowanych dawkach i występują w różnorodnych formach użytkowych (od proszków po płynne koncentraty). Wraz z poszerzaniem wiedzy na temat stymulującego i ochronnego działania biostymulatorów będzie się zwiększać ich zużycie w rolnictwie, szczególnie w ekologicznej produkcji roślinnej, w celu polepszenia jakości i ilości plonu (Kowalska i in., 2012; Kocira i in., 2018b).

Efektywność działania biostymulatorów jest uwarunkowana spełnieniem szeregu wymagań. Przede wszystkim muszą one zostać prawidłowo i dokładnie zaaplikowane: na nasiona, nalistnie lub doglebowo (powierzchniowo lub w strefę korzeniową). Sposób aplikacji zależy od postaci i składu preparatu, rodzaju uprawy i jej wymagań agrotechnicznych.

Biostymulatory można stosować doglebowo lub nalistnie za pomocą powszechnie znanych maszyn, np. siewników do nawozów czy opryskiwaczy standardowo wykorzystywanych do środków ochrony roślin. Niestety w dostępnej literaturze niewiele jest informacji dotyczących oceny wpływu metod aplikacji na efektywność działania biostymulatorów na wielkość i jakość plonu. Należy podkreślić, że zarówno względy ekonomiczne, jak i konieczność zapewnienia biologicznej skuteczności biostymulatorów, wymuszają ich precyzyjne aplikowanie (Kowalska i in., 2012).

Biostymulatory aplikuje się w dawkach i stężeniach zgodnych z charakterystyką chemiczną produktu. Producenci rekomendują stosowanie tych preparatów w niższych stężeniach, w formie kilkukrotnych zabiegów. Zabiegi z użyciem preparatów biostymulujących na etapie tworzenia się siewek sprzyjają szybkiemu wzrostowi korzeni i szybkiemu oraz równomiernemu wzrostowi i prawidłowej obsadzie roślin. Natomiast ich aplikowanie w strefę korzeniową i nalistnie w okresie intensywnego rozwoju kształtuje ilość i jakość plonu, poprzez zwiększenie wydajności fotosyntezy i wykorzystania składników odżywczych. Szczególnie ważne są zastosowania dolistne, w celu podniesienia jakości owoców i warzyw oraz jakości nutraceutycznej produktu przeznaczonego dla konsumentów. W przypadku niekorzystnych warunków środowiskowych zalecane są także zabiegi profilaktyczne z wykorzystaniem biostymulatorów w celu stymulacji procesów fizjologicznych roślin, które zwiększają tolerancję roślin na stresy abiotyczne (np. gromadzenie się osmolitów i metabolitów wtórnych) (Colla i in., 2016).

Dotychczasowe badania dotyczące wykorzystania biostymulatorów w uprawach roślin rolniczych, ogrodniczych i sadowniczych wskazują na możliwość ich aplikacji na nasiona, dolistnie, a także doglebowo. Jednak w zależności od rodzaju wykorzystywanych preparatów, czasu ich stosowania, dawek oraz stężeń roztworów roboczych autorzy obserwowali zróżnicowany wpływ aplikowania tych preparatów na wzrost, rozwój i plonowanie roślin (Grabowska i in., 2012). Zdaniem Janas i Grzesika (2011) wielkość i jakość plonu zależna jest od metod aplikacji preparatów biostymulujących. Wymieni autorzy oceniali wpływ donasiennej, dolistnej i doglebowej aplikacji biostymulatorów na wzrost, rozwój i plonowanie wiesiołka. Przeprowadzone badania dowiodły, że kombinacja metod aplikacji testowanych preparatów pozwoliła na zwiększenie plonów nasion.

2.2.1.1. Aplikowanie biostymulatorów na nasiona

Moczenie nasion przez 18-24 godzin przed siewem jest od dawna stosowane w suchych obszarach świata, aby ułatwić nasionom kiełkowanie (Kumar i Sahoo, 2011). Technikę znaną jako zaprawianie (ang. priming) lub kondycjonowanie można również przeprowadzić przy użyciu biostymulatorów w niskich, rekomendowanych przez producentów, stężeniach. Badania nad siewem nasion, traktowanych biostymulatorami, wykazały zwiększony wigor roślin, wyższą zawartość chlorofilu oraz redukcję szkodliwej mikroflory na powierzchni nasion. Dodatkowo doświadczenia polowe dowiodły, że dzięki wykorzystaniu preparatów biostymulujących nastąpiły szybsze i bardziej równomierne wschody takich roślin jak bakłażan, jęczmień, groch siewny, kukurydza, papryka, sorgo, trawa darniowa i pszenica (Burchett i in., 1998; Möller i Smith, 1999; Sivasankari i in., 2006; Demir i in., 2006; Raghavendra i in., 2007; Farooq i in., 2008; Kumar i Sahoo, 2011).

W przypadku biostymulatorów opartych na algach morskich, ich aplikacja na nasiona roślin uprawnych, w wodnej zawiesinie tych preparatów przez 12-24 godzin, jest już praktykowana. Do zaprawiania nasion wykorzystuje się roztwory ekstraktów z wodorostów w stężeniach rekomendowanych dla innych metod aplikacji. Traktowanie przedsiewne nasion biostymulatorami umożliwia nie tylko powierzchniową adsorpcję ale także wchłanianie związków czynnych, występujących w preparatach. Pozytywne efekty widoczne są przy kiełkowaniu nasion i w okresie wschodów roślin. Ujawniają się one także w późniejszym okresie rozwoju roślin (wegetacji), w postaci zwiększonej żywotności roślin, ich odporności na patogeny i podwyższonej zawartości chlorofilu (Farooq i in., 2008; Raj i in., 2018).

Również badania dotyczące aplikowania na nasiona biostymulatorów opartych na aminokwasach wskazują na dużą efektywność tej metody. Zaprawianie nasion takimi preparatami wpływa na wzrost roślin, ponieważ cząsteczki aminokwasów mogą oddziaływać na procesy fizjologiczne sprzyjające rozwojowi roślin (Persson i in., 2003; Gioseffi i in., 2012; Teixeira i in., 2018). Soares i in. (2016) stwierdzili, że zastosowanie mieszaniny aminokwasów na nasiona (glutaminian, cysteina, glicyna, arginina i metionina w dawkach odpowiednio: 30, 31, 34, 37 i 42 mg·kg⁻¹ nasion) spowodowało zwiększone plonowanie soi. Fakt, że największy wzrost plonu uzyskano po aplikacji aminokwasów na nasiona, jest prawdopodobnie związany z ich rolą w modulowaniu systemu korzeniowego. Forde i Roberts (2014) dowiedli, że aminokwasy powodują zmiany w tworzeniu głównych i bocznych korzeni *A. thaliana*. Teixeira i in. (2018) wykazali również, że aminokwasy zmieniają między innymi cechy biometryczne korzeni głównych i liczbę bocznych korzeni roślin soi. W związku z tym biostymulatory oparte na aminokwasach, stosowane do zaprawiania nasion, powodują lepszy rozwój systemów korzeniowych roślin, co w konsekwencji pozwala na bardziej efektywne wykorzystanie składników odżywczych i wody z gleby, zwiększając tym samym wielkość i jakość osiąganego plonu.

2.2.1.2. Nalistne aplikowanie biostymulatorów

Aplikowanie biostymulatorów w formie oprysku może zmieniać wielkość i jakość uzyskiwanego plonu ze względu na fakt, iż związki biologicznie czynne mogą przemieszczać się z liści do całej rośliny, w tym do systemu korzeniowego i gleby i zostają zaangażowane

w procesy metabolizmu, wpływając tym samym na zachodzące w roślinach procesy fizjologiczne (Darginavičienė i Novickienė, 2002; Jakiene, 2013).

Biostymulatory aplikowane dolistnie, tak jak i doglebowo, mogą być traktowane jako środki systemowe, więc muszą z powodzeniem docierać do miejsc aktywnych w tkankach roślinnych. Czas od momentu zabiegu do wnikięcia składników preparatów jest ograniczony, ponieważ biostymulator musi pozostawać w stanie ciekłym, a warunki te są spełnione, gdy względna wilgotność powietrza jest zbliżona do stanu nasycenia. Ma to niebagatelne znaczenie w warunkach polowych, w których rośliny poddane są działaniu różnych czynników zewnętrznych (Kolomaznik i in., 2012). Pecha i in. (2012) zaproponowali nawet nowy model matematyczny oparty na transporcie dyfuzyjnym w celu przewidywania pobierania przez rośliny, związków aktywnych z biostymulatora aminokwasowego w różnych warunkach klimatycznych. Autorzy wykazali, że absorpcja związków czynnych z biostymulatorów aplikowanych dolistnie może być około 40 razy niższa w nieodpowiednich warunkach klimatycznych w porównaniu do zalecanych. Wysoka wilgotność względna w trakcie oprysku, zwiększa całkowity pobór substancji aktywnych, tak więc biostymulatory powinny być stosowane, gdy wilgotność powietrza jest bliska punktu nasycenia, po deszczu, we wczesnych godzinach porannych lub wieczornych. Również dawka biostymulatora i jego początkowe stężenie wykorzystane w trakcie oprysku, determinują efekt stymulujących preparatów (Pecha i in., 2012; Kolomaznik i in., 2012).

W przypadku dolistnego aplikowania biostymulatorów niezwykle ważny jest kilkudniowy brak opadów po wykonanym zabiegu, w innym przypadku może nastąpić zmywanie preparatów z rośliny. Na powierzchni roślin, poddawanych opryskom, nie należy stosować zbyt intensywnego deszczowania, aby uniknąć spływania i wypłukiwania wprowadzonych składników aktywnych z preparatów biostymulujących.

Efektywność stosowania dolistnej aplikacji tych preparatów zależy także od spełnienia szeregu wymagań technicznych (Chojnacki, 2011). Komercyjnie sprzedawane biostymulatory mają najczęściej postać półproduktów, z których sporządza się roztwory robocze, dlatego należy uwzględnić, że mogą wytrącać się w postaci osadu, co powinno być wzięte pod uwagę podczas doboru sprzętu do opryskiwania i przygotowywania roztworu (Tomałak, 2009). Dolistna aplikacja biostymulatorów opartych na algach, jest zabiegiem agrotechnicznym, który przyniósł wiele korzyści w szeregu upraw, w tym winorośli, arbuzie, truskawce, jabłku, pomidorze, szpinaku, cebuli, fasoli, papryce, marchwi, ziemniaku, pszenicy, kukurydzy, jęczmieniu, ryżu i trawie darniowej. Wyniki wskazują, że rośliny potraktowane niższymi stężeniami ekstraktu wykazywały silniejszy wzrost, wyższy plon i zawartość składników mineralnych i odżywczych w porównaniu z próbami kontrolnymi. W wyniku działania biostymulatorów obserwowano także znaczące zmniejszenie częstości występowania chorób grzybiczych u marchwi (Jayaraj i in., 2011), cebuli (Araujo i in., 2012) ziemniaka (Uppal i in., 2008), pomidora (Zodape i in., 2011; El Modafar i in., 2012), jak również poprawę wydajności i jakości pszenicy (Shah i in., 2013). Wiele badań dowiodło, że opryskiwanie roślin uprawnych preparatami, zawierającymi ekstrakty z alg morskich, zwiększało zawartość chlorofilu w liściach, zwiększając wydajność i wpływając na tworzenie owoców lub bulw (Blunden i Wildgoose, 1977; Dwelle i Hurley, 1984; Kuisma, 1989; Whapham i in., 1993; Blunden i in., 1996; Basak, 2008; Khan i in., 2009; Abdel-Mawgoud i in., 2010; Spinelli i in., 2010).

Stosowanie dolistne produktów z wodorostów jest najczęstszą powszechnie stosowaną metodą. Ta metoda aplikacji daje mierzalne reakcje w przypadku wzrostu i plonowania. Pozytywne reakcje obejmują polepszoną zdolność kwitnienia i owocowania, polepszoną jakość produktu i wydajność, polepszoną odporność na choroby, szkodniki i stres abiotyczny (Zhang i Erwin, 2008; Jayaraj i in., 2008; Zodape i in., 2011). Stężenie tych preparatów w dolistnych aplikacjach wynosi zazwyczaj od 0,2% do 1% i rzadko przekracza te koncentracje. Rolnikom zaleca się zwykle stosowanie takich biostymulatorów w formie co dwutygodniowych oprysków, w fazie intensywnego wzrostu roślin, w zależności jednak od konkretnej uprawy, odmiany i warunków klimatycznych. Wiele badań potwierdziło również brak fitotoksyczności biostymulatorów (Jayaraj i in., 2011; Ali i in., 2015; Raj i in., 2018).

W literaturze odnaleźć można również badania, wykazujące pozytywny wpływ dolistnego stosowania mieszanin aminokwasów na rośliny, np. na zwiększoną produktywność *Solanum lycopersicum* (Koukounararas i in., 2013) oraz większe nagromadzanie chlorofili, węglowodanów i polisacharydów w *Vicia faba* (Sadak i in., 2014; Teixeira i in., 2018).

Wystąpienie czynników stresu w okresie wegetacji prowadzi do zmian fizjologicznych w roślinach, które zamykają aparaty szparkowe, aby nie utracić wilgoci i spowolnić proces fotosyntezy, co w konsekwencji prowadzi do zahamowania procesów metabolizmu (Speckers i Pothast, 2004). Dostarczenie roślinom dodatkowego źródła aminokwasów, poprzez aplikację dolistną biostymulatorów, wspiera mechanizm zabezpieczający rośliny przed utratą wody i plazmolizą. Wykorzystanie preparatów, opartych na wolnych aminokwasach, wspomaga utrzymanie wody w roślinach, stymulując fotosyntezę, a tym samym tempo i kierunek procesów metabolicznych (Jakiene, 2013). Należy podkreślić, że odporność roślin na niekorzystne warunki, panujące w okresie wzrostu, jest determinowana przede wszystkim zdolnością do regulacji ciśnienia osmotycznego w komórkach. Ze względu na fakt, iż aminokwasy posiadają duży potencjał regulowania tego ciśnienia komórkowego, następuje wzrost odporności komórek na czynniki stresu (Magyla i Brazauskienė, 1999). Dodatkowe działanie aminokwasów wynika z ich wpływu na wewnętrzną regulację hormonalną i enzymatyczną w roślinach.

Zakłócenia w gospodarce hormonalnej w roślinach mogą być wywoływane działaniem niekorzystnych czynników zewnętrznych lub też niektórymi szczególnymi stanami fenologicznymi. Aminokwasy dostarczane roślinom w trakcie dolistnej aplikacji biostymulatorów, biorą udział w tworzeniu i metabolizowaniu hormonów, a procesy te zachodzą w zależności od aktualnych potrzeb roślin. Stosowanie takich preparatów w uprawach wspomaga rośliny, które otrzymując dodatkową dawkę aminokwasów, oszczędzają energię, potrzebną do ich syntezy i mogą wykorzystywać to źródło związków organicznych w innych procesach życiowych (Velička i in., 1998). Aplikacja biostymulatorów, opartych na aminokwasach i białkach może odgrywać ważną rolę w rozwoju roślin (Ruamrungsri i Apavatjirut, 2003). Dostarczenie dodatkowego źródła azotu prowadzi do zwiększenia jego stężenia w roślinach, skutkuje zwiększoną liczbą kwiatostanów, sprzyja tworzeniu nowych kłączy, ale może jednocześnie hamować wzrost korzeni (spichrzowych), prawdopodobnie z powodu tłumionej akumulacji skrobi (Ohtake i in., 2006).

W związku z tym dolistna aplikacja biostymulatorów, zawierających aminokwasy, wspomaga walkę roślin z niekorzystnymi dla ich wzrostu czynnikami stresu, wzmacnia układ odpornościowy roślin, zwiększa wydajność upraw i poprawia jakość plonów, a także poprawia przyswajanie substancji odżywczych. Zastosowanie dolistnej aplikacji prepara-

tów na bazie aminokwasów wraz z nawozami mikroelementowymi gwarantuje natychmiastowy efekt, gdy występują niekorzystne warunki dla wzrostu roślin, a także na krytycznych etapach tego procesu.

Aplikacja nalistna biostymulatorów wydaje się obecnie jednym z najbardziej perspektywicznych sposobów stymulowania wzrostu roślin. Taki zabieg agrotechniczny ma bowiem wiele zalet. Przede wszystkim biorąc pod uwagę zarówno gatunek jak i odmianę roślin, a także warunki meteorologiczne, można regulować za ich pomocą wzrost i rozwój roślin. Dodatkowo zmniejszają się wydatki na nawożenie i zwiększa się efektywność nawożenia. Również niektóre choroby roślin występujące z powodu braku niektórych mikroelementów mogą być szybko wyeliminowane z upraw. Obserwuje się także poprawę odporności roślin na wiele chorób przede wszystkim grzybowych.

Jednak nie jest to metoda pozbawiona wad. Kluczowe wady dolistnej aplikacji biostymulatorów są związane z warunkami meteorologicznymi w trakcie ich stosowania, wysokim kosztem wykonywania oprysków, a także ceną preparatów (Liakas i in., 2006).

2.2.1.3. Doglebowa aplikacja biostymulatorów

Najpowszechniej stosowanymi produktami ekologicznymi aplikowanymi doglebowo są biostymulatory zawierające substancje humusowe, wyciągi z alg morskich, peptydy i aminokwasy oraz bioinokulanty (Rafiee i in., 2016). Precyzyjne wprowadzenie preparatów biostymulujących do gleby zapewnia mniejsze zużycie cieczy użytkowej oraz ich większą skuteczność. Najbardziej efektywną i oszczędną techniką aplikacji takich preparatów jest ich zastosowanie do gleby na odpowiednią głębokość, w odpowiedniej ilości i odległości od korzeni, aby umożliwić szybkie wykorzystywanie ich związków aktywnych przez rośliny. W trakcie stosowania biostymulatorów, należy uwzględnić fakt, że wykorzystywany aplikator nie powinien pozostawiać bruzd, powodujących przesuszanie gleby, przecinać korzeni ani wydobywać gleby z głębi i zwiększać zachwaszczenia (poprzez stymulowanie do kiełkowania nasion chwastów w efekcie spulchniania gleby). Biostymulatory wymagają wielokrotnych zabiegów, przeciętnie co 2 lub 3 tygodnie, począwszy od pierwszego wprowadzenia w bardzo wczesnej fazie wegetacyjnej uprawy (Kowalska 2010; 2011). Dlatego też przy ich aplikacji należy uwzględnić zarówno warunki metrologiczne (temperatury powietrza w przedziale od 10 do 25°C) jak i środowiskowe (odpowiednia wilgotność gleby), a także temperaturę cieczy użytkowej, szczególnie w przypadku stosowania biostymulatorów zawierających mikroorganizmy czy aminokwasy (Drożdżyński i in., 2010; Kowalska i in.; 2010).

Do wprowadzenia doglebowego biostymulatorów można zastosować w praktyce rolniczej opryskiwacze, systemy nawadniające lub też punktowe aplikatory doglebowe. Te ostatnie są szczególnie ważne w uprawach rzędowych, ponieważ w strefę ich korzeni można precyzyjnie aplikować stymulator wzrostu, dzięki temu następuje mniejsze zużycie cieczy użytkowej oraz obserwuje się większą skuteczność preparatu. Na rynku brak jest urządzeń umożliwiających wykonanie takiego zabiegu. Zdaniem Krysztofiaka i in. (2011) dotychczasowe próby nie dawały jak dotąd pożądanych efektów.

Obecnie prowadzone są badania nad aplikacją biostymulatorów przed lub za elementami uprawowymi, lub też w trakcie wysiewu nasion (Krysztofiak i in., 2011). Wymagania te może spełnić doglebowa aplikacja preparatu, do przeprowadzenia której proponuje się

w literaturze trzy rozwiązania techniczne: aplikację przed elementami uprawowymi, za elementami uprawowymi oraz aplikację podczas wysiewu nasion (Krysztofiak i in., 2009).

Zdaniem Krysztofiaka i in. (2009) aplikacja przed elementami uprawowymi jest najmniej skomplikowaną techniką umieszczenia preparatu stymulującego w glebie. Jej przeprowadzenie wymaga zastosowania belki opryskowej umocowanej w poprzek maszyny uprawowej, bezpośrednio przed elementami uprawowymi. Naniesiony na powierzchnię gleby biostymulator jest od razu z nią mieszany (Krysztofiak i in., 2011). Aplikacja preparatów biostymulujących za elementami uprawowymi umożliwia nanoszenie go bezpośrednio do gleby na odpowiednią głębokość i bezzwłoczne mieszanie z glebą. Rozwiązanie to jest korzystniejsze od poprzedniego, jednak wymaga zastosowania indywidualnych dysz, montowanych za elementami uprawowymi. Aplikacja podczas siewu nasion polega na dozowaniu roztworów biostymulatorów bezpośrednio za redlicą wysiewającą. Preparat jest wprowadzany na powierzchnię utworzonej przez redlicę bruzdy, na której dnie spoczywają wysiane nasiona. Następnie bruzda zostaje zakryta glebą za pomocą zagarniaka siewnika. Technika ta wymaga jednak zastosowania indywidualnych dysz umocowanych za redlicami siewnika (Krysztofiak i in., 2011).

Jednak zdaniem Golki i Kowalskiej (2014) wyniki badań nad technikami aplikacji preparatów wciąż nie są wiarygodne i wymagają kolejnych powtórzeń. Jeżeli pozytywne wyniki badań okażą się powtarzalne, pojawi się potrzeba zastosowania odpowiedniej techniki wprowadzania cieczy roboczych do gleby, do odpowiedniej głębokości i miejsc. Obecnie zatem mamy do czynienia z potrzebą opracowania nowych instalacji do realizacji takich zadań (Golka i Kowalska, 2014). W warunkach polowych badana jest już efektywność stosowania różnych technologii wprowadzania do gleby środków wspomagających uprawę roślin. Wstępne wyniki badań wskazują, że jest to bardzo obiecujące rozwiązanie, nie tylko pod względem zwiększenia efektywności działania biostymulatorów czy biopestycydów, ale także wprowadzania do systemu korzeniowego roślin innych preparatów, takich jak np. różnego rodzaju żele podtrzymujące życie roślin w czasie suszy (Kowalska i in., 2012).

Po aplikacji doglebowej biostymulatorów, związki czynne, zawarte w preparatach, przemieszczają się z tkanki korzeniowej do tkanki wegetatywnej, dzięki czemu następuje poprawa efektywności wykorzystania wody przez rośliny (Hartung i in., 2005). Ostatnie badania wykazały również, że aplikacja preparatów w strefę korzeniową może być równie skuteczna, co aplikacja dolistna. Barickman i in. (2014a) wykazali, że preparaty, zawierające hormony roślinne stosowane doglebowo w uprawie pomidora, pozytywnie zwiększały rozdział wapnia między liśćmi i owocami pomidora. Wymienieni autorzy przeprowadzili także badania porównawcze, w których ocenili, w jaki sposób metody aplikacji agrochemikaliów (indywidualnie i w połączeniu) wpływają na podział Ca między liśćmi a owocami pomidora. Wyniki Barickman i in. (2014a) wskazują, że kombinacja aplikacji dolistnej preparatów i ich aplikacji na korzenie skutkowałą zwiększeniem plonu pomidorów i podwyższeniem jego jakości.

Składniki odżywcze obecne w produktach biostymulujących zwykle nie są natychmiast dostępne dla roślin i muszą najpierw zostać zmineralizowane za pomocą mikroorganizmów glebowych, stymulując w ten sposób aktywność samej gleby (Welke, 2005).

Haslam i Hopkins (1996) badali wpływ aplikacji sproszkowanych alg *L. digitata* na objętość porów i stabilność agregatów gleby, biomasę drobnoustrojów glebowych i aktywność biologiczną piaszczystej gleby w Szkocji. W ciągu trzech miesięcy od wprowadzenia

8,2 lub 16,4 g alg·kg⁻¹ gleby, całkowita objętość porów gleby znacznie wzrosła. Szybkość potencjalnej mineralizacji azotu została również zwiększona jako efekt aplikacji doglebowej sproszkowanych wodorostów (Haslam i Hopkins, 1996). Również doświadczenia prowadzone w Hiszpanii wykazały, że aplikacja 80 t·ha⁻¹ stałego nawozu z alg morskich znacznie zwiększyła plony ziemniaków (zwyżka 11,8 t·ha⁻¹) w porównaniu do obiektów kontrolnych (Lopez-Mosquera i Pazos, 1997).

Aminokwasy i małe peptydy, zawarte w biostymulatorach, aplikowane w strefę korzeniową są dobrze przyswajane przez korzenie, a następnie przenoszone do rośliny, co wykazały badania prowadzone przez Watson i Fowden (1975), Soldal i Nissen (1978) oraz Matsumiya i Kubo (2011). Jednak dostępność w ten sposób nanoszonych aminokwasów i peptydów może być znacznie zmniejszona przez aktywność drobnoustrojów w glebie (Wilson i in., 2013). Badania mierzące zużycie aminokwasów przez mikroorganizmy glebowe wykazały, że okres półtrwania dla aminokwasów w glebie wynosił 1-6 h (Moe, 2013), chociaż dłuższy okres półtrwania dla tych związków (do 32 dni) odnotowano w glebach leśnych Tajgi w temperaturze 10°C (Jones i Kielland, 2012). Kilka badań wykazało również, że mikroorganizmy glebowe wykorzystują 30-40% aminokwasów do oddychania, a pozostałe aminokwasy do produkcji i utrzymania biomasy komórkowej (Jones i in., 2005, 2009). Co więcej, 30-40% azotu związanego z aminokwasami było konsekwentnie wydalone do gleby jako azot amonowy, który może być pobierany przez rośliny i drobnoustroje lub dalej utleniany w celu wytworzenia azotanów (Colla i in., 2015).

Korzystając z podwójnie znakowanych aminokwasów ¹³C-¹⁵N w eksperymentach z pomidorami, pszenicą i trawą, wykazano, że korzenie roślin są słabą konkurencją dla mikroorganizmów glebowych w wychwycie aminokwasów stosowanych zewnętrznym, przyjmując jedynie 6-25% dodanych aminokwasów. Co więcej, względne ilości aminokwasów pobranych przez korzenie roślin mogą się różnić w zależności od gatunku / odmiany rośliny, warunków abiotycznych gleby, zastosowanych aminokwasów i ich stężenia, przy którym każdy z nich jest stosowany (Moe, 2013). Stosowanie dolistne biostymulatorów, zawierających peptydy bądź aminokwasy może zwiększać dostępność tych związków dla roślin przez zmniejszenie konkurencji z mikroorganizmami.

Podsumowując najczęściej w praktyce rolniczej agrochemikalia aplikowane są za pomocą różnorodnych technik oprysku. Dolistne stosowanie roztworów biostymulujących odgrywa ważną rolę, w sytuacji gdy pożądane jest zwiększenie zawartości składników odżywczych, szczególnie w górnej części rośliny, takiej jak liście (Swietlik i Faust, 1984; Vichailak, 2005). Badania wskazują, że dolistne stosowanie biostymulatorów opartych na aminokwasach prowadziło do poprawy wzrostu roślin w porównaniu do aplikacji doglebowej (Jamal i in., 2006). Istnieją również w literaturze doniesienia, że zastosowanie dolistne preparatów, zawierających źródło azotu mineralnego wpływa na wzrost części wegetatywnych roślin (Khosa i in., 2011).

Jednakże wydajność przyswajania azotu może zależeć od metody i czasu aplikacji agrochemikaliów i gatunków roślin (Dong i in., 2005). Badania wskazują, że uwzględnienie etapu wzrostu roślin (fazy BBCH) w stosowaniu preparatów biostymulujących jest bardzo ważne dla optymalizacji ich aplikacji. Chociaż prowadzone są badania nad stosowaniem i mechanizmem działania biostymulatorów, jak dotąd wiedza na temat metod ich nanoszenia na różnych etapach wzrostu roślin nadal pozostaje niewielka. Anuwong i in (2017) przeprowadzili badania, które miały na celu porównanie pobierania i translokacji azotu

przez rośliny, jako efektu dolistnej i doglebowej aplikacji agrochemikaliów dostarczonych w czterech różnych stadiach wzrostu roślin. Wymieni badacze stwierdzili, że dostarczenie preparatów, bogatych w azot przez korzenie zwiększało długość łodyg roślin, ale opóźniało kwitnienie w stosunku do czasu kwitnienia przy aplikacji dolistnej. Rośliny kumulowały azot w liściach po zastosowaniu agrochemikaliów we wczesnych fazach rozwojowych. Dodatkowo Anuwong i in. (2017) stwierdzili, że współczynnik efektywności przyswajania azotu był około pięć razy wyższy w przypadku aplikacji preparatów w strefę korzeniową w porównaniu z aplikacją dolistną.

2.2.2. Właściwości fizykochemiczne i jakościowe plonu kształtowane przez biostymulatory

Kwestia globalnego bezpieczeństwa żywnościowego w połączeniu z prognozami dotyczącymi globalnego wzrostu populacji i zmian klimatycznych stanowi poważne wyzwanie zarówno dla rolnictwa, ogrodnictwa jak i naukowców. Zrównoważony rozwój, dyktuje maksymalizację produkcji na jednostkę powierzchni, jednocześnie minimalizując wpływ systemów uprawy roślin na środowisko (Duhamel i Vandenkoornhuys, 2013).

Jednym z najbardziej obiecujących narzędzi do radzenia sobie z tymi rosnącymi obawami wydaje się być stosowanie biostymulatorów roślin (Colla i in., 2017 a-b; Rouphael i in., 2018 a-b; Amirkhani i in., 2016; Michalak i in., 2017). Według Colla i in. (2015, 2017 a-b) i Battacharyya i in. (2015), spośród całej gamy tych preparatów, hydrolizaty białkowe wraz z ekstraktami z wodorostów morskich stanowią dwie najważniejsze kategorie substancji naturalnych biostymulatorów (Khan i in., 2009; Craigie, 2011; Battacharyya i in., 2015).

Badania przeprowadzone na szerokiej gamie roślin uprawnych dowiodły, że dolistne lub doglebowe aplikowanie biostymulatorów opartych na aminokwasach i algach morskich może stymulować metabolizm pierwotny i wtórny w roślinach poprzez poprawę wchłaniania i asymilacji składników odżywczych. Efektem promowania syntezy i gromadzenia fitochemikaliów, jest zwiększenie tolerancji na stresy abiotyczne, co zwiększa plony roślin (Botta, 2013; Colla i in., 2013; Ertani i in., 2013b; Lucini i in., 2015; Xu i Leskovar, 2015; Rouphael i in., 2017 a-c; Di Stasio i in., 2017). Wzrost produktywności upraw indukowany przez zastosowanie takich biostymulatorów w warunkach optymalnych i suboptymalnych może być powiązany z kilkoma bezpośrednimi i pośrednimi mechanizmami interaktywnymi, w tym stymulacją aktywności enzymatycznych związanych z metabolizmem węgla, azotu, cyklem Krebsa i glikolizą; wywoływaniem aktywności podobnej do hormonów, zwłaszcza tej przypisywanej auksynie i giberelinom oraz poprawą stanu odżywienia traktowanych roślin poprzez modulację systemu korzeniowego (długość, gęstość i liczba korzeni bocznych) (Colla i in., 2015, 2017a-b; Battacharyya i in., 2015).

Oprócz kwestii maksymalizacji produkcji roślinnej, rośnie również zapotrzebowanie na wysokiej jakości produkty, co napędzane jest rosnącym zainteresowaniem społeczeństwa produktami o wysokiej wartości odżywczej i funkcjonalnej. Jakość płodów rolnych i ogrodniczych została ostatnio zdefiniowana jako „dynamiczny związek ich właściwości fizykochemicznych i ewoluującego postrzegania przez konsumentów, który obejmuje komponenty sensoryczne, odżywcze i bioaktywne” (Kyriacou i Rouphael, 2018).

Wyniki nielicznych badań polowych wskazują, że zastosowanie biostymulatorów opartych na aminokwasach i kombinacjach aminokwasów z ekstraktami z wodorostów poprawia pobieranie substancji odżywczych z gleby przez rośliny (Zodape i in., 2011; Nardi i in., 2016; Szczepanek i Grzybowski, 2016), wspomaga kiełkowanie (Carvalho i in., 2013), zwiększa wegetatywny wzrost (Zhang i Hamauzu, 2003), podwyższa zawartość chlorofilu (Thirumaran i in., 2009), a także jakość i wielkość plonów (Kowalczyk i in., 2008; Shehata i in., 2011; Grabowska i in., 2015). Zastosowanie ekstraktów z wodorostów spowodowało wzrost zawartości witaminy C w kapuście chińskiej (Gajewski i in., 2008) oraz w owocach pomidorów (Dobromilska i Gubarewicz, 2008). Ponadto aplikowanie zarówno aminokwasów, jak i ekstraktów z wodorostów spowodowało wzrost zawartości węglowodanów w selerze (Shehata i in., 2011) oraz poziomu związków fenolowych i flawonoidowych w brokułach i kapuście (Lola-Luz i in., 2013, 2014).

Zdaniem Silva i in. (2016) biostymulatory mogą mieć wpływ na poziom i charakterystykę technologiczną włókna. Jednak jak podkreślają Wang i in. (2010) biosynteza włókna jest procesem niezwykle złożonym, który uzależniony jest stanu odżywienia roślin a także zależy od wpływu czynników abiotycznych. Faza biosyntezy charakteryzuje się zwiększoną produkcją gibereliny, która wywiera bezpośredni wpływ na długość i siłę włókna (Wang i in., 2010). Zdaniem Silva i in. (2016) dolistne stosowanie biostymulantów może przyczyniać się do zwiększenia zawartości giberelin w traktowanych roślinach, w konsekwencji zmieniając proces tworzenia włókna i jego frakcji. Jednak, jak podkreślają wymienieni autorzy, badania nad wpływem aplikacji biostymulatorów zarówno na wartość odżywczą plonu, jak i zawartość i jakość włókna dopiero się rozpoczęły i w dostępnej literaturze jest niewiele informacji na ten temat. Według Jouberta i Lefranca (2008), aktywne składniki biostymulatorów, opartych na ekstraktach z wodorostów działają jak fitoaktywatory, które mogą zmieniać skład chemiczny traktowanych roślin, w tym zawartość włókna. Z badań Godlewskiej i Ciepieli (2016) wynika, że zastosowanie biostymulatora Kelpak, zmniejszyło zawartość włókien NDF i ADF w badanych gatunkach traw w porównaniu z kontrolą. Jednak autorki podkreślają, że niewiele jest odpowiedniej dostępnej literatury, więc dyskusja na ten temat nie była możliwa.

2.2.3. Biostymulatory oparte na algach morskich

Biostymulatory oparte na ekstraktach z wodorostów morskich uznawane są jako preparaty stymulujące wzrost roślin, a ich aplikacja w uprawach stanowi sposób na poprawę tolerancji roślin na zasolenie, temperaturę czy też suszę (Van Oosten i in., 2017).

Obecnie na świecie istnieje ponad 47 firm produkujących i sprzedających różne wyciągi z alg do celów rolniczych. Większość preparatów pochodzi z brązowych alg *Ascophyllum nodosum* (Sharma i in., 2014). Wynika to z faktu, że chociaż ekstrakty z wielu innych gatunków wodorostów stymulują wzrost i rozwój roślin (Battacharyya i in., 2015), to ich wykorzystanie utrudnia brak wiedzy o mechanizmach ich działania i efektywnych metodach aplikacji. Zmienny i złożony skład chemiczny tych ekstraktów utrudnia dokładne określenie, które ich składniki odgrywają kluczową rolę, a komercyjne formuły takich biostymulatorów są często zastrzeżone, podobnie jak metody ekstrakcji, determinujące ich skład. Charakterystyka rzeczywistego składu większości popularnych produktów handlowych opartych na glonach byłaby użytecznym pierwszym krokiem do lepszego postawienia

hipotezy lub przedstawienia związku przyczynowo-skutkowego ich mechanizmu działania (Van Oosten i in. 2017). Ma także kapitalne znaczenie przy prawidłowym i celowym wyborze produktu handlowego.

Rola biostymulatorów z alg w poprawie tolerancji na niskie temperatury pojawia się obecnie szeroko w literaturze. Najnowsze prace skupiły się na tych preparatach pod kątem ich zdolności do zwiększania tolerancji na stres związany z działaniem niskich temperatur. Gdy przetestowano wiele ekstraktów w aspekcie ich zdolności do zwiększania tolerancji na obniżone temperatury, tylko ekstrakty bogate w cynk i mangan przynosiły pozytywne efekty, poprzez wzmocnione odpowiedzi ROS (reaktywne formy tlenu). W tym przypadku działanie ochronne prawdopodobnie wynikało z dostarczania roślinom mikroelementów, które odgrywają rolę kofaktorów w enzymach antyoksydacyjnych (Bradáčová i in., 2016).

Korzystne działanie ekstraktów z alg morskich na wzrost i rozwój roślin jest dobrze udokumentowane w literaturze. Chociaż jak dotąd najczęściej prac porusza wpływ stosowania takich preparatów na rośliny zbożowe czy oleiste. Uzyskane wyniki badań wskazują na poprawę kiełkowania, rozwoju korzeni i wchłaniania minerałów, a także zwiększony wzrost pędów i intensywność fotosyntezy, a także plony, jakoś odżywczą i prozdrowotną jako efekt aplikacji biostymulatorów (Crouch i van Staden, 1994; Khan i in., 2009; Craigie, 2011). Prowadzone są również badania na temat oceny produktów z alg morskich w celu zwiększenia produktywności upraw ogrodniczych (Crouch i van Staden, 1994). Jednak wiele wyników prowadzonych badań wskazuje, że stosowanie takich biostymulatorów może mieć nie tylko szereg korzyści jak np. szybsze kiełkowanie i wcześniejszy wzrost (Möller i Smith, 1998; Farooq i in., 2008), ale również zahamowanie wzrostu i rozwoju wielu roślin, co wskazuje na potrzebę zachowania ostrożności przy stosowaniu ekstraktów z alg morskich (Sivritepe i in., 2008). Zatem inhibicja wzrostu roślin po aplikacjach dolistnych biostymulatorów z alg jest potencjalnym problemem w produkcji roślinnej, a koncentracja tych produktów jest ważnym czynnikiem w tym względzie (Zodape i in., 2011). Problemy te mogą wynikać z bezpośredniego oddziaływania składników zawartych w ekstrakcie (Aitken i Senn, 1965) lub są efektem modyfikacji normalnego rozwoju fizjologicznego rośliny (Rayorath i in., 2008; Subramanian i in., 2011). Ulepszanie formuł produktów komercyjnych oraz metod ich aplikacji, a także poznanie mechanizmów działania substancji aktywnych w roślinach i ich persystencji, powinny pozwolić na zminimalizowanie takich negatywnych skutków.

Zapewnienie zwiększonej wydajności roślin było celem większości dotychczas prowadzonych eksperymentów z użyciem biostymulatorów, opartych na ekstraktach z alg morskich (Blunden i Wildgoose, 1977; Crouch i in., 1990; Crouch i van Staden, 1993, 1994). Finnie i van Staden (1985) wykazali, że ekstrakty z *E. maxima* stymulowały wydłużenie korzenia pomidora. Blunden i Wildgoose (1977) zidentyfikowali wzrost plonów ziemniaka (*Solanum tuberosum*) po zastosowaniu dolistnym ekstraktu z alg. Jednak Dwelle i Hurley (1984), stosując dolistną aplikację komercyjnego ekstraktu z alg, zawierającego naturalne cytokininy, na rośliny różnych odmian ziemniaka, nie znaleźli mierzalnej odpowiedzi upraw na stosowanie biostymulatorów. Wymieni badacze uwypuklili znaczenie czasu aplikacji (odpowiednie fazy rozwojowe roślin, decydujące o ilości i jakości plonu) takich preparatów.

Już pierwsze wyniki prowadzonych w tym zakresie badań, podkreślają szereg problemów związanych ze stosowaniem biostymulatorów, tj. zmienność skuteczności pomiędzy różnymi komercyjnymi produktami, różne nieoczekiwane efekty negatywne, odmienna

reakcję na aplikację preparatów w obrębie odmian tych samych gatunków roślin, a także wątpliwości praktyczne, co do odpowiedniego sposobu aplikacji, czasu i częstotliwości stosowania w uprawach. Wspólnie wskazują na złożony charakter interakcji biostymulator / roślina (Basak, 2008). Dokładnie w jaki sposób różne składniki (np. składniki odżywcze, betainy, oligomery, polimery) z alg morskich działają na rośliny, zwiększając ich wzrost, wigor oraz zdrowotność nie są w pełni zrozumiałe, ale bardziej szczegółowa analiza składu i frakcjonowanie ekstraktów oraz lepsza zdolność do monitorowania wpływu takich ekstraktów na fizjologię roślin i ekspresję genów zaczyna ujawniać niektóre z metod działania. W szczególności, badania nad wpływem ekstraktów z alg morskich na *Arabidopsis thaliana* mogą identyfikować kluczowe interakcje biostymulator / roślina, w tym indukowaną oporność na patogeny (Rayirath i in., 2009; Subramanian i in., 2011; Wally i in., 2012). Wally i in. (2012) podali, że poziomy fitohormonu obecne w komercyjnych ekstraktach z makroglonów są często niewystarczające, aby uwzględnić obserwowany zwiększony wzrost i rozwój *Arabidopsis thaliana*.

Biostymulatory, bazujące na ekstraktach alg morskich, oddziałują na poszczególne części roślin: ryzosfera (korzenie), fyllosfera (części zielone i pędy), spermosfera (kwiaty, owoce), wpływając na ich rozwój oraz oporność, a w efekcie determinują ilość i jakość pozyskiwanego plonu. Badania na przestrzeni ostatnich lat wykazały, że aplikacja dolistna ekstraktu z wodorostów prowadzi do lepszego rozwoju korzeni u różnych gatunków, w tym kukurydzy (Jeannin i in., 1991), pomidora (Crouch i van Staden, 1992), rzodkiewnika (Rayorath i in., 2008), winogron (Mancuso i in., 2006; Mugnai i in., 2008), truskawki (Alam i in., 2013), rzepaku ozimego (Jannin i in., 2013). Zwiększenie liczby i masy korzeni bocznych (Vernieri i in., 2005) oraz długości korzeni (Zodape i in., 2011) obserwowano i przypisywano obecności fitohormonów, takich jak auksyny i cytokiny w ekstraktach z wodorostów morskich (Khan i in., 2009a). Aplikacja ekstraktu z wodorostów stymulowała również pobór składników mineralnych w roślinach takich jak sałata (Crouch i in., 1990), winogrona (Mancuso i in., 2006), soja (Rathore i in., 2009), pomidor (Zodape i in., 2011) oraz rzepak ozimy (Jannin i in., 2013) ze zwiększoną akumulacją zarówno makro- (N, P, K, Ca, S), jak i mikroelementów (Mg, Zn, Mn, Fe) (Crouch i in., 1990; Mancuso i in., 2006; Rathore i in., 2009; Zodape i in., 2011). Pośrednia stymulacja wzrostu korzeni mogła również wystąpić poprzez wzmocnienie korzystnych mikroorganizmów glebowych przez ekstrakty z wodorostów. Kolonizacja korzeni i wzrost strzępek *in vitro* bakterii brodawkowych ulegały bowiem poprawie w obecności ekstraktów z alg brunatnych (Kuwada i in., 2006). Alam i in. (2013) wykazali, że ekstrakt z wodorostów zwiększył różnicowanie mikrobiologiczne i aktywność w ryzosferze truskawki, podczas gdy Khan i in. (2012) dowiedli, że ekstrakt z wodorostów stymulował wzrost lucerny poprzez poprawę nodulacji korzeni w wyniku zwiększonego infekowania bakteriami brodawkowymi *Sinorhizobium meliloti*. Zwiększenie wzrostu korzeni i wydajności pobierania substancji odżywczych i wody może również zwiększyć wzrost części nadziemnych roślin i plony, a także oporność na stresy abiotyczne i biotyczne (Khan i in., 2009b).

W wielu badaniach zawartość chlorofilu liściowego zwiększyła się po zastosowaniu wyciągu z wodorostów (Blunden i in., 1997; Mancuso i in., 2006; Sivasankari i in., 2006; Spinelli i in., 2010; Fan i in., 2013; Jannin i in., 2013). Wydaje się, że wzrost ten był związany ze zmniejszeniem degradacji chlorofilu (Blunden i in., 1997) i opóźnieniem starzenia, a nie wzrostem wskaźnika fotosyntezy netto (Jannin i in., 2013).

Analiza stosowania produktów z wodorostów w uprawach polowych (aplikacja dolistna i doglebowa) wykazała wpływ tych preparatów na kiełkowanie nasion, wzrost siewek, parametry wzrostu roślin, w tym liczbę liści, powierzchnię liści, liczbę kwiatów i owoców, masę owoców, wysokość roślin, długość korzeni, wzrost biomasy roślinnej i plonu owoców oraz poprawionej tolerancji na choroby, szkodniki i stresy abiotyczne (Metting i in., 1990; Blunden, 1991; Zhang i Schmidt, 1999; Stirk i van Staden, 1997; Hong i in., 2007; Jayaraj i in., 2008, Craigie, 2011; Ali i in., 2013, 2015; Raj i in., 2018). Z tego powodu produkty z wodorostów uznano za biostymulatory, które promują wzrost roślin przy zastosowaniu ich w małych ilościach. Chociaż scharakteryzowano składniki chemiczne ekstraktów z wodorostów, trudno jest ustalić, które z nich są zaangażowane w konkretny rodzaj stymulacji wzrostu roślin. Na przykład stosowanie różnych ekstraktów z wodorostów w uprawie jabłoni wykazało różne poziomy pozytywnego wpływu na wzrost wegetatywny, kwitnienie i plon owoców, z pewnym negatywnym wpływem na jakość owoców podczas przechowywania (Ordog i in., 2004).

W literaturze pojawiają się także doniesienia na temat, braku oddziaływania biostymulatorów na uprawy (Reitz i Trumble, 1996). Najmniejszą lub zerową reakcję na produkty z wodorostów obserwowano na ogół w przypadku roślin uprawianych w prawie optymalnych dla nich warunkach. Jakkolwiek podkreślić należy, że niektórzy autorzy wykazali, że ekstrakty z alg morskich nie mają wpływu lub oddziałują negatywnie na plonowanie roślin w porównaniu z kontrolą.

2.2.4. Biostymulatory oparte na aminokwasach

Reakcja roślin na stosowanie biostymulatorów, opartych na produktach hydrolizy białek, wynika przede wszystkim z ich składu oraz masy cząsteczkowej i konformacji aminokwasów oraz peptydów (Schavion i in., 2010; Bulgari i in., 2015). Różnice w efektywności działania poszczególnych biostymulatorów wynikają nie tylko z obecności i stężenia poszczególnych aminokwasów, ale mogą być również wynikiem procesów produkcyjnych samych preparatów. Metody ekstrakcji na zimno czy procesy hydrolizy, które wykorzystuje się przy otrzymywaniu białkowych biostymulatorów mają bowiem wpływ na przemiany chemiczne związków bioaktywnych, szczególnie tych termolabilnych (Buchanan i in., 2000). Zdaniem Ertani i in. (2017) efektywność stosowania biostymulatorów może być wynikiem nie tylko zawartości w nich związków o potwierdzonej aktywności biologicznej, ale również związków działających podobnie do hormonów stymulujących wzrost roślin. Innym ważnym czynnikiem, który należy wziąć pod uwagę, jest racemizacja uwolnionych aminokwasów, ponieważ po rozszczepieniu wiązań peptydowych uwolnione aminokwasy są w sposób trudny do przewidzenia przekształcane do postaci L lub D (Cavani i in., 2017).

Aplikacja biostymulatorów, zawierających wolne aminokwasy, daje pozytywne efekty, co jest wynikiem skomplikowanej i szerokiej roli aminokwasów, którą pełnią one w roślinach. Przede wszystkim stymulują wiele procesów m.in. rozwój korzeni, kiełkowanie nasion, czy też tworzenie chlorofilu i fotosyntezę. Dowiedziono również, że traktowanie roślin preparatami aminokwasowymi nie tylko stymuluje ich wzrost i rozwój czy wzmacnia system odpornościowy roślin lub podwyższa plon i jego jakość, ale również poprawia wchłanianie związków odżywczych, wpływając na transport aktywny. Po zastosowaniu różnych preparatów, opartych na produktach hydrolitycznego rozpadu białek, obserwowano

no stymulację wzrostu roślin i zwiększoną tolerancję na stresy biotyczne i abiotyczne. Te efekty stymulacji roślin wydają się różnić od efektu odżywczego dodatkowego źródła azotu (Ertani i in., 2009). W tych badaniach implikuje się założenie, że rośliny mogą łatwo pobierać aminokwasy i peptydy, metabolizowane przez mikroorganizmy. Watson i Fowden (1975) oraz Soldal i Nissen (1978) wykazali, że korzenie roślin mogą przyjmować radioznakowane aminokwasy, a inne doniesienia potwierdzają te badania (Miller i in., 2008; Nacry i in., 2013).

Biostymulatory, oparte na produktach hydrolizy białek, można podzielić na dwie główne kategorie: hydrolizaty białkowe składające się z peptydów i aminokwasów pochodzenia zwierzęcego lub roślinnego oraz mieszaniny poszczególnych aminokwasów, takich jak glutaminian, glutamina, prolina, glicyna i betaina. Hydrolizaty białkowe wytwarza się przez enzymatyczną, chemiczną lub termiczną hydrolizę różnych białek zwierzęcych (w tym tkanki nabłonka zwierzęcego lub tkanki łącznej, zwierzęcego kolagenu i elastyny) (Cavani i in., 2006) i roślinnych (w tym białko zarodkowe) (Cavani i in., 2006; Ertani i in., 2009, 2013a; Grabowska i in., 2012; Kauffman i in., 2007; Kunicki i in., 2010; Maini, 2006; Morales-Paya i Stall, 2003; Parrado i in., 2008).

Zawartość białek, peptydów i wolnych aminokwasów w hydrolizatach zmienia się odpowiednio w zależności od rodzajów preparatów w zakresie 1-85% (w/w). Główne aminokwasy występujące w biostymulatorach obejmują alaninę, argininę, glicynę, prolinę, glutaminian, glutaminę, walinę i leucynę (Parrado i in., 2008; Ertani i in., 2009; García-Martínez i in., 2010). Jednak również inne składniki niebiałkowe obecne w tych hydrolizatach mogą również przyczyniać się do stymulującego wpływu na rośliny. Na przykład, oprócz białek, peptydów i wolnych aminokwasów, hydrolizat z kielków szarańczyna strąkowego (chleba świętojańskiego) zawierał tłuszcze, węglowodany, makroelementy i mikroelementy oraz co najmniej sześć fitohormonów, podczas gdy produkt pochodzenia zwierzęcego, Siapton miał podobny profil białek, aminokwasów, zawartość tłuszczu oraz makro i mikroelementów, ale brakowało w nim węglowodanów i fitohormonów (Parrado i in., 2008). Hydrolizat lucerny wykazywał wysoką zawartość wolnych aminokwasów (1,9% w/w), a także zawierał makroelementy i mikroelementy oraz wykazywał aktywność podobną do auksyny i gibereliny w oparciu o wynik testu biologicznego (Schiavon i in., 2008).

Drugą wspomnianą kategorią produktów opartych na produktach hydrolizy białek są preparaty zawierające mieszaniny poszczególnych aminokwasów. Należy do nich dwadzieścia strukturalnych aminokwasów, zaangażowanych w syntezę białek, a także aminokwasy niebiałkowe, które występują w dużych ilościach w niektórych gatunkach roślin (Vranova i in., 2011). Istnieją w literaturze dowody na to, że stosowanie szeregu aminokwasów strukturalnych i niebiałkowych, w tym glutaminianu, histydyny, proliny i betainy czy glicyny, może zapewnić ochronę przed stresami środowiskowymi lub aktywować ścieżki metaboliczne w roślinach (Sharma i Dietz, 2006; Vranova i in. 2011; Liang i in., 2013; Forde i Roberts, 2014). Wykazano również, że kilka aminokwasów niebiałkowych odgrywa niezwykle ważną rolę w mechanizmach obronnych roślin (Huang i in., 2011; Vranova i in., 2011).

Maini (2006) podsumował wcześnie badania z pierwszym handlowym hydrolizatem białkowym z tkanek nabłonka zwierzęcego, Siapton. Biostymulator ten został opracowany w 1969 roku we Włoszech do aplikacji dolistnej i był stosowany w Europie i Ameryce Południowej oraz Środkowej. Maini (2006) przedstawił wyniki badań, w których stwier-

dził, że w efekcie aplikacji takiego biostymulatora, zawartość N, P, K i Mg była zwiększona w ziarnach kukurydzy uprawianych w warunkach niedoboru Mg. Nowsze badania w literaturze wykazały nieco sprzeczne wyniki w odniesieniu do zwiększenia wydajności pobierania substancji odżywczych z aplikowanych hydrolizatów białkowych.

Wydaje się, że wpływ biostymulatorów na plonowanie roślin zależy w dużej mierze od pochodzenia białek, wykorzystanych do wytwarzania produktu handlowego. Rośliny pomidora traktowane biostymulatorami, które zawierały produkty hydrolizy białek zwierzęcych, wykazywały zmiany w cechach biometrycznych, m.in. zwiększoną wysokość roślin i liczbę kwiatów na roślinach w porównaniu do kontroli, a w przypadku owoców jedynie zwiększoną ich liczbę (Parrado i in., 2008). Koukounararas i in. (2013) stwierdzili także, że stosowanie hydrolizatu białkowego zawierającego 11,3% L-aminokwasów w uprawie pomidorów, zwiększyło ich plon owoców, co było związane ze zwiększoną liczbą lub masą owoców. Również badania Ertani i in. (2013a) wykazały, że aplikacja biostymulatorów, opartych na produktach hydrolizy białek zwierzęcych, zwiększyła zawartość mikroelementów oraz zmniejszyła zawartość azotanów, fosforanów i siarczanów w hydroponicznie uprawianych siewkach kukurydzy.

Badania z poszczególnymi aminokwasami sugerują, że mogą one odgrywać rolę sygnalizacyjną w regulowaniu procesu pozyskiwania azotu przez korzenie. Egzogennie stosowana glutamina, zmniejszyła gromadzenie azotanów i amonu w korzeniach jęczmienia (Fan i in., 2006; Miller i in., 2008).

Wykazano, że dolistne i doglebowe stosowanie preparatów, bazujących na aminokwasach (Kunicki i in., 2010; Lisiecka i in., 2011; Paradikovic i in., 2011; Colla i in., 2014; Ertani i in., 2014) zwiększa metabolizm azotu i żelaza, pobór składników odżywczych oraz wydajność wykorzystania wody i składników odżywczych zarówno dla makro- jak i mikroelementów (Cerdán i in., 2009; Ertani i in., 2009; Halpern i in., 2015). Modyfikacje w rozwoju roślin i uzyskiwanym plonie po stosowaniu biostymulatorów przypisywane są (1) zwiększeniu aktywności mikroorganizmów w glebie i aktywności enzymatycznej gleby, (2) poprawie mobilności i rozpuszczalności mikroskładników, w szczególności Fe, Zn, Mn i Cu, (3) zmianom w architekturze korzeniowej roślin, w szczególności długości i masie korzeni głównych oraz liczbie korzeni bocznych i (4) wzrostowi aktywności reduktazy azotanowej, syntazy glutaminy i aktywności reduktazy Fe (III) (Cerdán i in., 2009; Ertani i in., 2009; García-Martínez i in., 2010; Colla i in., 2014; Lucini i in., 2015). Preparaty bazujące na aminokwasach mogą również zakłócać równowagę fitohormonów roślin, wpływając tym samym na ich rozwój, z powodu obecności specyficznych peptydów i prekursorów syntezy fitohormonów, takich jak tryptofan (Colla i in., 2014). Stwierdzono, że kilka bioaktywnych peptydów wytwarzanych w różnych roślinach ma aktywność podobną do hormonów (Ito i in., 2006; Kondo i in., 2006). Co więcej, wiele prac naukowych wskazywało, że zastosowanie biostymulatorów aminokwasowych, zawierających auksynę o działaniu podobnym do giberelin, promowało wydajność upraw (Schiavon i in., 2008; Ertani i in., 2009; Matsumiya i Kubo, 2011; Colla i in., 2014).

Jednak maksymalne korzyści pod względem jakości plonu uzyskuje się przy stosowaniu biostymulatorów w bardzo niskich dawkach (Ertani i in., 2014), a obserwowany efekt jest zależny od gatunku / odmiany rośliny, warunków środowiskowych, etapów fenologicznych, czasu i trybu aplikacji (doglebowa lub dolistna) (Kauffman i in., 2007; Kunicki i in., 2010; Ertani i in., 2014). Ostatni wymieniony czynnik ma kluczowe znaczenie, ponieważ

biostymulatory są zwykle stosowane dolistnie, stąd ich przenikanie do tkanki roślinnej jest niezbędnym warunkiem niezawodnej efektywności (Pecha i in., 2012).

W literaturze odnaleźć można również informacje o działaniu fitotoksycznym biostymulatorów zawierających hydrolizaty białek pochodzenia zwierzęcego (Cerdán i in., 2009; Lisiecka i in. 2011). Efekt hamowania wzrostu odnotowano w pomidorach (*Solanum lycopersicum* L.) po zastosowaniu takich preparatów (Cerdán i in., 2009). Podobne efekty negatywne obserwowano w uprawie bazylii, po aplikacji dolistnej hydrolizatów białek zwierzęcych. Stwierdzono chlorozę liści, podczas gdy nie zaobserwowano żadnych objawów w przypadku prób kontrolnych. Szkodliwe działanie niektórych biostymulatorów, zawierających produkty hydrolitycznego rozkładu białek pochodzenia zwierzęcego, na wzrost roślin można przypisać niebalansowanemu składowi aminokwasów (Oaks i in., 1977), wyższym stężeniom wolnych aminokwasów (Moe, 2013) i zasadowemu odczynowi stosowanych preparatów (Colla i in., 2014). Poza działaniem fitotoksycznym pojawiają zwiększone obawy, dotyczące stosowania białek, peptydów i aminokwasów pochodzenia zwierzęcego pod względem bezpieczeństwa żywności, co uwzględniono w Rozporządzeniu Europejskim nr 354/2014, które zakazało stosowania tych produktów na jadalne części upraw organicznych. Jednakże Corte i in. (2014), oceniając bezpieczeństwo i skuteczność aplikacji takich produktów, wywnioskowali, że nie wpłynęły one negatywnie na komórki eukariotyczne i ekosystemy glebowe, w związku z tym mogą być stosowane w uprawach konwencjonalnych i ekologicznych bez stwarzania szkody dla zdrowia ludzkiego i środowiska.

Parrado i in. (2008) wysunęli nawet wnioski o przewadze stosowania biostymulatorów, wytworzonych w efekcie hydrolizy białek pochodzenia roślinnego, w stosunku do produktów na bazie białek zwierzęcych. Podobnie Koukounararas i in. (2013) zasugerowali, że zastosowanie (dolistnie lub w strefie korzeniowej) roślinnego produktu handlowego Amino zwiększyło plon i jakość warzyw uprawianych szklarniowo (wzrost średniej masy i liczby owoców) w zróżnicowanych dawkach nawozowych. Po aplikacji biostymulatorów, zawierających aminokwasy i peptydy roślinne odnotowano również korzystny ich wpływ na poziom związków mineralnych w liściach, w szczególności kationów takich jak K, Ca, Mg, Fe, Cu i Zn (Garcia i in., 2011), co w konsekwencji prowadziło do wzrostu plonu. Colla i in. (2014) wykazali, że zastosowanie zwiększonego stężenia, handlowego biostymulatora pochodzenia roślinnego (Trainer), wpłynęło pozytywnie na wydłużenie pędów pomidora i biomasę korzeniową, a także koncentracje chlorofilu (wskaźnik SPAD) i azotu w liściach o 21%. Wymienieni autorzy wskazali, że uzyskanie większej biomasy z roślin traktowanych regulatorami wzrostu na bazie aminokwasów i peptydów można przypisać w dużej mierze wzrostowi zawartości azotu, co związane jest ze stymulacją aparatu fotosyntetycznego roślin.

Pozytywny wpływ biostymulatorów opartych na aminokwasach na wzrost, rozwój i plonowanie roślin wynika prawdopodobnie z faktu, że na poziomie molekularnym stymulują one reakcję obronną rośliny na biotyczne i abiotyczne czynniki stresowe (Cambri i in., 2008). Ponadto zawarte w nich aminokwasy są łatwo przyswajalne przez rośliny, uczestniczą w syntezie szeregu związków organicznych, jak również wpływają na pobieranie makro- i mikroelementów (Maini, 2006). Garcia i in. (2011) wykazali, że dolistna aplikacja aminokwasów i peptydów wraz ze składnikami pokarmowymi zwiększa zawartość potasu, wapnia, magnezu, żelaza, miedzi i cynku w liściach wpływając na stan odżywienia liści, co

sprzyja lepszemu wzrostowi i rozwojowi roślin. Ponadto preparaty tego typu zastosowane dolistnie wykazują działanie podobne do fitohormonów (Colla i in., 2014).

Colla i in. (2014) potwierdzili, że zastosowanie hydrolizatu białkowego Trainer stymulowało wzrost elongacyjny łodygi grochu zwiększając o 33% wysokość karłowatych roślin, oddziałując podobnie jak giberelina. Dodatkowo dolistne aplikowanie preparatów z aminokwasami zwiększyło wysokość roślin strączkowych, przykładowo bobu (El-Ghamry i in., 2009; Shafeek i in., 2014; Sadak i in., 2014) fasoli zwykłej (Abdel-Mawgoud i in., 2011, Zewail, 2014) i fasoli mung (Khalilzadeh i in., 2012), szczególnie przy uprawie w warunkach stresowych. Również Colla i in. (2014) dowiedli także stymulującego działania hydrolizatu białkowego na wzrost części nadziemnej i podziemnej sadzonek pomidora, analogicznego do działania auksyny. El-Gamal i in. (2016) w swoich badaniach stwierdzili, że dolistna aplikacja biostymulatorów pozytywnie wpłynęła na wzrost i rozwój roślin poprzez zwiększenie koncentracji fitohormonów w pędach buraka cukrowego. W literaturze znajdują się także doniesienia o niewielkim wpływie aminokwasów na zwiększenie wysokości roślin (wzrost o 1-7%). Efekty takie obserwowano w przypadku cebuli (Kandil i in., 2013), rzepaku ozimego (Wójtowicz, 2012), kopru (El-Bassiony i in., 2014) i pszenicy (Azimi i in., 2013), rosnących także w warunkach stresowych.

Jak wynika z przedstawionych efektów badań nad biostymulatorami, zawierającymi produkty hydrolizy białek, zdania na temat ich oddziaływania są podzielone. Badania w zależności od testowanej rośliny wskazywały na pozytywny bądź negatywny wpływ stosowania takich preparatów na wielkość i jakość uzyskiwanego plonu (Kozak i in., 2008; Malarz i in., 2008; Przybysz i in., 2014; Kocira i in., 2015b, 2017).

2.3. Właściwości fizyczne nasion

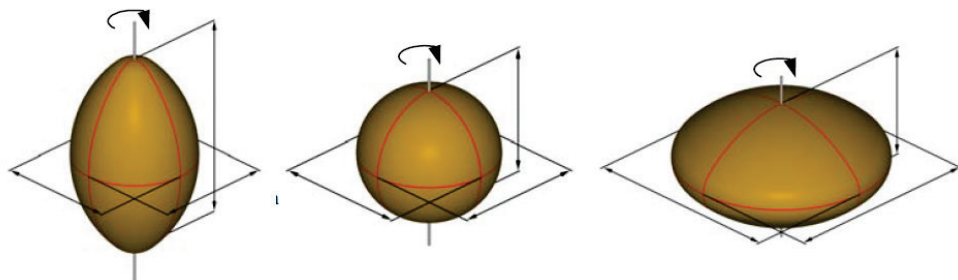
Nieustający rozwój rolnictwa, przechowalnictwa oraz przemysłu spożywczego powoduje wzrost zainteresowania właściwościami fizycznymi przetwarzanych surowców. Wynika to z wyzwań, stojących przed przemysłem przetwórczym, związanych z koniecznością wytwarzania półproduktów i produktów coraz wyższej jakości przy jednoczesnych ograniczonych nakładach energetycznych.

Współczesna produkcja rolnicza, a także przetwórstwo rolno- spożywcze opierają się na precyzyjnych informacjach o właściwościach fizycznych surowców roślinnych, poddawanych obróbce. Własności te bowiem determinują prawidłowy dobór parametrów wielu procesów technologicznych. Cechy fizyczne płodów rolnych są jednak charakterystyczną cechą gatunkową i odmianową roślin. Specyficzny kształt i struktura wewnętrzna, anizotropowość materiału, zmienność struktur w czasie powodują, że metody pomiaru właściwości fizycznych materiału roślinnego oraz interpretacja uzyskanych wyników mogą być utrudnione (Frączek i in., 2003; Konopka i Markowski, 2016). Dodatkowo rozmiar, kształt, masa, zabarwienie oraz szereg innych właściwości fizycznych nasion, wynika przede wszystkim z różnic biologicznych (odmianowych) i w pewnym zakresie jest modyfikowana przez warunki glebowo-klimatyczne oraz zabiegi agrotechniczne (stosowanie nowych metod i technik uprawy, nawożenia i ochrony roślin (Hebda i Micek, 2007; Konopka i in., 2009).

W produkcji rolniczej monitorowanie własności fizycznych nasion czy ziarniaków ma niebagatelne znaczenie, ponieważ pozwala na precyzyjne planowanie i realizację procesów zbioru surowców roślinnych oraz dalszych procesów pozbiorczych czy przetwórczych. Informacje te są także wykorzystywane do regulacji parametrów roboczych maszyn i urządzeń służących m.in. do zbioru (omłotu), czyszczenia, sortowania, frakcjonowania, obłuskiwania, czy też rozdrabniania tych surowców (Frączek i Wróbel, 2006; Anders, 2007; Kram i in., 2007; Jadwisieńczyk i Kaliniewicz, 2011; Tylek, 2012; Konopka i Markowski, 2016).

Zdaniem Konopki i in. (2009) ocena właściwości fizycznych nasion i ziaren stanowi integralną część prac dotyczących ich hodowli, uprawy, technologii magazynowania oraz przetwarzania. Wyniki badań nad zmiennością zasadniczych cech fizycznych nasion czy ziaren stanowią przydatne informacje nie tylko dla rolników czy mechanizatorów rolnictwa (technologia siewu, zbioru, obróbki pozbiorowej, czyszczenia, sortowania, rozdrabniania), ale także stanowią zasób wiedzy praktycznej niezbędnej dla planowania transportu oraz konstrukcji i budowy obiektów magazynowych.

Wśród analizowanych własności fizycznych nasion i ziarniaków szczególną uwagę przywiązują się do pomiarów ich wielkości i kształtu. Charakteryzując się one dużą zmiennością wymiarów i przyjmować również mogą zróżnicowane kształty (Frączek i Wróbel, 2006). Wśród metod oceny kształtu nasion w literaturze wymienia się trzy główne sposoby. Pierwszy, najprostszy to porównanie do brył. Dokładniejszym sposobem jest wykorzystanie mniej lub bardziej skomplikowanych współczynników kształtów. Do najczęściej stosowanych w literaturze zalicza się współczynniki zaproponowane przez Grochowicza (1994), Mohsenina (1986) i Doneva (2004). Wymienione współczynniki wiążą za sobą różne wymiary nasion (rys. 1).



Rys. 1. Oznaczenia wymiarów trzech przykładowych grup nasion stosowane przez Grochowicza i Doneva (Frączek i Wróbel 2006)

Do ostatniej z metod oceny kształtu nasion należą modele wirtualne, w których kształt pojedynczych nasion definiowany jest przy wykorzystaniu równań parametrycznych (Frączek i in., 2003).

Analiza własności fizycznych nasion obejmuje również ocenę ich właściwości mechanicznych. Jedną z ważniejszych cech wytrzymałościowych surowców roślinnych, która determinuje odporność nasion na mechaniczne uszkodzanie jest sprężystość. Określenie

sprężystości nasion i ziaren odbywa się zazwyczaj podczas testu ściskania. Pod działaniem sił zewnętrznych, w zależności od budowy, składu chemicznego, zawartości wody i wielkości obciążenia, nasiona i ziarna zachowują się jak ciało sprężyste lub lepko-sprężyste (Dobrzański, 1998; Hebda i Frączek, 2005). Dla wyraźnego wskazania różnic w fizycznej interpretacji wyników próby ściskania nasion oraz materiałów konstrukcyjnych Hebda i Frączek (2005) proponują, by miejsce modułu Younga, zastąpił wskaźnik podatności na odkształcenie nasiona. Wskaźnik ten został zdefiniowany jako podwojona wartość pracy włożonej w odkształcenie pojedynczego nasienia (jednostkowa praca odkształcenia) (Hebda i Frączek, 2005).

Zdaniem Mańkowskiego i in. (2014) praktycznym efektem badań nad zmiennością cech fizycznych nasion, takich jak grubość okrywy nasiennej, może być wskazanie miejsc podatnych na jej uszkodzenie, a w konsekwencji pozwoli to na zaproponowanie metody usuwania okrywy nasiennej z nasion.

2.4. Charakterystyka biologiczna i upraw fasoli zwykłej

Fasola zwykła (*Phaseolus vulgaris* L.) jest rośliną jednoroczną, samopylną, kielkującą epigeicznie – tzn. jej liścienie wychodzą nad powierzchnią ziemi. System korzeniowy fasoli zwykłej jest mniej rozwinięty niż u fasoli wielkokwiatowej, a korzenie nie mają charakteru spichrzowego. W kwiatostanie najczęściej występuje od 2 do 8 kwiatów. Barwa kwiatów może być biała, kremowa, liliowa, fioletowa lub czerwona, zdarzają się także kwiaty wielobarwne (<https://atlas-roslin.pl>).

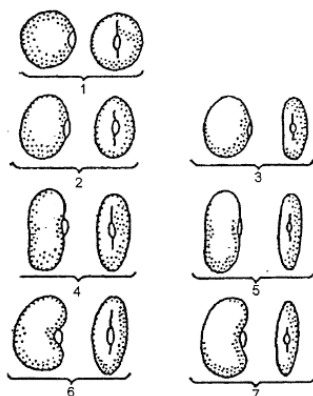
W Polsce na szeroką skalę uprawia się tylko dwa spośród licznych gatunków fasoli: fasolę zwyczajną (*Phaseolus vulgaris* L.) oraz fasolę wielkokwiatową (*Phaseolus coccineus* L.).

Biorąc pod uwagę długość łodygi, w obrębie gatunku *Phaseolus vulgaris* L. wyróżnia się dwie odmiany botaniczne tj. karłową (var. *nanus*) oraz tyczkową (var. *communis*). Jednak w uprawie polowej gospodarcze znaczenie mają przede wszystkim odmiany karlowe (Sosnowski, 2006).

Owocem fasoli jest wydłużony strąk, a jego barwa, kształt oraz zawartość włókna są cechami odmianowymi (Kapusta, 2012). Pod względem budowy wewnętrznej strąka (zawartość włókna w szwach i ściankach) fasolę zwykłą dzieli się na fasolę szparagową (bezwłóknistą) oraz fasolę na suche nasiona (włóknistą) (Świetlikowska, 2006). Dla strąków fasoli istnieje korelacja pomiędzy ich kształtem, a kształtem nasion. Długie strąki, o okrągłym przekroju poprzecznym kryją w sobie nasiona walcowate i podłużne. Natomiast w strąkach płaskich nasiona są bardziej spłaszczone, a w owalnych w przeważającej ilości owalne (Jasińska i Kotecki, 1999; Niemirowicz-Szczyt, 1993).

Liczba nasion w pojedynczych strąkach jest cechą zmienną i zależną od gatunku i odmiany oraz od umiejscowienia strąka na piętach łodygi. Strąki znajdujące się w środkowej części łodygi są z reguły najliczniej wypełnione (Jasińska i Kotecki, 1999). Wielkość nasion fasoli jest cechą odmianową, zależną również od warunków panujących w sezonie wegetacyjnym. Wilgotność gleby i powietrza w czasie formowania owoców a także zagęszczenie siewu są czynnikami determinującymi wielkość nasion (Szyrmer i in., 1992; Niemirowicz-Szczyt, 1993; Jasińska i Kotecki, 1999).

Kształt nasion jest również cechą odmianową. W przypadku fasoli zwykłej najczęściej nasiona mają kształt (rys. 2) kulisty, jajowaty, owalny, cylindryczny i nerkowaty (Niemirowicz-Szczyt, 1993).



Rys. 2. Kształty nasion fasoli zwykłej: 1 – kulisty, 2 – elipsoidalny, 3 – elipsoidalny spłaszczony, 4 – walcowaty, 5 – walcowaty spłaszczony, 6 – nerkowaty, 7 – nerkowaty spłaszczony (Świątkowska, 2006)

W budowie nasion fasoli, w odróżnieniu od gatunków roślin jednoliściennych, występują dwa liścienie, które gromadzą substancje zapasowe w postaci białka i skrobi. Liścienie te okryte są łupiną nasienną, a pomiędzy nimi znajduje się korzonek zarodkowy (radicula), krótki hipokotyl oraz zawiązek pędu (plumula z dwoma małymi listkami młodocianymi) (Górczyński, 1979; Graham i Ranalli, 1997).

Fasola na suche nasiona cieszy się szerokim uznaniem i zastosowaniem ze względu na wartość odżywczą, która ma swoje źródło głównie w zawartości białka. Skład aminokwasowy białka fasoli jest korzystny ze względu na fakt występowania prawie wszystkich aminokwasów egzogennych w koncentracjach zbliżonych do ich zawartości w produktach zwierzęcych. Nasiona fasoli zawierają około 90% suchej masy, a w niej około 60% stanowią węglowodany (przede wszystkim skrobia – ok. 40% i błonnik – ok. 16%), około 22% białko oraz sole mineralne. Wśród soli mineralnych dominują sole potasu (1200 mg%), fosforu (450 mg%), magnezu i wapnia (340 mg%), a także żelaza (7 mg%) oraz cynku (4 mg%) (Świątkowska, 2006). Wartość energetyczna 100 g nasion fasoli wynosi około 288 kcal (1203 kJ) (Kapusta, 2012).

Rolnictwo jest gałęzią gospodarki, która w największym stopniu uzależniona jest od warunków klimatycznych (Maciejewski i in., 2007; Szwejkowski i in., 2008). Globalne zmiany klimatu i anomalie pogodowe bezpośrednio lub pośrednio wpływają na straty w plonach roślin uprawnych. Decydujący wpływ na wzrost, rozwój oraz plonowanie fasoli zwykłej mają warunki klimatyczno – glebowe w okresie wegetacji a także zabiegi agrotechniczne (Kęsik i Konopiński, 1996).

W ontogenezie fasoli wyróżniamy dwa najważniejsze okresy rozwoju: faza kiełkowania i kwitnienia. Kiełkowanie *P. vulgaris* jest dość krótkie i trwa 5-7 dni przy odpowiedniej temperaturze gleby. Czas kwitnienia zależy od odmiany, temperatury i fotoperiodu. Kwit-

nienie jest zwykle inicjowane w okresie od 28 do 42 dni od wysiewu. W fazie kwitnienia występowanie suszy lub innych stresów biotycznych bądź abiotycznych wyraźnie w konsekwencji wpływa na późniejszy plon. Niektóre odmiany fasoli zwykłej wytwarzają dodatkowe węzły po początkowym kwitnieniu, przy czym tworzenie się kwiatów przedłużone jest wtedy o 15 do 30 dni (CIAT, 1975). Okresy tworzenia się nasion mogą wynosić od zaledwie 23 dni do prawie 50 dni w zależności od odmiany. Fasola osiąga dojrzałość fizjologiczną (etap, po którym nie następuje dalszy wzrost suchej masy nasion), po 60-65 dniach od wysiania dla wczesnych odmian użytkowanych na obszarach, gdzie sezon wegetacyjny jest bardzo krótki, lub po 200 dniach dla odmian pnących o chłodniejszym klimacie (Graham i Ranalli, 1997).

Fasola jest rośliną ciepłolubną. Minimalna temperatura dla jej wzrostu wynosi 10°C. Jednak optymalna jest już dużo wyższa i wynosi 23°C (Szafirowska i Kaniszewski, 2014). Zdaniem Łabudy i in. (2006) odpowiednia dla wzrostu i różnicowania organów fasoli temperatury mieści się w przedziale od 19 do 25°C. Fasola jest rośliną, która wykazuje szczególnie wrażliwość na wysokie temperatury w fazie generatywnego rozwoju. Wielu autorów wskazuje, że długotrwale panujące wysokie temperatury w przedziale od 27 do 35°C, w szczególnie ważnym okresie jakim jest kwitnienie roślin, oddziałują negatywnie na zawiązywanie i osadzanie się strąków (skręcanie długości strąków, zmniejszenie liczby nasion w strąku oraz ich masy) (Marsh i in., 1983; Monterosso i Wien, 1990; Shonnard i Gepts, 1994; Łabuda i in., 2006). Efektem wysokich temperatur jest także przyspieszenie dojrzewania oraz skrócenie okresu wegetacyjnego (Szafirowska i Kaniszewski, 2014). W okresie kwitnienia nie jest wskazana ani zbyt niska (poniżej 15°C) ani zbyt wysoka temperatura (powyżej 30°C), ponieważ skutkuje to ograniczeniem samego kwitnienia i opadaniem kwiatów, co jest wynikiem stresów cieplnych w roślinach. W strefie klimatu umiarkowanego uprawy fasoli są często narażone na występowanie niższych temperatur niż optymalne. Zdaniem Prusińskiego (2006) warunki agroklimatyczne sprzyjają uprawie fasoli, przeznaczonej na nasiona, na terenie całego kraju. Wskazują na to również wyniki ścisłych doświadczeń polowych, przeprowadzonych w Stacjach Doświadczalnych Oceny Odmian COBORU (Prusiński, 2006).

O sukcesie uprawy fasoli zwykłej oprócz temperatury powietrza decydują również rozkład i sumy opadów atmosferycznych (Szyrmer i in., 1992). Zdaniem Szafirowskiej i Kaniszewskiego (2014) w warunkach krajowych zagrożenie dla roślin stanowią mogą nadmierne opady w lecie. Optymalnie określa się, iż opady w sierpniu nie powinny przekraczać poziomu 90 mm, ponieważ utrudniają wzrost i rozwój nowych strąków w przypadku fasoli szparagowej, a dla odmian przeznaczonych na suche nasiona, zaburzają proces dosychania strąków. Fasola jest również rośliną szczególnie wrażliwą na suszę podczas kwitnienia, co skutkuje znacznym spadkiem ilości kwiatostanów i strąków, gdy występuje niedobór wody w tej fazie jej wzrostu. Nunez-Barrios (1991) oceniał wpływ suszy na *P. vulgaris* na różnych etapach rozwoju rośliny. Niedobory wody przyspieszyły kwitnienie i wypełnienie nasion, ale opóźniły pojawienia się liści. Szybką ekspansję korzeni odnotowano na początku okresu deficytu wody, po czym następowała śmierć korzeni i kompensacyjny wzrost w głębszych warstwach gleby. Gospodarka wodna jest zatem kluczowym aspektem produkcji fasoli w Europie i znacznej części Stanów Zjednoczonych (Nunez-Barrios, 1991; Di Candilo i in., 1991; Barbieri i de Pascale, 1992).

Zdaniem Szafirowskiej i Kaniszewskiego (2014) fasola zwykła ma zdecydowanie mniejsze wymagania odnośnie gleby niż warunków atmosferycznych. Można ją uprawiać na wszystkich typach gleb szybko nagrzewających się i żyznych. Jednak przeszkodą w jej uprawie są gleby zbyt lekkie oraz zbyt ciężkie, zlewne i zaskorupiające się, o wysokim poziomie wód gruntowych. Ze względu na rozwinięty system korzeniowy i symbiozę z bakteriami *Rhizobium phaseoli* rośliny fasoli mają zdolność do wiązania azotu atmosferycznego, dzięki czemu ich zapotrzebowanie na dostarczanie tego składnika podczas nawożenia jest ograniczone (Wróbel i in., 2016). Z drugiej jednak strony fasola wykazuje zwiększone potrzeby pokarmowe na potas i fosfor. Optymalnie podstawowe składniki powinny występować w glebie w koncentracji:

- Azot – około $30 \text{ mg} \cdot \text{dm}^{-3}$ gleby,
- Fosfor – od 40 do $60 \text{ mg} \cdot \text{dm}^{-3}$ gleby,
- Potas – od 125 do $175 \text{ mg} \cdot \text{dm}^{-3}$ gleby,
- Magnez – od 50 do $70 \text{ mg} \cdot \text{dm}^{-3}$ gleby,
- Wapń – od 1000 do $2000 \text{ mg} \cdot \text{dm}^{-3}$ gleby (Szafirowska i Kaniszewski, 2014).

W nawożeniu fasoli stosuje się zwykle $100\text{--}200 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ superfosfatu potrójnego ($46\text{--}92 \text{ kg P}_2\text{O}_5$) oraz od 100 do $200 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ siarczanu potasu ($50\text{--}100 \text{ kg K}_2\text{O}$). W okresie jesienno-wiosennym, jeśli pH gleby jest niższe od 6,0, wapnuje się glebę podając $1 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ tlenku wapnia (CaO), na glebach cięższych, natomiast na lżejszych $2 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ węglanu wapnia (CaCO_3).

Fasola jest rośliną bardzo wrażliwą na niedobór mikroelementów takich jak bor, molibden i mangan, co powinno być uwzględnione przy nawożeniu na glebach lekkich, torfowych i przepławianych (Łabuda i in., 2006; Szafirowska i Kaniszewski, 2014).

Fasola nie ma dużych wymagań w odniesieniu do przedplonu. Może być uprawiana po warzywach kapustnych, cebulowych, po pomidorach, ogórkach czy roślinach rolniczych – okopowych i zbożach.

Przed siewem nasion, gleba powinna być starannie przygotowana, na co szczególnie wrażliwa jest fasola zwykła (jej nasiona kiełkują epigeicznie) (Łabuda i in., 2006). Siew nasion fasoli powinien być wykonany do nagrzanej gleby o temperaturze w zakresie od 10 do 12°C . Za optymalną temperaturę kiełkowania przyjmuje się 18°C , jednak dla odmian kolorowych ta temperatura może być niższa (16°C). Nie należy wysiewać nasion w glebę o zbyt niskiej temperaturze, gdyż prowadzi to do uszkodzeń chładowych. Norma siewu nasion jest zależna od odmiany oraz masy 1000 nasion i wynosi od 70 do $90 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ dla małych nasion i od 100 do $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ dla nasion średnich oraz dużych. Optymalna zalecana odległość rzędów wynosi od 40 do 45 cm, obsada roślin w rzędzie co 8 – 10 cm. W zależności od uprawianej odmiany fasoli oraz typu gleby siew nasion wykonuje się na głębokości 3–5 cm (Łabuda i in. 2006; Szafirowska i Kaniszewski, 2014).

W uprawie fasoli zwykłej bardzo duże znaczenie mają zabiegi pielęgnacyjne. Ich głównym celem jest przede wszystkim rozluźnienie struktury gleby, zniszczenie chwastów oraz wprowadzenie nawozów (Szafirowska i Kaniszewski, 2014).

Fasola jest rośliną bardzo wrażliwą na zaskorupienie gleby. Dlatego też niezwykle ważnym zabiegiem pielęgnacyjnym w jej uprawie jest spulchnianie międzyrzędzi, dodatkowo połączone ze zwalczaniem chwastów. Taki zabieg przeprowadza się tak, aby nie uszkodzić korzeni bocznych, które znajdują się płytko pod powierzchnią gleby.

Fasola uważana jest za gatunek roślin średnio wrażliwych na zachwaszczenie, co jest spowodowane krótkim okresem wschodów oraz szybkim wzrostem w początkowym okresie wegetacji i dobrym zakrywaniem międzyrzędzi przez liście (Anyszka, 2015). Z reguły plantacje fasoli podlegają 2 lub 3 – krotnemu odchwaszczaniu. Pierwszy raz po wzejściu roślin, kolejny przed kwitnieniem, a ostatni raz po około 30 dniach od kwitnięcia (Szafirska i Kaniszewski, 2014; Łabuda i in., 2006). Dla fasoli zagrożenie stanowią przede wszystkim szybko rosnące chwasty, które stanowią dla niej konkurencję o wodę, światło oraz substancje pokarmowe. Nie bez znaczenia są również oddziaływania allelopatyczne chwastów, które wydzielają substancje chemiczne o niekorzystnym działaniu na rośliny fasoli. Dodatkowo obecność chwastów prowadzi do pogorszenia warunków fitosanitarnych plantacji, a w konsekwencji stanowi utrudnienie dla przeprowadzenia zabiegów środkami ochrony roślin. Największe zagrożenie dla plonowania fasoli stanowią chwasty, pojawiające się od momentu wysiewu do czasu zakrycia międzyrzędzi (krytyczny okres konkurencji). Opóźnienie pierwszego odchwaszczania uprawy o zaledwie dwa tygodnie może prowadzić do obniżenia plonów strąków nawet o około 20%. Równie krytycznym momentem dla uprawy są okresy suszy, ponieważ wtedy chwasty nie tylko pobierają znaczne ilości wody, ale zacieniają również glebę, co wywołuje obniżenie jej temperatury. Dodatkowo silne zachwaszczenie może prowadzić do objawów niedoborów składników pokarmowych u roślin, które mogą być przejaśnione, niższe, kruche, a ich plon pogorszony i obniżonej jakości (Anyszka, 2015). Na dużych plantacjach do walki z zachwaszczeniem używa się odpowiednich herbicydów, zgodnie z zaleceniami Programu ochrony warzyw. Jest to szczególnie ważne w rejonach intensywnej uprawy fasoli, kiedy istnieje niebezpieczeństwo wystąpienia strąkowca fasolowego. Dlatego konieczne jest stosowanie profilaktycznych zabiegów ochrony w początkowym okresie dojrzewania strąków (Łabuda i in., 2006; Anyszka, 2015).

Duża liczba gatunków chwastów może pojawiać się w różnych okresach sezonu wegetacyjnego, co bardzo utrudnia wykonywanie zabiegów skierowanych przeciwko chorobom i szkodnikom, prowadzi do opóźnienia dojrzewania i pogorszenia jakości plonów, ale przede wszystkim utrudnia zbiór fasoli (Anyszka, 2015).

Zbiór fasoli zwykle przeprowadza się jednorazowo. Rośliny są ścinane bądź koszone i pozostawiane do przeschnięcia przez kilka dni na polu. Następnie przewozi się je do przewidzianych pomieszczeń. Jednak podczas wilgotnej, deszczowej pogody konieczne jest dosuszanie roślin przy pomocy odpowiednich suszarni, przy czym temperatura strumienia powietrza do suszenia nie powinna przekraczać 30°C. Jak dotąd nie było na rynku specjalistycznych maszyn do zbioru i omłotu fasoli. Najczęściej używano młocarni do zboża, przystosowanej do omłotu roślin bobowatych (Łabuda i in., 2006). Jednak w ostatnich latach pojawiły się już specjalistyczne kombajny, dedykowane do zbioru fasoli. Skoszona fasola zbierana jest przez system elastycznych podbieraków, które kierują materiał roślinny do podajnika, którego funkcją jest podnoszenie zebranego materiału do klepiska. Jednostka zbierająca jest podwieszona za pomocą systemu sprężyn i kółek prowadzących, które kopią nierówności terenu i umożliwiają regulację wysokości podbieraków, pracujących blisko powierzchni gleby, dzięki czemu możliwy jest zbiór bez strat i wciągania ziemi. Rotor młocarni, wykorzystuje system aktywnego przepływu, który posiada regulację inten-

sywności oraz czasu młócenia, pozwalając na zbieranie fasoli przy dowolnej wilgotności, bez negatywnego wpływu na jakość nasion. Na końcu cylindra młócego umieszczona jest dmuchawa, który wyrzuca słomę na zewnątrz maszyny. Nasiona fasoli oraz drobne zanieczyszczenia przechodzą przez bęben i spadają na sita wibrujące, które transportują materiał do tyłu maszyny, gdzie z kolei wentylator eliminuje pozostałe drobne zanieczyszczenia. Nasiona przenośnikiem kubelkowym kierowane są do zbiornika, wyposażonego w hydraulicznie podnoszony i przechyłany system wysypowy (<http://www.master-ciagniki.pl>).

3. PROBLEM BADAWCZY, CEL I HIPOTEZY PRACY

Fasola pod względem powierzchni uprawy zajmuje na świecie drugie miejsce wśród roślin bobowatych. Ponad 1/3 światowego areалу uprawy przypada na Indie, a około 20% na Brazylię i Gwatemalę. W Europie uprawiana jest głównie na Białorusi, w Rumunii, Portugalii i Turcji. Pomimo, że możliwości plonotwórcze fasoli są duże, gdyż można uzyskać nawet $4,0 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ to jednak fasola przynosi najmniejszy plon nasion ze wszystkich roślin bobowatych (Hołubowicz-Kliza, 2015). Powierzchnia uprawy fasoli w Polsce zajmowała około 18 tys. ha w 2017 roku, a średnie plony nasion kształtują się obecnie na poziomie $2 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$. W 2017 roku według raportu GUS plony fasoli wyniosły $27,7 \text{ dt} \cdot \text{ha}^{-1}$ i były o $0,9 \text{ dt} \cdot \text{ha}^{-1}$ wyższe niż w 2016 roku (Łęczyński, i in. 2018). Obniżone plonowanie tej rośliny w warunkach krajowych wynika przede wszystkim z jej wrażliwości na coraz częściej występujące czynniki stresowe (susza, przymrozki, zasolenie, zanieczyszczenia środowiska metalami ciężkimi, działalność szkodników, patogenów). W takich przypadkach uzasadnione zdaje się stosowanie różnego rodzaju biostymulatorów. Jednak powinno być ono poprzedzone badaniami nad wpływem technik aplikowania biostymulatorów, opartych na ekstraktach z alg morskich oraz wolnych aminokwasach na wzrost i plonowanie fasoli zwykłej *Phaseolus vulgaris* L. oraz kształtowanie się właściwości fizyko-mechaniczne i jakościowych nasion.

Problematyka pracy, obejmuje kilka interdyscyplinarnych wątków, takich jak technika aplikacji agrochemikaliów oraz reakcja fasoli na stosowane preparaty. Wpisuje się ona we współczesne trendy badawcze w rolnictwie i odpowiada na technologiczne, rolnicze i agromoniczne wyzwania dotyczące nowych rozwiązań zapewniających uzyskanie wysokich i dobrych jakościowo plonów roślin uprawnych, przy jednoczesnym ograniczeniu stosowania pestycydów i nawozów mineralnych.

Poruszane w pracy zagadnienia mają istotne znaczenie praktyczne w aspekcie opracowania wytycznych dotyczących uprawy fasoli. Stosowanie konwencjonalnych zabiegów agrotechnicznych w tradycyjnej uprawie może okazać się bowiem niewystarczające przy wystąpieniu niekorzystnych warunków dla wzrostu i rozwoju roślin, związanych ze zmianami pogodowymi, zagrożeniami środowiskowymi, czy też czynnikami antropogenicznymi. Na poziom i jakość uzyskiwanych plodów rolnych wpływa umiejętność przeciwdziałania efektem czynników stresowych, lub naprawa spowodowanych przez nie uszkodzeń. Występowanie w uprawach niekorzystnych czynników może doprowadzić do drastycznego zmniejszenia plonu, co w konsekwencji sprawia, że produkcja roślinna jest mniej opłacalna dla producentów rolnych i jednocześnie nieatrakcyjna dla konsumentów. Przedstawionym zagrożeniom w produkcji rolniczej można zapobiegać poprzez zastosowanie biostymulatorów, których aplikacja będzie chronić rośliny w fazie kiełkowania, wzrostu i rozwoju oraz wspomagać regenerację roślin po wystąpieniu biotycznych i abiotycznych czynników stresowych, przyczyniając się tym samym do poprawy plonowania roślin.

Obecne prognozy wskazują również na ciągły wzrost zużycia preparatów biostymulujących zarówno w rolnictwie ekologicznym, jak i zrównoważonym. Dlatego niezwykle istotnym zagadnieniem wydaje się ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów zarówno na poziom jak i jakość plonu roślin.

Ocena reakcji roślin fasoli na biostymulatory, w polskich warunkach klimatycznych, może być zależna nie tylko od rodzaju i stężenia stosowanych preparatów, ale przede wszystkim od formy ich aplikacji. Stosowanie biostymulatorów, w ważnej z punktu widzenia gospodarczego uprawie fasoli, wrażliwej na niekorzystne warunki klimatyczne, wydaje się uzasadnione. Dlatego przedmiotem badań naukowych jest poszukiwanie rozwiązań technicznych, mających na celu zapewnienie fasoli jak najkorzystniejszych warunków wzrostu i plonowania.

Obecny stan wiedzy dotyczący stosowania biostymulatorów jest obszerny i zróżnicowany ze względu na zakres badań, jak i na stopień ujęcia problemu badawczego. Badania te niestety nie są w żaden sposób usystematyzowane, a znajomość procesów i mechanizmów, warunkujących zarówno ilość jak i jakość plonu fasoli zwykłej jest niezwykle ważna w uprawie roślin. Dlatego też celem pracy jest pozyskanie wiedzy na temat kształtowania się cech i właściwości nasion fasoli zwykłej w zależności od zastosowanych metod aplikacji biostymulatorów.

Jak dotąd wiedzy z tego zakresu, zwłaszcza jest bardzo ograniczona. W związku z powyższym w pracy sformułowano następujące zapytania badawcze:

1. W jaki sposób aplikować biostymulatory w uprawie fasoli zwykłej, wrażliwej na stresy biotyczne i abiotyczne?
2. Czy dolistna, doglebowa oraz łączona (doglebowa i dolistna) aplikacja biostymulatorów (Bio-algeen S90 plus 2, L-Amino+[®]) będzie różnicowała plon i elementy strukturalne plonowania roślin oraz właściwości fizyko-mechaniczne i jakość nasion fasoli zwykłej?
3. Które z badanych technik aplikacji, stężeń i rodzajów biostymulatorów korzystnie wpływają na badane cechy fasoli zwykłej?
4. Która z metod aplikacji biostymulatorów jest ekonomicznie opłacalna?

Celem pracy była ocena wpływu aplikacji dwóch rodzajów biostymulatorów i trzech metod ich aplikacji (podlewanie, oprysk, podlewanie i oprysk) na cechy biometryczne, plonowanie oraz właściwości fizyko-mechaniczne i jakość nasion fasoli zwykłej odmiany Toska.

Biorąc pod uwagę przedstawione problemy badawcze sformułowano i zweryfikowano następujące trzy hipotezy badawcze:

1. Aplikacja testowanych biostymulatorów pozytywnie wpływa na plon i elementy strukturalne plonowania fasoli zwykłej (*Phaseolus vulgaris* L.) oraz właściwości fizyko-mechaniczne i jakość jej nasion.
2. Metody aplikacji biostymulatorów są czynnikiem determinującym wzrost roślin, plon oraz właściwości fizyko-mechaniczne i jakościowe nasion fasoli zwykłej *Phaseolus vulgaris* L.
3. Metody aplikacji biostymulatorów kształtują opłacalność ekonomiczną uprawy fasoli zwykłej.

4. MATERIAŁ I METODY BADAŃ

4.1. Materiał badawczy roślinny

Biologiczny materiał badań stanowiła fasola zwykła *Phaseolus vulgaris* L. odmiany Toska. Uprawa fasoli jest jedną z najstarszych na świecie. Roślina należy do gatunków jedno- i dwuletnich. Pochodzi z Ameryki Środkowej i Południowej, a wiele jej odmian uprawianych jest w różnych rejonach świata. Fasola jest uznawana za najważniejszą roślinę bobowatą, przeznaczoną do bezpośredniego spożycia przez ludzi (Broughton i in., 2003). W Polsce *Phaseolus vulgaris* L. jest ważną rośliną uprawną, niezwykle cenną przede wszystkim ze względów żywieniowych. Nasiona fasoli zawierają bowiem wysokiej jakości białko (przeciętna koncentracja 25%), a dodatkowo są również bogate w fosfor, potas i żelazo (Jasińska i Kotecki, 1999; Szafirowska i Kaniszewski, 2014; Wróbel i in., 2016).

Fasola zwykła ma wysokie wymagania termiczne i świetlne oraz umiarkowane zapotrzebowanie na wodę. Ze wszystkich roślin bobowatych jest najbardziej odporna na suszę. Ma również dobrze rozwinięty system korzeniowy, z którym bakterie *Rhizobium phaseoli*, które wiążą azot atmosferyczny, współistnieją w relacji symbiotycznej (Wróbel i in. 2016).

Roślina fasoli tworzy słabo rozgałęzioną, zdrewniałą w dolnej części łodygę, która może osiągać wysokość od 25 do 60 cm u odmian karłowatych. Pierwsze dwa liście fasoli są całobrzegie, natomiast następne trójlistkowe. Barwa liści może być jasno lub ciemnozielona, co jest cechą odmianową. Kwiaty fasoli zwykłej są motylkowe i grzbieciste, zebrane w grona po dwie do ośmiu sztuk, które wyrastają z kątów liści (po około 40–60 dniach od momentu wysiewu). Barwa kwiatów jest zróżnicowana (od białej, po fioletową lub czerwoną) i uwarunkowana odmianą. Korzeń fasoli zwykłej jest typu palowego. Może sięgać na głębokość od 100 do 110 cm, przy czym najsilniej rozgałęziony jest w warstwie wierzchniej gleby (<https://atlas.roslin.pl/plant/7558>).

Do badań wybrano fasolę zwykłą odmiany Toska, która jest często uprawiana w Polsce. Odmiana ta jest oryginalną polską odmianą fasoli o czerwonym zabarwieniu okrywy nasiennej. Nasiona pochodzą z Plantico Hodowla i Nasiennictwo Ogrodnicze Zielonki sp. z o.o. Jest to odmiana plenna, przeznaczona na suche nasiona. Tworzy rośliny o wzniesionym pokroju, ze strąkami barwy zielonej. Wysokość roślin osiąga wymiary od 35 do 40 cm. Nasiona fasoli Toska są średniej wielkości, gładkie, z połyskiem, o bordowym zabarwieniu.

Według danych rejestracyjnych masa 1000 nasion fasoli Toska wynosi od 500 do 520 g. Przeznaczona jest do bezpośredniego spożycia a także do konserwowania (http://plantico.pl/wp-content/uploads/2018/03/zielonki_ulozka_fasola.pdf). Wysiew nasion tej odmiany do gruntu odbywa się po przymrozkach, z reguły w połowie maja, w rozstawie 10x30-40cm. Do prawidłowego wzrostu roślina ta wymaga gleb żyznych, ciepłych i w dobrej kulturze (www.sadowniczy.pl). Długość sezonu wegetacyjnego dla fasoli zwykłej odmiany Toska wynosi 110 dni (czas od siewu do zbioru) (<http://plantico.pl>).

4.2. Warunki doświadczenia polowego

Wyniki badań pochodzą z doświadczenia polowego przeprowadzonego w latach 2016-2018 w miejscowości Golce (53°22'N; 16°25'E), powiecie wałeckim, województwie zachodniopomorskim, na glebie bielcowej właściwej, o podłożu słabo gliniastym i piaszczysto żwirowym klasy botanicznej IVa, kompleksu żyniego dobrego, odczynie lekkokwaśnym (pH w 1 M KCl: 6,5-6,7) i następującą średnią zasobnością gleby w składniki pokarmowe: P (0,00263 – 0,00266 g P₂O₅ w 100 g gleby), K (0,0013 – 0,0015 g K₂O w 100 g gleby) i Mg (0,0096 – 0,0098 g Mg w 100 g gleby). Założone jaw układy bloków losowych, w 4 powtórzenia na poletkach doświadczalnych o powierzchni 10 m².

Przedplonem w każdym roku badań był pszenica ozima. Nasiona fasoli wysiewano w rzędy co 45 cm w średniej rozstawie co 13,5 cm, co daje obsadę 30 roślin na m². Zachwaszczanie likwidowano mechanicznie i ręcznie.

Klimat województwa zachodniopomorskiego, w którym przeprowadzono doświadczenie, cechuje się dużą zmiennością, która jest efektem ścierania się w jego obszarze wpływów klimatu morskiego i lądowego, a także wpływu czynników lokalnych na przebieg zjawisk pogodowych. Przez centralną część województwa, od południowego zachodu do północnego wschodu rozciąga się wał morenowy, który wyraźnie różnicuje przestrzenny rozkład usłonecznienia, temperatury, opadów i prędkości wiatru po obu jego stronach. Duża część województwa odznacza się małą amplitudą roczną, sezonową i dzienną temperatur powietrza, dużą wilgotnością i wietrznością, chłodniejszym latem i stosunkowo krótką, ale łagodną zimą oraz znaczącą ilością opadów. Ze względu na zróżnicowanie warunków klimatycznych obszar województwa zachodniopomorskiego podzielony jest na dziesięć krain klimatycznych. Krainę VIII stanowi kraina Wałecka, która obejmuje obszar na południe od strefy czołowo-morenowej. Obserwuje się w tym obszarze wyższe usłonecznienie, ale średnie roczne temperatury są niskie. Pozostaje ona w tzw. „cieniu opadowym” pasa czołowo-morenowego, toteż roczne sumy opadów są stosunkowo nieduże (<http://region.wzp.pl>).

Charakterystykę elementów meteorologicznych w trzech latach, prowadzonych badań polowych przedstawiono w tabeli 1. Dane meteorologiczne pozyskano ze stacji pomiarowej, znajdującej się terenie prowadzenia doświadczeń polowych.

Według Prusińskiego (2006) warunki agroklimatyczne sprzyjają uprawie fasoli, przeznaczanej na nasiona, na terenie całego kraju. Jednak zdaniem Szafirowskiej i Kaniszewskiego (2014) o sukcesie uprawy fasoli zwykłej decydują przede wszystkim temperatury powietrza oraz rozkład i sumy opadów atmosferycznych.

W okresie badawczym wystąpiły trzy lata o temperaturze wyższej niż średnie z wielolecia. Najwyższe temperatury odnotowano w ostatnim roku badań polowych (2018). Najchłodniejszy był okres wegetacji 2017 roku. Suma opadów w okresie wegetacji fasoli wynosiła w kolejnych latach badań odpowiednio: 480,5; 541,6 i 371,5 mm. Najmniejsze opady odnotowano w ostatnim roku doświadczeń.

Tabela 1.

Temperatura (T) i opady atmosferyczne w okresie wegetacji fasoli w latach 2016-2018

Miesiąc	Rok						Średnia z lat 1990-2010	
	2016		2017		2018			
	T (°C) średnia (min/max)	Opady (mm)	T (°C) średnia (min/max)	Opady (mm)	T (°C) średnia (min/max)	Opady (mm)	T (°C)	Opady (mm)
Kwiecień	9,8 (0,8/27,4)	69,1	8,5 (-1,7/26,3)	85,4	13,9 (-0,8/27,1)	28,2	7,5	41,1
Maj	14,2 (4,2/30,1)	74,5	14,3 (-1,0/29,9)	92,3	17,6 (5,9/29,7)	53,4	12,3	52,3
Czerwiec	18,7 (6,8/35,3)	68,3	19,4 (7,6/31,0)	52,1	18,6 (8,6/30,1)	52,1	16,1	64,2
Lipiec	19,9 (10,1/34,0)	112,1	19,8 (8,6/32,5)	88,6	20,1 (10,9/31,2)	108,4	18,0	78,1
Sierpień	19,4 (6,4/32,1)	101,3	20,9 (9,7/33,7)	103,4	22,4 (9,1/34,6)	93,4	18,2	60,8
Wrzesień	16,1 (3,8/30,1)	55,2	14,2 (3,4/28,8)	119,8	16,9 (0,1/30,6)	36,0	13,4	62,7
Średnia/Suma	16,4	480,5	16,2	541,6	18,3	371,5	14,3	359,2

4.3. Testowane biostymulatory i metody ich aplikacji

Do badań wykorzystano dwa biostymulatory Bio-algeen S90 plus 2 oraz L-Amino+®. Oba preparaty mogą być stosowane zarówno w uprawach tradycyjnych, jak również ekologicznych.

Preparat Bio-algeen S90 plus 2 jest naturalnym wyciągiem z brunatnych alg morskich *Ascophyllum nodosum*. Preparat ten jest produkowany przez niemiecką firmę Schulze & Hermsen GmbH. Zawiera w swym składzie 90 grup związków chemicznych, w tym, aminokwasy, witaminy, kwas alginowy oraz inne składniki aktywne glonów morskich. Do najważniejszych pierwiastków w tym biostymulatorze zalicza się:

- azot – 0,02%;
- fosfor – 0,006%;
- potas – 0,096%;
- wapń – 0,31%;
- magnez – 0,021%;
- bor – 16 mg·kg⁻¹;
- żelazo – 6,3 mg·kg⁻¹;
- miedź – 0,2 mg·kg⁻¹;
- mangan – 0,6 mg·kg⁻¹;
- cynk – 1,0 mg·kg⁻¹.

Ponadto w preparacie znajduje się również molibden oraz selen.

W zależności od warunków uprawy i fazy rozwojowej rośliny, wymagane jest 2 lub 3-krotne zastosowanie preparatu w okresie wegetacji roślin, szczególnie w okresach słabszego wzrostu roślin, spowodowanego porażeniem lub uszkodzeniem systemu korzeniowego, pozostawieniem nadmiaru owoców na roślinie, zmianami warunków uprawowych (zbyt niskie lub zbyt wysokie temperatury, zbyt małe lub nadmierne nawilgocenie podłoża). Sposób aplikacji Bio-algeen S90 plus 2 powinien być dostosowany do fazy wzrostu roślin; podlewanie najczęściej stosuje się przy kiełkowaniu i w okresie początkowego wzrostu roślin, natomiast opryski w okresie pełnej wegetacji roślin. Dodatkowo stężenie biostymulatora do podlewania, jak i do oprysku należy dostosować do gatunku i okresu wzrostu roślin. Zaletą tego preparatu jest możliwość stosowania go łącznie z innymi środkami ochrony roślin, ponieważ nie powoduje zakłóceń w ich działaniu. Nie wymaga stosowania okresu karencji (<http://polger-kido.pl>).

Drugim preparatem aplikowanym w uprawie fasoli zwykłej był biostymulator L-Amino+[®], opracowany i produkowany w Polsce przez grupę Agro-Sorb[®]. Zdaniem producenta jest to organiczny nawóz biostymulujący, przeznaczony do wszystkich rodzajów upraw. Jest to preparat, który może być aplikowany dolistnie - w formie oprysku lub zamgławiania oraz doglebowo - przy użyciu odpowiednich systemów nawadniania (nawadnianie kropelkowe, bezpośrednie podlewanie pod korzenie). L-Amino+[®] łagodzi warunki stresowe, na jakie narażone są rośliny, zapewnia optymalne warunki wzrostu i rozwoju roślin oraz powoduje zwiększoną odporność roślin na choroby.

Preparat ten zawiera w swoim składzie skoncentrowany kompleks wszystkich niezbędnych aminokwasów w formie lewoskrętnej - biologicznie aktywnej takich, jak: alanina, arginina, cysteina, kwas glutaminowy, glicyna, histydyna, kwas asparaginowy, izoleucyna, leucyna, lizyna, metionina, fenyloalanina, prolina, seryna, treonina, tryptofan, tyrozyna, walina. Formuła L-Amino+[®] zawiera minimalnie 2% azotu organicznego, który w całości pochodzi od organizmów zwierzęcych. Azot ten stanowi budulec jakości i aktywności naturalnych wolnych aminokwasów w biostymulatorze.

Skład tego biostymulatora to:

- Wolne aminokwasy ($\text{min } 55 \text{ g} \cdot \text{dm}^{-3}$) – 5%,
- Aminokwasy ogółem – 10%,
- Azot całkowity – 2%,
- Azot organiczny – 2%,
- Węgiel organiczny – 4%,
- Substancje organiczne w s.m. – 65%.

Rośliny w trakcie wegetacji podlewano i opryskiwano biostymulatorami w dawkach, fazach rozwojowych i terminach przedstawionych w tabeli 2. W kombinacji kontrolnej (K) do podlewania i oprysku stosowano wodę bez dodatku preparatu. Biostymulatory stosowano w fazach rozwoju, w których zaleca się aplikację preparatów mikroelementowych. Dawki biostymulatorów dobrano na podstawie zaleceń dla innych roślin uprawowych ze względu na brak zaleceń producentów odnośnie wielkości dawek preparatów w uprawie fasoli. W tabeli 2 przedstawiono schemat stosowania biostymulatorów.

Tabela 2.

Fazy rozwojowe roślin i terminy stosowania biostymulatorów

Biostymulator	Forma aplikacji (stężenie preparatu w cieczy roboczej)	Ilość cieczy roboczej (l·ha ⁻¹)	Liczba zabiegów i faza roślin
Bio-algeen S90 plus 2	Podlewanie (0,10%)	3000	2 zabiegi BBCH 13-15 BBCH 61
	Podlewanie (0,20%)	3000	
	Podlewanie (0,10%) + oprysk (0,33%)	3000 + 300	
	Podlewanie (0,20%) + oprysk (0,67%)	3000 + 300	
	Oprysk (0,33%)	300	
	Oprysk (0,67%)	300	
L-Amino+®	Podlewanie (0,10%)	3000	2 zabiegi BBCH 13-15 BBCH 61
	Podlewanie (0,20%)	3000	
	Podlewanie (0,10%) + oprysk (0,33%)	3000 + 300	
	Podlewanie (0,20%) + oprysk (0,67%)	3000 + 300	
	Oprysk (0,33%)	300	
	Oprysk (0,67%)	300	

4.4. Metody oceny plonu i elementów strukturalnych plonowania fasoli zwykłej

W każdym roku badań określono następujące cechy biometryczne oraz plon nasion:

- średnią liczbę strąków na roślinie,
- średnią liczbę nasion z 1m²,
- masę nasion g·m⁻² (przy wilgotności 8%).

Bezpośrednio przed zbiorem z każdego poletka pobierano losowo 20 roślin do oceny strukturalnych elementów plonowania. Plon nasion i jego składowe podano przy 8-procentowej zawartości wody.

4.4.1. Określenie masy nasion

Masę poszczególnych nasion fasoli oznaczano na wadze Radwag model AS220.R2 z dokładnością do 0,0001g.

4.4.2. Oznaczenie wilgotności nasion

Wilgotność nasion określono przy użyciu wagi suszarki Axis typ ATS60. Na jednorazowym naczynku wagowym umieszczono około 3 g rozdrobnionych nasion oraz rozprowadzono je po całej jego powierzchni. Temperatura suszenia wynosiła 105°C, a czas próbkowania wyniósł 15 sekund (Klepcka, 2002).

4.4.3. Oznaczenie masy 1000 nasion (MTN)

Metoda polegała na wyznaczeniu masy 1000 nasion w stanie naturalnym. Wydzielono losowo nasiona z próbki i zważono z dokładnością do 0,01 g na wadze elektronicznej RadwagAS220.R2. Oznaczenia wykonano w trzech powtórzeniach dla każdego wariantu doświadczenia, z których wyliczono wartość średnią arytmetyczną. Masę 1000 nasion o wilgotności naturalnej przeliczono na suchą substancję zgodnie ze wzorem:

$$X = a \cdot \left(1 - \frac{b}{100}\right) (g) \quad (1)$$

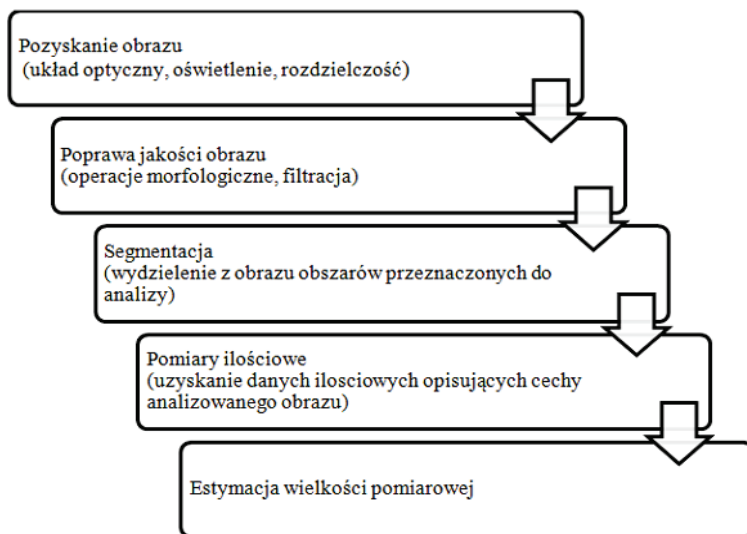
gdzie:

- X – masa 1000 nasion suchych (przy wilgotności 8%), (g)
- a – masa 1000 nasion w stanie naturalnym, (g)
- b – wilgotność nasion, (%)

4.5. Metody badań cech fizycznych i mechanicznych nasion

4.5.1. Cechy geometryczne nasion

Cechy geometryczne nasion fasoli określano wykorzystując elementy komputerowego przetwarzania i analizy obrazu, bazując na metodach zaproponowanych przez Frączka i Wróbla (2006). Z każdej z badanych kombinacji pobierano losowo po 30 nasion (w seriach po 10 sztuk). Do pozyskania obrazu zastosowano opracowane i wykonane zautomatyzowane stanowisko, a akwizycję obrazu wykonano metodą zaproponowaną przez Tylka (2000). Stanowisko składało się z wózka wraz z układem sterowania poruszającego się po specjalnie przystosowanym torze. Na wózku został umieszczony układ akwizycji i analizy obrazu umożliwiający monitorowanie wymiarów nasion. Układ sterowania wózkiem oparty został o sterownik odpowiedzialny za pozycjonowanie wózka pomiarowego zawierający komputer Raspberry Pi w wersji 3., procesor Broadcom BCM2387 quad-core 64-bitowy ARM-8 1,2 GHz. Komputer Raspberry Pi był odpowiedzialny za rejestrację, przetwarzanie i przesyłanie obrazów oraz estymację z obrazów wymiarów poszczególnych nasion. Dodatkowo układ został wyposażony w kamerę kompatybilną z minikomputerem Raspberry Pi wersja NoIR, wykorzystującą czujnik Sony IMX219. Kamera posiadała matrycę czułą na światło podczerwone o rozdzielczości 8 Mega pikseli. Pozyskiwano zdjęcia o jakości 3280 x 2464 pikseli. Zainstalowano również na stanowisku kamerę Intel RealSense (R200), w połączeniu z kartą AAEON UP. Oprogramowanie służące do pozyskiwania i analizy obrazu opracowane zostało w języku Python z zastosowaniem biblioteki OpenCV.



Rys. 3. Etapy procesu przetwarzania obrazu w trakcie operacji określania wymiarów nasion fasoli (Szparaga i in., 2017)

Dla poszczególnych nasion fasoli, na podstawie wyników w formie tabelarycznej, zapisanych w pamięci komputera, wyznaczono również pole ich powierzchni (F_n) oraz objętość (V_n) na podstawie Grochowicza (1994):

$$F_n = \pi \cdot c \cdot \frac{a+b}{2}, mm^2 \quad (2)$$

$$V_n = \frac{\pi \cdot (a \cdot b \cdot c)}{6}, mm^3 \quad (3)$$

gdzie:

- a – grubość nasion, mm
- b – szerokość nasion, mm
- c – długość nasion, mm

4.5.2. Ocena kształtu nasion

Na podstawie wartości pomiarów cech geometrycznych nasion wyznaczono współczynniki kształtu nasion. Wykorzystano współczynniki zaproponowane przez Grochowicza (1994):

$$Km = \frac{b}{c} \quad (4)$$

$$Kw = \frac{a}{c} \quad (5)$$

gdzie:

- a – grubość nasion, mm
- b – szerokość nasion, mm
- c – długość nasion, mm

Wyznaczono również współczynnik kształtu nasion, opierając się na wzorze Doneva (2004) w modyfikacji Wróbla (2006):

$$\alpha = \frac{2l}{k+m} \quad (6)$$

gdzie:

- l – wymiar zawarty w osi obrotu nasion,
- k i m – pozostałe dwa wymiary, przy czym $k < m$.

Obliczono współczynniki kształtu nasion, bazując na wzorze Mohsenin'a (1986):

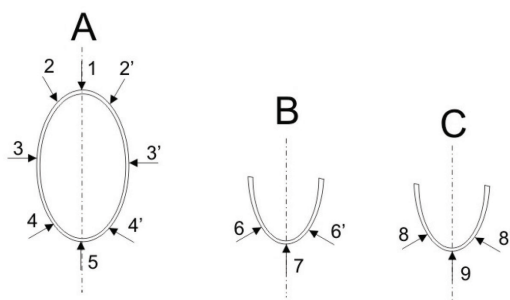
$$S_n = \sqrt[3]{\frac{a \cdot b}{c^2}} \quad (7)$$

gdzie:

- a – grubość nasion, mm
- b – szerokość nasion, mm
- c – długość nasion, mm

4.5.3. Analizy grubości okrywy nasiennej

Pomiarów grubości okrywy nasiennej dokonano przy wykorzystaniu mikroskopu Motie BA410E, stosując powiększenie dziesięciokrotne. Z każdej z badanych kombinacji pobierano losowo po 30 nasion. Na podstawie odczytu pomiarów 30 nasion fasoli, otrzymano zbiór danych o grubości okrywy nasiennej w miejscach zaprezentowanych na rysunku 4, zgodnie z metodyką zaproponowaną przez Mańkowskiego i in. (2014).



Rys. 4. Punkty pomiarowe okrywy nasiennej (Mańkowski i in., 2014)

4.5.4. Metody oceny właściwości mechanicznych nasion

Właściwości mechaniczne nasion określono zgodnie z metodyką zaproponowaną przez Kuźniara i in. (2013) w warunkach obciążeń quasi statycznych za pomocą maszyny wytrzymałościowej Mecmesin TMS-Pro. Przeprowadzono test ściskania nasion między dwoma równoległymi płytkami. Nasiona były obciążane w kierunku prostopadłym do płaszczyzny podziału liścieni (siła obciążająca działała wzdłuż krótszej osi nasiona) ze stałą prędkością $v = 50 \text{ mm} \cdot \text{min}^{-1}$.

Liczebność próby wynosiła po 100 nasion dla każdej analizowanej kombinacji. Przed obciążaniem określono masę nasion oraz wymiary nasion z dokładnością do 0,01 mm.

Za pomocą maszyny wytrzymałościowej określono:

- siłę niszczącą – F , (N)
- pracę siły niszczącej – W , (mJ)

Zmiany siły obciążającej w zależności od odkształcenia nasion rejestrowano przy pomocy zestawu pomiarowego, w skład którego wchodził komputer oraz przetwornik z odpowiednim oprogramowaniem. Po wykonaniu próby ściskania odczytywano wartość siły powodującej uszkodzenia nasion oraz pracy siły niszczącej dla siły równej 1000 N (Frączek i in., 2003).

4.6. Metody oceny składu chemicznego nasion

4.6.1. Ocena zawartości azotu ogólnego metoda Kjeldahla

Analizę zawartości azotu ogólnego wykonano metodą Kjeldahla (AOAC, 2000, Official Method 992.23, 979.09). Dokonano mineralizacji próbek w środowisku stężonego kwasu siarkowego (VI), gdzie azot białkowy był przekształcany do postaci jonu amonowego, który po alkalizacji był destylowany w postaci amoniaku. Ilość amoniaku oznaczano poprzez miareczkowanie. Oznaczoną ilość azotu w próbce przeliczono na zawartość białka ogółem, wykorzystując współczynnik 6,00.

4.6.2. Aktywność przeciwutleniająca

4.6.2.1. Przygotowanie ekstraktu

Ekstrakt przygotowano zgodnie z metodyką zaproponowaną przez Świecę i in. (2012). Nasiona fasoli zmielono i przeprowadzono ekstrakcję przy zastosowaniu mieszaniny acetonu, wody oraz kwasu chlorowodorowego (70:29:1; v/v/v). Następnie próby wirowano przez 10 minut (6800 x g) i uzyskany supernatant przeznaczano do dalszych analiz.

4.6.2.2. Oznaczanie całkowitej zawartości związków fenolowych

Całkowitą zawartość związków fenolowych oznaczano metodą Singleton i Rossi (1965) z wykorzystaniem odczynnika Folin-Ciocalteu. Do 0,5 ml ekstraktu dodawano 0,5 ml H_2O i 2 ml odczynnika Folin-Ciocalteu (1: $5H_2O$), a po 3 minutach dodawano 10 ml 10% Na_2CO_3 i po wymieszaniu odstawiono na 30 minut. Absorbancję zmierzono przy długości fali 725 nm, stosując spektrofotometr UV-Vis. Zawartość całkowitych związków fenolowych obliczono jako ekwiwalent kwasu galusowego w mg na g suchej substancji (ss).

4.6.2.3. Oznaczanie całkowitej zawartości flawonoidów

Całkowitą zawartość flawonoidów badano zgodnie z metodą przedstawioną przez Lamaison i Carnet (1990). Pozyskany ekstrakt w objętości 1 ml, mieszano z 1 ml roztworem metanolowym $AlCl_3 \times 6H_2O$. Po 10 minutowej inkubacji mierzono absorbancję przy długości fali 430 nm na spektrofotometrze UV-vis. Całkowitą zawartość flawonoidów wyrażono jako równoważnik kwercetyny w mg na gram suchej substancji (ss).

4.6.2.4. Oznaczanie całkowitej zawartości antocyjanów

Zawartość antocyjanów określano metodą różnicową pH opisaną przez Fuleki i Francisa (1968). Próbkę ekstraktów połączono w stosunku 1:20 (v: v) z buforami: chlorek potasu oraz octan sodu przy pH odpowiednio 1,0 i 4,5 w oddzielnych probówkach. Po okresie równoważenia (15 minut), surową absorbancję każdego roztworu mierzono przy długości fali 520 nm i 700 nm. Skorygowana wartość absorbancji została obliczona jako $[(A_{520} - A_{700}) \text{ pH } 1,0 - (A_{520} - A_{700}) \text{ pH } 4,5]$. Zawartość antocyjanów obliczono przy użyciu molarnej chłonności i ciężaru cząsteczkowego 3-glukozydu cyjanidyny. Wyniki wyrażono jako równoważnik 3-glukozydu cyjanidyny w mg na g suchej substancji (ss).

4.6.2.5. Ocena siły redukcji

Siłę redukcji określono metodą Pulido i in. (2000). Próbkę ekstraktu (2,5 ml) do analizy zmieszano z buforem fosforanowym (2,5 ml, 200 mM, pH 6,6) i żelazycjankiem potasu $K_3[Fe(CN)_6]$ (2,5 ml, 1%). Mieszaninę inkubowano w $50^\circ C$ przez 20 minut. Reakcję zatrzymano poprzez dodanie 0,5 ml 10% TCA i odwirowano przez 10 minut ($6800 \times g$). Górną warstwę roztworu (2,5 ml) zmieszano z wodą destylowaną (2,5 ml) i 0,5 ml 0,1% $FeCl_3$ i zmierzono absorbancję przy długości fali 700 nm. Zwiększona absorbancja mieszaniny reakcyjnej wskazywała na wzrost siły redukcji. Siłę redukcji wyrażono jako ekwiwalent Troloxu (TE) w mg na g suchej substancji (ss).

4.6.3. Analiza zawartości włókna

Określono frakcje włókna obojętno – detergentowego (NDF) i frakcje włókna kwaśno-detergentowego (ADF), oraz zawartość ligniny (ADL) w próbkach fasoli w trzech powtó-

rzeniach według metody Van-Soest i in. (1991) z zastosowaniem woreczków filtracyjnych i aparatu Ankom (Ankom220, USA). NDF oznaczono z wykorzystaniem roztworu obojętnego detergentu (siarczan sodowo–laurylowy, etylenodwuaminoczerooctowa dwusodowa sól, boran sodowy, dwuzasadowy fosforan sodu, glikol trójetylowy), alfa- amylazy (17,400 ciekłych jednostek/ml, FAA Ankom Technology) oraz siarczyny sodowego (FSS Ankom Technology). ADF określono z zastosowaniem roztworu kwaśnego detergentu (bromek trimetyloamonowy, kwas siarkowy (VI) znormalizowany). Po zakończeniu procedury oznaczania ADF zbadano zawartość ligniny w próbkach fasoli z wykorzystaniem standaryzowanego roztworu kwasu siarkowego (VI) (Ankom Technology, FSA 72). Z różnicy pomiędzy frakcjami włókna NDF oraz ADF wyznaczono zawartość hemicelulozy (HCEL). Natomiast z różnicy pomiędzy ADF a zawartością ligniny (ADL) oszacowano zawartość celulozy (CEL) w próbkach fasoli (Van-Soest i in., 1991). Wszystkie oznaczenia wykonano w trzech powtórzeniach.

4.7. Analiza statystyczna

Analizę statystyczną wyników wykonano w programie Statistica 13.1 (StatSoft, Inc.). Materiał zebrano w trzech sezonach wegetacyjnych 2016-2018. Analizy laboratoryjne wykonano w trzech powtórzeniach. Normalność rozkładu zmiennych stwierdzono testem Shapiro–Wilka. Istotność różnic między kombinacjami zbadano za pomocą testu Tukeya na poziomie istotności $p < 0,05$.

4.8. Metody oceny efektywności ekonomicznej stosowania biostymulatorów

Efektywność stosowania biostymulatorów obliczono na podstawie wartości przyrostu plonu wynikającego z zastosowania biostymulatorów i kosztów związanych z ich stosowaniem.

Wartość przyrostu plonu (W_{pp}) obliczono wg następującej formuły:

$$W_{pp} = (P_{nb} - P_{nk}) \cdot C_n (\text{PLN} \cdot \text{ha}^{-1}) \quad (8)$$

gdzie:

- P_{nb} – plon nasion z kombinacji z aplikacją biostymulatora ($\text{t} \cdot \text{ha}^{-1}$),
- P_{nk} – plon nasion z kombinacji kontrolnej ($\text{t} \cdot \text{ha}^{-1}$),
- C_n – średnia cena nasion w danym roku badań ($\text{PLN} \cdot \text{t}^{-1}$).

Koszty stosowania biostymulatorów (K_{sb}) obliczono wg następującej formuły:

$$K_{sb} = k_b + k_z (\text{PLN} \cdot \text{ha}^{-1}) \quad (9)$$

gdzie:

- k_b – koszt zakupu biostymulatora ($\text{PLN} \cdot \text{ha}^{-1}$),
- k_z – koszt wykonania zabiegu podlewania lub oprysku ($\text{PLN} \cdot \text{ha}^{-1}$).

Koszt wykonania zabiegu obliczono jako średnią cenę usługi oprysku opryskiwaczem zawieszanym o pojemności 1000 l lub podlewania roślin wozem asenizacyjnym o pojemności 5000 l.

Opłacalność stosowania biostymulatorów (O_{sb}) obliczono wg następującej formuły:

$$O_{sb} = W_{pp} - K_{sb}(\text{PLN} \cdot \text{ha}^{-1}) \quad (10)$$

Efektywność stosowania biostymulatorów (E_{sb}) obliczono wg następującej formuły:

$$E_{sb} = \frac{W_{pp}}{K_{sb}} \quad (11)$$

Wartość wskaźnika efektywności powyżej 1 świadczy o korzystnym ekonomicznie efekcie aplikacji biostymulatora. Im wartości tego wskaźnika są wyższe od 1 tym efektywność jest większa. Uzyskanie wartości wskaźnika poniżej 1 świadczy o tym, że koszty nakładów związanych z stosowaniem biostymulatorów są wyższe od uzyskanych efektów i aplikacja biostymulatorów z punktu widzenia ekonomicznego nie jest korzystna.

5. WYNIKI BADAŃ I DISKUSJA

5.1. Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na plon i elementy strukturalne plonowania fasoli zwykłej

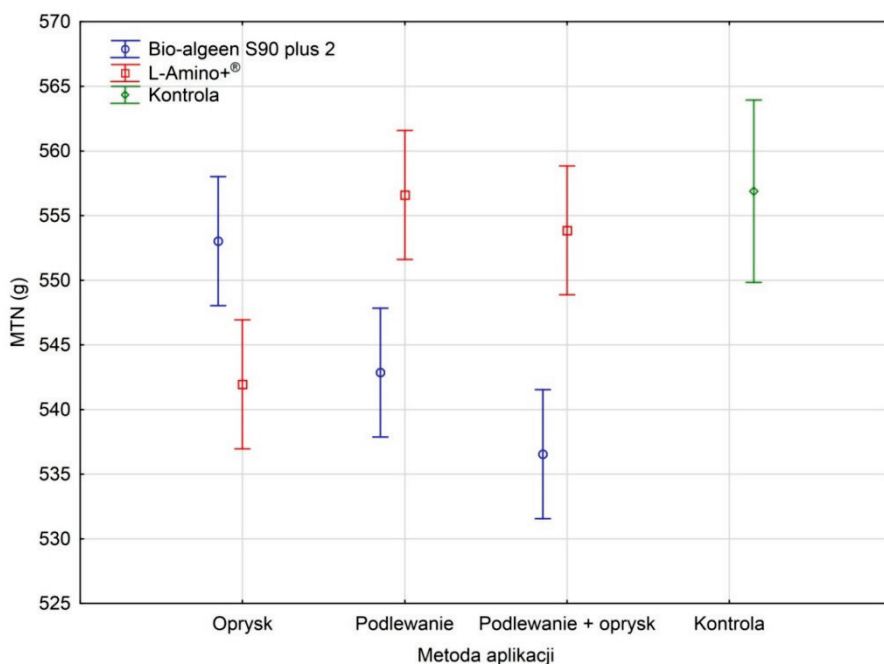
Na podstawie przeprowadzonych badań (tabela 3) stwierdzono, że aplikacja testowanych biostymulatorów prowadziła do zmniejszenia masy 1000 nasion. Najniższą masę 1000 nasion otrzymano po aplikacji dolistnej biostymulatora L-Amino+® w niższym stężeniu, uzyskując zmniejszenie tej cechy o 3,7 %. Jednak w sezonie wegetacyjnym 2016 odnotowano niemal we wszystkich analizowanych kombinacjach wzrost masy 1000 nasion w odniesieniu do prób kontrolnych, przy czym był on najwyższy, gdy preparaty stosowano najpierw doglebowo, a następnie w formie oprysku. W trzecim roku badań polowych odnotowano zwiększenie MTN, jednak tylko w przypadku doglebowego zastosowania biostymulatora, opartego na wolnych aminokwasach.

Tabela 3.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na masę 1000 nasion fasoli zwykłej (g)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	555,5 ^b	602,6 ^c	502,2 ^b
		0,67%	564,4 ^b	538,0 ^a	555,4 ^e
	Podlewanie	0,10%	530,8 ^a	561,2 ^{ab}	518,7 ^c
		0,20%	565,9 ^b	532,9 ^a	547,7 ^{de}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	566,7 ^b	535,6 ^a	542,9 ^d
		0,20% + 0,67%	564,5 ^b	546,7 ^{ab}	463,0 ^a
	Kontrola		535,5 ^a	569,4 ^b	565,3 ^f
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	547,0 ^{bcd}	556,2 ^{bc}	546,6 ^a
		0,67%	515,4 ^a	551,9 ^{bc}	536,8 ^a
	Podlewanie	0,10%	550,1 ^{cd}	565,9 ^{bc}	572,8 ^b
		0,20%	526,8 ^{ab}	533,1 ^a	590,9 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	565,1 ^d	563,2 ^{bc}	568,7 ^b
		0,20% + 0,67%	535,0 ^{abc}	547,5 ^{ab}	543,6 ^a
	Kontrola		535,5 ^{abc}	569,4 ^c	565,3 ^b

Z punktu widzenia analizowanej cechy nasion fasoli, stwierdzono, że najkorzystniejszym sposobem aplikacji biostymulatorów była metoda łącząca podlewanie oraz oprysk, preparatami o niższym stężeniu. Przeprowadzone badania dowiodły również, że korzystniejszym działaniem charakteryzował się preparat L-Amino+®, jednak aplikowany doglebowo bądź doglebowo i dolistnie (rys. 5).



Rys. 5. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na masę 1000 nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Aplikacja biopreparatów pozwoliła uzyskać zwiększoną liczbę strąków na m² w odniesieniu do kontroli (tabela 4). Zastosowanie wyższego stężenia biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 najpierw doglebowo, a później w formie oprysku, skutkowało uzyskaniem najwyższej liczby strąków fasoli (wzrost o 34,3%) w odniesieniu do kombinacji kontrolnej). Najmniejszą liczbę strąków obserwowano u roślin w sezonie wegetacyjnym 2018, w którym panowały niekorzystne warunki meteorologiczne. Jednak pomimo tego, aplikacja biostymulatorów w większości analizowanych kombinacji, doprowadziła do zwiększenia tej cechy w porównaniu do kontroli.

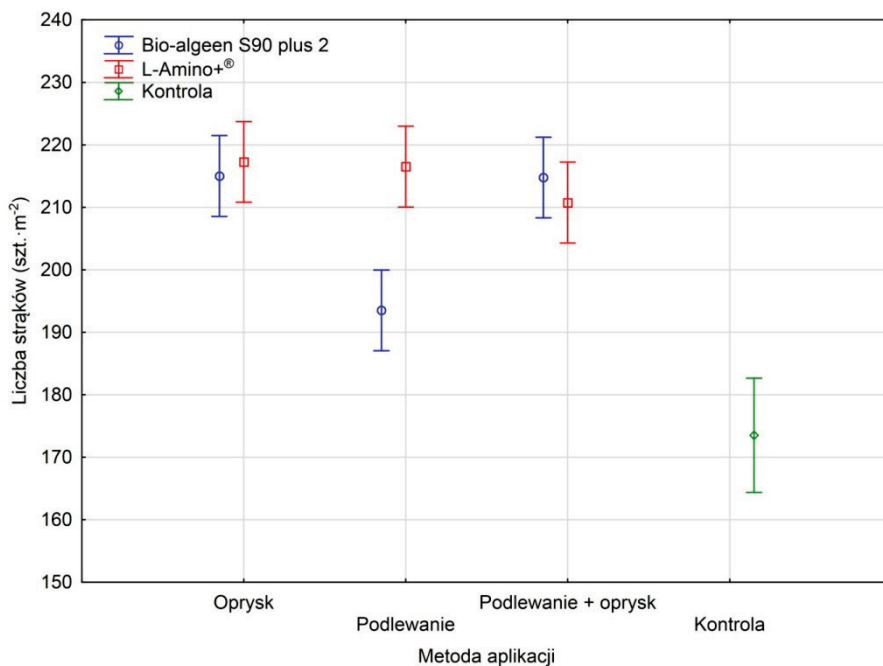
Przeciętnie najlepsze efekty obserwowano w przypadku aplikacji wyższych stężeń preparatów metodą opryskiwania lub metodą łączoną (podlewanie oraz oprysk w odpowiednich fazach wzrostu roślin).

Jednakże stwierdzono również istotne różnice między liczbą strąków w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 6). Korzystne działanie na analizowaną cechę wykazywał biostymulator L Amino+® stosowany dwójako tj. w formie oprysku bądź podlewania. Natomiast w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2 lepsze efekty obserwowano, gdy aplikowaną go doglebowo a następnie opryskiwano rośliny.

Tabela 4.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na liczbę strąków na m^2 fasoli zwykłej ($szt \cdot m^{-2}$)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	219,0 ^{ab}	235,5 ^d	189,0 ^{ab}
		0,67%	253,5 ^{cd}	213,0 ^{bc}	180,0 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	208,5 ^{ab}	196,5 ^{ab}	147,0 ^a
		0,20%	199,5 ^{ab}	214,5 ^{bcd}	195,0 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	228,0 ^{bc}	210,0 ^{bc}	151,5 ^a
		0,20% + 0,67%	270,0 ^d	225,0 ^{cd}	204,0 ^b
	Kontrola		193,5 ^a	175,5 ^a	151,5 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	235,5 ^b	222,0 ^{bcd}	150,0 ^a
		0,67%	252,0 ^b	246,0 ^c	195,0 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	252,0 ^b	234,0 ^{cd}	211,5 ^b
		0,20%	216,5 ^{ab}	195,0 ^{ab}	190,5 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	244,5 ^b	198,0 ^{abc}	178,5 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	241,5 ^b	220,0 ^{bcd}	181,5 ^{ab}
	Kontrola		193,5 ^a	175,0 ^a	151,5 ^a



Rys. 6. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na liczbę strąków fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Rośliny fasoli zareagowały na aplikację biostymulatorów zwiększeniem liczby nasion w porównaniu do kontroli (tabela 5). Najlepsze efekty obserwowano, gdy zastosowano wyższe stężenie preparatu L-Amino+® w formie opryskiwania. Analizując średnią z lat doświadczenia polowego wykazano, że aplikacja doglebowa biostymulatora, opartego na algach morskich w połączeniu z opryskiem tym preparatem skutkowałą zwiększoną liczbą nasion na m². Z punktu widzenia analizowanej cechy przeciętnie najkorzystniejsze oddziaływanie preparatów odnotowano stosując połączone metody aplikacji (podlewanie i oprysk).

Tabela 5.

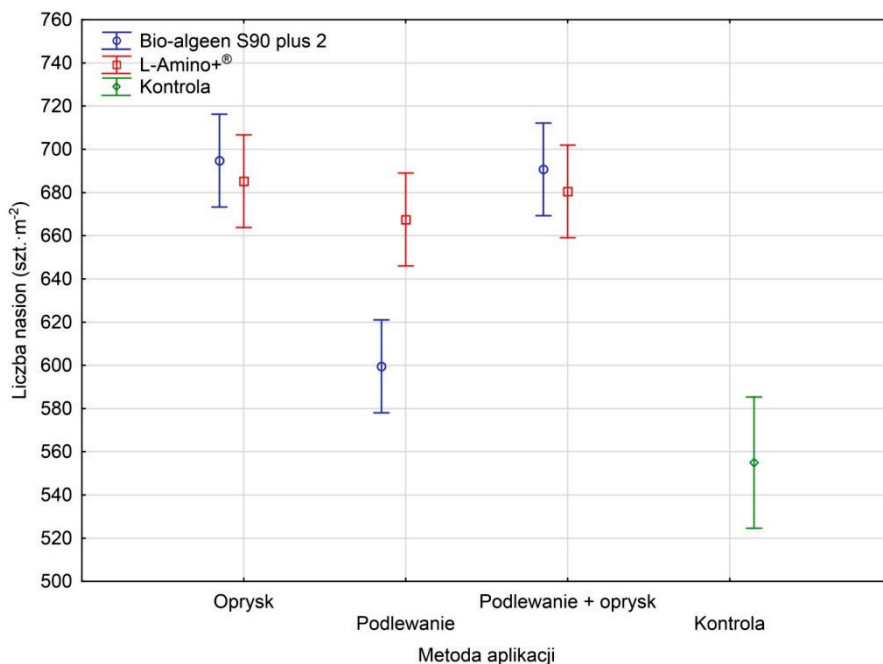
Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na liczbę nasion fasoli zwykłej na m² (szt·m⁻²)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	738,0 ^a	597,0 ^{ab}	699,0 ^c
		0,67%	841,5 ^b	729,0 ^c	564,0 ^b
	Podlewanie	0,10%	661,5 ^a	559,5 ^a	517,5 ^{ab}
		0,20%	646,5 ^a	651,0 ^b	561,0 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	715,5 ^a	649,5 ^b	477,0 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	840,0 ^b	744,0 ^c	718,5 ^c
	Kontrola		667,5 ^a	562,5 ^a	435,0 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	751,5 ^{bc}	634,5 ^{ab}	460,0 ^a
		0,67%	882,0 ^d	735,0 ^b	627,0 ^b
	Podlewanie	0,10%	799,5 ^c	724,5 ^b	630,0 ^b
		0,20%	688,5 ^{ab}	639,0 ^{ab}	523,5 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	787,5 ^c	640,5 ^{ab}	537,0 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	780,0 ^c	702,0 ^b	636,0 ^b
	Kontrola		667,5 ^a	562,5 ^a	435,0 ^a

Badania wykazały również, że efektywność stosowania biostymulatorów była zależna od metod ich aplikacji (rys. 7).

Dla zwiększenia liczby nasion na m² biostymulator L-Amino+® powinien być stosowany doglebowo. Natomiast w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2 podobne obserwację poczyniono dla aplikacji dolistnej oraz łączonej. Zatem porównywalny, odnotowany efekt metod aplikacji powinien zostać zweryfikowany pod względem opłacalności i efektywności stosowania tych preparatów.

Aplikacja biostymulatorów o zróżnicowanym składzie skutkowałą zwiększeniem plonowania fasoli (tabela 6). Niemal we wszystkich analizowanych kombinacjach obserwowano podwyższoną masę nasion na m². Jedynie w przypadku niższego stężenia preparatu Bio-algeen S90 plus 2, aplikowanego doglebowo, w sezonach wegetacyjnych 2016 i 2017, odnotowano nieznaczne obniżenie plonowania fasoli, w odniesieniu do kontroli. Przeciętnie najwyższe plonowanie roślin wystąpiło wskutek doglebowej i dolistnej aplikacji biostymulatora, opartego na algach morskich.



Rys. 7. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na liczbę nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

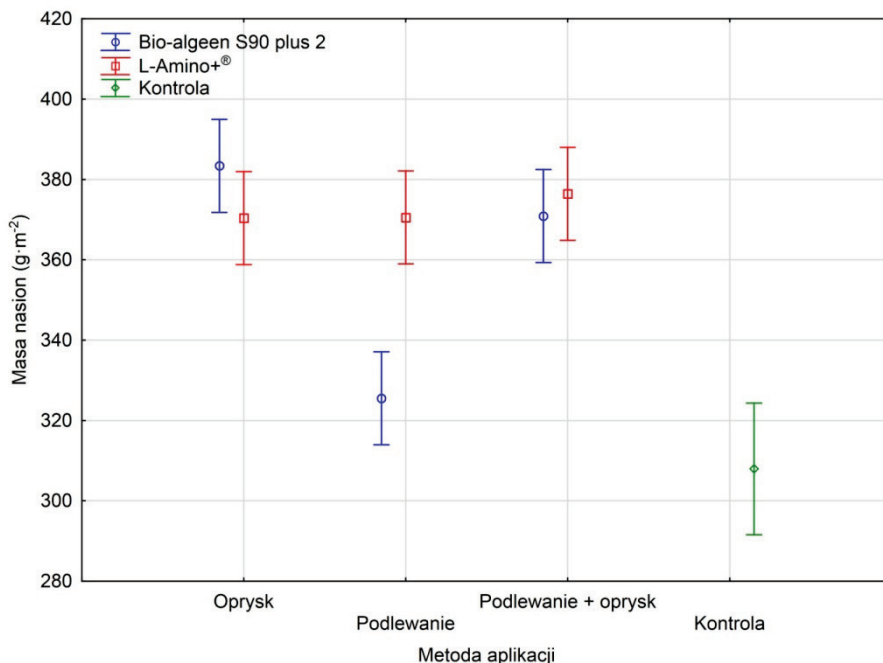
Tabela 6.

Wpływ form aplikacji i stężeń biostymulatorów na masę nasion fasoli zwykłej (g·m⁻²)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	410,0 ^b	359,8 ^b	351,1 ^c
		0,67%	474,9 ^c	391,3 ^c	313,3 ^{bc}
	Podlewanie	0,10%	350,8 ^a	314,0 ^a	268,4 ^{ab}
		0,20%	365,8 ^{ab}	346,9 ^b	307,2 ^{bc}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	405,4 ^b	347,6 ^b	259,1 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	474,3 ^c	406,4 ^c	332,5 ^c
	Kontrola		357,8 ^{ab}	320,3 ^a	245,8 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	411,1 ^b	353,4 ^{abc}	251,1 ^a
		0,67%	454,6 ^c	405,8 ^c	335,7 ^b
	Podlewanie	0,10%	439,7 ^{bc}	410,0 ^c	360,9 ^b
		0,20%	362,6 ^a	340,8 ^{ab}	309,4 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	445,2 ^{bc}	361,0 ^{abc}	305,4 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	417,0 ^{bc}	384,1 ^{bc}	345,8 ^b
	Kontrola		357,8 ^a	320,3 ^a	245,8 ^a

Najkorzystniejszy efekt obserwowano w przypadku dwóch metod aplikacji obu preparatów przy wyższym stężeniu tj. oprysku oraz podlewania połączonego z opryskiwaniem. Stwierdzono także, że ze względu na niekorzystne warunki, panujące w sezonie wegetacyjnym 2018, nastąpiło obniżenie plonowania wszystkich analizowanych kombinacji.

Stwierdzono również, że metoda aplikacji powinna być dostosowana do rodzaju biostymulatora (rys. 8). Preparat Bio-algeen S90 plus 2 wykazywał pozytywne oddziaływanie na plon fasoli, gdy stosowany był dolistnie. Natomiast biostymulator L-Amino+® wpływał korzystnie na plon nasion fasoli niezależnie od metody aplikacji.



Rys. 8. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na masę nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Przeprowadzone badania dowiodły, że sposób aplikacji i rodzaj biostymulatora były czynnikami determinującymi cechy biometryczne oraz plon nasion fasoli. W badaniach własnych stwierdzono wyraźny wzrost liczby strąków i nasion oraz plonu nasion po aplikacji biostymulatorów, a najlepsze efekty uzyskano po stosowaniu preparatu opartego na wolnych aminokwasach, który aplikowano dogłębowo bądź dogłębowo i w formie opryskiwania roślin. Zadaniem Głażewskiej-Maniewskiej i Piotrowskiego (1996) roślina emituje do środowiska, przez system korzeniowy, cały szereg metabolitów, które wywołują tzw. efekt ryzosferowy – dynamiczny wzrost liczebności mikroorganizmów glebowych, głównie saprofitycznych i konkurencyjnych w stosunku do organizmów szkodliwych. Podobny efekt wywołuje dogłębowe stosowanie związków zawartych w stymulatorach i właśnie niemu należy przypisać mniejsze porażenie, czy opanowanie roślin przez organizmy szkodliwe, a to z kolei procentuje wyższą ilości i jakości plonu.

W wyniku zastosowania biostymulatora z alg morskich obserwowano również wyraźny wzrost wartości analizowanych cech w odniesieniu do prób kontrolnych. W przypadku liczby nasion na m² najkorzystniejszy efekt obserwowano po dolistnym stosowaniu preparatu Bio-algeen S90 plus 2. Podobne zależności obserwowali Kocira i in. (2018b) w przypadku badań nad preparatami biostymulującymi, opartymi na wyciągach alg z *Ecklonia maxima* (Kelpak SL) lub na wolnych aminokwasach i ekstraktach z *Ascophyllum nodosum* (Fylloton). W badaniach tych stwierdzono istotne zwiększenie liczby strąków i nasion oraz plonu nasion soi trzech odmian (Kocira i in., 2018b). Również wcześniej prowadzone badania własne nad aplikacją biostymulatorów syntetycznych (Tytanit i Atonik) w uprawie soi, wskazały na poprawę plonowania i elementów strukturalnych plonowania tej rośliny (Szparaga i in., 2018). W wielu pracach jednak autorzy oceniają przede wszystkim wpływ dolistnej aplikacji biostymulatorów. Pozytywny efekt stosowania ekstraktów z alg morskich na plonowanie roślin bobowatych potwierdzają też badania innych autorów. Dolistne stosowanie ekstraktu z alg gatunków *K. alvarezii* i *A. nodosum* zwiększyło liczbę strąków i nasion oraz plon nasion soi (Rathore i in., 2009; Karthikeyan i Shanmugam, 2016). Aplikowanie ekstraktów z alg morskich pozytywnie wpłynęło także na komponenty plonowania fasoli zwykłej (Abo-Sedera i in., 2016; Kocira 2018a), fasoli mung (Sujatha i Vijayalakshmi, 2013) i bobu (Jasim i Obaid, 2014). Jednak w literaturze napotkać można także doniesienia na temat negatywnego oddziaływania biostymulatorów, bazujących na algach morskich na plonowanie roślin. Na przykład dolistne stosowanie wyższego stężenia preparatów z *Sargassum wightii*, *Sargassum crassifolium*, *Kappaphycus alvarezii* i *Ascophyllum nodosum*, po której obserwowano zmniejszającą się liczbę strąków fasoli mung (Kumar i in., 2012) oraz plon owoców pomidora (Mikiciuk i Dobromilska, 2014) i okry (Zodape i in., 2011).

Jednak w badaniach własnych aplikacja testowanych biostymulatorów zmniejszyła masę 1000 nasion. Do podobnych wniosków doszli również inni autorzy prowadząc badania nad wpływem stosowania biostymulatorów na tą cechę. Stwierdzono bowiem, że aplikacja biostymulatorów, bazujących na ekstraktach z alg morskich prowadziła do zmniejszenia MTN u ciecierzycy (Boghdady i in., 2016), gorczycy i grochu (Matysiak i Kaczmarek, 2008). W przypadku roślin bobowatych, stwierdzono, że aplikacja syntetycznego biostymulatora Atonik u fasoli zwykłej odmiany Toska (Kocira i in., 2017), czy Terra Sorb Complex u fasoli zwykłej odmiany Toska (Kocira i in., 2015b) prowadziła do obniżenia tego elementu plonowania. Do odmiennych wniosków doszli Kozak i in. (2008) oraz Kocira i in. (2015a, 2017), którzy po dolistnej aplikacji Atoniku (biostymulatora opartego na związkach polifenolowych) obserwowali zwiększenie masy 1000 nasion u soi i fasoli zwykłej odmiany Aura. Pozytywny wpływ biostymulatorów, opartych na wyciągach z alg morskich, na plonowanie roślin stwierdziło też wielu autorów. Shah i in. (2013) opisali poprawę wydajności plonowania w pomidorach po opryskach na bazie wodorostów stosowanych tydzień po przesadzeniu i trzykrotnie w odstępach dwóch tygodni w odpowiednich fazach wzrostu roślin. W wyniku tego zabiegu uzyskano wzrost plonów owoców o 62% w przypadku dwóch testowanych odmian. Po aplikacji tego biostymulatora zaobserwowano zwiększenie rozmiarów owoców i polepszenie ich jakości, co tłumaczone było odnotowanym wzrostem liczby kwiatów w okresie wegetacyjnym (Crouch i van Staden, 1992; Ali i in., 2013). Ekstrakt z wodorostów poprawił także jakość odżywczą pomidorów w porównaniu do roślin kontrolnych, poprzez zwiększenie zawartości węglowodanów i minerałów. Dodatkowo Thirumaran i in. (2009) odnotowali wyższe plony roślin piżmianu jadalnego, poddanych

działaniu płynnego biostymulatora z brązowych wodorostów morskich *R. intricata*. Znaczącą poprawę wielkości oliwek i jakości oliwy z nich pozyskanej, odnotowano po opryskach roślin ekstraktem z *A.nodosum* (Chouliaras i in., 2009). Stosowanie dolistne różnych stężeń ekstraktu z wodorostów *K. alvarezii* na rośliny soi, nawet w warunkach stresu, powodowało znaczny wzrost parametrów jakości plonów. Zodape i in. (2011) zauważyli również, że aplikacja biostymulatora z wodorostów *K. alvarezii* na rośliny pomidorów powodowała zwiększoną wydajność owoców (60,89%), zwiększony rozmiar i liczbę owoców / roślinę (wzrost o 75,11% w odniesieniu do obiektów kontrolnych). Wpływ biostymulatorów opartych o algi *K. alvarezii* na wzrost i plon pomidora badano także w warunkach polowych. Preparat ten, stosowany jako oprysk dolistny (5%), zwiększał plon owoców pomidora o ponad 60% w porównaniu do roślin kontrolnych, co przypisano wzrostowi liczby owoców na roślinie i zwiększeniu wielkości owoców.

Rośliny strączkowe również pozytywnie reagowały na dolistną aplikację ekstraktów z alg (*Caulerpa racemosa*, *Ascophyllum nodosum*, *Ecklonia maxima*, *Sargassum wightii*, *Kappaphycus alvarezii*) poprzez zwiększenie liczby strąków i nasion, masy tysiąca nasion i plonu nasion u soi (Rathore i in., 2009, Karthikeyan i Shanmugam, 2016), fasoli zwykłej (Zewail, 2014; Abo-Sedera i in.; 2016; Kocira i in., 2018a), fasoli mung (Kumar i in., 2012; Sujatha i Vijayalakshmi, 2013), ciecierzycy (Boghdady i in., 2016) i bobu (Jasim i Obaid, 2014). Jednakże wnioski z prowadzonych badań wskazują, że analizowane cechy zależały od odmiany roślin oraz rodzaju, stężenia i liczby aplikacji ekstraktu z alg. Aplikowanie biostymulatorów, zawierających algi morskie, zapewniło prawidłowy wzrost roślin i poprawę ilości oraz jakości plonu, poprzez zwiększenie uodpornienia roślin na działanie niekorzystnych warunków. W przypadku aplikacji dogłębowej korzystny wpływ na plonowanie i elementy strukturalne plonowania mógł być również efektem podniesienia żyzności i urodzajności gleby poprzez udostępnienie składników pokarmowych roślinom (De Lucia i Vecchietti, 2012).

Analogiczne efekty odnotowano w przypadku stosowania biostymulatorów zawierających aminokwasy, których aplikacja pozytywnie wpłynęła na plonowanie roślin bobowatych poprzez zwiększenie liczby nasion, liczby strąków, masy 100 nasion i plonu nasion u bobu (El-Ghamry i in. 2009; Sadak i in. 2014), grochu (Safeek i in., 2014), fasoli zwykłej (Abdel-Mawgoud i in., 2011; Zewail, 2014). Niektórzy autorzy wykazali, że dolistna aplikacja aminokwasów spowodowała ponad 2 krotny wzrost liczby strąków bobu (El-Ghamry i in., 2009) i plonu nasion grochu (Safeek i in., 2014). Badania prowadzone przez Jakiene (2013) i Wójtowicz (2012) potwierdziły stymulujący wpływ biostymulatora aminokwasowego na plonowanie rzepaku. Również Grabowska i in. (2012) wykazali pozytywny wpływ aplikacji takich preparatów na plonowanie marchwi (*Daucus carota*). Wymienieni autorzy odnotowali, że uzyskany plon marchwi charakteryzował się zwiększonymi zawartościami cukrów i karotenoidów i zmniejszoną koncentracją azotanów w korzeniach warzyw, postraktowanych biostymulatorem w stosunku do próby kontrolnej. W eksperymencie przeprowadzonym z *V. faba* zastosowanie mieszaniny aminokwasów z handlowego produktu (kwas asparaginowy, seryna, glutaminian, prolina, lizyna, metionina, izoleucyna, leucyna, tyrozyna, fenyloalanina, histydyna i arginina w dawce 1500 mg·dm⁻³), w formie dolistnego oprysku, prowadziło do zwiększenia masy suchej substancji roślin, a także zwiększenia zawartości węglowodanów (głównie polisacharydów) i plonowania roślin (Sadak i in.,

2014). Eyraś i in. (2008) ocenili wpływ stosowania doglebowego suszonych alg w różnych dawkach (od 5 do 10 kg·m⁻²) na wielkość i jakość plonu pomidorów. Zwiększony plon owoców i odporność na choroby (grzybicze i bakteryjne) po aplikacji takich preparatów autorzy przypisują wielu czynnikom, w tym zwiększonej dostępności fosforu i potasu, poprawą warunków fizycznych gleby, polepszeniem zdrowotności i kondycji upraw, zwiększeniem intensywności procesu fotosyntezy w roślinach. Dodatkowo stosowanie biostymulatorów aminokwasowych prowadzi do pobierania większych ilości składników pokarmowych przez rośliny, a tym samym do zwiększonego plonowania (Eyraś i in., 2008).

Natomiast El Awadi i Abd El Wahed (2012) udowodnili niekorzystny efekt aplikacji biostymulatora, zawierającego glutation, cysteinę i metioninę na plonowanie cebuli. Z drugiej strony Kunicki i in. (2010) oraz Gajc-Wolska i in. (2012) odnotowali brak wpływu biostymulatora, zawierającego aminokwasy pochodzenia roślinnego, na wielkość i jakość plonu szpinaku (*Spinacia oleracea*) oraz cykorii (*Chicorium pumilum*). Jednak badacze zgodnie podkreślają fakt, że analizowane cechy zależały od odmiany roślin oraz rodzaju, stężenia i liczby aplikacji biostymulatorów, a także od terminu stosowania preparatów i fazy rozwojowej rośliny.

Pomimo licznych doniesień o pozytywnym wpływie stosowania biostymulatorów, głównym powodem wzrostu zainteresowania możliwością aplikacji biostymulatorów w uprawach roślin jest przede wszystkim zwiększona świadomość producentów rolnych, jak również możliwość wykorzystania ich w rolnictwie ekologicznym. Badania własne wykazały, że z punktu widzenia cech biometrycznych oraz wielkości plonu, najkorzystniejsze było stosowanie biostymulatorów w formie oprysku lub aplikowanie ich doglebowo i nalistnie. Aplikacja łączona testowanych preparatów korzystnie wpływała najprawdopodobniej na wzrost części nadziemnej i podziemnej roślin, poprawiając pobieranie wody i składników pokarmowych, co w efekcie prowadziło do zwiększenia biomasy i uzyskiwanego plonu roślin fasoli. Pierwsze zastosowanie biostymulatorów w formie podlewania prowadziło do stymulowania wzrostu i rozwoju roślin, począwszy od początkowych ich faz rozwojowych, co potwierdzają liczne doniesienia literatury (Craigie, 2011; Calvo i in., 2014; Sharma i in., 2014; Bulgari i in. 2015; Colla i in., 2015; Yakhin i in., 2017). Reakcja roślin na stosowanie biostymulatorów nie zawsze jest pozytywna, jest wiele prac, w których nie udowodniono korzystnych efektów ich stosowania, szczególnie, gdy były uprawiane w optymalnych warunkach (Beckett i van Staden, 1989; Aguirre i in., 2009; Kunicki i in., 2010). Znajduje to również odzwierciedlenie w badaniach własnych, w których w zależności od warunków meteorologicznych panujących w sezonie wegetacyjnym, nie stwierdzono istotnych różnic w komponentach plonowania fasoli zwyklej, w odniesieniu do prób kontrolnych.

Na podstawie przeprowadzonych badań stwierdzono, że rośliny fasoli najkorzystniej zareagowały na aplikację łączoną biostymulatora L-Amino+®. Pozytywny wpływ biostymulatora opartego na aminokwasach, na wzrost, rozwój i plonowanie roślin wynikał prawdopodobnie z faktu, że na poziomie molekularnym stymulował on reakcję obronną rośliny na biotyczne i abiotyczne czynniki stresowe (Cambri i in., 2008). Ponadto zawarte w biosty-

mulatorze aminokwasy są łatwo przyswajalne przez rośliny najpierw poprzez korzenie później przez liście, uczestniczą w syntezie szeregu związków organicznych, jak również wpływają na pobieranie makro- i mikroelementów (Maini, 2006). Garcia i in. (2011) wykazali, że aplikacja aminokwasów i peptydów wraz ze składnikami pokarmowymi zwiększała zawartość potasu, wapnia, magnezu, żelaza, miedzi i cynku w liściach wpływając na stan odżywienia liści, co sprzyjało lepszemu wzrostowi i rozwojowi roślin. Wyniki badań prowadzonych przez Barickman i in. (2014a) wykazały również, że kombinacja aplikacji dolistnej i na korzenie biostymulatorów skutkowałą zwiększeniem i podwyższeniem jakości plonu pomidorów. Jednak jak podkreśla Welke (2005) składniki aktywne, zawarte w preparatach biostymulujących zwykle nie są natychmiast dostępne dla roślin i powinny najpierw zostać zmineralizowane za pomocą mikroorganizmów glebowych (Welke, 2005). Zwiększony plon owoców i podwyższona odporność na choroby po aplikacji biostymulatorów Eyraś i in. (2008) tłumaczą wieloma czynnikami, w tym zwiększonej dostępności fosforu i potasu oraz poprawy warunków fizycznych gleby. Aminokwasy, zawarte w biostymulatorach, aplikowane w strefę korzeniową są dobrze przyswajane przez korzenie, a następnie przenoszone do rośliny (Watson i Fowden, 1975; Soldal i Nissen, 1978; Matsumiya i Kubo, 2011). Jednak jak podkreślają Wilson i in. (2013) dostępność w ten sposób stosowanych aminokwasów może być znacznie ograniczana przez aktywność drobnoustrojów w glebie. Dlatego po początkowym zastosowaniu biostymulatora w formie podlewania, w kolejnej fazie rozwojowej roślin biostymulatory aplikowane są nalistnie. Dostarczenie roślinom na tym etapie preparatów z aminokwasami stymuluje ich dalszy rozwój i wzrost. Związki te, wchodzące w skład biostymulatorów, biorą udział w tworzeniu i metabolizowaniu hormonów, a procesy te zachodzą w zależności od aktualnych potrzeb roślin. Dzięki łączonej aplikacji preparatów biostymulujących, rośliny w drugim etapie otrzymują dodatkową dawkę aminokwasów, oszczędzając tym samym energię, niezbędną do ich syntezy i mogą wykorzystywać to źródło związków organicznych w różnych procesach życiowych (Velička i in., 1998).

5.2. Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na cechy fizyczne i mechaniczne nasion fasoli zwykłej

5.2.1. Wymiary, powierzchnia i objętość nasion

Nasiona fasoli, pochodzące z zastosowanych w doświadczeniu wariantów aplikacji biostymulatorów, wykazywały zróżnicowanie pod względem grubości (tab. 7). Na podstawie przeprowadzonej analizy wyników pomiarów zauważono, że zastosowanie testowanych preparatów prowadziło do zwiększenia wartości tej cechy geometrycznej nasion. W przeważającej liczbie analizowanych kombinacji stwierdzono zwiększenie tego parametru w odniesieniu do obiektu kontrolnego. Najmniejszą i najbardziej zróżnicowaną grubość nasion obserwowano w pierwszym roku badań polowych, czego przyczyną były odmienne warunki sezonu wegetacyjnego, w porównaniu do pozostałych lat badań. Wykazano również, że dolistna aplikacja niższego stężenia biostymulatora L-Amino+® prowadziła do

uzyskania nasion cechujących się najwyższą wartością ocenianej cechy. Jednak analiza średnich wartości pomiarów z trzech lat doświadczenia wykazała brak istotnego zróżnicowania w grubości nasion fasoli. Odmienne obserwacje poczyniono w przypadku stosowania biostymulatora, którego głównym składnikiem był ekstrakt z alg morskich. W tym przypadku odnotowano, że z punktu widzenia analizowanej wartości najkorzystniejsze efekty wystąpiły w wyniku dogłębowej aplikacji tego preparatu w wyższym stężeniu. Jednak obserwacja przeciętnej grubości nasion fasoli wykazała, zwiększenie tej cechy, gdy biostymulatory aplikowane były w formie oprysku, roztworami o niższym stężeniu.

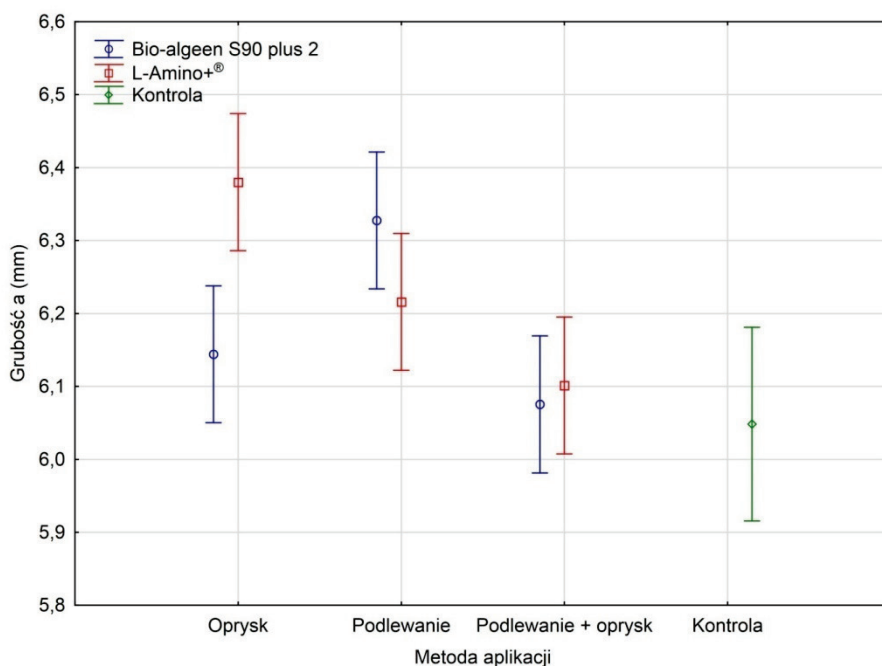
Badania własne wykazały również istotne zróżnicowanie w grubości nasion w zależności od składu aplikowanych biostymulatorów (rys. 9). W celu zwiększenia wartości analizowanej cechy preparat L Amino+® powinien być stosowany w formie dolistnego oprysku roślin fasoli. Natomiast w przypadku biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 bardziej korzystne efekty odnotowano, gdy aplikowaną go poprzez podlewanie.

Tabela 7.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na grubość nasion fasoli zwykłej (mm)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	6,18 ^{abc}	6,46 ^{bc}	5,90 ^{ab}
		0,67%	5,96 ^{abc}	6,08 ^{ab}	6,29 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	5,80 ^{ab}	6,22 ^{abc}	6,55 ^b
		0,20%	6,27 ^{bc}	6,52 ^{bc}	6,61 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	5,68 ^a	5,95 ^a	5,53 ^a
		0,20% + 0,67%	6,35 ^c	6,61 ^c	6,33 ^{ab}
	Kontrola		6,09 ^{abc}	5,88 ^a	6,18 ^{ab}
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	6,65 ^c	6,73 ^c	6,27 ^{bc}
		0,67%	5,83 ^{ab}	5,69 ^a	7,11 ^d
	Podlewanie	0,10%	5,74 ^a	6,32 ^{bc}	6,54 ^c
		0,20%	6,30 ^{abc}	5,92 ^{ab}	6,48 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	6,18 ^{abc}	6,28 ^{bc}	5,85 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	6,38 ^{bc}	6,28 ^{bc}	5,64 ^a
	Kontrola		6,09 ^{abc}	5,88 ^{ab}	6,18 ^{bc}

Efektom aplikacji biostymulatorów o odmiennym składzie były istotne różnice w długości nasion fasoli (tabela 8). Prawie we wszystkich analizowanych kombinacjach nasion, pochodzących z upraw, w których stosowano preparaty, stwierdzono wyraźny wzrost wartości tej cechy geometrycznej w porównaniu do prób kontrolnych. Jedynie w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2, w sezonie wegetacyjnym 2017, obserwowano nieznaczne obniżenie długości nasion. Podobną tendencję odnotowano w nasionach, pochodzących z doświadczenia z aplikacją aminokwasowego biostymulatora w 2016 roku. Przeciętnie największą długość nasion obserwowano jako efekt dolistnej aplikacji preparatu, opartego na wolnych aminokwasach w niższym stężeniu roztworu roboczego.



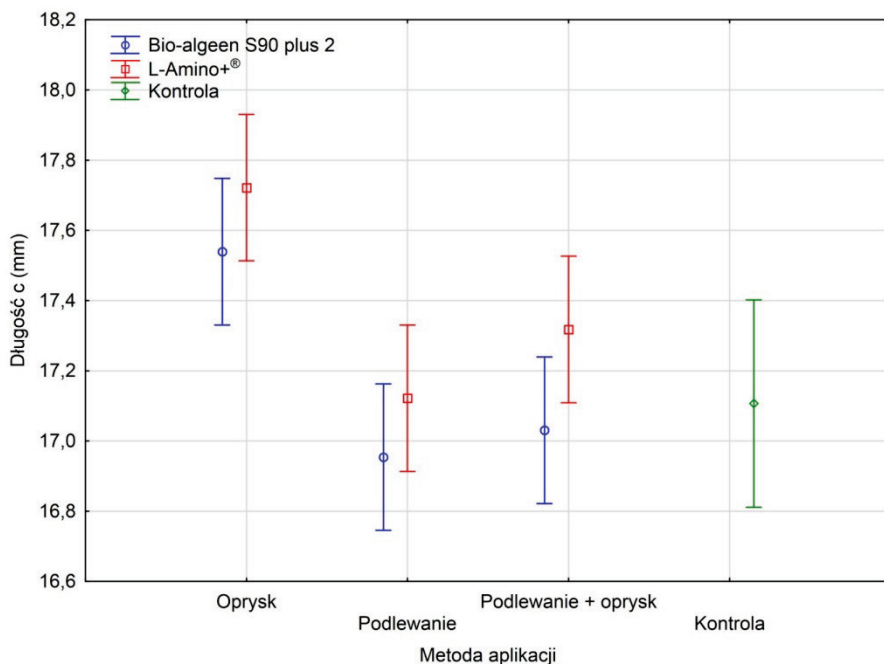
Rys. 9. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na grubość nasion fasoli zwykłej –średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 8.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na długość nasion fasoli zwykłej (mm)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	17,00 ^a	17,71 ^c	17,72 ^a
		0,67%	18,41 ^a	17,10 ^{bc}	17,30 ^a
	Podlewanie	0,10%	16,74 ^a	16,68 ^{ab}	17,27 ^a
		0,20%	17,40 ^a	17,32 ^{bc}	16,33 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	16,69 ^a	15,96 ^a	16,73 ^a
		0,20% + 0,67%	17,75 ^a	17,93 ^c	17,14 ^a
	Kontrola		16,69 ^a	16,95 ^{bc}	17,68 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	18,10 ^a	18,36 ^b	17,76 ^a
		0,67%	16,90 ^a	17,32 ^{ab}	17,90 ^a
	Podlewanie	0,10%	16,49 ^a	18,40 ^b	17,48 ^a
		0,20%	16,82 ^a	16,25 ^a	17,31 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	16,65 ^a	17,74 ^{ab}	17,53 ^a
		0,20% + 0,67%	17,84 ^a	16,96 ^{ab}	17,19 ^a
	Kontrola		16,69 ^a	16,95 ^{ab}	17,68 ^a

Badania wykazały także (rys. 10), iż do zwiększenia długości nasion fasoli prowadziło stosowanie dolistne obu preparatów. Przy czym we wszystkich stosowanych metodach aplikacji wyższą skuteczności wykazywał się preparat L-Amino+®. Natomiast aplikacja doglebowa oraz łączona biostymulatora, opartego na algach morskich, skutkowała uzyskaniem nasion fasoli o podobnej długości jak w próbach kontrolnych.



Rys. 10. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na długość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Aplikacja dwóch testowanych biostymulatorów prowadziła do zmian szerokości nasion fasoli (tab. 9). Nasiona pochodzące z upraw, w których stosowano te preparaty odznaczały się przeciętnie zwiększoną wartością tej cechy geometrycznej w porównaniu do kombinacji kontrolnych. Jedynie w przypadku niższego stężenia biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2, aplikowanego doglebowo i dolistnie, odnotowano nieznaczne obniżenie szerokości nasion. Analizując średnie wartości tej cechy z trzech lat doświadczenia, przeciętnie największą szerokość nasion fasoli odnotowano wskutek dolistnej aplikacji biostymulatorów, przy zastosowaniu niższych stężeń roztworów. W pierwszym roku badań obserwowano zbiór nasion o najmniejszej wartości analizowanego parametru. Natomiast nasiona fasoli, pochodzące z ostatniego roku badań polowych charakteryzowały się największymi i istotnymi różnicami w szerokości, ze względu na zastosowane metody oraz rodzaj biostymulatorów.

Przeciętnie najszersze nasiona pozyskano z uprawy fasoli, w której stosowano aplikację dolistną bądź doglebową i dolistną preparatów.

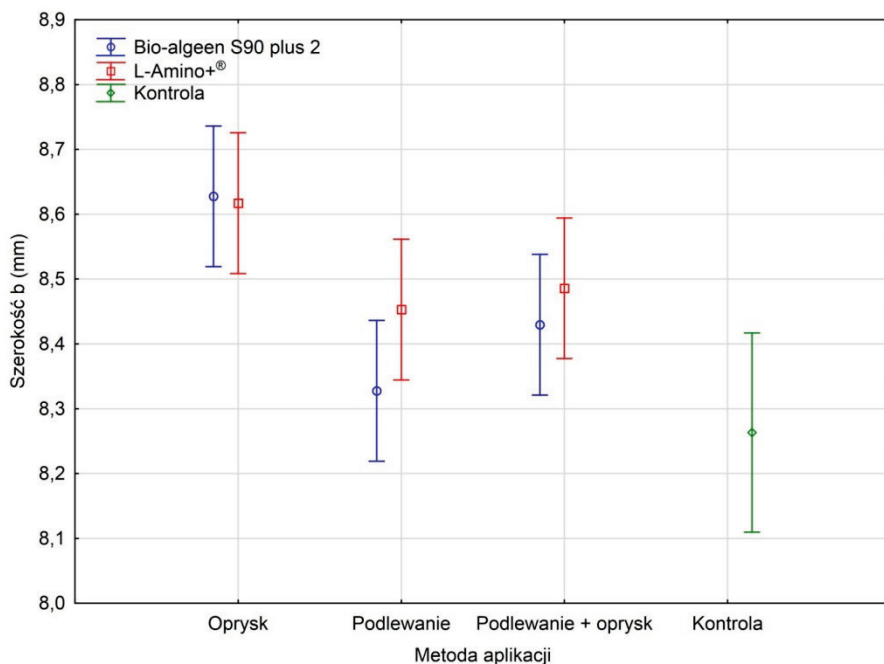
Tabela 9.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na szerokość nasion fasoli zwykłej (mm)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	8,73 ^a	8,59 ^{ab}	8,92 ^a
		0,67%	8,68 ^a	8,29 ^a	8,55 ^a
	Podlewanie	0,10%	8,10 ^a	8,42 ^a	8,25 ^a
		0,20%	8,56 ^a	8,67 ^{ab}	7,97 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	8,29 ^a	8,16 ^a	7,94 ^a
		0,20% + 0,67%	8,71 ^a	9,05 ^b	8,42 ^a
	Kontrola		8,10 ^a	8,22 ^a	8,47 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	8,59 ^a	9,06 ^b	8,72 ^a
		0,67%	8,16 ^a	8,41 ^{ab}	8,78 ^a
	Podlewanie	0,10%	8,28 ^a	9,08 ^b	8,27 ^a
		0,20%	8,40 ^a	8,15 ^a	8,54 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	8,46 ^a	8,59 ^{ab}	8,82 ^a
		0,20% + 0,67%	8,75 ^a	8,03 ^a	8,28 ^a
	Kontrola		8,10 ^a	8,22 ^a	8,47 ^a

Badania własne wykazały także, że sposób aplikacji powinien być dostosowany do rodzaju biostymulatora (rys. 11). Testowane w uprawie fasoli preparaty Bio-algeen S90 plus 2 i L-Amino+[®] wykazywały pozytywne oddziaływanie na zwiększenie wymiaru nasion, gdy stosowane były w formie dolistnego opryskiwania. Dodatkowo preparat, którego głównym składnikiem były wolne aminokwasy wykazywał większą skuteczność w przypadku doglebowej i łączonej aplikacji w porównaniu do biostymulatora, opartego na algach.

Na podstawie przeprowadzonych badań stwierdzono, że aplikacja biostymulatorów wpływała na pole powierzchni nasion (tabela 10). Zróżnicowanie w wartościach tego parametru były wynikiem sposobu ich stosowania, stężenia preparatów oraz zawartych w nich związków czynnych. Jednak przeciętnie wyższą wartością tej cechy charakteryzowały się nasiona pozyskane z upraw, w których zastosowano preparaty biostymulujące. W przypadku dolistnej aplikacji biostymulatora L-Amino+[®] o niższym testowanym stężeniu, stwierdzono największe pole powierzchni nasion w porównaniu z pozostałymi kombinacjami. Porównywalny efekt obserwowano w przypadku łączonej aplikacji preparatu Bio-algeen S90 plus 2 w wyższym stężeniu. Pole powierzchni nasion fasoli było zależne także od warunków środowiskowych w czasie sezonu wegetacyjnego. W pierwszym roku eksperymentu przeciętna powierzchnia nasion była najniższa, co uwarunkowane było warunkami meteorologicznymi. Jednak pomimo niekorzystnego wpływu środowiska, aplikacja biostymulatorów prowadziła do zwiększonej wartości tej cechy, w porównaniu do kombinacji kontrolnych. Stwierdzono również, że po aplikacji biostymulatora zawierającego wolne aminokwasy wystąpiły istotne różnice w powierzchni nasion w pierwszym i ostatnim roku doświadczenia. Taką tendencją obserwowano dla nasion pochodzących z uprawy z 2017 roku, w której aplikowano preparat bazujący na algach morskich.



Rys. 11. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na szerokość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 10.

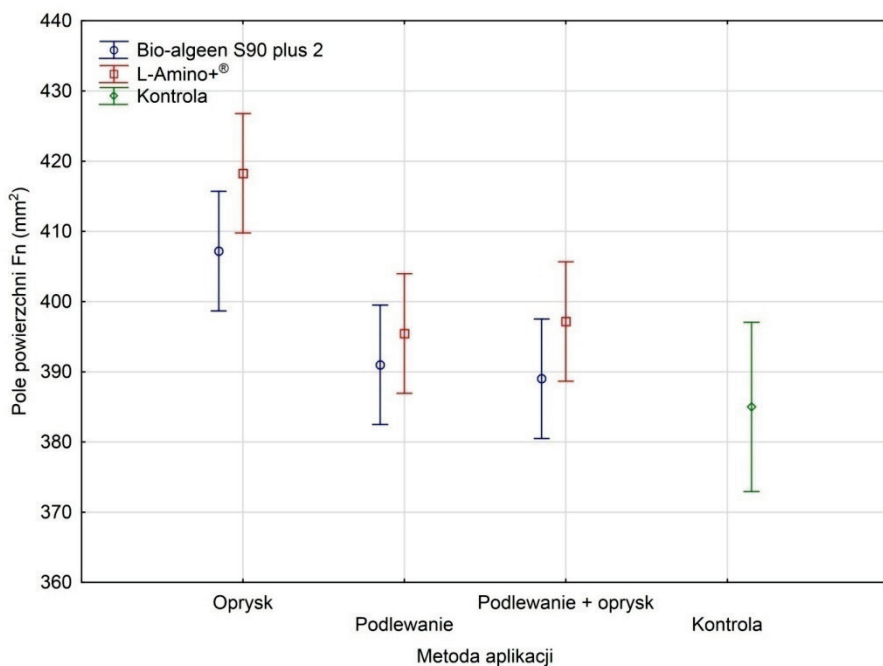
Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na pole powierzchni nasion fasoli zwykłej F_n (mm^2)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	398,32 ^a	418,47 ^{bc}	413,00 ^a
		0,67%	422,89 ^a	386,04 ^{ab}	404,32 ^a
	Podlewanie	0,10%	367,31 ^a	383,64 ^{ab}	401,27 ^a
		0,20%	405,95 ^a	413,31 ^{bc}	374,42 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	366,54 ^a	353,63 ^a	353,72 ^a
		0,20% + 0,67%	420,98 ^a	440,84 ^c	398,34 ^a
	Kontrola		372,82 ^a	375,39 ^a	406,79 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	433,68 ^b	455,63 ^b	417,93 ^{ab}
		0,67%	372,27 ^{ab}	383,36 ^a	446,74 ^b
	Podlewanie	0,10%	362,80 ^a	446,83 ^b	407,05 ^{ab}
		0,20%	388,50 ^{ab}	359,30 ^a	408,30 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	382,84 ^{ab}	415,08 ^{ab}	403,66 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	424,45 ^{ab}	381,03 ^a	375,90 ^a
	Kontrola		372,82 ^{ab}	375,39 ^a	406,79 ^{ab}

W wyniku dolistnej aplikacji biostymulatorów o niższym stężeniu obserwowano wzrost liczby nasion, odznaczających się największym polem powierzchni w porównaniu do pozostałych testowanych kombinacji stosowania biostymulatorów.

Dodatkowo stwierdzono również różnice w wielkości pola powierzchni nasion w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 12). Korzystniejsze działanie na analizowaną cechę wykazywał biostymulator L-Amino+[®] stosowany we wszystkich konfiguracjach metod aplikacji.

Badania dowiodły, iż aplikacja biostymulatorów prowadziła do zmian w objętości nasion fasoli (tabela 11). Analizując średnie wyniki z trzech lat badań stwierdzono, że skutkiem aplikacji preparatów był wzrost wartości tego parametru w porównaniu do obiektów kontrolnych. Jedynie po łączonej aplikacji i niskim stężeniu preparatu biostymulującego, bazującego na algach morskich, stwierdzono, iż objętość nasion fasoli przyjmowała wartości niższe niż w przypadku kontroli. Największą objętością charakteryzowały się nasiona, pochodzące z upraw, w których stosowano dolistnie biostymulator w niższym stężeniu, zawierający w swym składzie aminokwasy. Podobnych spostrzeżeń dokonano po aplikacji dolistnej, poprzedzonej doglebową, preparatu Bio-algeen S90 plus 2 w wyższych stężeniach roztworu.



Rys. 12. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na pole powierzchni nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Dodatkowo w drugim roku badań odnotowano istotne zróżnicowanie w wartości analizowanego parametru nasion dla obu testowanych biostymulatorów. Warunki meteorologiczne tego sezonu wegetacyjnego wpłynęły na pozyskanie nasion, które cechowały się odmienną objętością w zależności od sposobu aplikacji i wykorzystanych biostymulatorów. W pierwszym i trzecim roku prób polowych odnotowano podobną tendencję, jednakże jedynie w przypadku stosowania preparatu L-Amino+®.

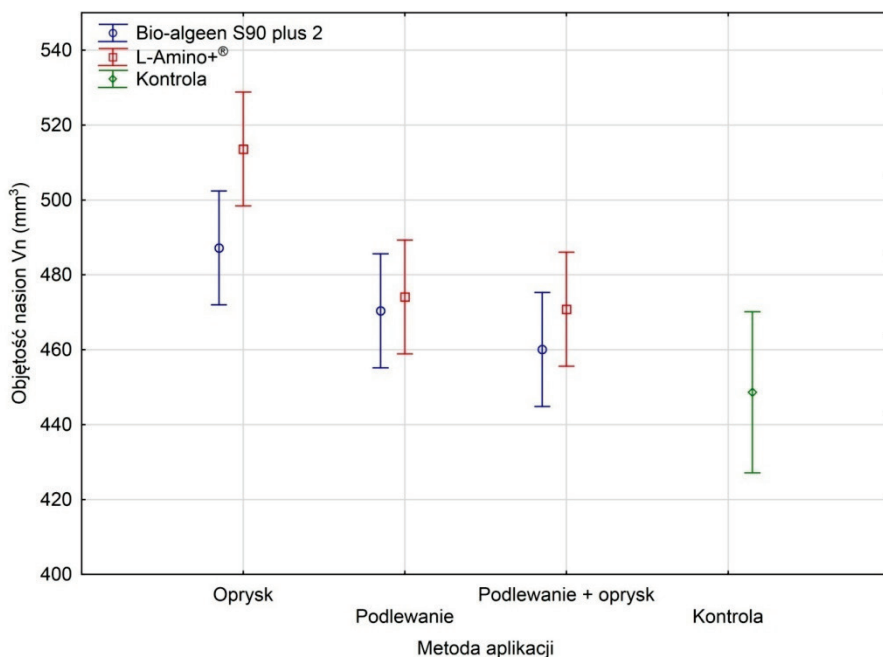
Równocześnie badania własne wykazały, że po aplikacji dolistnej biostymulatorów w niższym stężeniu oraz aplikacji łączonej wyższych stężeń testowanych preparatów obserwowano przeciętnie największą objętość nasion fasoli.

Podkreślić należy także fakt, iż obserwowano różnice w wartości analizowanego parametru nasion w zależności od składu aplikowanych biostymulatorów (rys. 13). Po wszystkich testowanych wariantach aplikacji (doglebowa, dolistna i łączona) preparatu, zawierającego aminokwasy, odnotowano uzyskanie nasion fasoli o zwiększonej objętości. Stwierdzono również, że drugi z wykorzystanych w badaniach biostymulatorów wykazywał się największą skutecznością, gdy stosowany był w formie oprysku.

Tabela 11.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na objętość nasion fasoli zwykłej Vn (mm³)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	479,95 ^a	514,38 ^{bc}	487,99 ^a
		0,67%	497,87 ^a	451,68 ^a	491,18 ^a
	Podlewanie	0,10%	417,32 ^a	458,29 ^{ab}	488,50 ^a
		0,20%	491,52 ^a	513,49 ^{bc}	453,27 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	412,33 ^a	405,77 ^a	380,22 ^a
		0,20% + 0,67%	517,99 ^a	561,33 ^c	482,82 ^a
	Kontrola		433,92 ^a	427,61 ^a	484,37 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	543,09 ^c	587,72 ^c	508,08 ^b
		0,67%	423,51 ^{ab}	433,82 ^a	585,41 ^c
	Podlewanie	0,10%	408,38 ^a	558,52 ^{bc}	496,78 ^{ab}
		0,20%	466,73 ^{abc}	411,84 ^a	502,30 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	456,02 ^{abc}	504,52 ^{abc}	473,23 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	522,65 ^{bc}	447,82 ^{ab}	420,68 ^a
	Kontrola		433,92 ^{ab}	427,61 ^a	484,37 ^{ab}



Rys. 13. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na objętość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Przeprowadzone badania własne, dotyczące cech fizycznych nasion fasoli zwykłej wykazały zwiększenie ich grubości, długości, szerokości oraz pola powierzchni i objętości jako efekt aplikacji biostymulatorów w uprawie polowej, zwłaszcza w formie oprysku. W dostępnej literaturze brak jest doniesień na temat możliwych mechanizmów działania takich preparatów, które prowadzą do zmian cech geometrycznych nasion. Fakt ten może nieco dziwić, ponieważ w obecnych czasach mamy do czynienia z szybkim i dynamicznym rozwojem przemysłu rolno-spożywczego, przede wszystkim automatyzacji. W związku z tym surowce pochodzenia roślinnego muszą spełniać szereg restrykcyjnych wymagań (Hebda i Micek, 2007; Żuk-Gołaszewska i in. 2011). Niezbędne zatem stało się ujednolicenie surowca pod względem wielkości nasion, a określanie optymalnych dla przetwórstwa ich cech geometrycznych umożliwia analizowanie związków pomiędzy wielkością nasion, a cechami ich jakości (Hebda i Micek, 2007). Według Żabińskiego i Mudryka (2009) określanie właściwości fizycznych nasion ma niebagatelne znaczenie podczas zbioru, czyszczenia i separacji mechanicznej. Dodatkowo znajomość takich własności materiału roślinnego ułatwia magazynowanie i obróbkę nasion, przeznaczonych na konsumpcję lub jako materiał reprodukcyjny. Badania prowadzone przez Żabińskiego i Mudryka (2009) nad właściwościami fizycznymi nasion różnych odmian soczewicy jadalnej, wykazały że nawet przy braku istotnych różnic w masie tysiąca nasion, wykazywano takie zróżnicowanie w wymiarach materiału. Sadowska i Żabiński (2009) wykazali również istotne zróżnicowanie pod

względem cech geometrycznych ziarniaków jęczmienia uprawianego w mieszance z soczewicą jadalną. Wymieni autorzy stwierdzili, że dłuższe i cieńsze ziarniaki wykształcał jęczmień uprawiany w mieszance z 15% jego udziałem w stosunku do ziarniaków pochodzących z siewu czystego. Wyniki tych badań wskazują, że zabiegi agrotechniczne warunkują cechy fizyczne surowców pochodzenia roślinnego.

Jednak pomimo braku informacji w dostępnej literaturze odnaleźć można sformułowania, iż wielkość nasion ich kształt czy właściwości fizyczne zależą od wielu czynników. Zdaniem Sulek i in. (2004) zmienność poszczególnych cech wynika w głównej mierze z różnic odmianowych. Jednak do czynników determinujących należą również warunki klimatyczno-glebowe oraz zabiegi agrotechniczne. Według Konopki i in. (2009) właściwości fizyczne nasion mogą kształtować w efekcie zróżnicowanej rejonizacji upraw, a także stosowania nowych metod oraz technik uprawy, nawożenia i ochrony roślin. Do takich nowoczesnych zabiegów należy aplikowanie preparatów biostymulujących w uprawach roślin. Aplikowanie biostymulatorów przy zastosowaniu różnorodnych, dostępnych metod i technik może zmieniać wielkość i wymiary nasion czy ziaren ze względu na fakt, iż związki biologicznie czynne mogą przemieszczać się z liści do całej rośliny, w tym do systemu korzeniowego i gleby i zostają zaangażowane w procesy metabolizmu, wpływając tym samym na zachodzące w roślinach procesy fizjologiczne (Darginavičienė i Novickienė, 2002; Jakiene, 2013).

W literaturze odnaleźć można również badania, wykazujące że na właściwości fizyczne nasion, w tym cechy geometryczne nasion wpływ może mieć aplikacja mieszanin aminokwasów. Zastosowanie biostymulatorów w uprawie *Solanum lycopersicum* (pomidor zwyczajny) prowadziło do odnotowania zwiększonej produktywności (Koukounararas i in., 2013) a w przypadku *Vicia faba* (bób) większe nagromadzenie masy suchej substancji, chlorofili, węglowodanów i polisacharydów w nasionach (Sadak i in., 2014; Teixeira i in., 2018). W przeprowadzonych eksperymentach stwierdzono, że aplikacja preparatów biostymulujących prowadziła do zwiększenia wielkości plonu, również poprzez zmianę cech fizycznych owoców oraz nasion (zwiększenie masy suchej substancji, a także zwiększenie zawartości węglowodanów (Sadak i in., 2014).

5.2.2. Kształt nasion

Analiza wyników przeprowadzonych badań wykazała, że aplikacja biostymulatorów nie miała statystycznie istotnego wpływu na współczynnik kształtu nasion K_m , zaproponowany przez Grochowicza (1994) (tabela 12). Jednak efektem aplikacji preparatów był wzrost wartości tego parametru w odniesieniu do obiektów kontrolnych. Zwiększenie tej cechy obserwowano po dolistnym oraz łączonym stosowaniu biostymulatora w niższym stężeniu, zawierającego algi morskie. Podobną tendencję odnotowano jako efekt aplikacji doglebowej oraz łączonej aminokwasowego preparatu. Najniższą wartość współczynnika kształtu K_m stwierdzono dla nasion pochodzących z trzeciego roku badań, w którym panowały najtrudniejsze warunki w sezonie wegetacyjnym.

Natomiast zróżnicowanie istotne statystycznie w wartości analizowanego parametru obserwowano w pierwszym roku doświadczenia, w którym to oceniane nasiona charakteryzowały się odmiennymi współczynnikami K_m w zależności od metod aplikacji i zastosowanych biostymulatorów.

Tabela 12.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Km nasion fasoli zwykłej

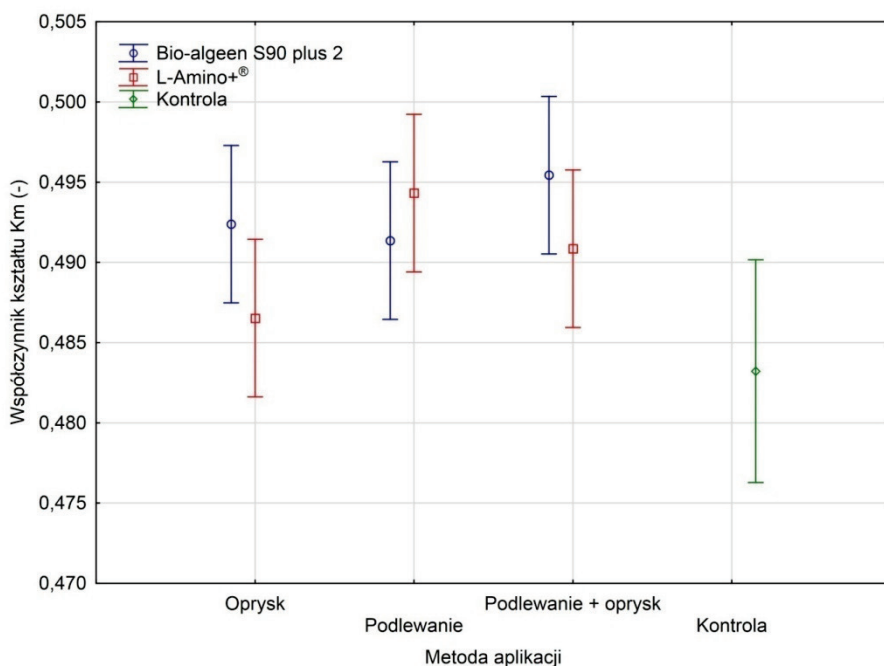
Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	0,51 ^b	0,49 ^a	0,50 ^a
		0,67%	0,47 ^a	0,49 ^a	0,49 ^a
	Podlewanie	0,10%	0,48 ^{ab}	0,51 ^a	0,48 ^a
		0,20%	0,49 ^{ab}	0,50 ^a	0,49 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,50 ^{ab}	0,51 ^a	0,48 ^a
		0,20% + 0,67%	0,49 ^{ab}	0,51 ^a	0,49 ^a
	Kontrola		0,49 ^{ab}	0,48 ^a	0,48 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	0,47 ^a	0,49 ^{ab}	0,49 ^a
		0,67%	0,48 ^a	0,49 ^{ab}	0,49 ^a
	Podlewanie	0,10%	0,50 ^a	0,49 ^{ab}	0,47 ^a
		0,20%	0,50 ^a	0,50 ^b	0,49 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,51 ^a	0,48 ^{ab}	0,50 ^a
		0,20% + 0,67%	0,49 ^a	0,47 ^a	0,48 ^a
	Kontrola		0,49 ^a	0,48 ^{ab}	0,48 ^a

Rośliny zareagowały zwiększoną przeciętną wartością współczynnika kształtu, zaproponowanego przez Grochowicza, w wyniku łączonej doglebowej oraz dolistnej aplikacji biostymulatorów o niższym stężeniu.

Stwierdzono również różnice w wartości ocenianego parametru w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 14). Korzystne działanie na analizowaną cechę wykazywał biostymulator Bio-algeen S90 plus 2 stosowany w formie łączonej (aplikacja doglebowa i dolistna). Natomiast w przypadku preparatu L Amino+[®] korzystniejsze efekty odnotowano, gdy aplikowaną go w strefę korzeniową roślin fasoli.

Analizując wpływ aplikacji biostymulatorów, o odmiennym składzie, na obliczoną wartość współczynnika kształtu Kw nasion fasoli (tabela 13) stwierdzono, że w niewielkim stopniu zależała ona od ocenianych w doświadczeniu czynników. Istotne zróżnicowanie stwierdzono w przypadku nasion pochodzących z uprawy, w której stosowano biostymulator oparty na algach morskich. Ponadto wykazano, że nasiona zebrane w ostatnim roku doświadczenia polowego cechowały się najmniejszą przeciętną wartością współczynnika kształtu Kw. Najwyższy współczynnik stwierdzono jako efekt aplikacji doglebowej biostymulatorów, w wyższym stężeniu. Jednak korzystniejsze efekty obserwowano po zastosowaniu popartu zawierające ekstrakty z alg morskich.

Występowanie różnic w wartości współczynnika Kw odnotowano pod wpływem aplikacji biostymulatorów o zróżnicowanym składzie (rys. 15). Badania wykazały, że preparat Bio-algeen S90 plus 2 stosowany doglebowo wpływał na zwiększenie tego parametru. Podobne zależności obserwowano w przypadku biostymulatora, opartego na wolnych aminokwasach, aplikowanego tą samą metodą.

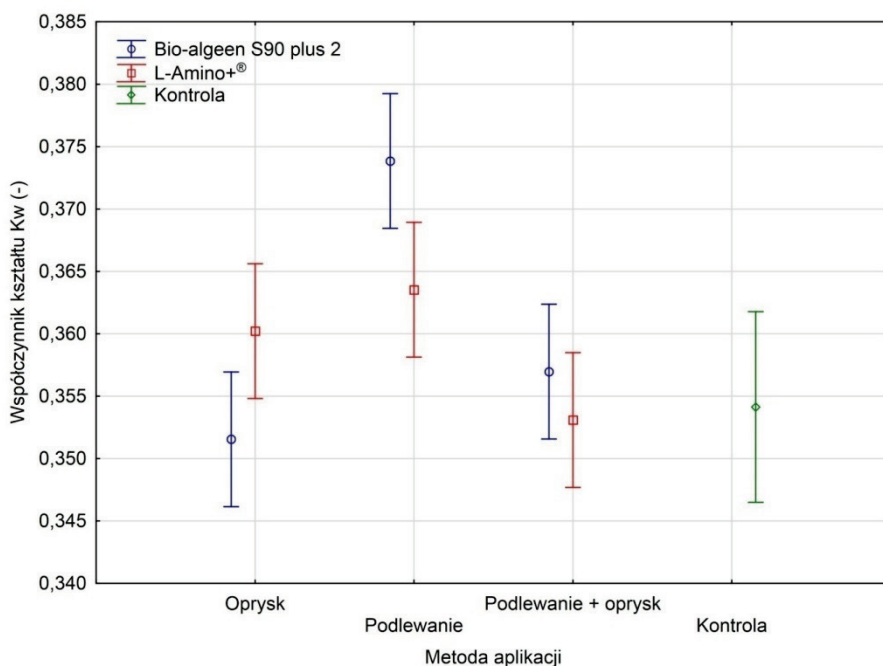


Rys. 14. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Km nasion fasoli zwykłej –średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 13.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Kw nasion fasoli zwykłej

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	0,36 ^a	0,36 ^a	0,33 ^a
		0,67%	0,33 ^a	0,36 ^a	0,36 ^{abc}
	Podlewanie	0,10%	0,35 ^a	0,37 ^a	0,38 ^{bc}
		0,20%	0,36 ^a	0,38 ^a	0,40 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,34 ^a	0,37 ^a	0,33 ^a
		0,20% + 0,67%	0,36 ^a	0,37 ^a	0,37 ^{abc}
	Kontrola		0,37 ^a	0,35 ^a	0,35 ^{ab}
L- Amino+®	Oprysk	0,33%	0,37 ^a	0,37 ^b	0,35 ^{ab}
		0,67%	0,35 ^a	0,33 ^a	0,40 ^c
	Podlewanie	0,10%	0,35 ^a	0,34 ^{ab}	0,37 ^{bc}
		0,20%	0,38 ^a	0,36 ^b	0,37 ^{bc}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,37 ^a	0,35 ^{ab}	0,33 ^a
		0,20% + 0,67%	0,36 ^a	0,37 ^b	0,33 ^a
	Kontrola		0,37 ^a	0,35 ^{ab}	0,35 ^{ab}



Rys. 15. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Kw nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Analiza średnich wyników z trzech lat doświadczenia wykazała, że aplikacja biostymulatorów nie miała istotnego wpływu na współczynnik kształtu nasion α , zaproponowany przez Donev'a (tabela 14). Jednak skutkiem aplikacji preparatów był wzrost wartości tej cechy w porównaniu do kombinacji kontrolnych. Zwiększenie wartości współczynnika α obserwowano po dolistnym stosowaniu biostymulatora, opartego na algach morskich, w obu testowanych stężeniach. Podobną tendencję odnotowano jako efekt aplikacji dogłębowej oraz łączonej aminokwasowego preparatu, w niższych stężeniach roztworu. Najniższą wartość wyznaczanego współczynnika kształtu odnotowano dla nasion pochodzących z trzeciego roku badań. Dodatkowo zróżnicowanie istotne statystycznie w wartości analizowanego parametru stwierdzono również dla prób nasion zebranych w 2018 roku, w którym oprysk preparatem Bio-algeen S90 plus 2 w niższym stężeniu skutkował uzyskaniem istotnie większego współczynnika Donev'a niż podlewanie tym preparatem w wyższym stężeniu. Warunki tego sezonu wegetacyjnego wpłynęły na uzyskanie nasion fasoli, które charakteryzowały się odmiennymi współczynnikami Donev'a w zależności od metod aplikacji i zastosowanych biostymulatorów. W drugim roku badań zaobserwowano podobną tendencję, jednak tylko w przypadku stosowania preparatu L-Amino+®.

Tabela 14.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Donev'a α nasion fasoli zwykłej

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	14,24 ^a	14,08 ^a	14,95 ^b
		0,67%	14,89 ^a	13,93 ^a	14,06 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	13,86 ^a	13,78 ^a	13,52 ^{ab}
		0,20%	14,12 ^a	13,98 ^a	12,94 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	14,17 ^a	13,53 ^a	14,06 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	14,29 ^a	14,48 ^a	13,84 ^{ab}
	Kontrola		13,59 ^a	14,02 ^a	14,20 ^{ab}
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	14,04 ^a	14,51 ^{ab}	14,39 ^{ab}
		0,67%	13,95 ^a	14,49 ^{ab}	13,83 ^a
	Podlewanie	0,10%	14,04 ^a	14,90 ^b	13,63 ^a
		0,20%	13,73 ^a	13,66 ^a	13,89 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	13,85 ^a	14,24 ^{ab}	14,82 ^b
		0,20% + 0,67%	14,37 ^a	13,43 ^a	14,38 ^{ab}
	Kontrola		13,59 ^a	14,02 ^{ab}	14,20 ^{ab}

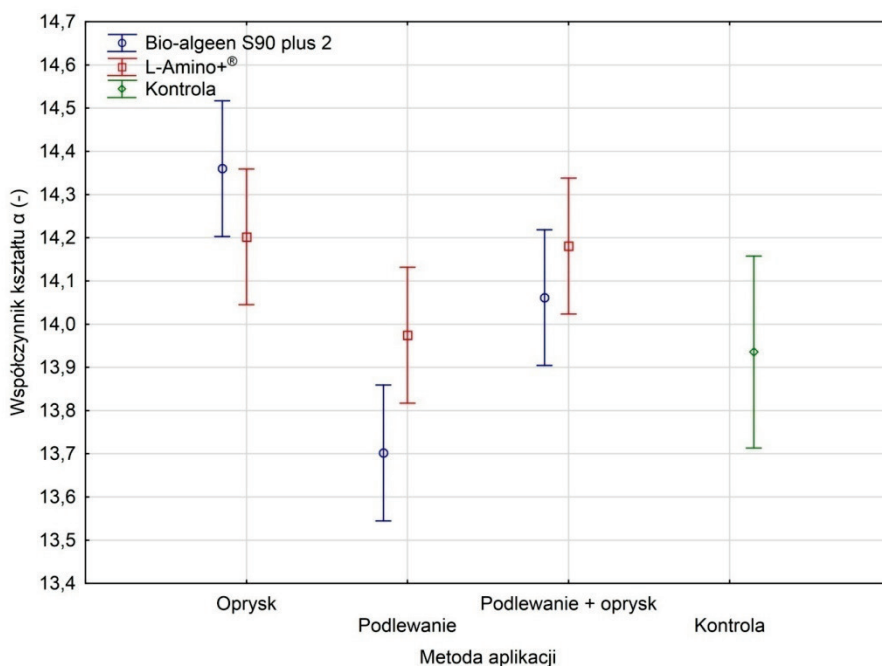
Rośliny zareagowały zwiększoną przeciętną wartością współczynnika kształtu α w efekcie dolistnej aplikacji biostymulatorów w obu stężeniach.

Równocześnie odnotowano różnice w wartości tego parametru w zależności od składników aktywnych aplikowanych biostymulatorów (rys. 16). Biostymulator Bio-algeen S90 plus 2 stosowany w postaci oprysku stymulował wzrost wartości współczynnika α . Natomiast w przypadku preparatu, zawierającego aminokwasy, korzystniejsze efekty odnotowano, gdy aplikowano go najpierw doglebowo, a następnie dolistnie.

Stosowanie w uprawie fasoli biostymulatorów o zróżnicowanym składzie skutkowało zmianami w wartości współczynnika kształtu nasion Mohsenin'a (1986) (tabela 15). W analizowanych kombinacjach odnotowano podwyższoną wartość tego parametru. Jedynie w przypadku niższego stężenia preparatu Bio-algeen S90 plus 2, aplikowanego w konfiguracji doglebowo, a następnie dolistnie zaobserwowano nieznaczne obniżenie wartości analizowanej cechy, w odniesieniu do obiektu kontrolnego (około 2,5%).

Analiza średnich współczynników Mohsenin'a z trzech lat badań wykazała istotne zróżnicowanie ich wartości w przypadku aplikacji biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2. Jednak tendencji takiej nie obserwowano po zastosowaniu preparatu, zawierającego wolne aminokwasy.

Największe zróżnicowanie w wartościach tego parametru odnotowano w 2017 roku dla obu aplikowanych biostymulatorów. Natomiast w każdym roku badań polowych, dla kombinacji w których stosowano preparat L-Amino+[®], stwierdzono największe różnice wartościach współczynnika kształtu S_n .



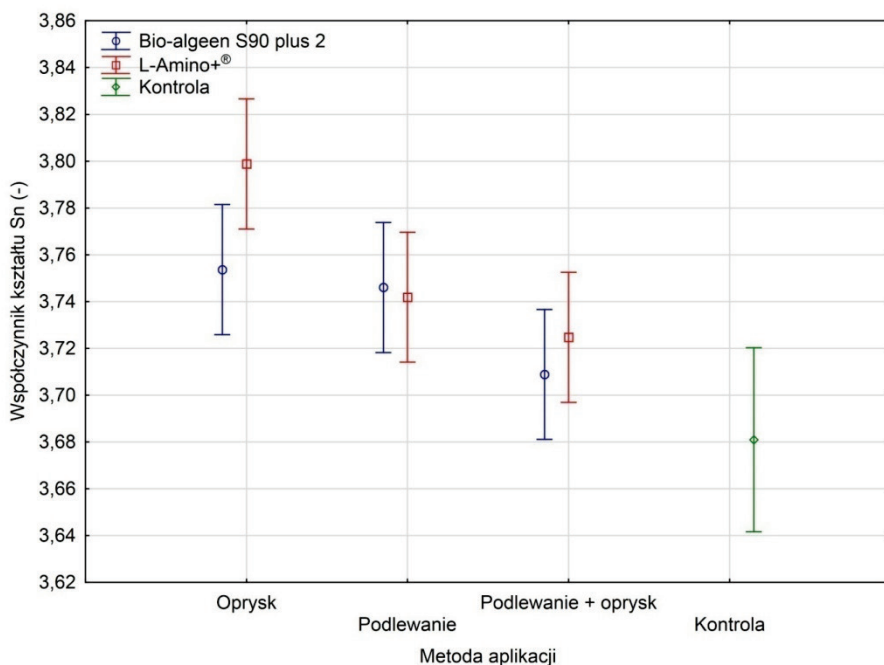
Rys. 16. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Donev'a α nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 15.

Wpływ form aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Mohsenin'a S_n nasion fasoli zwykłej

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	3,78 ^a	3,81 ^{bc}	3,74 ^b
		0,67%	3,73 ^a	3,69 ^a	3,77 ^b
	Podlewanie	0,10%	3,60 ^a	3,74 ^{ab}	3,78 ^b
		0,20%	3,77 ^a	3,83 ^{bc}	3,75 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	3,61 ^a	3,65 ^a	3,51 ^a
		0,20% + 0,67%	3,81 ^a	3,91 ^c	3,76 ^b
	Kontrola		3,66 ^a	3,64 ^a	3,74 ^b
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	3,85 ^c	3,93 ^c	3,79 ^b
		0,67%	3,62 ^a	3,63 ^a	3,96 ^c
	Podlewanie	0,10%	3,62 ^a	3,85 ^{bc}	3,78 ^b
		0,20%	3,75 ^{abc}	3,64 ^a	3,81 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	3,74 ^{abc}	3,78 ^{abc}	3,72 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	3,82 ^{bc}	3,69 ^{ab}	3,60 ^a
	Kontrola		3,66 ^{ab}	3,64 ^a	3,74 ^{ab}

Nasiona fasoli, pochodzące z poletek na których wykonano dolistną aplikację biostymulatorów, wykazywały najwyższe wartości współczynnika Mohsenin'a (rys. 17).



Rys. 17. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Mohsenin'a S_n nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Przeprowadzone badania własne wykazały, że w zależności od metod aplikacji, rodzaju zastosowanych biostymulatorów, a także warunków meteorologicznych w trzech latach doświadczenia obserwowano zróżnicowanie w kształcie nasion fasoli. Obserwowane różnice nie zawsze były istotne statystycznie, tak jak w przypadku współczynnika kształtu nasion Grochowicza Km. Jednak wyniki badań wskazują, że po aplikacji biostymulatorów odnotowano wzrost wartości analizowanych parametrów fizycznych nasion, szczególnie gdy zastosowano preparat, bazujących na algach morskich. Niestety w literaturze brak jest informacji, dotyczących kształtu nasion, pozyskanych z upraw w których wykorzystano biostymulatory. Najczęściej badacze skupiają się jednak na plonowaniu roślin. Jednak zdaniem Frączka i Wróbla (2006) ocena kształtu nasion ma ogromne znaczenie w procesach sortowania oraz separacji. Dodatkowo kształt pojedynczych nasion istotnie wpływa na zachowanie się całego złoża materiału sypkiego. Objawia się zmianami w wartościach kąta tarcia wewnętrznego, kąta usypu czy w rozkładzie naprężeń w złożu. Zależności między wymiarami nasion wynikają z różnic odmianowych ale także z zastosowanych zabiegów agrotechnicznych. Sadowska i Żabiński (2009) analizowali reakcję jęczmienia jarego na uprawę z soczewicą jadalną. Reakcję tę wyrazili jako pomiar wybranych cech fizycznych. Wymienieni autorzy stwierdzili, że wartości współczynników kształtu ziarniaków jęczmie-

nia wskazywały nie tylko na różnice odmianowe, ale także na wpływ warunków uprawy na ich wielkość. Na fakt ten zwraca także uwagę Grochowicz (1994). W badaniach własnych wyznaczono również współczynnik kształtu Donev'a, który jest jednoznacznym wyznacznikiem stopnia spłaszczenia lub wydłużenia nasion. Aplikacja biostymulatorów opartych na wolnych aminokwasach prowadziła do wzrostu wartości tego parametru w porównaniu z kontrolą, jednak istotne różnice stwierdzono dla nasion pochodzących z uprawy, w której stosowano preparat, bazujący na algach morskich. Zdaniem Sadowskiej i Żabińskiego (2009) pozyskanie informacji na temat tej cechy fizycznej nasion ma niebagatelne znaczenie przy wyborze rodzaju separatora. Badania prowadzone przez Żabińskiego i Mudryka (2009) wskazują w przypadku oceny zależności wymiarów nasion soczewicy jadalnej, nie stwierdzono istotnych różnic dla wartości współczynnika kształtu K_m . Odmiennych obserwacji poczyniono jednak dla współczynnika kształtu K_w , ze względu na odmienną długość nasion badanych odmian.

Przyczyną zmian w wartościach analizowanych współczynników kształtu dla nasion fasoli, w uprawie której zastosowano różne metody aplikacji biostymulatorów, upatrywać należy w procesach fizjologicznych roślin, które zostały stymulowane w efekcie zastosowania preparatów biostymulujących. Zarówno metoda dolistna jak i łączona aplikacji biostymulatorów mogła prowadzić do zwiększania objętości liści i okrywy nasiennej podczas procesu dojrzewania nasion. Krytycznymi etapami w rozwoju roślin bobowatych są tworzenie się i wypełnianie strąków. Od warunków klimatyczno-glebowych a także zabiegów agrotechnicznych będzie zależała jakość plonu, w tym cechy fizyczne i geometryczne. Dolistna aplikacja preparatów na bazie aminokwasów czy ekstraktów z alg morskich, w odpowiednich fazach rozwoju roślin, może zagwarantować natychmiastowy efekt, gdy występują niekorzystne warunki dla wzrostu roślin, a także na krytycznych etapach tego procesu, co w konsekwencji skutkuje uzyskaniem większego plonu (Ruamrungsri i Apavattjirut, 2003).

5.2.3. Grubość okrywy nasiennej i właściwości mechaniczne nasion fasoli zwykłej

Badania własne wykazały, że aplikacja biostymulatorów o odmiennym składzie prowadziła do zmian grubości okrywy nasion fasoli (tabela 16). We wszystkich analizowanych kombinacjach odnotowano podwyższoną wartość tego parametru. Przeciętnie najwyższą grubość okrywy nasiennej wystąpiła wskutek doglebowej aplikacji obu biostymulatorów. Wyniki badań wykazały, że nasiona, pochodzące z kombinacji kontrolnej odznaczały się obniżoną grubością okrywy w porównaniu do tych, dla których aplikowano preparaty.

Średnie z trzech lat doświadczenia pokazały istotne zróżnicowanie analizowanego parametru. Dodatkowo warunki meteorologiczne panujące w pierwszych dwóch latach badań doprowadziły do uzyskania nasion fasoli o obniżonej grubości okrywy nasiennej. Jednak aplikacja biostymulatorów zwiększała wartość tej cechy w porównaniu do kombinacji kontrolnej. Badania grubości okrywy nasiennej wykazały jej zróżnicowanie w poszczególnych latach doświadczenia. W przypadku biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 istotne różnice odnotowano w drugim roku doświadczenia, kiedy to zebrano nasiona charakteryzujące się istotnie największą wartością analizowanej cechy, która była wynikiem doglebowej aplikacji preparatu w wyższym stężeniu, bazującego na algach morskich. Natomiast dla nasion pozyskanych z upraw, w których zastosowano biostymulator L-Amino⁺[®], odnotowano

istotne zróżnicowanie w poszczególnych sezonach wegetacyjnych. Doglebowa oraz dolistna aplikacja tego preparatu w wyższych stężeniach skutkowała istotnie zwiększoną grubością okrywy nasion w porównaniu z pozostałymi kombinacjami.

Tabela 16.

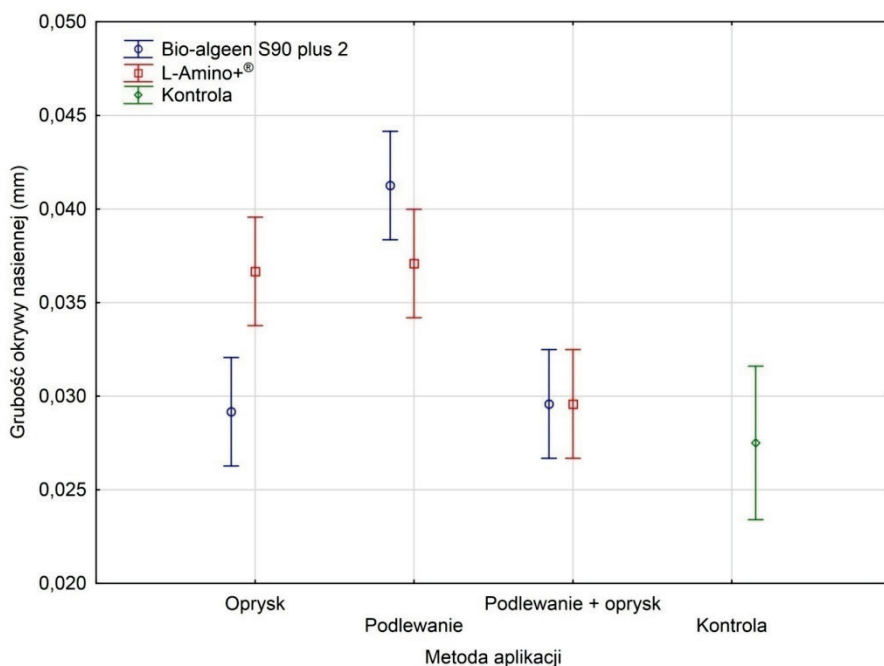
Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na grubość okrywy nasiennej fasoli zwykłej (mm)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	0,030 ^a	0,030 ^{ab}	0,028 ^a
		0,67%	0,030 ^a	0,030 ^{ab}	0,030 ^a
	Podlewanie	0,10%	0,030 ^a	0,040 ^{bc}	0,035 ^a
		0,20%	0,048 ^b	0,045 ^c	0,050 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,030 ^a	0,035 ^{abc}	0,035 ^a
		0,20% + 0,67%	0,033 ^a	0,030 ^{ab}	0,035 ^a
	Kontrola		0,028 ^a	0,023 ^a	0,035 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	0,030 ^{ab}	0,033 ^a	0,038 ^{ab}
		0,67%	0,035 ^b	0,035 ^{ab}	0,040 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	0,025 ^a	0,030 ^a	0,030 ^a
		0,20%	0,045 ^b	0,043 ^c	0,050 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,025 ^a	0,030 ^a	0,030 ^a
		0,20% + 0,67%	0,030 ^{ab}	0,030 ^a	0,033 ^a
	Kontrola		0,028 ^a	0,023 ^a	0,035 ^a

Badania własne wykazały również, że sposób aplikacji należy dostosować do rodzaju biostymulatora (rys. 18). Nasiona fasoli posiadały zwiększoną grubość okrywy, gdy preparat L Amino+[®] stosowany był w strefę korzeniową roślin lub w formie dolistnego opryskiwania. Natomiast w przypadku biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 podobne zależności obserwowano dla aplikacji doglebowej. Dla łączonej metody stosowania testowanych preparatów, nie stwierdzono różnic w ich oddziaływaniu na badaną cechę.

Nasiona fasoli, pochodzące z zastosowanych w badaniach polowych wariantów aplikacji biostymulatorów, wykazywały zróżnicowanie pod względem odporności na powstawanie uszkodzeń mechanicznych (tabela 17). Zastosowanie testowanych preparatów prowadziło do zwiększenia odporności nasion na pękanie w odniesieniu do kontroli. Najmniejszą przeciętną siłę niszczącą obserwowano w ostatnim roku badań polowych, czego przyczyną były odmienne warunki sezonu wegetacyjnego, w porównaniu do pozostałych lat badań. Badania dowiodły również, że dolistna aplikacja wyższego stężenia biostymulatorów Bio-algeen S90 plus 2 oraz L-Amino+[®] prowadziła do uzyskania nasion cechujących się najwyższą odpornością na uszkodzenia mechaniczne.

Tendencji takiej nie obserwowano już w nasionach w poszczególnych latach doświadczenia, kiedy to analizowane próby istotnie różniły się wartością siły potrzebnej do ich zniszczenia w zależności od metod aplikacji biostymulatorów oraz stężeń ich roztworów.



Rys. 18. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na grubość okrywy nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 17.

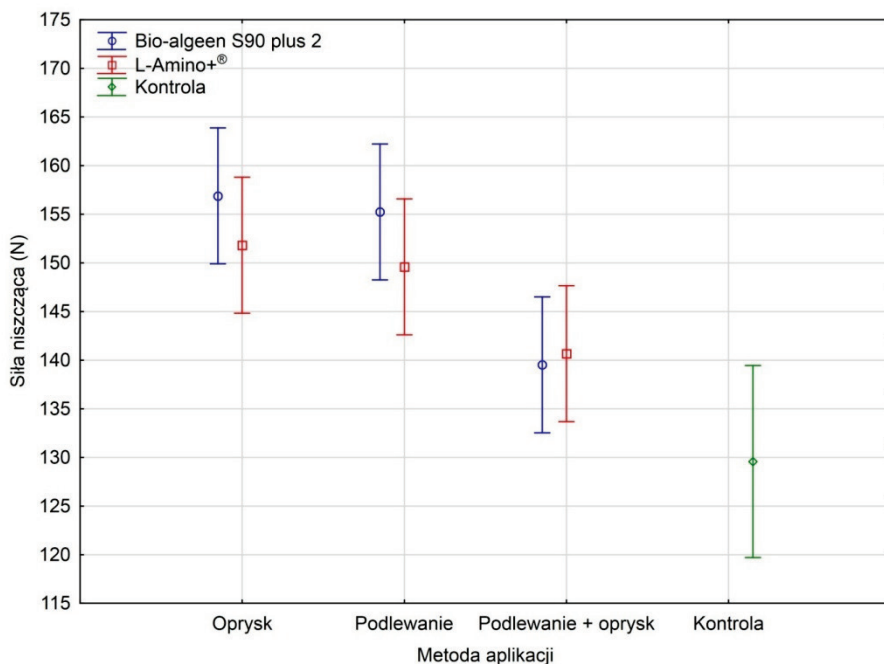
Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na odporność mechaniczną nasion fasoli zwykłej (N)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	147,90 ^{bc}	159,40 ^{ab}	141,37 ^{ab}
		0,67%	142,50 ^{abc}	193,93 ^c	156,17 ^b
	Podlewanie	0,10%	152,90 ^c	173,67 ^{bc}	148,57 ^b
		0,20%	172,30 ^d	147,21 ^{ab}	136,77 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	154,17 ^{cd}	137,80 ^a	146,90 ^b
		0,20% + 0,67%	133,40 ^{ab}	136,50 ^a	128,30 ^{ab}
	Kontrola		127,40 ^a	153,67 ^{ab}	107,63 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	140,00 ^{ab}	142,50 ^{ab}	159,90 ^b
		0,67%	161,13 ^b	146,67 ^{ab}	160,60 ^b
	Podlewanie	0,10%	152,33 ^{ab}	149,90 ^b	148,27 ^{ab}
		0,20%	151,27 ^{ab}	140,50 ^{ab}	155,27 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	147,77 ^{ab}	144,27 ^{ab}	137,37 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	141,27 ^{ab}	123,37 ^a	149,90 ^{ab}
	Kontrola		127,40 ^a	153,67 ^b	107,63 ^a

Analizując wyniki odporności na pękanie nasion, pochodzących z każdego z trzech okresów wegetacyjnych, stwierdzono, że po doglebowej oraz dolistnej aplikacji biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 w wyższym stężeniu obserwowano istotnie największe wartości siły niszczącej nasiona. Podobne zależności odnotowano także po zastosowaniu oprysku w wyższym stężeniu oraz podlewaniu w niższym stężeniu preparatem L-Amino+®.

Przeprowadzone badania własne wykazały także istotne zróżnicowanie w odporności nasion na uszkodzenia mechaniczne, która zależała nie tylko od metod, ale również od składu aplikowanych biostymulatorów (rys. 19). Stwierdzono, że większą odpornością na pękanie odznaczały się nasiona pochodzące z uprawy, w której stosowano biostymulator, bazujący na algach morskich. Stwierdzono także, że w celu zwiększenia wartości analizowanej właściwości mechanicznej preparat powinien być aplikowany w formie dolistnego oprysku fasoli, bądź też doglebowo, w strefę korzeniową roślin.

Nasiona fasoli, w zależności od testowanych w badaniach polowych metod aplikacji biostymulatorów, wykazywały zróżnicowanie pod kątem energii potrzebnej do ich zniszczenia (tabela 18). Wyniki badań wskazują, że stosowanie preparatów biostymulujących prowadziło do zwiększenia pracy siły niszczącej w porównaniu do obiektów kontrolnych. Przeciętnie najmniej energii do zniszczenia wymagały nasiona, uzyskane po aplikacji doglebowej niższym stężeniem biostymulatora L-Amino+® oraz po łączonej aplikacji preparatu Bio-algeen S90 plus 2 (niższe stężenie). Jednak nadal praca siły niszczącej dla tych nasion osiągała wartości wyższe niż w przypadku kontroli.



Rys. 19. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na odporność mechaniczną nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 18.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na pracę siły niszczącej nasiona fasoli zwykłej (mJ)

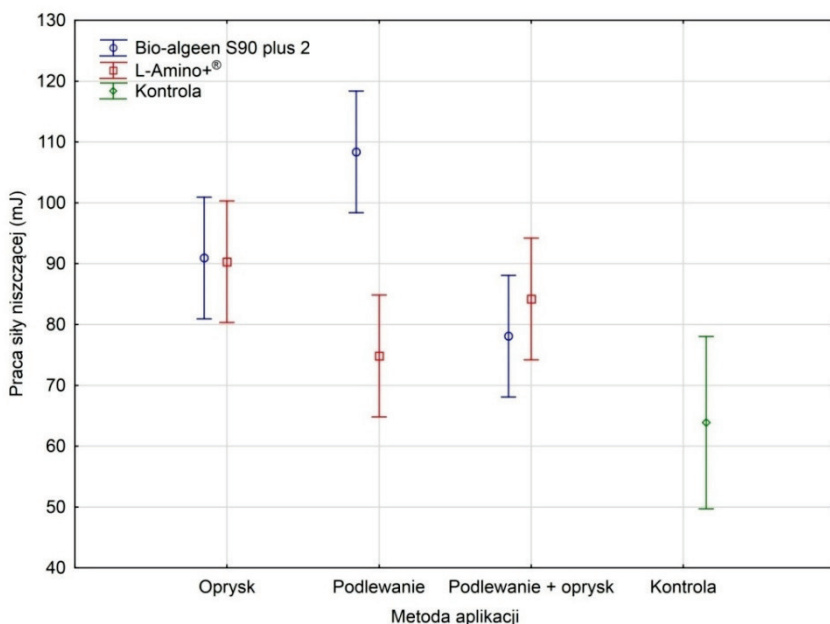
Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	91,36 ^{ab}	69,38 ^b	74,61 ^{ab}
		0,67%	72,25 ^a	141,24 ^c	96,81 ^{bc}
	Podlewanie	0,10%	93,46 ^{ab}	125,94 ^{bc}	101,64 ^{bc}
		0,20%	117,29 ^b	96,74 ^{abc}	115,19 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	75,04 ^a	87,98 ^{ab}	56,99 ^a
		0,20% + 0,67%	86,13 ^{ab}	56,35 ^a	106,00 ^{bc}
	Kontrola		56,28 ^a	82,46 ^{ab}	52,86 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	110,56 ^{cd}	117,02 ^b	78,36 ^{ab}
		0,67%	88,55 ^{bc}	60,51 ^a	86,93 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	62,16 ^{ab}	85,65 ^{ab}	67,13 ^{ab}
		0,20%	66,37 ^{ab}	62,53 ^a	105,15 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	128,13 ^d	79,63 ^a	74,77 ^{ab}
		0,20% + 0,67%	97,29 ^c	62,98 ^a	62,44 ^{ab}
	Kontrola		56,28 ^a	82,46 ^{ab}	52,86 ^a

Dodatkowo w ostatnim roku badań polowych, ze względu na trudne warunki sezonu wegetacyjnego, obserwowano zmniejszenie energii potrzebnej do zniszczenia nasion, w porównaniu do pozostałych lat badań. Wyniki badań dowiodły także, że doglebowa aplikacja wyższego stężenia biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 oraz dolistna niższego stężenia preparatu L-Amino+[®] prowadziła do uzyskania nasion charakteryzujących się najwyższą energią niezbędną do ich zniszczenia.

Jednak w przypadku testowanych biostymulatorów stwierdzono, że efektem zastosowania wyższych stężeń ich roztworów w formie aplikacji doglebowej bądź dolistnej, było uzyskanie nasion, dla których wartość energii potrzebna do ich zniszczenia była najwyższa.

Przeprowadzona analiza średnich wartości z trzech lat upraw fasoli dowiodła braku istotnych różnic ze względu na analizowany parametr wytrzymałościowy nasion. Tendencji takiej nie odnotowano jednak w nasionach w poszczególnych latach doświadczenia, kiedy to analizowane kombinacje istotnie różniły się wartością pracy siły niszczącej w zależności od metod aplikacji i stężeń biostymulatorów. Stwierdzono, że w przypadku biostymulatora, zawierającego ekstrakty z alg morskich, podwyższenie pracy siły niszczącej nasiona fasoli, wystąpiło w efekcie stosowania w wyższym stężeniu doglebowo (lata 2016-2017) bądź dolistnie (2017). Natomiast dla preparatu zawierającego wolne aminokwasy odnotowano zróżnicowany wpływ metody aplikacji energię potrzebną do zniszczenia nasion. W pierwszym roku badań najkorzystniejszym sposobem stosowania tego biostymulatora była metoda łączona (niższe stężenie), w kolejnym dolistna (niższe stężenie) i w ostatnim doglebowa (wyższe stężenie).

Badania własne dowiodły również, że dla podwyższonej energii niezbędnej do zniszczenia nasion, metoda aplikacji powinna być dostosowana do rodzaju biostymulatora (rys. 20).



Rys. 20. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na pracę siły niszczącej nasiona fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Większą wartość tego parametru wytrzymałościowego odnotowano, gdy nasiona pochodziły z uprawy, w której aplikowano doglebowo biostymulator, oparty na wyciągach z alg morskich. Równocześnie stwierdzono także, że równie skuteczne dla tej cechy nasion było zastosowanie biostymulatorów Bio-algeen S90 plus 2 oraz L-Amino+® w formie opryskiwania roślin.

Ocena własności fizycznych nasion roślin strączkowych wydaje się szczególnie uzasadniona, ze względu na fakt, iż cechuje je duża podatność na uszkodzenia mechaniczne, powstające podczas omlotu, czyszczenia, suszenia, transportu, magazynowania i przetworstwa, co w konsekwencji prowadzi do znacznych strat ilościowych i jakościowych. Taka podwyższona podatność nasion roślin strączkowych na mechaniczne uszkodzenia jest spowodowana przede wszystkim ich budową. W przeciwieństwie do ziarniaków zbóż, w nasionach roślin bobowatych wyróżnia się dwa liścienie, pomiędzy którymi (przy niskiej wilgotności) może tworzyć się szczelina. W takiej sytuacji nasiona łatwiej ulegają zniszczeniu (Strona, 1977; Sosnowski, 1991; Gorzelany i Puchalski, 1994; Bieganski, 1995; Żabiński, 2006). Wilgotność nasion jest czynnikiem determinującym powstawanie uszkodzeń, ponieważ ma wpływ na ich elastyczność oraz odporność na uszkodzenia zarówno liścieni, jak i okrywy nasiennej (Dlabaja, 1989; Dobrzański i Rybczyński, 1996; Dobrzański, 1998; Sosnowski i Kuźniar, 1999; Hebda i Frączek, 2005). Dodatkowy równie znaczący wpływ na powstawanie uszkodzeń nasion roślin strączkowych ma także ich wielkość i kształt, grubość okrywy nasiennej oraz skład chemiczny (Evans i in., 1990; Dobrzański, 1998; Hebda i Frączek, 2005; Kuźniar i in. 2013).

Dorrell i Adams (1969) stwierdzili, że podatność nasion fasoli na uszkodzenia okrywy nasiennej wzrastała wraz ze zwiększaniem się ich masy i wypełnienia. Z kolei Paulsen (1978) badał nasiona soi, które poddał odkształceniom w próbach osiowego ściskania dla kilku wariantów ich wilgotności. Uzyskane przez autora wyniki potwierdziły zależność, że nasiona większe posiadały niższą odporność okrywy na uszkodzenia mechaniczne. Natomiast Mańkowski i in. (2014) stwierdzili, że przyczyną mniejszej odporności nasion dużych na uszkodzenia mogło być niejednorodne zwiększanie objętości liścieni i okrywy nasiennej podczas procesu ich dojrzewania. Z kolei istotny wpływ grubości okrywy nasiennej na sprężystość nasion wykazali Hebda i Frączek (2005) testując nasiona grochu, łubinu i fasoli.

Niestety jak dotąd w dostępnej literaturze niewiele jest informacji dotyczących wpływu metod i rodzajów biostymulatorów na kształtowanie się wymiarów okrywy nasiennej oraz właściwości mechanicznych nasion. Zdaniem Grzesiuka i Kulki (1981) wiele czynników ma wpływ na budowę okrywy nasiennej. Przede wszystkim decydują o tym właściwości dziedziczne, ale także warunki środowiskowe, pokarmowe oraz klimatyczne. Grubość okrywy nasiennej, tak jak i kształt nasion, są cechami mającymi niezwykle znaczenie w procesach zbioru oraz przetwarzania nasion. Budowa i wymiary okrywy decydują również o wytrzymałości nasion. Hebda i Frączek (2005) stwierdzili dodatkowo, istotny wpływ grubości okrywy nasiennej na sprężystość nasion grochu, łubinu oraz fasoli. Mańkowski i in. (2014) wskazali także praktyczny aspekt badań w zakresie zmiennej grubości okrywy nasiennej. Podkreślili, że wyniki takich analiz pozwolą na wskazanie miejsc na nasionach podatnych na pękanie okrywy, a to z kolei przyczyni się do udoskonalenia metod jej usuwania w procesie przetwarzania. Wykazane w badaniach własnych różnice w grubości okrywy nasion fasoli, wynikające z aplikacji biostymulatorów mogły być efektem zmian w jej budowie. Okrywa nasion roślin bobowatych jest zbudowana z czterech warstw tj. skórki oraz warstw palisadowej, podpierającej i miękkiszowej (Jasińska i Kotecki, 2003). Dolistne bądźdogłebowe aplikowanie biostymulatorów bazujących na aminokwasach i algach morskich może stymulować metabolizm pierwotny i wtórny w roślinach poprzez poprawę wchłaniania i asymilacji składników odżywczych oraz poprzez promowanie syntezy i gromadzenie fito chemikaliów (Botta, 2013; Colla i in., 2013; Ertani i in., 2013 a-b; Lucini i in., 2015; Xu i Leskovar, 2015; Rouphael i in., 2017 a-c; Di Stasio i in., 2017).

Mechanizm działania biostymulatorów, jako preparatów systemowych, wskazuje zatem na możliwość modelowania przez nie cech fizycznych uzyskiwanego plonu, w tym grubości i budowy okrywy nasion, a tym samym ich podatności na uszkodzenia mechaniczne. Zarówno metoda dolistna aplikacji biostymulatorów jak i metoda dogłębowa połączona z dolistną, aplikacji biostymulatorów, mogły prowadzić do zwiększania objętości liścieni i okrywy nasiennej podczas procesu dojrzewania nasion. Jankowski (1981) stwierdził, że różnice w wytrzymałości na zniszczenie nasion tej samej odmiany dla nasion drobnych i dużych mogą wynosić nawet 60%. Badania własne wykazały zatem, że zmian cech geometrycznych nasion, wywołana aplikacją biostymulatorów, kształtowała ich własności mechaniczne. Zdaniem Dobrzańskiego i Stępniewskiego (2013) twardość nasion może być powiązana także z ich innymi cechami jakościowymi. Jednak przy użyciu prostego testu, tylko maksymalna siła ściskająca była często skorelowana z wieloma czynnikami jakości. Wymieni autorzy wskazują wyraźnie, że przy uwzględnieniu zewnętrznych i wewnętrznych właściwości nasion, ich twardość powinna zależeć od kształtu i wielkości nasion, ale także warunków prowadzenia testu wytrzymałościowego. Kuźniar i in. (2013) badając właściwości mechaniczne nasion strączkowych stwierdzili także, że dla nasion, charakteryzujących

się większą masą i grubością, wymagana była większa siła i praca siły niszczącej potrzebnej do ich zniszczenia. Podsumowując ten etap badań własnych należy podkreślić, że dogłębowa aplikacja biostymulatorów na ogół przyczyniała się do wzrostu grubości okrywy nasiennej, a tym samym skutkowała zwiększoną wytrzymałością mechaniczną nasion. Zdaniem Hartung i in. (2005) może to być związane z faktem, iż w wyniku aplikacji w strefę korzeniową, związki czynne, zawarte w preparatach, przemieszczają się do tkanki wegetatywnej, dzięki czemu następuje poprawa efektywności wykorzystania w całych roślinach. Według Barickman i in. (2014b) modyfikacja cech nasion może wynikać z różnic w koncentracji wapnia w roślinach, co z kolei może być wynikiem stosowania na tkan-
kę korzeniową roślin biostymulatorów.

5.3. Ocena wpływu metod aplikacji biostymulatorów na skład chemiczny nasion fasoli zwykłej

5.3.1. Zawartość białka

Aplikacja biostymulatorów o zróżnicowanym składzie skutkowała zmianami w koncentracji białka w nasionach fasoli (tabela 19). Niemal we wszystkich analizowanych kombinacjach obserwowano podwyższoną zawartość tego składnika. Jedynie w przypadku niższego stężenia preparatów, aplikowanych dogłębowo i dolistnie oraz wyższego stężenia biostymulatorów stosowanych dogłębowo, odnotowano nieznaczne obniżenie wartości analizowanej cechy, w odniesieniu do prób kontrolnych. Przeciętnie najwyższy poziom białka w nasionach fasoli wystąpił wskutek dolistnej aplikacji biostymulatora, opartego na aminokwasach.

Tabela 19.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość białka w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	34,45 ^d	32,93 ^d	32,62 ^e
		0,67%	34,38 ^d	34,11 ^f	31,07 ^d
	Podlewanie	0,10%	35,37 ^f	29,51 ^b	32,44 ^e
		0,20%	32,92 ^b	30,25 ^c	30,79 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	33,29 ^c	29,31 ^a	28,05 ^a
		0,20% + 0,67%	34,81 ^e	35,78 ^g	29,03 ^b
	Kontrola		29,41 ^a	33,41 ^e	33,17 ^f
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	37,48 ^g	33,60 ^f	29,34 ^c
		0,67%	33,81 ^d	34,33 ^g	32,50 ^e
	Podlewanie	0,10%	34,81 ^e	31,83 ^b	30,40 ^d
		0,20%	31,78 ^b	32,69 ^d	27,64 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	32,91 ^c	28,44 ^a	33,61 ^g
		0,20% + 0,67%	35,42 ^f	32,51 ^c	29,13 ^b
	Kontrola		29,41 ^a	33,41 ^e	33,17 ^f

Najkorzystniejszy efekt obserwowano w przypadku dolistnej metody aplikacji obu preparatów w dwóch analizowanych stężeniach.

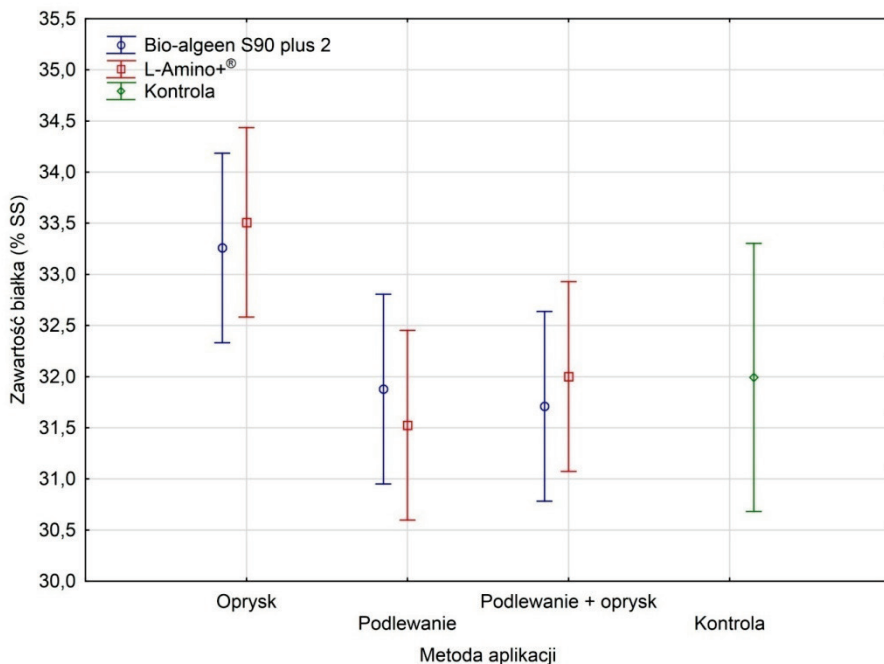
Niekorzystne warunki pogodowe panujące w ostatnim roku badań doprowadziły do uzyskania nasion fasoli o obniżonej zawartości białka, pomimo aplikacji biostymulatorów. Analiza średnich z trzech lat doświadczenia, wykazała również, że pomiędzy badanymi kombinacjami nie wystąpiły istotne różnice w koncentracji tego składnika odżywczego. Jednak w poszczególnych latach badań polowych odnotowano zróżnicowanie w koncentracji białka w nasionach fasoli zwykłej. W pierwszym roku badań stwierdzono, że metody aplikacji biostymulatorów przyczyniły się do największego istotnego wzrostu białka w nasionach w porównaniu do kombinacji kontrolnych.

Metody aplikacji biostymulatorów, szczególnie zawierających wolne aminokwasy, powodowały różnice w zawartości białka w nasionach fasoli. Większość azotu, dostarczanego przez korzenie lub liście jest rozprowadzana początkowo w korzeniach i liściach. Zdaniem De Lucia i Vecchietti (2012) niższa adsorpcja dodatkowego azotu, w wyniku dokarmiania dolistnego, może wynikać z bariery powierzchni liści. Różnica ta może być przyczyną, dla której efektywność wykorzystania związków aktywnych w preparatach, przy ich dolistnym zastosowaniu jest mniejsza niż przy doglebowym (Anuwong i in., 2017). Tych spostrzeżeń nie potwierdziły jednak wyniki badań własnych, w których odnotowano, że stosowanie dolistne preparatów powodowało większą akumulację azotu w nasionach fasoli niż aplikowanie doglebowe.

Badania własne wykazały również, że sposób aplikacji należy dostosować do rodzaju biostymulatora (rys. 21). Testowane w uprawie fasoli preparaty Bio-algeen S90 plus 2 i L-Amino⁺® wykazywały pozytywne oddziaływanie na poziom białka w nasionach, gdy stosowane były w formie dolistnego opryskiwania. Powodem tego mógł być fakt, iż aplikowanie biostymulatorów w formie oprysku może zmieniać wielkość i jakość uzyskiwanego plonu, ponieważ związki biologicznie czynne, w nich zawarte mogą przemieszczać się z liści do całej rośliny i zostają zaangażowane w procesy metabolizmu, wpływając tym samym na zachodzące w roślinach procesy fizjologiczne (Darginavičienė i Novickienė, 2002; Jakiene, 2013). Stosowanie dolistne daje mierzalne efekty w przypadku wzrostu i plonowania. Pozytywne reakcje obejmują polepszoną zdolność kwitnienia i owocowania, a tym samym polepszoną jakość i wartość odżywczą produktu (Zhang i Erwin, 2008; Jayaraj i in., 2008; Zodape i in., 2011).

Jednak podkreślić należy, że badania nad wpływem aplikacji biostymulatorów na wartość odżywczą plonu, w tym zawartość białka, dopiero się rozpoczęły i w dostępnej literaturze jest niewiele informacji na ten temat. Zdaniem Jouberta i Lefranca (2008), aktywne składniki preparatów biostymulujących, opartych na ekstraktach z wodorostów działają jak fitoaktywatory, które mogą zmieniać skład chemiczny plonu, traktowanych nimi roślin. We wcześniejszych badaniach własnych dolistna aplikacja biostymulatora Fylloton (zawierającego aminokwasy i ekstrakty z alg morskich) stymulowała zwiększenie koncentracji białka w nasionach soi, jakkolwiek różnice w zawartości tych związków zależne były od odmiany, liczby aplikacji i stężenia preparatu (Kocira i in., 2018b). Dodatkowo wcześniejsze badania własne również prowadzone na soi, w uprawie której stosowano syntetyczne biostymulatory, pokazały że zawartość białka w suchej masie nasion była zróżnicowana. W zależności od stężenia i liczby aplikacji poszczególne biostymulatory zwiększały lub zmniejszały badaną cechę. Aplikacja preparatu Asahi bez względu na liczbę zabiegów i stężenie działała-

ła zmniejszając na zawartość białka w nasionach. Natomiast pojedynczy oprysk wyższym stężeniem preparatem Tytanit w niewielkim stopniu zwiększył zawartość białka w nasionach soi (Szparaga i in., 2018).



Rys. 21. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość białka w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Pozytywny wpływ biostymulatorów, bazujących na algach morskich na zawartość białka w nasionach roślin bobowatych wykazali także inni autorzy. Taką tendencję do zwiększania koncentracji tego składnika odżywczego wykazano po aplikacji biostymulatorów w uprawie bobu i fasoli zwykłej (Jasim i Obaid, 2014; Zewail, 2014). W literaturze odnaleźć można także wyniki, wskazujące, że aplikacja dolistna biostymulatorów opartych na aminokwasach prowadziła do zwiększenia zawartości białka w nasionach fasoli zwykłej (Kocira i in., 2015b; Zewail, 2014), grochu (Safeek i in., 2014) i bobu (Sadak i in., 2014). Traktowanie roślin pszenicy ekstraktem z *Ulva rigida* i *Sargassum latifolium* spowodowało zwiększenie zawartości białka w ziarniakach (Ismail, 2016). Fan i in. (2013) zaobserwowali wzrost całkowitej zawartości białka, aktywności przeciwutleniającej (koncentracji polifenoli i flawonoidów) w szpinaku, potraktowanym ekstraktem z *Ascophyllum nodosum*. Związane to było ze wzrostem liczby transkryptów kluczowych enzymów uczestniczących w metabolizmie azotu (cytotoksyczna syntetaza glutaminowa), zdolności antyoksydacyjnej (reduktazy glutationu) i syntezy glicyny z betainą (dehydrogenaza aldehydowa betainy i monoolegeazy cholinowej). Jednakże inne badania dowiodły, że nie zawsze stosowanie biostymulatorów korzystnie wpływa na tą cechę. Kocira i in. (2018a) w badaniach nad składem chemicznym nasion

fasoli zwykłej odnotowali obniżenie zawartości albumin i globulin u fasoli zwykłej odmiany Aura po dolistnej aplikacji preparatu Kelpak SL (Kocira i in., 2018a) oraz frakcji globulin u odmiany Aura i Toska po aplikacji Atoniku (Kocira i in., 2017).

5.3.2. Potencjał przeciwutleniający

Na podstawie przeprowadzonych badań stwierdzono, że aplikacja biostymulatorów kształtowała zawartość polifenoli w nasionach (tabela 20). Zróżnicowanie w poziomie tych związków było wynikiem sposobu ich stosowania, stężenia preparatów oraz zawartych w nich związków czynnych. W przypadku łączonej aplikacji (doglebowej i dolistnej) biostymulatora L-Amino+[®], stwierdzono największe podwyższenie zawartości związków polifenolowych w porównaniu z pozostałymi kombinacjami. Porównywalny efekt obserwowano w przypadku dolistnej aplikacji preparatu Bio-algeen S90 plus 2. Zawartość polifenoli w nasionach fasoli była zależna również od warunków środowiskowych w czasie sezonu wegetacyjnego. W ostatnim roku eksperymentu stwierdzono, że poziom polifenoli był najniższy, co uwarunkowane było warunkami meteorologicznymi. Jednak pomimo niekorzystnego wpływu środowiska, aplikacja biostymulatorów prowadziła do zwiększonej koncentracji tych bioaktywnych związków w nasionach fasoli, w porównaniu do kombinacji kontrolnych.

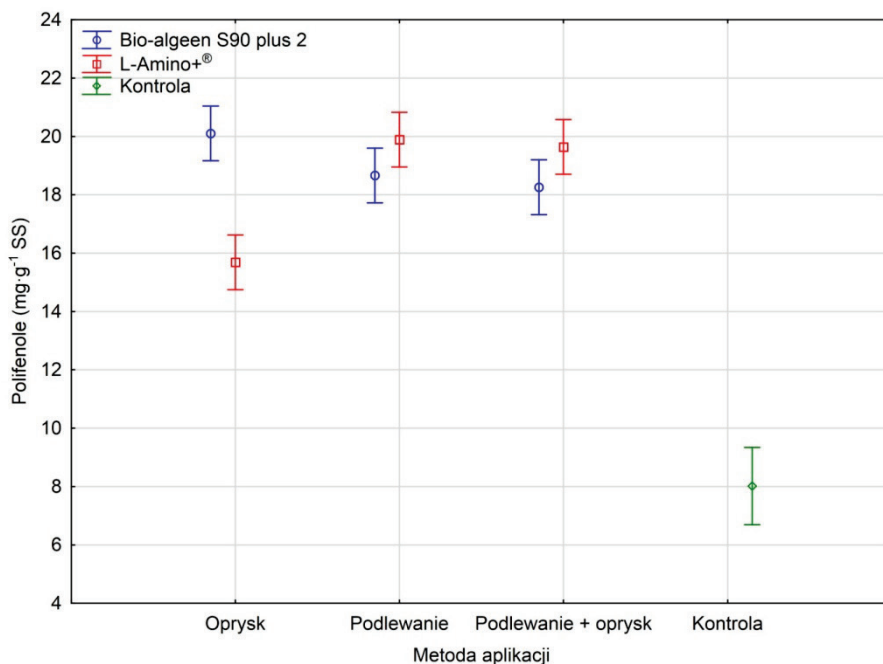
Rośliny zareagowały zwiększonym przeciętnym poziomem związków polifenolowych w wyniku doglebowej aplikacji biostymulatorów o niższym stężeniu oraz w efekcie opryskiwania preparatami o wyższym stężeniu.

Dodatkowo stwierdzono również istotne różnice w zawartości związków polifenolowych w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 22).

Tabela 20.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość polifenoli w nasionach fasoli zwykłej (mg·g⁻¹ ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	22,44 ^g	19,44 ^c	13,63 ^c
		0,67%	21,93 ^f	22,89 ^g	20,28 ^e
	Podlewanie	0,10%	20,79 ^e	16,83 ^b	24,17 ^f
		0,20%	15,42 ^c	20,75 ^e	14,01 ^d
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	20,17 ^d	19,74 ^d	10,27 ^a
		0,20% + 0,67%	12,88 ^b	22,25 ^f	24,24 ^f
	Kontrola		6,91 ^a	5,82 ^a	11,32 ^b
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	11,23 ^b	9,52 ^b	16,30 ^c
		0,67%	21,95 ^f	9,67 ^c	25,45 ^e
	Podlewanie	0,10%	24,68 ^g	25,58 ^g	11,29 ^a
		0,20%	21,56 ^e	18,07 ^d	18,18 ^d
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	20,98 ^d	19,91 ^e	25,84 ^f
		0,20% + 0,67%	16,41 ^c	22,67 ^f	12,04 ^b
	Kontrola		6,91 ^a	5,82 ^a	11,32 ^a



Rys. 22. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość polifenoli w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Korzystne działanie na analizowaną cechę wykazywał biostymulator L-Amino+® stosowany dwojako tj. w formie podlewania bądź łączonej (aplikacja doglebowa i dolistna). Natomiast w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2 korzystniejsze efekty odnotowano, gdy aplikowaną go nalistnie.

Obecność antocyjanów wykryto we wszystkich analizowanych kombinacjach stosowania dwóch biostymulatorów w uprawie fasoli.

Aplikacja biostymulatorów prowadziła do zwiększenia wartości tej cechy w odniesieniu do prób kontrolnych (tabela 21). Wyższy poziom antocyjanów zaobserwowano po zastosowaniu preparatów, w wyższych stężeniach. Istotnie różna reakcja fasoli na stosowanie biostymulatorów w poszczególnych latach doświadczenia polowego była spowodowana w głównej mierze warunkami sezonu wegetacyjnego.

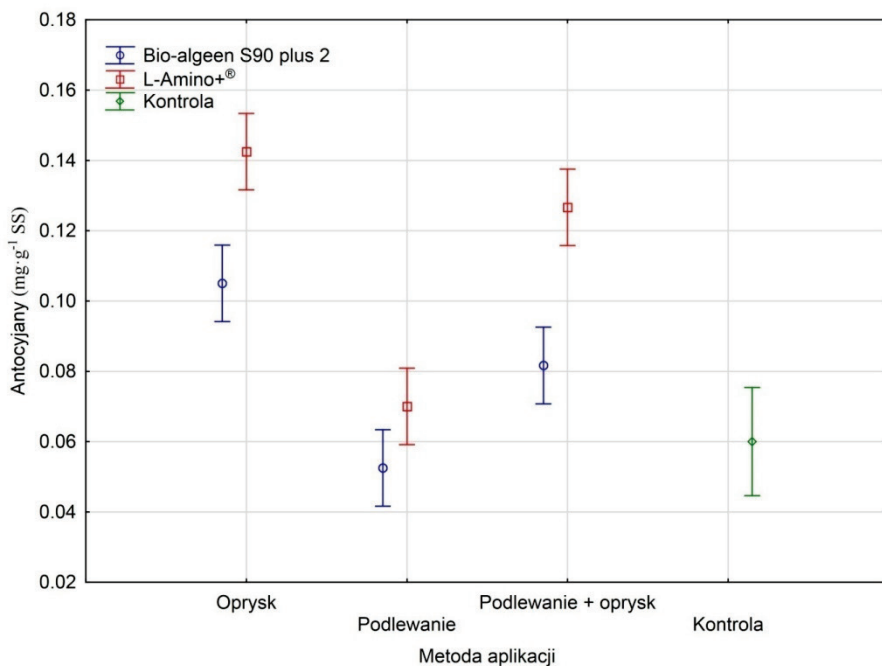
W przypadku dolistnej aplikacji biostymulatora L-Amino+®, w wyższej koncentracji, stwierdzono największe podwyższenie zawartości antocyjanów w porównaniu z pozostałymi kombinacjami. Przeciętnie najlepsze efekty obserwowano w przypadku aplikacji wyższych stężeń preparatów metodą opryskiwania.

Jednakże stwierdzono również istotne różnice w poziomie antocyjanów w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 23). Najkorzystniej na analizowaną cechę oddziaływał biostymulator L-Amino+® stosowany dolistnie bądź w formie łączonej podlewania i opryskiwania. Natomiast w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2 lepsze efekty obserwowano, gdy aplikowaną go dolistnie.

Tabela 21.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość antocyjanów w nasionach fasoli zwykłej ($\text{mg g}^{-1} \text{ss}$)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	0,05 ^{ab}	0,09 ^{bc}	0,16 ^c
		0,67%	0,10 ^{bc}	0,13 ^{cd}	0,10 ^b
	Podlewanie	0,10%	0,03 ^a	0,10 ^{bc}	0,02 ^a
		0,20%	0,02 ^a	0,13 ^{cd}	0,02 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,08 ^{abc}	0,16 ^d	0,03 ^a
		0,20% + 0,67%	0,13 ^c	0,03 ^a	0,06 ^{ab}
	Kontrola		0,05 ^{ab}	0,07 ^{ab}	0,06 ^{ab}
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	0,15 ^b	0,07 ^{ab}	0,02 ^a
		0,67%	0,30 ^c	0,20 ^c	0,12 ^{cd}
	Podlewanie	0,10%	0,07 ^a	0,05 ^a	0,10 ^{bc}
		0,20%	0,08 ^a	0,07 ^{ab}	0,05 ^{ab}
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	0,10 ^{ab}	0,12 ^b	0,15 ^{cd}
		0,20% + 0,67%	0,11 ^{ab}	0,12 ^b	0,16 ^d
	Kontrola		0,05 ^a	0,07 ^{ab}	0,06 ^{ab}



Rys. 23. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość antocyjanów w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Oceniając wpływ aplikacji biostymulatorów, o odmiennych składzie, na aktywność przeciwtleniającą fasoli określono moc redukcji (tabela 22). Niemal wszystkie zastosowane kombinacje aplikacji preparatów zwiększały ten parametr.

Tabela 22.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na siłę redukcji nasion fasoli zwykłej (mg TE·g⁻¹ ss)

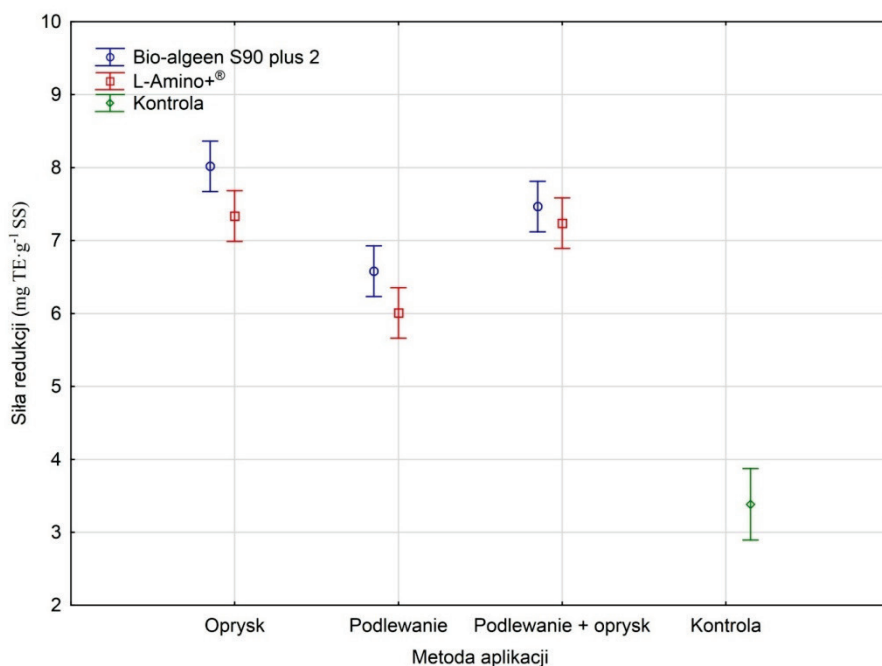
Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	9,04 ^e	8,35 ^g	9,79 ^g
		0,67%	4,11 ^b	7,75 ^e	9,07 ^f
	Podlewanie	0,10%	9,43 ^f	5,87 ^c	6,74 ^c
		0,20%	5,93 ^c	4,67 ^b	6,84 ^d
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	9,04 ^e	6,29 ^d	7,96 ^e
		0,20% + 0,67%	8,75 ^d	6,62 ^e	6,14 ^b
	Kontrola		2,06 ^a	2,88 ^a	5,21 ^a
L- Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	8,26 ^e	6,41 ^d	5,93 ^c
		0,67%	8,87 ^f	7,00 ^e	7,55 ^d
	Podlewanie	0,10%	4,94 ^d	4,67 ^c	8,63 ^e
		0,20%	4,34 ^c	4,49 ^b	8,98 ^f
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	8,98 ^f	6,47 ^d	9,97 ^g
		0,20% + 0,67%	4,14 ^b	9,10 ^f	4,77 ^a
	Kontrola		2,06 ^a	2,88 ^a	5,21 ^a

Najlepsze efekty obserwowano, gdy aplikowano niższe stężenie preparatu Bio-algeen S90 plus 2 w formie opryskiwania. Podobne efekty obserwowano po przyłączonej aplikacji (dogłębowej i dolistnej) niższych stężeń preparatu L-Amino+[®].

Z punktu widzenia analizowanej cechy przeciętnie najkorzystniejsze oddziaływanie preparatów odnotowano stosując podlewanie i oprysk roślin fasoli. Przeciętnie wyższą wartość siły redukcji obserwowano w przypadku aplikacji biostymulatorów w niższym stężeniu.

Dodatkowo zaobserwowano silny wpływ sezonu wegetacyjnego na analizowaną cechę. W 2017 roku odnotowano redukcję wartości analizowanej cechy w zestawieniu do pozostałych dwóch lat badań. Jednak badania dowiodły, iż zastosowanie w uprawie fasoli biostymulatorów prowadziło do zwiększonej siły redukcji nasion w odniesieniu do prób kontrolnych.

Badania wykazały, że spośród analizowanych preparatów najkorzystniejszy wpływ na siłę redukcji miała aplikacja preparatu Bio-algeen S90 plus 2 poprzez opryskiwanie oraz podlewanie połączone z opryskiwaniem (rys. 24). Podobne zależności obserwowano w przypadku stosowania biostymulatora, opartego na wolnych aminokwasach.



Rys. 24. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na siłę redukcji nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Analizując zawartość flawonoidów odnotowano wpływ metod aplikacji biostymulatorów na badaną cechę (tabela 23). Doglebowe zastosowanie biostymulatorem L-Amino+® skutkowało zwiększeniem poziomu flawonoidów w nasionach fasoli. Pomimo tendencji w zwiększaniu zawartości flawonoidów w stosunku do kombinacji kontrolnych, w średnich z trzech lat doświadczenia nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic. W zależności od analizowanych kombinacji aplikacji biostymulatorów obserwowano wahania koncentracji tych związków bioaktywnych w drugim i trzecim roku badań.

Przeciętnie najwyższym poziomem flawonoidów odznaczały się nasiona fasoli, dla której zastosowano aplikację doglebową i nalistną biostymulatorów, w obu stężeniach.

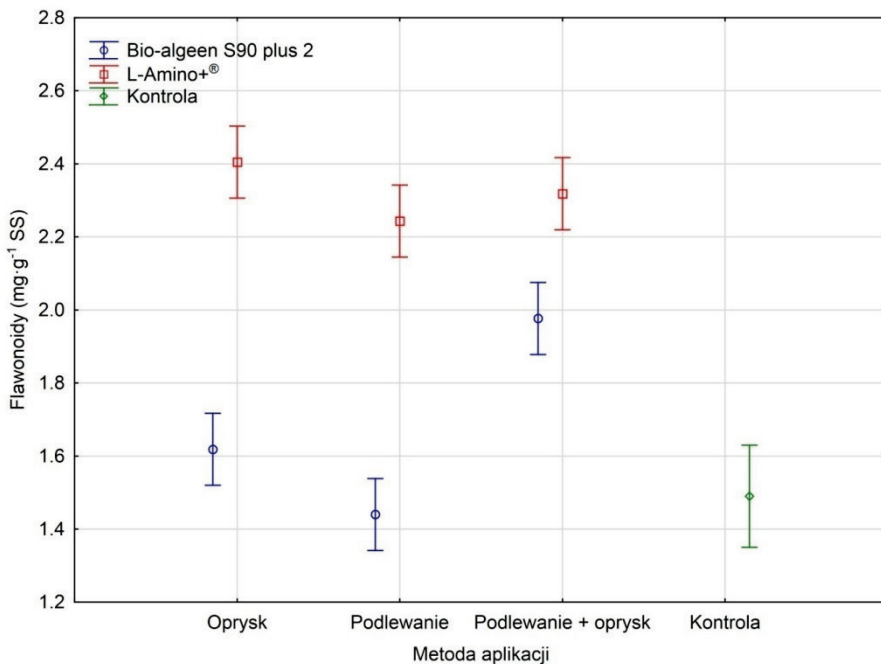
Badania własne wykazały również istotne różnice w stężeniu flawonoidów w analizowanych nasionach fasoli w zależności od rodzaju aplikowanych biostymulatorów (rys. 25). Korzystne działanie na analizowaną cechę wykazywał biostymulator L-Amino+® stosowany we wszystkich testowanych formach. Jednak najwyższy przeciętny poziom flawonoidów odnotowano w wyniku aplikacji tego preparatu dolistnie bądź doglebowo oraz dolistnie.

Oboh i in. (2007) i Ertani i in. (2014) stwierdzili, że konsekwencją aplikacji biostymulatorów jest pojawienie się ścieżek metabolicznych, związanych z metabolitami wtórnymi. Do takich metabolitów należą związki fenolowe. Podkreślić należy także, że wytwarzanie metabolitów wtórnych w roślinach następuje jako element ich obrony chemicznej. Dopiero w 1959 roku związki te przestały być uznawane za substancje balastowe (Karolewski i Jagodziński, 2013).

Tabela 23.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość flawonoidów w nasionach fasoli zwykłej ($\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	1,61 ^c	1,35 ^c	2,12 ^e
		0,67%	2,24 ^e	1,10 ^a	1,29 ^c
	Podlewanie	0,10%	1,37 ^b	1,24 ^b	1,93 ^d
		0,20%	0,93 ^a	1,96 ^f	1,21 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	1,40 ^b	1,90 ^e	2,78 ^f
		0,20% + 0,67%	1,40 ^b	1,35 ^c	3,03 ^g
	Kontrola		1,71 ^d	1,61 ^d	1,15 ^a
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	3,00 ^f	2,85 ^d	1,57 ^b
		0,67%	2,21 ^c	2,65 ^c	2,15 ^c
	Podlewanie	0,10%	2,90 ^e	2,82 ^d	2,08 ^d
		0,20%	2,29 ^d	1,57 ^a	1,80 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	2,13 ^b	1,81 ^b	2,76 ^f
		0,20% + 0,67%	2,29 ^d	2,88 ^d	2,04 ^d
	Kontrola		1,71 ^a	1,61 ^a	1,15 ^a



Rys. 25. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość flawonoidów w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Obecnie uważa się, iż pełnią istotną rolę ochronną przed niekorzystnym wpływem czynników oddziaływujących na rośliny. Najczęściej wykorzystywanym wskaźnikiem odporności roślin na czynniki biotyczne jest poziom związków fenolowych (Stevens i Lindroth, 2005), które są prekursorami bardziej złożonych struktur fenolowych takich jak flawonoidy czy ligniny.

Badanie własne wykazały istotny wzrost w koncentracji polifenoli po zastosowaniu wszystkich testowanych metod aplikacji biostymulatorów. Na podkreślenie zasługuje jednak fakt, iż we wszystkich badanych kombinacjach nasion stwierdzono zwiększoną w stosunku do kontroli, koncentrację tych metabolitów wtórnych, która była spowodowana aplikowaniem biostymulatorów. Zdaniem Ertani i in. (2013a-b) zwiększone wytwarzanie związków przeciwutleniających, które świadczą o podwyższonej odporności roślin na różnego rodzaju czynniki stresu, jest wynikiem działania biostymulatorów. Jednak, co dowiodły badania własne, oddziaływanie tych preparatów związane jest również z ich składem. Fizjologiczna odpowiedź roślin na zastosowane biostymulatory wynika przede wszystkim z obecności szeregu tzw. związków aktywujących. Do tej grupy należą między innymi hormony, białka, aminokwasy fenole (Jindo i in., 2012; Ertani i in., 2013a; Ertani i in., 2014). Przeprowadzone badania dowiodły również, że od stężenia analizowanych biostymulatorów zależała koncentracja związków fenolowych w nasionach. Potwierdzają to wyniki badań uzyskane przez Kocirę i in. (2015a, 2017, 2018a, 2018b), które dowiodły, że efektem aplikacji biostymulatorów Nano-Gro, Kelpak, Asahi oraz Fylloton była nie tylko zwiększona koncentracja związków polifenolowych, ale także wzrost potencjału przeciwutleniającego fasoli zwykłej i soi. Spowodowane jest to faktem, iż wzrastająca całkowita zawartość kwasów fenolowych prowadzi do zwiększenia liczby grup funkcyjnych tych związków, które są sekwestrami wolnych rodników (Pantelidis i in., 2007; Du i in., 2009).

Należy podkreślić, że wzrost polifenoli w tkankach roślin, wywołany aplikacją biostymulatorów jest korzystnym zjawiskiem nie tylko dlatego, że zwiększa się odporność roślin na czynniki stresu ale również ma to niebagatelne znaczenie dla konsumentów. Takie produkty roślinne stanowią bowiem bogate źródło, cennych dla ludzkiego organizmu, związków przeciwutleniających. Kwasy fenolowe takie jak galusowy i ferulowy uznawane są za związki o działaniu przeciwnowotworowym czy przeciwdrobnoustrojowym (Raina i in., 2008; Chen, 2006).

Antocyjany należą do grupy jednych z najważniejszych związków fenolowych (Parpinello i in. 2009). Badania własne wykazały wzrost koncentracji tych związków w fasoli jako efekt aplikowania biostymulatorów. Najsilniej biosyntezę antocyjanów w nasionach fasoli stymulował L-Amino⁺[®]. Dodatkowo wykazano również, że w poszczególnych latach doświadczenia polowego zawartość tych bioaktywnych związków była zróżnicowana. Zdaniem Gliszczyńskiej-Świągło i in. (2007) oraz Mølmann i in. (2015) poziom związków fenolowych zależy od warunków pogodowych, panujących podczas wegetacji. W latach, w których panują wyższe temperatury odnotowuje się wyższą ich koncentrację (Kałużewicz i in., 2017). Zwiększona koncentracja flawonoidów wynika przede wszystkim ze zmian aktywności enzymu PAL, który bierze udział w biosyntezie fenylopropanoidów. Zdaniem Huang i in. (2011) gen, odpowiedzialny za kodowanie białka w enzymach, jest wrażliwy na działanie zróżnicowanych abiotycznych i biotycznych stresów w roślinach. Jego aktywność może być efektem aplikacji biostymulatorów (Schiavon i in., 2010; Ertani i in. 2013 a-b).

Wiele związków wpływa na aktywność przeciwutleniającą. Badania przeprowadzone przez Ochoa-Velasco i in. (2016) wykazały, że wyższa zdolność redukcji była związana ze zwiększoną koncentracją związków fenolowych, antocyjanów oraz flawonoidów. Shan i in. (2012) wykazali także, że wartość siły redukcji była efektem przede wszystkim zwiększonego poziomu flawonoidów. W literaturze można znaleźć także informacje, dotyczące braku korelacji pomiędzy podwyższonym poziomem polifenoli a aktywnością przeciwutleniającą (Islam i in., 2011). Należy podkreślić, że potencjał redukcyjny jest związany ze stosunkiem związków, które są donorami atomów wodoru, mogącymi przerywać łańcuch wolnorodnikowy. Odnotowany w badaniach własnych wzrost siły redukcji, wywołany aplikowaniem biostymulatorów, odnajduje odzwierciedlenie w badaniach Koleśka i in. (2017). Oceniano w nich aktywność przeciwutleniającą w roślinach pomidora, po aplikacji biostymulatora opartego na wolnych aminokwasach. Natomiast badania prowadzone przez Sidhu i in. (2017) wykazały, że pomidory traktowane biostymulatorem w postaci ekstraktu z alg morskich, odznaczały się obniżoną siłą redukcji w stosunku do kontroli, bez względu na badaną odmianę roślin.

Grabowska i in. (2012) stwierdzili, że aplikacja biostymulatorów nie tylko warunkuje wielkość plonu, ale przede wszystkim modyfikuje jego skład chemiczny. Dodatkowo zastosowanie tych preparatów prowadzić może do zwiększenia zawartości i aktywności związków bioaktywnych (Sidhu i in., 2017; Kocira i in., 2018a). W literaturze naukowej brakuje informacji dotyczących wpływu biostymulatorów na cechy fizyczne, właściwości sensoryczne, odżywcze i bioaktywne składniki produktów (Fan i in., 2011; Ertani in., 2014). Na przykład Ertani i in. (2014) stwierdzili, że dolistne podanie biostymulatora, zawierającego aminokwasy, zwiększyło stężenie kwasu chlorogenowego i zdolność przeciwutleniającą owoców zielonego pieprzu. Podobnie, Fan i in. (2011) wykazali, że stosowanie doglebowe komercyjnego ekstraktu z brązowych wodorostów (*Ascophyllum nodosum*) stymulowało syntezę flawonoidów i indukowało znaczny wzrost całkowitego stężenia fenoli i aktywności przeciwutleniającej w szpinaku. Jednak potencjalny wpływ biostymulatorów na cechy fizyko-chemiczne czy jakość odżywczą surowców roślinnych, badano głównie w doświadczeniach wazonowych i w warunkach bezglebowych, a informacje dotyczące ich wpływu na wydajność upraw roślin w warunkach rzeczywistych polowych są ograniczone (Colla i in., 2017 a-b; Rouphael i in., 2018 a-b). Wykazano także, że w wyniku aplikacji preparatów, na bazie aminokwasów, nie tylko następowała poprawa odżywiania roślin, ale także jakości plonów pod względem ich składu chemicznego (tj. zawartości karotenoidów, flawonoidów, polifenoli) (Parrado i in., 2007; Paradikovic i in., 2011; Gurav i Jadhav, 2013; Ertani i in., 2014), jak również redukcji uległy poziomy niepożądanych związków, takich jak azotany (Liu i in., 2008).

Badanie własne wykazały, że aplikacja w uprawie fasoli biostymulatorów doprowadziła do zwiększenia poziomu flawonoidów w nasionach. We wcześniejszych badaniach własnych, w których w uprawie soi stosowano syntetyczne biostymulatory również stwierdzono istotne zwiększenie koncentracji tych bioaktywnych składników jako efekt aplikacji preparatu Tytanit i Atonik. Dodatkowo potwierdzają to badania Fan i in. (2011), które dowiodły, że wykorzystanie preparatów biostymulujących prowadziło do wzrostu zawartości flawonoidów w liściach szpinaku. Obserwowany wzrost w zawartości flawonoidów, wynikający z aplikacji biostymulatorów, prowadzi w konsekwencji do zwiększenia potencjału przeciwutleniającego plonu. Związane jest to także z mechanizmami odpowiedzi roślin na

warunku stresu oraz z kumulacją reaktywnych form tlenu (ROS). Zdaniem Ertani i in. (2015) efektywność stosowania biostymulatorów może być wynikiem metod i sposobów ich aplikacji oraz zawartości w nich związków o potwierdzonej aktywności biologicznej jak np. polifenole, jak również związków działających podobnie do hormonów stymulujących wzrost roślin.

5.3.3. Włókno i jego frakcje

Koncepcja oznaczania frakcji ścian komórkowych NDF (włókno obojętno- detergentowe) i ADF (włókno kwaśno – detergentowe) zrodziła się w USA i została zaproponowana przez Van Soesta. Założył on, że pasze składają się ze ścian komórkowych (CWC – cell wall constituents) i zawartości wnętrza komórek (CC – cell contents). W zaproponowanym przez Van Soesta systemie analitycznym czynnikami ograniczającymi pobranie pasz i ich strawność oraz wartość energetyczną są składniki ścian komórkowych, oznaczane jako NDF i ADF (Brzóska i Śliwiński 2011).

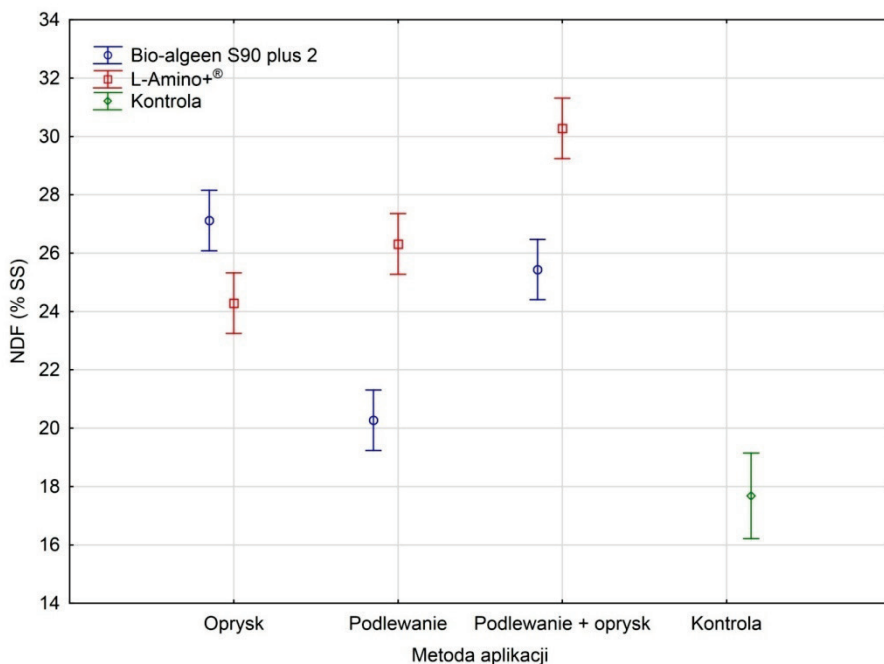
Zawartość włókna obojętno – detergentowego w nasionach fasoli ulegała podwyższeniu w porównaniu z kontrolą po aplikacji analizowanych biostymulatorów (tabela 24). Jedynie w przypadku zastosowania preparatu Bio-algeen S90 plus 2, aplikowanego doglebowo, w sezonie wegetacyjnym 2018, była ona na tym samym poziomie jak w kontroli.

Badania dowiodły także, że metoda aplikacji powinna być dostosowana do rodzaju biostymulatora (rys. 26). Preparat L-Amino+[®] wykazywał pozytywne oddziaływanie na włókno obojętno –detergentowe, gdy stosowany był doglebowo i dolistnie lub doglebowo. Natomiast biostymulator Bio-algeen S90 plus 2 w przypadku aplikacji metodą oprysku.

Tabela 24.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość włókna neutralno-detergentowego NDF w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	27,48 ^e	20,29 ^c	23,64 ^b
		0,67%	36,40 ^d	22,22 ^d	32,66 ^d
	Podlewanie	0,10%	18,19 ^b	19,58 ^b	20,66 ^a
		0,20%	24,34 ^d	18,58 ^b	20,31 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	26,72 ^e	23,50 ^e	28,90 ^c
		0,20% + 0,67%	21,03 ^c	29,24 ^f	23,24 ^b
	Kontrola		16,08 ^a	15,56 ^a	21,39 ^a
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	18,80 ^b	15,25 ^a	28,62 ^e
		0,67%	30,35 ^d	34,42 ^f	18,29 ^a
	Podlewanie	0,10%	39,39 ^g	26,15 ^c	18,04 ^a
		0,20%	23,80 ^c	24,28 ^b	26,24 ^d
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	35,54 ^f	27,62 ^d	29,54 ^e
		0,20% + 0,67%	32,92 ^c	32,70 ^c	23,35 ^c
	Kontrola		16,08 ^a	15,56 ^a	21,36 ^b



Rys. 26. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość włókna obojętno-detergentowego (NDF) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Przeciętnie najwyższą zawartość włókna obojętno – detergentowego odnotowano wskutek doglebowej i dolistnej aplikacji biostymulatora, opartego na wolnych aminokwasach. Najkorzystniejszy efekt obserwowano w przypadku dwóch metod aplikacji obu preparatów tj. oprysku biostymulatorami o wyższym stężeniu oraz podlewania połączonego z opryskiwaniem. W przypadku oceny poziomu NDF, przeprowadzona analiza statystyczna wykazała, iż warunki w okresie wzrostu roślin różnicowały istotnie wartość tej cechy w nasionach fasoli. Chemicznie frakcja NDF obejmuje celulozę, hemicelulozę i ligninę. Warunki metrologiczne sezonu wegetacyjnego wpływały na poziom włókna obojętno – detergentowego w nasionach fasoli. Jednak pomimo zaobserwowanego obniżenia poziomu tej frakcji włókna w drugim roku badań polowych, stwierdzono wyższe wartości analizowanej cechy w kombinacjach, dla których aplikowano biostymulatory w porównaniu do kontroli.

Analizując zawartość włókna kwaśno- detergentowego zaobserwowano wpływ rodzaju i metod aplikacji biostymulatora na tą cechę (tabela 25). Najlepsze efekty obserwowano, gdy zastosowano niższe stężenie preparatu L-Amino+® w formie podlewania połączonego z opryskiwaniem. Analizując średnią z lat doświadczenia polowego wykazano, że połączona aplikacja doglebowa i dolistną biostymulatorów w obu stężeniach, skutkowałą zwiększoną koncentracją frakcji ADF.

Tabela 25.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość włókna kwaśno-detergentowego ADF w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

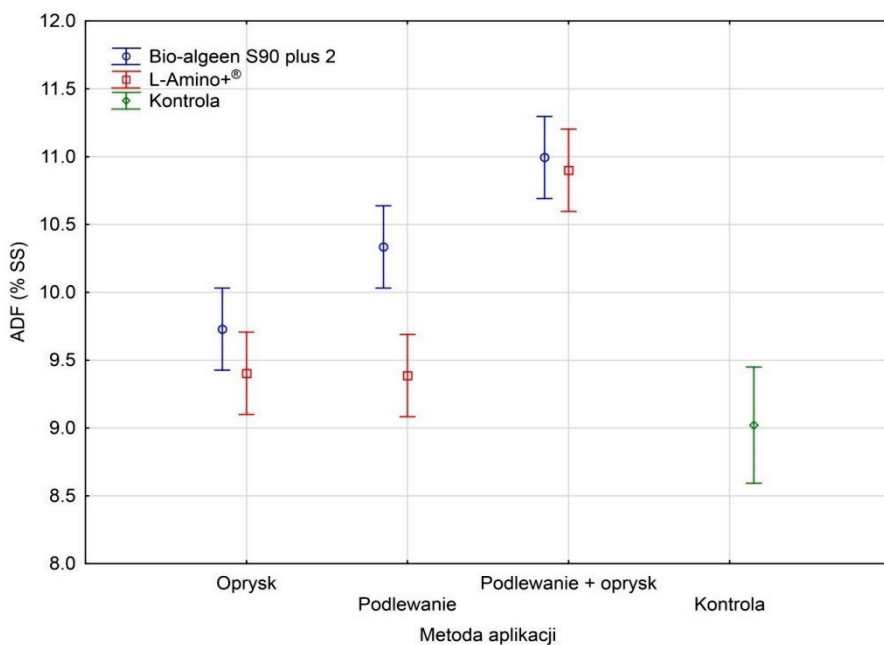
Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	11,70 ^d	6,90 ^a	10,73 ^a
		0,67%	10,03 ^b	8,61 ^b	10,40 ^a
	Podlewanie	0,10%	10,26 ^{bc}	8,29 ^b	10,32 ^a
		0,20%	10,61 ^c	9,28 ^c	13,25 ^c
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	11,94 ^d	11,11 ^c	10,73 ^a
		0,20% + 0,67%	11,43 ^d	9,92 ^d	10,83 ^a
	Kontrola		8,61 ^a	6,85 ^a	11,60 ^b
L-Amino+ [®]	Oprysk	0,33%	9,02 ^b	7,21 ^a	11,76 ^{cd}
		0,67%	8,87 ^b	9,87 ^b	9,69 ^a
	Podlewanie	0,10%	11,64 ^c	7,30 ^a	11,40 ^c
		0,20%	6,74 ^a	10,01 ^b	9,23 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	11,64 ^c	10,89 ^c	12,14 ^d
		0,20% + 0,67%	9,03 ^b	10,93 ^c	10,77 ^b
	Kontrola		8,61 ^b	6,85 ^a	11,60 ^{cd}

W drugim roku badań polowych odnotowano obniżenie zawartości kwaśnej frakcji włókna. Jednak uzyskane wyniki wskazywały, że aplikacja biostymulatorów spowodowała uzyskanie w nasionach fasoli wyższej wartości analizowanej cechy w odniesieniu do kombinacji kontrolnych.

Badania własne wykazały również, że efektywność stosowania biostymulatorów była zależna od metod ich aplikacji (rys. 27). Wykazano bowiem, że dla zwiększenia poziomu ADF biostymulator Bio-algeen S90 plus 2 powinien być stosowany metodą łączoną bądź doglebowo. Natomiast w przypadku preparatu L-Amino+[®] podobne tendencje obserwowano po aplikacji w strefę korzeniową, po której zastosowano oprysk roślin fasoli.

Zawartość ligniny w nasionach fasoli była zależna od rodzaju zastosowanego biostymulatora, a także od metod jego aplikacji i zastosowanych stężeń (tabela 26). Aplikacja preparatów pozwoliła uzyskać zwiększoną koncentrację ADL w odniesieniu do kontroli. Zastosowanie wyższego stężenia biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 najpierw doglebowo, a później w formie oprysku, skutkowało uzyskaniem nasion fasoli o zwiększonej wartości tej cechy. Przeciętnie najmniej ligniny obserwowano u roślin w sezonie wegetacyjnym 2017, w którym panowały niekorzystne warunki meteorologiczne. Jednak pomimo tego, aplikacja biostymulatorów w większości analizowanych kombinacji, prowadziła do zwiększenia tej cechy w porównaniu do obiektów kontrolnych.

Przeciętnie lepsze efekty obserwowano w przypadku aplikacji wyższych stężeń preparatów metodą łączoną (podlewanie oraz oprysk) w odpowiednich fazach wzrostu roślin fasoli.



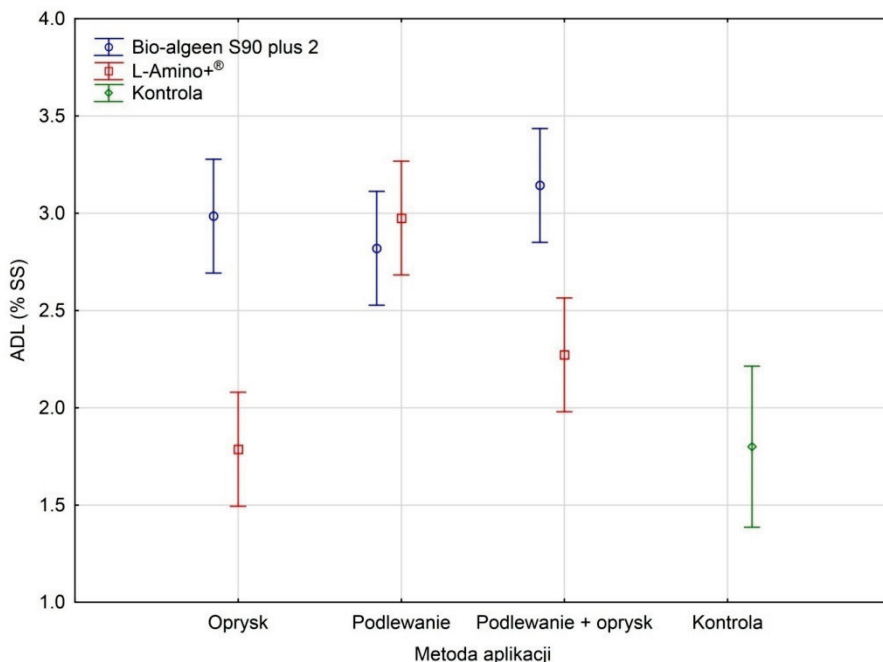
Rys. 27. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość włókna kwaśno-detergentowego (ADF) w nasionach fasoli zwykłej –średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Tabela 26.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość kwaśno – detergentowych lignin ADL w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	6,91 ^f	2,16 ^d	1,61 ^a
		0,67%	1,92 ^a	2,79 ^e	2,52 ^c
	Podlewanie	0,10%	2,14 ^b	1,13 ^b	4,08 ^d
		0,20%	3,53 ^e	1,02 ^b	5,02 ^d
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	2,82 ^d	1,29 ^c	1,59 ^a
		0,20% + 0,67%	5,42 ^f	2,75 ^e	4,99 ^d
	Kontrola		2,48 ^c	0,81 ^a	2,11 ^b
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	1,71 ^c	0,80 ^b	3,02 ^e
		0,67%	1,81 ^d	1,54 ^c	1,84 ^b
	Podlewanie	0,10%	6,07 ^g	0,67 ^a	3,28 ^f
		0,20%	1,30 ^a	4,97 ^f	1,56 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	2,69 ^f	2,15 ^d	2,33 ^d
		0,20% + 0,67%	1,55 ^b	2,84 ^e	2,07 ^c
	Kontrola		2,48 ^e	0,81 ^b	2,11 ^c

Badania własne dowiodły także, że efektywność stosowania biostymulatorów była uzależniona od metod ich aplikacji (rys. 28). Wykazano bowiem, że dla zwiększenia koncentracji ligniny biostymulator Bio-algeen S90 plus 2 powinien być stosowany metodą łączoną bądź w formie oprysku. Natomiast w przypadku preparatu L-Amino+[®] podobne efekty odnotowano dla aplikacji w strefę korzeniową roślin fasoli.



Rys. 28. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość lignin (ADL) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Ligniny należą do nie ulegających trawieniu składników fenolowych, które w miarę starzenia się rośliny podlegają magazynowaniu w jej ścianie komórkowej i odpowiadają za zmniejszenie strawności węglowodanów ściany komórkowej. Tym niemniej są istotne dla trwałości rośliny (Kocira i in., 2018d). W badaniach własnych wykazano, że aplikacja biostymulatorów, zwłaszcza stanowiących wyciąg z alg morskich prowadziła do zwiększenia koncentracji ADL w nasionach fasoli. Zdaniem Chen (2006) związane może być to ze wzrastającą koncentracją związków polifenolowych, a szczególnie kwasu ferulowego, który stanowi prekursor w biosyntezie strukturalnych polimerów, do których należą też ligniny. Zwiększenie poziomu ligniny w nasionach traktowanych biostymulatorami, może być spowodowane przede wszystkim składem samego preparatu, który zawierać może szereg aminokwasów niezbędnych roślinom m.in. cysteinę i fenyloalaninę. Związki te uważane są za prekursorsy tworzenia lignin i tkanek zdrewniałych w roślinach. Należy podkreślić także, że ligniny są materiałem budulcowym ścian komórkowych, które w połączeniu z celulozą nadają roślinom wytrzymałość mechaniczną. Jednak z punktu widzenia me-

chanizmów obronnych rośliny, ich oddziaływanie związane jest przede wszystkim ze zwiększoną ich możliwością przeciwstawiania się wpływowi niekorzystnych czynników biotycznych (Bennett i Wallsgrove, 1994). Wysoka koncentracja tych związków w roślinach jest czynnikiem determinującym ich konstytutywną odporność (Poorter i in., 2004). Dodatkowo ich obecność wspiera w roślinach odporność indukowaną, związaną z wytwarzaniem tzw. barier ligninowych, które stanowią czynnik utrudniający ekspansję mikroorganizmów patogenicznych (Rengel i in., 1994; Karolewski i Jagodziński, 2013).

Celuloza, hemiceluloza i lignina stanowią frakcje włókna surowego. Najważniejszym składnikiem włókna pokarmowego w nasionach roślin strączkowych są hemicelulozy (HCEL). Ilościowe oznaczenie tej grupy związków można uzyskać z różnicy frakcji obojętnej (NDF) i kwaśnej (ADF).

Na podstawie przeprowadzonych badań własnych stwierdzono, że aplikacja testowanych biostymulatorów prowadziła do zwiększenia HCEL w nasionach fasoli (tabela 27). Najwyższą koncentrację hemicelulozy otrzymano po aplikacji dolistnej biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2 w wyższym stężeniu, uzyskując ponad dwukrotne zwiększenie wartości tej cechy w odniesieniu do kombinacji kontrolnej. W drugim roku badań polowych odnotowano niemal we wszystkich analizowanych obiektach nieznaczne obniżenie koncentracji tej frakcji włókna, w porównaniu z pozostałymi sezonami wegetacyjnymi. Jednak nadal nasiona z roślin traktowanych biostymulatorami odznaczały się zwiększoną wartością tej cechy. Przeciętnie wyższy poziom hemicelulozy obserwowano jako efekt łączonych metod aplikacji biostymulatorów (podlewanie + oprysk).

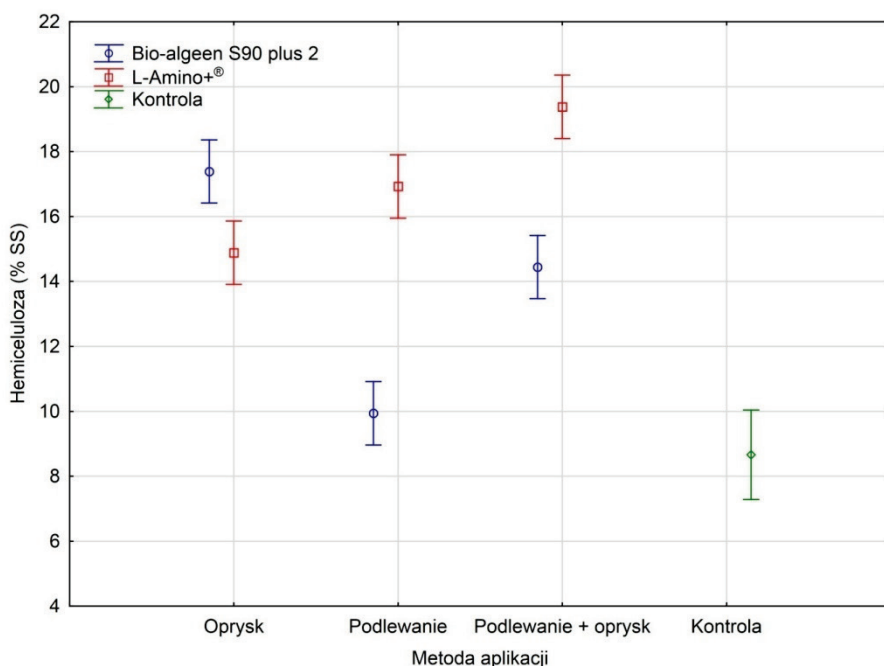
Tabela 27.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość hemicelulozy HCL w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	15,78 ^e	13,39 ^e	12,91 ^c
		0,67%	26,37 ^f	13,61 ^e	22,26 ^e
	Podlewanie	0,10%	7,93 ^a	11,29 ^c	10,34 ^b
		0,20%	13,73 ^c	9,30 ^b	7,06 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	14,78 ^d	12,39 ^d	18,17 ^d
		0,20% + 0,67%	9,60 ^b	19,32 ^f	12,41 ^c
	Kontrola		7,47 ^a	8,71 ^a	9,79 ^b
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	9,78 ^b	8,04 ^a	16,86 ^e
		0,67%	21,48 ^d	24,55 ^g	8,60 ^b
	Podlewanie	0,10%	27,75 ^f	18,85 ^e	6,64 ^a
		0,20%	17,06 ^c	14,27 ^c	17,01 ^e
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	23,90 ^e	16,73 ^d	17,40 ^e
		0,20% + 0,67%	23,89 ^e	21,77 ^f	12,58 ^d
	Kontrola		7,47 ^a	8,71 ^b	9,79 ^c

Badania własne dowiodły, że efektywność działania biostymulatorów zależała od sposobów ich aplikacji (rys. 29). Wykazano bowiem, że zwiększenie koncentracji hemicelulozy było największe, gdy biostymulator L-Amino+[®] stosowany był doglebowo i dolistnie oraz doglebowo. Natomiast w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2 sytuacja kształtowała się odmiennie. Korzystniejsze efekty obserwowano, gdy preparat aplikowany był dolistnie.

Z różnicy frakcji kwaśnej (ADF) i ligniny (ADL) uzyskuje się informacje o zawartości celulozy (CEL). Aplikowanie biostymulatorów różnicowało poziom CEL w nasionach fasoli. Aplikacja biostymulatorów o zróżnicowanym składzie skutkowała zmianami w koncentracji celulozy w nasionach fasoli (tabela 28).



Rys. 29. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość hemicelulozy (HCEL) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

W przypadku obu preparatów, aplikowanych doglebowo, odnotowano nieznaczne obniżenie koncentracji CEL w fasoli, w odniesieniu do kontroli. Przeciętnie najwyższe wartości analizowanej cechy obserwowano jako efekt doglebowej i dolistnej aplikacji biostymulatorów, przy niższym stężeniu ich roztworów.

Najmniejszą zawartość celulozy w nasionach stwierdzono w sezonie wegetacyjnym 2017, w którym panowały niekorzystne warunki meteorologiczne. Jednakże pomimo tego, aplikacja preparatów, w większości analizowanych kombinacji, doprowadziła do zwiększenia wartości tej cechy w odniesieniu do obiektu kontrolnego.

Tabela 28.

Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość celulozy CEL w nasionach fasoli zwykłej (% ss)

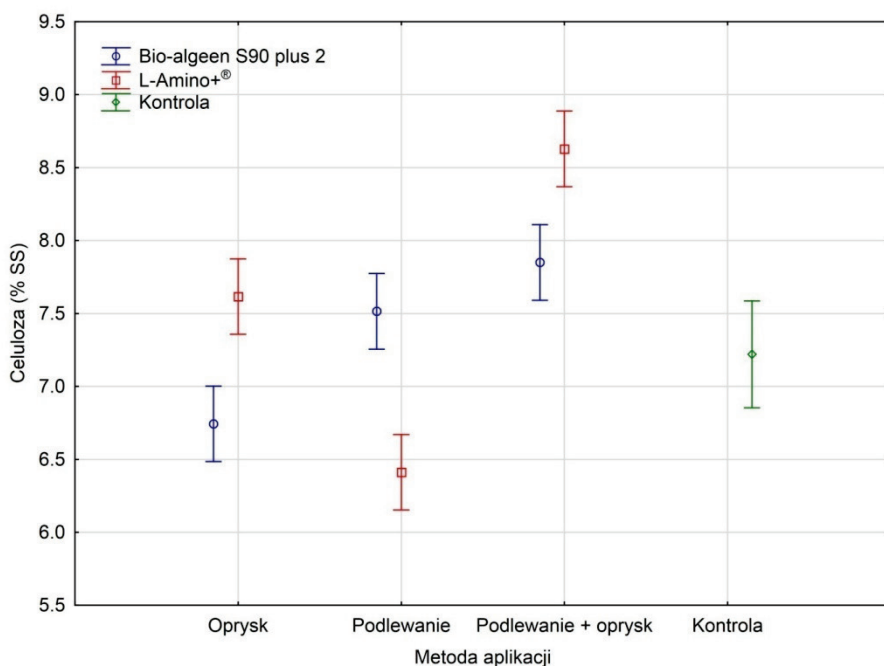
Preparat	Metoda aplikacji	Stężenie	Sezon		
			2016	2017	2018
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	0,33%	4,79 ^a	4,74 ^a	9,12 ^c
		0,67%	8,11 ^d	5,82 ^b	7,88 ^b
	Podlewanie	0,10%	8,12 ^d	7,16 ^c	6,24 ^a
		0,20%	7,08 ^c	8,26 ^d	8,23 ^b
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	9,12 ^c	9,82 ^d	9,14 ^c
		0,20% + 0,67%	6,01 ^b	7,17 ^c	5,84 ^a
	Kontrola		6,13 ^b	6,04 ^b	9,49 ^c
L-Amino+®	Oprysk	0,33%	7,31 ^c	6,41 ^{bc}	8,74 ^c
		0,67%	7,06 ^c	8,33 ^{de}	7,85 ^{ab}
	Podlewanie	0,10%	5,57 ^{ab}	6,63 ^c	8,12 ^b
		0,20%	5,44 ^a	5,04 ^a	7,67 ^a
	Podlewanie + oprysk	0,10% + 0,33%	8,95 ^d	8,74 ^c	9,81 ^d
		0,20% + 0,67%	7,48 ^c	8,09 ^d	8,70 ^c
	Kontrola		6,13 ^b	6,04 ^b	9,49 ^d

Badania własne wykazały także, iż efektywność zastosowania biostymulatorów związana była z metodami ich aplikacji (rys. 30). Odnotowano, że zwiększenie koncentracji celulozy wystąpiło w efekcie stosowania biostymulatora L-Amino+® metodą łączoną (podlewanie+ opryskiwanie roślin). Natomiast odmienne zależności zaobserwowano dla biostymulatora, opartego na algach morskich. Podwyższona wartość analizowanej cechy była wynikiem dogłębowej aplikacji tego preparatu.

Kompleksowa ocena uzyskanych wyników dotyczących zawartości NDF, ADF, ADL, CEL i HCEL wykazała, że na ich poziom w nasionach fasoli wpływ miały nie tylko metoda aplikacji czy rodzaj zastosowanego biostymulatora i jego stężenia, ale także sezon wegetacyjny i panujące w nim warunki meteorologiczne.

Z różnicy frakcji kwaśnej (ADF) i ligniny (ADL) uzyskuje się informacje o zawartości celulozy (CEL). Podkreślić należy fakt, iż duża koncentracja hemiceluloz jest zjawiskiem bardzo korzystnym, gdyż mają one pozytywne znaczenie fizjologiczne, związane ze zdolnością tych składników do pęcznienia i wiązania wody w świetle przewodu pokarmowego ludzi i zwierząt monogastrycznych. Ponadto stwarzają optymalne warunki dla proliferacji bakterii w świetle okrężnicy (Piesiewicz i Bartnikowska, 1997). Wcześniejsze badania własne wykazały, że analizowane metody aplikacji i rodzaje biostymulatorów istotnie różnicowały poziom CEL w soi. W przypadku zastosowania Asahi oraz Tytanit odnotowano tendencję do obniżania koncentracji tych związków w nasionach soi w stosunku do prób kontrolnych (Szparaga i in., 2018).

Zdaniem Silvy i in. (2016) biostymulatory mogą mieć wpływ na poziom i charakterystykę technologiczną włókna. Jednak jak podkreślają Wang i in. (2010) biosynteza włókna jest procesem niezwykle złożonym, który zależy od stanu odżywienia roślin a także wpływu czynników abiotycznych. Faza biosyntezy charakteryzuje się zwiększoną produkcją gibereliny, która wywiera bezpośredni wpływ na długość i siłę włókna (Wang i in., 2010).



Rys. 30. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość celulozy (CEL) w nasionach fasoli zwykłej –średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

Zdaniem Silvy i in. (2016) dolistne stosowanie biostymulatorów może przyczyniać się do zwiększenia zawartości giberelin w traktowanych roślinach, w konsekwencji zmieniając proces tworzenia włókna i jego frakcji. Jednak, jak podkreślają wymienieni autorzy, badania nad wpływem aplikacji biostymulatorów zarówno na zawartość i jakość włókna dopiero się rozpoczęły i w dostępnej literaturze jest niewiele informacji na ten temat. Według Jouberta i Lefranca (2008), aktywne składniki biostymulatorów, opartych na ekstraktach z wodorostów działają jak fitoaktywatory, które mogą zmieniać skład chemiczny traktowanych roślin, w tym zawartość włókna. Z badań Godlewskiej i Ciepeli (2016) wynika, że zastosowanie biostymulatora Kelpak, o około 6% zmniejszyło zawartość włókien NDF i ADF w badanych gatunkach traw w porównaniu z kontrolą. Jednak autorki podkreślają, że niewiele jest odpowiedniej dostępnej literatury, więc dyskusja na ten temat nie była możliwa. Według Matysiaka (2005), wpływ wyciągu z wodorostów może być ściśle związany z genotypem rośliny, a zatem może zależeć od indywidualnych cech charakterystycznych odmiany. Z przeprowadzonych wcześniej badań własnych wynika, że różnice w zawartości NDF, ADL oraz HCEL i CEL w nasionach trzech odmian soi, uprawianych w różnych latach, były uzależnione od sposobów aplikacji biostymulatora opartego na algach morskich i aminokwasach. Różnice w koncentracji poszczególnych frakcji włókna wynikały z liczby zastosowanych dawek biostymulatora oraz jego stężenia (Kocira i in., 2018d).

5.4. Ocena efektywności ekonomicznej aplikacji biostymulatorów

W każdym procesie produkcji nadzór nad ekonomicznymi skutkami zastosowanych technologii jest niezbędnym wymogiem. Ostatecznym celem jest osiągnięcie pewnych krótkoterminowych lub długoterminowych efektów ekonomicznych, nie tylko w działalności bezpośrednio produkcyjnej, ale także w badaniach naukowych. Wprowadzenie i rozpowszechnienie w produkcji rolniczej najnowszych technologii musi również opierać się na obliczeniach efektywności ekonomicznej. Celem tych obliczeń jest zapewnienie każdemu producentowi możliwości wyboru optymalnych wariantów technologicznych, z dużymi zyskami na jednostkę powierzchni, o wysokiej jakości plonów i niskich kosztach (Pet i in., 2008). Wielkość plonów i ich wartość oraz koszty poniesione na uprawę decydują o opłacalności uprawy fasoli zwykłej, a przede wszystkim o dochodzie (Zarzecka i in. 2018).

Porównanie efektywności stosowania różnych metod aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli powinno być podstawą decyzyjności o wyborze systemu uprawy tej rośliny.

Przeprowadzone badania potwierdziły, że czynnikiem decydującym o opłacalności produkcji fasoli na suche nasiona była wartość zebranych plonów. W niemal wszystkich analizowanych kombinacjach, aplikacja biostymulatorów pozytywnie wpłynęła na plonowanie fasoli i doprowadziła do zwiększenia opłacalności uprawy.

W 2016 roku opłacalność aplikacji preparatów kształtowała się w zakresie od 3,6 do 4209,8 PLN·ha⁻¹ (tabela 29). Jedynie w przypadku dogłębowej aplikacji w obu stężeniach biostymulatora, zawierającego algi morskie odnotowano brak zasadności ekonomicznej jego stosowania. Najwyższą opłacalność stwierdzono w wyniku dolistnego oraz łączonego aplikowania preparatu Bio-algeen S90 plus 2 w wyższym testowanym stężeniu. Dla tych samych metod aplikacji biostymulatora L-Amino+[®] również odnotowano stosunkowo wysoki zysk, na średnim poziomie rzędu 2829,6 PLN ha⁻¹.

Jednak analizując stosunek zaangażowanych kosztów do efektu stwierdzono, że wyższą efektywność uzyskano w efekcie aplikacji dogłębowej lub dolistnej biostymulatora L-Amino+[®] w niższych analizowanych stężeniach roztworów.

W wyniku dogłębowego zastosowania preparatu Bio-algeen S90 plus 2, uzyskano wartości wskaźnika efektywności poniżej 1, co świadczy o tym, że koszty nakładów związanych z aplikacją tego biostymulatora przewyższają uzyskane efekty. W związku z tym ta metoda stosowania tego preparatu biostymulującego z punktu widzenia ekonomicznego nie jest korzystna.

Tabela 29.

Oplacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2016 r.

Preparat	Forma aplikacji	Stężenie	Przyrost plonu względem kombinacji kontrolnej (t·ha ⁻¹)	Cena nasion w skupie (PLN·t ⁻¹)	Wartość przyrostu plonu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt zakupu preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt wykonania aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Razem koszty (PLN·ha ⁻¹)	Oplacalność aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Efektywność (-)
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	1	0,522	3800	1983,60	70,00	50,00	120,00	1863,60	16,53
		2	1,171		4449,80	140,00	100,00	240,00	4209,80	18,54
	Podlewanie	1	-0,07		-266,00	210,00	60,00	270,00	-536,00	-0,99
		2	0,08		304,00	420,00	120,00	540,00	-236,00	0,56
	Podlewanie + oprysk	1	0,476		1808,80	140,00	110,00	250,00	1558,80	7,24
		2	1,165		4427,00	280,00	110,00	390,00	4037,00	11,35
L-Amino+®	Oprysk	1	0,533		2025,40	9,80	50,00	59,80	1965,60	33,87
		2	0,968		3678,40	19,60	100,00	119,60	3558,80	30,76
	Podlewanie	1	0,819		3112,20	29,40	60,00	89,40	3022,80	34,81
		2	0,048		182,40	58,80	120,00	178,80	3,60	1,02
	Podlewanie + oprysk	1	0,874		3321,20	19,60	110,00	129,60	3191,60	25,63
		2	0,592		2249,60	39,20	110,00	149,20	2100,40	15,08

Po drugim roku uprawy fasoli zwykłej, w której analizując wpływ metod aplikacji biostymulatorów na efektywność ekonomiczną (tabela 30), stwierdzono, brak opłacalności stosowania jedynie w przypadku preparatu Bio-algeen S90 plus 2, w formie podlewania rozworami o niższym stężeniu. W pozostałych wariantach w 2017 roku ogólna opłacalność aplikowania biostymulatorów zawierała się w zakresie od 512 (stosowanie dogłębowe wyższej dawki preparatu Bio-algeen S90 plus 2) do 3498 PLN·ha⁻¹ (stosowanie dogłębowe niższej dawki L-Amino+®). Przeciętnie wyższą opłacalność obserwowano jako efekt aplikacji preparatów w wyższym stężeniu.

Efektywność aplikacji preparatu, zawierającego wolne aminokwasy w drugim roku badań polowych była najwyższa po dogłębowym stosowaniu w niższym stężeniu oraz dolistnym w wyższym stężeniu. Niższe wartości tego wskaźnika obserwowano w efekcie wykorzystania w uprawie biostymulatora Bio-algeen S90 plus 2. Dla tego preparatu najwyższą efektywność odnotowano po aplikacji dolistnej obu analizowanych stężeń roztworów (11,64 – 12,95).

W trzecim roku uprawy, w której analizowano odmienne metody aplikacji biostymulatorów, odnotowano najwyższy średni zysk (tabela 31).

Tabela 30.

Oplacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2017 r.

Preparat	Forma aplikacji	Stężenie	Przyrost plonu względem kombinacji kontrolnej (t·ha ⁻¹)	Cena nasion w skupie (PLN·t ⁻¹)	Wartość przyrostu plonu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt zakupu preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt wykonania aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Razem koszty (PLN·ha ⁻¹)	Oplacalność aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Efektywność (-)
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	1	0,395	4000	1580,00	72,00	50,00	122,00	1458,00	12,95
		2	0,71		2840,00	144,00	100,00	244,00	2596,00	11,64
	Podlewanie	1	-0,063		-252,00	216,00	60,00	276,00	-528,00	-0,91
		2	0,266		1064,00	432,00	120,00	552,00	512,00	1,93
	Podlewanie + oprysk	1	0,273		1092,00	144,00	110,00	254,00	838,00	4,30
		2	0,861		3444,00	288,00	110,00	398,00	3046,00	8,65
L-Amino+®	Oprysk	1	0,331		1324,00	10,00	50,00	60,00	1264,00	22,07
		2	0,855		3420,00	20,00	100,00	120,00	3300,00	28,50
	Podlewanie	1	0,897		3588,00	30,00	60,00	90,00	3498,00	39,87
		2	0,205		820,00	60,00	120,00	180,00	640,00	4,56
	Podlewanie + oprysk	1	0,407		1628,00	20,00	110,00	130,00	1498,00	12,52
		2	0,638		2552,00	40,00	110,00	150,00	2402,00	17,01

Największą opłacalność stosowania biostymulatorów w 2018 roku stwierdzono dla upraw, w których zastosowano preparat o niższym stężeniu, bazujący na wolnych aminokwasach w formie podlewania (4514 PLN·ha⁻¹) oraz preparat zawierający algi morskie w postaci oprysku również niższym stężeniem roztworu roboczego (4090 PLN·ha⁻¹) (tabela 31).

Analiza efektywności aplikacji preparatów potwierdziła wyniki uzyskane z oceny opłacalności stosowania biostymulatorów. Aplikowanie niższych stężeń preparatów biostymulujących metodami podlewania (wskaźnik efektywności dla L-Amino+® 51,16) oraz oprysku (wskaźnik efektywności dla Bio-algeen S90 plus 2 34,52) dało najlepszy efekt ekonomiczny.

Badania własne potwierdziły, że metody aplikacji biostymulatorów były czynnikiem determinującym opłacalność uprawy fasoli zwykłej przeznaczonej na nasiona. Jednakże uzyskane efekty ekonomiczne zależały również od składu preparatów i warunków meteorologicznych w poszczególnych latach doświadczenia. Wyniki badań wskazują, że aplikowanie biostymulatorów jest w pełni uzasadnione ekonomicznie. W dostępnej literaturze niewiele jest prac dotyczących wpływu metod stosowania preparatów biostymulujących na opłacalność i efektywność upraw. Jednak wyniki przeprowadzonej analizy ekonomicznej znajdują odzwierciedlenie w badaniach Zarzeckiej i in. (2018) i Mystkowskiej (2017), w których dokonano porównania efektywności stosowania różnych zabiegów w uprawie ziemiaka.

Tabela 31.

Opłacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2018 r.

Preparat	Forma aplikacji	Stężenie	Przyrost plonu względem kombinacji kontrolnej (t·ha ⁻¹)	Cena nasion w skupie (PLN·t ⁻¹)	Wartość przyrostu plonu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt zakupu preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Koszt wykonania aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Razem koszty (PLN·ha ⁻¹)	Opłacalność aplikacji preparatu (PLN·ha ⁻¹)	Efektywność (-)
Bio-algeen S90 plus 2	Oprysk	1	1,053	4000	4212,00	72,00	50,00	122,00	4090,00	34,52
		2	0,675		2700,00	144,00	100,00	244,00	2456,00	11,07
	Podlewanie	1	0,226		904,00	216,00	60,00	276,00	628,00	3,28
		2	0,614		2456,00	432,00	120,00	552,00	1904,00	4,45
	Podlewanie + oprysk	1	0,133		532,00	144,00	110,00	254,00	278,00	2,09
		2	0,867		3468,00	288,00	110,00	398,00	3070,00	8,71
L-Amino+®	Oprysk	1	0,053		212,00	10,00	50,00	60,00	152,00	3,53
		2	0,899		3596,00	20,00	100,00	120,00	3476,00	29,97
	Podlewanie	1	1,151		4604,00	30,00	60,00	90,00	4514,00	51,16
		2	0,636		2544,00	60,00	120,00	180,00	2364,00	14,13
	Podlewanie + oprysk	1	0,596		2384,00	20,00	110,00	130,00	2254,00	18,34
		2	1,000		4000,00	40,00	110,00	150,00	3850,00	26,67

Wymieni autorzy stwierdzili, że czynnikiem decydującym o opłacalności produkcji ziemniaków była wartość zebranych plonów, która zależała od ich jakości. Badania Zarzeckiej i in. (2018) wykazały, że najlepszy efekt ekonomiczny otrzymano po zastosowaniu zabiegów mechaniczno-chemicznych aplikacją biostymulatora Asahi SL, co z kolei potwierdziło, że wykorzystanie biostymulatorów jest w pełni uzasadnione. Również wyniki badań prowadzonych przez Gugałę i in. (2017), wykazały, że stosowanie biostymulatorów w uprawie rzepaku ozimego pozytywnie wpływało na wzrost plonów nasion, co znajduje uzasadnienie ekonomiczne. Gugała i in. (2017) stwierdzili także, że stosowanie takich preparatów, nie tylko korzystnie stymuluje wzrost plonu, ale również determinuje jakość nasion, co w konsekwencji przekłada się na wyższą cenę ich zbytu.

Anderson i in. (2016) również dowiedli, że zastosowanie biostymulatorów w uprawie kukurydzy cukrowej doprowadziło do wzrostu jej plonowania. Wymienieni badacze stwierdzili, także że koszt nakładów był pozycją, która najbardziej obciążała koszty produkcji. Anderson i in. (2016) podkreślili jednak, że aplikowanie biostymulatorów na nasiona, stanowi bardzo znaczący koszt, dlatego dla większej opłacalności zalecili stosowanie preparatów biostymulujących innymi metodami. Dodatkowo Santoso i in. (2018) w swoich badaniach udowodnili, że aplikacja dolistna i doglebowa biostymulatorów prowadziła do zwiększenia wydajności niektórych rocznych i wieloletnich upraw. Plonowanie ryżu, kuku-

rydzy, ziemniaków i szalotki traktowanej preparatami biostymulującymi wzrosło odpowiednio o około 25%, 31%, 30% i 23%. Zdaniem Santoso i in. (2018) aplikacja biostymulatorów, pozwoli rolnikom na uzyskanie dodatkowych zysków z większych plonów roślin, w odpowiedzi na zastosowanie tych preparatów. Dodatkowe zyski są znacznie wyższe niż koszty preparatów oraz pracy i mogą przewyższać nawet 20-krotnie poniesione nakłady.

6. WNIOSKI

Wyniki uzyskane z przeprowadzonych badań pozwoliły na sformułowanie wniosków, stanowiących odpowiedź na postawione hipotezy.

1. Aplikacja dolistna preparatu Bio-algeen S90 plus 2, niezależnie od stężenia roztworu, powodowała istotne zwiększenie plonu nasion fasoli we wszystkich latach badań. Istotne zwiększenie plonu nasion uzyskano również w wyniku aplikacji tego preparatu, metodą łączącą zabieg doglebowy z dolistnym. Preparat L-Amino+® wpływał istotnie na zwiększenie plonu nasion fasoli zwykłej w wyniku aplikacji doglebowej w niższym stężeniu, a także po aplikacji dolistnej i łączonej w wyższym stężeniu.
2. Aplikacja biostymulatorów prowadziła do zmian cech fizycznych i mechanicznych nasion fasoli. Zastosowanie tych preparatów skutkowało zwiększeniem wartości analizowanych parametrów w odniesieniu do obiektów kontrolnych. Przeciętnie lepszy wpływ na cechy fizyczne odnotowano w wyniku aplikacji biostymulatora opartego na wolnych aminokwasach. Cechy fizyczne nasion fasoli były kształtowane metodami aplikacji testowanych biostymulatorów. Nasiona pozyskane z upraw, których stosowano dolistnie preparaty w niższym stężeniu charakteryzowały się zwiększonymi wymiarami oraz polem powierzchni i objętością w porównaniu do kombinacji kontrolnych. Natomiast dla zwiększenia właściwości mechanicznych nasion korzystniejsze było zastosowanie preparatu, bazującego na algach morskich. Do wzrostu grubości okrywy nasiennej i właściwości mechanicznych (siła niszcząca, praca siły niszczącej) nasion fasoli zwykłej przyczyniła się doglebowa aplikacja biostymulatorów, o wyższym testowanym stężeniu.
3. W przypadku oceny kształtu nasion trudno było jednoznacznie stwierdzić, która metoda aplikacji była najkorzystniejsza. Współczynniki kształtu zaproponowane przez Grochowicza przyjmowały większą wartość po doglebowej bądź połączonej doglebowej oraz dolistnej aplikacji biostymulatorów w obu testowanych stężeniach. Natomiast na zwiększenie współczynników Donev'a i Mohsenin'a wpłynęło dolistne zastosowanie preparatów w niższym stężeniu.
4. Koncentracja białka w nasionach fasoli zwykłej ulegała zwiększeniu w efekcie aplikacji biostymulatora, zawierającego wolne aminokwasy metodą dolistną, w obu analizowanych stężeniach.
5. Potencjał przeciwutleniający nasion również istotnie zależał od metod stosowania biostymulatorów. Zawartość antocyjanów oraz siła redukcja była najwyższa w nasionach, pozyskanych z upraw, w których preparaty aplikowano dolistnie. Koncentracja związków polifenolowych była najwyższa po doglebowym zastosowaniu biostymulatorów w niższym stężeniu. Natomiast w efekcie kombinowanej metody aplikacji preparatów biostymulujących w obu stężeniach odnotowano największy wzrost w poziomie flawonoidów w nasionach fasoli zwykłej. Istotne zwiększenie analizowanych cech chemicznych nasion fasoli zwykłej odnotowano w wyniku aplikacji biostymulatora, zawierającego wolne aminokwasy.
6. Metody aplikacji biostymulatorów istotnie różnicowały zawartość włókna i jego frakcji w nasionach fasoli. Badania wykazały, że dla zwiększenia analizowanych cech najkorzystniejsza była aplikacja dolistna, poprzedzona aplikacją doglebową preparatów w niższym stężeniu. Jedynie w przypadku poziomu ligniny odnotowano, że jej

- poziom był najwyższy po doglebowej aplikacji, w obu testowanych stężeniach biostymulatorów.
7. Metody aplikacji biostymulatorów były czynnikiem determinującym opłacalność uprawy fasoli zwykłej przeznaczonej na nasiona. Uzyskane efekty ekonomiczne zależały również od składu preparatów i warunków meteorologicznych w poszczególnych latach doświadczenia. Aplikowanie biostymulatorów jest w pełni uzasadnione ekonomicznie. Najwyższą przeciętną opłacalność oraz efektywność odnotowano w przypadku doglebowej aplikacji niższego stężenia oraz dolistnego stosowania wyższego stężenia preparatu L-Amino⁺[®].
 8. W świetle przeprowadzonych badań aplikacja biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej odmiany Toska przyniosła wymierne efekty w postaci zwiększonego plonowania oraz modyfikowała cechy fizyko-mechaniczne i skład nasion. Stwierdzenie w jaki sposób stosować biostymulatory w uprawie fasoli stanowi kompromis pomiędzy wielkością i właściwościami plonu a osiągniętymi korzyściami ekonomicznymi. Dla praktyki rolniczej zaleca się dolistną aplikację biostymulatora, zawierającego wolne aminokwasy, w wyższym stężeniu.

LITERATURA

- Abdel-Mawgoud, A. M. R., El-Bassiouny, A. M., Ghoname, A., Abou-Hussein, S. D. (2011). Foliar application of amino acids and micronutrients enhance performance of green bean crop under newly reclaimed land conditions. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 5, 51-55.
- Abdel-Mawgoud, A. M. R., Tantaway, A. S., Hafez, M. M., Habib, H. A. M. (2010). Seaweed extract improves growth, yield and quality of different watermelon hybrids. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 6, 161-168.
- Abo-Sedera, F. A., Shams, A. S., Mohamed, M. H. M., Hamoda, A. H. M. (2016). Effect of organic fertilizer and foliar spray with some safety compounds on growth and productivity of snap bean. *Annals Of Agricultural Science, Moshtohor*, 54, 105-118.
- Aguirre, E., Leménager, D., Bacaicoa, E., Fuentes, M., Baigorri, R., Zamarreño, A. M.; García-Mina, J. M. (2009). The root application of a purified leonardite humic acid modifies the transcriptional regulation of the main physiological root responses to Fe deficiency in Fe-sufficient cucumber plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47, 215-223.
- Aitken, J. E., Senn, J. I. (1965). Seaweed products as fertilizers and soil conditioners. *Botanica Marina*, 8, 144-148.
- Alam, M. Z., Braun, G., Norrie, J., Hodges, D. M., (2013). Effect of *Ascophyllum* extract application on plant growth, fruit yield and soil microbial communities of strawberry. *Canadian Journal of Plant Science*, 93, 23-36.
- Ali, N., Farrell, A., Ramsubhag, A., Jayaraj, J. (2013). Effect of application of *Ascophyllum* extract on the growth, disease incidence and yield of field tomatoes in Trinidad. Abs: American Phytopathological Society Annual Meeting and Conference 16-19 June 2013, Tucson, Arizona, USA.
- Ali, N., Farrell, A., Ramsubhag, A., Jayaraj, J. (2015). The effect of *Ascophyllum nodosum* extract on the growth, yield and fruit quality of tomato grown under tropical conditions. *Journal of Applied Phycology*, 28, 1353-1362.
- Amirkhani, M., Netravali, A.N., Huang, W., Taylor, A.G. (2016). Investigation of soy protein based biostimulant seed coating for broccoli seedling and plant growth enhancement. *Hort Science*, 51, 1121-1126.
- Anders, A. (2007). Analiza obrazu jako metoda oceny skuteczności obłuskiwania okrywy nasion gorczycy białej. *Acta Agrophysica*, 10, 2, 263-271.
- Anderson, A. B. J., de Lima, S.F., Vendruscolo, E. P., Félix Alvarez, R. D. C., Merquides Contardi, L. (2016). Análise econômica da produção do milho doce cultivado com aplicação de bioestimulante via semente. *Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata*, 115, 2, 119-127.
- Anuwong, C., Ohyama, T., Sueyoshi, K., Ohtake, N., Sato, T., Ruamrungsri, S. (2017). Uptake and translocation of nitrogen in patumma (*Curcuma alismatifolia*) by leaves or root. *Journal of Plant Nutrition*, 40, 8, 1204-1212.
- Anyszka, Z. (2015). Metodyka Integrowanej Ochrony Fasoli (Materiały dla producentów). INHort Skierniewice.
- AOAC (2000). Official Method 992.23, 979.09 AOAC (2000). *Official Methods of Analysis of AOAC International (W. Horwitz Ed.)*, 17th ed. AOAC 834 International, Gaithersburg, MD.
- Apone, F., Tito, A., Carola, A., Arciello, S., Tortora, A., Filippini, L. (2010). A mixture of peptides and sugars derived from plant cell walls increases plant defense responses to stress and attenuates ageing-associated molecular changes in cultured skin cells. *Journal of Biotechnology*, 145, 367-376.
- Araujo, I. B., Peruch, L. A. M., Stadnik, M. J. (2012). Efeito do extrato de alga e da argila silicatada na severidade da alternariose e na produtividade da cebolinha comum (*Allium fistulosum* L.). *Tropical Plant Pathology*, 37, 363-367.
- Ashraf, M., Foolad, M. R. (2007). Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. *Environmental and Experimental Botany*, 59, 2, 206-216,

- Azimi, M. S., Daneshian, J., Sayfzadeh, J., Zare, S. (2013).** Evaluation of amino acid and salicylic acid application on yield and growth of wheat under water deficit. *International Journal of Agronomy and Crop Science*, 5, 816-819.
- Bajželj, B., Richards, K. S., Allwood, J. S., Smith, P., Dennis, J. S., Curmi, E., Gilligan, C. A. (2014).** Importance of food-demand management for climate mitigation. *Nature Climate Change*, 4, 924-929.
- Baldotto, M. A., Baldotto, L. E. B. (2013).** Gladiolus development in response to bulb treatment with different concentrations of humic acids. *Revista Ceres*, 60, 138-142.
- Banaszkiewicz, J. (2003).** *Chemiczne środki ochrony roślin: zagadnienia ogólne*. Wydawnictwo Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego, Olsztyn.
- Barbieri, G., de Pascale, S. (1992).** Effects of irrigation regimes and methods on the yield of kidney bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivars. *Irrigazione e Drenaggio*, 39, 19-23.
- Barickman, T. C., Kopsell, D. A., Sams, C.E. (2014a).** Absciscic acid improves calcium partitioning into 'Micro' tomato fruit tissue. *Acta Horticulturae*, 1042, 113-120.
- Barickman, C. T., Kopsell, D. A., Sams, C. E. (2014b).** Exogenous foliar and root applications of abscisic acid increase the influx of calcium into tomato fruit tissue and decrease the incidence of blossom-end rot. *HortScience*, 49, 11, 1397-1402.
- Basak, A. (2008).** Effect of preharvest treatment with seaweed products, Kelpak and Goemar BM 86 on fruit quality in apple. *International Journal of Fruit Science*, 8, 1-14.
- Battacharyya, D., Babgohari, M. Z., Rathor, P., Prithiviraj, B. (2015).** Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia horticulturae*, 196, 39-48.
- Beckett, R. P., van Staden, J. (1989).** The effect of seaweed concentrate on the growth and yield of potassium stressed wheat. *Plant Soil*, 116, 29-36.
- Bennett, R. N., Wallsgrove, R. M. (1994).** Secondary metabolites in plant defence mechanisms. *New Phytologist*, 127, 617-633.
- Berlyn, G. P., Russo, R. O. (1990).** The use of organic biostimulants to promote root growth. *Belowground Ecology*, 2, 12-13.
- Bieganski, F. (1995).** Uszkodzenia nasion fasoli w modelowych zespołach młocących. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 424, 13-17.
- Biostimulant Market (2014).** By Active Ingredient (Acid-Based & Extract Based), by Application Type (Foliar, Soil, & Seed), by Crop Type (Row Crops, Fruits & Vegetables, and Turf & Ornamentals) & by Region - Global Trends & Forecasts to 2019.
- Blunden, G., Wildgoose, P. B. (1977).** Effects of aqueous seaweed extract and kinetin on potato yields. *Journal of Science and Food Agriculture*, 28, 121-125.
- Blunden, G. (1991).** Agricultural uses of seaweeds and seaweed extracts. W: Guiry, M. D., Blunden, G. (eds) *Seaweed resources in Europe: uses and potential*. Wiley, Chichester, UK, 65-81
- Blunden, G., Jenkins, T., Liu, Y. W. (1996).** Enhanced leaf chlorophyll levels in plants treated with seaweed extract. *Journal of Applied Physiology*, 8, 535-543.
- Blunden, G., Jenkins, T., Liu, Y. (1997).** Enhanced leaf chlorophyll levels in plant treated with seaweed extract. *Journal of Applied Physiology*, 8, 535-543.
- Boghady, M. S., Selim, D. A. H., Nassar, R. M. A., Salama, A. M. (2016).** Influence of foliar spray with seaweed extract on growth, yield and its quality, profile of protein pattern and anatomical structure of chickpea plant (*Cicer arietinum* L.). *Middle East Journal of Applied Science*, 6, 207-221.
- Borowski, G. (2010).** *Leksykon ekoinżynierii*. PTIE, Warszawa.
- Botta, A. (2013).** Enhancing plant tolerance to temperature stress with amino acids: An approach to their mode of action. *Acta Horticulturae*, 1009, 29-35.
- Bradáčová, K., Weber, N. F., Morad-Talab, N., Asim, M., Imran, M., Weinmann, M. (2016).** Micronutrients (Zn/Mn), seaweed extracts, and plant growth-promoting bacteria as cold-stress protectants in maize. *Chemistry Biology Technology Agriculture*, 3, 1-19.

- Broughton, W. J., Hernandez, G., Blair, M., Beebe, S., Gepts, P., Vanderleyden, J. (2003). Beans (*Phaseolus* spp.) - model food legumes. *Plant and Soil*, 252, 55-128.
- Brzóska, F., Śliwiński, B. (2011). Jakość pasz objętościowych w żywieniu przeżuwaczy i metody jej oceny. Cz. II. Metody analizy i oceny wartości pokarmowej pasz objętościowych. *Wiadomości Zootechniczne*, 4, 57-68.
- Buchanan, B. B., Gruissem, W., Jones, R. L. (2000). *Biochemistry and Molecular Biology of Plants*. Rockville, M. D.: American Society of Plant physiologists, Rockville, Maryland.
- Bulgari, R., Cocetta, G., Trivellini, A., Vernieri, P., Ferrante, A. (2015). Biostimulants and crop responses: a review. *Biological Agriculture and Horticulture*, 31, 1-17.
- Burchett, S., Fuller, M. P., Jellings, A. J. (1998). Application of seaweed extract improves winter hardness of winter barley cv Igri. The Society for Experimental Biology, Annual Meeting, The York University, March 22-27, 1998. Experimental Biol Online. Springer ISSN 1430-34-8.
- Calvo, P., Nelson, L., Kloepper, J. W. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant Soil*, 383, 3-41.
- Cambri, D., Filippini, L., Apone, F., Arciello, S., Colucci, G., Portoso, D. (2008). Effect of Aminoplant® on expression of selected genes in *Arabidopsis thaliana* L. plants, W: Biostimulators in Modern Agriculture: General Aspects, ed Gawronska H., editor. (Warszawa: Editorial House Wieś Jutra), 77-82.
- Canellas, L. P., Olivares, F. L., Okorokova-Façanha, A. L., Façanha, A. R. (2002). Humic acids isolated from earthworm compost enhance root elongation, lateral root emergence, and plasma membrane H⁺-ATPase activity in maize roots. *Plant Physiology*, 130, 1951-1957.
- Carvalho, M. E. A., Castro, P. R. C., Novembre, A. D. C., Chamma, H. M. C. P. (2013). Seaweed extract improves the vigor and provides the rapid emergence of dry bean seeds. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, 13, 1104-1107.
- Carvalho, S., Vasconcelos, M. W. (2013). Producing more with less: strategies and novel technologies for plant-based food biofortification. *Food Research International*, 54, 961-971.
- Cavani L., Margon, A., Sciubba, L., Ciavatta, C., Marzadori, C. (2017). What we talk about when we talk about protein hydrolyzate-based biostimulants. *AIMS Agriculture and Food*, 2, 3, 221-232.
- Cavani, L., Halle, A. T., Richard, C., Ciavatta, C. (2006). Photosensitizing properties of protein hydrolysate-based fertilizers. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54, 9160-9167.
- Cegliński, W. (1964). *Ogólna uprawa roślin*. PRiL, Warszawa.
- Cerdán, M., Sánchez-Sánchez, A., Oliver, M., Juárez, M., Sánchez-Andreu, J. J. (2009). Effect of foliar and root applications of amino acids on iron uptake by tomato plants. *Acta Horticulturae*, 830, 481-488.
- Chen, J. (2006). The combined use of chemical and organic fertilizers and/or biofertilizer for crop growth and soil fertility 20. W: International Workshop on Sustained Management of the Soil-Rhizosphere System for Efficient Crop Production and Fertilizer Use, vol. 16. Land Development Department, Bangkok, Thailand.
- Chen, T. H., Murata, N. (2008). Glycinebetaine: an effective protectant against abiotic stress in plants. *Trends in Plant Science*, 13, 499-505.
- Chojnacki, J. (2011). Przeżywalność owadobójczych nicienie w mieszkadle strumieniowym. *Journal of Research and Application in Agricultural Engineering*, 58, 2, 27-31.
- Chouliaras, V., Tasioula, M., Chatzissavvidis, C., Therios, I., Tsabolatidou, E. (2009). The effects of a seaweed extract in addition to nitrogen and boron fertilization on productivity, fruit maturation, leaf nutritional status and oil quality of the olive (*Olea europaea* L.) cultivar Koroneiki. *Journal of the science of food and agriculture*, 89, 984-988.
- CIAT (1975). Centro Internacional de Agricultura Tropical Centro Internacional de Agricultura Tropical. *Annual Report Cali*, Colombia, C14-C24.

- Colla, G., Cardarelli, M., Bonini, P., Rouphael, Y. (2017a). Foliar applications of protein hydrolysate, plant and seaweed extracts increase yield but differentially modulate fruit quality of greenhouse tomato. *Hort Science*, 52, 1214-1220.
- Colla, G., Hoagland, L., Ruzzi, M., Cardarelli, M., Bonini, P., Canaguier, R., Rouphael, Y. (2017b). Biostimulant action of protein hydrolysates: Unraveling their effects on plant physiology and microbiome. *Frontiers in Plant Science*, 8, 2202.
- Colla, G., Nardi, S., Cardarelli, M., Ertani, A., Lucini, L., Canaguier, R., Rouphael, J. (2015). Protein hydrolysates as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, 196, 28-38.
- Colla, G., Rouphael, Y., Canaguier, R., Svecova, E., Cardarelli, M. (2014). Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis. *Frontiers in Plant Science*, 5, 448.
- Colla, G., Rouphael, Y., Lucini, L., Canaguier, R., Stefanoni, W., Fiorillo, A., Cardarelli, M. (2016). Protein hydrolysate-based biostimulants: origin, biological activity and application methods. *Acta Horticulturae*, 1148. ISHS 2016. Proc. II World Congress on the Use of Biostimulants in Agriculture.
- Colla, G., Svecova, E., Rouphael, Y., Cardarelli, M., Reynaud, H., Canaguier, R., Rouphael, Y. (2013). Effectiveness of a plant-derived protein hydrolysate to improve crop performances under different growing conditions. *Acta Horticulturae*, 1009, 175-179.
- Corte, L., Dell'Abate, M. T., Magini, A. (2014). Assessment of safety and efficiency of nitrogen organic fertilizers from animal-based protein hydrolysates—laboratory multidisciplinary approach. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94, 235-245.
- Craigie, J. S. (2011). Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. *Journal of Applied Phycology*, 23, 371-393.
- Crouch, I. J., van Staden, J. (1993). Evidence for the presence of plant growth regulators in commercial seaweed products. *Plant Growth Regulation*, 13, 21-29.
- Crouch, I. J., Beckett, R. P., van Staden, J. (1990). Effect of seaweed concentrate on the growth and mineral nutrition of nutrient-stressed lettuce. *Journal of Applied Phycology*, 2, 269-272.
- Crouch, I. J., van Staden, J. (1992). Effect of seaweed concentrate on the establishment and yield of greenhouse tomato plants. *Journal of Applied Phycology*, 4, 291-296.
- Crouch, I. J., van Staden, J. (1994). Commercial seaweed products as biostimulants in horticulture. *Journal of Home and Consumer Horticulture*, 1, 19-76.
- Czaczyk, Z. (2013). Jakość rozpylenia cieczy jako element doradczy decydujący o efektywności i bezpieczeństwa ochrony roślin. *Zagadnienia doradztwa rolnictwa*, 1, 30-42.
- Czeczko R., Mikos-Bielak M. (2004). Efekty stosowania biostymulatora Asahi w uprawie różnych gatunków warzyw. *Annales UMCS, sec. E*, 59, 3, 1073-1079.
- Czerwińska, M. (2006). Stan opryskiwaczy używanych do ochrony roślin w województwie lubelskim na podstawie badań empirycznych. *Progress in Plant Protection*, 46, 2, 55-59.
- Czuba, R. (2000). Nawozy zawieszinowe - nowoczesna generacja nawozów płynnych. *Wiś Jutra*, 11, 11-14.
- Darginavičienė, J., Novickienė, L. (2002). Augimo problemos šiuolaikinėje augalų fiziologijoje. Vilnius: Lietuvos mokslų akademijos leidykla.
- Daverede, I. C., Kravchenko, A. N., Hoefft, R. G., Nafziger, E. D., Bullock, D. G., Warren, J. J., Gonzini, L. C. (2004). Phosphorus runoff from incorporated and surface-applied liquid swine manure and phosphorus fertilizer. *Journal of Environmental Quality*, 33, 1535-1544.
- De Lucia, B., Vecchiatti, L. (2012). Type of biostimulant and application method effects on stem quality and root system growth in L. A. Lily. *European Journal Of Horticultural Science Journal*, 77, 1, 10-15.
- Deike, S., Pallutt, B., Christen, O. (2008). Investigations on the energy efficiency of organic and integrated farming with specific emphasis on pesticide use intensity. *European Journal of Agronomy*, 28, 3, 461-470.

- Demir, N., Dural, B., Yildrm, K. (2006). Effect of seaweed suspensions on seed germination of tomato, pepper and aubergine. *Journal of Biological Sciences*, 6, 1130-1133.
- Dereń, K., Szewczyk, A., Sekutowski, T. R., Kowalska-Górska, M. (2018). The effect of the type of preparation on the deposit of copper while spraying the winter oilseed rape. *Agricultural and Food Science*, 27, 1-6.
- Di Candilo, M., Giordano, I., Faeti, V., Gaspari, N., D'Amato, A. (1991). Influence of various irrigation regimes on beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Italian Journal of Agronomy*, 25, 444-451.
- Di Stasio, E., Roupheal, Y., Colla, G., Raimondi, G., Giordano, M., Pannico, A., El-Nakhel, C., De Pascale, S. (2017). The influence of *Ecklonia maxima* seaweed extract on growth, photosynthetic activity and mineral composition of *Brassica rapa* L. subsp. *sylvestris* under nutrient stress conditions. *European Journal of Horticultural Science*, 82, 286-293.
- Dlabaja, Z. (1989). Výmlat fazule upraveným kombajnom E-512. *Zemědělska Technika*, 3, 145-152.
- Dobromilska, R., Gubarewicz, K. (2008). *Influence of Bio-algeen S-90 on the yield and quality of small-sized tomato*. W: Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: Solanaceous Crops, ed Dąbrowski Z. T., editor. (Warsaw: Editorial House Wieś Jutra;), 7-12.
- Dobrzański B. Jr. (1998). Mechanizmy powstawania uszkodzeń nasion roślin strączkowych. *Acta Agrophysica*, 13, 1-96.
- Dobrzański, B., Stępniewski, A. (2013). Physical properties of seeds in technological processes. *Advances in Agrophysical Research*, 269-294.
- Dobrzański, B.; Rybczyński, R. (1996). Niektóre właściwości fizyczne nasion roślin strączkowych. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 425, 43-48.
- Donev, A., Cisse, I., Sachs, D., Variano, E. A., Stillinger, F. H., Connelly, R., Torquato, S., Chaikin, P. M. (2004). Improving the density of Jammed Disordered Packings using Ellipsoids. *Science*, 303, 990-993.
- Dong, S., Cheng, L., Scagel, C. F., Fuchigami, L. H. (2005). Method of nitrogen application in summer affects plant growth and nitrogen uptake in autumn in young Fuji/M.26 apple trees. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 36, 1465-77.
- Dorrell, D. G., Adams M. W. (1969). Effect of some seed characteristics on mechanically induced seedcoat damage in navy beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Agronomy Journal*, 61, 5, 672-673.
- Douzas, J., P. (2012). Asymmetric classification of drif reducing nozzles considering frontal or lateral wind conditions. W: *International Conference Agricultural Engineers CIGR-AGENG2012, Valencia Conference Centre, Spain*, 8-12.
- Dreszer, K. A., Pawłowski, T., Szczepaniak, J., Szymanek, M., Tanaś, W. (2015). *Maszyny Rolnicze*. Przemysłowy Instytut Maszyn Rolniczych, Poznań.
- Drożdżyński, D., Kowalska, J., Remlein-Starosta, D. (2010). Wykorzystanie potencjału mikroorganizmów w ochronie ekologicznych sadów. *EkoTechProdukt*, 4, 2-4.
- Du Jardin, P. (2012). The Science of Biostimulants. Bibliographic Analysis. (Final report for EU). Contract 30-CEO455515/00-96.
- Du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, 3-14.
- Du, G., Li, M., Ma, F., Liang, D. (2009). Antioxidant capacity and the relationship with polyphenol and vitamin C in *Actinidia* fruits. *Food Chemistry*, 113, 557-562.
- Duhamel, M., Vandenkoornhuyse, P. (2013). Sustainable agriculture: possible trajectories from mutualistic symbiosis and plant neodomestication. *Trends in Plant Science*, 18, 11, 597-600.
- Dwelle, R. B., Hurley, P. J. (1984). The effects of foliar application of cytokinins on potato yields in southeastern Idaho 1984. *American Potato Journal*, 61, 5, 293-299.
- Dyrektywa Parlamentu Europejskiego i Rady 2009/128/WE z dnia 21 października 2009 r. ustanawiająca ramy wspólnotowego działania na rzecz zrównoważonego stosowania pestycydów (Dz. U. L. 309 z 24.11.2009, str. 71- 14 oraz załącznik II).

- Eckardt, N. A., Cominelli, E., Galbiati, M., Tonelli, C. (2009). The future of science: food and water or life. *Plant Cell*, 21, 368-372.
- El Awadi, M. E., Abd El Wahed, M. S. A. (2012). Improvement the growth and quality of green onion (*Allium cepa* L.) plants by some bioregulators in the new reclaimed area at Nobaria Region, Egypt. *New York Science Journal*, 5, 114-120.
- El Modafar, C., Elgadda, M., El Boutachfaiti, R., Abouraicha, E., Zehhar, N., Petit, E., El Alaoui-Talibi, Z., Courtois, B., Courtois, J. (2012). Induction of natural defence accompanied by salicylic acid-dependant systemic acquired resistance in tomato seedlings in response to bioelicitors isolated from green algae. *Scientia Horticulturae Amsterdam*, 138, 55-63.
- El-Bassiony, A. M., Fawzy, Z. F., Zaki, M. F., El-Nemr, M. A. (2014). Increasing productivity of two sweet fennel cultivars by foliar spraying of some bio and organic compounds. *Middle-East Journal Of Applied Sciences*, 4, 794-801.
- El-Gamal, I. S., Abd El Aal, M. M., El Desouky, S. A., Khedr, Z. M., Abo Shady, K. A. (2016). Effect of some growth substances on growth, chemical compositions and root yield productivity of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) plant. *Middle East Journal of Agriculture Research*, 5, 171-185.
- El-Ghamry, A. M., Abd El-Hai, K. M., Ghoneem, K. M. (2009). Amino and humic acids promote growth, yield and disease resistance of faba bean cultivated in clayey soil. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 3, 731-739.
- Ertani, A., Cavani, L., Pizzeghello, D. (2009). Biostimulant activity of two protein hydrolysates on the growth and nitrogen metabolism in maize seedlings. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 364, 145-158.
- Ertani, A., Pizzeghello, D., Altissimo, A., Nardi, S. (2013a). Use of meat hydrolyzate derived from tanning residues as plant biostimulant for hydroponically grown maize. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 176, 287-296.
- Ertani, A., Schiavon, M., Muscolo, A., Nardi, S. (2013b). Alfalfa plant-derived biostimulant stimulate short-term growth of salt stressed *Zea mays* L. plants. *Plant Soil*, 364, 145-158.
- Ertani, A., Pizzeghello, D., Francioso, O., Sambo, P., Sanchez-Cortes, S., Nardi, S. (2014). *Cap-sicum chinensis* L. growth and nutraceutical properties are enhanced by biostimulants in a long-term period: Chemical and metabolomic approaches. *Frontiers in Plant Science*, 5, 375.
- Ertani, A., Sambo, P., Nicoletto, C., Santagata, S., Schiavon, M., Nardi, S. (2015). The use of organic biostimulants in hot pepper plants to help low input sustainable agriculture. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 2, 11.
- Ertani, A., Schiavon, M., Nardi, S. (2017). Transcriptome-wide identification of differentially expressed genes in *Solanum lycopersicon* L. in response to an alfalfa-protein hydrolysate using microarrays. *Frontiers in Plant Science*, 8, 1159.
- Estavillo, J.M., Rodriguez, M., Domingo, M., Munoz-Rueda, A., Gonzalez-Murua, C. (1994). Denitrification losses from a natural grassland in the Basque country under organic and inorganic fertilization. *Plant Soil*, 162, 19-29.
- Evans, M. D. Holmes, R. G. Mc Donald, M. B. (1990). Impact damage to soybean seed as affected by surface hardness and seed orientation. *Transaction of the ASAE*, 1, 234-240.
- Eyras, M. C., Defosse, G. E., Dellatorre, F. (2008). Seaweed compost as an amendment for horticultural soils in Patagonia, Argentina. *Compost Science & Utilization*, 16, 119-124.
- Fan, D., Hodges, D. M., Critchley, A. T., Prithiviraj, B. A. (2013). Commercial extract of brown macroalga (*Ascophyllum nodosum*) affects yield and the nutritional quality of Spinach *in vitro*. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 44, 1873-1884.
- Fan, D., Hodges, D. M., Zhang, J., Kirby, C. W., Ji, X., Locke, S. J., Critchley, A. T., Prithiviraj, B. (2011). Commercial extract of brown seaweed *Ascophyllum nodosum* enhances phenolic anti-oxidant content of spinach (*Spinacia oleracea* L.) which protects *Caenorhabditis* against oxidative and thermal stress. *Food Chemistry*, 124, 195-202.

- Fan, X., Gordon-Weeks, R., Shen, Q., Miller, A. J. (2006). Glutamine transport and feedback regulation of nitrate reductase activity in barley roots leads to changes in cytosolic nitrate pools. *Journal of Experimental Botany*, 57, 1333-1340.
- Farooq, M., Aziz, T., Basra, S. M. A., Cheema, M. A., Rehman, H. (2008). Chilling tolerance in hybrid maize induced by seed treatments with salicylic acid. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 194, 161-168.
- Finnie, J. F., van Staden, J. (1985). Effect of seaweed concentrate and applied hormones on *in vitro* cultured tomato roots. *Journal of Plant Physiology*, 120, 215-222.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO] (2012). *Towards the Future we Want. End Hunger and Make the Transition to Sustainable Agricultural and Food Systems*. Rome: FAOatRioC20. Dostępny: <http://www.fao.org/docrep/015/an894e/an894e00.pdf>.
- Forde, B. G., Roberts, M. R. (2014). Glutamate receptor-like channels in plants: a role as amino acid sensors in plant defence? *Prime Reporting*, 6, 1-7.
- Frączek, J., Kaczorowski, J., Ślipek, Z., Horabik, J., Molenda, M. (2003). Standaryzacja metod pomiaru właściwości fizyczno-mechanicznych roślinnych materiałów ziarnistych. *Acta Agrophysica*, 92, 1-155.
- Frączek, J., Wróbel, M. (2006). Metodyczne aspekty oceny kształtu nasion. *Inżynieria Rolnicza*, 12, 155 - 163.
- Fuleki, T., Francis, F. J. (1968). Quantitative methods for anthocyanins. 1. Extraction and determination of total anthocyanin in cranberries. *Journal of Food Science*, 33, 72-77.
- Gajc-Wolska, J., Kowalczyk, K., Nowecka, M., Mazur, K., Metera, A. (2012). Effect of organic-mineral fertilizers on the yield and quality of Endive (*Cichorium endivia* L.). *Acta Scientiarum Polonorum*, 11, 189-200.
- Gajewski, M., Gos, K., Bobruk, J. (2008). The influence of Goëmar Goteo biostimulator on yield and quality of two Chinese cabbage cultivars. W: *Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: Vegetable Crops*, ed Dąbrowski Z. T., editor. (Editorial House Wieś Jutra;), 21-27.
- Garcia, A. L., Madrid, R., Gimeno, V., Rodriguez-Ortega, W. M., Nicolas, N., Garcia-Sanchez, F. (2011). The effects of amino acids fertilization incorporated to the nutrient solution on mineral composition and growth in tomato seedlings. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 9, 852-861.
- García-Martínez, A. M., Díaz, A., Tejada, M., Bautista, J., Rodríguez, B., María, C. S., Revilla, Parrado, J. (2010). Enzymatic production of an organic soil biostimulant from wheat condensed distiller solubles: effects on soil biochemistry and biodiversity. *Process Biochemistry*, 45, 1127-1133.
- Gawrońska, H., Przybysz, A., Szalacha, E., Słowiński, A. (2008). Physiological and molecular mode of action of Asahi SL biostimulator under optima and stress conditions. W: *Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: General Aspects*, ed. H. Gawrońska (Editorial House Wieś Jutra), 54-76.
- Gioseffi, E., de Neergaard, A., Schjoerring, J. K. (2012). Interactions between uptake of amino acids and inorganic nitrogen in wheat plants. *Biogeosciences*, 9, 1509-1518.
- Głazewska-Maniewska R., Piotrowski W. (1996). Wpływ fungicydów na liczebność bakterii rozpuszczających trójfosforan wapnia w ryzosferze roślin strączkowych. *Progress in Plant Protection*, 36, 1, 273-280.
- Glińska, S., Bartczak, M., Oleksiak, S., Wolska, A., Gabara, B., Posmyk, M. M. (2007). Effects of anthocyanin-rich extract from red cabbage leaves on meristematic cells of *Allium cepa* L. roots treated with heavy metals. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 68, 343-350.
- Gliszczyńska-Świgoł, A., Kalużewicz, A., Lemańska, K., Knaflewski, M., Tyrakowska, B. (2007). The effect of solar radiation on the flavonol content in broccoli inflorescence. *Food Chemistry*, 100, 241-245.

- Godlewska, A., Ciepiela, G. A. (2016). The effect of growth regulator on dry matter yield and some chemical components in selected grass species and cultivars. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 62, 3, 297-302.
- Godyń, A., Doruchowski, G., Hołownicki, R., Świechowski, W. (2011). Wpływ wysokości opryskiwanych roślin i stanu technicznego stosowanego opryskiwacza plecakowego na potencjalne zagrożenia dla środowiska przyrodniczego i operatora opryskiwacza. *Inżynieria Rolnicza*, 8, 133, 127-134.
- Godyń, A., Świechowski, W., Doruchowski, G., Hołownicki, R. (2010). Rozkład cieczy użytkowej dla różnych technik nanoszenia herbicydów w sadzie. *Inżynieria Rolnicza*, 4, 122, 59-65.
- Golka, W., Kowalska, J. (2014). Effectiveness of application of gels and biostimulators to soil. *Annals of Warsaw University of Life Sciences - SGGW, Agriculture (Agricultural and Forest Engineering)*, 63, 23-30.
- Gorzalany, J., Puchalski, C. (1994). The effect of loading-force direction and magnitude on mechanical damage to horse bean seeds. *Zemědělska Technika*, 40, 2, 105-112.
- Górczyński, T. (1979). Ćwiczenia z botaniki. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa.
- Górecki, H., (2002). Wpływ nawozów i nawożenia na środowisko. *Przemysł Chemiczny*, 81, 10, 635-643.
- Grabowska, A., Kunicki, E., Jezdinsky, A., Kalisz, A., Sekara, A. (2015). The effect of biostimulants on the quality parameters of tomato grown for the processing industry. *Agrochimica*, 59, 3, 203-217.
- Grabowska, A., Kunicki, E., Sekara, A., Kalisz, A., Wojciechowska R. (2012). The effect of cultivar and biostimulant treatment on the carrot yield and its quality. *Vegetable Crops Research Bulletin*, 77, 37-48.
- Graham, P. H., Ranalli, P. (1997). Common Bean (*Phaseolus vulgaris* L). *Field Crops Research*, 53, 131-146.
- Gregory, P. J., George, T. S. (2011). Feeding nine billion: the challenge to sustainable crop production. *Journal of Experimental Botany*, 62, 5233-5239.
- Grochowicz, J. (1994). Maszyny do czyszczenia i sortowania nasion. Wydawnictwo AR, Lublin.
- Grzesiuk, S., Kulka, K. (1981). Fizjologia i biochemia nasion. PWiL, Warszawa.
- Gugala, M., Sikorska, A., Zarzecka, K., Krasnodębska, E., Kapela, K., Mystkowska I. (2017). Opłacalność stosowania biostymulatorów wzrostu w uprawie rzepaku ozimego. *Roczniki Naukowe Stowarzyszenia Rolnictwa i Agrobiznesu*, 19, 4, 92- 96.
- Guinan, K. J., Sujeeth, N., Copeland, R. B., Jones, P. W., O'Brien, N. M., Sharma, H. S. S., Prouteau, P. F. J., O'Sullivan, J. T. (2013). Discrete roles for extracts of *Ascophyllum nodosum* in enhancing plant growth and tolerance to abiotic and biotic stresses. *Acta Horticulturae*, 1009, 127-136.
- Gurav, R. G., Jadhav, J. P. (2013). A novel source of biofertilizer from feather biomass for banana cultivation. *Environmental Science and Pollution Research*, 20, 4532-4539.
- Halpern, M., Bar-Tal, A., Ofek, M., Minz, D., Muller, T., Yermiyahu, U. (2015). The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. *Advances in Agronomy*, 130, 141-174.
- Hamza, B., Suggars, A. (2001). Biostimulants: myths and realities. *Turfgrass Trends*, 10, 6-10.
- Hartung, W., Schraut, D., Jiang F. (2005). Physiology of abscisic acid (ABA) in roots under stress. A review of the relationship between root ABA and radial water and ABA flows. *Australian Journal of Agricultural Research*, 56, 1253-1259.
- Haslam, S. F. I., Hopkins, D. W. (1996). Physical and biological effects of kelp (seaweed) added to soil. *Applied Soil Ecology*, 3, 3, 257-261.
- Hayes, T. B., Hansen, M. (2017). From silent spring to silent night: Agrochemicals and the anthropocene. *Elementa Science Anthropocene*, 5, 57, 1-24.
- Hebda, T., Frączek, J. (2005). Wpływ wybranych czynników na wartość wskaźnika odkształcenia nasienia. *Inżynieria Rolnicza*, 11, 71, 171-180.

- Hebda, T., Micek, P. (2007). Cechy geometryczne ziarna wybranych odmian zbóż. *Inżynieria Rolnicza*, 5, 93, 187-193.
- Heckman, J. R. (1994). Effect of an organic bio-stimulant on cabbage yield. *Journal of Home & Consumer Horticulture*, 1, 11-113.
- Holownicki, R. (2006). Strefy ochronne o zróżnicowanej szerokości są konieczne. *Materiały z VI Konferencji „Racjonalna Technika Ochrony Roślin”*, Skierniewice, 4-5, 10, 90-100.
- Holownicki, R. (2014). Technika opryskiwania roślin. *Plantpress*, Kraków.
- Holownicki, R., Doruchowski, G., Godyń, A., Świechowski W. (2011). Strefy ochronne podczas stosowania środków ochrony roślin. *Problemy Inżynierii Rolniczej*, 4, 69-79.
- Holownicki, R., Doruchowski, G., Godyń, A., Świechowski W. (2013). Dobra praktyka ochrony roślin jako narzędzie ograniczenia znoszenia środków ochrony roślin – opryskiwanie upraw polowych. *INHort*, Skierniewice.
- Holubowicz-Kliza, G. (2015). *Uprawa fasoli*. Instrukcja upowszechnieniowa nr 208. IUNG-PIB, Puławy.
- Hong, D. D., Hien, H. M., Son, P. N. (2007). Seaweeds from Vietnam used for functional food, medicine and biofertilizer. *Journal of Applied Phycology*, 19, 817-826.
- Huang, T., Jander, G., de Vos, M. (2011). Non-protein amino acids in plant defense against insect herbivores: representative cases and opportunities for further functional analysis. *Phytochemistry*, 72, 1531-1537.
- Islam, S., Jalaluddin, M., Hettiarachchy, N. S. (2011). Bio-active compounds of bitter melon genotypes (*Momordica charantia* L.) in relation to their physiological functions. *Functional Foods in Health and Disease*, 2, 61-74.
- Ismail, M. A. (2016). Physiological responses of seaweeds extracts, benzyl adenine and paclobutrazol of wheat (*Triticum aestivum* L. cultivar Misr) plants. *International Journal of Advanced Research*, 4, 1657-1668.
- ISO TC 23/SC 06 N 22866. (2005). Equipment for crop protection – methods for the field measurement of spray drift.
- Ito, Y., Nakanomoto, I., Motose, H., Iwamoto, K., Sawa, S., Dohmae, N. (2006). Dodeca-CLE peptides as suppressors of plant stem cell differentiation. *Science*, 313, 842-845.
- Jadwisieńczyk, K., Kaliniewicz, Z. (2011). Analiza procesu czyszczenia nasion gorczycy. Cz. 1. Cechy fizyczne nasion. *Inżynieria Rolnicza*, 9, 134, 57-64.
- Jakiene, E. (2013). The effect of the microelement fertilizers and biological preparation Terra Sorb Foliar on spring rape crop. *Žemės ūkio Mokslai*, 20, 2, 75-83.
- Jamal, Z., Hamayun, M., Ahmad, N., Chaudhary, M. F. (2006). Effect of soil and foliar application of different concentrations of NPK and foliar application of $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ on different parameters in wheat. *Journal of Agronomy*, 5, 2, 251-256.
- Janas, R., Grzesik, M. (2011). The usefulness of some biological compounds in organic farming production of promedical plants. *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering*, 56, 3, 152-157.
- Jankowski, S., (1981). *Zarys technologii młynarstwa i kaszarstwa*. WNT, Warszawa.
- Jannin, L., Arkoun, M., Etienne, P., Laine, P., Goux, G., Fuentes, M., San Francisco, S., Baigori, R., Cruz, F., Houdusse, F., Garcia-Mina, J. M., Yvin, J. C., Ourry, A. (2013). *Brassica napus* growth is promoted by *Ascomyces nodosum* (L.) seaweed extract: microarray analysis and physiological characterisation of N, C and S metabolisms. *Journal of Plant Growth Regulation*, 32, 31-52.
- Jasim, A. H., Obaid, A. S. (2014). Effect of foliar fertilizers spray, boron and their interaction on broad bean (*Vicia faba* L.) yield. *Scientia Horticulturae*, 58, 271-27.
- Jasińska, Z., Kotecki A. (1999). *Szczegółowa uprawa roślin*, T. 2. Wydawnictwo AR, Wrocław.
- Jasińska Z., Kotecki A., (2003). *Szczegółowa uprawa roślin*, T. I, Wydawnictwo AR, Wrocław.

- Jayaraj, J., Norrie, J., Punja, Z. K. (2011). Commercial extract from the brown seaweed *Ascophyllum nodosum* reduces fungal diseases in greenhouse cucumber. *Journal of Applied Phycology*, 23, 353-361.
- Jayaraj, J., Wan, A., Rahman, M., Punja, Z. K. (2008). Seaweed extract reduces foliar fungal diseases on carrot. *Crop Protection*, 10, 1360-1366.
- Jeannin, I., Lescure, J. C., Morot-Gaudry, J. F. (1991). The effects of aqueous seaweed sprays on the growth of maize. *Botanica marina*, 34, 469-471.
- Jindo, K., Martim, S. A., Navarro, E. C., Pérez-Alfocea, F., Hernandez, T., Garcia, C. (2012). Root growth promoting by humic acids from composted and non-composted urban organic wastes. *Plant Soil*, 353, 209-220.
- Jones, D. L., Kemmitt, S. J., Wright, D., Cuttle, S. P., Bol, R., Edwards, A. C., (2005). Rapid intrinsic rates of amino acid biodegradation in soils are unaffected by agricultural management strategy. *Soil Biology and Biochemistry*, 37, 1267-1275.
- Jones, D. L., Kielland, K. (2012). Amino acid, peptide and protein mineralization dynamics in a taiga forest soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 55, 60-69.
- Jones, D. L., Kielland, K., Sinclair, F. L., Dahlgren, R. A., Newsham, K. K., Farrar, J. F., Murphy, D. V. (2009). Soil organic nitrogen mineralization across a global latitudinal gradient. *Global Biogeochemical Cycles*, 23, GB, 1016.
- Joubert, J. M., Lefranc, G. (2008). Seaweed biostimulants in agriculture: recent studies on mode of action two types of products from alga: growth and nutrition stimulants and stimulants of plant Defence reactions. *Book of abstracts: Biostimulants in modern agriculture*. Warsaw, 16.
- Kalużewicz, A., Gąsecka, M., Spiżewski T. (2017). Influence of biostimulants on phenolic content in broccoli heads directly after harvest and after storage. *Folia Horticulturae*, 29, 2, 221-230.
- Kamiński, E. (2013). Trendy rozwojowe w mechanizacji nawożenia mineralnego i organicznego. W: R. Hołownicki i M. Kuboń (red.), *Współczesna inżynieria rolnicza – osiągnięcia i nowe wyzwania* (t. 2), PTIR Kraków, 55-95.
- Kamiński, E., Roszkowski, A. (2001). Technika Rolnicza XXI wieku. Część VI. Nawożenie mineralne. *Przegląd Techniki Rolniczej i Leśnej*, 10, 2-5.
- Kandil, A. A., Sharief, A. E., Fathalla, F. H. (2013). Onion yield as affected by foliar application with amino and humic acids under nitrogen fertilizer levels. *ESci Journal of Crop Production*, 2, 62-72.
- Kapusta, F. (2012). Rośliny strączkowe źródłem białka dla ludzi i zwierząt. *Engineering Science and Technologies*, 1, 4, 16-32.
- Karolewski, P., Jagodziński, A. M. (2013). Udział węgla w związkach obronnych przed czynnikami biotycznymi u roślin drzewiastych. *Sylwan*, 157, 11, 831-841.
- Karthikeyan, K., Shanmugam, M. (2016). Investigation on potassium rich biostimulant from seaweed on yield and quality of some tropical and sub tropical varieties banana grown under field condition in semi-arid zone. *Journal of Natural Product and Plant Resources*, 6, 3, 6-12.
- Kauffman, G. L. III, Kneival, D. P., Watschke, T. L. (2007). Effects of biostimulant on the heat tolerance associated with photosynthetic capacity, membrane thermostability, and polphenol production of perennial ryegrass. *Crop Science*, 47, 261-267.
- Kęsik, T., Konopiński, M. (1996). *Wpływ zróżnicowanej uprawy przedsięwziętej roli, dawek azotu i dokarmiania dolistnego mocznikiem na plonowanie soi uprawnej*. Materiały z Ogólnopolskiej Konferencji Naukowej „Strączkowe rośliny białkowe” II Soja, Lublin 28 listopada 1996, 170-176.
- Khalilzadeh, R., Tajbakhsh, M., Jalilian, J. (2012). Growth characteristics of mung bean (*Vigna radiate* L.) affected by foliar application of urea and bio-organic fertilizers. *The International Journal of Agriculture and Crop Sciences*, 4, 637-642.

- Khan, A. S., Ahmad, B., Jaskani, M. J., Ahmad, R., Malik, A. U. (2012). Foliar application of mixture of amino acids and seaweed (*Ascophyllum nodosum*) extract improve growth and physicochemical properties of grapes. *International Journal of Agriculture and Biology*, 14, 383-388.
- Khan, W., Rayirath, U. P., Subramanian, S., Jithesh, M. N., Rayorath, P., Hodges, D. M., Critchley, A. T., Craigie, J. S., Norrie, J., Prithiviraj, B. (2009). Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *Journal of Plant Growth Regulation*, 28, 386-399.
- Khosa, S. S., Younis, A., Rayit, A., Yasmeen, S., Riaz, A. (2011). Effect of foliar application of macro and micro nutrients on growth and flowering of *Gerbera jamesonii* L. *American-Eurasian Journal of Agriculture and Environmental Sciences*, 11, 5, 736-757.
- Kierzek, R., Wachowiak, M. (2009). Wpływ nowych typów rozpylaczy na jakość pokrycia roślin ziemniaków cieczą użytkową. *Postępy w Ochronie Roślin*, 49, 3, 1145-1149.
- King, K. W., Torbert, H. A. (2007). Nitrate and ammonium losses from surface-applied organic and inorganic fertilizers. *The Journal of Agricultural Science*, 145, 385-393.
- Klepacka, M. (2002). Analiza żywności. Fundacja Rozwój SGGW, Warszawa.
- Kocira, S., Sujak, A., Kocira, A., Wójtowicz, A., Oniszczyk, A. (2015a). Effect of Fylloton application on photosynthetic activity of Moldavian dragonhead (*Dracocephalum moldavica* L.). *Agriculture and Agricultural Science Procedia*, 7, 108-112.
- Kocira, S., Kocira, A., Szmigielski, M., Piecak, A., Sagan, A., Malaga-Toboła, U. (2015b). Effect of an amino acids - containing biostimulator on common bean crop. *Przemysł Chemiczny*, 94, 10, 1732-1736.
- Kocira, A., Kocira, S., Złotek, U., Kornas, R., Świeca, M. (2015c). Effects of Nano-Gro preparation applications on yield components and antioxidant properties of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Fresenius Environmental Bulletin*, 24, 11b, 4034-4041.
- Kocira, A., Kocira, S., Świeca, M., Złotek, U., Jakubczyk, A., Kapela, K. (2017). Effect of foliar application of a nitrophenolate-based biostimulant on the yield and quality of two bean cultivars. *Scientia Horticulturae*, 214, 76-82.
- Kocira, A., Świeca, M., Kocira, S., Złotek, U., Jakubczyk, A. (2018a). Enhancement of yield, nutritional and nutraceutical properties of two common bean cultivars following the application of seaweed extract (*Ecklonia maxima*). *Saudi Journal of Biological Sciences*. 25, 563-571.
- Kocira, S., Szparaga, A., Kocira, A., Czerwińska, E., Wójtowicz, A., Bronowicka-Mielniczuk, U. (2018b). Modeling biometric traits, yield and nutritional and antioxidant properties of seeds of three soybean cultivars through the application of biostimulant containing seaweed and amino acids. *Frontiers in Plant Science*, 9, 388.
- Kocira, S., Kocira, A., Kornas, R., Koszel, M., Szmigielski, M., Krajewska, M., Szparaga, A., Krzysiak, Z. (2018c). Effects of seaweed extract on yield and protein content of two common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivars. *Legume Research*, 41, 4, 589-593.
- Kocira, S., Szparaga, A., Kocira, A., Czerwińska, E., Depo, K., Erlichowska, B., Deszcz, E. (2018d). Effect of applying a biostimulant containing seaweed and amino acids on the content of fiber fractions in three soybean cultivars. *Legume Research*, DOI: 10.18805/LR-412, in press.
- Koleška, I., Hasanagić, D., Todorović, V., Murtić, S., Klokić, I., Paradiković, N. (2017). Biostimulant prevents yield loss and reduces oxidative damage in tomato plants grown on reduced NPK nutrition. *Journal of Plant Interactions*, 12, 1, 209-216.
- Kolomaznik, K., Pecha, J., Friebrova, V., Janacova, D., Vasek, V. (2012). Diffusion of biostimulators into plant tissues. *Heat Mass Transfer*, 48, 1505-1512.
- Kondo, T., Sawa, S., Kinoshita, A., Mizuno, S., Kakimoto, T., Fukuda, H. (2006). A plant peptide encoded by CLV3 identified by in situ MALDI-TOF MS analysis. *Science*, 313, 845-848.
- Konopka, S., Markowski, P. (2016). Metodyczne aspekty oceny rzetelności wyników badań na przykładzie pomiarów cech geometrycznych nasion fasoli. *Acta Agrophysica.*, 23, 3, 421-432.

- Konopka, S., Jeliński, T., Sadowska, J., Błaszczak, W., Fornal, J., Rybiński, W. (2009). Podstawowe właściwości fizyczne nasion lędzianu siewnego (*Lathyrus sativus* L.). *Acta Agrophysica*, 14, 1, 95-108.
- Koo, A. J. (2018). Metabolism of the plant hormone jasmonate: a sentinel for tissue damage and master regulator of stress response. *Phytochemistry Reviews*, 17, 1, 51-80.
- Koukounararas, A., Tsouvaltzis, P., Siomos, A. S. (2013). Effect of root and foliar application of amino acids on the growth and yield of greenhouse tomato in different fertilization levels. *Journal of Food, Agriculture and Environment*, 11, 644-648.
- Kowalczyk, K., Zielony, T., Gajewski, M. (2008). Effect of aminoplant and asahi on yield and quality of lettuce grown on rockwool. W: *Biostimulators in Modern Agriculture. Vegetable Crops* ed. Dąbrowski Z. T., editor. *Monographs Series* (Warszawa: Wieś Jutra;), 35-43.
- Kowska, J., Golka, W., Ptaszyński, S. (2012). Uwarunkowania legislacyjne dotyczące środków wspomagających uprawę roślin i wymagania techniczne ich aplikacji. *Problemy Inżynierii Rolniczej*, 2, 76, 47-54.
- Kowska, J. (2010). Wykorzystanie substancji naturalnych i biopreparatów w ochronie ekologicznych upraw rolniczych. W: *Wyniki badań z zakresu rolnictwa ekologicznego realizowanych w 2009 r.* (245-252). Warszawa. Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi.
- Kowska, J. (2011). Ochrona roślin uprawianych w systemie ekologicznym ze szczególnym uwzględnieniem poszukiwania metod zastąpienia miedzi jako środka grzybobójczego. W: *Wyniki badań z zakresu rolnictwa ekologicznego w 2010 roku*. Warszawa-Falenty, 195-204.
- Kozak, M., Malarz, W., Serafin-Andrzejewska, M., Kotecki, A. (2008). The effect of sowing rate and Asahi SL biostimulator on soybean growth and yield. W: *Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: Field Crops*, ed Dąbrowski Z. T., editor. Warsaw: Editorial House Wieś Jutra, 77-84.
- Kram, B. B., Woliński, J., Wolińska, J. (2007). Porównanie cech geometrycznych orzeszków z okrywą i bez u gryki formy Red Corolla. *Acta Agrophysica*, 9, 3, 657-664.
- Krysztofiak, A., Pawłowski, T., Rogacki, R., Szczepaniak R., Szulc, T. (2011). Koncepcja technologii doglebowej aplikacji preparatów biologicznych EMTM. *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering*, 56, 3, 224-226.
- Krysztofiak, A., Szczepaniak, J., Szulc, T., Rogacki, R. (2009). Nowa technologia uprawy roli zintegrowana z równoczesną doglebową aplikacją preparatów biologicznych typu EM. Opracowanie szczegółowych założeń nowej technologii uprawy gleby z równoczesną doglebową aplikacją preparatu. Prace Przemysłowego Instytutu Maszyn Rolniczych.
- Kuczewski, J., Waszkiewicz, C. (2007). Mechanizacja rolnictwa. maszyny i urządzenia do produkcji roślinnej i zwierzęcej. SGGW, Warszawa.
- Kuisma, P. (1989). The effect of foliar application of seaweed extract on potato. *Agricultural Science in Finland*, 61, 371-377.
- Kumar, G., Sahoo, D. (2011). Effect of seaweed liquid extract on growth and yield of *Triticum aestivum* var. Pusa Gold. *Journal of Applied Phycology*, 23, 251-255.
- Kumar, N. A., Vanlalazarova, B., Sridhar, S., Baluswami, M. (2012). Effect of liquid seaweed fertilizer of *Sargassum wightii* Grev. on the growth and biochemical content of green gram (*Vigna radiata* (L.) R. Wilczek). *Recent Research in Science and Technology*, 4, 40-45.
- Kunicki, E., Grabowska, A., Sekara, A., Wojciechowska, R. (2010). The effect of cultivar type, time of cultivation, and biostimulant treatment on the yield of spinach (*Spinacia oleracea* L.). *Folia Horticulturae*, 22, 9-13.
- Kuwada, K., Wamocho, L. S., Utamura, M., Matsushita, I., Ishii, T. (2006). Effect of red and green algal extracts on hyphal growth of arbuscular mycorrhizal fungi, and on mycorrhizal development and growth of papaya and passionfruit. *Agronomy Journal*, 98, 1340-1344.
- Kuźniar, P., Jarecki, W., Bobrecka-Jamro, D. (2013). Właściwości mechaniczne nasion wybranych roślin strączkowych a ich masa i grubość. *Inżynieria Rolnicza*, 4, 147, 171-177.

- Kyriacou, M.C., Roupael, Y. (2018). Towards a new definition of quality for fresh fruits and vegetables. *Scientia Horticulturae*, 234, 463-469.
- Lamaison, J. L. C., Carnet, A. (1990). Teneurs en principaux flavonoids des fleurs de *Crataegus monogyna* Jacq et de *Crataegus laevigata* (Poiret, D. C) en fonction de la vegetation. *Pharmaceutica Acta Helveticae*, 65, 315-320.
- Liakas, V., Malinauskas, D., Šiuliauskas, A. (2006). Žeminių rapsų pasėlio tankumo įtaka jų augalų produktyvumui ir derliui. *Žemės ūkio mokslai*, 2, 18-23.
- Liang, X. W., Zhang, L., Natarajan, S. K., Beckker, D. F. (2013). Proline mechanisms of stress survival. *Antioxidant Redox Signaling*, 19, 998-1011.
- Liebman, M., Davis, A. S. (2000). Integration of soil, crop and weed management in low-external-input farming systems. *Weed Research*, 40, 27-47.
- Lisiecka, J., Knaflowski, M., Spizewski, T., Fraszczak, B., Kaluzewicz, A., Krzesinski, W. (2011). The effect of animal protein hydrolysate on quantity and quality of strawberry daughter plants cv. 'Elsanta'. *Hortorum Cultus - Acta Scientiarum Polonorum*, 10, 31-40.
- Liu, X. Q., Ko, K. Y., Kim, S.H., Lee, K. S. (2008). Effect of amino acid fertilization on nitrate assimilation of leafy radish and soil chemical properties in high nitrate soil. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 39, 269-281.
- Lola-Luz, T., Hennequart, F., Gaffney, M. (2013). Enhancement of phenolic and flavonoid compounds in cabbage (*Brassica oleraceae*) following application of commercial seaweed extracts of the brown seaweed (*Ascophyllum nodosum*). *Agricultural and Food Science*, 22, 2, 288-295.
- Lola-Luz, T., Hennequart, F., Gaffney, M. (2014). Effect on yield total phenolic, total flavonoid and total isothiocyanate content of two broccoli cultivars (*Brassica oleraceae* var *italica*) following the application of a commercial brown seaweed extract (*Ascophyllum nodosum*). *Agricultural and Food Science*, 234, 28-37.
- López Mosquera, M. E., Pazos, P. (1997). Effect of seaweed on potato yield and soil chemistry. *Biological Agriculture and Horticulture*, 14, 199 - 205.
- Lucini, L., Roupael, Y., Cardarelli, M., Canaguier, R., Kumar, P., Colla, G. (2015). The effect of a plant-derived protein hydrolysate on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions. *Scientia Horticulturae*, 182, 124-133.
- Łabuda, H., Baran, A., Papliński, R. (2006). Kwitnienie i zawiązywanie strąków siedmiu odmian fasoli szparagowej (*Phaseolus vulgaris* L.) w zróżnicowanych warunkach uprawy. *Acta Agrobotanica*, 59, 1, 439-446.
- Łączyński, A., Dubieniecka, H., Dziubiński, K., Kupidura, A., Milewski, T., Miziolek D., Pacuska, R., Rafa, W., Ruszkowska, Z., Niszczota S. (2018). Wyniki produkcji roślinnej w 2017 r. *Główny Urząd Statystyczny Warszawa 2018*. Zakład Wydawnictw Statystycznych, Warszawa.
- Łuczycza, D., Szewczyk, A., Cieniawska, B. (2013). Dominująca tematyka badawcza z zakresu techniki ochrony roślin. *Inżynieria Rolnicza*, 3, 146, 243-253.
- Łuczycza, D., Szewczyk, A., Cieniawska B. (2014). Nierównomierność pokrycia opryskiwanych obiektów wybranymi rozpylaczami jedno- i dwustrumieniowymi. *Inżynieria Rolnicza*, 1, 149, 101-110.
- Maciejewski, T., Szukała, J., Jarosz, A. (2007). Influence of biostimulator Asahi SL i Atonik SL on qualitative tubers of potatoes. *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering*, 52, 3, 109-112.
- Magyla, A., Brazauskienė, I. (1999). Žeminių rapsų sėjomainoje. *Žemdirbystė-Agriculture*, 68, 74- 88.
- Maini, P. (2006). The experience of the first biostimulant, based on amino acids and peptides: a short retrospective review on the laboratory researches and the practical results. *Fertilitas Agrorum*, 1, 29-43.
- Majeed, A. (2018). Application of Agrochemicals in Agriculture: Benefits, Risks and Responsibility of Stakeholders. *Journal of Food Science and Toxicology*, 2, 1-3.

- Malarz, W., Kozak, M., Kotecki, A. (2008).** The use of Asahi SL biostimulator in spring rape growing. W: Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: Field Crops, ed Dąbrowski Z. T., editor. (Warsaw: Editorial House Wieś Jutra), 25-32.
- Mancuso, S., Azzarello, E., Mugnai, S., Briand, X. (2006).** Marine bioactive substances (IPA extract) improve foliar iron uptake and water tolerance in potted *Vitis vinifera* plants. *Advances in Horticultural Science*, 20, 156-161.
- Mańkowski, S., Mieszkalski, L., Choszcz, D., Konopka, S. (2014).** Wyniki pomiarów grubości okrywy nasiennej łubinów w aspekcie określenia jej nierównomierności. *Motrol. Commission Of Motorization And Energetics In Agriculture*, 16, 1, 83-88.
- Marsh, L. , Davis, D. W. , Li, P. H. (1983).** Inheritance of heat tolerance in beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Hort Science*, 18, 601.
- Matsumiya, Y., Kubo, M. (2011).** Soybean peptide: novel plant growth promoting peptide from soybean. W: El-Shemy, H. (Ed.), Soybean and Nutrition. In TechEurope Publisher, Rijeka, 215-230.
- Matyjaszczyk, E. (2015).** The introduction of biostimulants on the Polish market. The present situation and legal requirements. *Przemysł Chemiczny*, 10, 1841-1844.
- Matysiak, K. (2005).** Kelpak - a natural regulator of plant growth and development. *Selected Ecological Issues in Modern Agriculture*, 375, 188-193.
- Matysiak, K., Adamczewski, K., Kaczmarek, S. (2011).** Wpływ biostymulatora Asahi SL na plonowanie i wybrane cechy ilościowe i jakościowe niektórych roślin rolniczych uprawianych w warunkach Wielkopolski. *Progress in Plant Protection*, 51 (4), 1849-1857.
- Matysiak, K., Kaczmarek, S., (2008).** Potential advantages of Kelpak bioregulator applied to some field crops. W: Dąbrowski Z. T. (eds) Biostimulators in modern agriculture. Fields crop. Editorial House Wieś Jutra, Warszawa, 99-106.
- Merta-Staszczak, A., Zwyrzykowska, A., Kupczyński, R. (2017).** Agrochemikalia w polskim rolnictwie w latach 1945-2010. *Przemysł Chemiczny*, 96, 2, 290- 294.
- Metting, B., Zimmerman, W. J., Crouch, J., van Staden, J. (1990).** Agronomic uses of seaweed and microalgae. W: Akatsuka, I. (ed.) Introduction to Applied Phycology. SPB Academic Publishing, The Hague, the Netherlands, 269-627.
- Michalak, I., Dmytryk, A., Schroeder, G., Chojnacka, K. (2017).** The application of homogenate and filtrate from baltic seaweeds in seedling growth tests. *Applied Sciences*, 7, 3, 230.
- Mikiciuk, M., Dobromilska, R. (2014).** Assessment of yield and physiological indices of small-sized tomato cv. 'Bianka F1' under the influence of biostimulators of marine algae origin. *Acta Scientiarum Polonorum*, 13, 31-41.
- Miller, A. J., Fan, X. R., Shen, Q. R., Smith, S. J. (2008).** Amino acids and nitrate as signals for the regulation of nitrogen acquisition. *Journal of Experimental Botany*, 59, 111-119.
- Mitran, T., Swaroop Meena, R., Lal, R., Layek, J., Kumar, S., Datta, R. (2018).** Role of soil phosphorus on legume production. W: Legumes for Soil Health and Sustainable Management. (Editors: Swaroop, R., Das, A., Singh, G., Yadav, R., Lal, R.) Springer, Singapore 487-510.
- Moe, L. A. (2013).** Amino acids in the rhizosphere: from plants to microbes. *American Journal of Botany*, 100, 1692-1705.
- Mohsenin, N. N. (1986).** Physical properties of plant and animal materials. Gordon and Breach Science Public, New York.
- Möller, M., Smith, M. L. (1998).** The significance of the mineral component of seaweed suspensions on lettuce (*Lactuca sativa* L.) seedling growth. *Journal of Plant Physiology*, 153, 5-6, 658-63.
- Möller, M., Smith, M. L. (1999).** The effects of priming treatments using seaweed suspensions on the water sensitivity of barley (*Hordeum vulgare* L.) caryopses. *Annals of Applied Biology*, 135, 515-521.

- Mölmann, J. A. B., Steindal, A. L. H., Bengtsson, G. B., Seljåsen, R., Lea, P., Skaret, J. (2015). Effects of temperature and photoperiod on sensory quality and contents of glucosinolates, flavonols and vitamin C in broccoli florets. *Food Chemistry*, 172, 47-55.
- Monterosso, V. A., Wien, H. C. (1990). Flower and pod abscission due to heat stress in beans. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 115, 631-634.
- Morales-Paya, J. P., Stall, W. M. (2003). Papaya (*Carica papaya*) response to foliar treatments with organic complexes of peptides and amino acids. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 116, 30-32.
- Mugnai, S., Azzarello, E., Pandolfi, C., Salamagne, S., Briand, X., Mancuso, S. (2008). Enhancement of ammonium and potassium root influxes by the application of marine bioactive substances positively affects *Vitis vinifera* plant growth. *Journal of Applied Phycology*, 20, 177-182.
- Mystkowska, I. (2017). Wpływ zróżnicowanej techniki odchwaszczania i stosowania biostymulatorów na efektywność ekonomiczną uprawy ziemniaków jadalnych. *Roczniki Naukowe Stowarzyszenia Rolnictwa i Agrobiznesu*, 19, 6, 190-193.
- Nacry, P., Bouguignon, E., Gojon, A. (2013). Nitrogen acquisition by roots: physiological and developmental mechanisms ensuring plant adaptation to a fluctuating resource. *Plant Soil*, 370, 1-29.
- Nardi, S., Carletti, P., Ertani, A., Pizzeghello, D. (2006). Knowledge and evaluation of plant growth stimulants. *Inform Agrario*, 45, 41-44.
- Nardi, S., Carletti, P., Pizzeghello, D., Muscolo, A. (2009). Biological activities of humic substances. W: Senesi, N., Xing, B., Huang, P. M. (red), *Biophysico-chemical processes involving natural nonliving organic matter in environmental systems* (t. 2, s. 305 - 340). Hoboken, NJ: Wiley.
- Nardi, S., Pizzeghello, D., Schiavon, M., Ertani, A. (2016). Plant biostimulants: physiological responses induced by protein hydrolyzed-based products and humic substances in plant metabolism. *Scientia Agricola*, 73, 1, 18-23.
- Nawrot, J., Hurej, M.; Dąbrowski, Z., Olszak, R. (2010). Perspektywy rozwoju ochrony roślin przed szkodnikami w Polsce. *Progress in Plant Protection*, 50, 4, 1614-1622.
- Niemirówicz-Szczyt, K. (1993). Hodowla roślin warzywnych. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, Polska.
- Norrie, J., Keathley, J. P. (2006). Benefits of *Ascomyces nodosum* marine-plant extract applications to 'Thompson seedless' grape production. *Acta Horticulturae*, 727, 243-247.
- Nowak, J., Przywara, A., Przysupka, W. (2013). Postęp w konstrukcji odśrodkowych zespołów wysiewających rozsiewaczy tarczowych. *Technika Rolnicza Ogrodnicza Leśna*, 1, 16-17.
- Nunez-Barrios, A. (1991). Effects of soil water deficits on dry beans (*Phaseolus vulgaris* L.) at different growing stages. Ph.D. Thesis, Michigan State University.
- Oaks, A., Aslam, M., Boesel, I. (1977). Ammonium and amino acids as regulators of nitrate reductase in corn roots. *Plant Physiology*, 59, 391-394.
- Oboh, G., Puntel, R. L., Rocha, J. B. T. (2007). Hot pepper (*Capsicum annuum*, Tepin and *Capsicum chinense*, Habanero) prevents Fe²⁺-induced lipid peroxidation in brain-in vitro. *Food Chemistry*, 102, 178-185.
- Ochoa-Velasco, C. E., Valadez-Blanco, R., Salas-Coronado, R., Sustaita-Rivera, F., Hernández-Carlos, B., García-Ortega, S. (2016). Effect of nitrogen fertilization and *Bacillus licheniformis* biofertilizer addition on the antioxidants compounds and antioxidant activity of greenhouse cultivated tomato fruits (*Solanum lycopersicum* L. var. Sheva). *Scientia Horticulturae*, 201, 338-345.
- Ohtake, N., S., Ruamrungsri, S., Ito, K., Sueyoshi, T., Ohya, P., Apavatjrit, P. (2006). Effect of nitrogen supply on nitrogen and carbohydrate constituent accumulation in rhizomes and storage roots of *Curcuma alismatifolia* gagep. *Soil Science and Plant Nutrition*, 52, 711-716.
- Ordog, V., Stirk, W. A., van Staden, J., Novak, O., Strand, M. (2004). Endogenous cytokinins in the three genera of microalgae from the Chlorophyta. *Journal of Phycology*, 40, 88-95.
- Özkan, H. E. (2008). Technological solution to problems associated with application of pesticides. *Journal Of Agricultural Machines Sciences*, 4, 2, 193-198.

- Pantelidis, G. E., Vasilakakis, M., Manganaris, G. A., Diamantidis, G. R. (2007). Antioxidant capacity, phenol, anthocyanin and ascorbic acid contents in raspberries, blackberries, red currants, gooseberries and cornelian cherries. *Food Chemistry*, 102, 777-783.
- Paradikovic, N., Vinkovic, T., Vrcek, I. V., Zuntar, I., Bojic, M., Medic-Saric, M. (2011). Effect of natural biostimulants on yield and nutritional quality: an example of sweet yellow pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91, 2146-2152.
- Parafiniuk, S. (2013). *Konwersja wyników badań pojedynczych rozpylaczy do identyfikacji pracy belki polowej opryskiwacza*. Lipopolis, Lublin.
- Parafiniuk, S., Sawa, J. (2006). Próba oceny skuteczności nawożenia dolistnego przy zastosowaniu rozpylaczy standardowych i antydryfowych. *Materiały z VI Konferencji nt. Racjonalna technika ochrony roślin*, Skierniewice, 4-5, 10, 101-107.
- Parafiniuk, S., Sawa, J., Andrejko, D., Ślaska-Grzywna, B. (2009). Wpływ techniki opryskiwania w nawożeniu dolistnym na wielkość plonu i siły ściskania ziarna pszenicy. *Inżynieria Rolnicza*, 2, 111, 147-152.
- Parpinello, G. P., Versari, A., Chinnici, F., Galassi, S. (2009). Relationships among sensory descriptors, consumer preference and color parameters of Italian Novello red wines. *Food Research International*, 42, 1389-1395.
- Parrado, J., Bautista, J., Romero, E. F. (2008). Production of a carob enzymatic extract: Potential use as a biofertilizer. *Bioresource Technology*, 99, 2312-2318.
- Parrado, J., Escudero-Gilete, M. L., Friaza, V., Garcia-Martinez, A., González-Miret, M. L., Bautista, J. D., Heredia, F. J. (2007). Enzymatic vegetable extract with bioactive components: influence of fertilizer on the colour and anthocyanins of red grapes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 87, 2310-2318.
- Paulsen, M. R. (1978). Fracture resistance of soybeans to compressive loading. *Transaction of the ASAE*, 1210-1216.
- Pecha, J., Furst, T., Kolomaznik, K., Friebrova, V., Svoboda, P. (2012). Protein biostimulant foliar uptake modeling: the impact of climatic conditions. *AIChE Journal*, 58, 2010-2019.
- Persson, J., Högborg, P., Ekblad, A., Högborg, M. N., Nordgren, A., Näsholm, T. (2003). Nitrogen acquisition from inorganic and organic sources by boreal forest plants in the field. *Oecologia*, 137, 252-257.
- Pet, E., Pet, I., Dragomir, N., Dragomir, C. (2008). Researches concerning the economic efficiency achieved successive to the application of biologically-active products in smooth brome crop. *Lucrări stiințifice Zootehnie și Biotehnologii*, 41, 1, 347-351.
- Petrozza, A., Summerer, S., Di Tommaso, G., Di Tommaso, D., Piaggese, A. (2013a). Evaluation of the effect of Radifarmw treatment on the morpho-physiological characteristics of root systems via image analysis. *Acta Horticulturae*, 1009, 149-153.
- Petrozza, A., Summerer, S., Di Tommaso, G., Di Tommaso, D., Piaggese, A. (2013b). An evaluation of tomato plant root development and morpho-physiological response treated with VIVA by image analysis. *Acta Horticulturae*, 1009, 155-159.
- Piesiewicz, H., Bartnikowska, E. (1997). Zboże i jego przetwory - kopalnia składników włókna pokarmowego. *Przegląd Piekarski i Cukierniczy*, 5, 3-6.
- Pinton, R., Cesco, S., Iacoletti, G., Astolfi, S., Varanini, Z. (1999). Modulation of NO₃ - uptake by water-extractable humic substances: involvement of root plasma membrane H⁺ ATPase. *Plant Soil*, 215, 155-161.
- Piowar, P. (2012). Postęp w dziedzinie chemicznej ochrony roślin w Polsce i jego determinanty. *Zeszyty Naukowe SGGW w Warszawie*, 27, 1, 138-147.
- Poorter, L., van de Plassche, M., Willems, S., Boot, R. G. A. (2004). Leaf traits and herbivory rates of tropical tree species differing in successional status. *Plant Biology*, 6, 746-754.
- Posmyk, M. M., Szafrńska, K. (2016). Biostimulators - a new trend towards solving an old problem. *Frontiers in Plant Science*, 7, 748, 1-6.

- Prusiński, J. (2006).** Plonowanie fasoli zwykłej (*Phaseolus vulgaris* L.) w zależności od intensywności technologii uprawy Cz. I. Wysokość i jakość plonu nasion oraz ich agrotechniczne uwarunkowania. *Acta Scientiarum Polonorum, Agricultura*, 5, 2, 65-76.
- Pruszyński, S. (2010).** Stan obecny i przewidywane kierunki zmian w ochronie roślin do 2020 roku. *Studia i raporty IUNG - PIB*. Puławy, 14, 207-242.
- Przybysz, A., Gawrońska, H., Gajc-Wolska, J. (2014).** Biological mode of action of a nitrophenolates-based biostimulant: case study. *Frontiers in Plant Science*, 5, 713.
- Przystupa, W. J. (2013).** Analiza wysiewu nawozów mineralnych rozsiewaczami odśrodkowymi. Towarzystwo Wydawnictw Naukowych Libropolis, Lublin.
- Przywara, A., Nowak, J. (2009).** Postęp techniczny rozsiewaczy dwutarczowych i ich efektywność nawożenia w rolnictwie precyzyjnym. *Technika Rolnicza Ogrodnicza Leśna*, 2, 9-12.
- Pulido, R., Bravo, L., Saura-Calixto, F. (2000).** Antioxidant activity of dietary polyphenols as determined by a modified ferric reducing/antioxidant power assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48, 3396-3402.
- Rafiee, H., Naghdi Badi, H., Mehrafarin, A., Qaderi, A., Zarinpanjeh, N., Sekara, A., Zand, E. (2016).** Application of Plant Biostimulants as New Approach to Improve the Biological Responses of Medicinal Plants- A Critical Review. *Journal of Medicinal Plants*, 15, 59, 6-39.
- Raghavendra, V. B., Lokesh, S., Govindappa, M., Vasanth, K. T. (2007).** Dravya as an organic agent for the management of seed-borne fungi of sorghum and its role in the induction of defense enzymes. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 89, 190-197.
- Raina, K., Rajamanickam, S., Deep, G., Singh, M., Agarwal, R., Agarwal, C. (2008).** Chemopreventive effects of oral gallic acid feeding on tumor growth and progression in TRAMP mice. *Molecular Cancer Therapeutics*, 7, 1258-1267.
- Raj, T., Nishanthi, P., Hane Graff, K., Ann Suji, H. (2018).** Seaweed extract as a biostimulant and a pathogen controlling agent in plants. *International Journal Of Tropical Agriculture*, 36, 3, 563-580.
- Rathore, S. S., Chaudhary, D. R., Boricha, G. N., Ghosh, A., Bhatt, B. P., Zodape, S. T., Patolia, J. S. (2009).** Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (*Glycine max*) under rainfed conditions. *South African Journal of Botany*, 75, 351-355.
- Rayirath, P., Benkel, B., Hodges, D. M., Allan-Wojtas, P., MacKinnon, S., Critchley, A., Prithiviraj, B. (2009).** Lipophilic components of the brown seaweed, *Ascophyllum nodosum*, enhance freezing tolerance in *Arabidopsis thaliana*. *Planta*, 230, 135-147.
- Rayorath, P., Narayanan, J. M., Farid, A., Khan, W., Palanisamy, R., Hankins, S., Critchley, A. T., Prithiviraj, B. (2008).** Rapid bioassays to evaluate the plant growth promoting activity of *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jol. using a model plant, *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh. *Journal of Applied Phycology*, 20, 423-429.
- Reitz, S. R., Trumble, J. T. (1996).** Effects of cytokinin containing seaweed extract on *Phaseolus lunatus* L., influence of nutrient availability and apex removal. *Botanica Marina*, 39, 33-38.
- Rengel, Z., Graham, R. D., Fedler, J. F. (1994).** Time-course of biosynthesis of phenolics and lignin in roots of wheat genotypes differing in manganese efficiency and resistance to take-all fungus. *Annals of Botany*, 74, 471-477.
- Rouphael, Y., Colla, G., Giordano, M., El-Nakhel, C., Kyriacou, M.C., De Pascale, S. (2017a).** Foliar applications of a legume-derived protein hydrolysate elicit dose-dependent increases of growth, leaf mineral composition, yield and fruit quality in two greenhouse tomato cultivars. *Scientia Horticulturae*, 226, 353-360.
- Rouphael, Y., De Micco, V., Arena, C., Raimondi, G., Colla, G., De Pascale, S. (2017b).** Effect of *Ecklonia maxima* seaweed extract on yield, mineral composition, gas exchange and leaf anatomy of zucchini squash grown under saline conditions. *Journal of Applied Phycology*, 29, 459-470.

- Rouphael, Y., Cardarelli, M., Bonini, P., Colla, G. (2017c). Synergistic action of a microbial-based biostimulant and a plant derived-protein hydrolysate enhances lettuce tolerance to alkalinity and salinity. *Frontiers in Plant Science*, 8, 131.
- Rouphael, Y., Spichal, L., Panzarová, K., Casa, R., Colla, G. (2018a). High-throughput plant phenotyping for developing novel biostimulants: From lab to field or from field to lab? *Frontiers in Plant Science*, 9, 1197.
- Rouphael, Y., Giordano, M., Cardarelli, M., Cozzolino, E., Mori, M., Kyriacou, M.C., Bonini, P., Colla, G. (2018b) Plant- and seaweed-based extracts increase yield but differentially modulate nutritional quality of greenhouse spinach through biostimulant action. *Agronomy-Basel*, 8, 7, 1-15.
- Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1107/2009 z dnia 21 października 2009 r. dotyczące wprowadzenia do obrotu środków ochrony roślin i uchylenia dyrektywy Rady 79/117/EWG 91/414/EWG (Dz. U. L 309 z 24.11.2009. str. 1-50) -art. 55.
- Rozporządzenie Wykonawcze Komisji (UE) NR 354/2014 z dnia 8 kwietnia 2014 r. w sprawie zmiany i sprostowania rozporządzenia (WE) nr 889/2008 ustanawiającego szczegółowe zasady wdrażania rozporządzenia Rady (WE) nr 834/2007 w sprawie produkcji ekologicznej i znakowania produktów ekologicznych w odniesieniu do produkcji ekologicznej, znakowania i kontroli.
- Ruamrungsri, S., Apavatjirut, P. (2003). Effect of nutrient deficiency on growth and development of *Curcuma alismatifolia* gagnep. W: P. Chantaranonthai (red), *Proceedings of the Third Symposium on Family Zingiberaceae* (98-104) Khon Kaen, Thailand: Applied Taxonomic Research Center, Khon Kaen University.
- Sadak, M. S. H., Abdelhamid, M. T., Schmidhalter, U. (2014). Effect of foliar application of amino acids on plant yield and some physiological parameters in bean plants irrigated with seawater. *Acta Biológica Colombiana*, 20, 141-152.
- Sadowska, U., Żabiński, A. (2009). Niektóre właściwości fizyczne ziarniaków jęczmienia nagoziarnistego uprawianego w mieszance z soczewicą jadalną. *Inżynieria Rolnicza*, 6, 115, 229-236.
- Sanchez, L., Diez, J.A., Vallejo, A., Cartagena, M. C. (2001). Denitrification losses from irrigated crops in central Spain. *Soil Biology and Biochemistry*, 33, 1201-1209.
- Santoso, D., Gunawan, A., Budiani, A., Sari, D A., Priyono, D. (2018). Plant biostimulant to improve crops productivity and planters profit. *Earth and Environmental Science*, 183, 012- 017.
- Schachtman, D. P., Reid, R.J., Ayling, S. M. (1998). Phosphorus uptake by plants: from soil to cell. *Plant Physiology*, 116, 447-453.
- Shan, B., Xie, J. H., Zhu, J. H., Peng, Y. (2012). Ethanol modified supercritical carbon dioxide extraction of flavonoids from *Momordica charantia* L. and its antioxidant activity. *Food and Bioprocess Processing*, 90, 3, 579-587.
- Schiavon, M., Ertani, A., Nardi, S. (2008). Effects of an alfalfa protein hydrolysate on the gene expression and activity of enzymes of the tricarboxylic acid (TCA) cycle and nitrogen metabolism in *Zea mays* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56, 11800-11808.
- Schiavon, M., Pizzeghello, D., Muscolo, A., Vaccoro, S., Francioso, O., Nardi, S. (2010). High molecular size humic substances enhance phytylpropanoid metabolism in maize (*Zea mays* L.). *Journal of Chemical Ecology*, 36, 662-669.
- Shafeek, M. R., Hafez, M. M., Mahmoud, A. R., Ali, A. H. (2014). Comparative effect on N-fixing bacterial with foliar application of amino acid mixed on growth and yield of pea plants (*Pisum sativum* L.). *Middle-East Journal of Applied Sciences*, 4, 755-761.
- Shah, M. T., Zodape, S. T., Chaudhary, D. R., Eswaran, K., Chikara, J. (2013). Seaweed sap as an alternative to liquid fertilizer for yield and quality improvement of wheat. *Journal of Plant Nutrition*, 36, 192-200.
- Sharif, M., Khattak, R. A., Sarir, M. S. (2002). Effect of different levels of lignitic coal derived humic acid on growth of maize plants. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 33, 3567-3580.

- Sharma, H. S., Fleming, C., Selby, C., Rao, J. R., Martin, T. (2014).** Plant biostimulants: a review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce abiotic and biotic stresses. *Journal of Applied Phycology*, 26, 465-490.
- Sharma, S. S., Dietz, K. J. (2006).** The significance of amino acids and amino acid-derived molecules in plant responses and adaptation to heavy metal stress. *Journal of Experimental Botany*, 57, 711-726.
- Shehata, S. A., Abdel-Azam, H. S., El-Yazied, A. A., El-Gizawy, A. M. (2011).** Effect of foliar spraying with amino acids and seaweed extract on growth chemical constituents, yield and its quality of celeriac plant. *European Journal Science and Research*, 58, 257-265.
- Shonnard, G. C., Gepts, P. (1994).** Genetics of heat tolerance during reproductive development in common bean. *Crop Science*, 34, 1168-1175.
- Sidhu, V., Nandwani, D., Wang, L., Wu, Y. (2017).** A study on organic tomatoes: Effect of a biostimulator on phytochemical and antioxidant activities. *Journal Food Quality*, 2017, 1-8.
- Silva, R. A., Santos, J., Oliveira, L. S., Soares, M. R. S., Santos, S. M. S. (2016).** Biostimulants on mineral nutrition and fiber quality of cotton crop. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 20, 12, 1062-1066.
- Singleton, V., Rossi, J. (1965).** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16, 144-158.
- Sivasankari, S., Venkatesalu, V., Anantharaj, M., Chandrasekaran, M. (2006).** Effect of seaweed extracts on the growth and biochemical constituents of *Vigna sinensis*. *Bioresources Technology*, 97, 1745-1751.
- Sivritepe, N., Sivritepe, H. Ö., Türkan, I., Bor, M., Özdemir, F. (2008).** NaCl pre-treatments mediate salt adaptation in melon plants through antioxidative system. *Seed Science and Technology*, 36, 2, 360-370.
- Soares, L. H., Dourado-Neto, D., Fagan, E. B., Teixeira, W. F., Reis, M. R., Reichardt, K. (2016).** Soybean seed treatment with micronutrients, hormones and amino acids on physiological characteristics of plants. *African Journal of Agricultural Research*, 11, 3314-3319.
- Soldal, T., Nissen, P. (1978).** Multiphasic uptake of amino acids by barley roots. *Physiologia Plantarum*, 43, 181-188.
- Sosnowski, S. (1991).** Determining of the influence of the direction of loading forces on mechanical damage of bean seeds. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 389, 176-183.
- Sosnowski, S.; Kuźniar, P. (1999).** Effect of dynamic loading on the quality of soybean. *International Agrophysics*, 13, 125-132.
- Sosnowski, S. (2006).** Przyczyny powstawania uszkodzeń mechanicznych nasion fasoli podczas zbioru. *Acta Agrophysica Rozprawy i Monografie*, 130, 1, 1- 64.
- Spiekers, H., Pothast, V. (2004).** Erfolgreiche milchviehfütterung. DLG-Verlag.
- Spinelli, F., Fiori, G., Noferini, M., Sprocatti, M., Costa, G. (2010).** A novel type of seaweed extract as a natural alternative to the use of iron chelates in strawberry production. *Scientia Horticulturae*, 125, 263-269.
- Stevens, M. T., Lindroth, R. L. (2005).** Induced resistance in the interminate growth of aspen (*Populus tremuloides*). *Oecologia*, 145, 298-306.
- Stirk, W. A., van Staden, J. (2006).** Seaweed products as biostimulants in agriculture. W: Critchley, A. T. , Ohno, M., Largo, D. B. (eds) *World Seaweed Resources [DVD-ROM]: ETI Information Services Ltd, Univ. Amsterdam*. ISBN: 90 75000 80-4.
- Stirk, W. A., van Staden, J. (1997).** Isolation and identification of cytokinins in a new commercial seaweed product made from *Fucus serratus* L. *Journal of Applied Phycology*, 9, 327-330.
- Strona, I. G. (1977).** Uszkodzenia nasion, przyczyny i zapobieganie. PWRiL, Warszawa.
- Subramanian, S., Sangha, J. S., Gray, B. A., Singh, R. P., Hiltz, D., Critchley, A. T., Prithiviraj, B. (2011).** Extracts of the marine brown macroalga, *Ascophyllum nodosum*, induce jasmonic acid

- dependent systemic resistance in *Arabidopsis thaliana* against *Pseudomonas syringae* pv. *Tomato* DC3000 and *Sclerotinia sclerotiorum*. *European Journal of Plant Pathology*, 131, 237-248.
- Sujatha, K., Vijayalakshmi, V. (2013).** Foliar application of *Caulerpa racemosa* seaweed extract as biostimulant for enhancement of growth and yield of blackgram (*Vigna mungo* L.). *IJOART*, 2, 216-230.
- Sulek, A., Cacak-Pietrzak, G., Ceglińska, A. (2004).** Wpływ różnych sposobów aplikacji azotu na plon, elementy jego struktury oraz wybrane cechy jakościowe ziarna odmian pszenicy jarej. Konferencja naukowa: Agrotechnika w kształtowaniu środowiska i jakości żywności. Lublin, 27-28 września 2004 r.
- Swietlik, D., Faust, M. (1984).** Foliar nutrition of fruit crops. *Horticultural Reviews*, 6, 287-355.
- Szafrirska, A., Kaniszewski, S. (2014).** Instrukcja uprawy fasoli zwykłej (*Phaseolus vulgaris* L.) na nasiona w warunkach ekologicznych. Instytut Ogrodnictwa, Skierniewice.
- Szczepanek, M., Grzybowski, K. (2016).** Yield and Macronutrient Accumulation in Grain of Spring Wheat (*Triticum aestivum* ssp. *vulgare* L.) as Affected by Biostimulant Application. *Advances in Crop Science and Technology*, 4, 228, 1-4.
- Szewczyk, A. (2009).** Wpływ zmiany parametrów ustawieniaozpyłonej strugi na opad cieczy pod wybranym rozpylaczem płaskostrumieniowym. *Inżynieria Rolnicza*, 5, 114, 267-274.
- Szewczyk, A. (2010a).** Wpływ ustawienia wybranych rozpylaczy na stopień pokrycia opryskiwanych powierzchni. *Inżynieria Rolnicza*, 2, 120, 201-207.
- Szewczyk, A. (2010b).** Analiza ustawienia, parametrów i warunków pracy rozpylacza w aspekcie jakości opryskiwania upraw polowych. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Wrocław.
- Szewczyk, A., Łuczyska, D., Cieniawska, B., Rojek, G. (2012).** Porównanie stopnia pokrycia obiektów opryskiwanych wybranymi rozpylaczami eżektorowymi- jedno i dwustrumieniowym. *Inżynieria Rolnicza*, 2, 136, 325-334.
- Szparaga, A., Czerwińska, E., Tomkiewicz, D., Wilk, L. (2017).** Assessment of plant germination intensity with the use of automated system with computer vision method. *Agricultural Engineering*, 21, 4, 83-91.
- Szparaga, A., Kocira, S., Kocira, A., Czerwińska, E., Świeca, M., Lorencowicz, E., Kornas, R., Koszel, M., Oniszcuk, T. (2018).** Modification of growth, yield, and the nutraceutical and antioxidant potential of soybean through the use of synthetic biostimulants. *Frontiers in Plant Science*, doi: 10.3389/fpls.2018.01401. in press.
- Sztuder, H., Kaus, A. (2007).** Koszty różnych sposobów aplikacji nawozów w uprawie pszenicy ozimej. *Inżynieria Rolnicza*, 3, 91, 173-178.
- Szwejkowski, Z., Dragańska, E., Suchecki, S. (2008).** Prognoza wpływu spodziewanego globalnego ocieplenia w roku 2050 na plonowanie roślin uprawnych w Polsce północno-wschodniej. *Acta Agrophysica*, 12, 3, 791-800.
- Szyrmer, J., Dembińska, J., Wawer, A., (1992).** Przebieg wegetacji i zmienność cech użytkowych odmian i form *Phaseolus vulgaris* L. *Biuletyn IHAR*, 180, 229-239.
- Ślaska-Grzywna, B., Andrejko, D., Parafiniuk, S., Sawa J. (2009).** Zmiany wartości siły cięcia ziaren pszenicy a technika nawożenia dolistnego. *Inżynieria Rolnicza*, 2, 111, 177-182.
- Świeca, M., Gawlik-Dziki, U., Kowalczyk, D., Złotek, U. (2012).** Impact of germination time and type of illumination on the antioxidant compounds and antioxidant capacity of *Lens culinaris* sprouts. *Scientia Horticulturae*, 140, 87-95.
- Świechowski, W., Doruchowski, G., Godyń, A., Holownicki R. (2014).** Wpływ dawki cieczy, rodzaju ozpylacza oraz fazy fenologicznej na jakość zabiegu ochrony w sadzie. *Inżynieria Rolnicza*, 1, 149, 229-237.
- Świetlikowska, K. (2006).** *Surowce spożywcze pochodzenia roślinnego*. Wydawnictwo SGGW Warszawa.

- Teixeira, W. F., Fagan, E.B., Soares, L. H., Soares, J. N., Reichardt, K., Neto, D. D. (2018). Seed and Foliar Application of Amino Acids Improve Variables of Nitrogen Metabolism and Productivity in Soybean Crop. *Frontiers in Plant Science*, 9, 396.
- Tenhaken, R. (2015). Cell wall remodeling under abiotic stress. *Frontiers in Plant Science*, 5, 771.
- Thirumaran, G., Arumugan, M., Arumugam, R., Anantharaman, P. (2009). Effect of seaweed liquid fertilizer on growth and pigment concentration of *Abelmoschus esculentus* (L) Medikus. *American-Eurasian Journal of Agronomy*, 2, 57-66.
- Tomalak, M. (2009). *Czynniki biologiczne dostępne w ochronie upraw ekologicznych przed szkodnikami*. Dostępny w Internecie: www.agengpol.pl/ekspertyzy.aspx
- Tylek, P. (2000). Układ optyczny do wspomagania pomiarów planimetrycznych nasion metodą analizy obrazu. *Inżynieria Rolnicza*, 7(18), 175-181.
- Tylek, P. (2012). Wielkość i kształt jako cechy rozdzielnice nasion dębu szypułkowego (*Quercus robur* L.). *Acta Agrophysica*, 19, 3, 673-687.
- Uppal, A. K., El Hadrami, A., Adam, L. R., Tenuta, M., Daayf, F. (2008). Biological control of potato Verticillium wilt under controlled and field conditions using selected bacterial antagonists and plant extracts. *Biological Control*, 44, 90-100.
- Urban, S. (2014). *Agrobiznes i biobiznes. Teoria i praktyka*. UWP, Wrocław.
- Ustawa o ochronie roślin z dnia 18 grudnia 2003 r. Dz. U. 2008, Nr 133, poz. 849.
- Ustawa o środkach ochrony roślin z dnia 8 marca 2013 r., Dz.U. 2013, poz. 455
- Van Oosten, M. J., Pepe, O., De Pascale, S., Silletti, S., Maggio, A. (2017). The role of biostimulants and bioeffectors as alleviators of abiotic stress in crop plants. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 4, 5.
- Vance, C.P. (2001). Symbiotic nitrogen fixation and phosphorus acquisition. Plant nutrition in a world of declining renewable resources. *Plant Physiology*, 127, 390-397.
- Van-Soest, P. J., Robertson, J. B., Lewis, B. A. (1991). Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and non-starch polysaccharides in relation to animal nutrition. *Journal of Dairy Science*, 74, 3583-3597.
- Velička, R., Rimkevičienė, M., Spruogis, V. (1998). *Rapsų auginimas*. Kaunas. 52.
- Verkleij, F. N. (1992). Seaweed extracts in agriculture and horticulture. A review. *Biological Agriculture and Horticulture*, 8, 37-48.
- Vernieri, P., Ferrante, A., Borghesi, E., Magnani, G. (2005). High quality flowering plants using the biostimulants. *L'Informatore Agrario*, 16, 57-60.
- Vernieri, P., Ferrante, A., Borghesi, E., Mugnai, S. (2006). Biostimulants: a tool for improving quality and yield. *Fertilitas Agrorum*, 1, 17-22.
- Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant Soil*, 255, 571-586.
- Vichailak, O. (2005). *Patumma*. Department of Agricultural Extension, Bangkok, Thailand.
- Vranova, V., Rejsek, K., Skene, K. R., Formanck, P. (2011). Non-protein amino acids: plant, soil and ecosystem interactions. *Plant Soil*, 342, 31-48.
- Wachowiak, M., Kierzek, R. (2007). Wpływ nowoczesnych systemów opryskiwania na jakość pokrycia cieczą użytkową roślin ziemniaków. *Progress in Plant Protection*, 47, 1, 150-154.
- Wally, O. S., Critchley, A. T., Hiltz, D., Craigie, J. S., Han, X., Zaharia, L. I., Abrams, S. R., Prithiviraj, B. (2012). Regulation of phytohormone biosynthesis and accumulation in *Arabidopsis* following treatment with commercial extract from the marine macroalga *Ascophyllum nodosum*. *Journal of Plant Growth Regulation*, 32, 324-339.
- Wang, J.; Wang, H., Zhao, P., Han, L., Jiao, G., Zheng, Y., Huang, S., Xia, G. (2010). Overexpression of a Profilin (GhPFN2) promotes the progression of developmental phases in cotton fibers. *Plant Cell Physiology*, 51, 1276-1290.
- Waszkiewicz, C., Buliński, J., Kacprzak, P. (2008). Wybrane aspekty zmechanizowanych technik aplikacji nawozów mineralnych w uprawie roślin. *Technika Rolnicza Ogrodnicza Leśna*, 6, 11-14

- Watson, R., Fowden, L. (1975).** The uptake of phenylalanine and tyrosine by seedling root tips. *Phytochemistry*, 14, 1181-1186.
- Welke, S. E. (2005).** The effect of compost extract on the yield of strawberries and the severity of *Botrytis cinerea*. *Journal of Sustainable Agriculture*, 25, 57-68.
- Whapham, C. A., Blunden, G., Jenkins, T., Hankins, S. D. (1993).** Significance of betaines in the increased chlorophyll content of plants treated with seaweed extract. *Journal of Applied Phycology*, 5, 231-234.
- Wilson, A. R., Nzokou, P., Guney, D., Kulac, S. (2013).** Growth response and nitrogen use physiology of Fraser fir (*Abies fraseri*), red pine (*Pinus resinosa*), and hybrid poplar under amino acid nutrition. *New Forward*, 44, 281-295.
- Wójtowicz, A. (2012).** The effect of biostimulator Terra-Sorb on winter rape yield. *Episteme*, 15, 243-250.
- Wróbel, J., Auriga, A., Mielczarek, M. (2016).** The effect of salinity and nitrogen deficiency on the changes in selected physiological parameters of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) grown in hydroponic cultures. *Journal of Ecological Engineering*, 17, 4, 321-327.
- Xu, C., Leskovar, D. (2015).** Effects of *A. nodosum* seaweed extracts on spinach growth, physiology and nutrition valued under drought stress. *Scientia Horticulturae*, 183, 39-47.
- Yakhin, O. I., Lubyantsev, A. A., Yakhin, I. A., Brown, P. H. (2017).** Biostimulants in Plant Science: A Global Perspective. *Frontiers in Plant Science*, 7, 1-32.
- Zandonadi, D.B., Canellas, L.P., Façanha, A.R. (2007).** Indolacetic and humic acids induce lateral root development through a concerted plasmalemma and tonoplast H⁺ pumps activation. *Planta*, 225, 1583-1595.
- Zarzecka, K., Gugala, M., Gluszczyk, B., Mystkowska, I. (2018).** Ekonomiczne uzasadnienie stosowania herbicydów i biostymulatorów w uprawie ziemniaków jadalnych. *Roczniki Naukowe Stowarzyszenia Rolnictwa i Agrobiznesu*, 20, 2, 169-173.
- Zewail, R. M. Y. (2014).** Effect of seaweed extract and amino acids on growth and productivity and some biocostituents of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants. *Plant Production*, 5, 8, 1441-1453.
- Zhang, D., Hamazu, Y. (2003).** Phenolic compounds, ascorbic acid, carotenoids and antioxidant properties of green, red and yellow bell peppers. *Journal of Food, Agriculture and Environment*, 1, 22-27.
- Zhang, X. Z., Ervin, E. H. (2008).** Impact of seaweed extract-based cytokinins and zeatin riboside on creeping bentgrass heat tolerance. *Crop Science*, 48, 364-370.
- Zhang, X., Schmidt, R. E. (1999).** Biostimulating turfgrasses. *Grounds maintenance*, 34, 14-32.
- Zhu, H., Rowland, D. S. L., Dorner, J. W., Derksen, R. C. (2002).** Influence of plant structure, orifice size and nozzle inclination on spray penetration into peanut canopy. *Transactions of the ASAE*, 45, 5, 1295-1301.
- Ziosi, V., Zandoli, R., Di Nardo, A. (2013).** Biological activity of different botanical extracts as evaluated by means of an array of *in vitro* and *in vivo* bioassays. *Acta Horticulturae*, 1009, 61-66.
- Złotek, U., Świeca, M., Jakubczyk, A. (2014).** Effect of abiotic elicitation on main health-promoting compounds, antioxidant activity and commercial quality of butter lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Food Chemistry*, 148, 253-260.
- Zodape, S. T., Gupta, A., Bhandari, S. C., Rawat, U. S., Cahudhary, D. R., Eswara, K., Chikara, J. (2011).** Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and yield quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Journal of Scientific & Industrial Research*, 70, 215-219.
- Zydlík, P. (2008).** Wykorzystanie preparatów pochodzenia naturalnego w zwalczaniu niektórych chorób roślin sadowniczych. *Nauka Przyroda Technologia*, 2, 1, 1-6.
- Żabiński, A. (2006).** Wytrzymałość doraźna nasion dwóch podgatunków soczewicy jadalnej (*Lens culinaris* Medic.). *Inżynieria Rolnicza*, 12, 87, 565-572.

- Żabiński, A., Mudryk, K. (2009).** Wybrane właściwości fizyczne nasion krajowych i zagranicznych odmian soczewicy jadalnej. *Inżynieria Rolnicza*, 9, 118, 319-329.
- Żuk-Golaszewska, K., Majewska, K., Golaszewski, J. (2011).** Właściwości mechaniczne pojedynczych nasion koniczyny czerwonej. *Acta Agrophysica*, 17, 1, 229-239.

Strony internetowe:

www.atlas-roslin.pl

www.agrobiznespark.pl

www.plantico.pl

www.polger-kido.pl

www.master-ciagniki.pl

www.marketsandmarkets.com

www.sadowniczy.pl

www.eregon.wzp.pl

SPIS TABEL I RYSUNKÓW

Tabele

Tabela 1. Temperatura (T) i opady atmosferyczne w okresie wegetacji fasoli w latach 2016-2018

Tabela 2. Fazy rozwojowe roślin i terminy stosowania biostymulatorów

Tabela 3. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na masę 1000 nasion (g) fasoli zwykłej

Tabela 4. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na liczbę strąków na m² fasoli zwykłej

Tabela 5. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na liczbę nasion na m² fasoli zwykłej

Tabela 6. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na masę nasion g/m² fasoli zwykłej

Tabela 7. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na grubość nasion fasoli zwykłej

Tabela 8. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na długość nasion fasoli zwykłej

Tabela 9. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na szerokość nasion fasoli zwykłej

Tabela 10. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na pole powierzchni nasion fasoli zwykłej Fn

Tabela 11. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na objętość nasion fasolizwykłejVn

Tabela 12. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Km nasion fasoli zwykłej

Tabela 13. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza Kw nasion fasoli zwykłej

Tabela 14. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Donev'a nasion fasoli zwykłej

Tabela 15. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na współczynnik kształtu Mohsenin'a Sn nasion fasoli zwykłej

Tabela 16. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na grubość okrywy nasiennej fasoli zwykłej

Tabela 17. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na siłę niszczącą nasiona fasoli zwykłej

Tabela 18. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na pracę siły niszczącej nasiona fasoli zwykłej

Tabela 19. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość białka (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 20. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość polifenoli (mg g⁻¹ ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 21. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość antocyjanów (mg g⁻¹ ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 22. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na siłę redukcji (mg TE g⁻¹ ss) nasion fasoli zwykłej

Tabela 23. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość flawonoidów (mg g⁻¹ ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 24. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość włókna neutralno-detergentowego NDF (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 25. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość włókna kwaśno-detergentowego ADF (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 26. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość ligniny ADL (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 27. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość hemicelulozy HCL (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 28. Wpływ metod aplikacji i stężeń biostymulatorów na zawartość celulozy CEL (% ss) w nasionach fasoli zwykłej

Tabela 29. Opłacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2016 r.
 Tabela 30. Opłacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2017 r.
 Tabela 31. Opłacalność i efektywność aplikacji biostymulatorów w uprawie fasoli zwykłej w 2018 r.

Rysunki

- Rys. 1. Oznaczenia wymiarów trzech przykładowych grup nasion stosowane przez Grochowicza i Doneva
 Rys. 2. Kształty nasion fasoli zwykłej
 Rys. 3. Etapy procesu przetwarzania obrazu w trakcie operacji określania wymiarów nasion fasoli
 Rys. 4. Punkty pomiarowe okrywy nasiennej
 Rys. 6. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na masę 1000 nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 7. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na liczbę strąków fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 8. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na liczbę nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 9. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na masę nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 10. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na grubość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 11. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na długość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 12. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na szerokość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 13. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na pole powierzchni nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 14. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na objętość nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 15. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza K_m nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 16. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Grochowicza K_w nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 17. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Donev'a α nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 18. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na współczynnik kształtu Mohsenin'a S_n nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 19. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na grubość okrywy nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 20. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na odporność mechaniczną nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 21. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na pracę siły niszczącej nasiona fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 22. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość białka w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 23. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość polifenoli w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
 Rys. 24. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość antocyjanów w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

- Rys. 25. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na siłę redukcji nasion fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 26. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość flawonoidów w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 27. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość włókna obojętno-detergentowego (NDF) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 28. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość włókna kwaśno-detergentowego (ADF) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 29. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość lignin (ADL) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 30. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość hemicelulozy (HCEL) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym
- Rys. 31. Wpływ metod aplikacji i rodzaju biostymulatorów na zawartość celulozy (CEL) w nasionach fasoli zwykłej – średnie z lat 2016-2018 wraz z błędem standardowym

STRESZCZENIE

Rozwój metod produkcji jak największej ilości surowców rolniczych, przy zapewnieniu ich jak najwyższej jakości jest podstawowym celem stawianym przed inżynierią rolniczą i rolnictwem. Jedną z głównych przyczyn zmniejszenia plonów roślin są czynniki stresowe. W przypadkach wystąpienia tych warunków uzasadnione jest stosowanie różnego rodzaju preparatów zawierających substancje biologicznie czynne, do których należą biostymulatory. Jednak skuteczność działania tych agrochemikaliów zależy od metod ich aplikacji w uprawach polowych. Stosowanie preparatów, zawierających związki aktywne może mieć wiele niezaprzeczalnych zalet. Poza tym, że wspomagają one wzrost i rozwój roślin, ich aplikacja prowadzi również do zmniejszenia kosztów i zwiększenia efektywności nawożenia upraw. Na efektywność działania biostymulatorów wpływ ma wiele czynników, takich jak: odpowiedni dobór dawek, stężenia i metod aplikacji preparatów oraz czynniki środowiskowe.

Ze względu na fakt, iż w literaturze niewiele jest informacji na temat wpływu sposobów aplikowania biostymulatorów, w pracy dokonano oceny efektu jaki wywierają one na plon i elementy strukturalne plonowania, a także cechy fizyczne, mechaniczne oraz potencjał nutraceutyczny i przeciwutleniający nasion fasoli zwykłej odmiany Toska. Celem przeprowadzonych badań było również określenie metod aplikacji oraz optymalnych stężeń testowanych biostymulatorów.

Rośliny w trakcie wegetacji podlewano i opryskiwano biostymulatorami dwukrotnie, w fazach rozwojowych BBCH 13-15 oraz BBCH 61. W kombinacji kontrolnej do podlewania i oprysku stosowano wodę bez dodatku preparatu. Biostymulatory stosowano w fazach rozwoju, w których zaleca się aplikacje preparatów mikroelementowych. Doświadczenie prowadzono przez trzy kolejne sezony wegetacyjne. W każdym roku badań określono cechy biometryczne oraz plon nasion. Dokonano także oceny cech fizycznych, mechanicznych oraz składu chemicznego pozyskanych nasion. W oparciu o uzyskany przyrost plonu nasion dokonano oceny opłacalności aplikowania biostymulatorów.

Na podstawie przeprowadzonych badań własnych stwierdzono, że aplikacja testowanych biostymulatorów wpłynęła pozytywnie na plon i elementy strukturalne plonowania fasoli zwykłej. Korzystne efekty zaobserwowano w efekcie wykorzystania zarówno L-Amino⁺, jak i Bio-algeen S90 plus 2. Aplikacja biostymulatorów prowadziła do zmian cech fizycznych i mechanicznych nasion fasoli. Zastosowanie tych preparatów skutkowało zwiększeniem wartości analizowanych parametrów. Przeciętnie bardziej korzystny wpływ na cechy fizyczne odnotowano w wyniku aplikacji biostymulatora opartego na wolnych aminokwasach. Natomiast dla poprawy parametrów mechanicznych nasion korzystniejsze było zastosowanie preparatu, bazującego na algach morskich. Również koncentracja białka, jak i włókna i jego frakcji oraz potencjał przeciwutleniający ulegały zwiększeniu w efekcie zastosowania preparatów w uprawie fasoli. Z punktu widzenia analizowanych cech korzystniejsza była aplikacja biostymulatora, zawierającego wolne aminokwasy.

Metody aplikacji biostymulatorów były czynnikiem determinującym cechy biometryczne, plon i właściwości fizyko-mechaniczne oraz chemiczne nasion *Phaseolus*

vulgaris L. Dla zwiększenia plonu i elementów strukturalnych plonowania fasoli zwykłej najbardziej korzystna była aplikacja dolistna testowanych biostymulatorów w wyższych stężeniach. Nasiona pozyskane z upraw, w których stosowano dolistnie preparaty w niższym stężeniu charakteryzowały się zwiększonymi wymiarami oraz polem powierzchni i objętością w porównaniu do kombinacji kontrolnych.

W przypadku oceny kształtu nasion trudno było jednoznacznie stwierdzić, która metoda aplikacji była najkorzystniejsza. Współczynniki kształtu zaproponowane przez Grochowicza przyjmowały większą wartość po dogłębowej bądź połączonej dogłębowej oraz dolistnej aplikacji biostymulatorów w obu testowanych stężeniach. Natomiast na zwiększenie współczynników Donev'a i Mohsenin'a wpłynęło dolistne zastosowanie preparatów w niższym stężeniu. Do wzrostu grubości okrywy nasiennej i właściwości nasion fasoli zwykłej prowadziła dogłębowa aplikacja biostymulatorów, o wyższym testowanym stężeniu.

Sposób aplikowania biostymulatorów wpłynął na cechy jakości nasion fasoli. Najwyższą przeciętną zawartość białka odnotowano po dolistnej aplikacji preparatów, w obu stężeniach. Potencjał przeciwutleniający nasion również istotnie zależał od metod stosowania biostymulatorów. Zawartość antocyjanów oraz siła redukcja była najwyższa w nasionach, pozyskanych z upraw, w których preparaty aplikowano dolistnie. Koncentracja związków polifenolowych była najwyższa po dogłębowym zastosowaniu biostymulatorów w niższym stężeniu. Natomiast w efekcie kombinowanej metody aplikacji preparatów biostymulujących w obu stężeniach odnotowano największy wzrost w poziomie flawonoidów w nasionach fasoli zwykłej.

Metody aplikacji biostymulatorów istotnie różnicowały zawartość włókna i jego frakcji w nasionach. Badania wykazały, że dla zwiększenia analizowanych cech najkorzystniejsza była aplikacja dolistna, poprzedzona aplikacją dogłębową preparatów w niższym stężeniu.

Badania własne wykazały, że aplikowanie biostymulatorów było w pełni uzasadnione ekonomicznie. Najwyższą przeciętną opłacalność oraz efektywność odnotowano w przypadku dogłębowej aplikacji niższego stężenia oraz dolistnego stosowania wyższego stężenia preparatu L-Amino[®].

SELECTED PHYSICAL, MECHANICAL, CHEMICAL PROPERTIES AND YIELD OF COMMON BEAN SEEDS (*PHASEOLUS VULGARIS* L.) IN RELATION TO APPLICATION METHOD OF BIOSTIMULANTS

Summary

Development of production methods of the highest possible amount of agricultural raw materials while ensuring their best quality is a basic objective set before agricultural engineering and agriculture. Stress factors are one of the main reasons why the plant yield is reduced. In case such conditions occur, it is justified to use various types of preparations that contain biologically active substances which include biostimulants. However, efficiency of these agrochemicals depends on their application methods in field crops. Application of preparations that include active compounds may have many undeniable advantages. They, not only support the growth and development of plants but their application also leads to reduction of costs and increase of efficiency of plant fertilization. Many factors influence the activity of biostimulants, such as: relevant selection of doses, concentration and application methods of preparations as well as environmental factors.

Because of the fact that in literature, there is not much information on the impact of the application methods of biostimulants, the paper assesses the effect which they have on the yield and structural elements of yielding as well as on physical, mechanical properties and nutraceutical and antioxidant potential of Toska cv. common bean. The objective of the research that was carried out was to determine the application method and optimal concentrations of the tested biostimulants.

Plants during vegetation were watered and sprayed with biostimulant twice in the growth stages of BBCH 13-15 and BBCH 61. In the control combination water without the addition of the preparation was used for watering and spraying. Biostimulants were applied in the developmental stages where application of micro-elements preparations is recommended. The experiment was carried out for three subsequent vegetation periods. In each year, biometric properties and seeds yield were determined. Moreover, physical, mechanical properties and chemical composition of the obtained seeds were assessed. Based on the obtained increase of the seed yield the profitability of biostimulants application was assessed.

Based on the own research it was concluded that application of the tested biostimulants advantageously influenced the yield and structural elements of common bean yielding. Advantageous effects were observed as a result of using both L-Amino[®], and Bio-algeen S90 plus 2. Application of biostimulants led to changes of physical and mechanical properties of bean seeds. Application of these preparations resulted in the increase of the value of the analysed parameters. At the average more advantageous influence on physical properties was reported as a result of application of biostimulant based on free amino acids. On the other hand, to improve mechanical parameters of seeds the use of preparation based on sea algae would be more advantageous. Moreover, concentration of protein as well as fibre and its fractions, and antioxidant potential increased as a result of application of the preparation in bean cultivation. From the point of view of the analysed properties application of a biostimulant that contains free amino acids is more favourable.

The application method of biostimulants was a factor that determines biometric properties, yield and physico-mechanical and chemical properties of *Phaseolus vulgaris* L seeds. For the increase of yield and structural elements of common bean yielding the most favourable was foliar application of the tested biostimulants in higher concentrations. Seeds obtained from crops where foliar preparations were used in a lower concentration had increased dimensions and the surface area and volume in comparison to control combinations.

In case of evaluation of the seeds shape it was difficult to clearly conclude which application method was the most favourable. Shape coefficients suggested by Grochowicz assumed a higher value after soil application or combined soil and foliar application of biostimulants in both tested concentrations. While, foliar application of preparations in a lower concentration influenced the increase of Donev and Mohsenin coefficients. Soil application of biostimulants with a higher tested concentration led to the increase in the thickness of a seed coat and properties of common bean seeds.

The application method of biostimulants influenced the properties of the bean seeds quality. The highest average protein content was reported after foliar application of preparations in both concentrations. Anti-oxidant potential of seeds also significantly depended on the methods of application of biostimulants. The content of anthocyanins and the reduction force was the highest in seeds obtained from cultivations where preparations were applied on leaves. Concentration of polyphenolic compounds was the highest after soil application of biostimulants in the lowest concentration. On the other hand, as a result of the combined application method of biostimulating preparations, in both concentrations the highest increase in the level of flavonoids in common bean seeds was reported.

Application methods of biostimulants significantly diversified the content of fibre and its fractions in seeds. The research proved that in order to increase the analysed properties the most favourable was foliar application, preceded by soil application of preparation in a lower concentration.

