

UNIWERSYTET ROLNICZY
im. Hugona Kollątaja w Krakowie
Wydział Rolniczo–Ekonomiczny



Mateusz Piotr Krupa

**Biostymulatory jako czynnik ograniczający negatywny
wpływ regulacji zachwaszczenia w uprawie gryki**

Rozprawa doktorska wykonana
w Katedrze Agroekologii i Produkcji Roślinnej,
pod kierunkiem naukowym
dr hab. inż. Roberta Witkowicza, prof. URK

Kraków 2022

*Składam serdeczne podziękowania
dr hab. inż. Robertowi Witkiewiczowi, prof. URK
za opiekę naukową i pomoc w przygotowaniu rozprawy doktorskiej*

*pracownikom naukowym i technicznym Katedry Agroekologii i Produkcji Roślinnej
za współpracę i życzliwą pomoc na wielu etapach pracy*

*Tym wszystkim, którzy w jakikolwiek inny sposób przyczynili się do jej powstania,
oraz pragnę również podziękować Rodzicom za udzielone mi wsparcie*

Spis treści

1. Wstęp i cel pracy.....	5
2. Przegląd literatury.....	9
3. Materiał i metody badań.....	21
3.1. Metodyka badań polowych i laboratoryjnych.....	21
3.2. Warunki siedliskowe.....	28
3.2.1. Warunki glebowe	28
3.2.2. Warunki opadowo–termiczne.....	30
3.3. Analizy statystyczne.....	33
3.4. Funkcyjna analiza wzrostu.....	34
4. Wyniki badań i dyskusja.....	35
4.1. Plon orzeszków i elementy plonowania gryki zwyczajnej.....	35
4.2. Parametry biometryczne i fizjologiczne roślin i ładu gryki.....	49
4.2.1. Parametry biometryczne roślin gryki.....	49
4.2.2. Dynamika wzrostu roślin gryki.....	60
4.2.3. Parametry architektury ładu gryki.....	77
4.2.4. Parametry wymiany gazowej roślin gryki.....	97
4.3. Flora segetalna ładu gryki.....	117
5. Podsumowanie i wnioski.....	127
6. Literatura.....	138
7. Spis tabel i rycin.....	166
8. Aneks.....	170
9. Streszczenie.....	172

1. Wstęp i cel pracy

Gryka zwyczajna (*Fagopyrum esculentum* Moench) należy do rodzaju *Fagopyrum*, obejmującego 15 gatunków uprawianych w różnych zakątkach świata. Obok szarłatu (*Amaranthus* ssp.) i komosy ryżowej (*Chenopodium quinoa* Willd.) gryka zwyczajna zaliczana jest do pseudozbóż [Guo i Yao 2006, Gimenez–Bastida i Zieliński 2015, Piątkowska i in. 2015, Dziadek i in. 2018]. Orzeszki oraz ziele gryki są coraz częściej wykorzystywane do produkcji żywności funkcjonalnej [Chłopicka 2008, Borkowska i Robaszewska 2012]. W światowej literaturze naukowej dominują zagadnienia dotyczące jakości surowców roślinnych pozyskiwanych z gryki [Harasym 2009, Nam i in. 2015, Jing i in. 2016, Dziadek i in. 2018, Witkiewicz i in. 2019, Witkiewicz i in. 2020].

Uzyskanie wysokich plonów orzeszków gryki jest limitowane m.in. brakiem skutecznych metod ograniczania flory segetalnej w łanie, co stanowi ważny i aktualny problem agrotechniczny. Stopień zachwaszczenia łanu gryki uzależniony jest od warunków meteorologicznych, architektury łanu [Hore i Rathi 2002] oraz dostępności diaspor w glebie [Krawczyk i Mrówczyński 2017]. Zachwaszczenie gryki w początkowych okresach wzrostu i rozwoju skutkuje znaczną redukcją plonu orzeszków gryki [Ruszkowski i Noworolnik 1994, Szczukowski i in. 2001]. W warunkach znacznego ryzyka zachwaszczenia, chemiczna kontrola staje się koniecznością [Woźnica 2012]. Ze względu na fakt, że gryka uznawana jest za gatunek małoobszarowy, liczba zarejestrowanych substancji aktywnych do kontroli stanu zachwaszczenia jest znikoma. Aktualnie w rejestrze środków ochrony roślin w Polsce rekomendowane są herbicydy zawierające fluazyfop–P butylowy oraz prosulfokarb [Rejestr środków ochrony roślin 2022].

Innowacyjnym podejściem do skutecznego ograniczania populacji chwastów w łanie gryki może być stosowanie nawozu mineralnego zawierającego cyjanamid wapnia, występującego na rynku pod nazwą handlową Perlka. Jest to nowa odsona, w formie granulowanej, stosowanego powszechnie do lat 60 XX wieku Azotniaku [Goralski 1968]. Cyjanamid wapnia efektywnie eliminuje florę segetalną w uprawach warzywniczych oraz niestety oddziałuje fitotoksycznie na wzrost roślin uprawnych [Dobrzański i Adamczewski 2009]. Do chwili obecnej nie podjęto próby regulacji zachwaszczenia łanu gryki poprzez zastosowanie tego nawozu.

Chemiczna regulacja stopnia zachwaszczenia łanu gryki jest dużym problemem z powodu jej silnej reakcji fitotoksycznej na stosowane do tego celu substancje czynne. Takie

badania prezentowane są w nielicznych opracowaniach naukowych [Kwiatkowski 2010, Podolska 2014, Podolska i in. 2019]. Efektywność i fitotoksyczność związków aktywnych zawartych w herbicydach jest determinowana ich selektywnością, tempem ich rozkładu, przebiegiem warunków pluwiotermicznych oraz pojemnością kompleksu sorpcyjnego gleby [Szczukowski i in. 2001, Wesołowski i Cierpiąła 2010].

Złagodzenie problemu negatywnego oddziaływania substancji aktywnych zawartych w przemysłowych środkach do produkcji na morfologię, fizjologię oraz plonowanie gryki wymaga modyfikacji agrotechniki. Produktami, które mogą ograniczyć reakcję fitotoksyczną gryki na zawarte w środkach do produkcji związki chemiczne są biostymulatory. Biostymulatory to substancje chemiczne (pochodzenia naturalnego czy też syntetycznego) lub wyselekcjonowane mikroorganizmy, których stosowanie stymuluje absorpcję pierwiastków biogennych, tolerancje na stresy abiotyczne i biotyczne, czy też zwiększa koncentrację składników odżywczych w surowcu [du Jardin 2015]. Związki aktywne biostymulatorów oddziałują na procesy fizjologiczne, wzrost i rozwój, a w konsekwencji na plonowanie roślin [Calvo i in. 2014]. Biostymulatory jako stały element agrotechniki, poza ograniczeniem negatywnego wpływu stresów spowodowanych związkami aktywnymi zawartymi w środkach do produkcji, korzystnie wpływają na poprawę jakości surowca roślinnego [Witkowicz i in. 2019, Witkowicz i in. 2020].

Problem badawczy

Ograniczenie wpływu stresu abiotycznego powodowanego chemiczną ochroną łąnu na plon orzeszków gryki.

Hipotezy badawcze

1. Substancje czynne zawarte w herbicydach (Linurex, Metazanex i Command) oraz w nawozie mineralnym (Perlka) wpływają negatywnie na rośliny i łąn gryki.
2. Biostymulatory ograniczają negatywny wpływ wyżej wymienionych środków do produkcji na rośliny i łąn gryki.
3. Substancje czynne wyżej wymienionych środków do produkcji wpływają na liczebność i różnorodność flory segetalnej agrocenozy gryki.

Cele pracy

- 1) Ocena wpływu cyjanamidu wapnia (nawóz Perlka) na wzrost i plonowanie trzech odmian gryki (Kora, Panda, Smuga) oraz na różnorodność flory segetalnej agrocenozy. Zrealizowanie tego celu było możliwe dzięki:
 - określeniu wpływu nawożenia cyjanamidem wapnia na dynamikę wzrostu, parametry biometryczne i fizjologiczne roślin gryki oraz łąnu,
 - określeniu wpływu cyjanamidu wapnia na połowę zdolność wschodów, plon orzeszków oraz elementy plonowania gryki,
 - określenie wpływu cyjanamidu wapnia na różnorodność i liczebność gatunków flory segetalnej łąnu gryki.
- 2) Ocena wpływu substancji czynnych zawartych w herbicydach (linuron, metazachlor i chlomazon) na wzrost i rozwój oraz plonowanie trzech wyżej wymienionych odmian gryki oraz różnorodność flory segetalnej agrocenozy. Zrealizowanie tego celu było możliwe dzięki:
 - ocenie wpływu linuronu oraz metazachloru i chlomazonu na dynamikę wzrostu, parametry biometryczne i fizjologiczne roślin gryki oraz łąnu,

- ocenie wpływu linuronu oraz metazachloru i chlomazonu na polową zdolność wschodów, plon orzeszków oraz elementy plonowania gryki,
- określenie wpływu linuronu oraz metazachloru i chlomazonu na różnorodność i liczebność gatunków flory segetalnej łąny gryki.

3) Ocena wpływu biostymulatorów (Bi-Nine, Asahi, Kelpak) na ograniczenie negatywnego wpływu cyjanamidu wapnia oraz substancji czynnych zawartych w herbicydach na wzrost i plonowanie badanych odmian gryki. Zrealizowanie tego celu było możliwe dzięki:

- ocenie wpływu biostymulatorów na dynamikę wzrostu, parametry biometryczne i fizjologiczne roślin gryki oraz łąny,
- ocenie wpływu biostymulatorów na plon orzeszków oraz elementy plonowania gryki.

2. Przegląd literatury

Gryka zwyczajna (*Fagopyrum esculentum* Moench) to jedna z najstarszych roślin uprawnych na świecie. Za miejsce wprowadzenia gryki do uprawy uważa się wschodnią część płaskowyżu tybetańskiego, leżącą w chińskiej prowincji Yunnan [Gondola i Papp 2010, Small 2017]. Gryka zwyczajna należy do rodziny rdestowatych (*Polygonaceae*), która obejmuje około 15 gatunków uprawianych na całym świecie [Ivankov i in. 2021]. Obok szarłat (*Amaranthus* ssp.) i komosy ryżowej (*Chenopodium quinoa* Willd.) zaliczana jest do grupy roślin określanej mianem pseudozbóż [Alvarez–Jubete i in. 2009, Small 2017, Bekkering i Tian 2019]. Pseudozboża to grupa gatunków roślin dwuliściennych nie związanych filogenetycznie ze zbożami, jednak ich nasiona charakteryzują się zbliżonym składem chemicznym do ziarna zbóż [Koval i in. 2020, Martinez–Villaluenga in. 2020]. Anatomia nasion pseudozbóż różni się od tradycyjnych zbóż tym, że zawierają one mniej bielma i charakteryzują się większym udziałem zarodka w masie owocu [Bekkering i Tian 2019]. Gryka jest szeroko rozpowszechniona jako roślina uprawna w Azji, USA, Kanadzie, Federacji Rosyjskiej oraz we wschodniej Europie [Woo i in. 2010, Mizuno i Yasui 2019]. Największymi producentami gryki na świecie są Federacja Rosyjska i Chiny. Produkcja orzeszków gryki na świecie w 2019 roku wyniosła 1,81 mln ton, a powierzchnia uprawy wynosiła 1,85 mln ha [FAOSTAT 2022]. Kraje produkujące powyżej 100 tys. ton nasion rocznie to Francja, Ukraina, Kazachstan i Polska [FAOSTAT 2017]. Największą powierzchnię uprawy gryki zwyczajnej obserwujemy w Chinach (1683615 ha) oraz Federacji Rosyjskiej (1497783 ha). W Polsce w 2017 roku powierzchnia uprawy gryki wynosiła 78027 ha [FAOSTAT 2017]. Przez producentów rolnych gryka traktowana jest jako ekstensywna roślina uprawna, bowiem wykazuje silną zdolność adaptacyjną do zmiennych warunków środowiskowych [Jacquemart i in. 2012, Small 2017, Aubert i in. 2020a, Aubert i in. 2020b]. Gryka zwyczajna charakteryzuje się jednak dużym potencjałem plonotwórczym, czego dowodem mogą być uzyskiwane przez rolników francuskich plony orzeszków (3816 kg·ha⁻¹) [FAOSTAT 2017].

W opracowaniach naukowych często za priorytetową uznaje się ocenę jakości i walorów odżywczych surowców roślinnych pozyskiwanych z gryki, co jest efektem wzrastającej w ostatnich latach świadomości konsumentów [Gimenez–Bastida i Zieliński 2015, Krochmal–Marczak i in. 2017, Dziadek i in. 2018, Martin–Garcia i in. 2019]. Produkty gryczane charakteryzują się dużą zawartością flawonoidów oraz innych związków bioaktywnych hamujących utlenianie lipoprotein oraz obniżających ryzyko wystąpienia

choroby wieńcowej układu naczyniowego [Beitane i in. 2018]. Ziele, jak również orzeszki zawierają flawonoidy, takie jak rutozyd, kwercetyna, kemferol, orientyna, izoorientyna, które wykazują właściwości przeciwutleniające, przeciwbakteryjne i przeciwzapalne [Kwiatkowski 2006, Zielińska i in. 2012, Podolska i in. 2021, Suzuki i in. 2021, Vollmannova i in. 2021].

Koncentracja białka w orzeszkach gryki waha się w zakresie od 8,5% do 18,9% suchej masy [Wei i in. 2003, Krkoskova i Mrazova 2005]. Orzeszki gryki to przede wszystkim bogate źródło białek o korzystnym składzie aminokwasowym. Aminokwasami, których zawartością odróżnia się białko orzeszków gryki od klasycznych zbóż jest lizyna, tryptofan i arginina [Chłopicka 2008]. Białko gryki to głównie albuminy i globuliny, dlatego może być składnikiem diety osób wykazujących enteropatię glutenową [Verardo i in. 2011, Borkowska i Robaszewska 2012, Khairuddin i Lasekan 2021]. W literaturze naukowej istnieją dowody wskazujące na możliwość regulowania poziomu cholesterolu we krwi przez spożywanie orzeszków gryki [Yilmaz i in. 2020].

Obok białka ważnym składnikiem odżywczym orzeszków gryki jest skrobia. Zawartość skrobi jest zbliżona do zawartości w ziarnie zbóż właściwych i wynosi od 60% do 70% suchej masy [Skrabanja i in. 2004]. Skrobia gryki charakteryzuje się wyższą zawartością amylozy w porównaniu do skrobi zbóż właściwych [Skrabanja i Kreft 1998]. Skrobia gryczana zawiera również frakcję skrobi odpornej, która nie jest absorbowana w jelicie cienkim, lecz w całości lub częściowo dostępna jest dla mikrobioty jelita grubego [Kim i in. 2011, Gao i in. 2016]. Skrobia, obok lipidów, stanowi kluczowe źródło energii dla człowieka i pozytywnie oddziałuje na rozwój mikrobioty jelitowej [Kwiatkowski 2010].

Ważnym składnikiem odżywczym orzeszków gryki jest również włókno pokarmowe, którego koncentracja wynosi 27% suchej masy [Bonfaccia i in. 2003]. Włókno pokarmowe zawarte w orzeszkach gryczanych pozytywnie wpływa na perystaltykę jelit [Ikeda 2002]. Zawartość włókna pokarmowego w orzeszkach gryki jest większa niż w nasionach komosy ryżowej czy też szarłatu [Alvarez–Jubete i in. 2009, Jancurova i in. 2009, Aguilar i in. 2015].

Orzeszki gryki zawierają od 1,5% do 2,3% lipidów w suchej masie [Steadman i in. 2001, Ikeda 2002]. Największa koncentracja lipidów ma miejsce w zarodku, a najmniejsza w okrywie owocowej. W profilu kwasów tłuszczowych dominującą takie kwasy tłuszczowe jak oleinowy, linolowy oraz palmitynowy [Kwiatkowski 2010].

Orzeszki gryki są bogatym źródłem składników mineralnych z wyjątkiem wapnia. Ogólna zawartość tych składników to 2,3% suchej masy. Największą koncentrację wśród składników mineralnych stwierdzono dla potasu, fosforu, magnezu, wapnia i sodu [Khan i in. 2013]. Ikeda i in. [2006] porównali zawartość Fe, Zn, Cu, Mn, Ca, Mg, K i P

w mące gryczanej z zawartością tych składników w mące otrzymanej z zbóż właściwych. Wyniki potwierdzają wyższą zawartość mikroelementów w mące gryczanej w porównaniu do mąki pozyskanej z tradycyjnych zbóż.

Surowce pozyskiwane z gryki są wykorzystywane do produkcji herbatek, kasz, mąki, ciastek, makaronów, naleśników oraz kiełków [Wijngaard i Arendt 2006, Ahmed i in. 2013, Gimenez–Bastida i Zieliński 2015, Piątkowska i in. 2015, Zarzecka i in. 2015, Krochmal–Marczak i in. 2017, Dziadek i in. 2018, Witkowicz i in. 2019, Witkowicz i in. 2020]. Cenionym wyrobem spożywczym jest miód gryczany. Okrywa owocowa wykorzystywana jest jako wypełniacz poduszek i materacy ortopedycznych, bowiem charakteryzuje się właściwościami elektromagnetycznymi, które korzystnie wpływają na organizm człowieka [Borkowska i Robaszewska 2012]. Ciekawym elementem na rynku wyrobów gryczanych klasyfikowanych jako żywność funkcjonalna są kiełki gryczane. W chwili obecnej prowadzone są również prace hodowlane pod kątem otrzymania odmiany przeznaczonej do produkcji kiełków [Vollmannova i in. 2021].

Najczęstszym celem uprawy gryki jest pozyskanie orzeszków jako surowca do produkcji kasz. Plonowanie gryki w latach jest zmienne, a dodatkowo wahaniom podlega powierzchnia uprawy [Kwiatkowski i Fiedoruk 2009]. Wielu autorów za priorytetowe problemy agrotechniki gryki uznaje wpływ terminu i gęstości siewu oraz nawożenia mineralnego na plon i jakość orzeszków gryki [Wolińska i in. 2006, Kaczmarek i Krawczyk 2007, , Dietrych–Szóstak i Podolska 2008a, Dietrych–Szóstak i in. 2008b, Kwiatkowski 2008, Sobisz i Kaczmarek 2010, Liszewski i in. 2013, Fang i in. 2018, Tobiasz–Salach i in. 2018]. W technologii uprawy gryki istnieje wiele innych istotnych problemów limitujących plonowanie. Do takich czynników można również zaliczyć aborcję kwiatów [Cawoy i in. 2007, Suzuki i in. 2012, Li i Chen 2014], stesy abiotyczne i biotyczne [Sangma i Chrungoo 2010], fotoperiod [Romanova i Koshkin 2010, Hara i in. 2011] czy nawet problem skutecznej i efektywnej regulacji zachwaszczenia [Kwiatkowski 2010, Podolska 2014]. Postęp hodowlany gryki w odniesieniu do klasycznych zbóż jest nikły. Aktualnie w krajowym rejestrze roślin uprawnych COBORU znajdują się cztery odmiany gryki (Kora, Panda, MHR Korona i MHR Smuga). Hodowla nowych odmian gryki spotyka wiele barier wynikających z jej cech biologicznych [Suchecki 2012], co utrudnia proces twórczej hodowli. Gryka zaliczana jest do roślin wybitnie owadopylnych i obcopylnych [Jacquemart i in. 2007]. Pojedynczy kwiat gryki kwitnie tylko jeden dzień, co uzależnienia efektywne zapylenie od warunków meteorologicznych oraz obecności owadów zapylających [Racys i Montviliene 2005]. Ponadto pojedyncze kwiaty często po zapyleniu ulegają degeneracji, co w konsekwencji może

warunkować wielkość plonu orzeszków [Halbrecq i in. 2005, Cawoy i in. 2008]. Ponadto wśród barier trzeba wymienić zjawisko samoniezgodności [Matsui i in. 2003, Kwiatkowski 2010, Woo i in. 2010, Mendler–Drienyovszki i in. 2013]. Genetyka dymorfizmu w budowie kwiatów gryki definiowana jest jako samoniezgodność sporofitowa [Kao i Tsukamoto 2004, Matsui i in. 2008, Yasui i in. 2016, Słomka i in. 2017]. Różnice w budowie kwiatów kontrolowane są przez dialleliczny gen zlokalizowany w locus S. Dziedziczenie tego genu sterującego heteromorfizmem i samoniezgodnością u gatunków z distylią zachodzi zgodnie z zasadami klasycznej genetyki, czyli jak pojedynczego genu [Matsui i in. 2004, Wang i in. 2005, Ushijima i in. 2012]. Heterostylia kwiatów gryki związana jest z obecnością dwóch form kwiatów na jednej roślinie: pin (o długim słupku i krótkich pręcikach) oraz thrum (o krótkim słupku i długich pręcikach) [Kwiatkowski 2010, Campbell i in. 2016]. Za utrudniające skuteczność programów hodowlanych gryki uważa się również apomiksję, nierównomierność zawiązywania i dojrzewania nasion, żeńską sterylność czy aborcję już zawiązanych orzeszków [Cawoy i in. 2008]. Determinanty te limitują skuteczność konwencjonalnych metod hodowlanych. Otrzymanie form samopylnych gryki powinno ułatwić selekcję pożądaných genotypów. Formy takie pozwoliłyby na odnalezienie spontanicznych recesywnych mutacji, które są normalnie ukryte w obcopylnych formach gryki [Musaka i in. 2010].

Oczekiwany postęp w hodowli gryki w postaci otrzymania form samopylnych dokonuje się poprzez krzyżowania międzygatunkowe w obrębie rodzaju *Fagopyrum*. Mukasa [2011] dokonał krzyżowania międzygatunkowego osobników z populacji *Fagopyrum esculentum* i *Fagopyrum homotropicum* w celu utworzenia linii samozgodnych. Plonowanie hybrydowej formy samopylnej było niższe od swobodnie krzyżowanych ze sobą odmian oraz czystych linii hodowlanych. Samopylna forma międzygatunkowa (*F. esculentum* x *F. homotropicum*) w wyniku depresji wsobnej w kolejnych pokoleniach obniżała plon orzeszków. Fesenko i Fesenko [2013] twierdzą, że gatunek *F. homotropicum* jest odpowiednim donorem cech dla *F. esculentum* (zdeteminowane kwitnienie, samopylność), a hybrydy o wysokim udziale cytoplazmy dzikich gatunków w genomie wymagają dalszych badań nad determinacją wzrostu i rozwoju. Hodowla opierająca się na wykorzystaniu *F. cymosum* stwarza również perspektywę otrzymywania samopylnych odmian, jak również otwiera nowe możliwości doskonalenia istniejących odmian gryki [Woo i in. 2018]. Sekwencjonowanie DNA japońskich odmian gryki z wykorzystaniem markerów SSR, umożliwiło identyfikację wielu wariantów allelicznych [Iwata i in. 2005]. Rozwój genetyki molekularnej, genomiki i postęp w hybrydyzacji międzygatunkowej pomiędzy filogenetycznie odległymi gatunkami z rodzaju *Fagopyrum* oraz wdrożenie techniki ratowania niedojrzałych zarodków w warunkach kultur in vitro

są perspektywiczną szansą na zwiększenie postępu hodowlanego gryki. Nowoczesne metody hodowli z użyciem metod genetyki molekularnej, takich jak edycja z użyciem CRISPR, TALEN lub ZNF, które jeszcze do tej pory nie były stosowane w hodowli gryki, oferują możliwość szybszego i wydajniejszego uzyskania nowych odmian o zwiększonym potencjale plonowania [Luthar i in. 2021].

Nawożenie azotowe jest jednym z podstawowych czynników plonotwórczych [Ollivier i in. 2011]. Obecnie w szerokim asortymencie nawozów azotowych znajduje się również nawóz Perlka. Jest to forma granulowana dobrze znanego Azotniaku. Azot w tym nawozie występuje w formie cyjanamidu wapnia. Nawozy zawierające cyjanamid wapnia charakteryzują się niskim ryzykiem wymywania azotu do głębszych warstw gleby [Dixon 2012]. Cyjanamid wapnia to forma nieprzyswajalna dla roślin, a nawet toksyczna i z upływem czasu ulega przemianie do wolnego cyjanamidu [Górski 1961]. Amberger [2013] zauważa, że hydroliza wolnego cyjanamidu do mocznika zachodzi m.in. przy udziale grzyba *Myrothecium verrucaria*, pospolicie występującego w glebach na całym świecie [Clarke i in. 2007]. Zasadniczo proces ten przebiega w obecności związków próchnicznych, wodorotlenku żelaza i glinu, które pełnią rolę katalizatorów. Mocznik przy współdziałaniu bakterii amonifikujących przechodzi w węglan amonu [Amoo i Babalola 2017]. Nitryfikacji jonów amonowych dokonują obligatoryjne chemoautotrofy takie jak *Nitrosomonas*, *Nitrobacter*, *Nitrococcus* oraz wiele innych. Efektem aktywności bakterii nitryfikujących jest transformacja w procesie utleniania jonów amonowych w formę azotanową [Veuger i in. 2013]. Rozkład cyjanamidu wapnia nie zawsze przebiega prawidłowo. W przypadku gleb o niskiej zawartości materii organicznej, oraz słabo uwilgotnionej proces ten zachodzi wolno. W takich warunkach powstaje dicyjanodiamid, który jest fitotoksycznym związkiem dla roślin [Górski 1961]. Dicyjanodiamid jako inhibitor nitryfikacji wpływa bakteriostatycznie na bakterie nitryfikujące [Guardia i in. 2018]. Bakterie nie są zabijane, natomiast zmniejsza się ich aktywność, co w efekcie skutkuje spowolnieniem nitryfikacji. W literaturze naukowej dominują zagadnienia oceniające efekt nawozowy cyjanamidu wapnia. Wśród nich określano wpływ nawożenia azotowego w postaci cyjanamidu wapnia na plonowanie ziemniaków (*Solanum tuberosum* L.) [Kelling i in. 2011], soi (*Glycine max* (L.) Merr.) [Kaushal i in. 2002, Kaushal i in. 2006] oraz sałaty (*Lactuca sativa* L.) [Di Gioia i in. 2017]. Kaushal i in. [2002] zaobserwowali, że nawożenie cyjanamidem wapnia zwiększyło zawartość suchej masy oraz wartość indeksu pokrycia liściowego, co w konsekwencji skutkowało również większym plonem biomasy sałaty. Di Gioia i in. [2017] zaobserwowali, że nawożenie cyjanamidem wapnia w ilości 120 kg·ha⁻¹ spowodowało wzrost zawartości suchej masy w roślinach sałaty o 50% w porównaniu do obiektu kontrolnego.

Kaushal i in. [2004] udokumentowali pozytywny wpływ nawożenia cyjanamidem wapnia ($100 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$) na rośliny soi. Autorzy Ci zaobserwowali wzrost liczby strąków na jednostce powierzchni oraz plonu nasion o $1,49 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ w porównaniu do obiektu kontrolnego. Cyjanamid wapnia również charakteryzują się właściwościami ograniczającymi występowanie chorób, szkodników i chwastów [Dobrzański i Adamczewski 2009]. Regularne stosowanie nawozu Perlka o właściwościach dezynfekcyjnych, w dawce $1000 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ na plantacjach roślin z rodziny kapustowatych skutecznie ograniczyło zasiedlenie gleby przez *Plasmodiophora brassicae* [Robak i in. 2014, Dixon 2017]. Shi i in. [2009] badali wpływ cyjanamidu wapnia na *Fusarium oxysporum* w środowisku glebowym i zaobserwowali, że zastosowane dawki 80 i $200 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ cyjanamidu wapnia istotnie zredukowało nasilenie presji fuzaryjnej zgorzeli korzeni i pędów w uprawie szklarniowej ogórka. Warto podkreślić dużą efektywność cyjanamidu wapnia jako środka regulującego populację szkodników [Lu i in. 2006]. Wei i in. [2009] zaobserwowali negatywny wpływ cyjanamidu wapnia na larwy *Schistosoma japonicum*. Powszechnie znane są również właściwości ograniczające zachwaszczenie [Koch i Hurle 1978, Börner 1995]. Od wielu lat cyjanamid wapnia jest polecany w uprawach warzyw, gdyż poza działaniem nawozowym niszczy kiełkujące blisko powierzchni gleby chwasty [Matyjaszczyk i Dobrzański 2015]. Warto podkreślić, że niegdyś był stosowany pogłównie do zwalczania gorczycy polnej (*Sinapsis arvensis* L.) w zbożach jarych [Górski 1961]. Dobrzański [2015] dostrzegł możliwość regulacji zachwaszczenia w uprawie rabarbaru zwyczajnego (*Rheum rhaponticum* L.), gatunku zaliczanego, podobnie jak gryka, do rodziny rdestowatych (*Polygonaceae*).

Gryka może ulegać silnemu zachwaszczeniu, szczególnie w początkowych fazach wzrostu, co skutkuje redukcją plonu orzeszków nawet o 50% [Ruszkowski 1986, Iqbal i in. 2003, Juszczak i in. 2009, Sturm i in. 2018]. Chemiczne ograniczenie populacji flory segetalnej jest często koniecznym rozwiązaniem [Kaczmarek i in. 2009]. Gryka jest jedną z wielu roślin o małej powierzchni uprawy [Grabiński i Podolska 2014], co rodzi problemy związane dostępnością dopuszczonych do stosowania substancji aktywnych [Matyjaszczyk 2012, 2013, 2017]. Dobór chemicznych substancji do regulacji zachwaszczenia łąnu gryki stanowi poważny problem, ponieważ wykazuje ona wrażliwość na substancje aktywne herbicydów oraz na ich pozostałości w glebie [Sekutowski i Bortniak 2009]. Podolska [2014] twierdzi, że chemiczna regulacja zachwaszczenia w uprawie gryki wpływa negatywnie na wzrost i rozwój roślin gryki. Aktualnie w rejestrze środków ochrony roślin znajdują się dwie substancje aktywne dopuszczone do eliminacji zachwaszczenia. Pierwsza z nich to prosulfokarb stosowany do zwalczania chwastów dwuliściennych, a kolejna to

fluazyfop–P–butylowy ograniczający populację chwastów jednoliściennych. Możliwość wykorzystania nowych substancji czynnych do ochrony przed florą segetalną wymaga oceny reakcji rośliny chronionej na badane substancje aktywne, jak również oceny skuteczności ograniczania zachwaszczenia. W dostępnej literaturze znane są przykłady regulacji zachwaszczenia metazachlorem, chlomazonem oraz linuronem, lecz ich efekt nie jest dokładnie rozpoznany, a substancje te nadal nie są dopuszczone do ochrony łąn gryki [Kaczmarek i Krawczyk 2007, Podolska 2014].

Metazachlor to związek chemiczny należący do grupy chloroacetanilidów. Według klasyfikacji HRAC (Herbicide Resistance Action Committee) zaliczany jest do grupy substancji działających jako inhibitory biosyntezy długołańcuchowych kwasów tłuszczowych [Forouzesi i in. 2015, Campe i in. 2018]. Enzymy, zwane elongazami katalizują proces wydłużania kwasów tłuszczowych, a ich zablokowanie proces ten uniemożliwia [Tanetani i in. 2011]. Brak dostępności długołańcuchowych kwasów tłuszczowych skutkuje zakłóceniami integralności błon komórkowych i w efekcie śmiercią roślin traktowanych metazachlorem. Rozkład i mobilność metazachloru zależą od formulacji preparatu [Włodarczyk 2014]. Czas połowicznego rozkładu w glebie metazachloru wynosi 22–35 dni. Na tempo rozkładu mają wpływ temperatura i zawartość materii organicznej w glebie [Sadowski i in. 2012]. Metazachlor to substancja aktywna rekomendowana głównie do ochrony plantacji rzepaku (*Brassica napus* L. var. *napus*) [Hamouz i in. 2014, Gołębiowska i Badowski 2015], jak również w uprawach innych roślin z rodzaju *Brassicaceae*, takich jak brukselka (*Brassica oleracea* var. *gemmifera* (DC.) Zenker), kalafior (*Brassica oleracea* var. *botrytis* L.), kapusta głowiasta (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.) i brokuły (*Brassica oleracea* var. *italica* Plenck) [Karier i in. 2017]. Po zastosowaniu metazachloru Vercampt i in. [2017] zaobserwowali deformację liści po wschodach roślin rzepaku, co jest efektem opisanego wyżej działania tej substancji aktywnej. Metazachlor stosowany w uprawie innych roślin z rodzaju *Brassicaceae* (kalafior, brokuł) nie wywołuje objawów fitotoksyczności [Stachniuk i in. 2017, Suk i in. 2018, Jursik i in. 2019]. Podolska [2014] rekomenduje jako skuteczną i bezpieczną ochronę przed zachwaszczeniem w zasiewach gryki mieszaniną metazachloru i chlomazonu. Potwierdza ponadto, że mieszanina tych związków chemicznych powodowała deformację oraz bielenie liści gryki (*Fagopyrum esculentum* Moench).

Chlomazon to substancja aktywna stosowana do ochrony upraw kukurydzy (*Zea mays* L.), soi (*Glycine max* (L.) Merr.), bawełny (*Gossypium* L.) oraz rzepaku (*Brassica napus* L. var. *napus*) przed niepożądaną florą segetalną. Jest to substancja czynna należąca do grupy izoksazolidionów [Gunasekara i in. 2009], blokujących biosyntezę

karotenoidów [Franek i Rola 2000, Tomco i in. 2010, Kierzek i Paradowski 2013]. Brak obecności karotenoidów inicjuje destrukcyjne działanie tlenu singletowego, co w efekcie doprowadza do uszkodzenia chlorofilu. Przypuszczalnie chlomazon w szlaku biosyntezy karotenoidów blokuje funkcjonowanie izomerazy IPP [Ferhattoglu i Barrett 2006]. Mobilność tego związku w glebie zależy głównie od formulacji i koncentracji [Włodarczyk i Siwek 2016]. Efekt chwastobójczy chlomazonu utrzymuje się od 4 do 16 tygodni i jest uzależniony od typu gleby, jej kompleksu sorpcyjnego oraz zawartości węgla organicznego [Bhattacharyya i in. 2014]. W roślinie chlomazon jest translokowany przez ksylem do liści, a następnie dyfunduje przez błony komórkowe do chloroplastów [Tomco i Tjeerdema 2012, Guo i in. 2019]. Chlomazon powoduje uszkodzenia zarówno roślin jednoliściennych, jak i dwuliściennych. Matuszczak–Slamani i Włodarczyk [2017] udokumentowali fitotoksyczny wpływ chlomazonu w postaci silnego bielienia i zahamowania wzrostu rzepaku ozimego (*Brassica napus* L. var. *napus*) po zastosowaniu 120 g·ha⁻¹. Luboiński [2017] zaobserwował, że mieszanina chlomazonu i pendimetaliny powoduje opóźnienie rozwoju roślin, deformacje oraz nekrozy liści soi. Badania nad oceną reakcji różnych odmian kapusty głowiastej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.) na zastosowanie maksymalnej, rekomendowanej dawki chlomazonu (280 g·ha⁻¹) nie potwierdziły jego fitotoksyczności [Harrison i Farnham 2013, Harrison i in. 2015]. Anders i in. [2013] stosowali wielokrotnie większe dawki chlomazonu (400 i 500 g·ha⁻¹) i w przypadku ryżu (*Oryza sativa* L.) również nie zaobserwowali wyraźnych uszkodzeń roślin.

Linuron to substancja aktywna należąca do grupy pochodnych mocznika, przeznaczona do stosowania w wielu uprawach, głównie kukurydzy (*Zea mays* L.), marchwi (*Daucus carota* L. subsp. *sativus* (Hoffm.) Arcang.), pietruszki (*Petroselinum crispum* (Mill.) Fuss.), czy selera (*Apium graveolens* L.) [Gupta 2012]. Zgodnie z rozporządzeniem wykonawczym komisji [UE nr 244/2017] z czerwca 2018 roku nie odnowiono rejestracji środków ochrony zawierających linuron. Działanie chwastobójcze linuronu opiera się na inhibicyjnym wpływie na fotosyntezę [Liu 2010]. Związek ten blokuje przepływ elektronów w fotosystemie II (PSII). Herbicydy hamujące przepływ energii w PSII wywołują nagromadzenie się jej nadmiaru w karotenoidach [Fitzpatrick i in. 2020]. W dalszym etapie następuje fotooksydacja oraz uszkodzenie karotenoidów i chlorofilu [Snel in. 1998, Cycoń i in. 2010]. Czas połowicznego rozkładu w glebie waha się od 30 do 150 dni w zależności od warunków środowiskowych. Biodegradacja linuronu zachodzi za pośrednictwem bakterii z rodzaju *Variovorax* [Breugelmanns i in. 2007, Gregorczyk i in. 2013, Horemans i in. 2013]. Ze względu na silnie hydrofobowy charakter linuronu ulega on sorpcji w glebie [Swarcewicz

i in. 2013]. Kluczowa dla sorpcji i mobilności linuronu jest wysoka koncentracja materii organicznej [Sanchez–Camazano i in. 2000]. Ponadto rozkład i mobilność w glebie linuronu zmniejsza się, jeśli jest stosowany w mieszaninie z innymi środkami ochrony roślin [Swarcewicz i Gregorczyk 2012]. Linuron jak i inne substancje aktywne z grupy pochodnych mocznika, są transportowane w korzeniu apoplastem. Następnie ksylemem przemieszcza się do liści [Haroon i in. 2021]. Linuron przeznaczony jest do zwalczania wielu rocznych chwastów dwuliściennych, takich jak: tobołek polny (*Thlaspi arvense* L.), rdest ptasi (*Polygonum aviculare* L.), komosy białej (*Chenopodium album* L.), szarłat szorstki (*Amaranthus retroflexus* L.), tasznik pospolity (*Capsella bursa-pastoris* (L.) Medik) i rdest powojowaty (*Polygonum convolvulus* (L.) Á. Löve) [Sikkema i in. 2008]. W literaturze szeroko udokumentowany jest negatywny wpływ linuronu na rośliny uprawne takie jak gryka (*Fagopyrum esculentum* Moench), batat (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.), soja (*Glycine max* (L.) Merr.) czy też kukurydza (*Zea mays* L.) [Sowiński i in. 2010, Podolska 2014, Gołębiowska 2015, Beam i in. 2018]. Beam i in. [2018] zaobserwowali nekrozy liści *Ipomoea batatas* po zastosowaniu linuronu w dawce 420 g·ha⁻¹, a Sowiński i in. [2010] potwierdzili deformację całych roślin soi po zastosowaniu dawki 900 g·ha⁻¹. Wielu innych autorów przedstawiło dowody potwierdzające negatywny wpływ linuronu na rośliny gryki [Kaczmarek i Krawczyk 2007, Wesołowski i Cierpiąła 2010, Podolska 2014] i zarazem potwierdzili wysoką jego skuteczność chwastobójczą w dawce 450 g·ha⁻¹ [Kaczmarek i Krawczyk 2007]. Znane są również doniesienia naukowe wskazujące, że linuron nie zawsze wpływa negatywnie na rośliny uprawne, takiej jak: len (*Linum usitatissimum* L.), marchew (*Daucus carota* L. subsp. *sativus* (Hoffm.) Arcang.) oraz fasola zwyczajna (*Phaseolus vulgaris* L.) [Soltani i in. 2011, Golian i in. 2014, Mańkowski i in. 2015]. Linuron stosowany w dawce 650 g·ha⁻¹ nie zmieniał pokroju roślin oraz nie deformował liści *Linum usitatissimum* [Mańkowski i in. 2015], a w uprawie *Phaseolus vulgaris* linuron zaaplikowany w dawce 1500 g·ha⁻¹ nie powodował deformacji i nekroz liści [Soltani i in. 2011].

Stymulowanie wzrostu i rozwoju roślin oraz próby ograniczenia negatywnego wpływu stresów środowiskowych na rośliny uprawne to działania sprzyjające poprawie plonowania. Stresy biotyczne i abiotyczne zaburzają procesy fizjologiczne roślin. Zrozumienie działania mechanizmów fizjologicznych pozwala opracować strategie ograniczania tych niekorzystnych zmian [Craigie 2011, Battacharyya i in. 2015, Yakhin i in. 2017, Piotrowski i Romanowska–Duda 2018]. Ograniczanie negatywnych skutków stresów środowiskowych na rośliny uprawne wymaga obecnie stosowania nowych środków do produkcji, jakimi są biostymulatory. Koncepcja oraz definicja biostymulatorów stale ewoluuje z powodu wielu odmiennych składników aktywnych, które są podstawą ich podziału

i kwalifikacji [du Jardin 2012, Calvo i in. 2014, Halpern i in. 2015]. Chemiczne substancje czynne biostymulatorów są pochodzenia naturalnego lub syntetycznego, ale również są to mikroorganizmy aplikowane na rośliny, ryzosferę w celu stymulowania absorpcji pierwiastków biogennych, celem zwiększenia koncentracji składników odżywczych w roślinach uprawnych [du Jardin 2015]. Wśród substancji aktywnych biostymulatorów znajdują się: substancje humusowe, złożone substancje organiczne, korzystne pierwiastki chemiczne, substancje nieorganiczne, ekstrakty z wodorostów morskich, pochodne chityny i chitozanu, środki przeciwozpryskowe oraz wolne aminokwasy i substancje zawierające azot.

Ekstrakty z alg jako naturalne związki są szeroko wykorzystywane w wielu uprawach rolniczych i ogrodniczych. Ich stosowanie skutkuje poprawą plonowania i jakości surowca roślinnego [Dobrzański i in. 2008, Rathore i in. 2009, Tuhy i in. 2013, Vijayanand i in. 2014, Ciepela i in. 2016, Kocira i in. 2016, Paradikovic i in. 2018, Roupheal i Colla 2020]. W agrotechnice roślin uprawnych ekstrakty z wielu gatunków alg morskich (*Ecklonia maxima*, *Kappaphycus alvarezii*, *Ascophyllum nodosum*, *Laminaria digitata*, *Laminaria hyperborea*, *Fucus vesiculosus*, *Durvillea potatorum*, *Fucus serratus*) są stosowane jako stymulatory wzrostu i rozwoju roślin [Zodape i in. 2010, Kocira i in. 2013]. W badaniach wielu autorów udokumentowany jest stymulujący efekt ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* na rośliny uprawne [Chouliaras i in. 2009, Khan i in. 2009, Battacharyya i in. 2015]. Aplikacja nalistna ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* zawierającego auksyny i cytokininy może skutkować w warunkach stresowych wzrostem aktywności procesów fizjologicznych roślin [Papenfus i in. 2012, Stirk i in. 2014, Rengasamy i in. 2015]. Stresy oddziałują na wydajność fotosyntetyczną roślin poprzez ograniczenie powierzchni asymilacyjnej, rozpad barwników fotosyntetycznych, zaburzenia apertury aparatów szparkowych, czy zakłócenia wymiany gazowej oraz transportu energii w procesie fotosyntezy [Cavusoglu i in. 2008]. Fitohormony zawarte wyciągach z alg morskich stymulują produkcję i wzrost koncentracji barwników fotosyntetycznych. Ten sposób modyfikacji fizjologicznych procesów rośliny skutkuje efektywniejszym adaptowaniem się aparatu asymilacyjnego do warunków stresowych [Jannin i in. 2013, Zermeño–Gonzalez i in. 2015]. Nalistna aplikacja ekstraktu z alg w uprawie rzepaku ozimego zwiększyła pobranie i akumulację azotu i siarki w wyniku rozrostu systemu korzeniowego roślin [Jannin i n. 2013]. Matysiak i in. [2012] zaobserwowali wzrost o 31% masy korzeni i jednocześnie 23% wzrost masy części nadziemnych rzepaku ozimego po aplikacji ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* zastosowanego w dawce $1,5 \text{ ml} \cdot (200 \text{ ml H}_2\text{O})^{-1}$ (moczenie nasion) + $1,5 \text{ l} \cdot \text{ha}^{-1}$ (stosowanie nalistne). Z nieopublikowanych danych wynika, że dwukrotna aplikacja biostymulatorów zarówno w formie nalistnego oprysku, jak i w formie zaprawy wpływa

na redukcję parametrów biometrycznych i fizjologicznych roślin *Fagopyrum esculentum* [Witkowicz i in. 2017]. Witkowicz i in. [2019] zaobserwowali redukcję efektywności procesów fizjologicznych po dwukrotnym zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima*, co skutkowało obniżeniem plonu orzeszków gryki.

Wśród komercyjnych biostymulatorów na rynku znajduje się syntetyczny biostymulator Asahi SL zawierający naturalne nitrofenole: para-nitrofenolan sodu (0,3%), orto-nitrofenolan sodu (0,2%) i 5-nitrogwajakolan (0,1%) [Przybysz i in. 2014, Kocira i in. 2015, Kocira i in. 2017]. Substancje te są z powodzeniem stosowane od wielu lat w uprawie najważniejszych roślin na całym świecie [Djanaguiraman i in. 2004, Bynum i in. 2007, Grajkowski and Ochmian 2007, Budzyński i in. 2008, Djanaguiraman i in. 2009, Przybysz in. 2010]. Nitrofenole oddziałują na rośliny inhibując aktywność IAA oksydazy, co pozwala na efektywniejszą naturalną syntezę auksyn [Przybysz i in. 2014]. Fosforylowana postać para-nitrofenolanu zwiększa aktywność IAA, gdyż wykazuje właściwości identyczne do fosfatazy w biosyntezie IAA, co może dawać podobną efektywność jak ATP [Przybysz i in. 2010]. Nitrofenole roślinne ograniczają negatywne efekty abiotycznych stresorów takich jak niska i wysoka temperatura, susza, metale ciężkie, czy zasolenie [Gulluoglu i in. 2006, Gawrońska i in. 2008, Borowski i Blamowski 2009]. W dostępnej literaturze nie ma informacji na temat nitrofenoli stosowanych w celu ograniczania stresów wywołanych substancjami czynnymi herbicydów w uprawie gryki. Nitrofenole wpłynęły na wzrost wydajności aparatu fotosyntetycznego modelowej rośliny rzodkiewnika pospolitego (*Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh.) rosnącej w warunkach suszy. Uwarunkowane to było wzrostem koncentracji chlorofilu i intensywnością procesu fotosyntezy [Wróbel i Woźniak 2008, Borowski i Blamowski 2009, Djanaguiraman i in. 2009]. Przybysz i in. [2016] oceniali wpływ nitrofenoli na *A. thaliana* w warunkach stresu wywołanego nadmierną koncentracją kadmu. Rośliny rzodkiewnika w warunkach hydroponicznych traktowane nitrofenolami zwiększyły intensywność fotosyntezy o 52%. Przybysz i in. [2014] udokumentowali również stymulacyjny charakter oddziaływania nitrofenoli na morfologię roślin *A. thaliana*. Zastosowane nitrofenole zwiększyły o 50% biomasa roślin rzodkiewnika w warunkach stresu suszy. Becka i in. [2004] odnotowali wzrost biomasy roślin rzepaku ozimego po stymulacji nitrofenolami roślinnymi. Stymulujący wpływ na wzrost i produkcję biomasy nitrofenoli potwierdzono dla bawełny (*Gossypium* L.) i pomidora (*Solanum lycopersicum* L.) [Djanaguiraman i in. 2004, 2005], mięty pieprzowej (*Mentha × piperita* L.) [Kołodziej 2008] oraz szarłat (*Amaranthus* ssp.) [Wrochna i in. 2008].

Możliwości modyfikowania wzrostu i rozwoju roślin przez daminozyd jest dobrze znana, ze względu na to, że związek ten zaliczany jest do antygiberelin [Rose i in. 2012]. Nierozpoznany jest dokładnie szlak fizjologiczny działania daminozydu. Kluczowym momentem biosyntezy giberelin jest powstanie ent-kaurenu, a dalsze przekształcenie w ent-karenolol jest katalizowane przez oksydazę ent-kaurenową. W kolejnym etapie biosyntezy giberelin następuje synteza aldehydu GA_{12} oraz GA_{20} i GA_9 , które przekształcają się pod wpływem enzymu oksydazy GA_3 (GA_3ox) w formy aktywne giberelin GA_1 , GA_3 , GA_4 , GA_5 i GA_7 . Aktywność enzymu oksydazy GA_3 jest blokowana przez retardant proheksadion wapnia [Grochowska 1997]. Przepuszczalnie działanie daminozydu to hamowanie transformacji prekursora syntezy aldehydu GA_{20} do aktywnej formy GA_1 . Daminozyd ze względu na podobieństwo strukturalne wykazuje zbliżony do proheksadionu wapnia wpływ na rośliny [Brown i in. 1997, Rademacher 2000]. Daminozyd oddziałuje na rośliny w niejednolity sposób, wykazując właściwości inhibitujące i stymulujące wzrost. Bezpośrednio daminozyd ogranicza wzrost elongacyjny roślin ozdobnych hamując produkcję giberelin [Kazaz i in. 2010]. Jednak w literaturze znane są fakty potwierdzające stymulacyjny charakter tej antygibereliny. Daminozyd stymulował u różnych gatunków drzew ozdobnych wzrost korzeni [Read i Hoysler 1969]. Kepenek i Karoglu [2011] zaobserwowali w warunkach *in vitro* wpływ daminozydu na wzrost i rozwój systemu korzeniowego siewek wybranych odmian jabłoni domowej (*Malus domestica* Borkh.). Daminozyd zastosowany w ilości $2,5 \text{ mg} \cdot \text{l}^{-1}$ powodował intensyfikację wzrostu korzeni siewek jabłoni. W rezultacie siewki charakteryzowały się mocniej rozbudowanym i rozwiniętym systemem korzeniowym niż siewki z obiektu kontrolnego. Również aplikacja nalistna daminozydu przed zbiorem jabłek skutkowała lepszym ich wybarwieniem, jak i opóźnieniem dojrzewania. Z praktycznego punktu widzenia pozwala to na lepszą organizację zbioru dojrzałych owoców [Elfving i in. 1990, Brinkman i in. 1996]. Natomiast Salachna i Zawadzińska [2017] udokumentowali, że nalistna aplikacja daminozydu na lilii grzywiastej (*Eucomis autumnalis* (Mill.) Chitt.) skutkowała wzrostem długości kwiatostanu oraz liczbą kwiatów w kwiatostanie. W badaniu Krause i in. [2003] uzyskano u petunii ogrodowej (*Petunia × hybrida* Vilm.) wzrost długości kwiatostanu oraz liczby kwiatów w kwiatostanie po zastosowaniu daminozydu.

3. Materiał i metody badań

3.1 Metodyka badań polowych i laboratoryjnych

Eksperyment polowy przeprowadzono w latach 2016 – 2018 w Stacji Doświadczalnej Katedry Agroekologii i Produkcji Roślinnej Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie, zlokalizowanej w Prusach koło Krakowa. Technologia uprawy gryki nie odbiegała od powszechnie przyjętych zasad. Pole doświadczalne w Prusach położone było wokół równoleżnika 50°07' szerokości geograficznej północnej i południka 20°04' długości geograficznej wschodniej, na wysokości 270 m n.p.m., na Wyżynie Proszowickiej wchodzącej w skład Niecki Nidziańskiej.

Czteroczynnikowy eksperyment polowy został założony według planu Boxa–Behnkena (3^{4-1}) w dwóch powtórzeniach, w trzech blokach. Wielkość poletek wynosiła 12 m². Gęstość siewu gryki wynosiła 250 szt. kiełkujących orzeszków na 1 m², a przedplonem była pszenica ozima.

Tabela 1. Czynniki badawcze i ich poziomy

Czynnik	Poziom czynnika		
	Niski	Średni	Wysoki
Odmiana	Kora	Panda	MHR Smuga (PA-14)
Nawożenie	0 kg CaCN ₂ ·ha ⁻¹ (50 kg N·ha ⁻¹ – NH ₄ NO ₃ , 0 kg N·ha ⁻¹ – CaCN ₂ , 126,5 kg CaO·ha ⁻¹ – wapno tlenkowe, 0 kg CaO·ha ⁻¹ – Perlka) BBCH 00	78,5 kg CaCN ₂ ·ha ⁻¹ (25 kg N·ha ⁻¹ – CaCN ₂ , 25 kg N·ha ⁻¹ – NH ₄ NO ₃ , 63,5 kg CaO·ha ⁻¹ – wapno tlenkowe, 63,5 kg CaO·ha ⁻¹ – Perlka) BBCH 00	157 kg CaCN ₂ ·ha ⁻¹ (50 kg N·ha ⁻¹ – CaCN ₂ , 0 kg N·ha ⁻¹ – NH ₄ NO ₃ , 0 kg CaO·ha ⁻¹ – wapno tlenkowe, 126,5 kg CaO·ha ⁻¹ – Perlka) BBCH 00
Herbicyd	Bez herbicydu BBCH 02	Linuron (Linurex 500 SC) 400 g·ha ⁻¹ BBCH 02	Metazachlor (Metazanex 500 SC) 750 g·ha ⁻¹ i chlomazon (Command 480 EC) 96 g·ha ⁻¹ BBCH02
Bioestimulador	B-Nine 85 SG 1,5 kg·ha ⁻¹ BBCH 14	Asahi SL 0,6 l·ha ⁻¹ BBCH 14	Kelpak SL 3 l·ha ⁻¹ BBCH 14

Pierwszym czynnikiem badawczym był genotyp, a jego poziomy stanowiły odmiany Kora, Panda i MHR Smuga, która w dalszej części pracy będzie zapisywana jako Smuga (tab. 1). Kryteria wyboru genotypów do badań uwzględniały m.in. warunki siedliskowe oraz

przeгляд rodów hodowlanych z perspektywą rejestracji, co w przypadku rodu PA–14 okazało się wyborem słusznym, bowiem w roku 2019 uzyskał on status odmiany i został wpisany do krajowego rejestru roślin rolniczych pod nazwą MHR Smuga. Ród PA–14 powstał z krzyżowania odmiany Kora z białoruską odmianą Smuglijanka [informacja hodowcy]. W 2017 roku odmiany gryki Kora oraz Panda zostały ponownie przywrócone do krajowego rejestru roślin rolniczych. Materiał siewny gryki zwyczajnej (*Fagopyrum esculentum* Moench) wszystkich badanych odmian w stopniu kwalifikacji superelita pozyskano ze Stacji Hodowli Roślin Palikije (Małopolska Hodowla Roślin, MHR).

Wysokość nawożenia mineralnego wynikała z zakładanego plonu orzeszków gryki zwyczajnej przyjętym na poziomie $1,5 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ oraz stwierdzonej zasobności gleby w składniki pokarmowe. Przewidywane nawożenie fosforem (P_2O_5) i potasem (K_2O) zastosowano na całej powierzchni pola doświadczalnego odpowiednio w dawkach $32,0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ i $97,0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$.

Drugi czynnik stanowiło nawożenie mineralne azotem ze zmiennym udziałem cyjanamidu wapnia ($0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$, $78,5 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ i $157 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$). Zastosowany w doświadczeniu nawóz Perlka zawierał w swoim składzie 19,8% N oraz 50% CaO, a zawartość CaCN_2 w nawozie wynosiła 62%. Nawożenie azotem i wapniem na wszystkich poziomach czynnika zostało zbilansowane za pomocą azotanu amonu (Saletra amonowa) oraz wapna nawozowego i zastosowane przed siewem (tab. 1).

Trzeci czynnik to ochrona herbicydowa, której poziomy stanowiły substancje aktywne zawarte w herbicydach (1. kontrola herbicydowa – brak herbicydu, 2. Linuron, 3. Metazachlor i Chlomazon) stosowane celem ograniczenia zachwaszczenia (tab. 1). Linuron to pochodna mocznika, związek ten jest inhibitorem przepływu elektronów w fotosystemie II [Malencic i in. 2008, Beffa i in. 2019]. Zawartość tej substancji aktywnej w zastosowanym herbicydzie Linurex 500 SC wynosiła $500 \text{ g}\cdot\text{l}^{-1}$, a dawka linuronu wynosiła $400 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$. Metazachlor to związek z grupy chloroacetanilidów, który działa jako inhibitor biosyntezy długocząsteczkowych kwasów tłuszczowych stanowiących m.in. element strukturalny wosków kutykularnych roślin [Forouzesht i in. 2015, Campe i in. 2018, Beffa i in. 2019]. Koncentracja metazachloru w preparacie Metazanex 500 SC wynosiła $500 \text{ g}\cdot\text{l}^{-1}$. W doświadczeniu polowym chlomazon stosowano w dawce $750 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$. Chlomazon to związek z grupy izoksazolidionów, działający jako inhibitor biosyntezy karotenoidów [Ferhattoglu i Barrett 2006, Beffa i in. 2019]. Zawartość związku aktywnego w preparacie Command 480 EC wynosiła $480 \text{ g}\cdot\text{l}^{-1}$. Chlomazon zastosowano w dawce $96 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$. Herbicydy zastosowano w fazie BBCH 02 gryki (tab. 1). Metazachlor (Metazanex 500 SC) i chlomazon (Command 480 EC) są to substancje aktywne nie mające rejestracji dla gatunków małoobszarowych, takich jak na przykład gryka.

Poziomami ostatniego czynnika eksperymentalnego były trzy biostymulatory (1. B-Nine 85 SG, 2. Asahi SL, 3. Kelpak SL). Daminozyd to składnik aktywny preparatu B-Nine 85 SG działający jako inhibitor biosyntezy giberelin. Preparat B-Nine 85 SG (Arysta Life Science Ltd, Republika Czeska) zawiera $850 \text{ g} \cdot \text{kg}^{-1}$ daminozydu. Preparat B-Nine aplikowano nalistnie w dawce $1,5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$. Biostymulator Asahi SL (Arysta Life Science Ltd, Republika Czeska) jest produktem handlowym zawierającym mieszaninę trzech związków nitrofenolowych naturalnie występujących w roślinach: para-nitrofenolan sodu ($\text{NaC}_6\text{H}_4\text{NO}_3$) 0,3%, orto-nitrofenolan sodu ($\text{NaC}_6\text{H}_4\text{NO}_3$) 0,2% oraz 5-nitrogwajakolan sodu ($\text{NaC}_7\text{H}_6\text{NO}_4$) 0,1% [Przybysz i in. 2014]. Biostymulator Asahi zastosowano w dawce $0,6 \text{ l} \cdot \text{ha}^{-1}$. Biostymulator Kelpak SL (Kelp Products International (Pty) Ltd, RPA) jest komercyjnym produktem z ekstraktu z wodorostów morskich *Ecklonia maxima* zawierający polisacharydy, takie jak laminaryna, alginiany i karageniny; mikro- i makroelementy, sterole, związki zawierające N, takie jak betainy i fitohormony [Craigie 2011]. Biostymulator Kelpak SL zastosowano w dawce $3 \text{ l} \cdot \text{ha}^{-1}$. Biostymulatory aplikowano nalistnie w fazie BBCH 14 gryki (tab. 1).

Przed zbiorem gryki w fazie BBCH 80–81 dokonano desykcji glufosynatem amonowym w ilości $450 \text{ g} \cdot \text{ha}^{-1}$ (Basta 150 SL). Zbiór orzeszków przeprowadzano po dwóch tygodniach od zabiegu desykcji gryki w fazie BBCH 80–89 kombajnem poletkowym (Wintersteiger Seedmaster, Austria). Plon orzeszków przedstawiono przy 14% wilgotności. Oceny ubytków obsady powschodowej roślin gryki po zastosowaniu herbicydów dokonano w fazie BBCH 10-19. Pomiaru obsady powschodowej dokonano trzykrotnie na każdym poletku doświadczalnym metodą ramkową ($3 \times 0,5 \text{ m}^2$). Natomiast oceny obsady przed zbiorem dokonano na każdym poletku doświadczalnym dwukrotnie metodą ramkową na powierzchni 1 m^2 . Liczbę orzeszków gryki na roślinie ustalono opierając się na próbie 15 losowo pobranych roślin. Masa tysiąca nasion to średnia z czterech oznaczeń wykonanych na próbach pobranych z każdego poletka doświadczalnego.

Tabela 2. Fenologia gryki

Rok	Upływ czasu	Skala BBCH #							
		00–09	10–19	20–29	30–39	50–59	60–69	70–79	80–89
		Kiełkowanie	Rozwój liści	Rozwój pędów bocznych	Wydłużanie pędu głównego	Rozwój kwiatostanu	Kwitnienie	Rozwój i zawiązywanie orzeszków	Dojrzewanie i zbiór
2016	Dni po siewie	0-14	15-23	24-30	31-37	38-48	49-57	58-66	67-76
	GDD*	0-117	118-170	171-231	232-322	323-429	430-502	503-604	605-712
	Data	23.05-05.06	06.06-14.06	15.06-21.06	22.06-28.06	29.06-09.07	10.07-18.07	19.07-28.07	29.07-06.08
2017	Dni po siewie	0-15	16-21	22-26	27-36	37-47	48-56	57-63	64-73
	GDD	0-109	110-174	175-234	235-317	318-417	418-506	507-612	613-718
	Data	06.06-20.06	21.06-26.06	27.06-01.07	02.07-12.07	13.07-23.07	24.07-01.08	02.08-08.08	09.08-18.08
2018	Dni po siewie	0-16	17-24	25-35	36-43	44-54	55-62	63-77	78-88
	GDD	0-114	115-169	170-230	231-320	321-425	426-507	508-602	603-710
	Data	21.05-05.06	06.06-12.06	13.06-22.06	23.06-01.07	02.07-13.07	14.07-23.07	24.07-12.08	13.08-22.08

* GDD- *Growing Degree Days* – Stopniodni

BBCH - Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische Industrie

Do opisu w czasie wzrostu i rozwoju gryki zwyczajnej wykorzystano czas termalny wyrażony w stopniodniach (GDD – *Growth Degree Days*, °D) (tab. 2). Wartości GDD wyliczono na podstawie wzoru [McMaster i Wilhelm 1997]:

$$\text{GDD} = \sum [(T_{\text{MAX}} + T_{\text{MIN}})/2] - T_{\text{BASE}}$$

gdzie:

T_{MAX} – maksymalna dzienna temperatura powietrza,

T_{MIN} – minimalna dzienna temperatura powietrza,

T_{BASE} – temperatura bazowa.

Temperatura bazowa jest różna dla poszczególnych gatunków roślin uprawnych. Temperaturę 10 °C przyjęto jako bazową dla gryki [Jung i in. 2015].

Analizy biometryczne wykonywano w ciągu okresu wegetacyjnego na każdym obiekcie doświadczalnym na 15 losowo wybranych roślinach gryki. W trakcie pomiarów biometrycznych metodą destrukcyjną określono wysokość pędu, powierzchnię asymilacyjną liści rośliny oraz liczbę liści na roślinie. Koncentrację suchej masy w roślinach gryki oznaczono metodą suszarkową w 105 °C. Oceny parametrów biometrycznych dokonano z wykorzystaniem aparatu Li-Cor 3200 firmy Li-Cor Biosciences. Pomiarów wykonano w następujących fazach rozwojowych roślin gryki: BBCH 20–29, BBCH 50–59 oraz BBCH 60–69. Jacquemart i in. [2012] twierdzą, że wytypowane do analizy fazy rozwojowe stanowią krytyczne okresy dla wzrostu i rozwoju oraz kształtowania przyszłego plonu orzeszków.

Analizę parametrów wymiany gazowej roślin wykonano przenośnym analizatorem LCi-SD Ultra Compact Photosynthesis System (ADC BioScientific Ltd®, UK). Pomiarów wykonywano na środkowej części czwartego najmłodszego liścia, na pięciu losowo wybranych roślinach w trzech powtórzeniach na każdym poletku doświadczalnym. Oceny parametrów wymiany gazowej roślin gryki dokonano w fazie BBCH 60–69 oraz w fazie BBCH 70–79. Ocena aktywności wymiany gazowej obejmowała następujące parametry: c_i – stężenie międzykomórkowego dwutlenku węgla ($\mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$), E – intensywność transpiracji ($\text{mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), g_s – przewodnictwo szparkowe ($\text{mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), A – fotosyntezę netto ($\mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$). Na podstawie ilorazu fotosyntezy netto i intensywności transpiracji wyliczono fotosyntetyczny współczynnik wykorzystania wody – WUE ($\mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$).

Wskaźnik NDVI (Normalized Difference Vegetation Index) jest jednym z standardowych narzędzi wykorzystywanym do teledetekcyjnego monitoringu zielonej

biomasy i przyjmuje wartości w zakresie od -1 do 1 [Nasiłowska i Kubiak 2016, Paton 2020]. Oceny wielkości NDVI dokonano przy pomocy urządzenia GreenSeeker Handheld Optical Sensor Unit (NTech Industries, Inc, USA). Znormalizowany różnicowy wskaźnik wegetacji wyznaczono za pomocą wzoru $(\rho_{\text{NIR}} - \rho_{\text{red}}) / (\rho_{\text{NIR}} + \rho_{\text{red}})$, gdzie ρ_{NIR} oznacza współczynnik odbicia w zakresie widma bliskiej podczerwieni, ρ_{red} oznacza współczynnik odbicia w czerwonym zakresie widma [Rouse i in. 1973, Gamon i in. 1996]. Pomiar wielkości wskaźnika pokrycia liściowego (LAI – Leaf Area Index) został wykonany za pomocą urządzenia Sunscan System (Delta–T Devices Ltd, Cambridge, UK).

Koncentrację chlorofilu w liściach zmierzono za pomocą przenośnego spektrofotometru Chlorophyll Meter Spad 502 DL (Konica Minolta Sensing, Inc., Sakai, Osaka, Japan). Zawartość chlorofilu podano w umownych jednostkach SPAD (Soil–Plant Analysis Development). Wartość SPAD (M) oszacowano według następującego wzoru [Uddling i in. 2007]:

$$M = k \log_{10} \frac{I_{0(650)} I_{(940)}}{I_{650} I_{0(940)}}$$

gdzie:

k — współczynnik proporcjonalności (40 dla urządzenia SPAD 502 DL),

$I_{0(650)}$ i $I_{0(940)}$ — ilość światła monochromatycznego docierającego do liścia przy długości fali 650 i 940 nm,

$I_{(650)}$ i $I_{(940)}$ — wielkość transmisji światła o długości fali 650 i 940 nm.

W okresie wegetacyjnym gryki pomiary wyżej wspomnianych wskaźników wegetacyjnych wykonano w fazach: BBCH 20–29, BBCH 50–59 i BBCH 60–69.

Analizę stopnia zachwaszczenia łąnu gryki zwyczajnej wykonano po trzech tygodniach od aplikacji herbicydów (BBCH 20–29), na powierzchni 1m² metodą ramkowo–wagową w trzech powtórzeniach na każdym poletku doświadczalnym. Stopień zachwaszczenia obejmował ocenę składu gatunkowego i liczebność flory segetalnej. Strukturę zbiorowiska flory segetalnej opisano za pomocą dwóch wskaźników ekologicznych: indeksu różnorodności Shannona–Wienera (H') i indeksu dominacji Simpsona (SI) [Krebs 2011, Mukherjee i in. 2015, Ondreickova i in. 2019, Ondreickova i in. 2021]. Wskaźnik różnorodności Shannona–Wienera wzrasta z liczbą gatunków w zbiorowisku i ze stopniem wyrównania liczebności gatunków. Wskaźnik został wyliczony wg wzoru:

$$H' = - \sum \left(\frac{n_i}{N} \right) \log_2 \left(\frac{n_i}{N} \right)$$

gdzie:

n_i – liczba chwastów danego gatunku,

N – łączna liczba chwastów na powierzchni próbnej.

Wskaźnik dominacji Simpsona wyraża prawdopodobieństwo, że dwa wylosowane osobniki będą reprezentować ten sam gatunek wśród wielu znajdujących się na powierzchni próbnej. Indeks dominacji Simpsona przybiera większe wartości, im bardziej zbiorowisko jest zdominowane przez jeden lub kilka gatunków. Wskaźnik został wyliczony wg wzoru:

$$SI = \sum \left(\frac{n_i}{N} \right)^2$$

gdzie:

n_i – liczba chwastów danego gatunku,

N – łączna liczba chwastów na powierzchni próbnej.

Fitocenoza osiąga największą możliwą bioróżnorodność przy takiej liczebności gatunków, gdy każdy osobnik zidentyfikowany na powierzchni próbnej należy do innego gatunku. Wzrost indeksu Shannona–Wienera oznacza równoczesne zmniejszenie indeksu dominacji Simpsona, czyli wskaźniki te są odwrotnie skorelowane ze sobą [Krebs 2011, Mukherjee i in. 2015, Ondreickova i in. 2019, Ondreickova i in. 2021].

3.2 Warunki siedliskowe

3.2.1. Warunki glebowe

Eksperyment polowy założono w Prusach na czarnoziemie typowym (wytworzonym z lessu), zaliczanym do kompleksu pszennego bardzo dobrego, I klasy bonitacyjnej, o uziarnieniu pyłu zwykłego [Systematyka gleb Polski 2011]. Według międzynarodowej klasyfikacji WRB (World Reference Base for Soil Resources) glebę sklasyfikowano jako czarnoziem [Kabała i in. 2015]. Skład granulometryczny poziomów genetycznych gleby w Prusach określono zgodnie z klasyfikacją uziarnienia gleb i utworów mineralnych Polskiego Towarzystwa Gleboznawczego 2008 [PTG 2009] (tab. 3). Analizę składu granulometrycznego wykonano za pomocą analizatora laserowego ANALYSETTE 22 MicroTec plus (FRITTSCH GmbH, Idar–Oberstein). Gleba pola doświadczalnego charakteryzowała się wysoką zawartością pyłu w analizowanych poziomach genetycznych gleby (tab. 3). Glebę w Prusach sklasyfikowano pod względem kategorii agronomicznej jako glebę średnią [PTG 2009]. Gleba ta charakteryzuje się skłonnością do zaskorupienia lub rozpylania w momencie prowadzenia uprawy przy nieodpowiedniej wilgotności. Pomiar wartości pH gleby (w H₂O oraz w KCl) został wykonany zgodnie z normą ISO 10390 [ISO 10390 2005]. Koncentracja form przyswajalnych makroskładników przedstawiała się następująco: P – (35,1-91,0) mg·kg⁻¹, K – (68,9-185,1) mg·kg⁻¹ i Mg – (79,1-95,2) mg·kg⁻¹. Zawartość form przyswajalnych makroelementów oznaczono ogólnie przyjętymi metodami:

- przyswajalny fosfor i potas metodą Egnera-Riehma (fosfor kolorymetrycznie, potas na fotometrze płomieniowym),
- zawartość magnezu metodą atomowej spektrometrii absorpcyjnej (ASA).

Analizy chemiczne form przyswajalnych makroelementów oznaczono zgodnie z metodami powszechnie stosowanymi w Stacji Chemiczno-Rolniczej [PN–R–04020:1994/Az1:2004, PN–R–04022:1996/Az1:2002, PN–R–04023:1996]. W poziomie próchnicznym stwierdzono niską zawartość C organicznego, przy czym malała ona w głąb profilu. Zawartość węgla organicznego w materiale glebowym oznaczono metodą Tiurina [Mebius 1960]. W poziomie próchnicznym pola doświadczalnego obserwowano niską zawartość N ogólnego, a ponadto malała ona w głąb profilu. Zawartość azotu ogólnego oznaczono metodą Kjeldahla zgodnie z polską normą ISO 11261 [PN–ISO 11261:2002].

Tabela 3. Właściwości fizyczne i chemiczne gleby w Prusach

Poziom genetyczny #	Głębokość [cm]	Zawartość frakcji o średnicy [%]			Uziarnienie*	pH		C [g·kg ⁻¹]	N [g·kg ⁻¹]	Przyswajalne makroelementy [mg·kg ⁻¹]		
		piasku (2,0-0,05 mm)	pyłu (0,05-0,002 mm)	iłu (< 0,002 mm)		H ₂ O	KCl			P	K	Mg
Ap	0-30	12	80	8	Pyz	6,9	5,5	11,4	2,0	91,0	185,1	86,0
A	30-50	10	81	9	Pyz	7,4	5,4	6,3	1,5	35,1	74,7	88,5
AC	50-85	11	79	10	Pyg	7,6	5,3	3,6	1,0	35,7	88,7	95,2
C1	85-100	11	79	10	Pyg	7,9	5,7	1,9	0,8	54,5	68,9	82,0
C2	100-120	14	76	10	Pyg	8,0	5,6	1,1	0,8	72,8	80,2	79,1

Ap – poziom próczniczny orny (rozluźniony lub spulchniony przez orkę lub inne zabiegi uprawowe); A – poziom próchniczny; AC – poziom przejściowy z dominującymi cechami poziomu A, lecz z zaznaczonymi cechami poziomu C; C1 – podpoziom pierwszy materiału macierzystego gleby; C2 – podpoziom drugi materiału macierzystego gleby.

* pyz - pył zwykły, pyg – pył gliniasty

3.2.2 Warunki opadowo–termiczne

Gryka zwyczajna to gatunek o niewielkich wymaganiach glebowych, ale wymagający równomiernego rozkładu opadów w okresie wegetacji. Ponadto płytki system korzeniowy gryki w warunkach suszy charakteryzuje się niską efektywnością pobierania wody [Campbell 1997]. Nadmiar wody w fazie kwitnienia gryki (BBCH 60–69) redukuje plon orzeszków w wyniku zmniejszenia liczby zawiązanych kwiatów [Jacquemart i in. 2012]. Warto podkreślić, że nadmiar wody w okresie wegetacji gryki sprzyja gromadzeniu biomasy, a nie tworzeniu zawiązków kwiatów [Ghiselli i in. 2016]. Natomiast w warunkach ograniczonej dostępności wody gryka wytwarza małą biomasę całkowitą [Germ i in. 2013]. Wysoka podatność gryki na wyleganie występuje szczególnie w warunkach silnych wiatrów i obfitych opadów deszczu, na glebach o wysokiej zasobności w azot [Schulte auf'm Erley i in. 2005].

Warunki pluwiotermiczne w poszczególnych miesiącach okresu wegetacyjnego zostały scharakteryzowane za pomocą wskaźnika Sielianinowa (tab. 4). Współczynnik hydrotermiczny Sielianinowa (K) wyliczono w oparciu o równanie:

$$K = \frac{P}{0,1 \sum t}$$

gdzie:

P – suma miesięczna opadów atmosferycznych w mm,

$\sum t$ – miesięczna suma średnich temperatur powietrza >0 °C [Witowicz i in. 2009, Skowera 2014, Ziernicka–Wojtaszek 2020].

Analiza przebiegu warunków opadowo–termicznych w poszczególnych latach badań wskazuje na deficyt wody na tle opadów z wielolecia (tab. 4). Rok 2016 należy uznać za wyjątkowo suchy. Jednak rozkład opadów oraz średnie temperatury były w tym roku korzystne dla gryki. W pozostałych latach prowadzenia eksperymentu polowego średnie temperatury oraz wysokość opadów były wyższe w odniesieniu do roku 2016 (ryc. 1). W roku 2016, w trzeciej dekadzie czerwca w fazie BBCH 10–19 gryki, wystąpiła silna susza (ryc. 1A). Niedobór opadów w tym okresie złagodziły występujące w lipcu opady, czego efektem była poprawa warunków siedliskowych w fazie BBCH 60–69 i BBCH 70–79, co skutkowało większą liczbą zawiązanych orzeszków, a w konsekwencji większym plonem. W okresie kwitnienia gryki oraz rozwoju i formowania orzeszków gryki ograniczona dostępność wody wpływa negatywnie na rozwój bielma [Kalinova i in. 2002]. W roku 2017 w czerwcu i lipcu stwierdzono niedobory wody na tle opadów z wielolecia. Zaobserwowane

niedobory w 2017 roku w 2 i 3 dekadzie czerwca wywołały silną suszę (ryc. 1B), co skutkowało obniżeniem polowej zdolności wschodów gryki. Również stwierdzono niedobór wody w okresie rozwoju i zawiązywania orzeszków (BBCH 70–79) i dojrzewania nasion (BBCH 80–89), co wpłynęło na słabsze wypełnienie orzeszków. Występujące w 2018 roku w 2 dekadzie maja opady deszczu sprzyjały polowej zdolności wschodów gryki (ryc. 1C). Ponadto w pierwszej dekadzie lipca wystąpił silny niedobór wody w fazie rozwoju kwiatostanów (BBCH 50–59), co w konsekwencji determinowało liczbę pąków kwiatowych. Występujący obfity opad deszczu w 2 dekadzie lipca w 2018 roku determinował masę orzeszków gryki, bowiem jak zauważyli Sugimoto i Sato [2000] i Koyama i in. [2019] nadmiar wody opadowej w tym okresie zwiększa masę nasion.

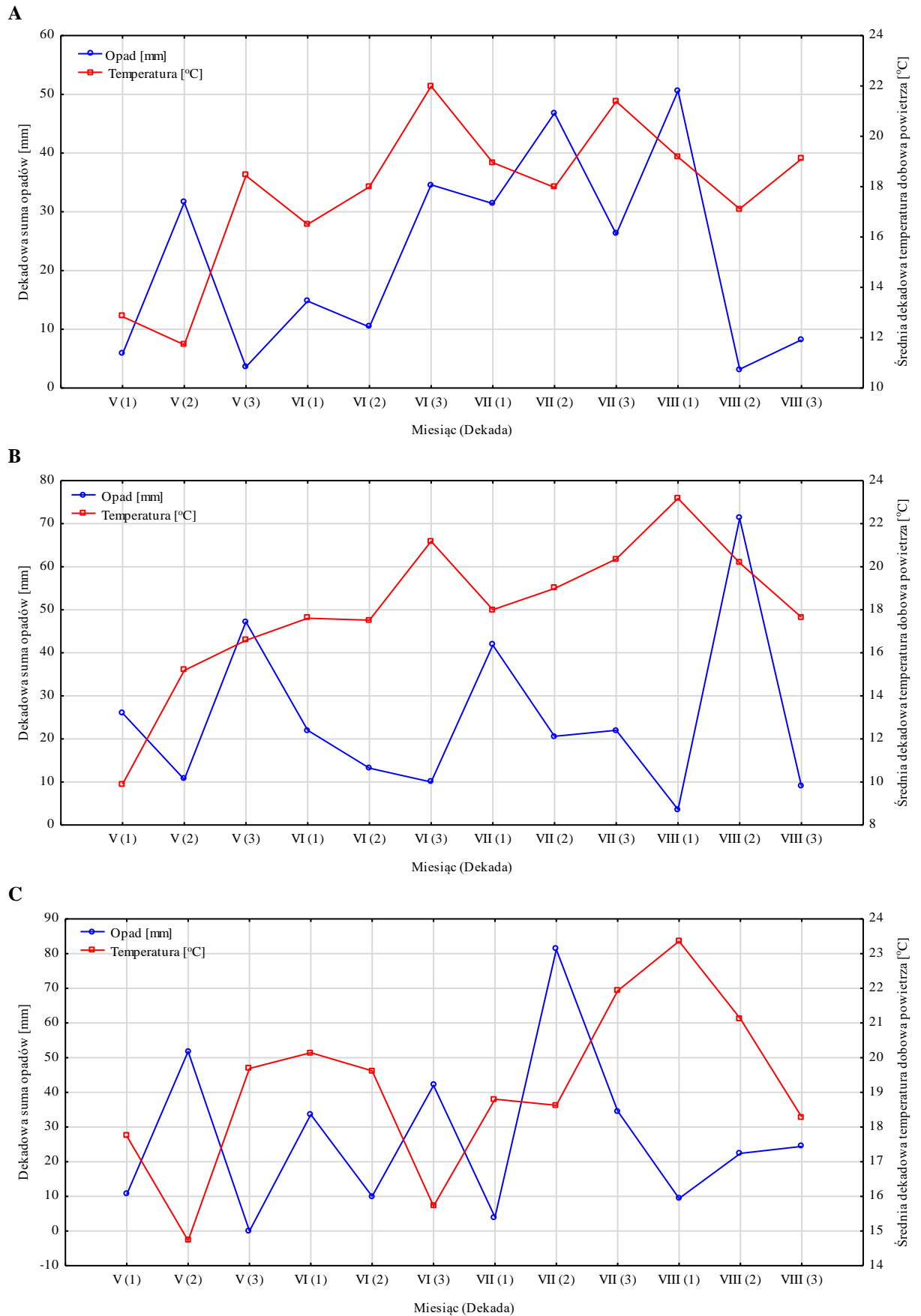
Sumę temperatur oraz opad dla okresu wegetacyjnego w latach 2016–2018 opracowano na podstawie danych hydrotermicznych z stacji meteorologicznej zlokalizowanej na terenie Stacji Doświadczalnej Katedry Agroekologii i Produkcji Roślinnej Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie, zlokalizowanej w Prusach koło Krakowa (tab. 4).

Tabela 4. Opady i średnia temperatura powietrza oraz wskaźnik Sielianiowa

Miesiąc	Suma temperatur [°C]	Opad [mm]	Różnica pomiędzy opadem a opadem z wielolecia [mm]#	Wskaźnik Sielianiowa*	Klasyfikacja miesiąca
Rok 2016					
Maj	448,4	41,4	-35,25	0,92	Suchy
Czerwiec	564,9	59,8	-22,24	1,06	Dość suchy
Lipiec	566,5	92,8	-3,37	1,64	Umiarkowanie wilgotny
Sierpień	573,0	62,0	-9,83	1,08	Dość suchy
Rok 2017					
Maj	433,2	83,8	7,15	1,93	Umiarkowanie wilgotny
Czerwiec	563,0	45,2	-36,84	0,80	Suchy
Lipiec	593,9	84,4	-11,77	1,42	Optymalny
Sierpień	627,8	83,8	11,97	1,33	Optymalny
Rok 2018					
Maj	541,2	62,4	-14,25	1,15	Dość suchy
Czerwiec	554,8	85,6	3,56	1,54	Optymalny
Lipiec	615,5	119,8	23,63	1,95	Umiarkowanie wilgotny
Sierpień	646,0	56,2	-15,63	0,87	Suchy

– opad z wielolecia 1988-2018 opracowano na podstawie danych z stacji Kraków-Balice Instytutu Meteorologii i Gospodarki Wodnej.

* – $K \leq 0,4$ – miesiąc skrajnie suchy; $0,4 < K < 0,7$ – bardzo suchy; $0,7 < K \leq 1,0$ – suchy; $1,0 < K \leq 1,3$ – dość suchy; $1,3 < K \leq 1,6$ – optymalny; $1,6 < K \leq 2,0$ – umiarkowanie wilgotny; $2,0 < K \leq 2,5$ – wilgotny; $2,5 < K \leq 3,0$ – bardzo wilgotny; $K > 3,0$ – skrajnie wilgotny [Skowera 2014]



Ryc. 1. Warunki hydrotermiczne w Prusach w latach badań: A- 2016, B-2017, C-2018

3.3 Analizy statystyczne

Wieloczynnikowe eksperymenty polowe zakładane wg planu Boxa–Behnkena są ekonomicznie bardziej efektywne od standardowych doświadczeń polowych [Załoski i in. 2006, Tekindal i in. 2012, Gundogdu i in. 2014, Witkowicz i in. 2015, Peng i in. 2020]. Kluczowym problemem pozostawało do niedawna pozyskanie nieobciążonych estymatorów dla efektów głównych oraz efektów interakcyjnych. Celem uniknięcia obciążenia wyżej wspomnianych estymatorów systematyczną zmiennością glebową plany doświadczeń generowano w module planowanie doświadczeń pakietu STATISTICA 13.1 [TIBCO Software Inc., Palo Alto, CA, U.S.A.]. Wyniki eksperymentu polowego interpretowano po wykonaniu analiz wariancji dla planów Boxa-Behnkena 3^{4-1} w programie STATISITCA 13.1 w module planowanie doświadczeń. Estymator dla efektu liniowego określono jako różnicę średnich wartości przy poziomie niskim i wysokim. Natomiast estymator dla efektu kwadratowego określono jako różnicę pomiędzy średnimi wartościami dla poziomu średniego w stosunku do kombinacji poziomu niskiego i wysokiego dla badanego czynnika. Przed przystąpieniem do analizy wariancji zbadano rozkład danych z rozkładem normlanym za pomocą testu Shapiro–Wilka oraz sprawdzono homogeniczność wariancji za pomocą testu Levene’a. Na rycinach obrazujących interakcje czynników wąsy obrazują 95% przedziały ufności prezentowanych średnich.

3.4 Funkcyjna analiza wzrostu

Proces akumulacji suchej masy w części naziemnej roślin opisano wykorzystując model Pearla-Verhulsta, którego postać zaczerpnięto z opracowania Ptak [1987]:

$$y = y_{\max} \cdot [1 + b \cdot \exp(-k \cdot t)]^{-1}$$

Parametry modelu posiadają następującą interpretację biologiczną:

y_{\max} - wartość asymptoty poziomej. Odpowiada wartości $y(t)$, gdy $t \rightarrow +\infty$. Interpretujemy ją jako średnią suchą masę rośliny, która zakończyła ontogenezę (około 700 °D).

b - stała całkowania. Nie ma specjalnej interpretacji biologicznej. Sprawia że $y_0 \neq 0$, gdy $t_0 = 0$,

k - większe wartości tego parametru identyfikują rośliny wykazujące szybsze względne tempo gromadzenia suchej masy $y'(t)/y(t)$. W wykładniczej części krzywej gromadzenia suchej masy względna szybkość jej akumulacji jest tożsama z tym wykładnikiem (k) [Witkowicz 2012 cyt. za Pietkiewicz 1985] – jest to przyrost suchej masy w przeliczeniu na jednostkę istniejącej suchej masy,

$(t_i; y(t_i))$ - współrzędne punktu przegięcia funkcji. W tym punkcie zmianie ulega kierunek wypukłości funkcji na przeciwny oraz obserwuje się maksymalne tempo gromadzenia suchej masy przez roślinę.

Wartość parametru funkcji y_{\max} nie była szacowana, a jako jej wartość przyjmowano suchą masę roślin po zakończeniu ontogenezy. Gryka postrzegana jest jako roślina o niezdeterminowanym wzroście, dlatego wartości tych parametrów określono dla roślin w pełni dojrzałych [Halbrecq i in. 2005, Kasajima i in. 2019]. Wartości współczynników determinacji krzywoliniowej wszystkich wyznaczonych modeli przekraczały wartość 0,95.

4. Wyniki badań i dyskusja

4.1 Plon orzeszków i elementy plonowania gryki zwyczajnej

Analiza statystyczna danych za okres 2016–2018 potwierdza istotne zróżnicowanie plonu orzeszków oraz elementów plonowania gryki w latach badań (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 5). Największy plon orzeszków gryki uzyskano w roku 2016 ($3177 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$). W roku tym wysoki plon orzeszków uwarunkowany był dużą liczbą zawiązanych nasion na roślinie. Za przyczynę tak wysokiego plonu również można uznać korzystny wpływ opadów, które wystąpiły w fazie dojrzewania nasion gryki (ryc. 1). Kolejne lata nie sprzyjały plonowaniu gryki. W efekcie w roku 2017 ($1917 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$) i 2018 ($2113 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$) stwierdzono znacznie niższe plony orzeszków. Za przyczynę można uznać niekorzystne warunki pluwiotermiczne w tych latach (tab. 4). Podolska [2011] podkreśla, że za różnicowanie plonu orzeszków gryki odpowiedzialne są głównie warunki pluwiotermiczne okresu wegetacji.

Oceniając wpływ lat badań na obsadę roślin po wschodach zaobserwowano statystyczne zróżnicowanie wartości tego parametru w latach (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 5). Największą obsadę roślin po wschodach odnotowano w 2018 roku ($218 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) i była ona większa od obsady zaobserwowanej w 2016 roku ($190 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) o $28 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$. Warunki pluwiotermiczne występujące po upływie $115 \text{ }^\circ\text{D}$ (faza BBCH 10–19 gryki) w 2018 roku skutkowały wzrostem obsady roślin po wschodach.

Rozpatrując wpływ lat na obsadę roślin przed zbiorem zaobserwowano istotne zróżnicowanie wartości tego parametru w latach (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 5). Największą obsadę roślin przed zbiorem stwierdzono w 2018 roku ($186 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) i była ona większa od obsady roślin zaobserwowanej w 2016 roku o $25 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$. Najmniejszą obsadę roślin gryki wśród analizowanych lat zaobserwowano w 2017 roku ($155 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$). Stwierdzoną małą obsadę roślin przed zbiorem w 2017 roku, można próbować wyjaśnić ulistnieniem roślin. Rośliny o lepiej ukształtowanym ulistnieniu wykazywały silniejszą konkurencję wewnątrzgatunkową, co w rezultacie mogło skutkować ubytkami w obsadzie roślin w trakcie ontogenezy (tab. 6). W efekcie zaobserwowano większe wartości LAI w 2017 roku w odniesieniu do lat pozostałych (tab. 7).

Liczba nasion wykształconych przez roślinę istotnie różniła się w latach badań (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$, a dla kwadratowego $\alpha = 0,010$), (tab. 5). Największą liczbę nasion zaobserwowano w 2016 roku ($76,9 \text{ szt.}$), natomiast najmniejszą stwierdzono w roku

2018 (51,2 szt.). Zróżnicowanie w latach tego elementu plonowania wynikało najprawdopodobniej z różnej dostępności wody opadowej w fazie BBCH 70–75 gryki.

Masa tysiąca nasion gryki była różna się w latach badań (dla efektu liniowego $\alpha=0,001$, a dla kwadratowego $\alpha<0,000$), (tab. 5). W roku 2018 uzyskano największą masę tysiąca nasion (25,1 g), a w roku 2017 23,3 g i w 2016 24,4 g. Wystąpienie korzystnego rozkładu opadów w fazie BBCH 77–79 gryki sprzyjało ukształtowaniu większej masy tysiąca nasion. Wielu autorów uznaje wpływ lat na kształtowanie się plonu i elementów plonowania roślin rolniczych za powszechnie znany i uznany [Rudnicki 1995, Podolska i in. 2006, Witkowicz i in. 2007, 2009]. Witkowicz [2010] podkreśla, że analiza wpływu lat wymaga nie trzyletniego, a przynajmniej pięcioletniego okresu badawczego by dane mogły być wykorzystane utylitarnie. Podolska [2011] dowodzi, że wpływ lat badań silniej zróżnicował plon i elementy plonowania niż nawożenie azotem i wnioskuje, że niekorzystne warunki pogodowe zmniejszyły plonowanie gryki aż o 57%.

W warunkach siedliskowych w których prowadzony był eksperyment połowy odmiany istotnie różniły się plonem orzeszków, obsadą roślin po wschodach oraz masą tysiąca nasion (tab. 5). Analiza statystyczna plonowania potwierdza dominację odmiany Smuga ($2672 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$) nad pozostałymi odmianami (dla efektu liniowego $\alpha=0,004$, a dla kwadratowego $\alpha<0,000$). Plon orzeszków tej odmiany był większy od plonu odmiany Kora o $207 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ i odmiany Panda o $403 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$. Grabiński i Podolska [2014] również zaobserwowali niższy plon orzeszków odmiany Panda na tle analizowanych odmian gryki.

Również obsada powschodowa odmian była zróżnicowana (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,001$), (tab. 5). Definitywnie większą obsadą powschodową charakteryzowały się odmiany Kora ($206 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) i Smuga ($213 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$), natomiast odmiana Panda najmniejszą ($197 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$). Natomiast obsada przed zbiorem nie była zróżnicowana, bowiem istotność tego źródła zmienności była bliska granicy statystycznej istotności (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,097$). Oznacza to, że najmniejszą obsadę roślin przed zbiorem obserwowano u odmiany Panda ($163 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$).

Liczba nasion wykształconych przez rośliny badanych odmian gryki była zbliżona, bowiem wpływ tego źródła zmienności utrzymywał się na granicy statystycznej istotności (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,091$), (tab. 5). Rośliny odmian Kora i Smuga zawiązywały tylko nieco większą liczbę nasion na roślinie w porównaniu do roślin odmiany Panda odpowiednio o 2,3 i 5,3 szt. Badane odmiany różniły się masą tysiąca orzeszków. Największą wartością tego parametru charakteryzowały się orzeszki odmiany Smuga (25,0 g), natomiast masa tysiąca

nasion odmiany Kora była mniejsza o 1,4 g. W opinii hodowcy (opinia ustna) odmiana Smuga charakteryzuje się zdolnością wykształcania orzeszków o zwiększonej masie.

Zastosowanie różnych form azotu nawozowego nie modyfikowało istotnie wysokości plonu orzeszków gryki, lecz różnice w plonach pomiędzy kombinacjami nawozowymi były bliskie statystycznej istotności (dla efektu liniowego $\alpha=0,134$), (tab. 5). Nawożenie cyjanamidem wapnia skutkowało tendencją do redukcji plonu orzeszków o $106 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ w porównaniu do plonu roślin nawożonych azotanem amonu.

Nawożenie gryki cyjanamidem wapnia oraz cyjanamidem wapnia razem z saletrą amonową statystycznie nie zredukowało obsady roślin po wschodach, ale zaobserwowane różnice odpowiednio $8 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$ i $4 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$ w porównaniu do nawożenia tylko azotanem amonu wskazują na negatywną tendencję oddziaływania cyjanamidu wapnia (dla efektu liniowego $\alpha=0,355$, a dla efektu kwadratowego $\alpha=0,103$), (tab. 5). Widoczne w badaniach własnych ubytki w obsadzie roślin po wschodach mogły być spowodowane nadmierną koncentracją w glebie wolnego cyjanamidu w początkowym okresie wegetacji. Rozkład opadów oraz średnia temperatura powietrza występujące w fazie BBCH 30–39 gryki ($231\text{--}322 \text{ }^\circ\text{D}$) oraz aktualne warunki glebowe mogły warunkować tempo rozkładu cyjanamidu wapnia [Amberger 2013, Veuger i in. 2013].

Obsada roślin przed zbiorem nie była modyfikowana przez stosowane formy azotu nawozowego (tab. 5). Na obiekcie nawożonym cyjanamidem wapnia obsada roślin wynosiła $167 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$, natomiast na obiekcie nawożonym azotanem amonu $163 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$. Oznacza to brak negatywnego oddziaływania cyjanamidu wapnia na obsadę roślin gryki w trakcie ontogenezy. Przepuszczalnie wynika to z rozkładu cyjanamidu wapnia do dostępnych form azotu, który wystąpił pomiędzy $231\text{--}322 \text{ }^\circ\text{D}$ wegetacji. Rozkład cyjanamidu wapnia jest efektem intensywności procesów mikrobiologicznych zachodzących najszybciej w glebie o wysokiej zawartości związków próchnicznych oraz katalizatorów w postaci wodorotlenku żelaza i glinu [Górski 1961, Goralski 1968, Kamo i in. 2008].

Nawożenie cyjanamidem wapnia skutkowało tendencją do redukcji liczby nasion związanych na roślinie o 4,6 szt. w porównaniu do stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową (dla efektu liniowego $\alpha=0,104$), (tab. 5). Kaushal i in. [2002] nie zaobserwowali wzrostu liczby nasion w strąku u soi w wyniku nawożenia cyjanamidem wapnia w porównaniu do nawożenia formą amidową. Soltys i in. [2012] twierdzą, że nie można jednoznacznie potwierdzić wrażliwości sałaty, kukurydzy i pszenicy na nawożenie cyjanamidem wapnia. Obserwowane odpowiedzi roślin uprawnych na tą formę azotu nawozowego wprost zależą od reakcji gatunkowej.

Zastosowanie herbicydów w istotny sposób różnicowało obsadę roślin gryki po wschodach (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,010$), (tab. 5). Zastosowanie linuronu zmniejszyło obsadę roślin po wschodach o 6 szt. $\cdot m^{-2}$ w porównaniu do obsady obserwowanej po aplikacji metazachloru i chlomazonu i o 10 szt. $\cdot m^{-2}$ w stosunku do stwierdzonej na obiekcie bez ochrony herbicydowej. Herbicydy nie różnicowały istotnie liczby nasion wykształconych przez roślinę, ale zaobserwowano wyraźną tendencję statystyczną (dla efektu liniowego $\alpha=0,106$) do zwiększenia wartości tego parametru po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu o 4,6 szt. w porównaniu do wartości stwierdzonej na obiekcie kontrolnym (brak ochrony herbicydowej).

Zastosowane biostymulatory istotnie różnicowały masę tysiąca orzeszków gryki (dla efektu liniowego $\alpha<0,000$), (tab. 5). Zastosowanie daminozydu zwiększyło masę tysiąca nasion o 0,7 g w porównaniu do wielkości tego parametru obserwowanej po zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima*. Gubbels [1979] udokumentował, że dwukrotnie aplikowany daminozyd w stężeniu 0,0002% na rośliny gryki istotnie zwiększał masę tysiąca nasion. Daminozyd jako regulator wzrostu wykazuje właściwości inicjujące wzrost i rozwój kwiatostanów u roślin ozdobnych [Kazaz i in. 2010]. Rośliny po zastosowaniu daminozydu zwiększają liczbę kwiatów w kwiatostanie, co pośrednio może zwiększać liczbę i masę zawiązanych nasion [Hashemabadi i in. 2012, Salachna i Zawadzińska 2017].

Zdecydowanie duża liczba nasion i mała obsada roślin stanowiły elementy budujące plon orzeszków gryki nawożonej cyjanamidem wapnia (tab. 5). Pozostałe elementy plonowania nie podlegały zmianom po zastosowaniu tej formy azotu nawozowego. Oznacza to, że wzrostowi obsady roślin towarzyszyła mniejsza liczba nasion zawiązanych na roślinie. W przypadku nawożenia saletrą amonową plon orzeszków był głównie budowany poprzez zwiększenie liczby nasion wykształconych przez roślinę. Redukcja obsady roślin i w związku z tym zmniejszenie konkurencyjności pomiędzy osobnikami pozwoliło zwiększyć liczbę nasion zawiązanych na roślinie.

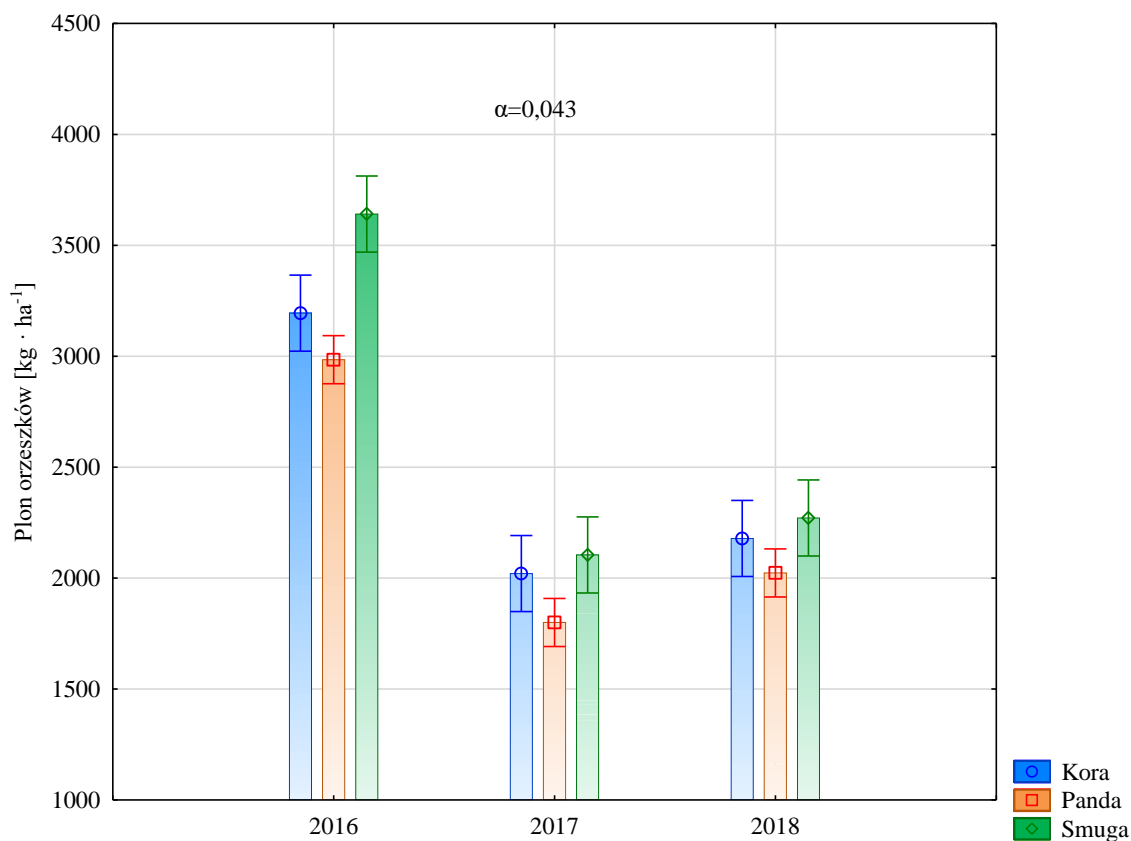
Kształtowanie plonu orzeszków gryki podlegającej i niepodlegającej ochronie herbicydowej przebiegało odmiennie (tab. 5). Na obiekcie bez ochrony herbicydowej plon orzeszków realizowany był poprzez wzrost obsady roślin i masy tysiąca nasion. Obsada roślin przed zbiorem i masa tysiąca orzeszków rekompensowały małą liczbę zawiązanych orzeszków. Natomiast na obiekcie chronionym metazachlorem i chlomazonem stwierdzono dużą liczbę nasion zawiązanych na roślinie. Jednak ten sposób regulacji zachwaszczenia powodował ubytki w obsadzie roślin i słabe wypełnienie orzeszków.

Tabela 5. Plon orzeszków gryki i elementy plonowania

Czynniki	Poziomy czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
Plon orzeszków [kg·ha ⁻¹]					
Rok	3177	1917	2113	0,000	0,000
Odmiana	2465	2269	2672	0,004	0,000
Nawożenie	2436	2418	2330	0,134	0,585
Herbicyd	2403	2403	2401	0,971	0,281
Biostymulator	2353	2313	2458	0,565	0,383
Obsada roślin po wschodach [szt.·m ⁻²]					
Rok	190	201	218	0,000	0,399
Odmiana	206	197	213	0,284	0,001
Nawożenie	207	203	199	0,355	0,103
Herbicyd	209	199	205	0,207	0,010
Obsada roślin przed zbiorem [szt.·m ⁻²]					
Rok	161	155	186	0,000	0,000
Odmiana	175	163	170	0,491	0,097
Nawożenie	163	169	167	0,619	0,599
Herbicyd	172	167	162	0,119	0,910
Biostymulator	163	169	168	0,386	0,835
Liczba nasion na roślinie [szt.]					
Rok	76,9	58,7	51,2	0,000	0,010
Odmiana	62,9	60,6	65,9	0,285	0,091
Nawożenie	64,6	62,3	60,0	0,104	0,826
Herbicyd	59,9	62,3	64,5	0,106	0,874
Biostymulator	62,5	59,0	63,5	0,229	0,392
Masa tysiąca nasion [g]					
Rok	24,4	23,3	25,1	0,001	0,000
Odmiana	23,6	24,2	25,0	0,000	0,445
Nawożenie	24,2	24,2	24,4	0,446	0,449
Herbicyd	24,2	24,4	24,0	0,388	0,353
Biostymulator	24,8	24,2	24,1	0,021	0,031

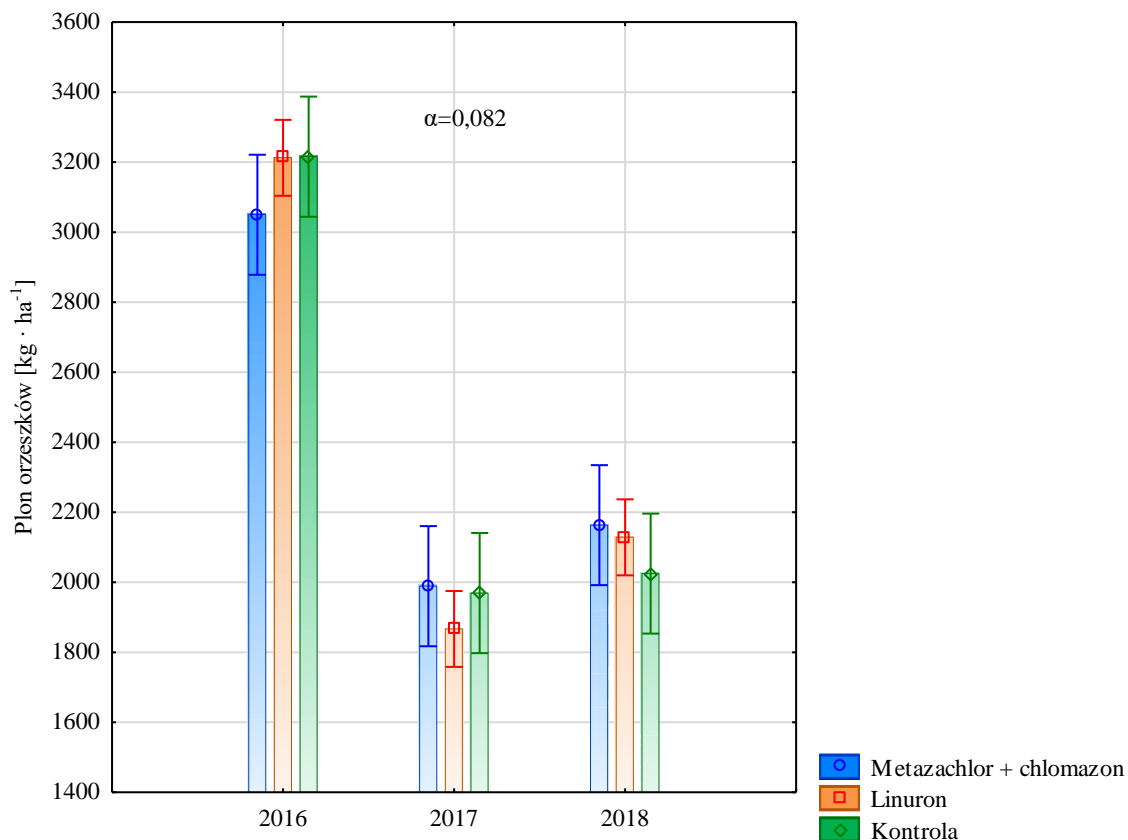
* - poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Plon orzeszków gryki badanych odmian kształtował się odmiennie w latach (interakcja rok \times odmiana, $\alpha=0,043$). W roku 2016 najlepiej plonowała odmiana Smuga, a najmniejszy plon wydała odmiana Panda. W roku 2017 zaobserwowano zmniejszenie różnicy pomiędzy plonami orzeszków odmian Panda i Smuga. Natomiast w roku 2018 nie zaobserwowano różnic w plonie ocenianych odmian gryki (ryc. 2).



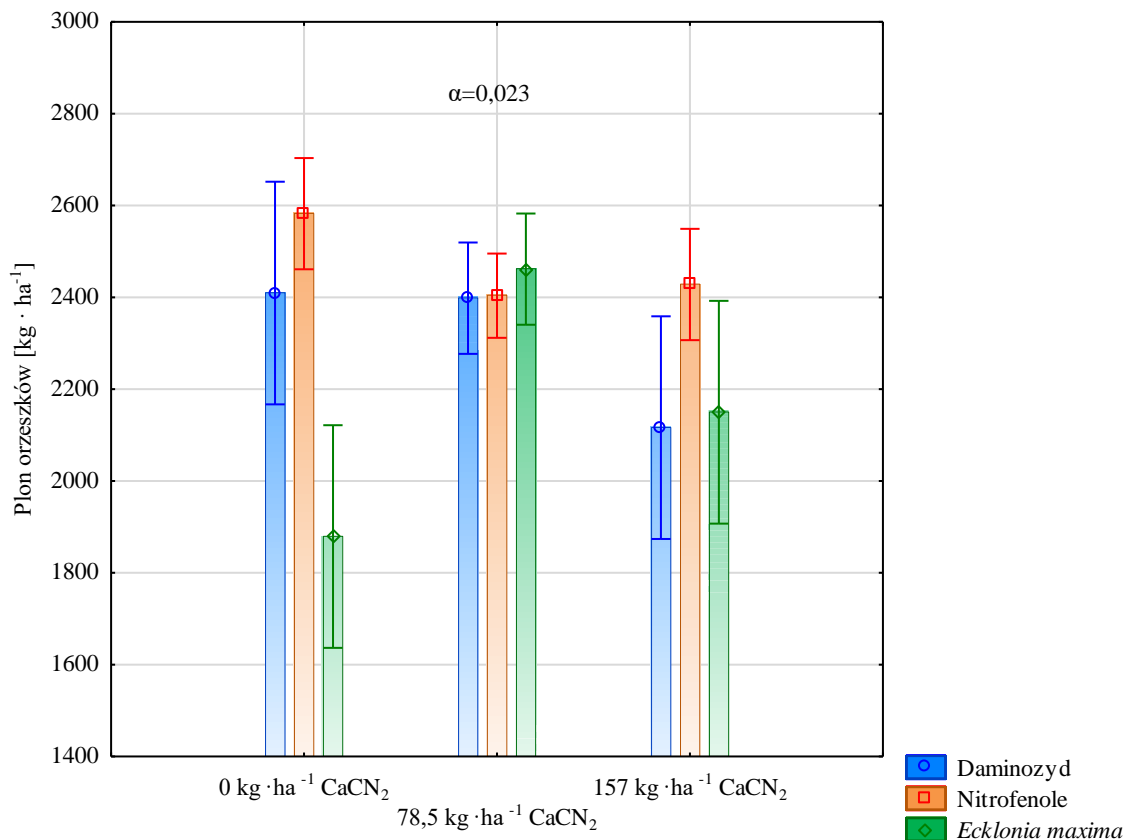
Ryc. 2. Plon orzeszków badanych odmian gryki w latach

W poszczególnych latach plon orzeszków badanych odmian gryki po zastosowaniu herbicydów był bliski odmiennego ukształtowania (interakcja rok × herbicyd, $\alpha=0,082$). W 2016 roku obiekt chroniony metazachlorem i chlomazonem wykazywał tendencję do redukcji plonu orzeszków w odniesieniu do obiektów pozostałych. Podobną reakcją w 2017 roku zaobserwowano po zastosowaniu linuronu, a w 2018 roku tendencję do niższego plonowania wykazywał obiekt niechroniony chemicznie (ryc. 3).



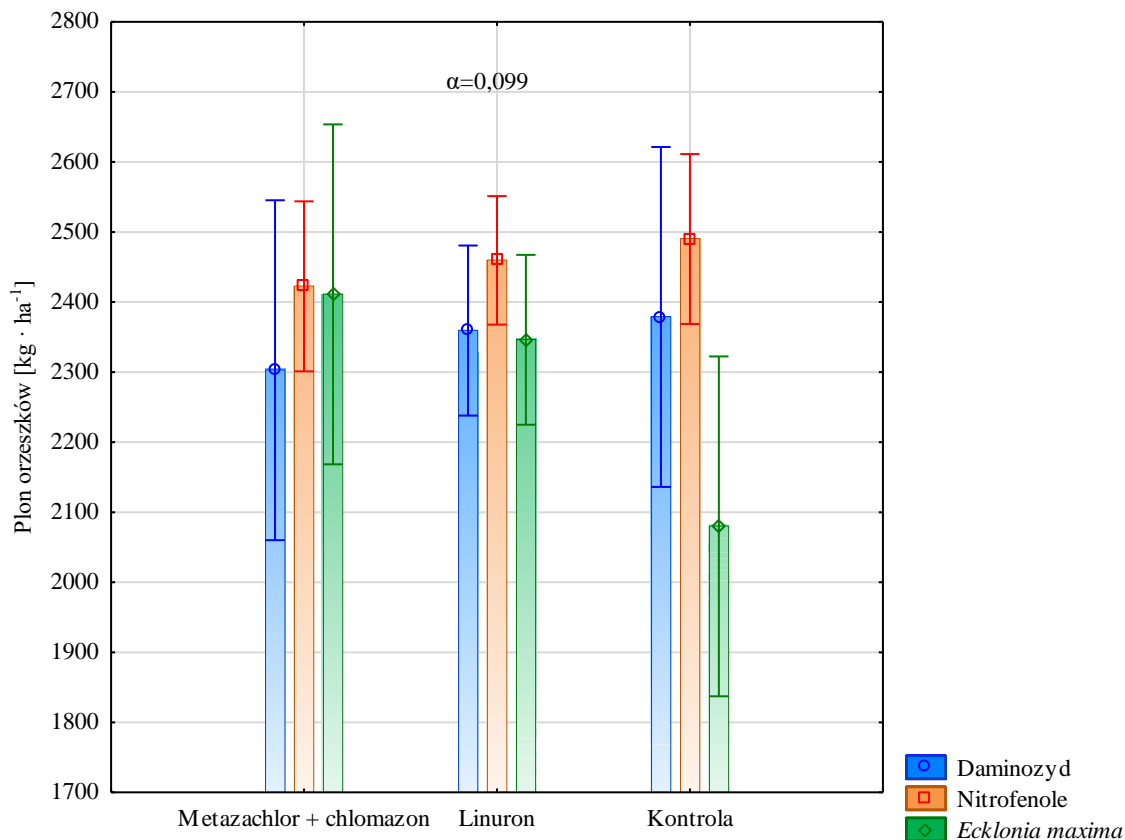
Ryc. 3. Płon orzeszków gryki po zastosowaniu herbicydów w latach

Zaobserwowano odmienne ukształtowanie wysokości plonu orzeszków gryki w obrębie nawożeń po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja nawożenie × biostymulator, $\alpha=0,023$). Nawożenie gryki saletrą amonową oraz zastosowanie daminozydu lub nitrofenoli skutkowało większym plonem orzeszków niż otrzymany po zastosowaniu wyciągu z alg *Ecklonia maxima*. Nawożenie roślin gryki cyjanamidem wapnia, a następnie zastosowanie nitrofenoli skutkowało wzrostem plonu orzeszków w odniesieniu do obiektów, na których zastosowano pozostałe biostymulatory. Nie zaobserwowano zmian w wysokości plonu orzeszków gryki po zastosowaniu ocenianych biostymulatorów na obiektach nawożonych azotem w postaci cyjanamidu wapnia i azotanu amonu (ryc. 4).



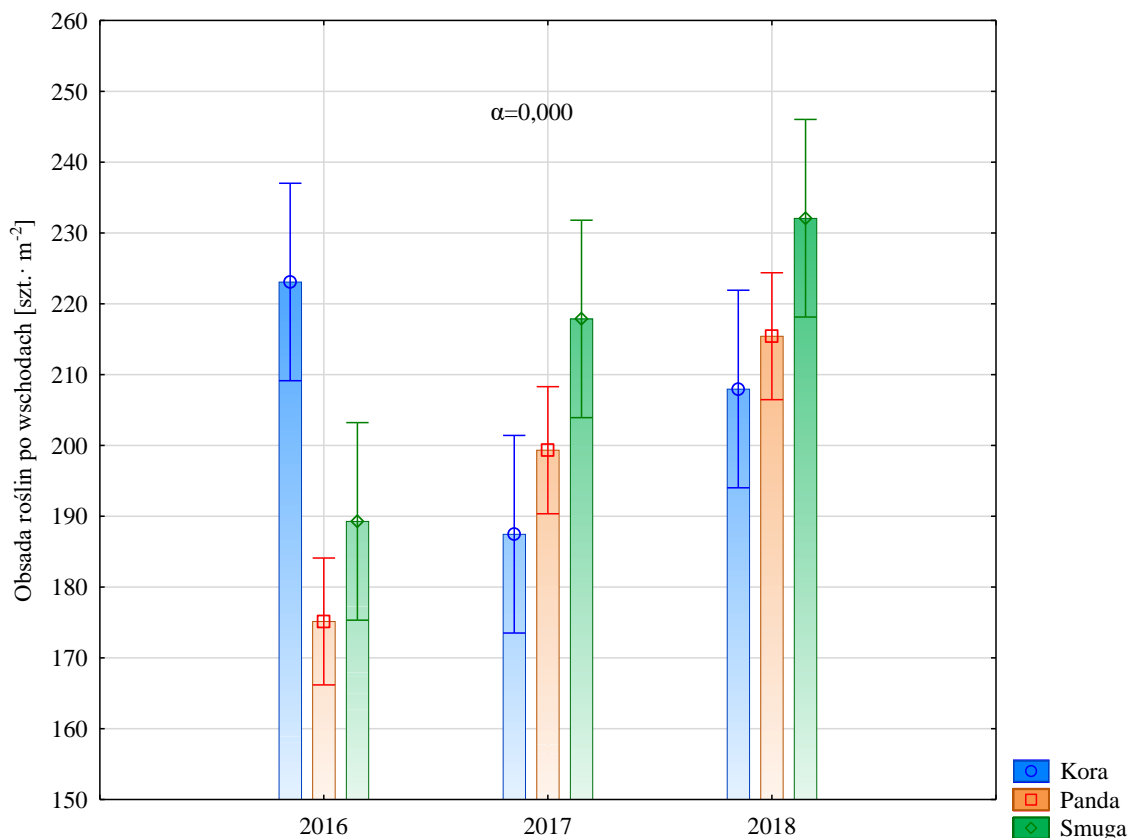
Ryc. 4. Plon orzeszków gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego i biostymulatorów

Zaobserwowane zróżnicowanie plonu orzeszków gryki w obrębie sposobów chemicznej ochrony po zastosowaniu biostymulatorów było bliskie zróżnicowania statystycznego (interakcja herbicyd × biostymulator, $\alpha=0,099$). Wśród obiektów kontrolnych najmniejszy plon uzyskano po zastosowaniu wyciągu z alg, a największy po naniesieniu nitrofenoli. Wśród obiektów chronionych linuronem nieco większy plon osiągnięto po zastosowaniu nitrofenoli, a w przypadku obiektów chronionych metazachlorem i chlomazonem po zastosowaniu nitrofenoli lub wyciągu z alg (ryc. 5).



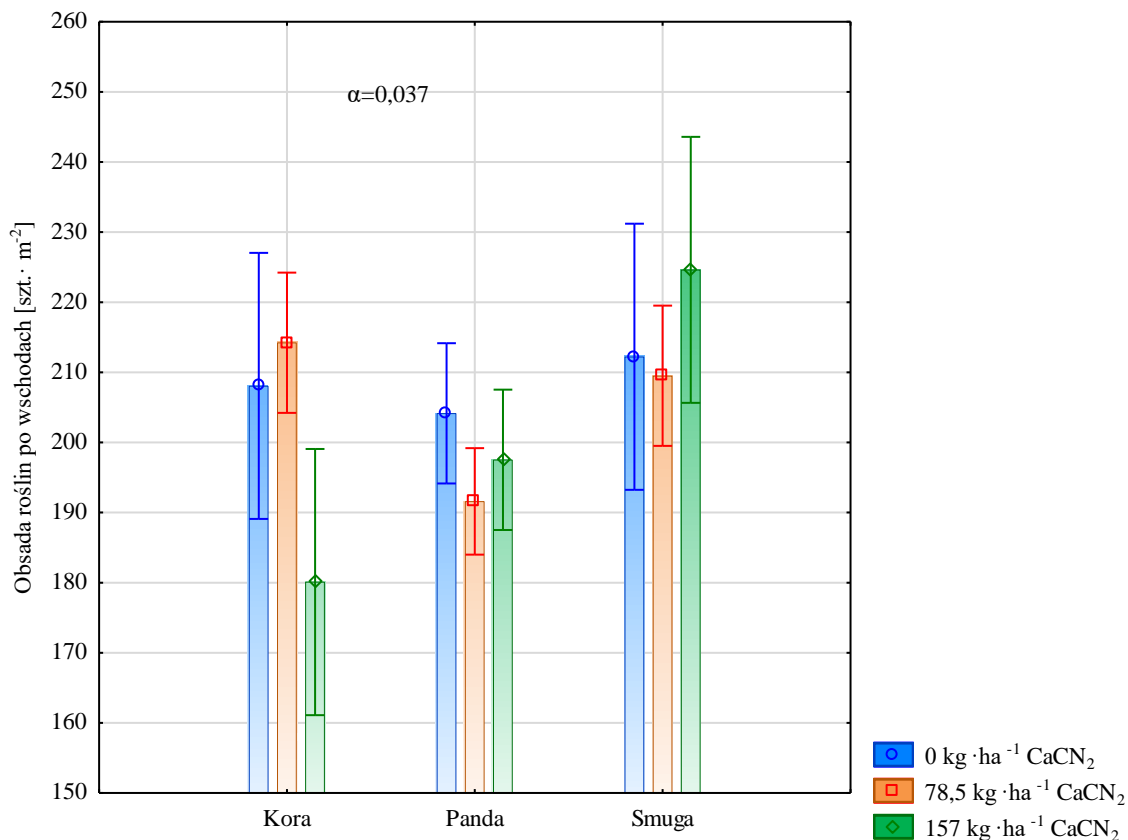
Ryc. 5. Płon orzeszków gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

Powschodowa obsada roślin badanych odmian gryki kształtowała się odmiennie w latach (interakcja rok × odmiana, $\alpha < 0,000$). W 2016 roku odmiana Kora charakteryzowała się największą obsadą roślin po wschodach. Natomiast w roku 2017 zaobserwowano wyraźnie większą powschodową obsadę roślin odmiany Smuga w stosunku do obsady roślin odmiany Kora. W 2018 roku zróżnicowanie obsady roślin po wschodach zmniejszyło się, ale podobnie jak w 2017 roku lepszą połową zdolnością wschodów cechowała się odmiana Smuga (ryc. 6). Zaobserwowany wzrost obsady roślin po wschodach można tłumaczyć lepiej rozwiniętymi zdolnościami adaptacyjnymi roślin odmiany Smuga do niekorzystnych warunków pluwiotermicznych występujących fazie BBCH 10 w roku 2017 i 2018.



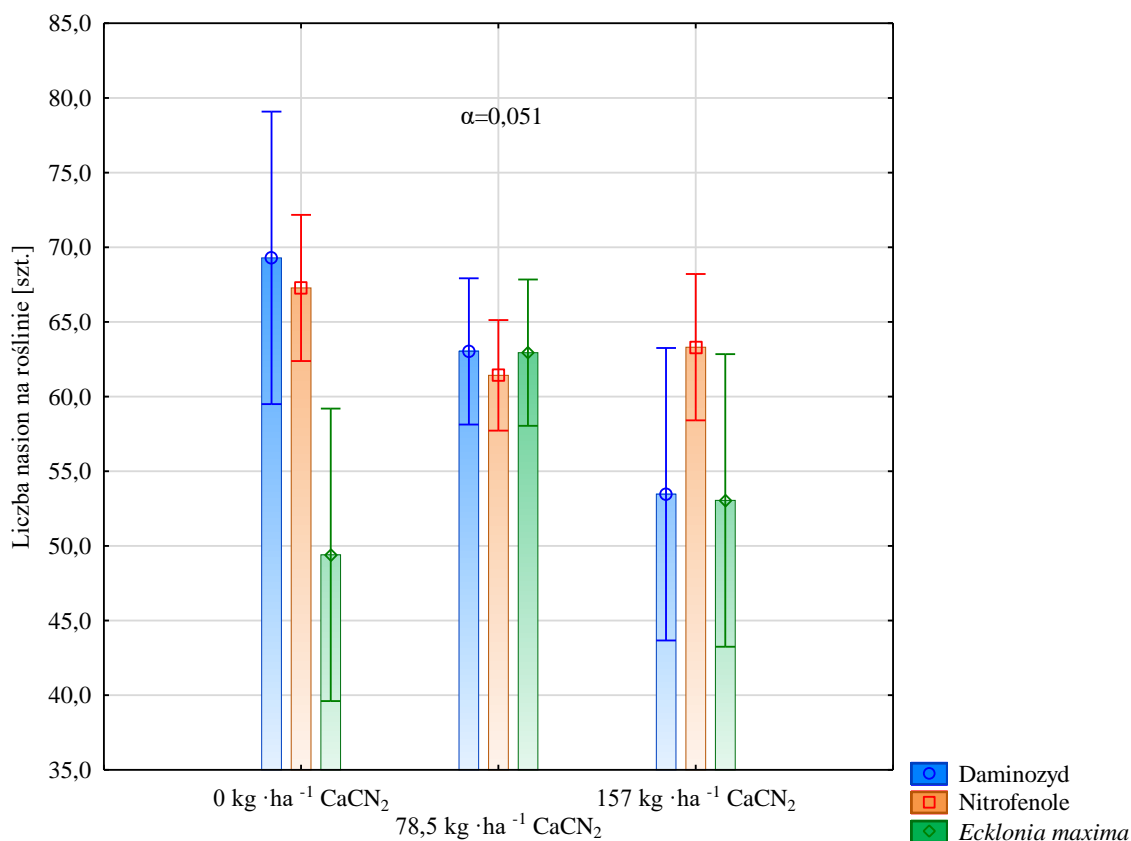
Ryc. 6. Powschodowa obsada roślin badanych odmian gryki w latach

Powschodowa obsada roślin badanych odmian kształtowała się odmiennie w obrębie stosowanych różnych form azotu nawozowego (interakcja odmiana × nawożenie, $\alpha=0,037$). Zaobserwowano wyraźną redukcję obsady roślin po wschodach odmiany Kora po zastosowaniu cyjanamidu wapnia, szczególnie w stosunku do obsady stwierdzonej na obiekcie nawożonym azotem w połowie substytuowanym cyjanamidem wapnia. Natomiast wzrost partycypacji cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotem nie powodował redukcji obsady po wschodach roślin gryki odmian Panda i Smuga (ryc. 7).



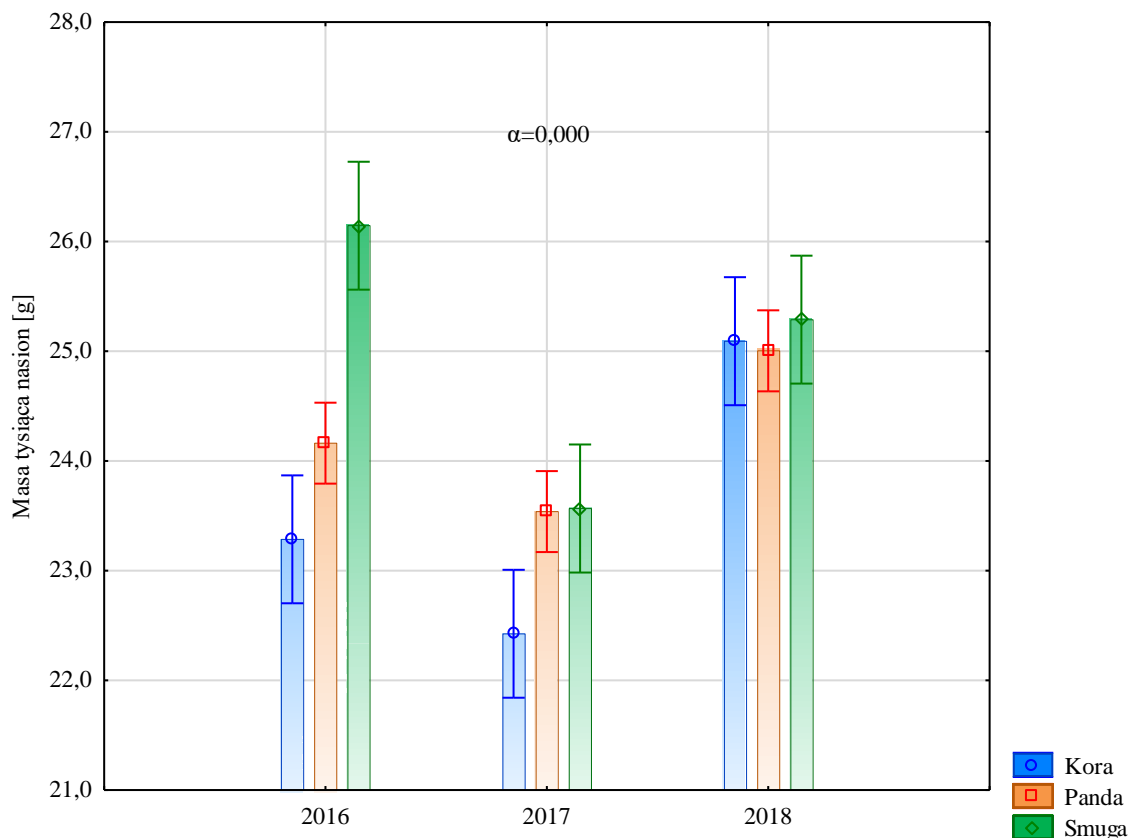
Ryc. 7. Powschodowa obsada roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego

Nie stwierdzono odmiennego ukształtowania liczby nasion wykształconych przez rośliny w obrębie stosowanych nawożeń po zastosowaniu biostymulatorów, lecz obserwowane zróżnicowanie było bliskie statystycznej istotności (interakcja nawożenie × biostymulator $\alpha=0,051$). Zaobserwowano tendencję do wykształcania większej liczby nasion przez rośliny po zastosowaniu daminozydu lub nitrofenoli na rośliny gryki nawożone azotem w formie azotanu amonu. Na obiektach nawożonych azotem w połowie substytuowanym cyjanamidem wapnia nie stwierdzono różnic w liczbie nasion wykształconych przez rośliny gryki traktowane różnymi biostymulatorami. W przypadku roślin nawożonych cyjanamidem wapnia, zaobserwowano tendencję do zwiększania wartości ocenianego elementu plonowania w wyniku zastosowania nitrofenoli (ryc. 8).



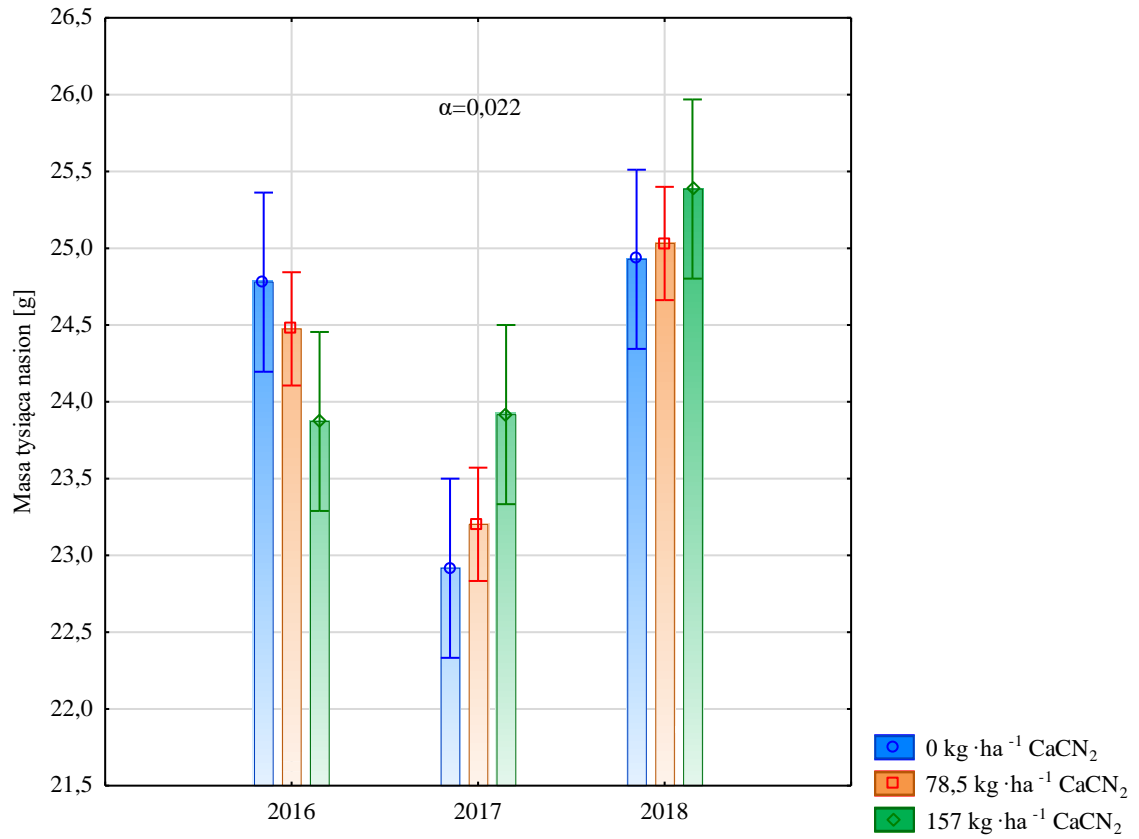
Ryc. 8. Liczba nasion wykształconych przez rośliny gryki nawożone różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów

Masa tysiąca orzeszków badanych odmian, podobnie jak plon orzeszków badanych odmian kształtowały się odmiennie w latach badań (interakcja rok × odmiana, $\alpha < 0,000$). Największą masą tysiąca nasion w 2016 roku charakteryzowała się odmiana Smuga. W roku 2017 większą i porównywalną masą tysiąca nasion cechowały się odmiany Panda i Smuga. Natomiast w roku 2018 nie zaobserwowano różnic w masie tysiąca nasion ocenianych odmian gryki (ryc. 9).



Ryc. 9. Masa tysiąca nasion odmian gryki w latach

Kolejnym źródłem zmienności wykazującym statystyczną istotność była interakcja rok \times nawożenie ($\alpha=0,022$). W 2016 roku nawożenie cyjanamidem wapnia skutkowało zmniejszeniem masy tysiąca orzeszków w porównaniu do innych stosowanych kombinacji nawozowych. Natomiast zastosowanie tego nawożenia w latach kolejnych wywoływało wyraźną tendencję do zwiększania wartości tego parametru, szczególnie w roku 2017. Zastosowane nawożenie azotowe w formie cyjanamidu wapnia w roku 2018 pozwoliło na wykształcenie najcelniejszych nasion, natomiast nasiona o najmniejszej masie wykształciły rośliny gryki nawożone saletrą amonową w roku 2017 (ryc. 10).



Ryc. 10. Masa tysiąca nasion gryki nawożonej różnymi formami azotu nawozowego w latach

4.2. Parametry biometryczne i fizjologiczne roślin i łanu gryki

4.2.1. Parametry biometryczne roślin gryki

Wartości parametrów biometrycznych roślin gryki były zróżnicowane w latach badań (tab. 6). Zdecydowanie największą suchą masą cechowały się rośliny z 2016 roku (3,16 g), natomiast mniejsze wartości ocenianego parametru stwierdzono w roku 2017 oraz 2018, i wynosiły one odpowiednio 2,41 g i 2,21 g (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Najkorzystniejsze warunki pluwiotermiczne dla akumulacji suchej masy zaobserwowano w 2016 roku (tab. 4), co potwierdza również dynamika tego procesu (ryc. 17). Ponadto wykazano, że wzrostowi suchej masy roślin towarzyszył wzrost plonu orzeszków (tab. 5).

Liczba rozgałęzień na roślinie była zróżnicowana w latach badań (tab. 6). Największą liczbę rozgałęzień wykształciły rośliny gryki w 2016 roku (4,56 szt.), a najmniejszą w 2017 roku (1,92 szt.), (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Była to również wartość zdecydowanie większa od stwierdzonej w 2018 roku o 2,08 szt. Zaobserwowane zmiany wielkości liczby rozgałęzień w latach badań skutkowały zróżnicowaniem plonu orzeszków gryki. Większa liczba rozgałęzień mogła się przyczynić do uzyskania wysokiego plonu gryki w 2016 roku (tab. 5).

Stwierdzone wysokości roślin gryki były różne w latach badań (tab. 6). Najwyższe rośliny zaobserwowano w roku 2016 (78,0 cm) i 2018 (78,3 cm), natomiast wysokość roślin w roku 2017 wynosiła 72,3 cm (dla efektu kwadratowego $\alpha < 0,000$). Wysokość roślin w latach badań warunkowały zmienne warunki pluwiotermiczne, szczególnie korzystne w latach 2016 i 2018 (tab. 4).

Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki w latach badań była odmienna (tab. 6). Zdecydowanie największą powierzchnię asymilacyjną liści posiadały rośliny z 2016 roku (212 cm²). Powierzchnia ta była większa od stwierdzonej w roku 2017 i 2018 odpowiednio o 9 cm² i 25 cm² (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$, a dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,017$). Również odmiennie kształtowały się w latach przeciętne powierzchnie asymilacyjne liścia. Największą przeciętną powierzchnię asymilacyjną liścia odnotowano w 2018 roku (13,2 cm²), a najmniejszą w 2016 roku (11,84 cm²). Przeciętna powierzchnia asymilacyjna liścia z 2018 roku warunkowana była małą liczbą wykształconych liści na roślinie (14,2 szt.), oraz wysoką obsadą roślin (186 szt. · m⁻²), (tab. 5, 6).

Liczba liści na roślinach gryki w latach badań była zróżnicowana statystycznie (tab. 6). Największą liczbę liści na roślinie zaobserwowano w roku 2016 (17,9 szt.), natomiast mniejsze

liczby liści odnotowano w roku 2017 (16,9 szt.) i 2018 (14,2 szt.), (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$).

Zaobserwowano zróżnicowanie cech morfologicznych roślin gryki pochodzących z różnych faz fenologicznych (tab. 6). Sucha masa roślin gryki zwiększała się wraz z rozwojem roślin (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Największą suchą masę roślin gryki zaobserwowano w fazie BBCH 60–69 (3,97 g), a najmniejszą w fazie BBCH 20–29 (0,95 g).

Również wysokość roślin mierzona w wybranych fazach fenologicznych różniła się statystycznie (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 6). Zdecydowanie najwyższe rośliny gryki zaobserwowano w fazie BBCH 60–69 (110 cm), a najmniejsze w fazie BBCH 20–29 (34,5 cm).

Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki różniła się w poszczególnych fazach rozwojowych (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 6). Największą powierzchnią asymilacyjną liści charakteryzowały się rośliny w fazie BBCH 60–69 (249 cm²), a najmniejszą w fazie BBCH 20–29 (123 cm²). Ponadto zaobserwowano również zwiększanie się przeciętnej powierzchni asymilacyjnej liścia rośliny gryki pomiędzy fazami fenologicznymi z 10,88 cm² w BBCH 20–29 do 12,09 cm² w BBCH 60–69. Wraz z wzrostem powierzchni asymilacyjnej liści rośliny wzrastała również wartość LAI w kolejnych fazach rozwojowych gryki (tab. 7).

Liczba liści na roślinie była różna w analizowanych fazach fenologicznych gryki (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Największą liczbę liści na roślinie obserwowano w fazie BBCH 60–69 (20,6 szt.), a najmniejszą w fazie BBCH 20–29 (11,3 szt.) (tab. 6). W okresie wzrostu i rozwoju rośliny zwiększają liczbę liści, co jest wynikiem zachodzących procesów fizjologicznych w organizmie roślin [Wilmowicz i in. 2016].

Rośliny badanych odmian gryki różniły się pomiędzy sobą ocenianymi parametrami biometrycznymi. Odmiana Smuga ukształtowała rośliny o największej suchej masie i była ona większa od suchej masy roślin odmiany Kora o 0,22 g (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$) (tab. 6). Warto zaznaczyć, że we wszystkich analizowanych fazach rozwojowych rośliny o największej suchej masie to rośliny odmiany Smuga (Aneks, tab. A1). Ponadto dynamika procesu gromadzenia suchej masy przez rośliny tej odmiany była najintensywniejsza (ryc. 21).

Wysokość roślin badanych odmian gryki kształtowała się odmiennie (tab. 6). Zdecydowanie najwyższe były rośliny gryki odmiany Smuga (77,7 cm), pośrednią wysokością charakteryzowały się rośliny odmiany Kora (76,2 cm), a rośliny odmiany Panda były najniższe (75,0 cm), (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$, a dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,026$).

Powierzchnia asymilacyjna liści roślin badanych odmian gryki różniła się statystycznie (tab. 6). Największą powierzchnię asymilacyjną liści wykształciły rośliny odmiany Panda (207 cm^2) i była ona zbudowana z liści o przeciętnej powierzchni asymilacyjnej ($12,3 \text{ cm}^2$). Rośliny pozostałych odmian gryki wykształciły istotnie mniejsze powierzchnie asymilacyjne liści roślin odpowiednio o 2 cm^2 (Kora) i 22 cm^2 (Smuga) (dla efektu liniowego $\alpha=0,048$, a dla efektu kwadratowego $\alpha<0,000$). Powierzchnia asymilacyjna liści roślin odmiany Panda warunkowana była niską obsadą roślin przed zbiorem (tab. 5). Jednocześnie rośliny odmiany Panda w okresie całej ontogenezy cechowały się największą powierzchnią asymilacyjną liści (Aneks, tab. A2). Natomiast wartość LAI łanu odmiany Panda była najmniejsza (tab. 7).

Zaobserwowano istotne różnice w liczbie liści na roślinie badanych odmian gryki (tab. 6). Odmiana Panda wykształciła na roślinie blisko 17 liści. Pozostałe odmiany cechowało mniej obfite ulistnienie. Roślina odmiany Kora posiadała 16,3 liścia, a roślina odmiany Smuga 15,4 liścia (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,002$). Różnice w liczbie liści na roślinie warunkowane były zmienną obsadą roślin. Niska obsada roślin odmiany Panda skutkowała lepiej wykształconym ulistnieniem w porównaniu do ulistnienia pozostałych odmian (tab. 5).

Zastosowanie różnych form azotu nawozowego zmodyfikowało suchą masę oraz wysokość roślin gryki (tab. 6). W miarę wzrostu udziału cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym obserwowano zwiększanie się suchej masy roślin gryki (dla efektu liniowego $\alpha<0,000$). Najwięcej suchej masy zgromadziły rośliny nawożone azotem w postaci cyjanamidu wapnia ($2,77 \text{ g}$), a najmniej nawożone saletrą amonową ($2,45 \text{ g}$). Negatywne oddziaływanie nawożenia azotem w formie cyjanamidu wapnia objawiało się tylko w początkowym okresie ontogenezy gryki. Rośliny gryki w fazie BBCH 20–29 gromadziły mniej suchej masy o $0,22 \text{ g}$ w porównywaniu do roślin nawożonych azotanem amonu (Aneks, tab. A1). Nawozy zawierające w swoim składzie azot w formie cyjanamidu wapnia klasyfikowane są jako nawozy o spowolnionym działaniu [Sabationo i in. 2020].

Nawożenie różnymi formami azotu nawozowego modyfikowało istotnie wysokość roślin gryki (tab. 6). Stwierdzono, że wzrost udziału cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym powodował redukcję wysokości roślin gryki (dla efektu liniowego $\alpha<0,000$). Najwyższe rośliny obserwowano po zastosowaniu azotu w formie saletry amonowej ($78,3 \text{ cm}$), a najmniejsze po nawożeniu azotem w formie cyjanamidu wapnia ($74,6 \text{ cm}$). Nawożenie azotem zarówno w postaci azotanu amonu i cyjanamidu wapnia skutkowało pośrednią wysokością roślin ($75,6 \text{ cm}$).

Mianem tendencji statystycznej można opisać wpływ nawożenia różnymi formami azotu nawozowego na modyfikację liczby liści na roślinie gryki (tab. 6). Najbardziej ulistnione

rośliny gryki obserwowano na obiekcie nawożonym cyjanamidem wapnia. Liczba liści na roślinie wynosiła bowiem 17,3 sztuki i jednocześnie była to liczba większa od stwierdzonej na roślinach nawożonych azotanem amonu (16,3 sztuki), (dla efektu liniowego $\alpha=0,055$). Zastosowane formy azotu nawozowego warunkowały również powierzchnię asymilacyjną pojedynczego liścia. Na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia stwierdzono najmniejszą przeciętną powierzchnię liścia, która wynosiła 11,85 cm². Oznacza to, że nawożenie gryki cyjanamidem wapnia skutkuje wykształceniem dużej liczby liści na roślinie, ale o mniejszej powierzchni asymilacyjnej pojedynczego liścia.

Zastosowane herbicydy wpłynęły istotnie na wysokość roślin gryki (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha<0,000$), (tab. 6). Najwyższe rośliny zaobserwowano na obiekcie kontrolnym (79,1 cm), natomiast najmniejsze na obiektach chronionych metazachlorem wraz z chlomazonem (76,7 cm), a zastosowanie linuronu skutkowało pośrednią wysokością roślin (74,1 cm). Podolska i in. [2019] również odnotowali redukcję wysokości roślin gryki po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu odpowiednio w dawkach 750 g·ha⁻¹ oraz 96 g·ha⁻¹ o 35,0 % w odniesieniu do wysokości roślin z obiektu kontrolnego.

Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki kształtowała się odmiennie po zastosowaniu herbicydów (tab. 6). Zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem skutkowało redukcją powierzchni asymilacyjnej liści rośliny o 44 cm² w odniesieniu do wielkości tego parametru wyznaczonego dla roślin z obiektu kontrolnego (dla efektu liniowego $\alpha<0,000$). Ponadto przeciętna powierzchnia asymilacyjna liścia rośliny pochodzącej z obiektu chronionego metazachlorem i chlomazonem była najmniejsza i wynosiła 11,66 cm². Podolska i in. [2019] nie obserwowali negatywnych zmian w powierzchni asymilacyjnej pojedynczego liścia gryki po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu. Ponadto odnotowali większą powierzchnię asymilacyjną pojedynczego liścia rośliny chronionej metazachlorem i chlomazonem (27,31 cm²) od odpowiedniej wartości otrzymanej w prezentowanych badaniach własnych (11,66 cm²). Obserwowany skutek stosowania herbicydów w postaci redukcji powierzchni asymilacyjnej liści roślin powodował również zmniejszenie wartości LAI (tab. 7).

Stwierdzono statystyczne zróżnicowanie liczby liści na roślinie gryki po zastosowaniu herbicydów (tab. 6). Zaobserwowano, że zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem spowodowało zmniejszenie liczby liści na roślinach gryki o 12,2% w porównaniu do liczby liści na roślinach z obiektu kontrolnego (dla efektu liniowego $\alpha<0,000$).

Zastosowane biostymulatory istotnie różnicowały suchą masę oraz wysokość roślin gryki (tab. 6). Potraktowanie roślin gryki daminozydem skutkowało zwiększeniem suchej masy

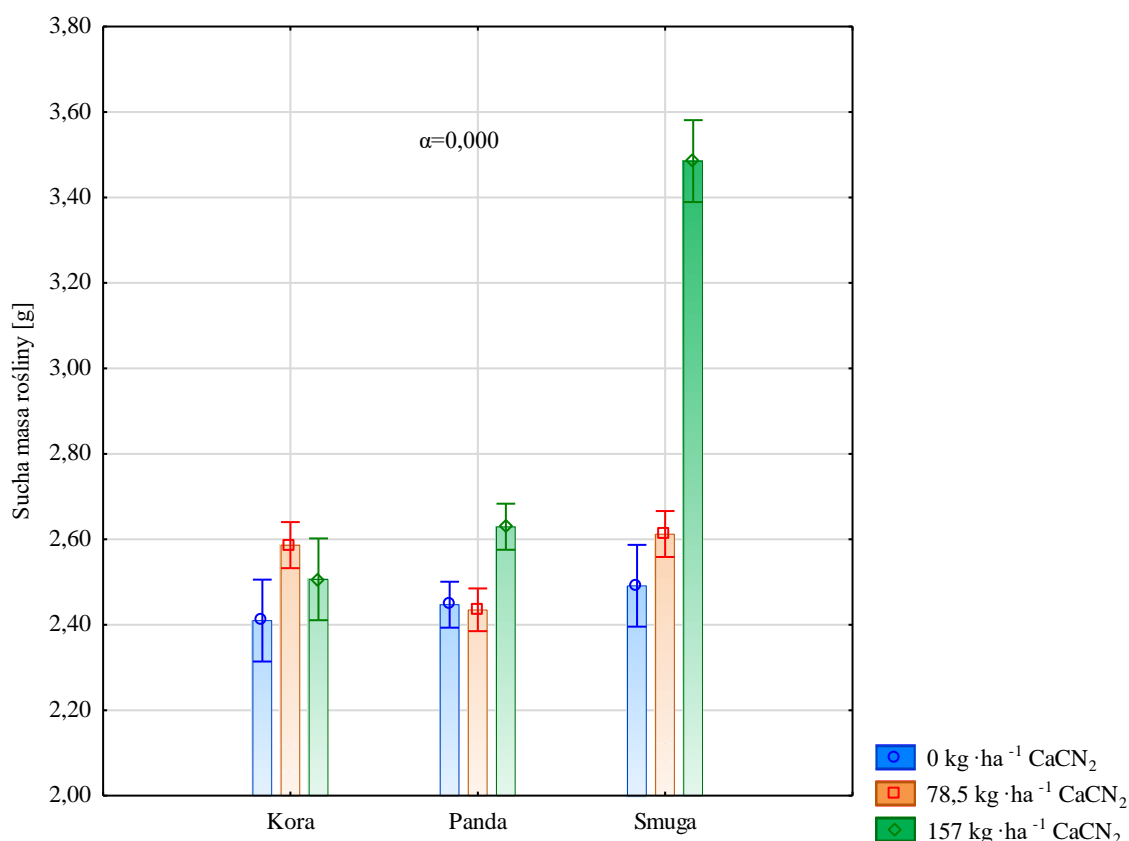
rośliny w porównaniu do suchej masy roślin stymulowanych ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* o 2 % (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 6). Biostymulatory różnicowały istotnie również wysokość roślin gryki (dla efektu liniowego $\alpha = 0,033$, a dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,019$), (tab.6). Zdecydowanie najwyższe rośliny gryki wyrosły po ich stymulacji nitrofenolami ($77,3 \text{ cm}^2$), natomiast niższe zaobserwowano na obiektach traktowanych ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* (76,6 cm), czy też daminozydem (68,3 cm).

Tabela 6. Parametry biometryczne roślin gryki

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
Sucha masa rośliny [g]					
Rok	3,16	2,21	2,41	0,000	0,000
Faza fenologiczna	0,95	3,04	3,97	0,000	0,000
Odmiana	2,54	2,50	2,76	0,000	0,728
Nawożenie	2,45	2,54	2,77	0,000	0,993
Herbicyd	2,50	2,63	2,67	0,772	0,168
Biostymulator	2,43	2,67	2,38	0,000	0,833
Liczba rozgałęzień na roślinie [szt.]					
Rok	4,56	1,92	2,48	0,000	0,000
Odmiana	2,98	3,00	2,96	0,913	0,838
Nawożenie	2,95	3,04	2,90	0,765	0,467
Herbicyd	2,93	2,95	3,13	0,211	0,591
Biostymulator	3,12	2,95	2,94	0,273	0,533
Wysokość rośliny [cm]					
Rok	78,0	72,3	78,3	0,950	0,000
Faza fenologiczna	34,5	88,9	110,6	0,000	0,000
Odmiana	76,2	75,0	77,7	0,000	0,026
Nawożenie	78,3	75,6	74,6	0,000	0,084
Herbicyd	79,1	74,1	76,7	0,000	0,000
Biostymulator	68,3	77,3	76,6	0,033	0,019
Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny [cm ²]					
Rok	212	203	187	0,000	0,017
Faza fenologiczna	123	242	249	0,000	0,000
Odmiana	205	207	185	0,048	0,000
Nawożenie	203	197	205	0,335	0,448
Herbicyd	220	202	176	0,000	0,113
Biostymulator	191	200	210	0,615	0,901
Liczba liści na roślinie [szt.]					
Rok	17,9	16,9	14,2	0,000	0,000
Faza fenologiczna	11,3	17,8	20,6	0,000	0,000
Odmiana	16,3	16,9	15,4	0,210	0,002
Nawożenie	16,3	15,8	17,3	0,055	0,998
Herbicyd	17,2	16,5	15,1	0,000	0,142
Biostymulator	16,2	16,3	16,5	0,476	0,766

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

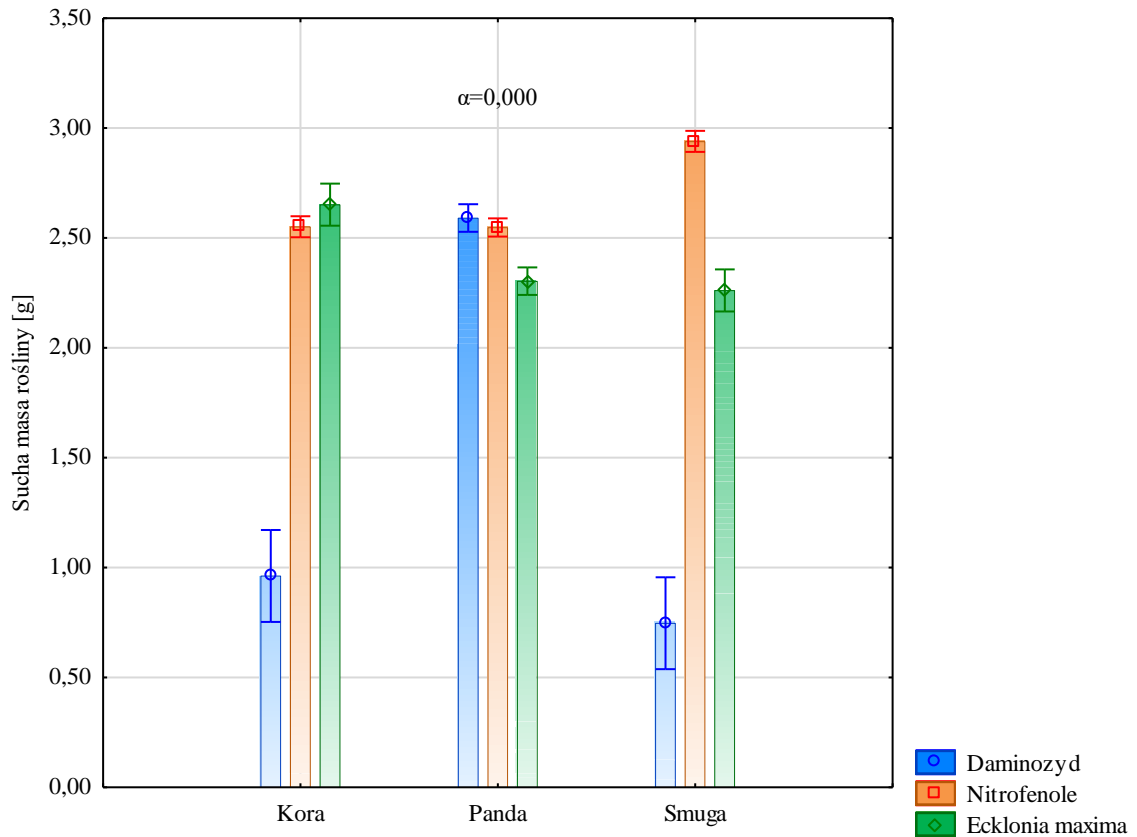
Zastosowane różne formy azotu nawozowego w odmienny sposób modyfikowały suchą masę roślin badanych odmian gryki (interakcja odmiana \times nawożenie, $\alpha < 0,000$). Nawożenie cyjanamidem wapnia gryki odmian Panda i Smuga pozwoliło na ukształtowanie największej suchej masy roślin na tle pozostałych kombinacji nawozowych. W przypadku gryki odmiany Kora największą suchą masę roślin obserwowano po zastosowaniu nawożenia saletrą amonową razem z cyjanamidem wapnia (ryc. 11).



Ryc. 11. Sucha masa roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego

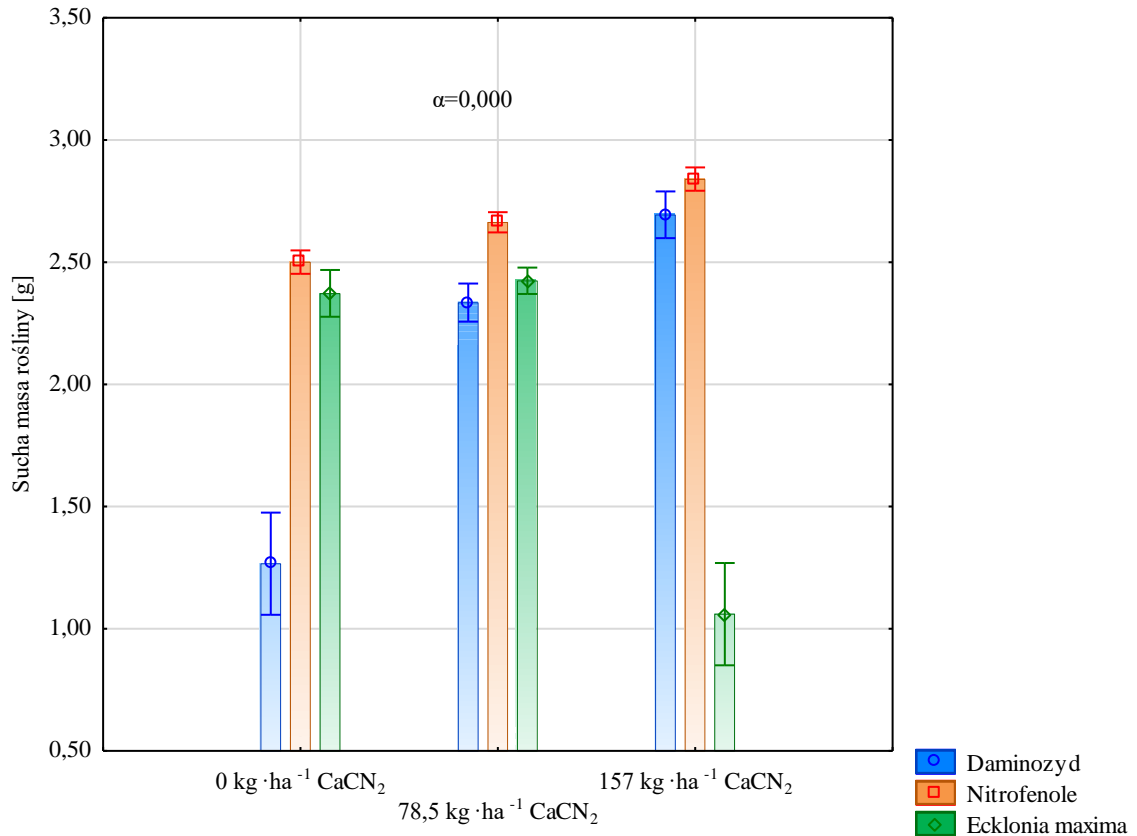
Zastosowane biostymulatory w odmienny sposób modyfikowały suchą masę roślin badanych odmian gryki (interakcja odmiana \times biostymulator, $\alpha < 0,000$). Potraktowanie roślin odmian Kora i Smuga daminozydem skutkowało wyraźnym zmniejszeniem suchej masy roślin w porównaniu do suchej masy roślin potraktowanych pozostałymi biostymulatorami. W przypadku odmiany Panda zastosowanie daminozydu, jak również nitrofenoli pozwoliło zgromadzić roślinom więcej suchej masy niż zgromadziły rośliny stymulowane wyciągiem

z alg *Ecklonia maxima*. Natomiast rośliny odmiany Smuga potraktowane nitrofenolami zgromadziły wyraźnie więcej suchej masy niż rośliny z pozostałych obiektów (ryc. 12).



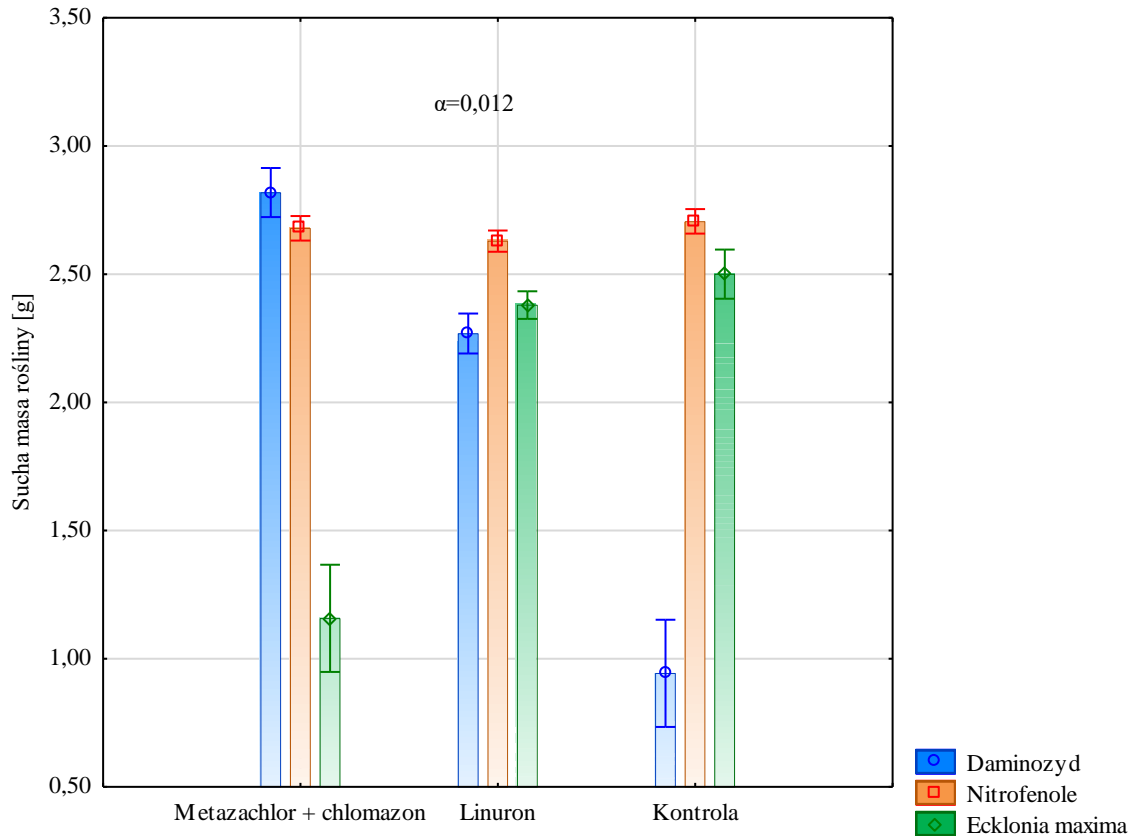
Ryc. 12. Sucha masa roślin badanych odmian gryki traktowanych biostymulatorami

Zaobserwowano odmienny wpływ biostymulatorów na suchą masę roślin gryki w obrębie stosowanych różnych form azotu nawozowego (interakcja nawożenie \times biostymulator, $\alpha < 0,000$). Zastosowanie daminozydu na rośliny gryki nawożone saletrą amonową skutkowało wyraźnym zmniejszeniem suchej masy roślin w porównaniu do suchej masy roślin tak nawożonych i traktowanych innymi biostymulatorami. Na obiektach nawożonych azotanem amonu i cyjanamidem wapnia traktowanie roślin gryki nitrofenolami skutkowało większą suchą masę roślin. Natomiast wśród obiektów nawożonych azotem tylko w formie cyjanamidu wapnia, zastosowanie wyciągu z alg *Ecklonia maxima* wyraźnie zmniejszyło suchą masę roślin (ryc. 13).



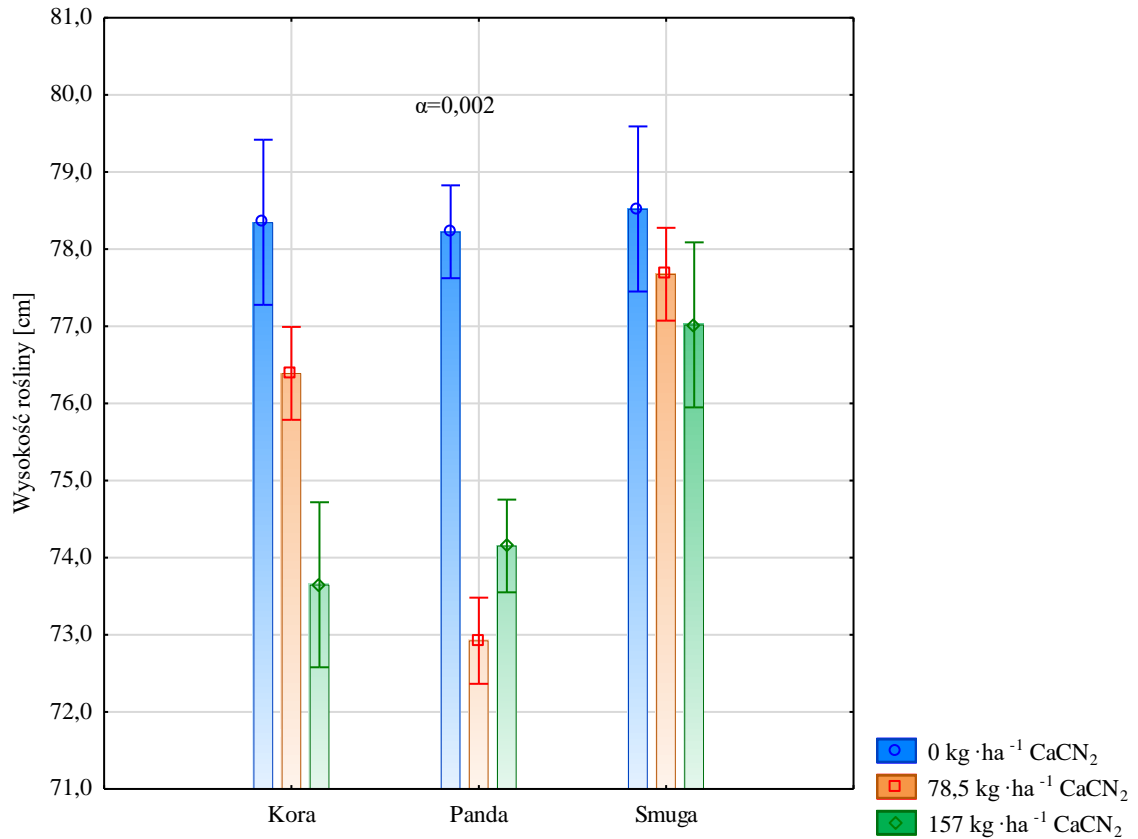
Ryc. 13. Sucha masa roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów

Stwierdzono odmienne ukształtowanie suchej masy rośliny gryki, w obrębie odmiennie chronionych chemicznie obiektów, po zastosowaniu różnych biostymulatorów (interakcja herbicyd × biostymulator, $\alpha=0,012$). W grupie obiektów chronionych metazachlorem wraz z chlomezonem zaobserwowano wyraźne zmniejszenie suchej masy roślin po zastosowaniu wyciągu z alg *Ecklonia maxima*. Natomiast w grupie obiektów kontrolnych zmniejszenie suchej masy roślin gryki miało miejsce po zastosowaniu daminozydu. Na obiektach, na których stosowano linuron najwięcej suchej masy zgromadziły rośliny potraktowane nitrofenolami (ryc. 14).



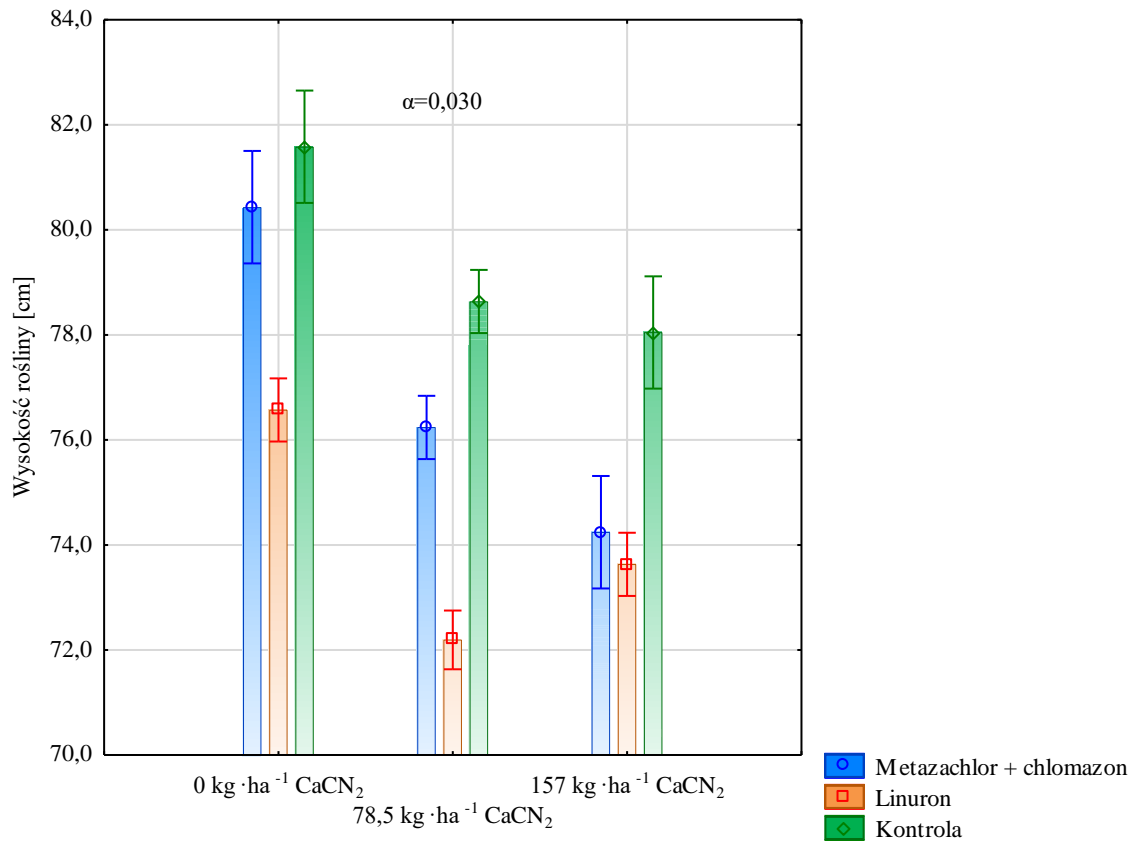
Ryc. 14. Sucha masa roślin gryki traktowanych herbicydami i biostymulatorami

Zastosowane różne formy azotu nawozowego w odmienny sposób modyfikowały wysokość roślin badanych odmian gryki (interakcja odmiana \times nawożenie, $\alpha=0,002$). Rośliny wszystkich badanych odmian gryki nawożone azotanem amonu osiągnęły podobną wysokość, nieco ponad 78 cm. Wprowadzenie cyjanamidu wapnia jako składowej nawożenia azotowego lub jego wyłączenie skutkowało zmniejszeniem wysokości roślin. Szczególnie widoczne zmniejszenie wysokości roślin dotyczyło odmian Kora i Panda. Wysokość roślin odmiany Smuga po wprowadzeniu cyjanamidu wapnia jako źródła azotu zmniejszyła się nieznacznie (ryc. 15).



Ryc. 15. Wysokość roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu

Potwierdzono odmienny wpływ stosowanych herbicydów na wysokość roślin gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego (interakcja nawożenie × herbicyd, $\alpha=0,030$). Na obiektach nawożonych saletrą amonową regulacja zachwaszczenia linuronem skutkowałą znaczącą redukcją wysokości roślin, podobnie jak w grupie obiektów nawożonych zarówno azotanem amonu jak i cyjanamidem wapnia, bowiem blisko aż o 6,5 cm. Natomiast na obiektach nawożonych azotem tylko w formie cyjanamidu wapnia zastosowana ochrona przed zachwaszczeniem gryki zarówno linuronem, jak i metazachlorem wraz z chlomazonem skutkowałą zbliżoną redukcją wysokości roślin gryki o około 4 cm w odniesieniu do wysokości roślin z obiektu niechronionego chemicznie (ryc. 16).

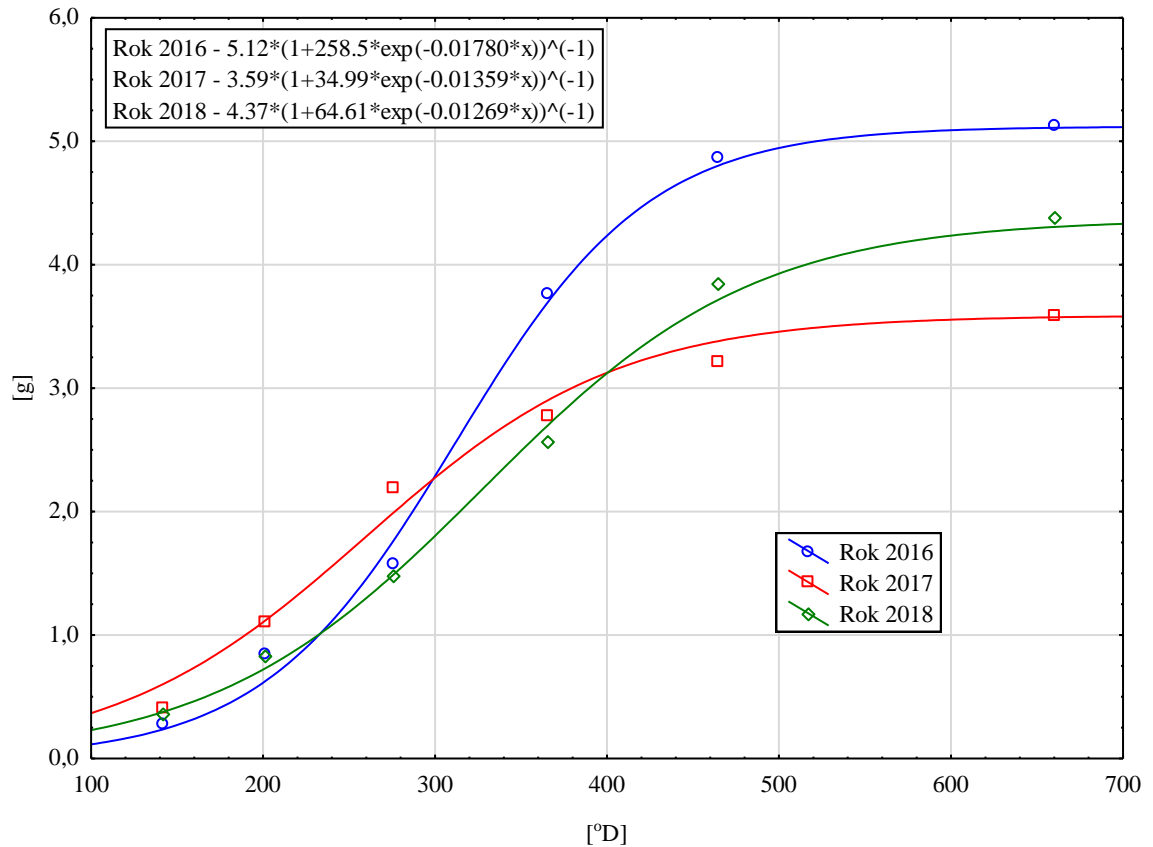


Ryc. 16. Wysokość roślin gryki chronionych herbicydami i nawożonych różnymi formami azotu nawozowego

4.2.2. Dynamika wzrostu roślin gryki

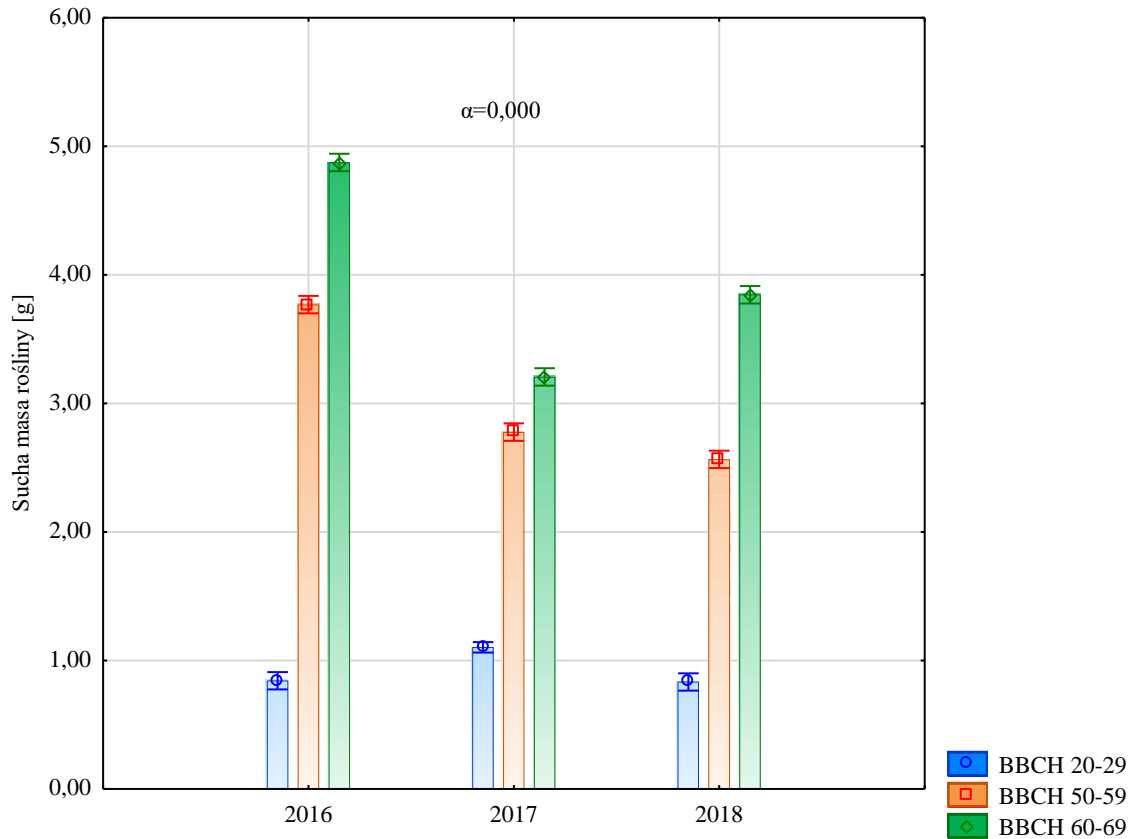
Z powodu cech osobniczych organizmu roślinnego przydatność modeli wzrostu o zdeterminowanym kształcie do opisu procesu akumulacji suchej masy przez rośliny jest ograniczona. Witkowicz [2012] dokumentuje, że wśród analizowanych przez siebie modeli szczególną przydatność, wynikającą m.in. z dużej dobroci dopasowania, wykazuje funkcja Pearla-Verhulsta. Jednak model ten nie może służyć do prognozowania masy końcowej rośliny [Sztencel i Żelawski 1984, Gregorczyk 1991]. Zdaniem wyżej wspomnianych autorów modele z asymptotą poziomą charakteryzują się znikomą zdolnością predykcyjną. Witkowicz [2012] widzi natomiast możliwość wykorzystania takiego modelu do stwierdzania różnic w przebiegu procesu wzrostu roślin uprawnych. W badaniach własnych, wykorzystując model Pearla-Verhulsta dokonano opisu procesu akumulacji suchej masy przez rośliny gryki poddane wpływowi czynników badawczych.

Największą w latach badań wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu opisującym proces gromadzenia suchej masy przez rośliny w 2016 roku (5,12). Również w 2016 roku stwierdzono największą suchą masę rośliny w punkcie przegięcia funkcji w 312 °D, bowiem wynosiła ona 2,56 g. Korzystny rozkład temperatury i opadów występujący w 2016 roku spowodował intensywniejszą akumulację suchej masy przez rośliny gryki w porównaniu do zaobserwowanej w pozostałych latach badań (tab. 4). W 2017 roku punkt przegięcia funkcji wystąpił w 262 °D. Rośliny zakumulowały 1,80 g suchej masy, a asymptota pozioma modelu wynosiła tylko 3,59. Akumulacja suchej masy w 2018 roku charakteryzowała się najwolniejszym względnym tempem (najmniejsza wartość parametru k w latach badań). W punkcie przegięcia (329 °D) sucha masa rośliny gryki wynosiła 2,19 g, a wartość asymptoty poziomej modelu tylko 4,37 (ryc. 17). Różnica pomiędzy czasami osiągnięcia punktów przegięcia w latach 2016 i 2017 wynosi 50 °D, a latami 2017 i 2018 aż 67 °D.



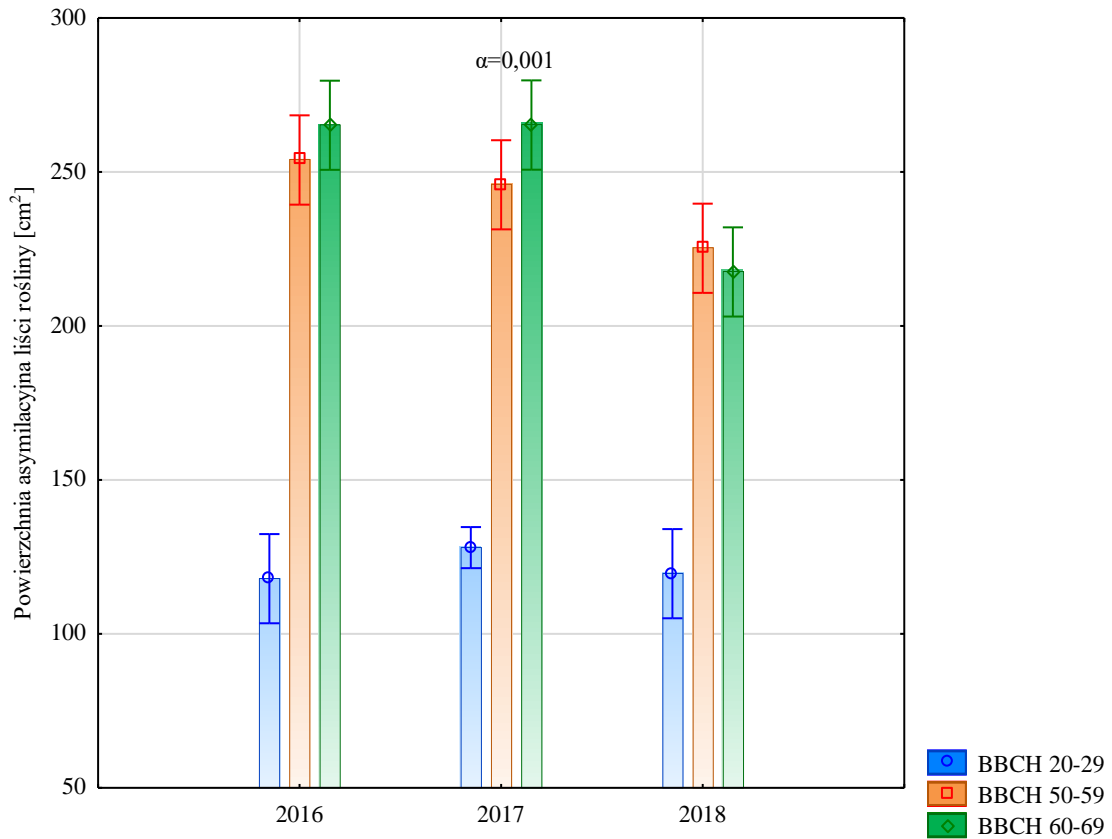
Ryc.17. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki w latach

Sucha masa roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych kształtowała się odmiennie w latach badań (interakcja faza fenologiczna x lata, $\alpha < 0,000$), (ryc. 18). Zaprezentowane dane potwierdzają największą dynamikę wzrostu roślin gryki w 2016 roku, bowiem wówczas obserwowano największe zmiany suchej masy roślin pomiędzy analizowanymi fazami rozwojowymi. Największy przyrost suchej masy roślin gryki pomiędzy fazami BBCH 20–29, a BBCH 60–69 zaobserwowany w 2016 roku i wynosił on 4,03 g. Nieco słabszą dynamiką wzrostu cechowały się rośliny z roku 2018, ale szczególnie intensywnie gromadziły suchą masę pomiędzy BBCH 50–59, a BBCH 60–69, czyli przez około 100 °D.



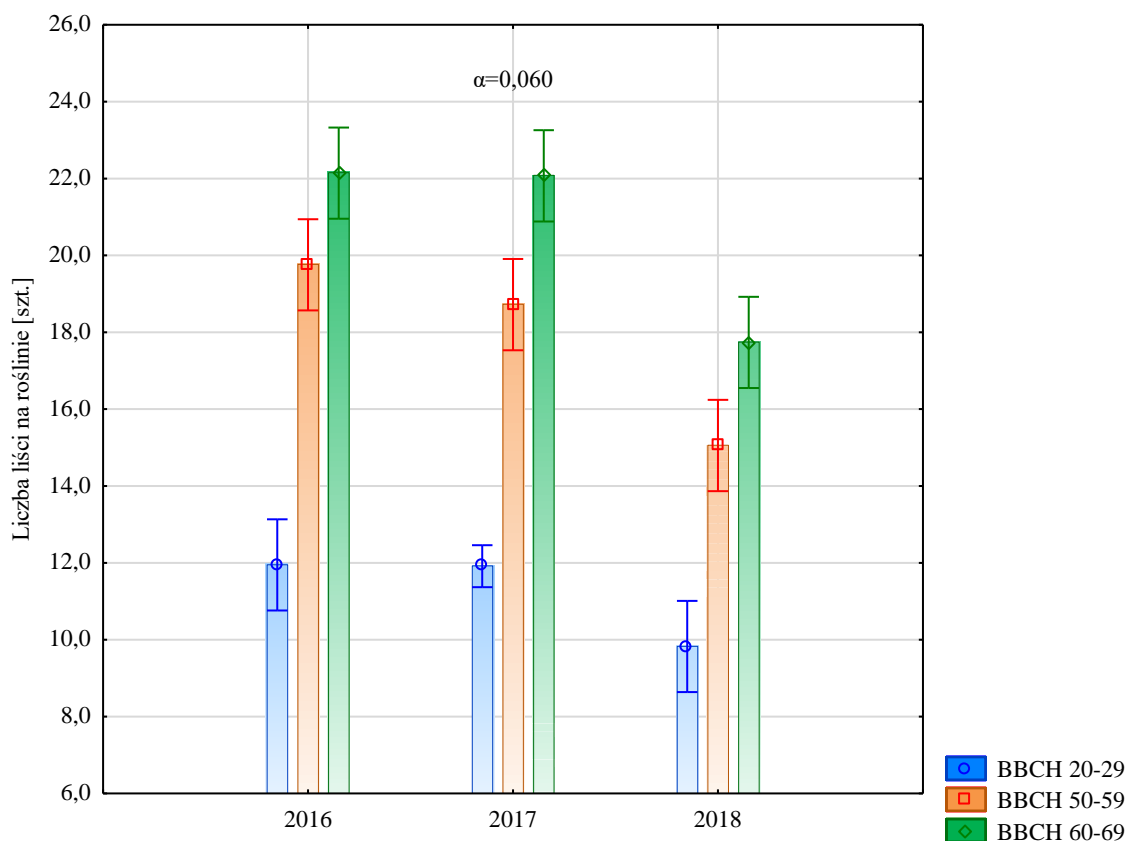
Ryc. 18. Sucha masa roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach

Dynamika zmian powierzchni asymilacyjnej liści roślin gryki pomiędzy fazami fenologicznymi była zmienna w latach badań (interakcja lata \times faza fenologiczna, $\alpha=0,001$). Najmniejszą powierzchnię asymilacyjną roślin w latach badań, ale zarazem porównywalną w latach zaobserwowano oczywiście w fazie BBCH 20–29 i wahała się w przedziale od 118 cm² do 128 cm². Zdecydowanie większe powierzchnie asymilacyjne liści roślin gryki obserwowano w fazach BBCH 50–59 i BBCH 60–69. Zasadniczo powierzchnie asymilacyjne liści roślin nie wykazywały różnic pomiędzy tymi dwoma fazami, ale można dostrzec tendencję do wzrostu wartości tego parametru w roku 2016 i 2017 oraz spadku w 2018 roku (ryc. 19).



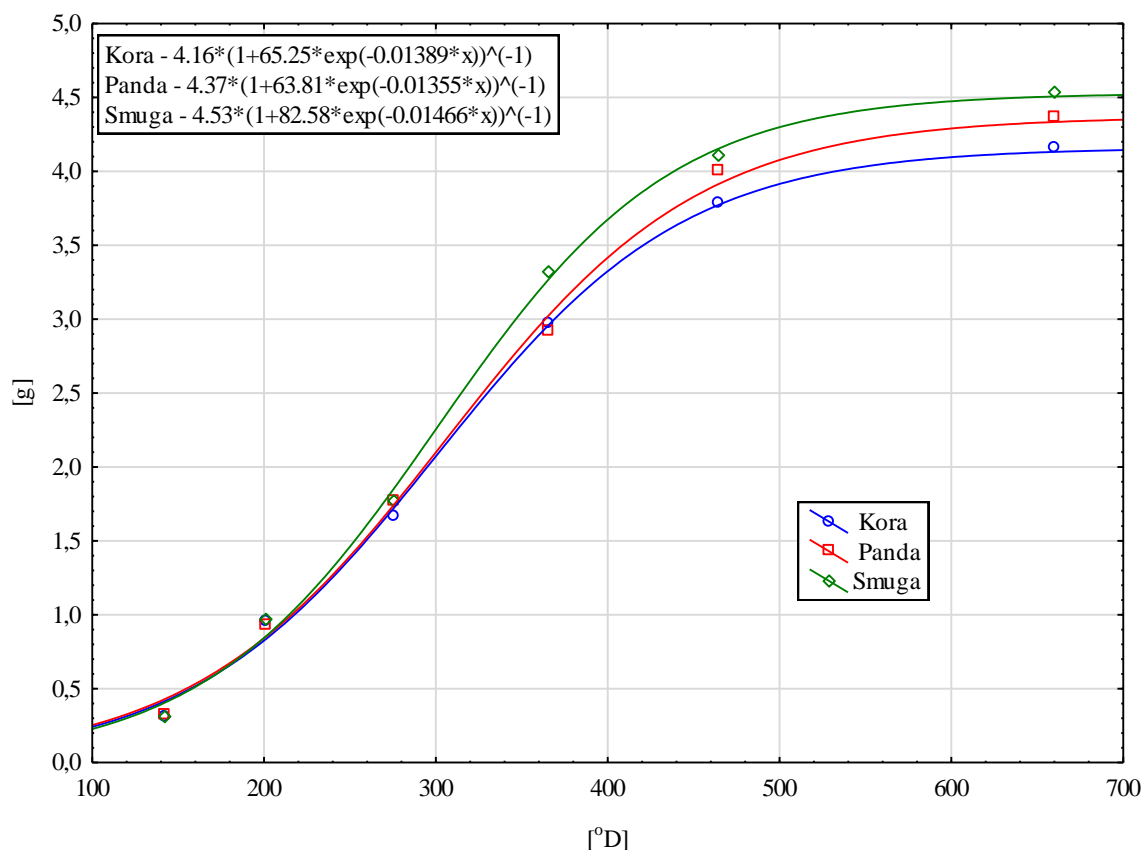
Ryc. 19. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach

Zmienność liczby liści na roślinie w poszczególnych fazach fenologicznych gryki w latach badań była bliska statystycznego zróżnicowania (interakcja lata \times faza fenologiczna, $\alpha=0,060$). Wpływ lat 2016 i 2017 można pod względem ocenianego parametru uznać za tożsamy, bowiem osiągnięte liczebności liści w poszczególnych fazach fenologicznych były porównywalne. Natomiast w roku 2018 rośliny charakteryzowały się mniejszą dynamiką procesu wykształcania kolejnych liści w porównaniu do poprzednich lat badań, co jest efektem oddziaływania niekorzystnych warunków pluwiotermicznych (ryc. 20, tab. 4.).



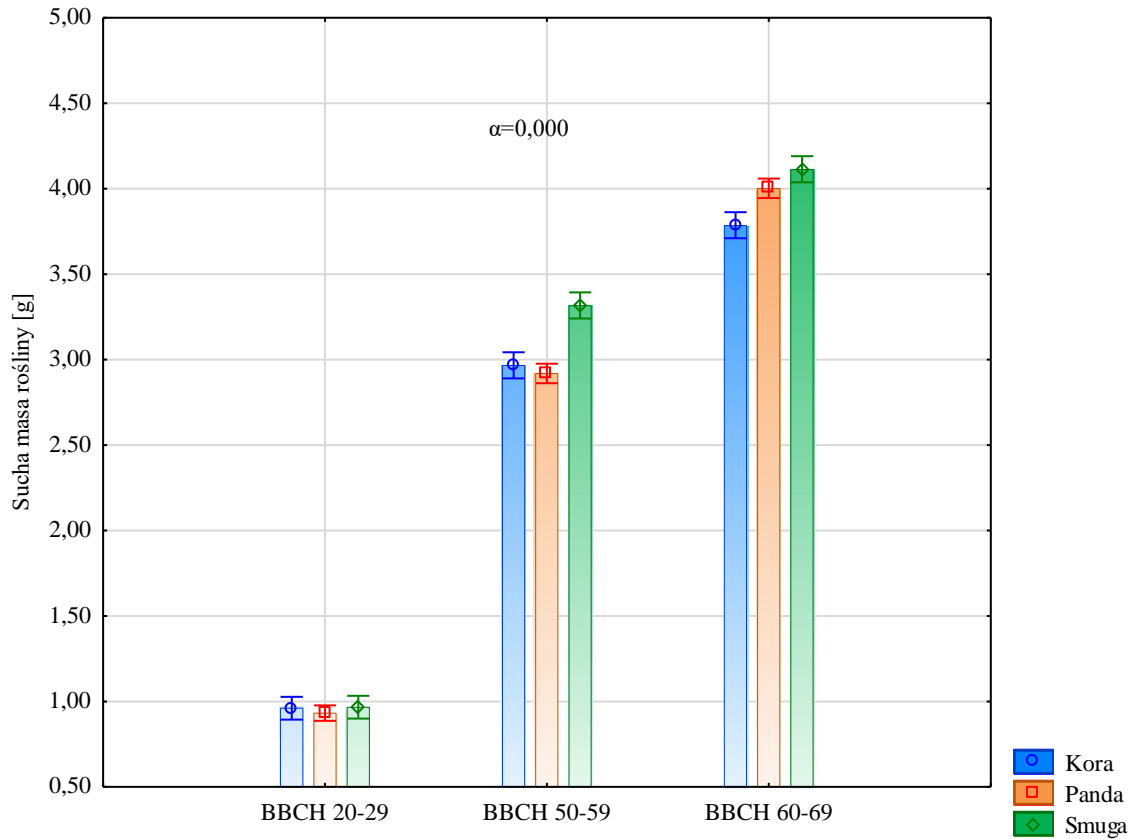
Ryc. 20. Liczba liści na roślinach gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach

Dynamika akumulacji suchej masy przez rośliny badanych odmian gryki przedstawiała się odmiennie, szczególnie różnicując swój przebieg po przekroczeniu 200 °D. Największą wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu opisującym proces gromadzenia suchej masy przez roślinę odmiany Smuga (4,53), punkt przegięcia krzywej wystąpił w 301 °D, a skumulowana sucha masa rośliny wynosiła wówczas 2,27 g (ryc. 21). Pośrednią wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu wyznaczonym dla odmiany Panda (4,37), a zakumulowana sucha masa rośliny w punkcie przegięcia, który wystąpił w 307 °D, to 2,19 g. Wartość asymptoty poziomej modelu przedstawiającego dynamikę akumulacji suchej masy przez roślinę odmiany Kora była najmniejsza (4,16). Zakumulowana sucha masa przez roślinę odmiany Kora w punkcie przegięcia (301 °D) również była najmniejsza, bowiem wynosiła 2,08 g. Moment osiągnięcia punktu przegięcia w procesie gromadzenia suchej masy przez roślinę odmiany Panda wystąpił o 6 °D później w porównaniu do pozostałych odmian. Warto zaznaczyć, że Smuga i Kora są odmianami charakteryzującymi się pokrewieństwem genetycznym. Na etapie krzyżowania w celu otrzymania odmiany Smuga jako jednego z komponentów użyto odmiany Kora (forma mateczna), [informacja hodowcy].



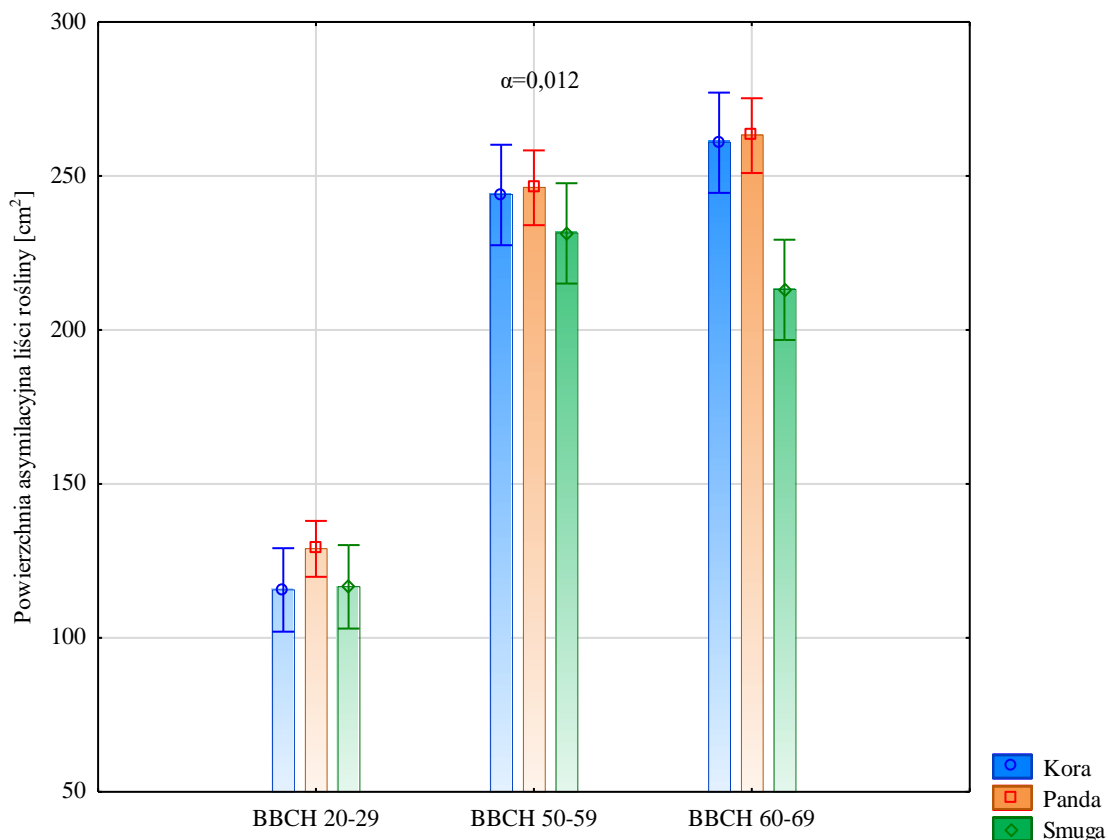
Ryc. 21. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny badanych odmian gryki

Sucha masa roślin badanych odmian gryki kształtowała się odmiennie w wybranych fazach rozwojowych (interakcja faza fenologiczna \times odmiana, $\alpha < 0,000$). W fazie BBCH 20–29 wszystkie odmiany wykształciły rośliny o zbliżonej suchej masie, co potwierdza również rycina 21, poprzez podobny przebieg modeli w eksponencjalnym okresie wzrostu. W fazie BBCH 50–59 zdecydowanie największą suchą masę zgromadziły rośliny odmiany Smuga. W fazie BBCH 60–69 odmiana Smuga cechowała się nadal największą suchą masą rośliny, ale sucha masa roślin pozostałych odmian wyraźnie się do tej masy zbliżyła, szczególnie odmiany Panda (ryc. 22).



Ryc. 22. Sucha masa roślin badanych odmian gryki w wybranych fazach rozwojowych

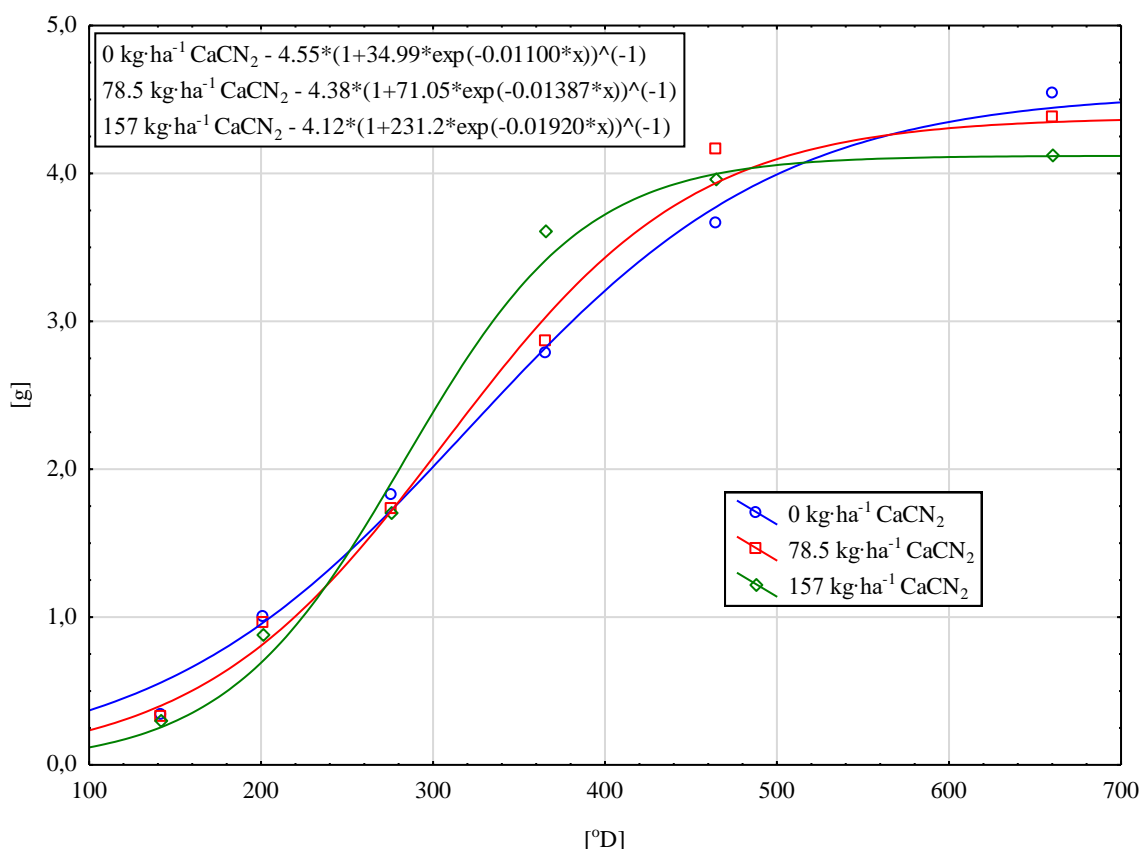
Powierzchnia asymilacyjna liści roślin odmian gryki kształtowała się odmiennie w analizowanych fazach rozwojowych (interakcja faza fenologiczna \times odmiana, $\alpha=0,012$). Wyraźną różnicę pomiędzy odmianami w powierzchni asymilacyjnej liści rośliny zaobserwowano w fazie BBCH 60–69. Odmiana Smuga wykształciła w tej fazie mniejszą powierzchnię asymilacyjną niż rośliny odmian Kora i Panda (ryc. 23). Oznacza to, że odmiana Smuga nie powiększała średniej powierzchni asymilacyjnej liści rośliny co najmniej od fazy rozwoju kwiatostanów. Różnice w powierzchni asymilacyjnej liści rośliny odmiany Smuga kształtowane były przez najmniejszą liczbę liści oraz najmniejszą średnią powierzchnię pojedynczego liścia (tab. 6).



Ryc. 23. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin odmian gryki w wybranych fazach rozwojowych

Dynamikę akumulacji suchej masy przez rośliny gryki warunkowały zastosowane formy azotu nawozowego (ryc. 24). Największą wartość asymptoty poziomej odnotowano w modelu opisującym proces gromadzenia suchej masy przez rośliny nawożone azotanem amonu (4,55). Rośliny z tego obiektu zakumulowały najwięcej suchej masy (2,28 g) w punkcie przegięcia, który wystąpił w 323 °D, ale zarazem cechowały się najwolniejszym względnym tempem gromadzenia suchej masy (najmniejsza wartość parametru k wśród wyznaczonych modeli). Na obiektach nawożonych saletrą amonową i cyjanamidem wapnia rośliny gryki cechowały się średnią względną szybkością akumulacji suchej masy. W punkcie przegięcia modelu, który wystąpił w 307 °D, czyli wyraźnie wcześniej niż w modelu wyznaczonym dla roślin nawożonych azotanem amonu, rośliny zakumulowały 2,19 g suchej masy, a asymptota pozioma wynosiła 4,38. Nawożenie azotem tylko w postaci cyjanamidu wapnia negatywnie oddziaływało na akumulację suchej masy przez rośliny gryki, co dokumentuje m.in. wartość asymptoty poziomej (4,12) wyznaczonego modelu. W punkcie przegięcia tego modelu, czyli w 284 °D rośliny gryki zakumulowały najmniej suchej masy (2,06 g). Oznacza to zatem, że zastosowanie cyjanamidu wapnia wpływa negatywnie na proces gromadzenia

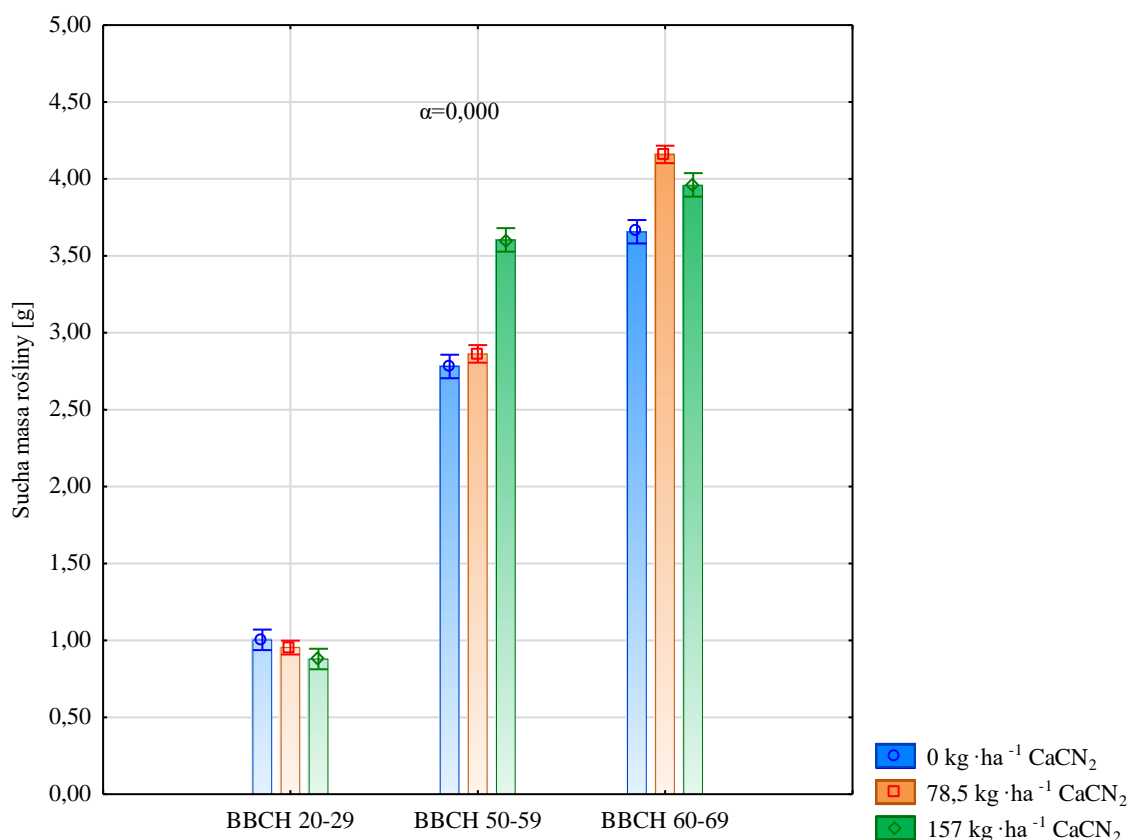
suchej masy przez rośliny gryki szczególnie do około 200 °D. Po przekroczeniu tej daty termalnej rośliny tego obiektu zaczęły intensywnie gromadzić suchą masę, co obrazuje największe względne tempo akumulacji suchej masy (k) wśród wyznaczonych modeli. Intensywniejsze tempo wzrostu roślin mogło być uwarunkowane mikrobiologicznym rozkładem cyjanamidu wapnia przy udziale grzyba *Myrothecium verrucaria*, pospolicie występującego w glebach na całym świecie [Clarke i in. 2007, Amberger 2013] oraz obecnością w środowisku glebowym wysokiej zawartości materii organicznej [Górski 1961].



Ryc. 24. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki nawożone różnymi formami azotu nawozowego

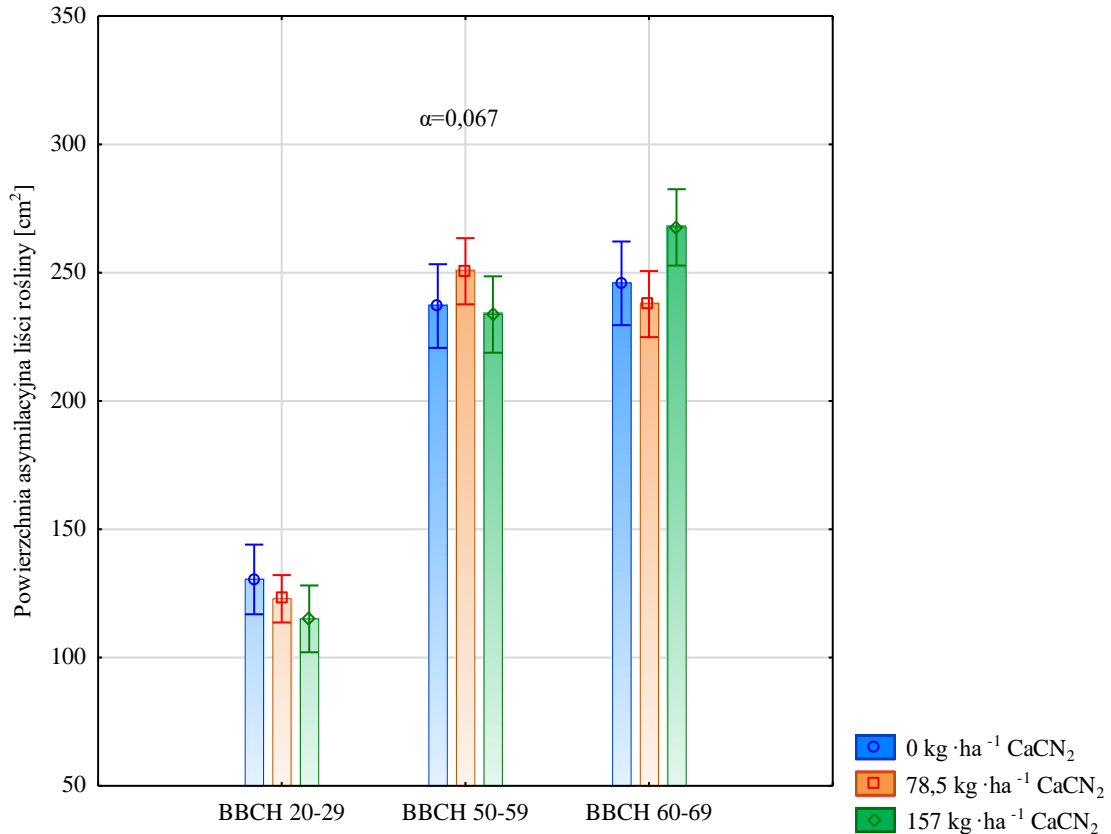
Zaobserwowano odmienne zróżnicowanie, w analizowanych fazach fenologicznych, suchej masy roślin nawożonych różnymi formami azotu nawozowego (interakcja faza fenologiczna × nawożenie, $\alpha < 0,000$). Podobnie jak model matematyczny, analiza wartości zgromadzonej suchej masy przez rośliny gryki w BBCH 20–29 potwierdza tendencję negatywnego wpływu cyjanamidu wapnia na ten parametr. Natomiast w fazie BBCH 50–59 nawożenie cyjanamidem wapnia skutkowało wyraźnym zwiększeniem suchej masy roślin w porównaniu do suchej masy roślin nawożonych pozostałymi kombinacjami nawozowymi.

W fazie BBCH 60–69 najmniejszą suchą masę posiadały rośliny nawożone azotanem amonu. Największy wzrost suchej masy roślin (o 3,21 g) gryki pomiędzy fazą BBCH 20–29, a BBCH 60–69 zaobserwowano po zastosowaniu saletry amonowej wraz z cyjanamidem wapnia (ryc. 25). Oznacza to, że nawożenie cyjanamidem wapnia nie wpływa negatywnie na proces gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki po przekroczeniu 200 °D.



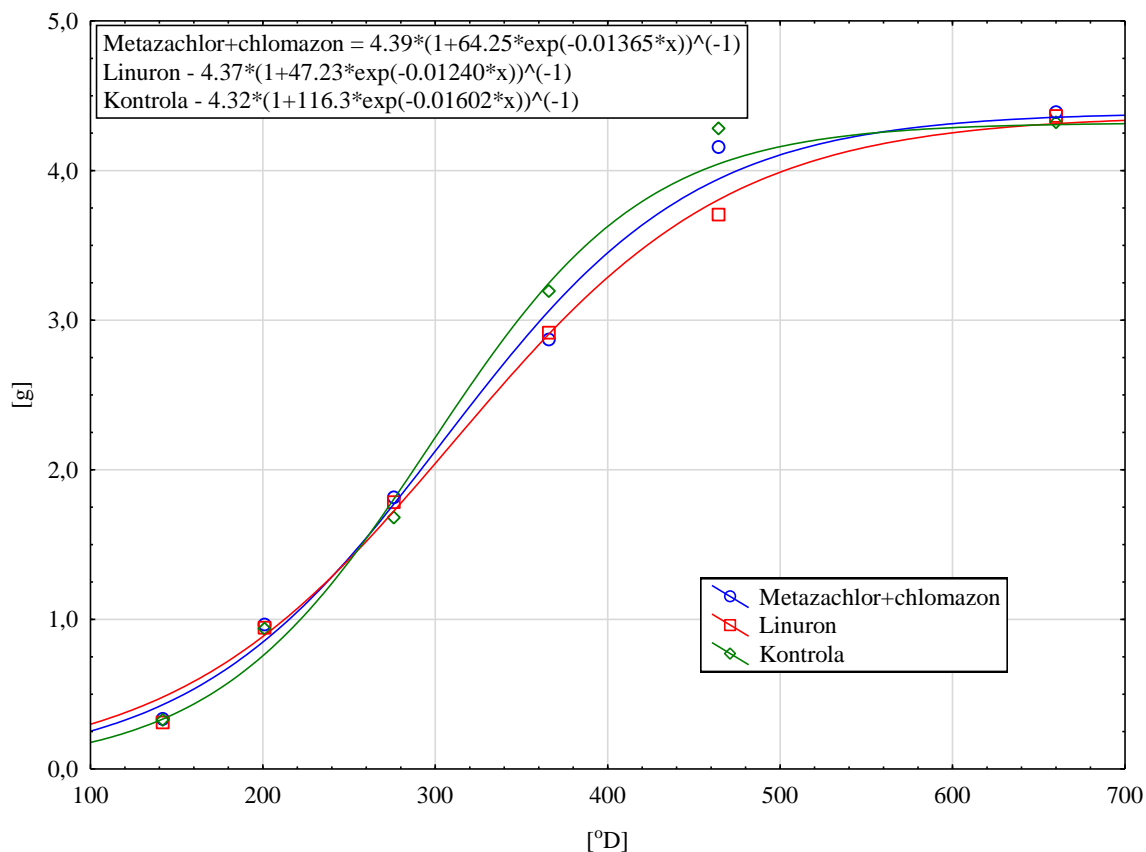
Ryc. 25. Sucha masa roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu w wybranych fazach rozwojowych

Źródłem zmienności, które było bliskie statystycznego zmodyfikowania powierzchni asymilacyjnej liści rośliny, była interakcja faza fenologiczna × nawożenie ($\alpha=0,067$). W fazie BBCH 20–29, podobnie jak w przypadku gromadzenia suchej masy, zaobserwowano tendencję do redukcji ulistnienia po wprowadzeniu cyjanamidu wapnia. Zaobserwowano również tendencję do wzrostu powierzchni asymilacyjnej liści roślin w fazie BBCH 50–59 po zastosowaniu nawożenia azotowego w połowie substytuowanego cyjanamidem wapnia, a w fazie BBCH 60–69 po nawożeniu tylko cyjanamidem wapnia (ryc. 26).



Ryc. 26. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu w wybranych fazach rozwojowych

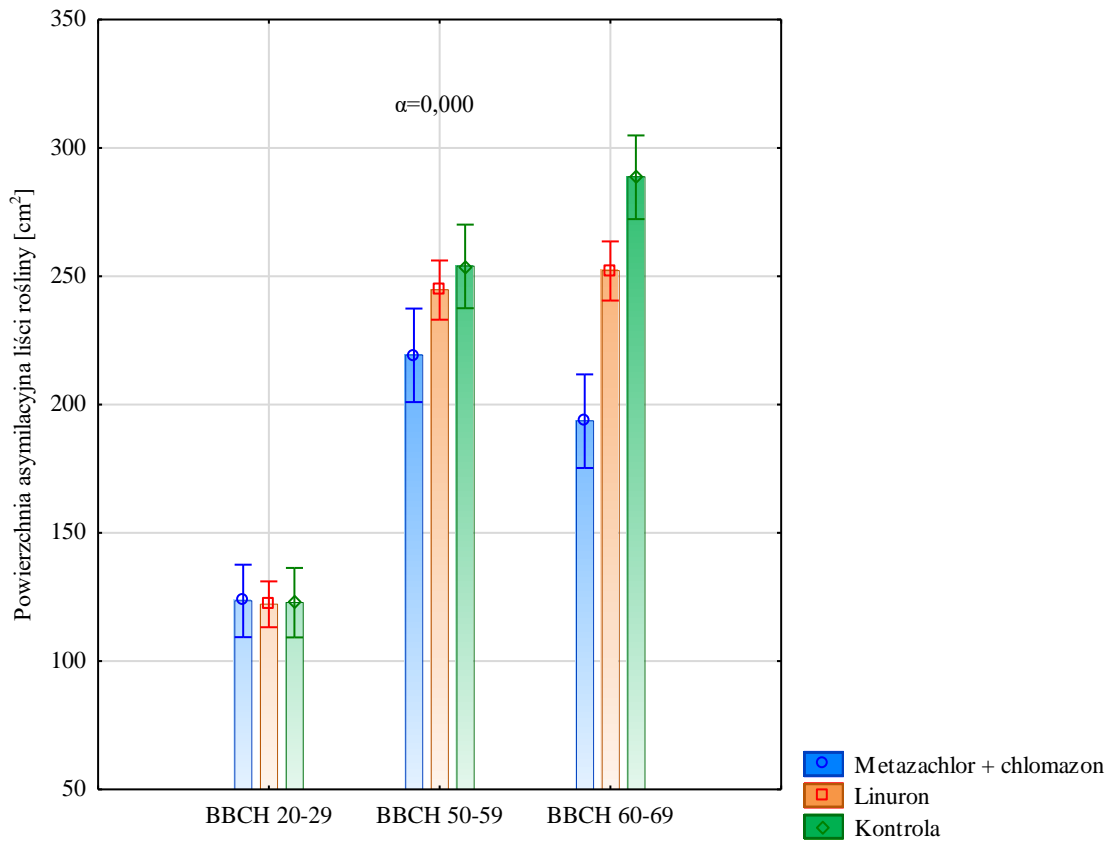
Dynamika procesu akumulacji suchej masy przez rośliny gryki w niewielkim stopniu była warunkowana substancjami czynnymi herbicydów zastosowanych do chemicznej ochrony (ryc. 27). Wartości asymptot wszystkich modeli były zbliżone, ale najmniejszą wartość stwierdzono w modelu wyznaczonym dla obiektu kontrolnego (4,32). Akumulacja suchej masy przez rośliny na tym obiekcie cechowała się największym względnym tempem gromadzenia suchej masy (największa wartość parametru k), natomiast w punkcie przegięcia, który wystąpił w 297 °D, sucha masa rośliny wynosiła 2,16 g. Pośrednią wartość asymptoty stwierdzono w modelu opisującym gromadzenie suchej masy przez rośliny pochodzące z obiektu chronionego linuronem (4,37). Sucha masa roślin z tego obiektu w punkcie przegięcia, który wystąpił 311 °D, wynosiła 2,19 g. Proces akumulacji na obiektach chronionych linuronem charakteryzował się najmniejszym względnym tempem gromadzenia suchej masy (najmniejsza wartość parametru k). Największą wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu opisującym gromadzenie suchej masy przez rośliny pochodzące z obiektu chronionego metazachlorem wraz z chlomazonem (4,39). Punkt przegięcia tego modelu wystąpił w 305 °D, a masa rośliny wynosiła wówczas 2,20 g.



Ryc. 27. Dynamika gromadzenia suchej masy przez chemicznie chronione rośliny gryki

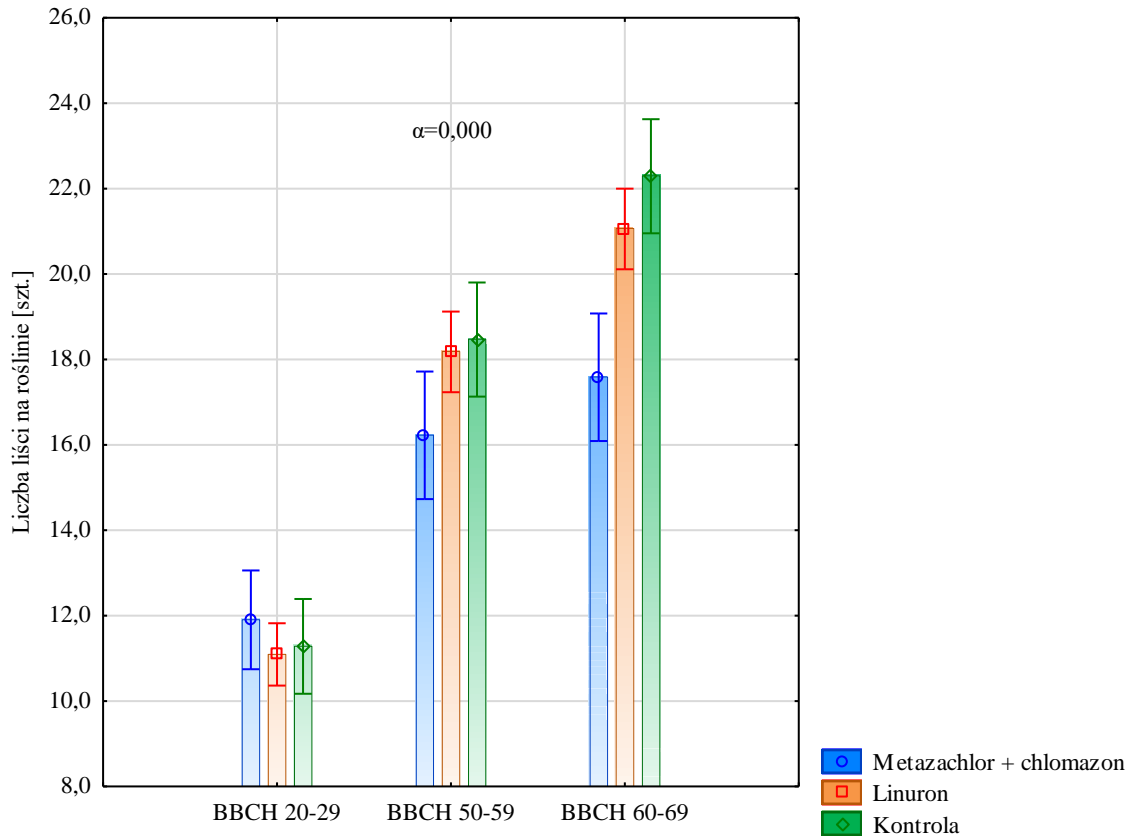
Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki chronionych chemicznie kształtowała się odmiennie w analizowanych fazach rozwojowych gryki (interakcja faza fenologiczna \times herbicyd, $\alpha < 0,000$). Młode rośliny gryki nie reagowały na zaaplikowane dawki substancji czynnych herbicydów, czego dowodzi niezróżnicowana powierzchnia asymilacyjna liści roślin w fazie BBCH 20–29. W kolejnej z analizowanych faz rozwojowych zróżnicowanie powierzchni asymilacyjnej zaczyna się pojawiać i nasilać w czasie. W fazie BBCH 50–59 rośliny z obiektu chronionego metazachlorem i chlomazonem wytworzyły nieco mniejszą powierzchnię asymilacyjną liści. W fazie BBCH 60–69 uwidacznia się wyraźnie większa powierzchnia liści roślin pochodzących z obiektu kontrolnego i to zarówno w stosunku do wartości tego parametru wyznaczonego dla roślin z obiektu chronionego linuronem jak i obiektu chronionego metazachlorem wraz z chlomazonem (ryc. 28). Różnice zaobserwowane w kinetyce wzrostu powierzchni asymilacyjnej roślin gryki wynikały z różnej aktywności substancji czynnych. Aktywność metazachloru i chlomazonu w glebie najbardziej ograniczyła tempo akumulacji suchej masy. Degradacja chlomazonu nastąpiła po ok. 60 dniach (ok. 500 °D) [Matuszak–Slamani i Włodarczyk 2017], co potwierdzają parametry modelu wyznaczone dla roślin potraktowanych tym związkiem

aktywnym. Metazachlor uległ rozkładowi po 22 dniach [Sadowski i in. 2012] (faza BBCH 10–19 gryki), co nie miało wpływu na proces dynamiki wzrostu powierzchni asymilacyjnej.



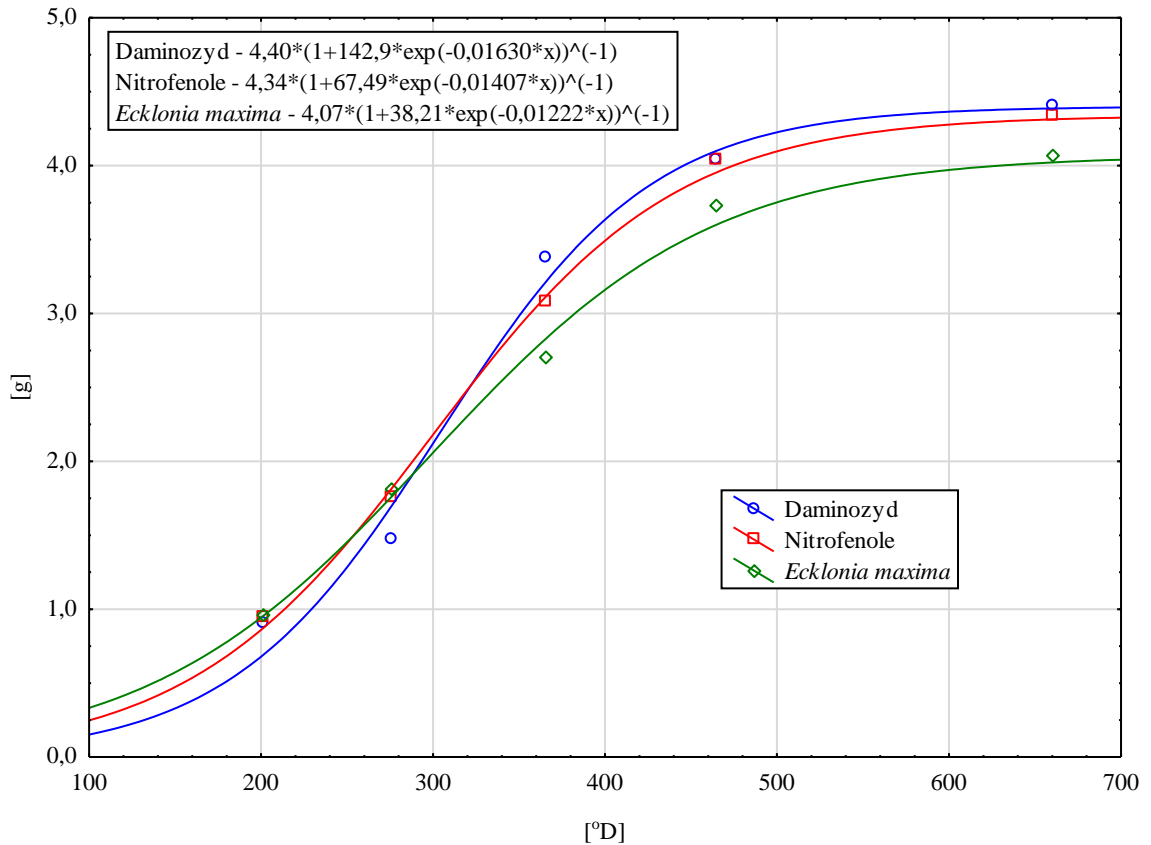
Ryc. 28. Powierzchnia asymilacyjna liści chronionych chemicznie roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych

Zastosowana ochrona chemiczna w odmienny sposób różnicowała liczbę liści na roślinach w wybranych fazach rozwojowych gryki (interakcja faza fenologiczna \times herbicyd, $\alpha < 0,000$). Zmiany tego parametru przebiegały podobnie jak wcześniej omówione zmiany powierzchni asymilacyjnej. Oznacza to, że głównie liczba liści determinowała powierzchnię asymilacyjną rośliny. Rośliny młodociane nie różniły się liczbą liści, ale w kolejnych fazach rozwojowych ujawnia się wpływ substancji czynnych herbicydów na ten parametr. W fazie kwitnienia zaobserwowano szczególnie wyraźną redukcję liczby liści na roślinie po zastosowaniu metazachloru wraz z chlomazonem (ryc. 29). Rośliny z tego obiektu posiadały średnio niespełna 18 liści wobec 22 stwierdzonych na roślinach z obiektu kontrolnego. Negatywny wpływ linuronu, choć obserwowany, był wyraźnie mniejszy w porównaniu do opisanej mieszanki substancji czynnych.



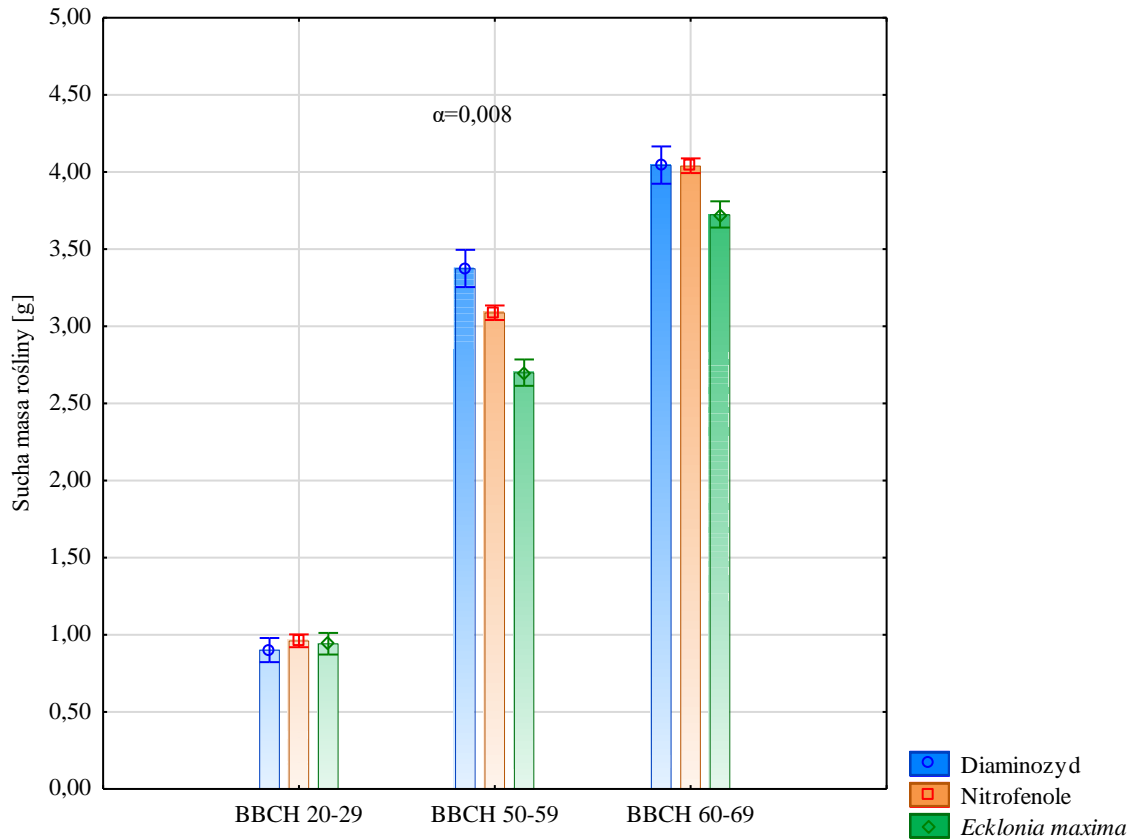
Ryc. 29. Liczba liści na chemicznie chronionych roślinach gryki w wybranych fazach rozwojowych

Zastosowanie biostymulatorów różnicowało dynamikę procesu gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki (ryc. 30). Największą wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu opisującym wzrost roślin gryki traktowanych daminozydem (4,40). Rośliny te w momencie osiągnięcia punktu przegięcia (304 °D) zakumulowały 2,20 g suchej masy oraz charakteryzowały się najszybszym względnym tempem gromadzenia suchej masy (największa wartość parametru k wśród wyznaczonych modeli). Najmniejszą wartość asymptoty poziomej stwierdzono w modelu opisującym wzrost gryki stymulowanej ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* (4,07). Również ilość zakumulowanej suchej masy w punkcie przegięcia (298 °D) była najmniejsza (2,04 g). Ponadto rośliny gryki stymulowane wyciągiem z alg cechowały się najwolniejszym względnym tempem akumulacji suchej masy (najmniejsza wartość parametru k wśród wyznaczonych modeli). Analizowane parametry wykazane w modelu opisującym wzrost roślin gryki stymulowanych nitrofenolami przyjmowały wartości pośrednie.



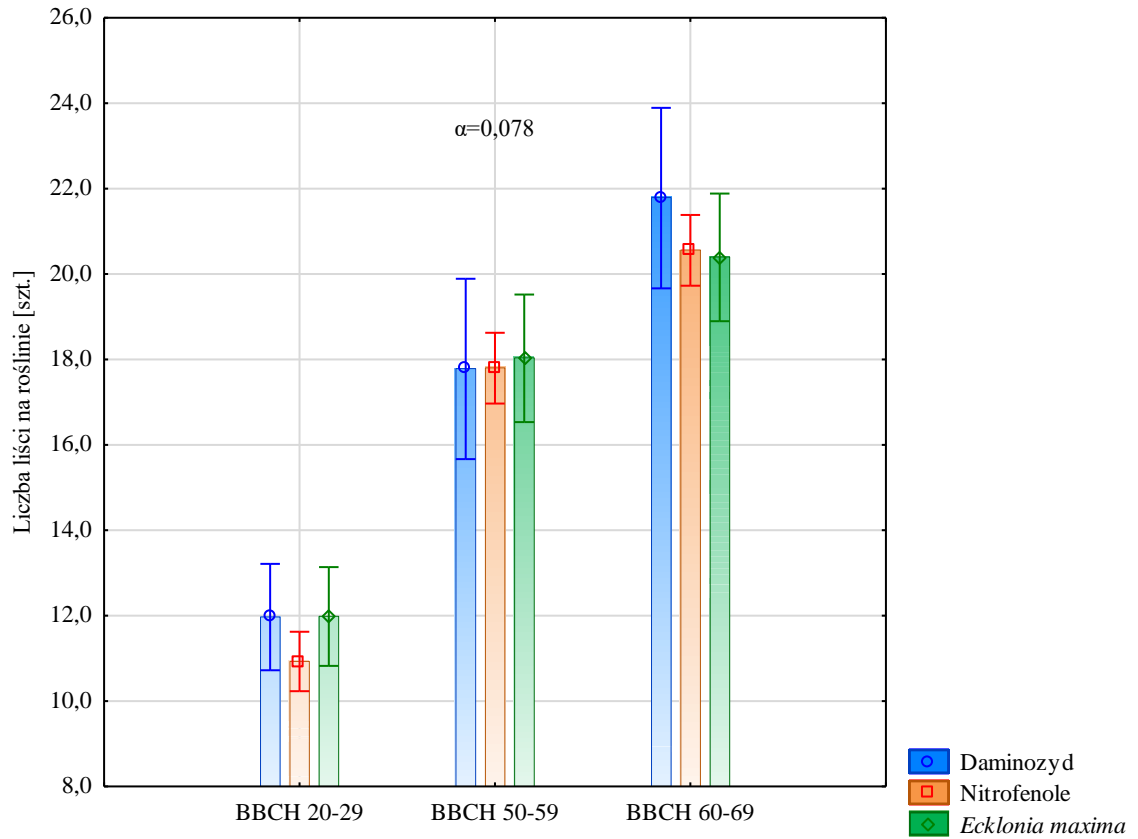
Ryc. 30. Dynamika gromadzenia suchej masy przez potraktowane biostymulatorami rośliny gryki

Kinetyka wzrostu suchej masy roślin w analizowanych fazach rozwojowych gryki była modyfikowana przez zastosowane biostymulatory (interakcja faza fenologiczna \times biostymulator, $\alpha=0,008$). Zastosowanie wyciągu z alg skutkowało mniejszą suchą masą roślin w fazach BBCH 50–59 i BBCH 60–69, szczególnie w porównaniu do suchej masy roślin stymulowanych daminozydem. Natomiast negatywny wpływ zastosowania nitrofenoli na proces gromadzenia suchej masy przez rośliny wydaje się być ograniczonym w czasie, bowiem w BBCH 60–69 suche masy roślin stymulowanych daminozydem i nitrofenolami są sobie równe (ryc. 31). Największy wzrost suchej masy roślin pomiędzy fazami fenologicznymi gryki odnotowano po zastosowaniu daminozydu (3,14 g). Dużą dynamikę procesu gromadzenia suchej masy przez rośliny z tego obiektu potwierdza również wartość asymptoty poziomej (4,40), oraz względna szybkość gromadzenia suchej masy (ryc. 31).



Ryc. 31. Sucha masa roślin traktowanych biostymulatorami w wybranych fazach rozwojowych

Liczba liści na roślinie gryki w poszczególnych fazach rozwojowych nie podlegała odmiennemu różnicowaniu po zastosowaniu biostymulatorów, ale zaobserwowane zmiany można określić mianem tendencji (interakcja faza fenologiczna \times biostymulator, $\alpha=0,078$). Rośliny potraktowane diaminozydem wykazywały tendencję do utrzymywania w fazie kwitnienia większej liczby liści w porównaniu do liczby liści na roślinach stymulowanych wyciągiem z alg lub nitrofenolami (ryc. 32).



Ryc. 32. Liczba liści na roślinach gryki po zastosowaniu biostymulatorów w wybranych fazach rozwojowych

4.2.3. Parametry architektury ładu gryki

Wartości LAI były zróżnicowane w latach badań (tab. 7). Największą wartość omawianego wskaźnika, wynoszącą $5,87 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$, stwierdzono w 2017 roku (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Obsada roślin gryki zasadniczo warunkowała powierzchnię asymilacyjną ładu, ale nie zaobserwowano związku LAI z plonem orzeszków (tab. 5). Mniejsze wartości LAI odnotowano w 2016 oraz 2018 i wynosiły one odpowiednio $4,49 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$ i $5,69 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$. Równomierny rozkład opadów w okresie ontogenezy gryki w roku 2017 pozwolił na ukształtowanie wysokiej wartości LAI (tab. 4).

Poza wielkością powierzchni asymilacyjnej o efektywnym wykorzystaniu promieniowania fotosyntetycznie czynnego decyduje również zawartość chlorofilu w liściach gryki, wyrażona w badaniach własnych indeksem zieloności liścia. Obok zmian wartości wskaźnika pokrycia liściowego zaobserwowano statystyczne zróżnicowanie wartości SPAD wyznaczonych dla roślin gryki w latach badań (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 7). Największą wartość SPAD odnotowano w 2016 roku (39,47) i była to jedna z przyczyn wysokiego plonu orzeszków gryki (tab. 5). Kolejne lata nie sprzyjały koncentracji chlorofilu w liściach roślin gryki. W efekcie w roku 2017 i 2018 odnotowano mniejsze wartości SPAD, odpowiednio 35,94 i 37,48.

Wartości NDVI obserwowane w latach badań różniły się istotnie (tab. 7). Największą wartość wskaźnika NDVI stwierdzono w 2018 roku i wynosiła ona 0,651 (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Wystąpienie korzystnych warunków pluwiotermicznych pomiędzy 321°D , a 425°D (II dekada lipca) przypuszczalnie było powodem wzrostu wartości wskaźnika NDVI (ryc. 1C). W roku 2016 i 2017 odnotowano mniejsze wartości NDVI, które wynosiły odpowiednio 0,559 i 0,646. Nie stwierdzono jednak związku pomiędzy wartościami NDVI, a plonem nasion gryki (tab. 5).

Wartości LAI obserwowane w poszczególnych fazach rozwojowych różniły się istotnie (tab. 7). Najwyższą wartość LAI ($7,55 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$) zaobserwowano w fazie BBCH 60–69 (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Rośliny w tej fazie cechowały się również największą liczbą liści (20,6 szt.), (tab. 6). W fazie BBCH 50–59 gryki obserwowano mniejszą wartość LAI, która wynosiła $6,05 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$, a w fazie BBCH 20–29 odnotowano najmniejszą wartość analizowanego wskaźnika, która wynosiła $2,44 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$.

Wartości SPAD w ocenianych fazach rozwojowych były istotnie zróżnicowane (tab. 7). Największą wartość SPAD stwierdzono w fazie BBCH 20–29 i wynosiła ona 40,45. W fazie BBCH 50–59 odnotowano najmniejszą wartość, która wynosiła

34,80 (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Mniejsza koncentracja chlorofilu w fazie intensywnego wzrostu jest skutkiem rozcieńczenia spowodowanego intensywnym zwiększaniem powierzchni asymilacyjnej [Witkowicz 2012].

Wartości NDVI kształtowały się odmiennie w poszczególnych fazach rozwojowych gryki (dla efektu liniowego $\alpha = 0,012$, a dla efektu kwadratowego $\alpha < 0,000$) (tab. 7). W fazie BBCH 50–59 zaobserwowano największą wartość NDVI (0,661). Wartość pośrednią (0,605) stwierdzono w fazie BBCH 20–29, a najmniejszą (0,589) w fazie BBCH 60–69. Witkowicz i in. [2017] otrzymali również największą wartość NDVI (0,569) w fazie rozwoju kwiatostanów gryki.

Wartości LAI wykształcone przez łany badanych odmian gryki różniły się statystycznie (tab. 7). Większymi wartościami LAI cechował się łan odmiany Kora ($5,45 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$) i Smuga ($5,41 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$), niż łan odmiany Panda ($5,28 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$), (dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,008$). Wartość LAI łanów odmian gryki uwarunkowana była zarówno obsadą roślin, jak i liczbą oraz wielkością powierzchni asymilacyjnej liści (tab. 5 i 6).

Również badane odmiany gryki różniły się indeksem zieloności (tab. 7). Największą koncentracją chlorofilu charakteryzowały się liście odmiany Kora (38,68), a najmniejszą odmiany Smuga (36,94), (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$).

Wartości NDVI wyznaczone dla łanów badanych odmian gryki różniły się istotnie (tab. 7). Łan odmiany Kora charakteryzował się większą wartością NDVI o 0,027 od wartości tego parametru wyznaczonej dla łanu odmiany Smuga (dla efektu liniowego $\alpha = 0,001$). Wśród ocenianych odmian gryki zmniejszenie wartości SPAD skutkowało zmniejszeniem wartości indeksu NDVI (tab. 7). Sytar i in. [2017] określili NDVI dla indywidualnych liści gryki odmian Rubra, SuQiao, YuQiao oraz NingQiao zebranych w warunkach polowych i były one wyższe od wartości prezentowanych w badaniach własnych (0,800).

Zastosowane formy azotu nawozowego istotnie modyfikowały wartość LAI (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$, a dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,014$), (tab. 7). W miarę wzrostu partycypacji cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym zmniejszała się wartość LAI. W rezultacie łany roślin gryki nawożone saletrą amonową charakteryzowały się największą wartością LAI ($5,53 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$), a najmniejszą natomiast łany gryki nawożone cyjanamidem wapnia ($5,04 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$). Cyjanamid wapnia nie jest przyswajalnym związkiem dla roślin, a ponadto wpływa negatywnie na wzrost i rozwój roślin [Bosch i Amberger 1983, Amberger 1989, Dixon 2017]. Zaobserwowana redukcja obsady roślin gryki po wschodach na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia zdecydowała o mniejszej wartości LAI (tab. 5).

Wartość indeksu SPAD była modyfikowana przez zastosowane formy azotu nawozowego (tab. 7). Definitywnie większą, o 1,19 jednostki SPAD zawartość chlorofilu obserwowano w liściach gryki nawożonej saletrą amonową w porównaniu do nawożonej cyjanamidem wapnia (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Zaobserwowano podobny wpływ oddziaływania nawożenia azotowego na wysokość plonu orzeszków gryki (tab. 5). Nawożenie azotowe jak, również nawożenie mikroelementowe może modyfikować wartość SPAD. Tobiasz-Salach i in. [2018] wykazali wzrost wartości SPAD gryki po zastosowaniu nawozu mineralnego Herbagreen o 2,2 jednostki.

Zastosowane formy azotu nawozowego modyfikowały wartość NDVI (tab. 7). Największą wartością NDVI cechował się łan gryki nawożony saletrą amonową (0,627), a najmniejszą łan nawożony cyjanamidem wapnia (0,605), (dla efektu liniowego $\alpha = 0,007$). Wzrastający udział cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym redukował zarówno wartości LAI, SPAD, jak i NDVI (tab. 7). Zaobserwowane zmiany w postaci redukcji LAI, SPAD, NDVI, skutkowały zmniejszeniem plonu orzeszków na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia (tab. 5).

Zastosowane herbicydy różnicowały wartości LAI łanów gryki (tab. 6). Zaobserwowano zmniejszenie wartości LAI łanu gryki chronionego metazachlorem i chlomazonem do $5,23 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$ z wartości $5,43 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$ stwierdzonej na obiekcie kontrolnym (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Zmniejszenie powierzchni asymilacyjnej liści roślin oraz liczby liści na roślinie na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem spowodowało obniżenie wartości LAI łanu gryki (tab. 6).

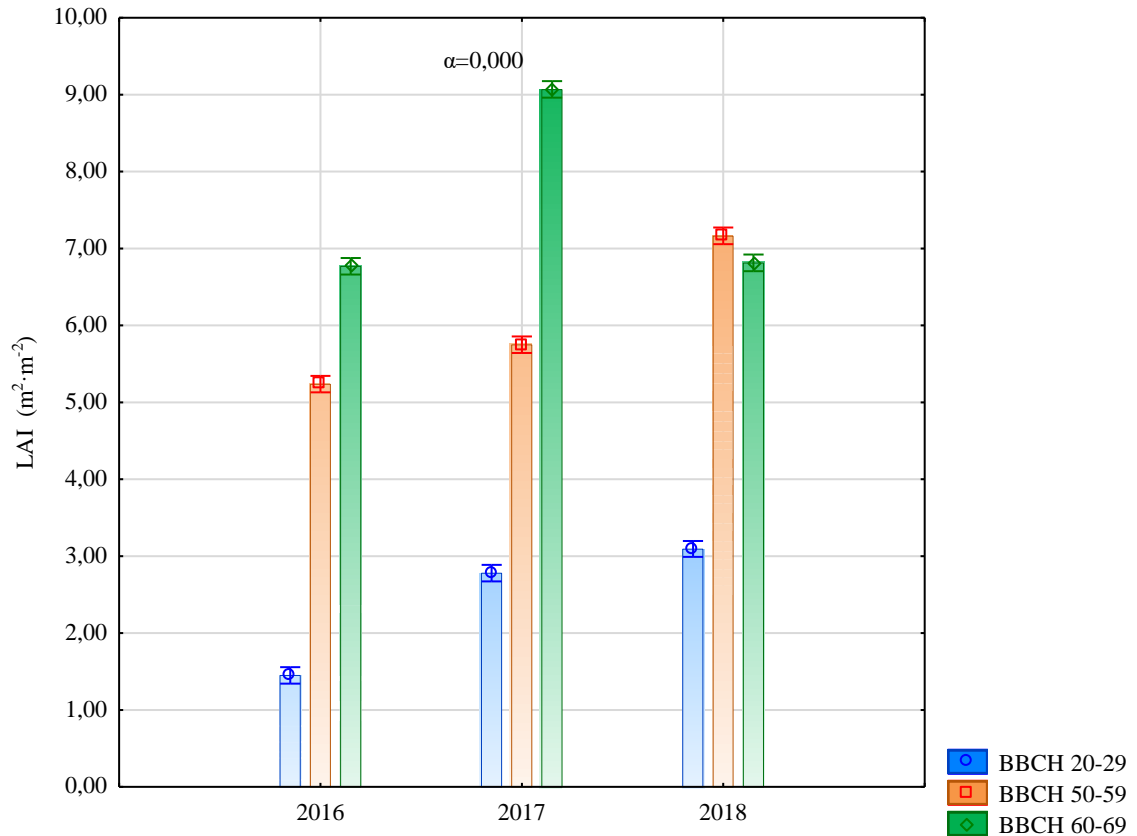
Zastosowane biostymulatory nie różnicowały statystycznie wartości NDVI, jednak zaobserwowane różnice były bliskie takiej istotności (dla efektu liniowego $\alpha = 0,090$), (tab. 7). Większe wartości NDVI odnotowano dla łanów potraktowanych ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* (0,627) niż łanu potraktowanego daminozydem (0,613). Po zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* zaobserwowano wzrost wartości NDVI, co skutkowało wzrostem plonu orzeszków gryki (tab. 5). Witkowicz in. [2016] stwierdzili niższe wartości NDVI po nalistnej aplikacji ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* oraz nitrofenoli w eksperymencie ekologicznym z gryką, ale nie potwierdzili statystycznego wpływu tego źródła zmienności (biostymulator) na wartość tego wskaźnika.

Tabela 7. Parametry architektury ładu gryki

Czynnik	Poziomy czynnika			Poziomy istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Linowego	Kwadratowego
LAI (m ² ·m ⁻²)					
Rok	4,49	5,87	5,69	0,000	0,000
Faza fenologiczna	2,44	6,05	7,55	0,000	0,000
Odmiana	5,45	5,28	5,41	0,549	0,008
Nawożenie	5,53	5,40	5,04	0,000	0,014
Herbicyd	5,43	5,36	5,23	0,000	0,405
Biostymulator	5,32	5,36	5,34	0,744	0,363
SPAD					
Rok	39,47	35,94	37,48	0,000	0,000
Faza fenologiczna	40,45	-	34,80	0,000	-
Odmiana	38,68	37,48	36,94	0,000	0,097
Nawożenie	38,19	37,65	37,00	0,000	0,936
Herbicyd	37,56	37,62	37,70	0,592	0,726
Biostymulator	37,72	37,69	37,36	0,174	0,734
NDVI					
Rok	0,559	0,646	0,651	0,000	0,000
Faza fenologiczna	0,605	0,661	0,589	0,012	0,000
Odmiana	0,633	0,618	0,606	0,001	0,687
Nawożenie	0,627	0,620	0,605	0,007	0,709
Herbicyd	0,615	0,618	0,623	0,378	0,785
Biostymulator	0,613	0,617	0,627	0,090	0,596

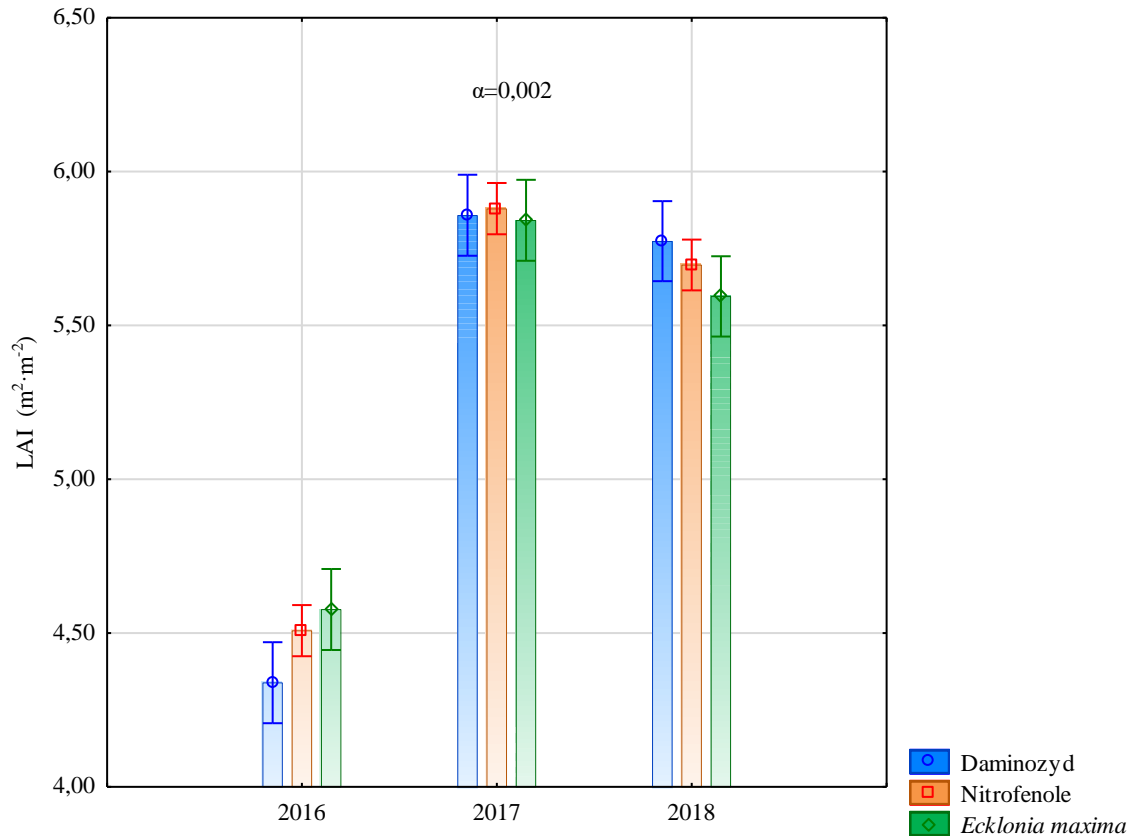
* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Ocena wartości LAI pozwala na stwierdzenie jego odmiennego zróżnicowania w badanych fazach rozwojowych w latach badań (interakcja rok \times faza fenologiczna, $\alpha < 0,000$). W roku 2016 oraz 2017 wykazano wzrost wartości LAI od fazy BBCH 20–29 do fazy BBCH 60–69. Wartość LAI w fazie BBCH 60–69 gryki w 2018 roku zmniejszyła się w porównaniu do fazy BBCH 50–59 (ryc. 35). Przewidywalnie warunki pluwiotermiczne występujące pomiędzy 426 °D, a 507 °D w 2018 roku przyczyniły się do redukcji powierzchni asymilacyjnej pojedynczego liścia, a pośrednio do zmniejszenia wartości LAI (ryc. 33).



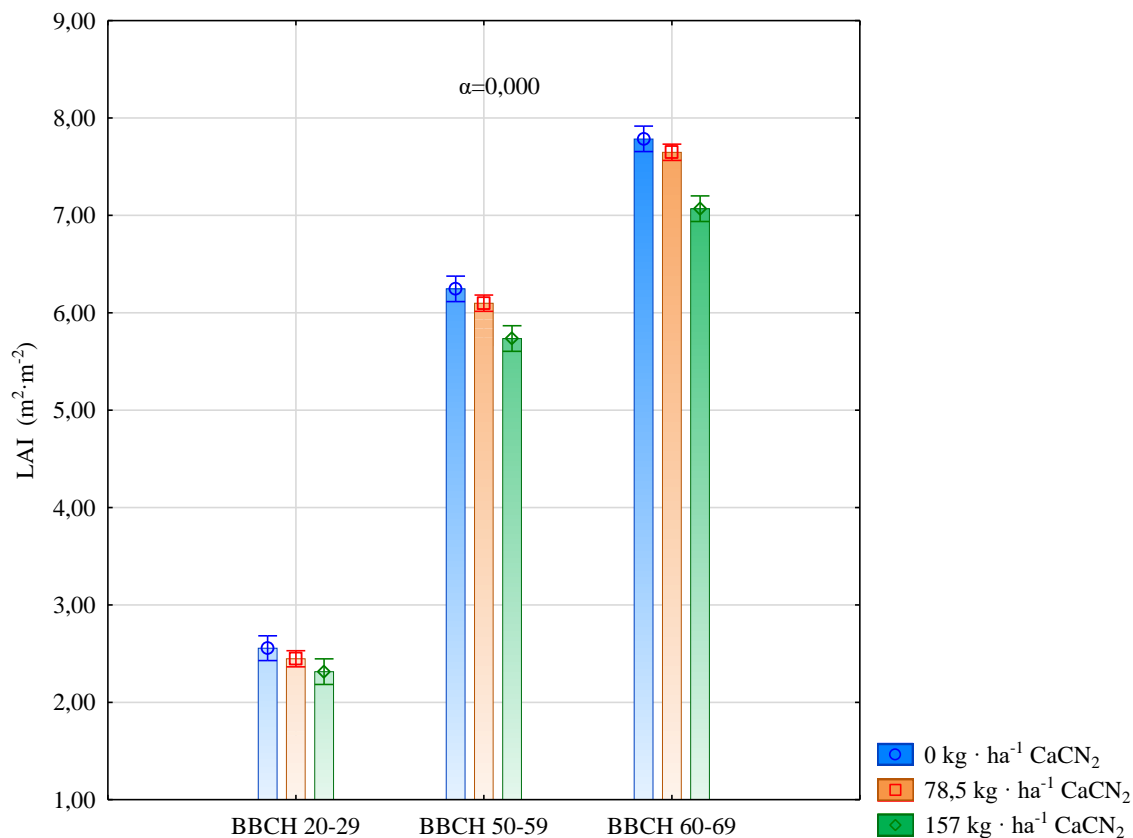
Ryc. 33. LAI łanów w analizowanych fazach rozwojowych gryki w latach badań

Reakcja łanów gryki w latach badań, wyrażona zmianami LAI, na traktowanie różnymi biostymulatorami była odmienna (interakcja rok \times biostymulator, $\alpha < 0,002$). Potraktowanie łanu gryki w roku 2016 daminozydem skutkowało spadkiem wartości tego parametru, szczególnie w porównaniu do LAI łanu opryskanego wyciągiem z alg (ryc. 34). Rok 2017 pozwolił osiągnąć największe i zarazem porównywalne wartości LAI. Natomiast w roku 2018 spadek wartości tego parametru spowodowało opryskanie łanu wyciągiem z alg. Odmienny wpływ biostymulatorów na kształtowanie się wskaźnika pokrycia liściowego wynikał między innymi ze zmiennych warunków pluwiotermicznych w poszczególnych latach badań. Lata 2017 i 2018 charakteryzowały się większą sumą opadów w porównaniu do roku 2016 (tab. 4).



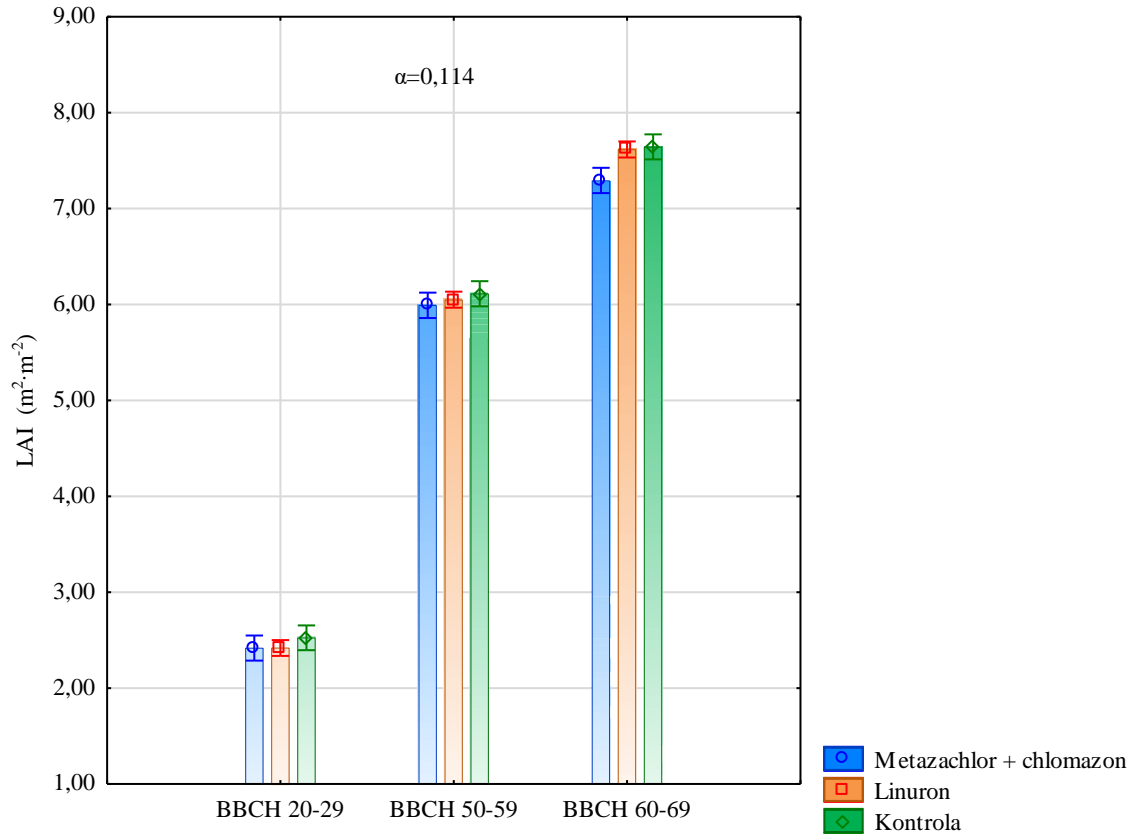
Ryc. 34. LAI łąnów gryki po zastosowaniu biostymulatorów w latach

Zastosowane formy azotu nawozowego modyfikowały w sposób odmienny wartości LAI w analizowanych fazach rozwojowych gryki (interakcja faza fenologiczna × nawożenie, $\alpha < 0,000$). W fazie BBCH 20–29 gryki nie zaobserwowano zasadniczych różnic pomiędzy wartościami tego wskaźnika wyznaczonymi dla łąnów nawożonych różnymi formami azotu, jednak z tendencją do jego obniżania po zastosowaniu cyjanamidu wapnia. W kolejnych fazach rozwojowych wzrasta zróżnicowanie wartości tego wskaźnika, a zmniejszenie jego wartości po zastosowaniu cyjanamidu wapnia w odniesieniu do nawożenia kontrolnego staje się ewidentne (ryc. 35).



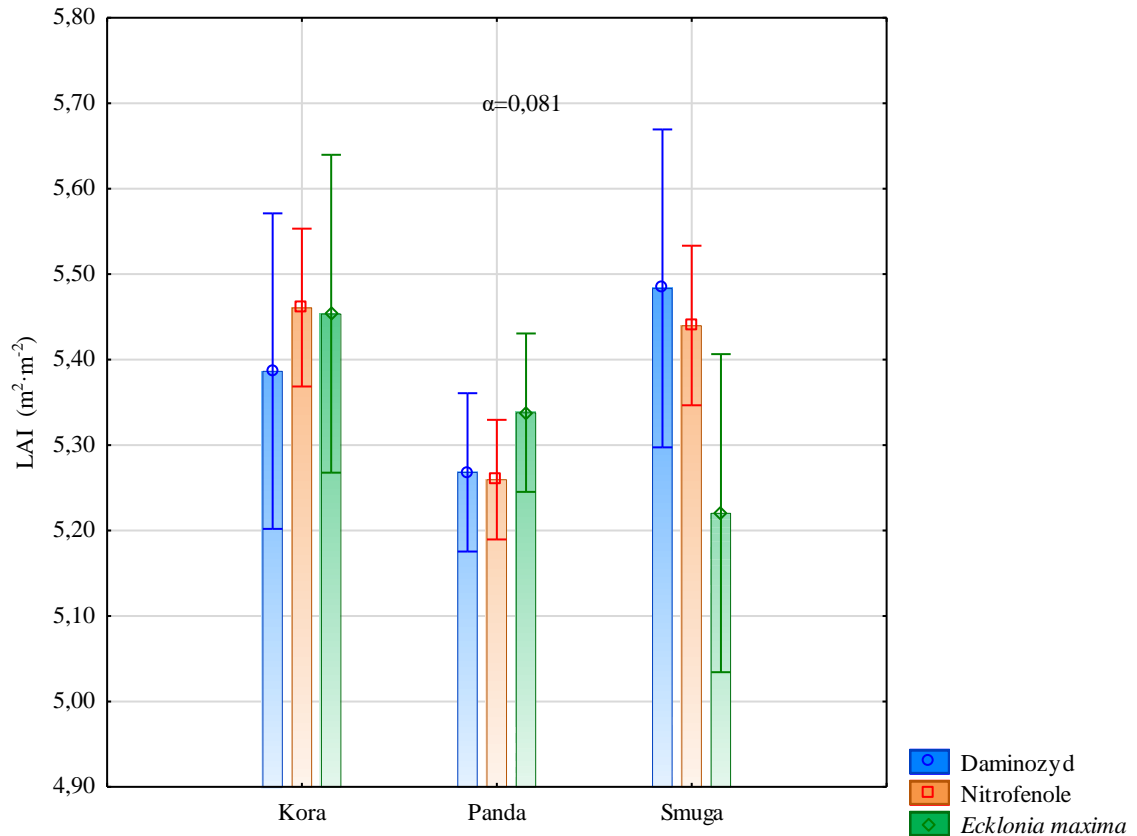
Ryc. 35. LAI łańów gryki w analizowanych fazach rozwojowych po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego

Zastosowane substancje aktywne herbicydów nie spowodowały statystycznego zróżnicowania wartości LAI w analizowanych fazach rozwojowych gryki, ale stwierdzone różnice w fazie BBCH 60–69, nadają tej interakcji charakter tendencji statystycznej (interakcja faza fenologiczna × herbicyd, $\alpha=0,114$). Zaobserwowano bowiem, że zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem wywołało w fazie BBCH 60–69 wyraźne zmniejszenie wartości LAI w stosunku do wartości LAI wyznaczonych dla łańu kontrolnego i chronionego linuronem (ryc. 36).



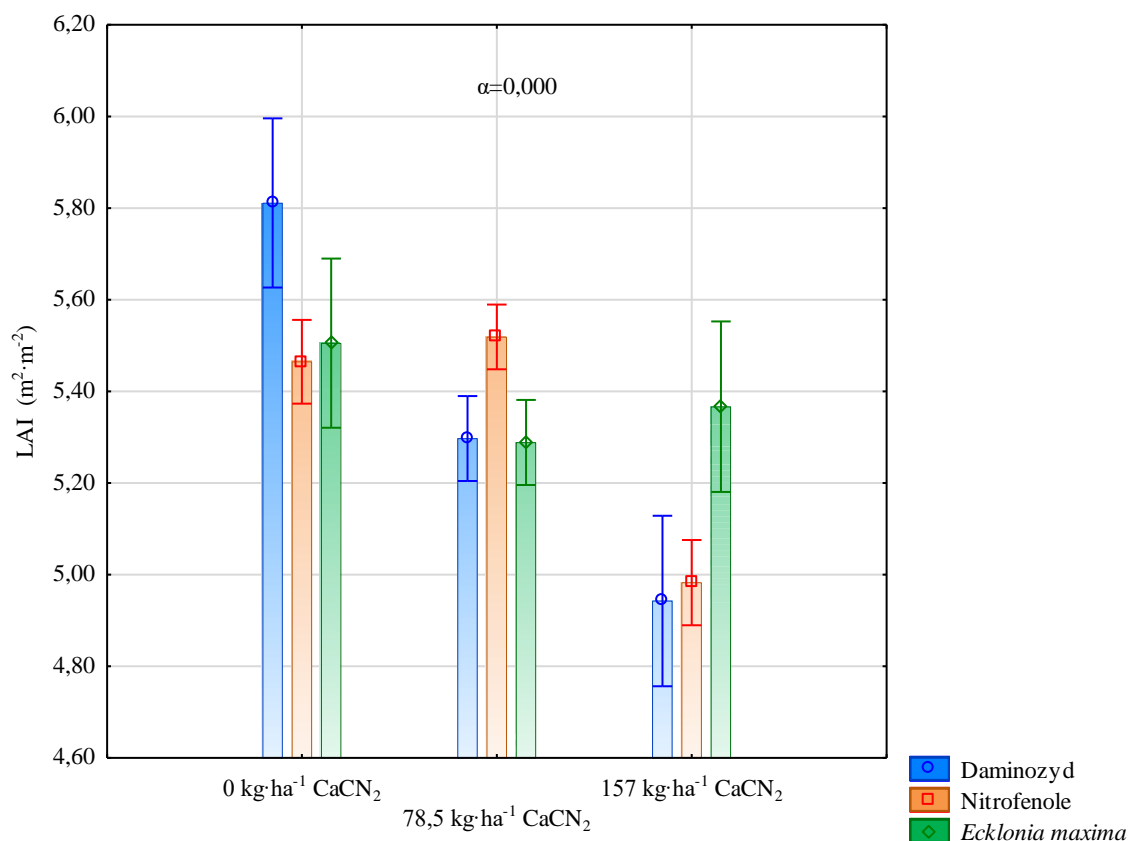
Ryc. 36. LAI chronionych chemicznie łąnów gryki w wybranych fazach rozwojowych

LAI nie podlegał wpływowi źródła zmienności jakim, była interakcja odmiana \times biostymulator ($\alpha=0,081$), ale wpływ ten miał charakter tendencji statystycznej, co potwierdzają reakcje odmian na zastosowane biostymulatory. Potraktowanie łąnu gryki odmiany Kora daminozydem, w przeciwieństwie do łąnu odmiany Smuga, skutkuje zmniejszeniem wartości LAI w odniesieniu do pozostałych traktowań. Natomiast odmiana Panda wydaje się odpowiadać wzrostem LAI po zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* (ryc. 37).



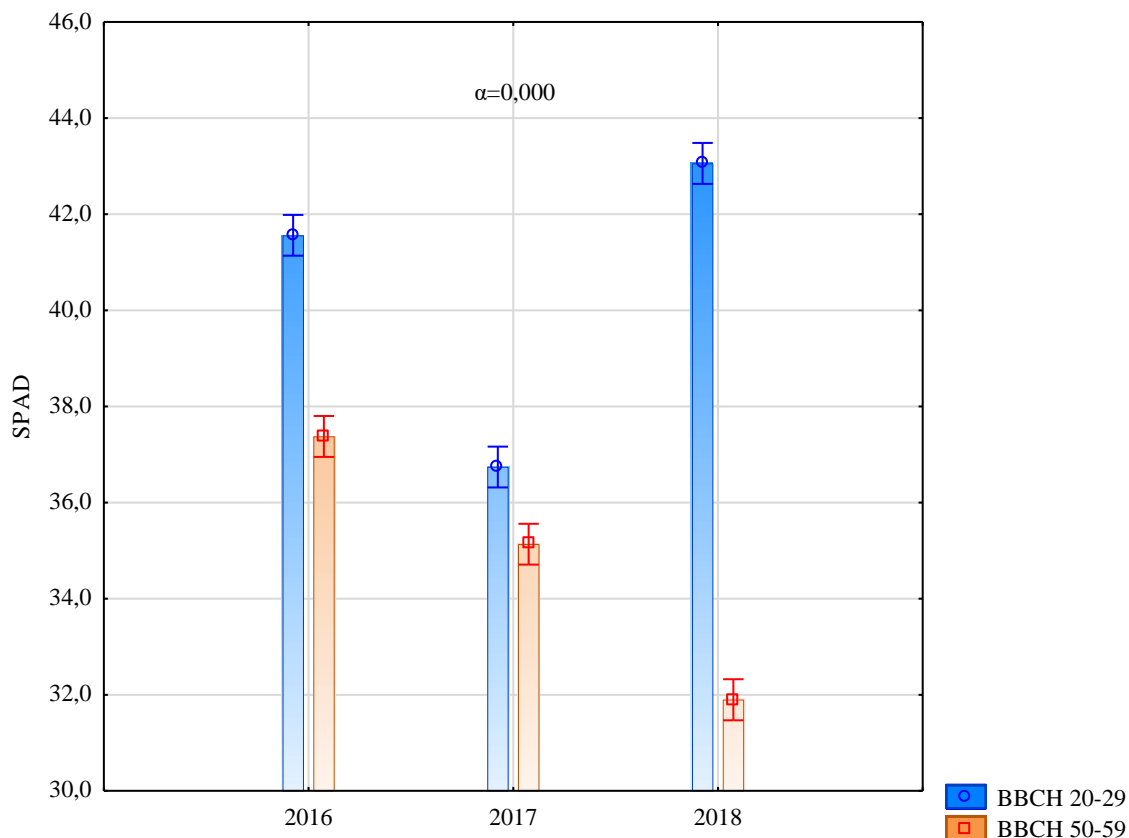
Ryc. 37. LAI łąnów badanych odmian gryki po zastosowaniu biostymulatorów

Zaobserwowano odmienne, w obrębie badanych form azotu nawozowego, zróżnicowanie wartości LAI po nalistnej aplikacji biostymulatorów (interakcja nawożenie \times biostymulator, $\alpha < 0,000$). Największą wartość LAI stwierdzono na obiekcie nawożonym azotanem amonu i po zastosowaniu daminozydu. Całkowita substytucja saletry amonowej cyjanamidem wapnia skutkowała wyraźnym zmniejszeniem wartości LAI, szczególnie po potraktowaniu łąnu daminozydem i nitrofenolami. Zastosowanie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* przy tym nawożeniu, pozwoliło na utrzymanie wartości LAI na poziomie obserwowanym po zastosowaniu kombinowanego nawożenia azotanem amonu i cyjanamidem wapnia (ryc. 38).



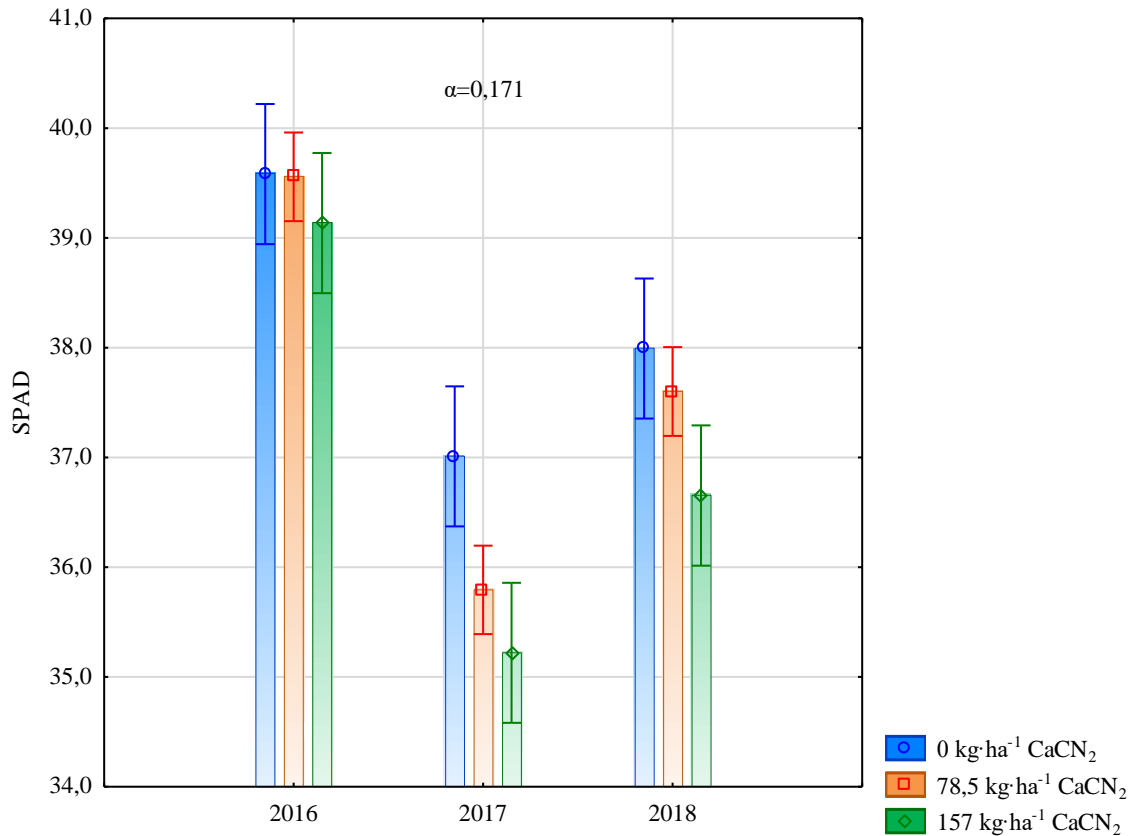
Ryc. 38. LAI łańców gryki nawożonych różnymi formami azotu i potraktowanych biostymulatorami

Wartości SPAD w analizowanych fazach rozwojowych kształtowały się odmiennie w latach badań (interakcja rok \times faza fenologiczna, $\alpha < 0,000$). W roku 2017 różnica wartości indeksów SPAD wyznaczonych dla analizowanych faz fenologicznych wynosiła tylko 1,6 jednostki, natomiast w roku 2018 aż 11,2 jednostki. W roku 2018 wysoka koncentracja chlorofilu w liściach gryki w fazie BBCH 20–29 kształtowana była warunkami pluwiotermicznymi (ryc. 1C), bowiem dekadowa suma opadów w tym okresie wynosiła 50 mm (II dekada maja). Natomiast najmniejszą wartość SPAD wykazano w roku 2018 w fazie BBCH 50–59 (ryc. 39). Mniejsze wartości SPAD w późniejszych fazach ontogenezy to efekt degradacji chlorofilu, jako skutecznej ochrony starzejących się tkanek przed toksycznym działaniem jego wolnych cząsteczek [Zalewska i Tukaj 2019].



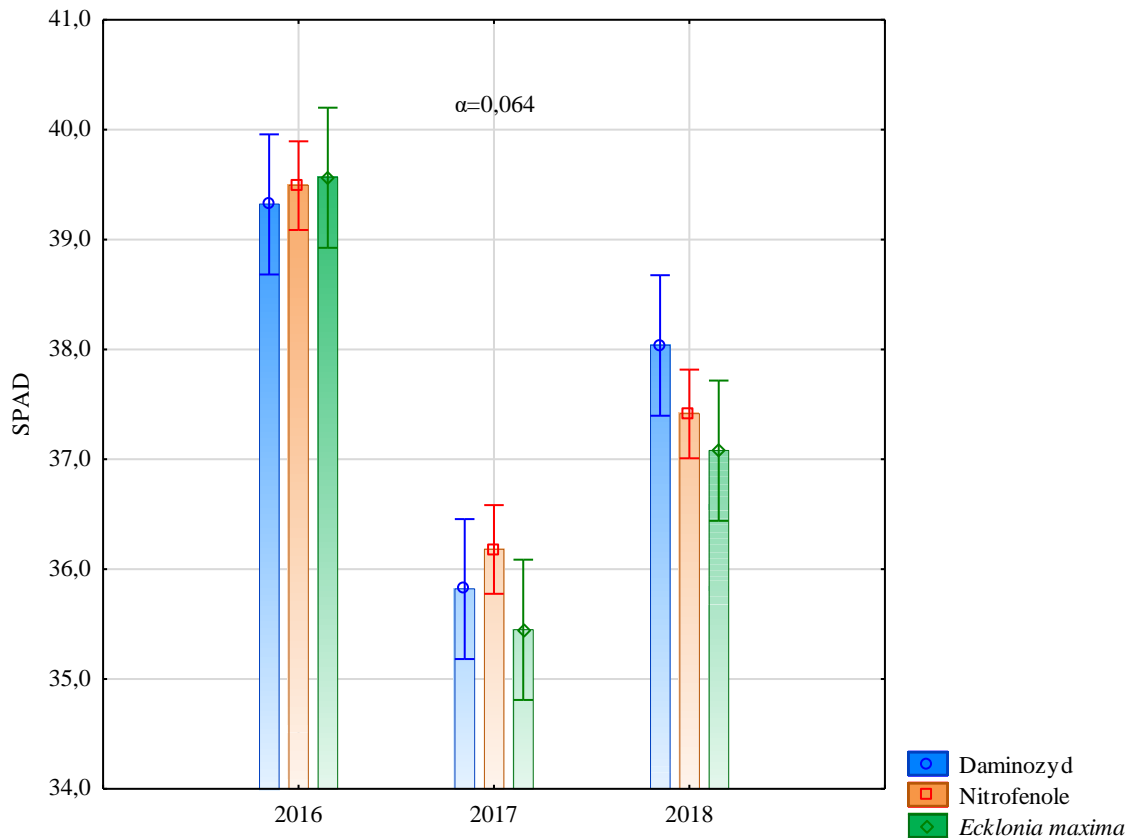
Ryc. 39. SPAD w wybranych fazach rozwojowych gryki w latach badań

W poszczególnych latach badań zróżnicowanie wartości SPAD po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego nie było statystycznie istotne, ale zaobserwowane zmiany mają charakter tendencji statystycznej (interakcja rok \times nawożenie, $\alpha=0,171$). Nawożenie różnymi formami azotu nawozowego nie spowodowało wyraźnych zmian wartości koncentracji chlorofilu w liściach tylko w roku 2016. Rozkład opadów i temperatury powietrza w okresie wegetacji w 2016 roku przypuszczalnie skutkowały wzrostem tempa rozkładu cyjanamidu wapnia do form mniej toksycznych dla roślin (ryc. 1B). W roku 2017 zaobserwowano, że wzrost udziału cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym spowodował zmniejszenie wartości SPAD. Podobną zależność zaobserwowano w roku 2018, przy czym wyraźne zmniejszenie koncentracji chlorofilu w liściach odnotowano po zastosowaniu cyjanamidu wapnia jako jedynej formy azotu (ryc. 40).



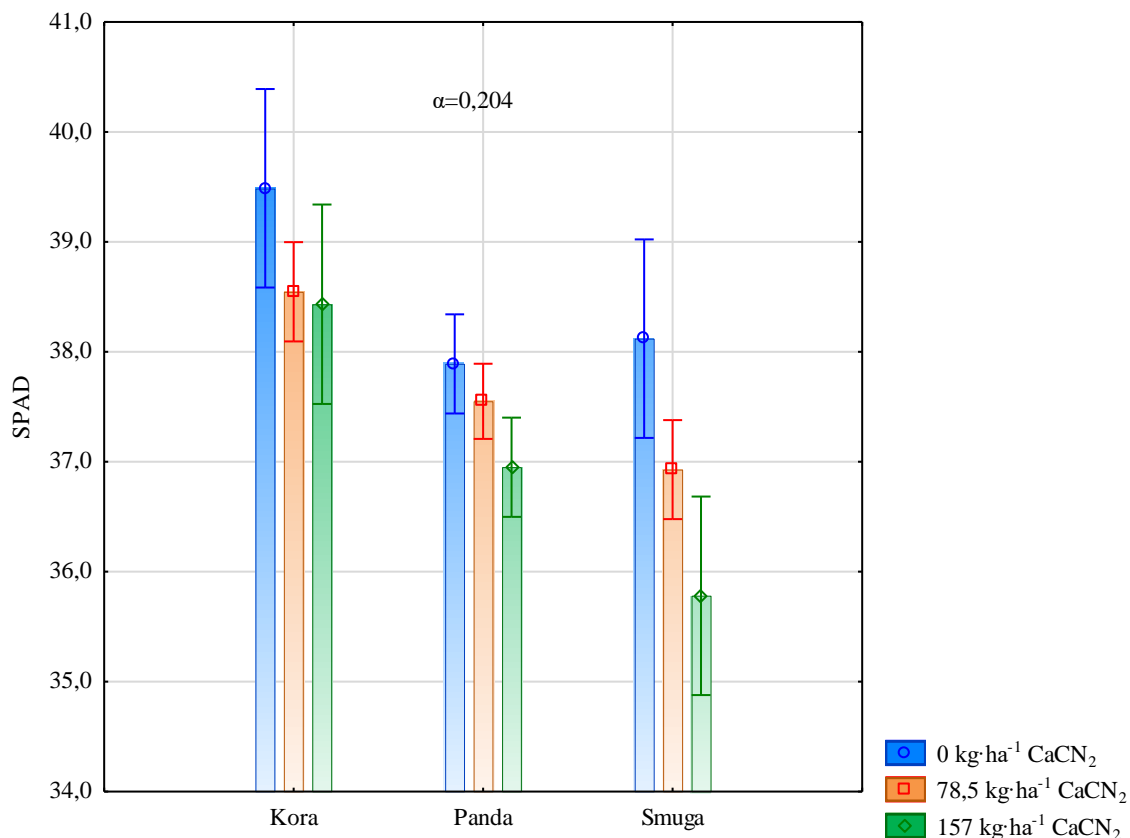
Ryc. 40. SPAD w latach badań po zastosowaniu różnych form azotu

Zróznicowanie wartości SPAD w poszczególnych latach badań po zastosowaniu biostymulatorów kształtowało się podobnie, ale zaobserwowane zmiany można określić mianem tendencji statystycznej (interakcja rok \times biostymulator, $\alpha=0,064$). W roku 2016 nie stwierdzono różnic w wartościach SPAD wyznaczonych po stymulacji roślin gryki badanymi biostymulatorami. Wydaje się, że w roku 2017 zastosowane nitrofenole, a w roku 2018 daminozyd sprzyjały zwiększaniu się wartości omawianego indeksu (ryc. 41).



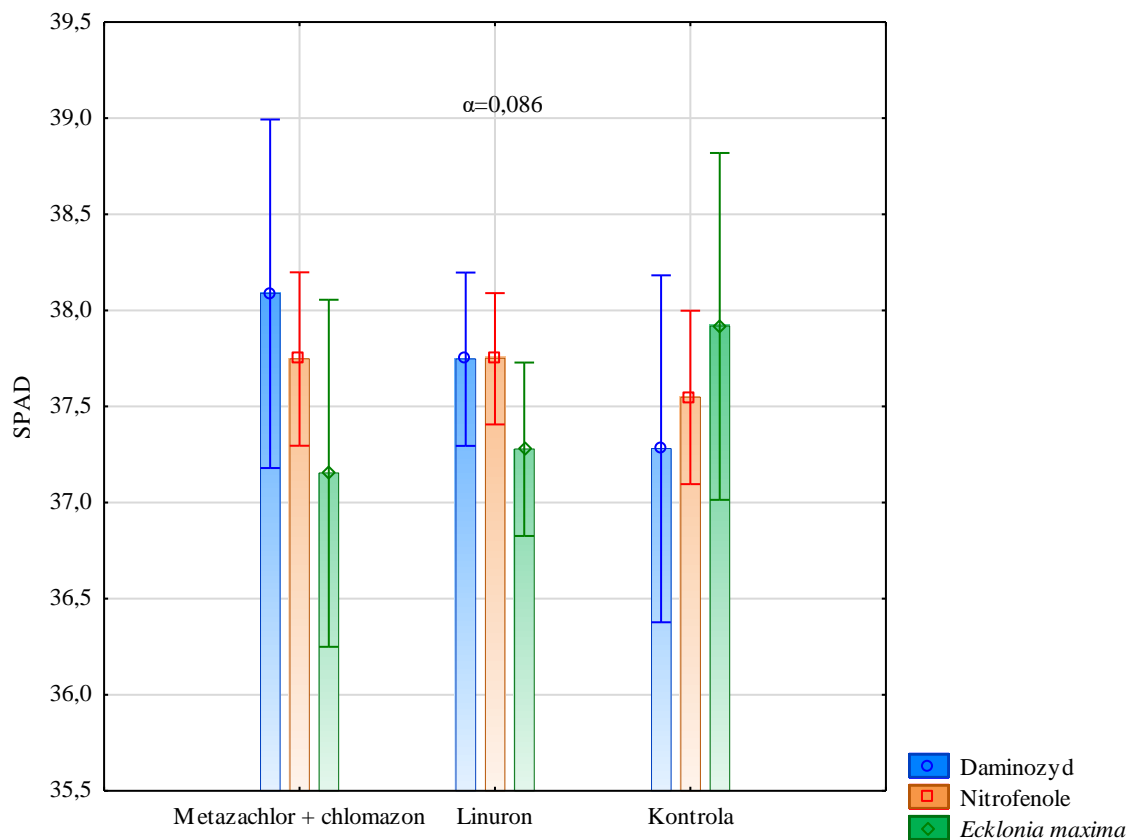
Ryc. 41. SPAD w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów

Wpływ nawożenia różnymi formami azotu nawozowego na koncentrację chlorofilu w liściach badanych odmian gryki można opisać mianem tendencji statystycznej (interakcja odmiana \times nawożenie, $\alpha=0,204$). Nawożenie cyjanamidem wapnia (bez względu na udział w dawce) wywołało tendencję spadkową wartości SPAD, ale wydaje się, że najbardziej depresyjny charakter tego spadku dotyczył odmiany Smuga (ryc. 42). W przypadku tej odmiany nawożenie azotem w postaci cyjanamidu wapnia znacząco redukowało koncentrację chlorofilu w liściach do nieco poniżej 36 jednostek SPAD.



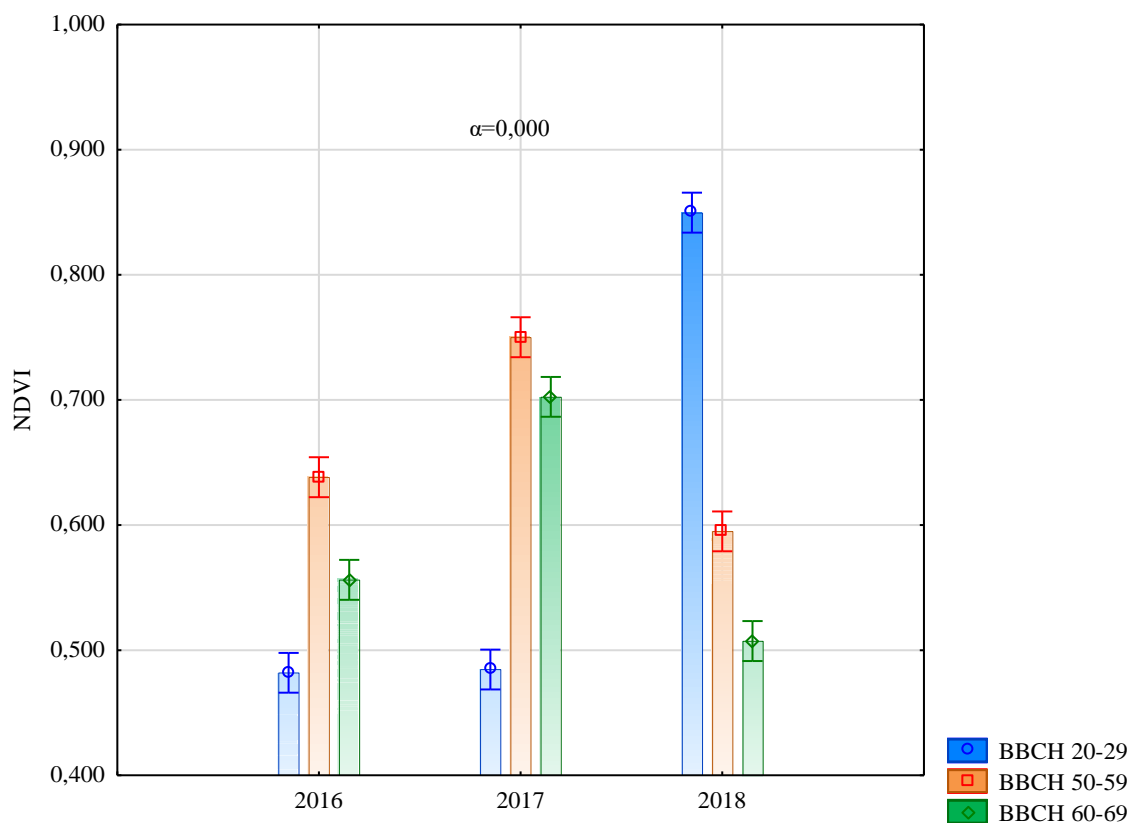
Ryc. 42. SPAD odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu

Na granicy statystycznej istotności utrzymywała się odmienność zróżnicowania koncentracji chlorofilu w liściach, w obrębie zastosowanych metod chemicznej regulacji zachwaszczenia po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja nawożenie \times biostymulator, $\alpha=0,086$). Stymulacja roślin gryki chronionych linuronem, jak również metazachlorem i chlomezonem ekstraktem z alg *Ecklonia maxima*, wydaje się zmniejszać wartość SPAD. Natomiast zastosowanie tego wyciągu na obiekcie kontrolnym zwiększa wartość tego indeksu. Zastosowanie daminozydu, jak i nitrofenoli na rośliny chronione herbicydami skutkuje tendencją do wzrostu koncentracji chlorofilu w liściach, szczególnie w porównaniu z obiektem kontrolnym (ryc. 43).



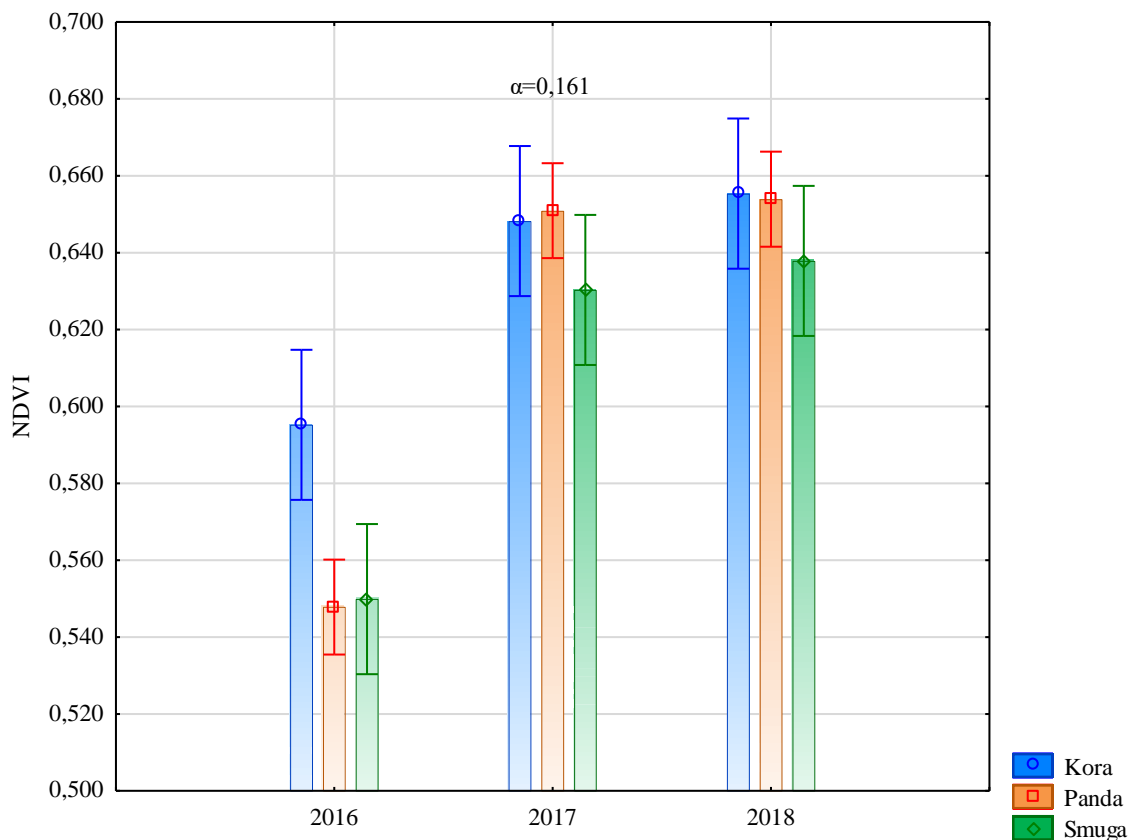
Ryc. 43. SPAD roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

Wartości NDVI łąnów gryki w badanych fazach rozwojowych kształtowały się odmiennie w latach badań (interakcja rok \times faza fenologiczna, $\alpha < 0,000$). W latach 2016 i 2017 największe wartość NDVI odnotowano w fazie BBCH 50–59, a w roku 2018 w fazie BBCH 20–29 (ryc. 44). W 2018 roku pomiędzy 170 °D, a 230 °D odnotowano wysoką dekadową sumę opadów, która wynosiła 50 mm, co pozwoliło na osiągnięcie przez łąn gryki tak spektakularnej wartości NDVI (ryc. 1C).



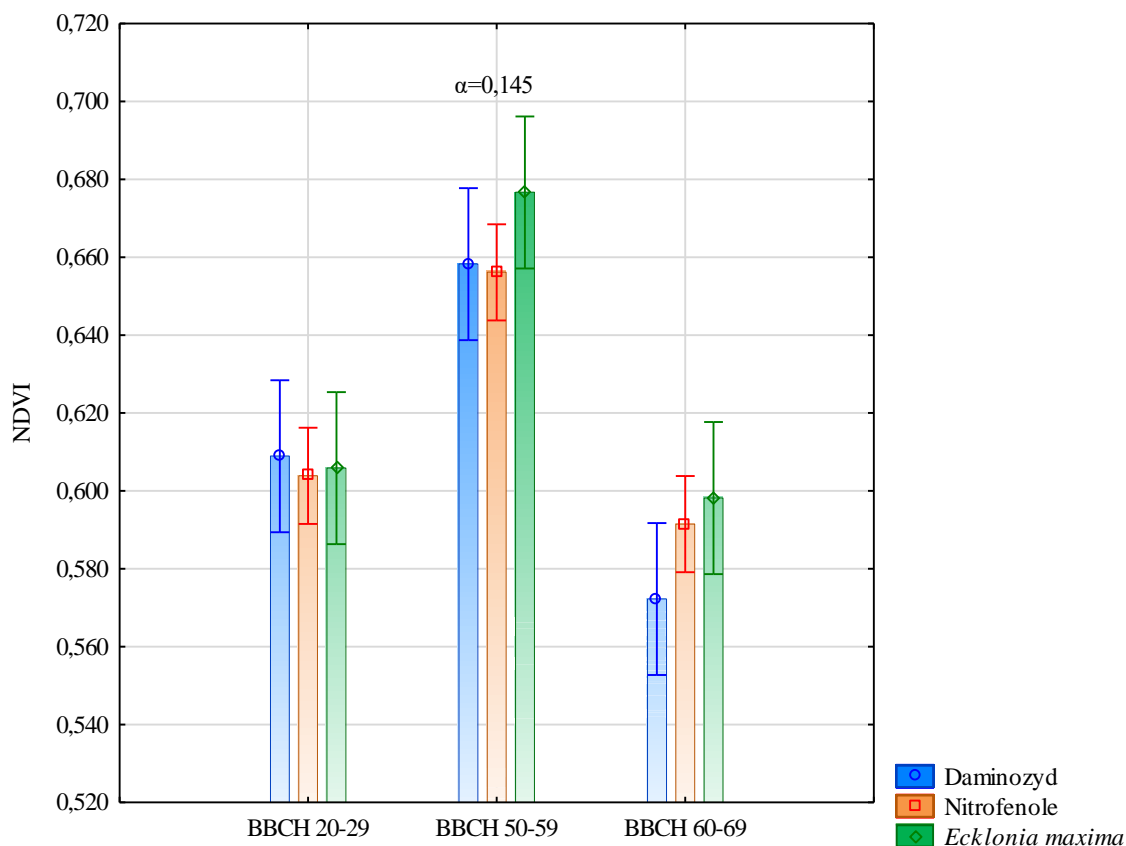
Ryc. 44. NDVI łań gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach badań

Zróznicowanie wartości NDVI łań badanych odmian gryki w latach badań, miało charakter tendencji statystycznej (interakcja rok \times odmiana, $\alpha=0,161$). W latach 2017 i 2018 zaobserwowano tendencję sugerującą, że odmianą kształtującą łań o nieco mniejszej wartości NDVI jest Smuga. Natomiast w roku 2016 równie niską wartością NDVI, jak stwierdzona dla łań odmiany Smuga, cechował się łań odmiany Panda (ryc. 45).



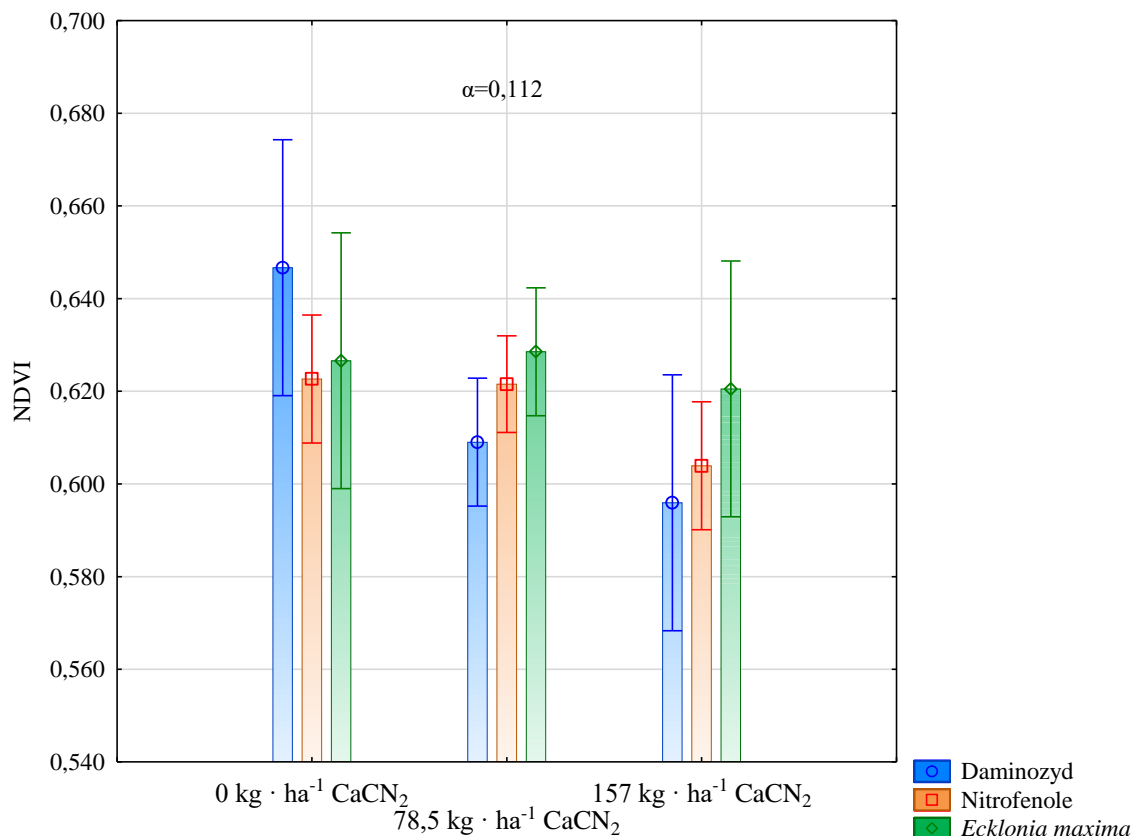
Ryc. 45. NDVI łanów odmian gryki w latach

Zaobserwowane zróżnicowanie wartości NDVI łanów gryki w analizowanych fazach rozwojowych po zastosowaniu biostymulatorów miało charakter tendencji statystycznej (interakcja faza fenologiczna \times biostymulator, $\alpha=0,145$). W fazie BBCH 20–29 zastosowane biostymulatory nie różnicowały wartości NDVI łanów gryki. Natomiast potraktowanie roślin gryki wyciągiem z alg skutkowało tendencją do wzrostu wartości NDVI łanu w fazie BBCH 50–59. W fazie BBCH 60–69 obserwowano wyraźnie mniejsze wartości NDVI, szczególnie łanu, na który wcześniej naniesiono daminozyd (ryc. 46). Niższe wartości NDVI w fazie kwitnienia gryki mogły być efektem rozcieńczenia chlorofilu [Kutman i in. 2010].



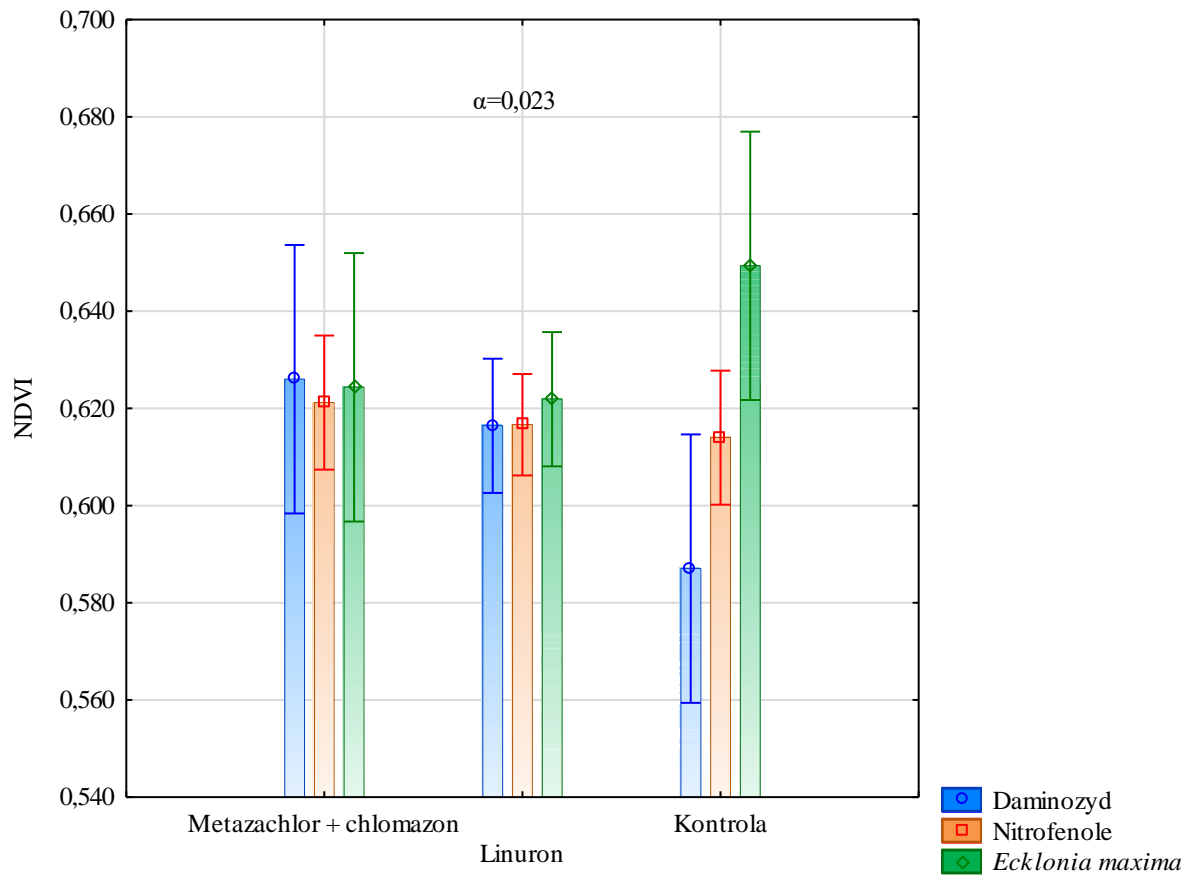
Ryc. 46. NDVI łanów gryki w wybranych fazach rozwojowych po zastosowaniu biostymulatorów

Odmienne zróżnicowanie wartości NDVI łanów gryki potraktowanych biostymulatorami w obrębie różnych form zastosowanego azotu nawozowego było bliskie istotności statystycznej (interakcja nawożenie \times biostymulator, $\alpha=0,112$). Spadkowa tendencja wartości NDVI ujawniała się szczególnie po zastosowaniu daminozydu w obecności cyjanamidu wapnia. Jedynym biostymulatorem, który wydaje się ograniczać negatywny wpływ cyjanamidu wapnia na NDVI wydaje się być wyciąg z alg *Ecklonia maxima* (ryc. 47).



Ryc. 47. NDVI różnie nawożonych łąnów gryki po zastosowaniu biostymulatorów

Zastosowana ochrona chemiczna skutkowała odmiennym kształtowaniem się wartości wskaźnika NDVI w obrębie zastosowanych biostymulatorów (interakcja herbicyd × biostymulator, $\alpha=0,023$). Wśród obiektów bez ochrony chemicznej zdecydowanie większą wartością NDVI cechował się łąn opryskany ekstraktem z alg *Ecklonia maxima*, natomiast wyraźne zmniejszenie wartości tego parametru wykazywały łąny kontrolne, na które naniesiono nitrofenole, a szczególnie daminozyd (ryc. 48). Na obiektach chronionych chemicznie zastosowane biostymulatory nie różnicowały wartości NDVI, ale w porównaniu do obiektów kontrolnych, szczególnie tego z daminozydem, zastosowane herbicydy wchodziły z nim w interakcję znosząc jego negatywne oddziaływanie na wielkość tego parametru.



Ryc. 48. NDVI łanów gryki po zastosowaniu herbicydów i biostymulatorów

4.2.4 Parametry wymiany gazowej roślin gryki

Wzrost i rozwój roślin jest wypadkową wielu procesów, z których za kluczowy uznaje się intensywność fotosyntezy roślin. Pozostałe parametry wymiany gazowej, a szczególnie przewodnictwo szparkowe bezpośrednio wpływają na intensywność fotosyntezy [Jeżowski i in. 2009]. Zmienność wielkości parametrów wymiany gazowej jest również kształtowana przez warunki pluwiotermiczne występujące w trakcie ontogenezy roślin [Haworth i in. 2018, Hornyak i in. 2020].

Parametry wymiany gazowej gryki kształtowały się odmiennie w poszczególnych latach badań (tab. 8). Rozpatrując wpływ lat badań na przewodnictwo szparkowe liści zaobserwowano istotne zróżnicowanie tego parametru w latach (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Największą wartość g_s odnotowano w 2018 roku ($0,337 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), natomiast mniejsze obserwowano w 2016 roku ($0,270 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) i 2017 ($0,273 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$). Zaobserwowane różnice w wielkości g_s mogły wynikać z apertury aparatów szparkowych oraz potencjału wodnego gleby. Zamykanie aparatów szparkowych zależne jest od temperatury oraz stężenia kwasu abscysynowego w komórkach szparkowych [Bartlett i in. 2016, McAdam i in. 2016], a za przewodność szparkową liści może być odpowiedzialna również zawartość jasmonianów w liściach [Hornyak i in. 2020].

Stężenie międzykomórkowego CO_2 w liściach gryki różniło się w poszczególnych latach badań (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Największe stężenie międzykomórkowego CO_2 odnotowano w liściach gryki w 2016 roku ($259 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$), a najmniejsze natomiast w 2018 roku ($229 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$). Różnice w koncentracji CO_2 w przestworach międzykomórkowych liści w poszczególnych latach badań kształtowane były temperaturą w okresie wegetacji gryki (ryc. 1). Odpowiedzią roślin na wysoką temperaturę jest zamykanie aparatów szparkowych [James i in. 2002]. Skutkuje to również mniejszym wysyceniem przestworów komórkowych dwutlenkiem węgla, a w dalszej konsekwencji mniejszą asymilacją netto.

Odmiennie w poszczególnych latach badań kształtowała się intensywność fotosyntezy netto (dla efektów liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). W 2018 roku odnotowano największą intensywność fotosyntezy netto ($16,6 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), jednocześnie była ona wyższa od zaobserwowanej w 2016 roku i w 2017 roku odpowiednio o $5,00 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ i $1,10 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. Warunki pluwiotermiczne występujące pomiędzy 426°D , a 602°D w 2018 roku sprzyjały dużej intensywności fotosyntezy netto roślin gryki (ryc. 1). Różnice

w intensywności fotosyntezy netto w różnych warunkach środowiskowych są uważane za podstawowy wyznacznik kondycji roślin [Piao i in. 2008, Jumrani i in. 2017].

Nasilenie transpiracji u roślin gryki było różne w latach badań (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Najintensywniejszą transpirację odnotowano w 2018 roku i była ona większa od zaobserwowanej w 2016 roku o $1,41 \text{ mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. W roku 2018 występujące pomiędzy 426 °D, a 602 °D warunki pogodowe mogą wyjaśniać wzrost intensywności transpiracji (ryc. 1, tab. 4). Wielkość transpiracji kształtowana była również przez zmiany przewodnictwa szparkowego w poszczególnych latach badań (tab. 8).

Współczynnik wykorzystania wody (WUE) gryki w poszczególnych latach badań był statystycznie zróżnicowany (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Największą wartością WUE cechowały się rośliny gryki w 2017 roku ($3,00 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$). Wielkości WUE odnotowane w roku 2016 oraz 2018 były mniejsze i wynosiły odpowiednio $2,20 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$ oraz $2,72 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$. Lepsze wykorzystanie wody przez rośliny w 2017 roku determinowane było korzystniejszym rozkładem temperatur i opadów w okresie wegetacji (tab. 4, ryc. 1).

Wartości parametrów wymiany gazowej roślin gryki o różnym stopniu zaawansowania rozwoju były zróżnicowane w sposób statystycznie istotny (tab. 8). Największą przewodnością szparkową cechowały się liście gryki w fazie BBCH 60–69 ($0,350 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Różnice w przewodnictwie szparkowym liści są warunkowane wielkością i zagęszczeniem aparatów szparkowych, a cechy te są determinowane czynnikami genetycznymi, fizjologicznymi oraz zmiennymi warunkami środowiskowymi [Bertolino i in. 2019].

Stężenie międzykomórkowego dwutlenku węgla w liściach gryki było różne w poszczególnych fazach rozwojowych (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). W fazie BBCH 70–79 zaobserwowano największe stężenie międzykomórkowego dwutlenku węgla w liściach, które wynosiło $249 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$. Zaobserwowane stężenie mogło być rezultatem wysokiej temperatury powietrza oraz ograniczenia intensywności transpiracji wody z liści poprzez zmniejszenie apertury aparatów szparkowych, czy też efektem spadku wartości g_s (tab. 8, ryc. 1), [Hatfield i Dold 2019, Zheng i in. 2019]. Odmienne w poszczególnych fazach rozwojowych gryki kształtował się również wskaźnik intensywności fotosyntezy netto (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). W fazie kwitnienia rośliny gryki wykazywały większą intensywność fotosyntezy netto w porównaniu do stwierdzonej w fazie rozwoju i zawiązywania orzeszków o $4,80 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$.

Intensywność transpiracji roślin gryki kształtowała się odmiennie w poszczególnych fazach rozwojowych (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Zdecydowanie największą transpirację wykazywały rośliny w fazie kwitnienia gryki ($6,48 \text{ mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$), natomiast najmniejszą ($5,01 \text{ mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) w fazie rozwoju orzeszków.

Wartości WUE w ocenianych fazach rozwojowych gryki różniły się statystycznie (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Zdecydowanie największą wartość WUE odnotowano w fazie BBCH 60–69 i wynosiła ona $2,72 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$. Za przyczynę opisanych zmian parametrów wymiany gazowej uznać można różny wiek fizjologiczny roślin [Song i in. 2015] oraz korzystny rozkład temperatur i opadów w okresie kwitnienia gryki (ryc. 1).

Rośliny badanych odmian gryki różniły się statystycznie intensywnością transpiracji oraz wielkością współczynnika wykorzystania wody (tab. 8). Rośliny odmiany Smuga charakteryzowały się większą o $0,21 \text{ mmol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ intensywnością transpiracji niż roślin odmiany Kora (dla efektu liniowego $\alpha = 0,010$). Na intensywność transpiracji roślin ocenianych odmian gryki wpływ miała zmienna przewodność aparatów szparkowych (tab. 8). Zaobserwowano, że zmierzonej intensywności transpiracji roślin odmiany Smuga towarzyszyła wysoka przewodność aparatów szparkowych. Warto zaznaczyć, że gdy LAI zbliża się do 4 (tab. 7), intensywność transpiracji rośnie wolniej, ponieważ wykształcona powierzchnia asymilacyjna roślin całkowicie absorbuje promieniowanie fotosyntetycznie czynne [Hatfield i Dold 2019].

Również rośliny badanych odmian gryki różniły się fotosyntetycznym współczynnikiem wykorzystania wody (dla efektu liniowego $\alpha = 0,001$), (tab. 8). Największą wartością WUE charakteryzowały się rośliny odmiany Kora ($2,74 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$), a najmniejszą odmiany Smuga ($2,53 \text{ } \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$). Wielkość WUE wskazuje również na istnienie mniej lub bardziej sprawnych mechanizmów regulujących intensywność transpiracji u roślin.

Zastosowanie różnych form azotu nawozowego modyfikowało parametry wymiany gazowej roślin gryki (tab. 8). Większą wartością g_s cechowały się rośliny nawożone cyjanamidem wapnia w odniesieniu do wartości tego parametru prezentowanego przez rośliny z obiektów nawożonych saletrą amonową o $0,014 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ (dla efektu liniowego $\alpha = 0,013$). Qadeer i in. [2019] po zastosowaniu azotu formie amidowej w dawce $50 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ w uprawie pszenicy zaobserwowali wzrost przewodności szparkowej w stosunku do obiektu nie nawożonego żadną formą azotu.

Zastosowanie różnych form azotu nawozowego modyfikowało stężenie CO₂ w przestworach międzykomórkowych liści gryki (tab. 8). Największe stężenie międzykomórkowego CO₂ w liściach gryki (248 μmol CO₂·mol⁻¹) odnotowano po zastosowaniu nawożenia w postaci azotan amonu i cyjanamidu wapnia (dla efektu kwadratowego $\alpha < 0,000$). Nawożenie cyjanamidem wapnia skutkowało wzrostem stężenia międzykomórkowego CO₂ w liściach o 12,0 μmol CO₂·mol⁻¹ w porównaniu do nawożenia azotanem amonu (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Różnice w koncentracji międzykomórkowego CO₂ prawdopodobnie wynikały z wzrostu przewodności szparkowej po zastosowaniu nawożenia z udziałem cyjanamidu wapnia. Natomiast intensywność fotosyntezy na obiektach nawożonych saletrą amonową była identyczna z obserwowaną na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia. Qadeer i in. [2019] zaobserwowali, że zastosowanie formy amidowej w ilość 50 kg·ha⁻¹ azotu w uprawie pszenicy skutkowało istotnym wzrostem stężenia CO₂ w przestworach międzykomórkowych w porównaniu do obiektów nie nawożonych żadną formą azotu.

Intensywność fotosyntezy netto roślin gryki była modyfikowana formą zastosowanego azotu nawozowego (tab. 8). Najmniejszą intensywność fotosyntezy netto (14,3 μmol CO₂·m⁻²·s⁻¹) zaobserwowano u roślin nawożonych azotem w połowie reprezentowanym przez cyjanamid wapnia (dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,003$).

Nie stwierdzono istotnego wpływu nawożenia różnymi formami azotu nawozowego na intensywność transpiracji, lecz wykazano wyraźną tendencję statystyczną do zmniejszania wartości tego parametru po zastosowaniu cyjanamidu wapnia (5,65 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹), (dla efekt liniowego $\alpha = 0,063$), (tab.8).

Efektom nawożenia gryki azotanem amonu wraz z cyjanamidem wapnia jest również obniżenie się fotosyntetycznego współczynnika wykorzystania wody do wartości 2,55 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹ (dla efekt kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8).

Biostymulatory modyfikowały istotnie stężenie międzykomórkowego CO₂, transpirację oraz wielkość współczynnika wykorzystania wody gryki (tab. 8). Rośliny gryki potraktowane ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* cechowały się największą koncentracją CO₂ w przestworach międzykomórkowych liści (252 μmol CO₂·mol⁻¹), (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Najintensywniejszą transpiracją charakteryzowały się rośliny gryki potraktowane daminozydem (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 8). Zastosowanie nitrofenoli, jak również ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* spowodowało obniżenie intensywności transpiracji odpowiednio do 5,84 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹ i 5,35 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹ (dla efektu kwadratowego $\alpha < 0,000$). Nie stwierdzono istotnego wpływu biostymulatorów na intensywność fotosyntezy

prowadzonej przez rośliny gryki, ale zaobserwowano wyraźne różnice pomiędzy intensywnością fotosyntezy roślin potraktowanych różnymi biostymulatorami (dla efektu liniowego $\alpha=0,077$). Zaobserwowano również tendencję do zmniejszania asymilacji netto roślin po aplikacji nalistnie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima*, o $0,5 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$.

Zastosowane biostymulatory implikowały również zmiany wielkości fotosyntetycznego współczynnika wykorzystania wody (dla efektu liniowego $\alpha=0,003$, a dla efektu kwadratowego $\alpha=0,007$), (tab. 8). Rośliny potraktowane ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* w porównaniu do potraktowanych daminozydem wykazywały korzystniejsze wartości WUE o $0,18 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$, co mogło się przyczynić do wyższego plonu orzeszków zebranego z tego obiektu (tab. 5). Natomiast zastosowanie pochodnych nitrofenoli pozwoliło na osiągnięcie wartości WUE ($2,61 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$), zbliżonych do wartości WUE zmierzonych po zastosowaniu daminozydu.

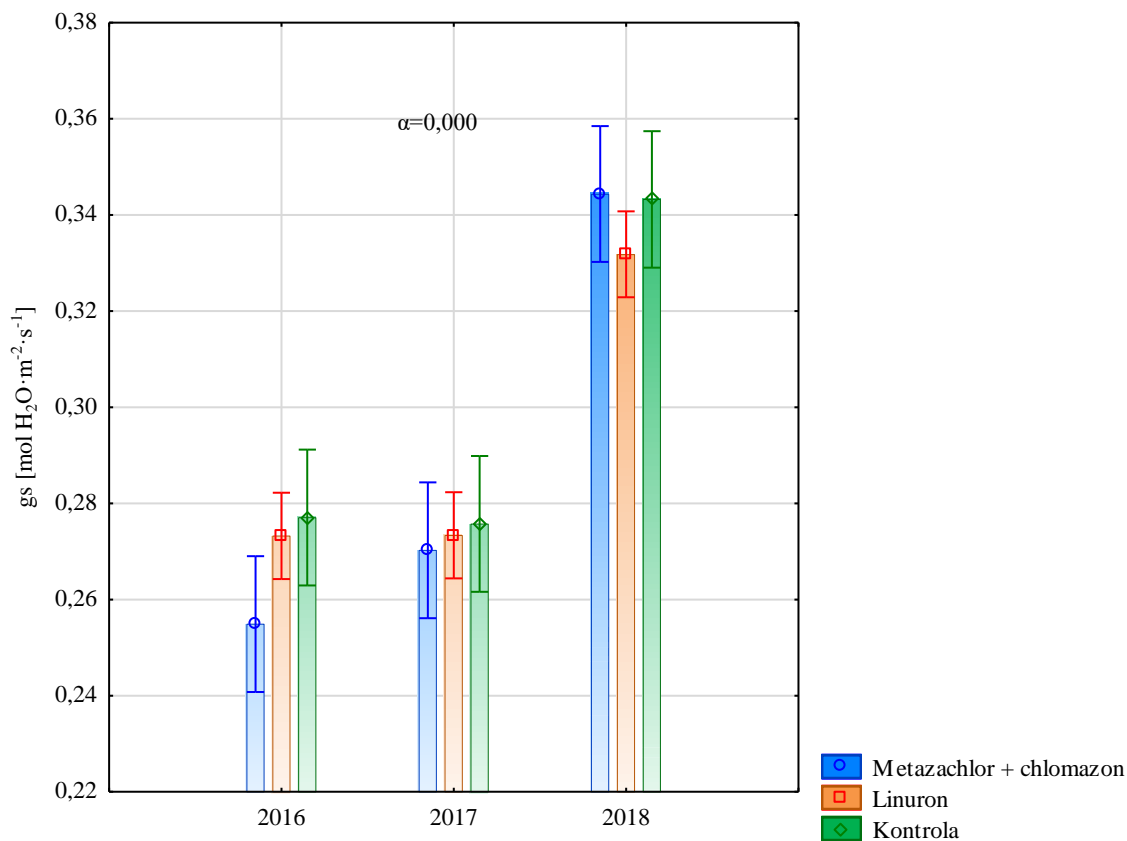
Tabela 8. Parametry wymiany gazowej roślin gryki

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
gs [mol H ₂ O·m ⁻² ·s ⁻¹]					
Rok	0,270	0,273	0,337	0,000	0,000
Faza fenologiczna	0,350	-	0,237	0,000	-
Odmiana	0,295	0,291	0,298	0,471	0,083
Nawożenie	0,285	0,295	0,299	0,013	0,846
Herbicyd	0,299	0,293	0,290	0,131	0,352
Biostymulator	0,296	0,292	0,294	0,756	0,287
c _i [μmol CO ₂ ·mol ⁻¹]					
Rok	259	245	229	0,000	0,711
Faza fenologiczna	240	-	249	0,000	-
Odmiana	246	243	247	0,702	0,553
Nawożenie	234	248	246	0,000	0,000
Herbicyd	247	244	244	0,220	0,895
Biostymulator	241	243	252	0,000	0,459
A [μmol CO ₂ ·m ⁻² ·s ⁻¹]					
Rok	11,6	15,5	16,6	0,000	0,000
Faza fenologiczna	17,0	-	12,2	0,000	-
Odmiana	14,6	14,6	14,6	0,840	0,397
Nawożenie	15,0	14,3	14,9	0,774	0,003
Herbicyd	14,5	14,7	14,5	0,998	0,969
Biostymulator	14,7	14,7	14,2	0,077	0,861
E [mmol H ₂ O·m ⁻² ·s ⁻¹]					
Rok	5,17	5,48	6,58	0,000	0,000
Faza fenologiczna	6,48	-	5,01	0,000	-
Odmiana	5,67	5,72	5,88	0,010	0,815
Nawożenie	5,81	5,76	5,65	0,063	0,172
Herbicyd	5,75	5,73	5,78	0,747	0,679
Biostymulator	5,90	5,84	5,35	0,000	0,000
WUE [μmol CO ₂ ·(mmol H ₂ O) ⁻¹]					
Rok	2,20	3,00	2,72	0,000	0,000
Faza fenologiczna	2,72	-	2,56	0,000	-
Odmiana	2,74	2,65	2,53	0,001	0,282
Nawożenie	2,71	2,55	2,82	0,079	0,000
Herbicyd	2,57	2,69	2,60	0,551	0,548
Biostymulator	2,59	2,61	2,77	0,003	0,007

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

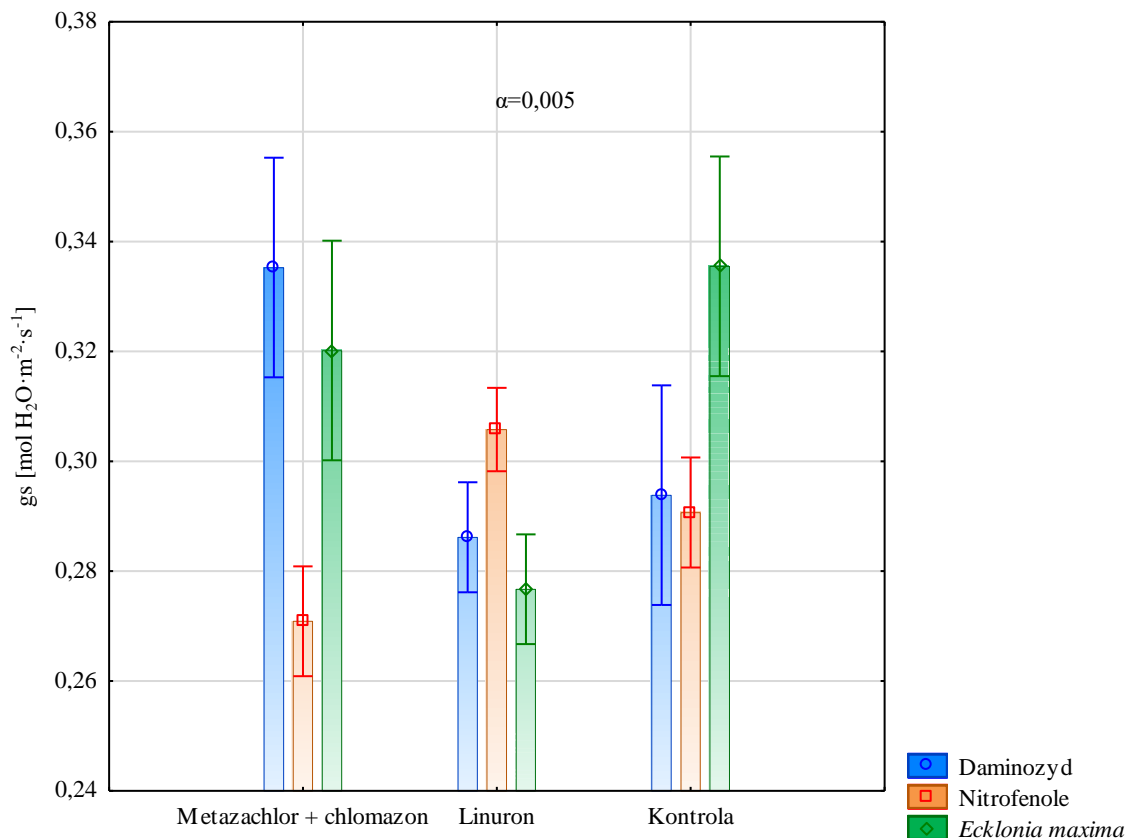
Przewodnictwo szparkowe gryki w poszczególnych latach badań kształtowało się odmiennie po zastosowaniu herbicydów (interakcja lata × herbicyd, $\alpha < 0,000$). W pierwszym roku badań zastosowanie metazachloru i chlomazonu skutkowało wyraźną tendencją do zmniejszenia przewodnictwa szparkowego liści gryki. Natomiast w latach 2017 i 2018 zastosowanie ochrony przed zachwaszczeniem zasadniczo nie skutkowało zmniejszeniem

przewodnictwa aparatów szparkowych, ale w roku 2018 przewodnictwo szparkowe było znacząco większe (ryc. 49). Zmiany przewodnictwa szparkowego w poszczególnych latach badań były najprawdopodobniej efektem zmiennych warunków pluwiotermicznych (ryc. 1C).



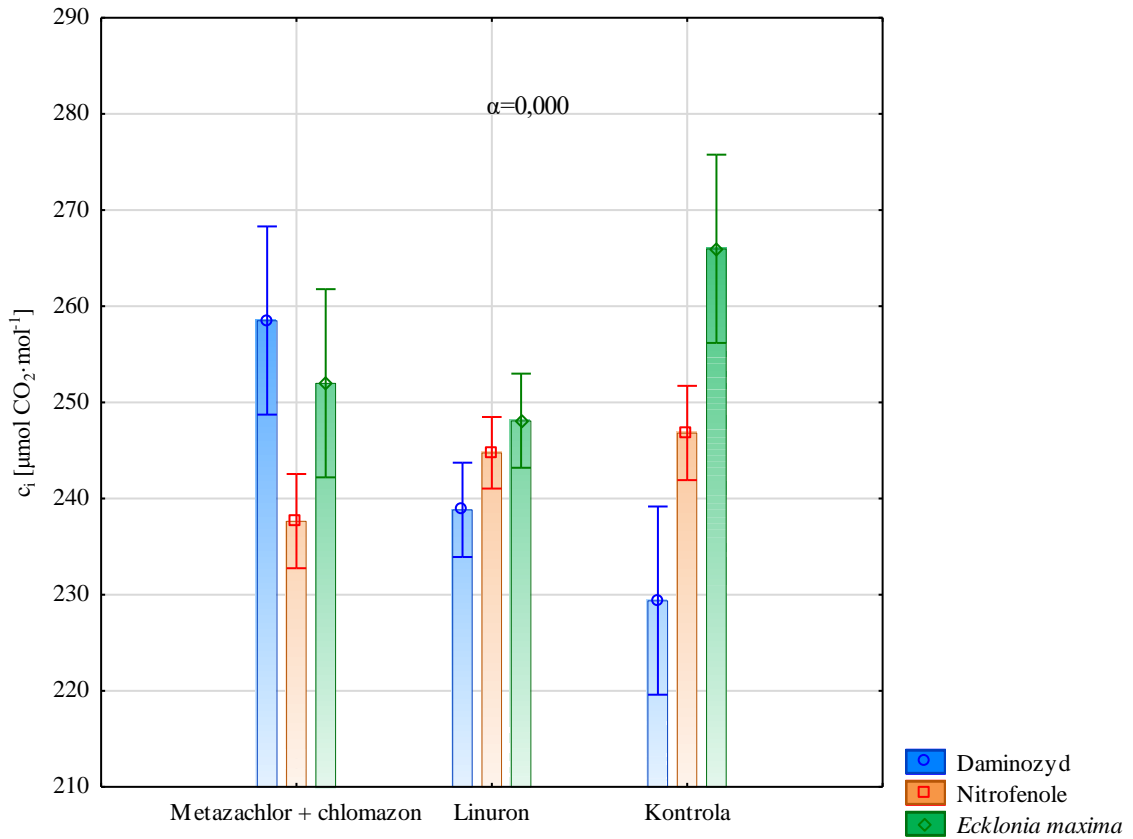
Ryc. 49. Przewodnictwo szparkowe liści gryki w poszczególnych latach badań po zastosowaniu herbicydów

Przewodnictwo szparkowe liści gryki w obrębie zastosowanych metod chemicznej ochrony kształtowało się odmiennie po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja herbicyd \times biostymulator, $\alpha=0,005$). Na obiektach chronionych linuronem po zastosowaniu nitrofenoli zaobserwowano zwiększenie wartości tego parametru w odniesieniu do wartości stwierdzonych po zastosowaniu pozostałych badanych biostymulatorów. Odmienną reakcję stwierdzono na obiektach chronionych metazachlorem oraz chlomazonem. W tym przypadku zastosowanie daminozydu lub ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* skutkowało wzrostem przewodności aparatów szparkowych liści gryki. Wśród obiektów niechronionych chemicznie największym przewodnictwem szparkowym cechowały się liście roślin potraktowanych ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* (ryc. 50).



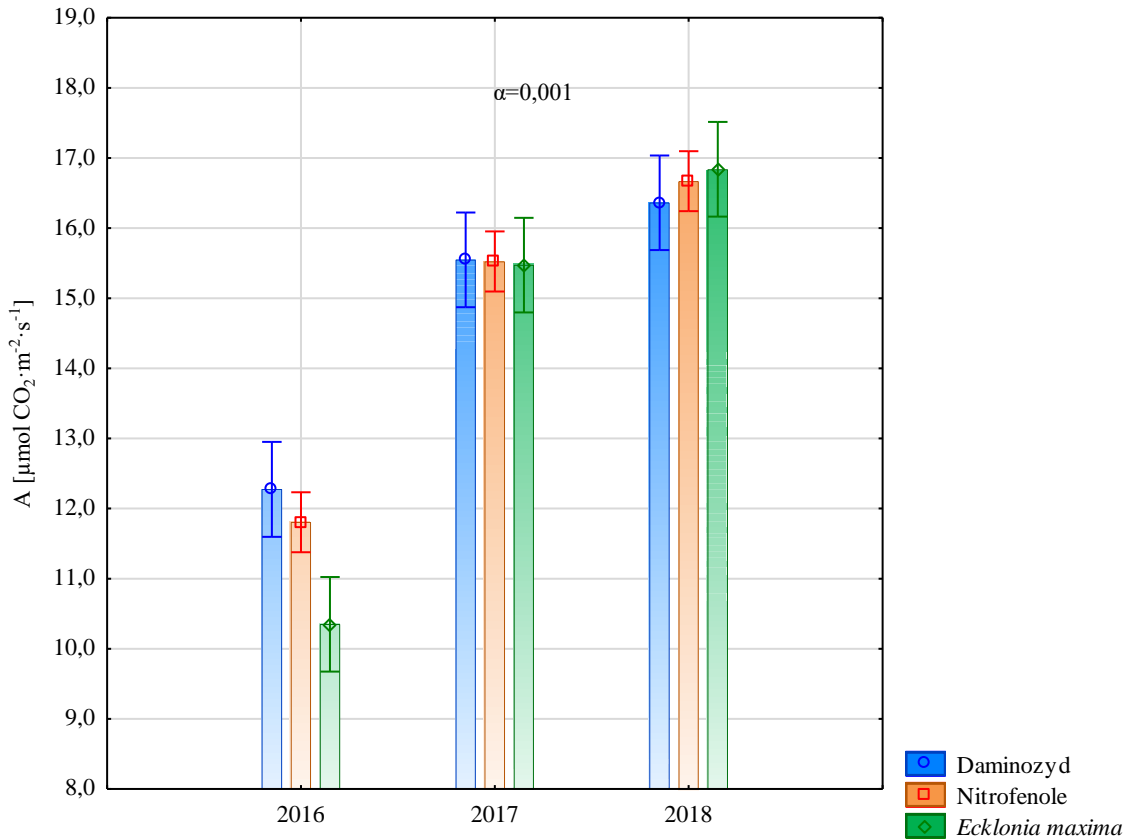
Ryc. 50. Przewodnictwo szparkowe gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

W obrębie zastosowanych metod chemicznej ochrony, stężenie międzykomórkowego CO₂ w liściach gryki kształtowało się odmiennie po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja herbicyd × biostymulator, $\alpha < 0,000$). Potraktowanie roślin gryki chronionych metazachlorem wraz z chlomazonem nitrofenolami spowodowało wyraźne zmniejszenie stężenia międzykomórkowego CO₂ w stosunku do stężenia stwierdzonego u roślin kontrolnych, ale również roślin pochodzących z innych kombinacji w obrębie tego sposobu ochrony. Nie zaobserwowano różnicowania wielkości omawianego parametru po zastosowaniu biostymulatorów na obiektach chronionych linuronem. Natomiast zaobserwowano wyraźnie różny efekt zastosowania biostymulatorów na rośliny niechronione chemicznie (kontrola). Zastosowanie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* wyraźnie zwiększyło stężenie międzykomórkowego CO₂ w porównaniu do stężenia stwierdzonego u roślin kontrolnych potraktowanych nitrofenolami, czy też daminozydem (ryc. 51).



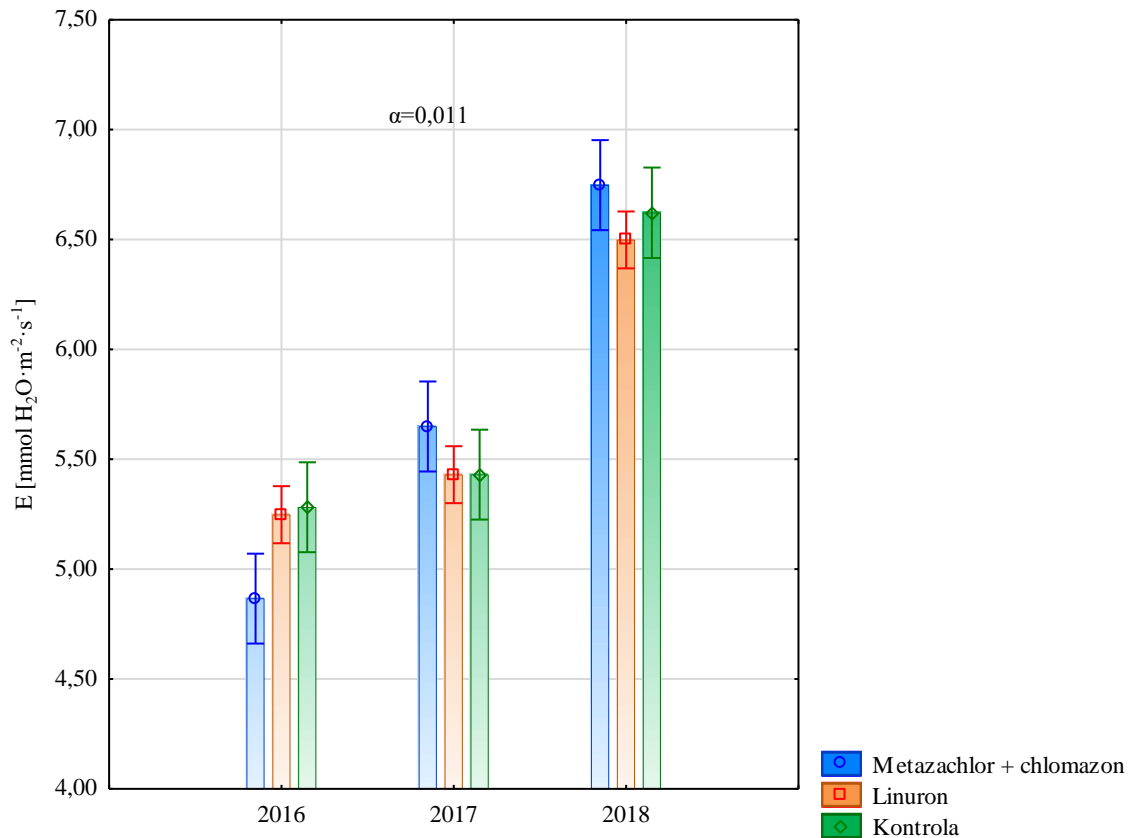
Ryc. 51. Stężenia CO₂ w przestrzeniach międzykomórkowych liści gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

Intensywność fotosyntezy roślin gryki kształtowała się odmiennie w poszczególnych latach badań po zastosowaniu biostymulatorów (lata × biostymulator, $\alpha=0,001$). W 2016 roku zastosowanie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* skutkowało zmniejszeniem intensywności fotosyntezy roślin gryki. W pozostałych latach badań nie obserwowano wpływu biostymulatorów na intensywność fotosyntezy, ale była ona znacząco większa (ryc. 52).



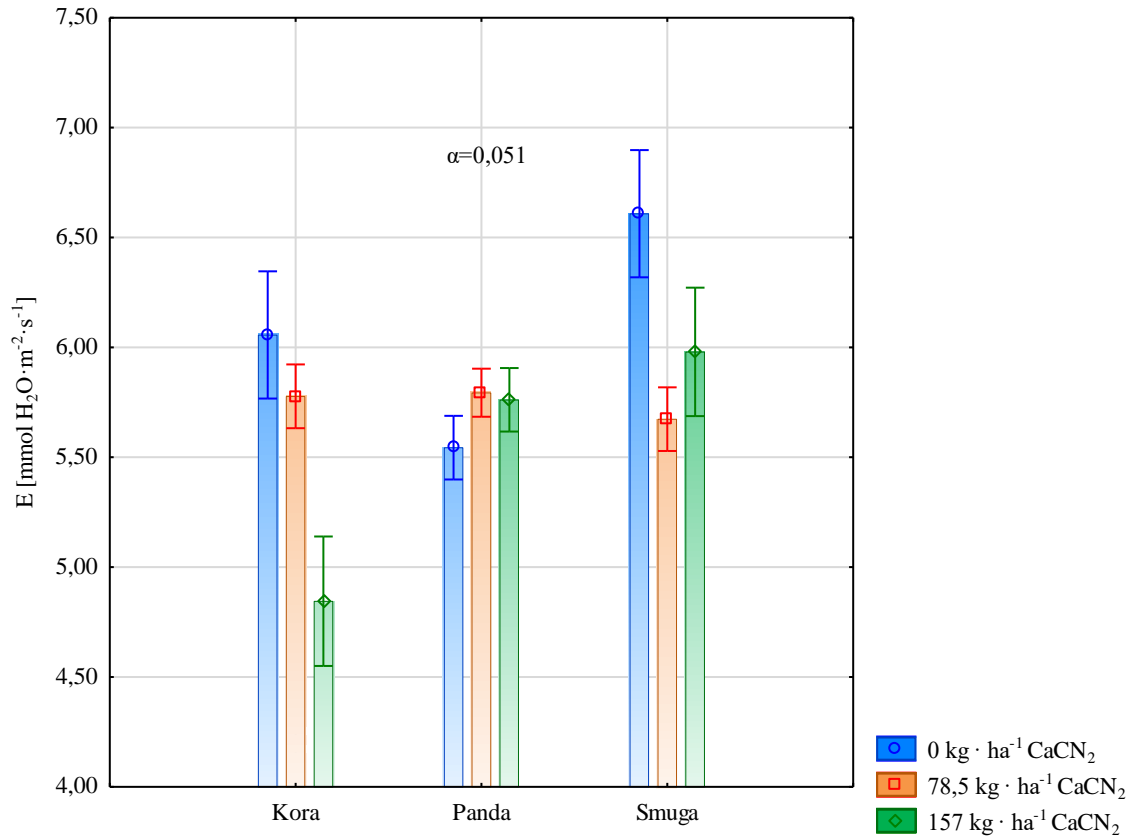
Ryc. 52. Intensywność fotosyntezy roślin gryki w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów

Intensywność transpiracji roślin gryki kształtowała się odmiennie w poszczególnych latach badań po zastosowaniu herbicydów (interakcja lata \times herbicyd, $\alpha=0,011$). Zaobserwowano wyraźne zmniejszenie intensywności transpiracji roślin gryki w 2016 roku po zastosowaniu chemicznej ochrony w postaci metazachloru wraz z chlomazonem. W kolejnych latach badań (2017–2018) zaobserwowano wzrost natężenia transpiracji, ale jej intensywność nie była modyfikowana zastosowanymi substancjami czynnymi herbicydów (ryc. 53).



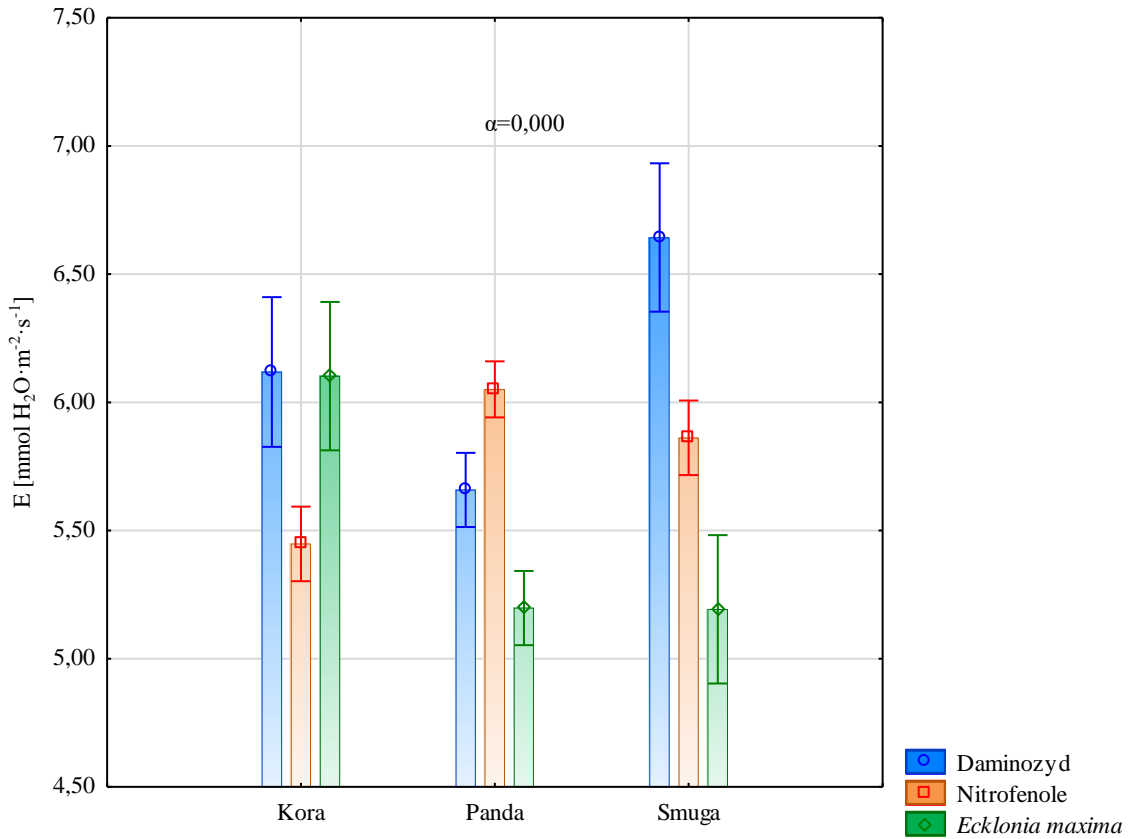
Ryc. 53. Intensywność transpiracji roślin gryki w latach badań po zastosowaniu herbicydów

Nie zaobserwowano istotnych zmian w intensywności transpiracji roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego, ale ponieważ były one bliskie statystycznego zróżnicowania można opisać je mianem trendu statystycznego (interakcja odmiana × nawożenie, $\alpha=0,051$). Obecność cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym odmian Kora i Smuga spowodowała zmniejszenie intensywności transpiracji roślin. Natomiast rośliny odmiany Panda nie reagowały zmianą intensywności transpiracji na zastosowanie cyjanamidu wapnia jako nawozu (ryc. 54).



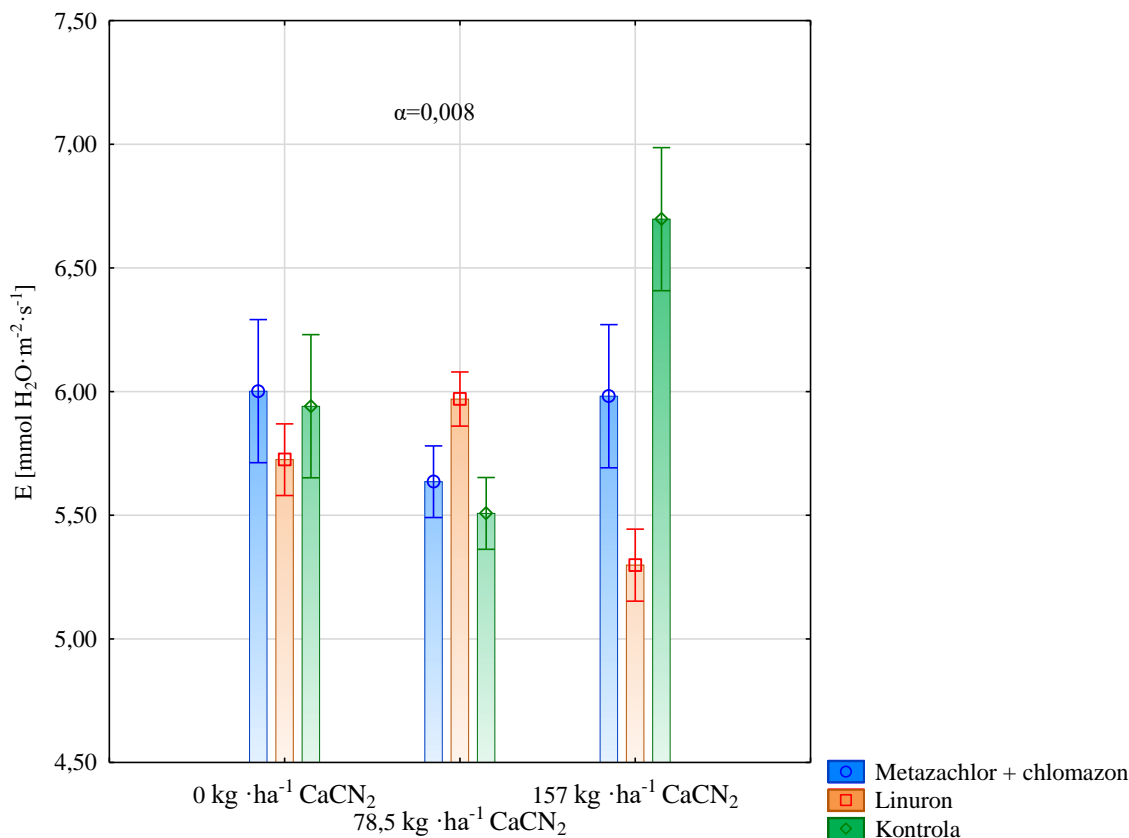
Ryc. 54. Intensywność transpiracji roślin badanych odmian gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego

Odmienne kształtowało się nasilenie transpiracji roślin badanych odmian gryki potraktowanych biostymulatorami (interakcja odmiana × biostymulator, $\alpha < 0,000$). Rośliny gryki odmiany Kora potraktowane nitrofenolami cechowały się wyraźnie mniejszą intensywnością transpiracji niż rośliny potraktowane daminozydem, czy też ekstraktem z alg *Ecklonia maxima*. W przypadku odmiany Panda największą wartość omawianego parametru odnotowano u roślin po zastosowaniu pochodnych nitrofenoli. Natomiast intensywność transpiracji roślin odmiany Smuga była największa po zastosowaniu daminozydu (ryc. 55).



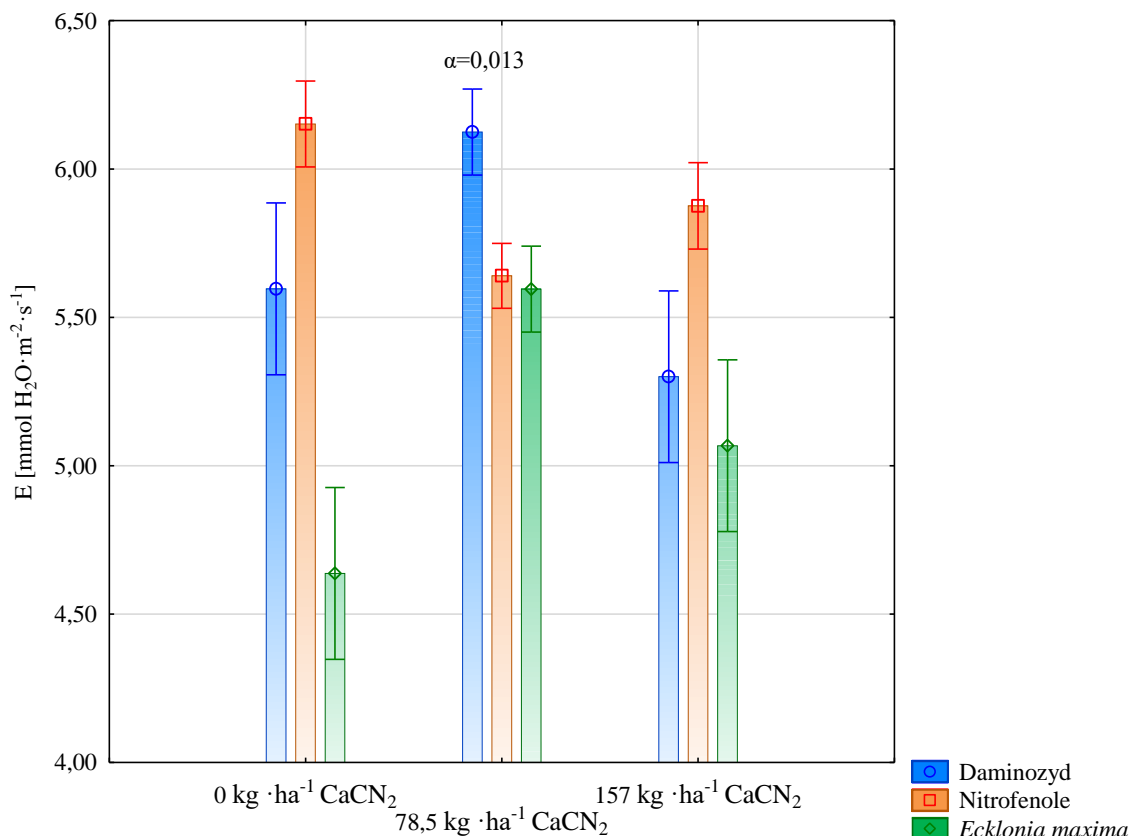
Ryc. 55. Intensywność transpiracji roślin badanych odmian gryki po zastosowaniu biostymulatorów

Zaobserwowano odmienne kształtowanie się intensywności transpiracji roślin gryki, w obrębie badanych sposobów nawożenia, po zastosowaniu badanych substancji aktywnych herbicydów (interakcja nawożenie × herbicyd, $\alpha=0,008$). Zastosowanie linuronu oraz nawożenie azotem w połowie substytuowanym cyjanamidem wapnia skutkowało zwiększoną transpiracją roślin gryki w porównaniu do wartości tego parametru wykazanych dla roślin pochodzących z obiektu kontrolnego oraz chronionego metazachlorem wraz z chlomazonem w obrębie tego sposobu nawożenia. Natomiast najmniejszą intensywnością transpiracji cechowały się rośliny gryki nawożone cyjanamidem wapnia i chronione linuronem (ryc. 56).



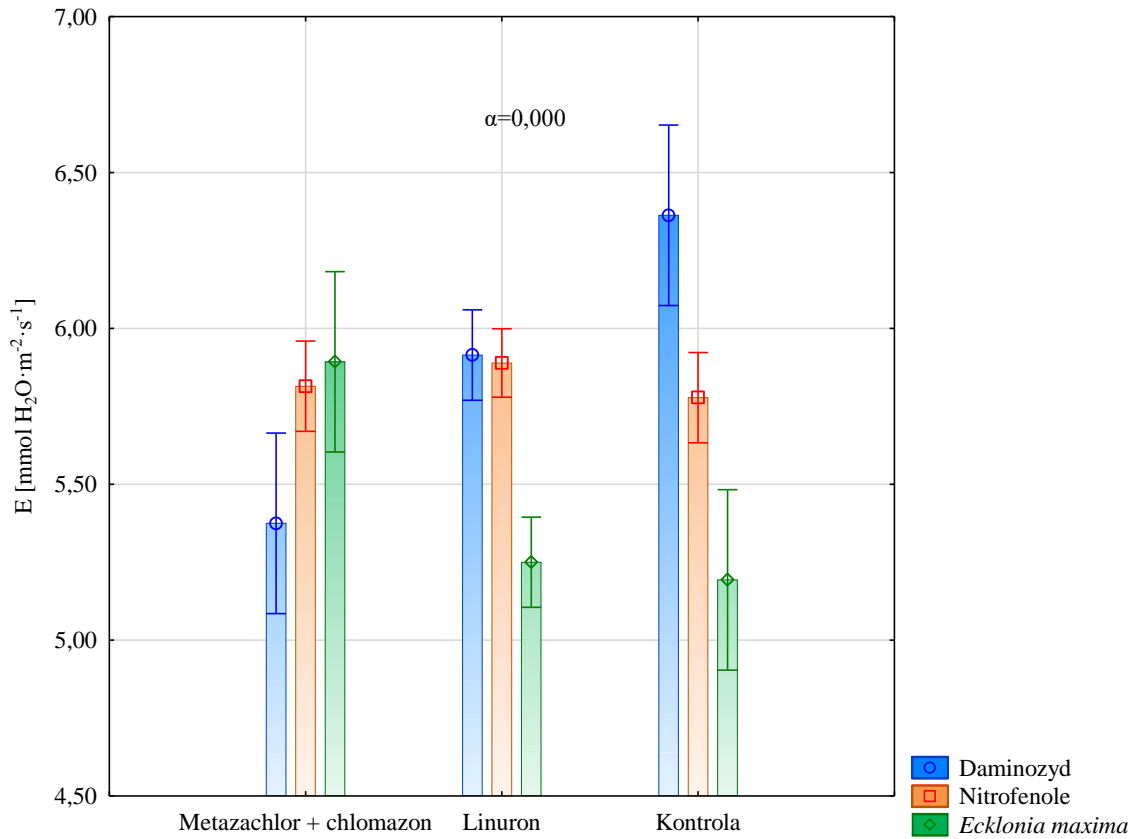
Ryc. 56. Intensywność transpiracji liści gryki chronionej chemicznie i nawożonej różnymi formami azotu nawozowego

Intensywność transpiracji liści gryki, w obrębie różnych form nawożenia azotowego, kształtowała się odmiennie po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja nawożenie \times biostymulator, $\alpha=0,013$). Zaobserwowano, że wśród obiektów nawożonych saletrą amonową zdecydowanie najmniejszą intensywnością transpiracji charakteryzowały się rośliny gryki potraktowane ekstraktem z alg *Ecklonia maxima* i była to zarazem najmniejsza wartość wśród wszystkich kombinacji poziomów czynników. Odmienną reakcję odnotowano w obrębie obiektów nawożonych azotanem amonu i cyjanamidem wapnia, bowiem wówczas największą intensywnością transpiracji cechowały się rośliny potraktowane daminozydem. W przypadku obiektów nawożonych wyłącznie cyjanamidem wapnia największą intensywność transpiracji roślin zanotowano po zastosowaniu nitrofenoli (ryc. 57).



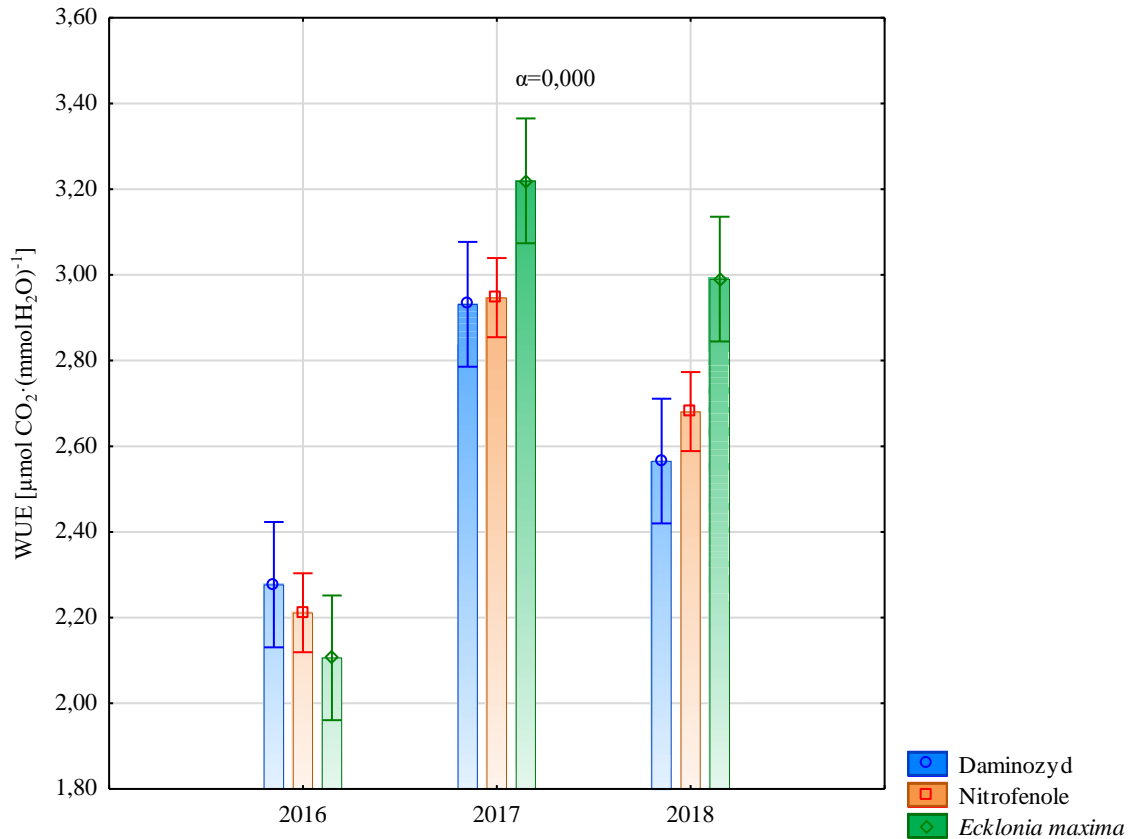
Ryc. 57. Intensywność transpiracji roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów

Intensywność transpiracji roślin gryki, w obrębie sposobów ochrony chemicznej, kształtowała się odmiennie po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja herbicyd × biostymulator, $\alpha < 0,000$). Na obiekcie chronionym linuronem, podobnie jak na obiekcie niechronionym chemicznie najmniejsze wartości transpiracji roślin gryki stwierdzono po zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima*. Natomiast wśród obiektów chronionych metazachlorem wraz z chlomazonem właśnie potraktowanie roślin wyciągiem z alg stymulowało rośliny do zwiększenia intensywności transpiracji. Na obiektach bez ochrony chemicznej zastosowanie biostymulatorów wyraźnie modyfikowało wielkość transpiracji roślin, a zdecydowanie największe wartości tego parametru zaobserwowano po zastosowaniu daminozydu (ryc. 58).



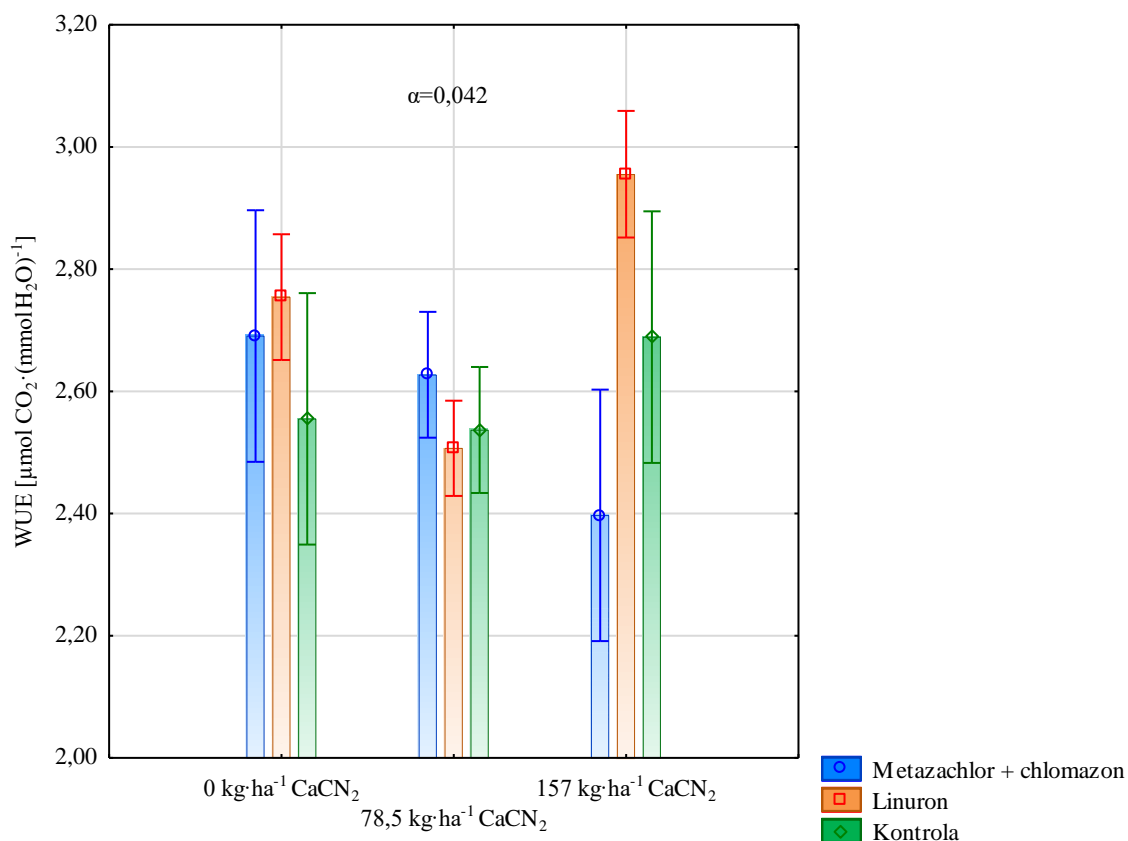
Ryc. 58. Transpiracja roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

Fotosyntetyczny współczynnik wykorzystania wody przez rośliny gryki kształtował się odmiennie w poszczególnych latach badań po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja lata × biostymulator, $\alpha < 0,000$). Zastosowanie natomiast ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* skutkowało wzrostem wielkości WUE w latach 2017 i 2018. Natomiast w roku 2016 nie zaobserwowano wpływu biostymulatorów na wielkość tego parametru (ryc. 59).



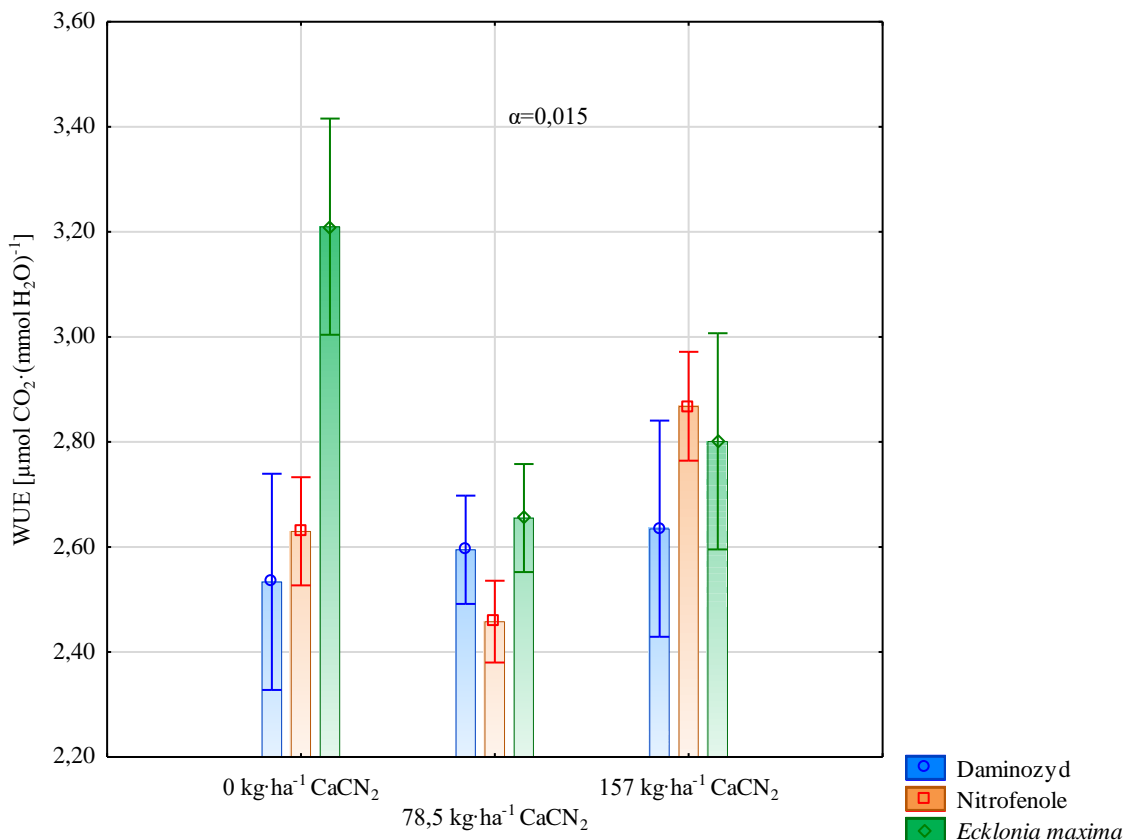
Ryc. 59. WUE roślin gryki w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów

Zaobserwowano odmienne reakcje roślin, w obrębie nawożeń, po zastosowaniu herbicydów w kontekście zmian wartości fotosyntetycznego współczynnika wykorzystania wody przez rośliny gryki (interakcja nawożenie \times herbicyd, $\alpha=0,042$). Zaobserwowano zbliżone wartości WUE roślin gryki nawożonej azotem w formie azotanu amonu i cyjanamidu wapnia po zastosowaniu badanych herbicydów. Natomiast zastosowanie cyjanamidu wapnia jako jedynej formy azotu spowodowało wyraźne zróżnicowanie WUE, a największą wartością tego współczynnika cechowały się rośliny chronione linuronem (ryc. 60).



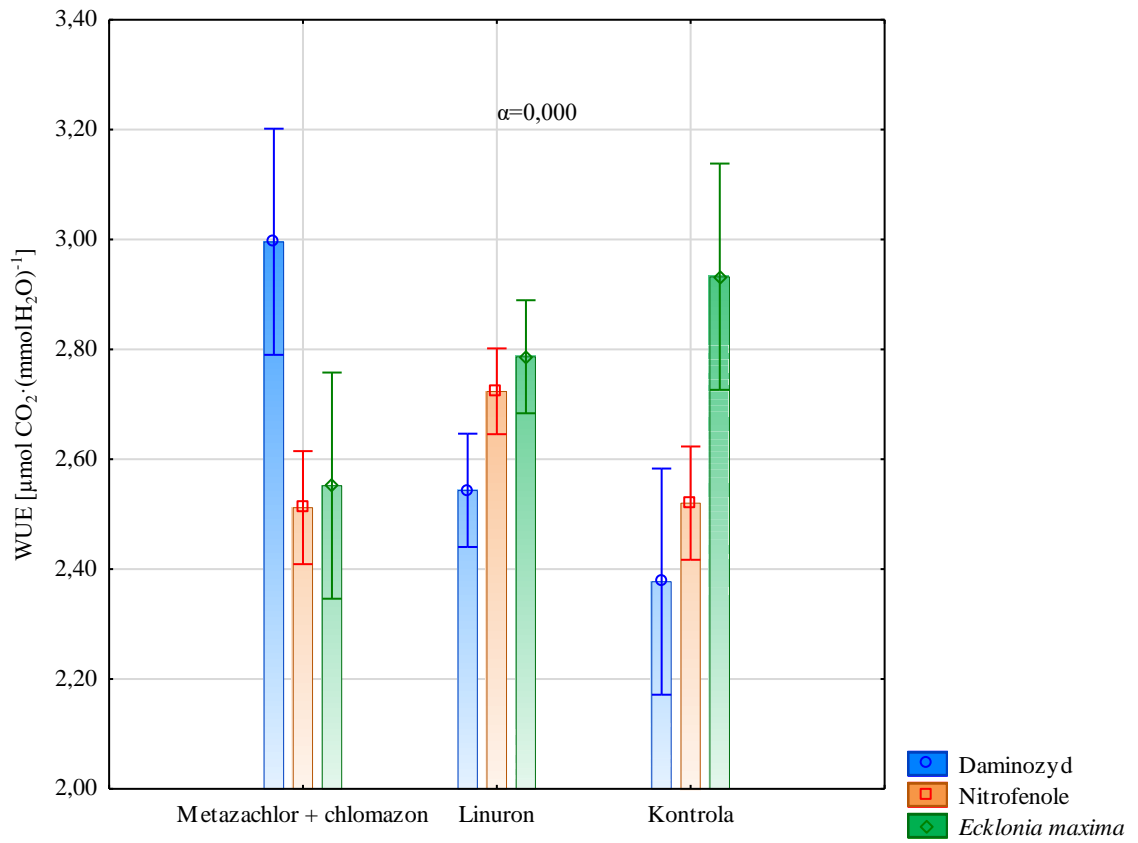
Ryc. 60. WUE roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu herbicydów

Wyraźne odmienne zróżnicowanie współczynnika wykorzystania wody przez rośliny gryki, w obrębie badanych kombinacji nawozowych, zaobserwowano po zastosowaniu biostymulatorów (interakcja nawożenie × biostymulator, $\alpha=0,015$). Zastosowanie daminozydu bez względu na formę zastosowanego azotu nawozowego pozwoliło na utrzymanie stałych, niskich wartości WUE. Natomiast wśród obiektów nawożonych azotanem amonu i cyjanamidem wapnia zastosowanie nitrofenoli skutkowało wyraźnym pogorszeniem gospodarki wodnej roślin gryki. Wśród obiektów nawożonych azotanem amonu zdecydowanie największe wartości WUE stwierdzono u roślin potraktowanych wyciągiem z alg *Ecklonia maxima* (ryc. 61).



Ryc. 61. WUE roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów

Interesujące były również wzajemne relacje wartości fotosyntetycznego współczynnika wykorzystania wody przez rośliny gryki po zastosowaniu herbicydów i biostymulatorów (interakcja herbicyd \times biostymulator, $\alpha < 0,000$). W grupie obiektów chronionym metazachlorem i chlomezonem potraktowanie roślin gryki daminozydem spowodowało wyraźny wzrost wartości WUE. Odmienną reakcję stwierdzono na obiektach chronionych linuronem, bowiem w tej grupie obiektów potraktowanie roślin gryki daminozydem spowodowało wyraźne zmniejszenie ich współczynnika wykorzystania wody. Wśród obiektów nie podlegających ochronie chemicznej, jedynie ekstrakt z alg *Ecklonia maxima* stymulował rośliny do efektywniejszej gospodarki wodnej (ryc. 62).



Ryc. 62. WUE roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów

4.3. Flora segetalna łąki gryki

Silna presja chwastów w początkowych fazach rozwojowych gryki to jeden z podstawowych czynników limitujących plon orzeszków [Sturm i in. 2018]. W prezentowanych badaniach zaobserwowano zróżnicowanie liczebności chwastów jednoliściennych w latach badań (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$), (tab. 9). Zdecydowanie największą liczebność chwastów jednoliściennych zaobserwowano w 2016 roku (11,86 szt.·m⁻²) i była to liczebność większa od stwierdzonej w 2017 roku o 7,99 szt.·m⁻² i o 9,11 szt.·m⁻² w 2018 roku. Dominacja populacji chwastnicy jednostronnej (*Echinochloa crus-galli* (L.) P. Beauv.) wśród chwastów jednoliściennych zaobserwowana w 2016 roku prawdopodobnie wynikała z korzystnych dla wzrostu i rozwoju tego gatunku warunków klimatyczno–glebowych (tab. 3, 4). Również liczebność chwastów dwuliściennych różniła się istotnie w latach badań (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$), (tab. 9). Liczebność chwastów dwuliściennych w 2016 roku wynosiła 3,34 szt.·m⁻² i była wyższa od stwierdzonej w 2018 rok o 2,08 szt.·m⁻². Zaobserwowane zróżnicowanie liczebności chwastów w analizowanych łąkach gryki mogło być skutkiem zmiennej obsady roślin gryki po wschodach. Zwarty i gęsty łąk gryki charakteryzuje się wysokim stopniem konkurencyjności wobec chwastów [Hore i Rathi 2002]. W przypadku, gdy chwasty są zaawansowane w rozwoju lub występują w dużym nasileniu mogą stanowić silną konkurencję dla gryki. Rezultatem zdominowania łąki przez florę segetalną jest ograniczanie dostępności zasobów siedliska dla gryki, a w konsekwencji redukcja plonu orzeszków [Kwiatkowski 2010, Podolska 2014]. Stwierdzone w 2016 roku wartości parametrów takich jak obsada roślin po wschodach, obserwowana powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki w fazie BBCH 20-29, jak również wartość wskaźnika pokrycia liściowego mogą wyjaśniać intensywniejszy wzrost i rozwój chwastów w łące gryki (tab. 5,7, Aneks, tab. A1, A2).

Zaobserwowano również istotny wpływ lat badań na suchą masę chwastów z jednostki powierzchni (tab. 9). W 2018 roku sucha masa chwastów zasiedlających łąki gryki wynosiła 0,97 g·m⁻², a w 2017 roku 2,03 g·m⁻² (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Prawdopodobnie większa sucha masa flory segetalnej pozyskanej z jednostki powierzchni w 2017 roku wynikała z korzystniejszych warunków pluwiotermicznych występujących pomiędzy 175 °D, a 234 °D (ryc. 1).

Liczebność chwastów jednoliściennych w łąkach badanych odmian gryki była różna (tab. 9). Największą liczebność chwastów jednoliściennych (6,93 szt.·m⁻²) zaobserwowano w agrocenozie odmiany Panda (dla efektu kwadratowego $\alpha = 0,007$). Niska obsada roślin

odmiany Panda w fazie BBCH 20–29 nie stanowiła odpowiednio silnej konkurencji dla populacji *Echinochloa crus-galli* (Aneks, tab. A1). *E. crus-galli* szczególnie intensywnie konkuruje o przestrzeń życiową i zasoby stanowiska z roślinami uprawnymi na glebach o wysokiej zasobności w azot [Chauhan i Johnson 2010, Norsworthy i in. 2012, Bajwa i in. 2015].

Zastosowane formy azotu nawozowego modyfikowały liczebność chwastów dwuliściennych oraz suchą masę chwastów z jednostki powierzchni (tab. 9). Liczebność chwastów dwuliściennych zmniejszała się liniowo od zerowej partycypacji cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym do pełnej suplementacji nawożenia azotowego cyjanamidem wapnia (dla efektu liniowego $\alpha=0,028$). W prezentowanych badaniach, cyjanamid wapnia zastosowany w dawce $157 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ zredukował o 38,7% liczebność chwastów dwuliściennych w porównaniu do obsady stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową. W eksperymencie wazonowym z niecierpkim waleriana (*Impatiens walleriana* Hook.) Leytur i in. [2018] wykazali jeszcze większą skuteczność redukcji liczebności chwastów dwuliściennych, bo aż o 66,7% po zastosowaniu nawożenia w postaci cyjanamidu wapnia ($150 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$). Również Chohura i Kołota [2014] zaobserwowali zmniejszenie liczebności chwastów dwuliściennych o 46,1% w uprawie kapusty białej po nawożeniu cyjanamidem wapnia ($150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$) w porównaniu do obsady stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową.

Potwierdzono również wpływ nawożenia cyjanamidem wapnia na suchą masę chwastów z jednostki powierzchni (tab. 9). Nawożenie cyjanamidem wapnia zredukowało wartość tego parametru o 20% w porównaniu do stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową (dla efektu liniowego $\alpha=0,045$). Zaobserwowana redukcja była również rezultatem zmniejszenia liczebności chwastów w łanie gryki.

Ostatnim czynnikiem istotnie modyfikującym liczebność oraz suchą masę flory segetalnej z jednostki powierzchni był herbicyd (tab. 9). Metazachlor wraz z chlomazonem najskuteczniej redukowały liczebność chwastów jednoliściennych do $1,43 \text{ szt} \cdot \text{m}^{-2}$ (dla efektu liniowego $\alpha < 0,000$). Piekarczyk i in. [2020] w uprawach grochu oraz soi uzyskali redukcję zachwaszczenia odpowiednio o 89,5% i 84,8%, w tym również chwastów jednoliściennych po zastosowaniu pełnych dawek chlomazonu ($96 \text{ g} \cdot \text{ha}^{-1}$) wraz z linuronem ($450 \text{ g} \cdot \text{ha}^{-1}$).

Liczebność chwastów dwuliściennych była uzależniona od doboru herbicydu (tab. 9). Metazachlor wraz z chlomazonem zmniejszyły liczebność chwastów dwuliściennych do $1,28 \text{ szt} \cdot \text{m}^{-2}$ wobec $2,15 \text{ szt} \cdot \text{m}^{-2}$ stwierdzonych na obiekcie niechronionym chemicznie (dla efektu liniowego $\alpha=0,047$). Również wysoką skuteczność eliminacji chwastów

dwuliściennych w uprawie gryki po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu (odpowiednio w dawce $750 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$ i $69 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$) otrzymała Podolska [2014]. Badania dotyczące regulacji zachwaszczenia gryki należą do bardzo trudnych z powodu silnej fitotoksycznej reakcji tej rośliny na badane związki aktywne zawarte w herbicydach [Ruszkowski i Noworolnik 1994, Adamczewski i in. 2006].

Zaobserwowano istotny wpływ stosowanych substancji czynnych herbicydów na suchą masę chwastów z jednostki powierzchni (tab. 9). Po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu stwierdzono zmniejszenie o $0,63 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ suchej masy chwastów z jednostki powierzchni w odniesieniu do masy chwastów stwierdzonej na obiekcie bez ochrony herbicydowej (dla efektu liniowego $\alpha=0,035$). Nieco mniejszą redukcję suchej masy chwastów z jednostki powierzchni, o charakterze tendencji statystycznej, zaobserwowano po zastosowaniu linuronu. W porównaniu do suchej masy chwastów stwierdzonej na obiekcie kontrolnym spadek wynosił blisko 9% (dla efektu kwadratowego $\alpha=0,052$). W przypadku grochu oraz soi Piekarczyk i in. [2020] zaobserwowali redukcję suchej masy chwastów średnio o 90,1% po zastosowaniu chlomazonu wraz z linuronem (odpowiednio w dawce $96 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$ i $450 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$). Chlomazon stosowany w mieszaninie z innymi substancjami aktywnymi charakteryzuje się o 50% lepszą skutecznością w zwalczaniu chwastów niż stosowany indywidualnie [Podolska 2014, Gołębiowska i Badowski 2015, Piekarczyk i in. 2020].

Tabela 9. Liczebność i sucha masa flory segetalnej

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
Liczebność chwastów jednoliściennych [szt.·m ⁻²]					
Rok	11,86	3,87	2,75	0,000	0,000
Odmiana	5,67	6,93	4,94	0,615	0,007
Nawożenie	6,54	6,19	5,71	0,226	0,370
Herbicyd	8,43	7,27	1,43	0,000	0,001
Liczebność chwastów dwuliściennych [szt.·m ⁻²]					
Rok	3,34	2,67	1,26	0,000	0,310
Odmiana	2,38	2,51	2,25	0,933	0,091
Nawożenie	2,97	2,44	1,82	0,028	0,272
Herbicyd	2,15	3,06	1,28	0,047	0,005
Sucha masa chwastów [g·m ⁻²]					
Rok	-	2,03	0,97	0,000	-
Odmiana	1,34	1,72	1,18	0,664	0,001
Nawożenie	1,74	1,44	1,39	0,045	0,126
Herbicyd	1,73	1,58	1,10	0,035	0,052

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Gatunki flory segetalnej występujące w uprawie gryki charakteryzowały się różnym stopniem wrażliwości na zastosowane związki chemiczne (tab. 10). Skuteczność chwastobójcza cyjanamidu wapnia w przypadku populacji Chwastnicy jednostronnej *Echinochloa crus-galli* wahała się od 14% do 19%. Cyjanamid wapnia również zmniejszał liczebność *Chenopodium album* o 0,28 szt.·m⁻² oraz o 0,78 szt.·m⁻² odpowiednio dla jego mniejszej i większej partycypacji w nawożeniu azotem. Cyjanamid wapnia aż o 81% zredukował liczebność *Thlaspi arvense*, a o 63% ostrożnia polnego (*Cirsium arvense* (L.) Scop.). W przypadku rdestu plamistego (*Polygonum persicaria* L.) redukcja liczebności wynosiła 13% bez względu na partycypację cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym. Z badań własnych wynika, że cyjanamid wapnia charakteryzuje się brakiem negatywnego wpływu na chwasty należące do rodziny *Polygonaceae*.

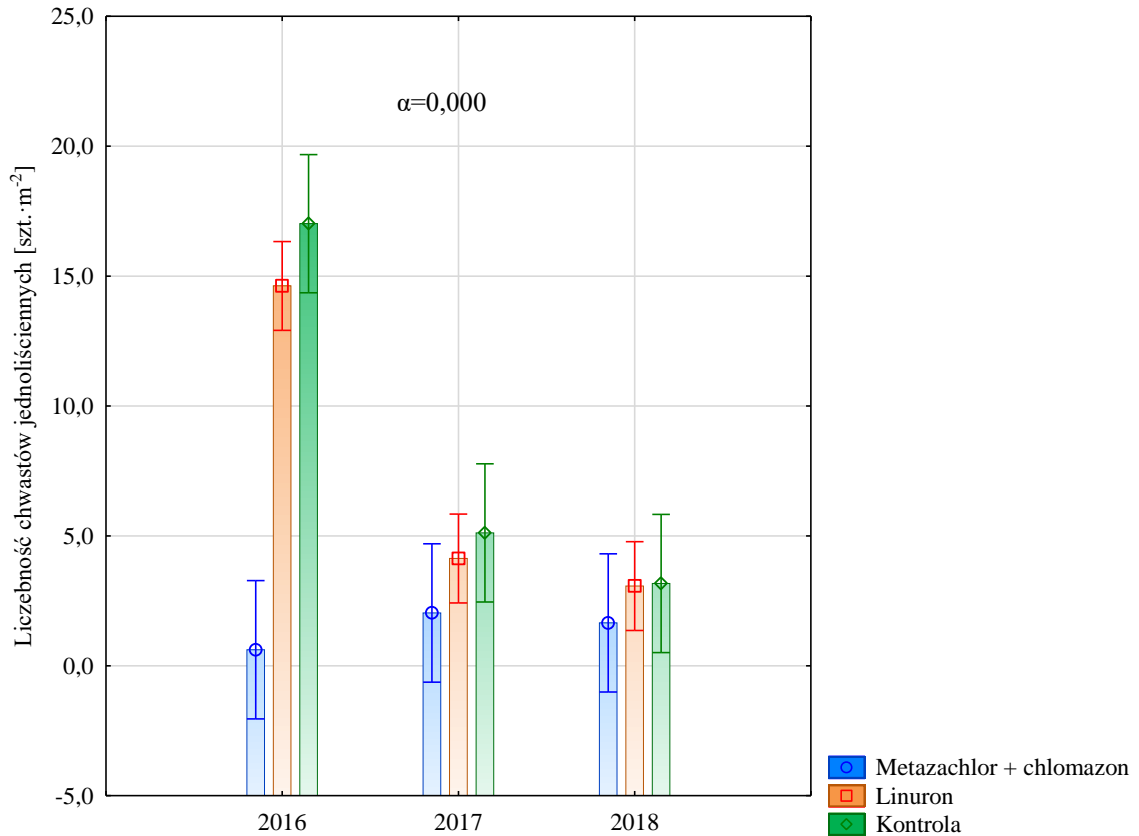
Substancje aktywne herbicydów modyfikowały liczebność populacji gatunków flory segetalnej zasiedlających łąn gryki w fazie BBCH 20–29 (tab. 10). Badane substancje aktywne ograniczały liczebność *Echinochloa crus-galli*, a najlepszą skutecznością charakteryzowała się mieszanina metazachloru wraz z chlomazonem, bowiem redukcja liczebności wynosiła aż 83%. Luboiński [2017] wykazał 100% skuteczność eliminacji *E. crus-galli* po zastosowaniu linuronu wraz z chlomazonem (odpowiednio w dawce 1000 g·ha⁻¹ i 72 g·ha⁻¹) w uprawie soi. W tym przypadku jednak związkiem odpowiedzialnym za eliminację populacji *E. crus-galli* był chlomazon. Z badań własnych wynika, że linuron zredukował liczebność chwastnicy jednostronnej, jednak efekt chwastobójczy był niewielki (redukcja o 17%). Linuron to substancja aktywna wpływająca wyłącznie na gatunki chwastów należące do klasy dwuliściennych, między innymi takie jak: *Thlaspi arvense*, *Polygonum aviculare*, *Chenopodium album*, *Amaranthus retroflexus*, *Capsella bursa-pastoris* i *Polygonum convolvulus* [Sikkema i in. 2008].

Metazachlor wraz z chlomazonem zredukowały również o 51% liczebność *Chenopodium album*. Natomiast zastosowany linuron w dawce 400 g·ha⁻¹ wykazał niską skuteczność eliminacji *Chenopodium album* w uprawie gryki (tab. 10). Najskuteczniej liczebność *Cirsium arvense* ograniczało zastosowanie mieszaniny metazachloru i chlomazonu (redukcja o 87%). W przypadku linuronu ograniczenie liczebności *C. arvense* wynosiło tylko 30%. Substancje aktywne zawarte w herbicydach (linuron, metazachlor oraz chlomazon) przejawiały niewielkie działanie chwastobójcze w stosunku do *Thlaspi arvense*. Linuron zredukował liczebność tej populacji tylko o 13%. Zastosowana dawka linuronu (400 g·ha⁻¹) oraz metazachloru (750 g·ha⁻¹) wraz z chlomazonem (96 g·ha⁻¹) nie były skuteczne w ograniczaniu liczebności *Polygonum persicaria*.

Tabela 10. Obsada chwastów dominujących w agrocenozie w zależności od zastosowanej metody regulacji zachwaszczenia

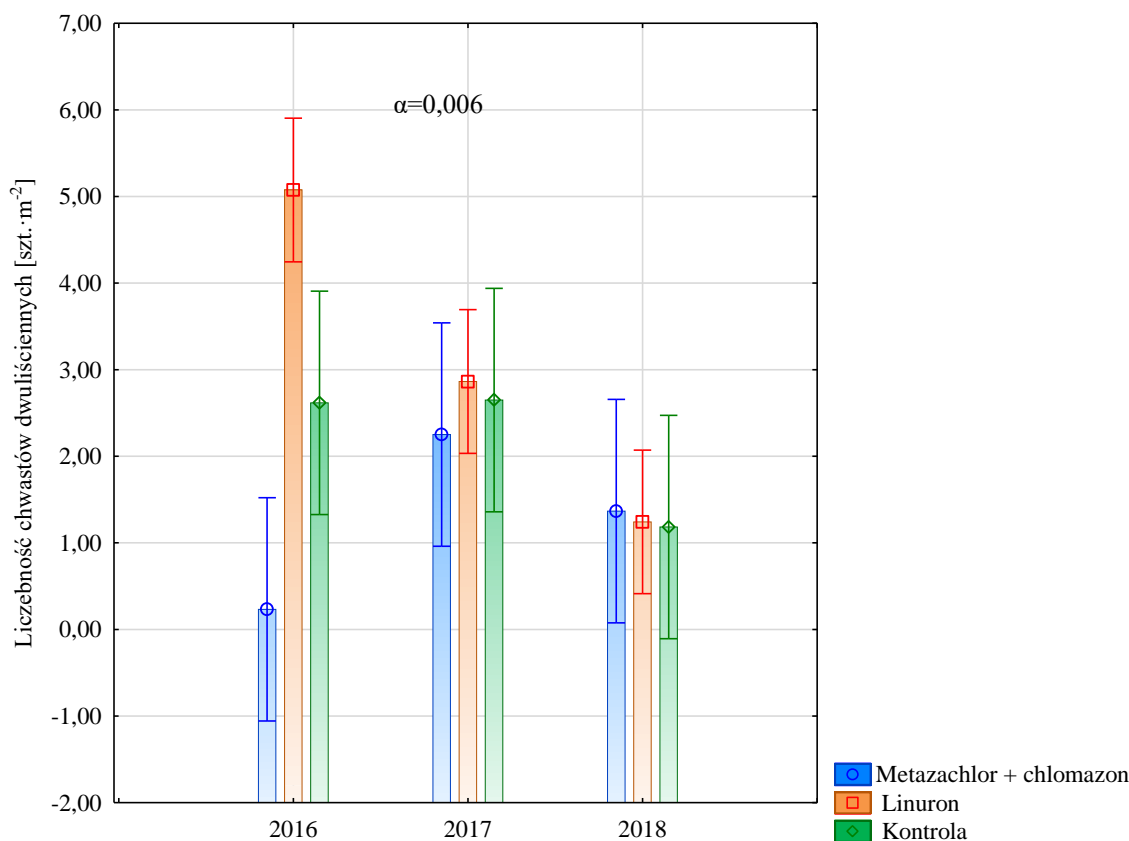
Poziom czynnika	Gatunki chwastów [szt. · m ⁻²]				
	Chwastnica jednostronna (<i>Echinochloa crus-galli</i>)	Komosa biała (<i>Chenopodium album</i>)	Tobołek polny (<i>Thlaspi arvense</i>)	Ostrożeń polny (<i>Cirsium arvense</i>)	Rdest plamisty (<i>Polygonum persicaria</i>)
0 kg · ha ⁻¹ CaCN ₂	7,00	2,19	0,37	0,16	0,31
78,5 kg · ha ⁻¹ CaCN ₂	6,09	1,91	0,23	0,08	0,27
157 kg · ha ⁻¹ CaCN ₂	5,70	1,41	0,07	0,06	0,27
Kontrola herbicydowa	8,61	1,86	0,24	0,15	0,26
Linuron	7,13	2,24	0,21	0,10	0,29
Metazachlor + Chlomazon	1,48	0,92	0,23	0,02	0,26

Liczebność chwastów jednoliściennych w poszczególnych latach badań kształtowała się odmiennie po zastosowaniu herbicydów (interakcja lata × herbicyd, $\alpha < 0,000$). Po zastosowaniu metazachloru wraz z chlomazonem zaobserwowano wyraźne zmniejszenie liczebności chwastów jednoliściennych w 2016 roku zarówno w odniesieniu do liczebności chwastów jednoliściennych stwierdzonych w tym roku na obiekcie kontrolnym, jak i chronionym linuronem. W latach 2017–2018 liczebność chwastów jednoliściennych nie była różnicowana przez zastosowane substancje aktywne herbicydów (ryc. 63). Zmienny wpływ związków aktywnych na stan populacji chwastów jednoliściennych kształtowany był warunkami meteorologicznymi (ryc. 1).



Ryc. 63. Liczebność chwastów jednoliściennych w latach badań po zastosowaniu herbicydów

Liczebność chwastów dwuliściennych w latach badań po zastosowaniu herbicydów kształtowała się odmiennie (interakcja lat \times herbicyd, $\alpha=0,006$). W roku 2016 na obiekcie chronionym metazachlorem i chlomazonem zaobserwowano najmniejszą liczebność chwastów dwuliściennych. W kolejnych latach badań (2017–2018) nie stwierdzono różnic w liczebności chwastów dwuliściennych po zastosowaniu chemicznej regulacji zachwaszczenia w stosunku do obsady stwierdzonej na obiekcie bez ochrony chemicznej.



Ryc. 64. Liczebność chwastów dwuliściennych w latach badań po zastosowaniu herbicydów

Stopień różnorodności flory segetalnej w agrocenozach jest głównie rezultatem stosowanej agrotechniki, a zwłaszcza metod regulacji zachwaszczenia [Demjanova i in. 2009, Sobiech i in. 2018]. W świetle dostępnej literatury ekologiczne wskaźniki bioróżnorodności mogą posłużyć jako narzędzie wspomagające ocenę populacji flory segetalnej zasiedlającej agrocenozy [Sobiech i in. 2018, Bojarszczuk i in. 2013]. Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera przedstawia zróżnicowanie gatunkowe i jednocześnie jest ujemnie skorelowany z wskaźnikiem dominacji Simpsona, który określa dominujący gatunek w ocenianym środowisku [Weiner 2009, Feledyn–Szewczyk 2012, Suwara i in. 2016, Bojarszczuk i Podleśny 2019].

Bioróżnorodność flory segetalnej w łanie gryki różniła się istotnie w latach badań (dla efektu liniowego i kwadratowego $\alpha < 0,000$). Największa bioróżnorodność gatunkową flory segetalnej zaobserwowano w 2017 roku ($H' = 1,22$), a najmniejszą w 2016 roku ($H' = 0,62$). Zróżnicowanie składu florystycznego zbiorowisk segetalnych agrocenoz może wynikać m.in. z odmiennych warunków meteorologicznych [Idziak i in. 2019].

W latach badań zróżnicowane były również wartości wskaźnika dominacji Simpsona (tab. 11). Najmniejszą wartość tego wskaźnika odnotowano w 2017 roku (0,51), natomiast

największą w 2016 roku (0,69) (dla efektu liniowego $\alpha=0,011$, a dla efektu kwadratowego $\alpha<0,000$). Odnotowana duża wartość wskaźnika dominacji Simpsona w 2016 roku była rezultatem zdominowania agrocenozy flory segetalnej przez populację *E. crus-galli* (tab. 10) na co wpłynęły warunki pluwiotermiczne pomiędzy 171 °D, a 231 °D. Warto nadmienić, że *E. crus-galli* to roślina o typie fotosyntezy C4 [Matzenbacher i in. 2013, Satrapova i in. 2013].

Liczba gatunków flory segetalnej obserwowana w eksperymencie różniła się w poszczególnych latach badań (tab.11). Największą liczbę gatunków stwierdzono w 2017 roku (3,14 szt.·m⁻²), co potwierdza wartość wskaźnika bioróżnorodności Shannona-Wienera (dla efektu kwadratowego $\alpha<0,000$). Rozkład opadów oraz średnich temperatur dobowych w 2017 roku korzystnie oddziaływał na wzrost i rozwój flory segetalnej. Liczba gatunków zasiedlających agrocenozę gryki w 2018 (2,23 szt.·m⁻²) roku była mniej liczna od stwierdzonej w 2016 roku (2,00 szt.·m⁻²), (dla efektu liniowego $\alpha=0,021$). Niewielkie zróżnicowanie liczby gatunków flory segetalnej w 2016 roku spowodowane było zdominowaniem agrocenozy przez populację *Echinochloa crus-galli* (tab. 10). *E. crus-galli* to jeden z najliczniej występujących gatunków flory segetalnej w łąkach roślin uprawnych [Bojarszczuk i in. 2018].

Zaobserwowane różnice w bioróżnorodności flory segetalnej łąków gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego utrzymywały się na granicy statystycznej istotności (dla efektu liniowego $\alpha=0,136$), (tab. 11). Najmniejszą bioróżnorodnością flory segetalnej cechował się obiekt nawożony cyjanamidem wapnia ($H'=0,85$).

Nawożenie cyjanamidem wapnia zmniejszyło istotnie również liczbę gatunków chwastów w łące do 2,42 szt.·m⁻² z 2,77 szt.·m⁻² stwierdzonych w łące nawożonej saletrą amonową (dla efektu liniowego $\alpha=0,033$, a dla efektu kwadratowego $\alpha=0,053$). W łące nawożonej azotanem amonu i cyjanamidem wapnia liczbę gatunków chwastów wynosiła 2,71 szt.·m⁻² (tab.11). Cyjanamid wapnia oddziałuje szczególnie negatywnie na gatunki chwastów dwuliściennych [Leytur i in. 2018].

Zastosowane sposoby ochrony chemicznej nie zróżnicowały wartości wskaźnika dominacji Simpsona, ale były tego bliskie (dla efektu liniowego $\alpha=0,058$), (tab. 11). Wartość tego wskaźnika po zastosowaniu metazachloru wraz z chlomazonem wynosiła 0,56 i była mniejsza blisko o 0,1 od wyznaczonej wartości omawianego wskaźnika dla obiektu bez ochrony herbicydowej. Zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem spowodowało zmniejszenia liczebności gatunków dominujących, takich jak *Echinochloa crus-galli* oraz *Chenopodium album*, co skutkowało zróżnicowaniem struktury gatunkowej flory segetalnej (tab. 10).

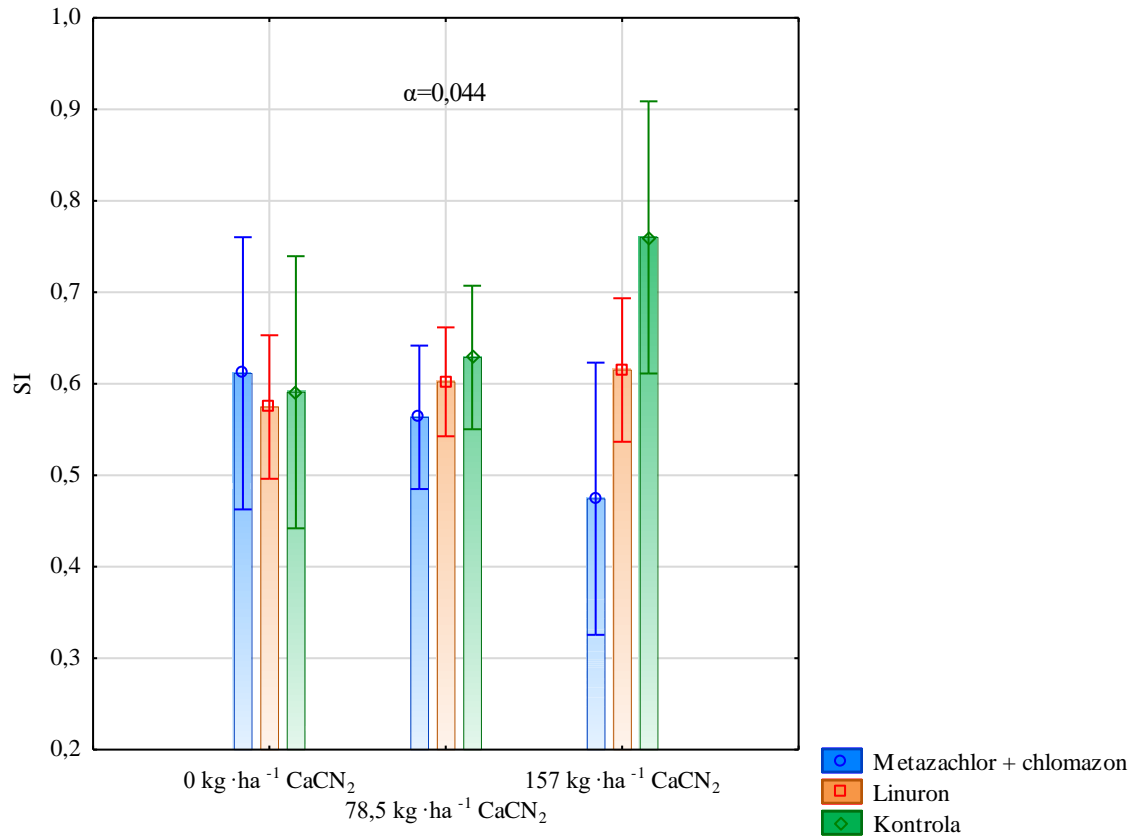
Potwierdzono wpływ badanych herbicydów na bogactwo gatunkowe flory segetalnej (dla efektu liniowego $\alpha=0,026$). Metazachlor zastosowany wraz chlomazonem zmniejszył liczbę gatunków chwastów w porównaniu do liczby stwierdzonej na obiekcie bez ochrony herbicydowej o $0,47 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$ (tab. 11).

Tabela 11. Bioróżnorodność i liczebność flory segetalnej

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
Wskaźnik różnorodności Shannona-Wienera H'					
Rok	0,62	1,22	0,98	0,000	0,000
Odmiana	0,96	0,94	0,92	0,616	0,697
Nawożenie	1,01	0,95	0,85	0,136	0,290
Herbicyd	0,88	0,99	0,90	0,682	0,482
Wskaźnik dominacji Simpsona SI					
Rok	0,69	0,51	0,60	0,011	0,000
Odmiana	0,61	0,60	0,58	0,774	0,935
Nawożenie	0,59	0,60	0,62	0,517	0,759
Herbicyd	0,65	0,60	0,56	0,058	0,634
Liczba gatunków chwastów [szt. $\cdot \text{m}^{-2}$]					
Rok	2,23	3,14	2,00	0,021	0,000
Odmiana	2,72	2,69	2,52	0,295	0,231
Nawożenie	2,77	2,71	2,42	0,033	0,053
Herbicyd	2,72	2,81	2,25	0,026	0,068

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Wartość wskaźnika dominacji Simpsona w obrębie badanych sposobów nawożenia kształtowała się odmiennie po zastosowaniu herbicydów (interakcja nawożenie \times herbicyd, $\alpha=0,044$). Zastosowanie badanych substancji aktywnych na obiektach nawożonych azotanem amonu lub azotanem amonu i cyjanamidem wapnia nie różnicowało struktury gatunkowej flory segetalnej agrocenozy gryki. Natomiast zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem na obiekcie nawożonym cyjanamidem wapnia wyraźnie zbiorowisko flory segetalnej zubożyło, poprzez zmniejszenie populacji gatunków dominujących (*Echinochloa crus-galli*, *Chenopodium album*), (ryc. 65).



Ryc. 65. Wartości wskaźnika dominacji Simpsona flory segetalnej łąnów gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego oraz chronionych chemicznie

5. Podsumowanie i wnioski

Gryka jako fitodetektor charakteryzuje się dużą wrażliwością na stresy abiotyczne wywoływane przez stosowane przemysłowe środki do produkcji. Zwiększenie plonu orzeszków poprzez ograniczenie wrażliwości na związki chemiczne zawarte w tych środkach wymaga nowych rozwiązań. Szczególnie perspektywiczne wydaje się wykorzystanie do tego celu szeroko rozumianych biostymulatorów.

Nawożenie azotowe w postaci cyjanamidu wapnia oddziaływało negatywnie na dynamikę gromadzenia suchej masy, ale tylko w początkowym okresie wzrostu roślin. Oznacza to zatem, że zastosowanie cyjanamidu wapnia wpływa ograniczająco na proces gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki szczególnie do około 200 °D (BBCH 20–29). W kolejnych fazach rozwojowych rośliny z tego obiektu zaczęły intensywnie gromadzić suchą masę, co potwierdza estymowana wartość względnego tempa akumulacji suchej masy ($k=0,0192$), największa wśród wyznaczonych modeli dla stosowanych form azotu nawozowego.

Finalnie nawożenie cyjanamidem wapnia zwiększyło o 0,32 g suchą masę roślin gryki w porównaniu do obiektów, na których stosowano azotan amonu. Odmiany Panda i Smuga reagowały pozytywnie na nawożenie cyjanamidem wapnia, co objawiało się wzrostem suchej masy roślin wobec stwierdzonych mas roślin nawożonych saletrą amonową odpowiednio o 0,3 g i 0,9 g. Rośliny gryki nawożone cyjanamidem wapnia po zastosowaniu nitrofenoli reagowały wzrostem suchej masy w stosunku do roślin nawożonych saletrą amonową. Wzrastający udział cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym redukował liniowo wysokość roślin gryki z 78,3 cm do 74,6 cm. Ponadto stwierdzono brak wpływu nawożenia różnymi formami azotu nawozowego na liczbę liści na roślinie, ale zaobserwowano tendencję do wzrostu liczby liści na roślinie po zastosowaniu cyjanamidu wapnia (17,3 szt.) w odniesieniu do ulistnienia roślin nawożonych saletrą amonową (16,3 szt.).

Cyjanamid wapnia jako forma nawożenia azotowego oddziaływał negatywnie na wartości parametrów architektury łanu gryki. LAI łanu gryki nawożonego cyjanamidem wapnia wynosił $5,04 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$ wobec wartości $5,53 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$ ukształtowanej przez łan nawożony saletrą amonową. Nawożenie cyjanamidem wapnia obniżyło o 1,19 jednostki SPAD zawartość chlorofilu w liściach gryki w porównaniu do zawartości w liściach roślin nawożonych saletrą amonową. W latach badań zaobserwowano różną odpowiedź roślin na nawożenie cyjanamidem wapnia wyrażoną zawartością chlorofilu. W roku 2016 nie stwierdzono zróżnicowania wartości SPAD w wyniku nawożenia różnymi formami azotu nawozowego, ale w latach 2017 i 2018

potwierdzono negatywny wpływ cyjanamidu wapnia na wartości tego parametru. Cyjanamid wapnia, jako wyłączne źródło azotu, zredukował również wartość NDVI łanu gryki (0,605) w porównaniu do wartości tego parametru wyznaczonego dla łanu nawożonego azotanem amonu (0,627).

Przewodnictwo szparkowe liści gryki nawożonej cyjanamidem wapnia było większe niż nawożonej saletrą amonową o $0,014 \text{ mol H}_2\text{O}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Zaobserwowano zwiększenie stężenia międzykomórkowego CO_2 w liściach gryki do poziomu $246\text{--}248 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{mol}^{-1}$ z $234 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{mol}^{-1}$ po wprowadzeniu cyjanamidu wapnia jako składowej nawożenia. Najmniejszą intensywnością fotosyntezy, wśród badanych sposobów nawożenia, cechowały się rośliny nawożone cyjanamidem wapnia wraz z saletrą amonową ($14,3 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Cyjanamid wapnia jako jedyna forma nawożenia azotowego był bliski statystycznego zmniejszenia intensywności transpiracji roślin w odniesieniu do wartości tego parametru wyznaczonego dla roślin nawożonych azotanem amonu (spadek o $0,16 \text{ mmol H}_2\text{O}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Obecność cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym spowodowała zmniejszenie intensywności transpiracji roślin gryki odmian Kora i Smuga w odniesieniu do wartości transpiracji wykazywanej przez rośliny nawożone azotanem amonu. Nie zaobserwowano wpływu tej formy nawożenia azotowego na transpirację roślin odmiany Panda. Ochrona chemiczna na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia zmniejszyła intensywność transpiracji roślin, szczególnie na obiekcie chronionych linuronem o $1,35 \text{ mmol H}_2\text{O}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$.

Nawożenie gryki różnymi formami azotu nawozowego nie wpłynęło istotnie na plon orzeszków, ale zauważono wyraźną liniową tendencję wskazującą na zmniejszanie się plonu wraz ze wzrostem udziału cyjanamidu wapnia w nawożeniu azotowym. Plon gryki nawożonej saletrą amonową wynosił $2436 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$, a cyjanamidem wapnia $2330 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$. Taką samą tendencję zaobserwowano w odniesieniu do powschodowej obsady roślin gryki. Obsada roślin na obiekcie nawożonym cyjanamidem wapnia wraz z saletrą amonową była mniejsza o 4 sztuki od obsady obiektu nawożonego wyłącznie saletrą amonową. Nie stwierdzono wpływu zastosowania cyjanamidu wapnia na przedzbiorową obsadę roślin gryki. Odmiany Panda i Smuga nie reagowały zmianą obsady roślin na zastosowane kombinacje nawozowe, ale obsada powschodowa roślin odmiany Kora nawożonej cyjanamidem wapnia była o $28 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$ mniejsza od obsady stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową. Nawożenie cyjanamidem wapnia zredukowało również liczbę nasion na roślinie o 4,6 szt. w porównaniu do stwierdzonej na obiekcie nawożonym saletrą amonową, ale różnica ta utrzymuje się na granicy statystycznej istotności. Masa 1000 orzeszków była zróżnicowana

w latach, ale w latach 2017 i 2018 jej zwiększeniu sprzyjało nawożenie cyjanamidem wapnia, a w roku 2016 saletrą amonową.

Cyjanamidem wapnia jest odpowiednim środkiem do produkcji ograniczającym liczebność chwastów dwuliściennych w łanie gryki. Cyjanamid wapnia zmniejszył liczebność chwastów dwuliściennych o 1,15 szt. \cdot m⁻² w porównaniu do liczebności stwierdzonej na obiekcie nawożonym azotanem amonu. Zastosowany cyjanamid wapnia zredukował o 0,35 g suchą masę chwastów z jednostki powierzchni w porównaniu do masy stwierdzonej na obiekcie nawożonym azotanem amonu. Cyjanamid wapnia najskuteczniej ograniczał liczebność populacji *Thlaspi arvense* (81%), *Cirsium arvense* (63%) oraz *Chenopodium album* (36%) w łanie gryki w odniesieniu do liczebności tych chwastów stwierdzonych na obiekcie nawożonym saletrą amonową. Stwierdzono zmniejszenie liczby gatunków flory segetalnej do 2,42 szt. \cdot m⁻² po zastosowaniu nawożenia cyjanamidem wapnia wobec 2,77 szt. \cdot m⁻² stwierdzonych na obiekcie nawożonym azotanem amonu. Nawożenie azotowe w postaci cyjanamidu wapnia zmniejszyło wartość wskaźnika różnorodności Shannona-Wienera (0,85) w odniesieniu do nawożenia azotanem amonu (1,01), ale wpływ ten można tylko określić mianem tendencji statystycznej. Zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia zmniejszyło wartość wskaźnika dominacji Simpsona.

Zastosowane herbicydy nie wpłynęły znacząco na finalną suchą masę roślin gryki, ale modyfikowały intensywność akumulacji suchej masy w czasie ontogenezy, co potwierdzają zróżnicowane wartości parametrów k dla modeli obrazujących proces akumulacji suchej masy przez rośliny chronione linuronem lub metazachlorem i chlomazonem (odpowiednio dla linuronu 0,01240 i metazachloru i chlomazonu 0,01365) czy też niechronione chemicznie (0,01602).

Substancje aktywne herbicydów modyfikowały morfologię roślin gryki. Badane substancje czynne zmniejszyły wysokość roślin, powierzchnię asymilacyjną liści rośliny i liczbę liści na roślinie gryki. Ochrona łanu metazachlorem wraz z chlomazonem skutkowałą zmniejszeniem wysokości roślin do 76,7 cm, a linuronem do 74,1 cm wobec 79,1 cm wysokości roślin pochodzących z obiektu kontrolnego. Metazachlor wraz z chlomazonem zmniejszył również powierzchnię asymilacyjną liści roślin gryki o 44 cm² w odniesieniu do powierzchni asymilacyjnej liści roślin kontrolnych. Zmniejszyła się również istotnie liczba liści na roślinie o 2,1 szt. po zastosowaniu metazachloru i chlomazonu w stosunku do liczby liści stwierdzonej na roślinach obiektu kontrolnego (17,2 szt.).

Następstwem redukcji powierzchni asymilacyjnej liści roślin gryki wywołanej zastosowaniem metazachloru i chlomazonu było zredukowanie LAI łąny gryki w stosunku do obiektu kontrolnego o $0,20 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$.

Substancje aktywne herbicydów nie powodowały negatywnych zmian w wielkości parametrów wymiany gazowej roślin gryki. Jedynie przewodność szparkowa liści roślin gryki chronionych metazachlorem i chlomazonem była mniejsza o $0,009 \text{ mol H}_2\text{O} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ od wartości tego parametru wyznaczonej na roślinach kontrolnych, ale była to różnica tylko bliska statystycznej istotności.

Zastosowana ochrona chemiczna przed chwastami nie wpłynęła negatywnie na plon i elementy plonowania gryki, niemniej zaobserwowano bliską statystycznego zróżnicowania, odmienną reakcję na zastosowane substancje czynne herbicydów w latach badań. W 2016 roku obiekty chronione metazachlorem i chlomazonem wykazywały tendencję do redukcji plonu orzeszków, a w 2017 roku podobną reakcję zaobserwowano po zastosowaniu linuronu. Substancje czynne herbicydów wpływały negatywnie również na połowę zdolność wschodów. Linuron zastosowany do ochrony łąny przed zachwaszczeniem zmniejszył o 10 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ powschodową obsadę roślin gryki w odniesieniu do obsady obiektu kontrolnego.

W świetle przedstawionych wyników skuteczniejszą chemiczną metodą regulacji zachwaszczenia łąny gryki jest zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem. Substancje te skutecznie zredukowały liczebność chwastów jednoliściennych w łąnie gryki do $1,43 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$ wobec $7,27 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$ po zastosowaniu linuronu. Metazachlor wraz z chlomazonem zredukowały również liczebność chwastów dwuliściennych do $1,28 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$ w porównaniu do obsady stwierdzonej w łąnie obiektu kontrolnego ($2,15 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$). Na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem sucha masa chwastów z jednostki powierzchni zmniejszyła się o $0,63 \text{ g}$ w porównaniu do wartości tego parametru stwierdzonej na obiekcie kontrolnym. Natomiast linuron zredukował suchą masę chwastów z jednostki powierzchni do $1,58 \text{ g}$ z $1,73 \text{ g}$ suchej masy stwierdzonej w łąnie gryki obiektu kontrolnego. Metazachlor wraz z chlomazonem najskuteczniej ograniczał populację *Echinochloa crus-galli* (83%), *Chenopodium album* (51%), *Cirsium arvense* (87%) w odniesieniu do populacji obiektu kontrolnego, natomiast niezmiennie pozostawały liczebności *Thlaspi arvense* oraz *Polygonum persicaria*. Różnorodność flory segetalnej zasiedlającej łąn gryki nie była modyfikowana przez zastosowane herbicydy. Nie zaobserwowano istotnych różnic w wartościach wskaźnika Shannona-Wienera wyznaczonych na obiekcie chronionym metazachlorem i chlomazonem oraz kontrolnym. Warto zaznaczyć, że wartość wskaźnika dominacji Simpsona po zastosowaniu metazachloru wraz z chlomazonem ($0,56$) zmniejszyła

się w porównaniu do wartości tegoż wskaźnika wyznaczonej dla obiektu bez ochrony herbicydowej (0,65). Ponadto wykazano redukcję liczebności populacji *Echinochloa crus-galli* oraz *Chenopodium album* w łanie gryki chronionym metazachlorem i chlomazonem. Mniejszą liczbę gatunków flory segetalnej stwierdzono na obiekcie chronionym metazachlorem i chlomazonem (2,25 szt.·m⁻²) niż obiekcie kontrolnym (2,72 szt.·m⁻²).

Biostymulatorem, który pozwolił na osiągnięcie największej dynamiki procesu akumulacji suchej masy przez rośliny gryki był preparat B–Nine zawierający daminozyd jako substancję czynną. Potwierdza to największa, wśród wyznaczonych modeli, wartość parametru k opisującego względne tempo gromadzenia suchej masy (0,0163), co skutkowało największą wartością asymptoty poziomej (4,40).

Parametry biometryczne roślin gryki podlegały poprawie po zastosowaniu biostymulatorów, ale siła odpowiedzi uzależniona była od biostymulatora. Większą suchą masą cechowały się rośliny gryki potraktowane daminozydem (2,43 g) niż rośliny opryskane wyciągiem z alg *Ecklonia maxima* (2,38 g). W przypadku odmiany Panda zastosowanie daminozydu, jak również nitrofenoli skutkowało większą suchą masą roślin od stwierdzonej po zastosowaniu wyciągu z alg *Ecklonia maxima*. Rośliny odmiany Smuga największą suchą masę osiągały po aplikacji nitrofenoli, natomiast najmniejszą po aplikacji daminozydu, podobnie jak odmiana Kora. Zastosowane nitrofenole utrzymały suchą masę roślin na obiekcie chronionym metazachlorem i chlomazonem na poziomie suchej masy roślin z obiektu niechronionego chemicznie. Stymulacja roślin gryki nitrofenolami istotnie zwiększyła tylko wysokość rośliny do 77,3 cm z odpowiednio 76,6 cm i 68,3 cm po potraktowaniu łanu wyciągiem z alg *Ecklonia maxima* czy też daminozydem.

Zastosowane biostymulatory w sposób statystycznie istotny nie modyfikowały analizowanych parametrów architektury łanu, ale zarysowała się tendencja do zwiększenia wartości NDVI w wyniku zastosowania ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* (0,627) oraz nitrofenoli roślinnych (0,617) w stosunku do wartości NDVI łanu kontrolnego (0,613).

Wśród obiektów nawożonych cyjanamidem wapnia i traktowanych biostymulatorami tylko zastosowanie wyciągu z alg *Ecklonia maxima* pozwoliło na utrzymanie wartości LAI łanu gryki na poziomie wartości LAI wyznaczonej dla obiektu nawożonego azotanem amonu i opryskanego wyciągiem z alg. Na obiektach chronionych linuronem, jak również metazachlorem i chlomazonem zaobserwowano tendencję do wzrostu wartości SPAD roślin gryki po zastosowaniu daminozydu w porównaniu do wartości SPAD zmierzonej na roślinach rosnących na obiekcie kontrolnym. Potraktowanie roślin gryki odmiany Kora i Smuga nitrofenolami skutkowało wzrostem LAI ich łanów w porównaniu do LAI łanu odmiany Panda.

Notowane wartości LAI łanów gryki w roku 2017 i 2018 były większe od stwierdzonych w roku 2016.

Zastosowanie wyciągu z alg *Ecklonia maxima* pozwoliło osiągnąć większe stężenie CO₂ w przestworach międzykomórkowych liści gryki (252 μmol CO₂·mol⁻¹) niż zastosowanie daminozydu (241 μmol CO₂·mol⁻¹). Potraktowanie roślin gryki wyciągiem z alg skutkowało również większą wartością WUE (2,77 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹) w porównaniu do wartości WUE stwierdzonych po zastosowaniu pozostałych biostymulatorów daminozydu i nitrofenoli (odpowiednio 2,59 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹ i 2,61 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹). Rośliny gryki potraktowane daminozydem wykazywały tendencję do większej intensywności fotosyntezy o 0,5 μmol CO₂·m⁻²·s⁻¹ w porównaniu do roślin gryki potraktowanych wyciągiem z alg *Ecklonia maxima*. Zastosowanie daminozydu skutkowało większą transpiracją roślin (5,90 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹) niż stwierdzona u roślin potraktowanych nitrofenolami (5,84 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹), czy też wyciągiem z alg (5,35 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹). Intensywność transpiracji roślin badanych odmian gryki kształtowała się odmiennie po zastosowaniu biostymulatorów. Rośliny odmiany Kora zmniejszyły intensywność transpiracji po zastosowaniu nitrofenoli, natomiast rośliny odmiany Panda zwiększyły. Największą intensywność transpiracji roślin odmiany Smuga odnotowano po zastosowaniu daminozydu. Zastosowanie wyciągu z alg *Ecklonia maxima* na rośliny nawożone cyjanamidem wapnia skutkowało tendencją do zwiększenia intensywności transpiracji roślin wobec wartości tego parametru stwierdzonej u roślin nawożonych azotanem amonu i traktowanych wyciągiem z alg. Zastosowanie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* na rośliny chronione metazachlorem i chlomazonem zwiększyło intensywność transpiracji roślin gryki w stosunku do intensywności transpiracji roślin obiektu kontrolnego. Potraktowanie w latach 2017 i 2018 roślin gryki ekstraktem z alg skutkowało większą wartością WUE niż w roku 2016. Spośród roślin gryki nawożonych saletrą amonową jak i cyjanamidem wapnia największą intensywność transpiracji wykazywały rośliny potraktowane nitrofenolami. Daminozyd ograniczył negatywny wpływ substancji czynnych zawartych w herbicydach na stężenie dwutlenku węgla w przestworach międzykomórkowych liści, przewodnictwo szparkowe oraz WUE w stosunku do odpowiednich wartości cechujących rośliny obiektu niechronionego chemicznie.

Zastosowane biostymulatory oddziaływały niejednorodnie na plonowanie i elementy plonowania gryki. Zaobserwowane ograniczenie negatywnego wpływu cyjanamidu wapnia na plon orzeszków gryki w wyniku zastosowania wyciągu z alg było raczej skutkiem depresji plonu na obiekcie nawożonym saletrą amonową i potraktowanym wyciągiem z alg. Podobna zależność dotyczyła liczby nasion wykształconych przez rośliny gryki.

Wykazano również tendencję do wzrostu plonu orzeszków gryki po zastosowaniu wyciągu z alg na obiektach chronionych chemicznie przed chwastami. Stymulacja nitrofenolami roślin gryki nawożonych cyjanamidem wapnia i azotanem amonu, jak również tylko cyjanamidem wapnia utrzymywała plon orzeszków na poziomie plonu obiektu kontrolnego. Pomimo podjętej chemicznej regulacji zachwaszczenia zastosowanie daminozydu lub nitrofenoli pozwoliło uzyskać plony orzeszków gryki zbliżone do wysokości plonu obiektu kontrolnego. Daminozyd zwiększył istotnie masę tysiąca nasion gryki.

Zarówno sucha masa roślin (3,16 g), liczba rozgałęzień (4,56 szt.·roślina⁻¹), powierzchnia asymilacyjna liści roślin (212 cm²) oraz liczba liści (17,9 szt.) były największe w 2016 roku. W 2016 roku rośliny gryki charakteryzowały się najszybszą dynamiką gromadzenia suchej masy, bowiem opisujący ten wzrost model posiadał największą wartość asymptoty poziomej (5,12) oraz wartość względnego tempa gromadzenia suchej masy ($k=0,01780$).

Większą wartość LAI łąnu gryki stwierdzono w roku 2017 (5,87 m²·m⁻²) niż w roku 2016 (4,49 m²·m⁻²) i 2018 (5,69 m²·m⁻²). Koncentracja chlorofilu w liściach roślin gryki wyrażona w jednostkach SPAD była największa w roku 2016 (39,47). Mniejsze wartości SPAD obserwowano w roku 2017 (35,94) i 2018 (37,48). Największą wartość NDVI charakteryzował się łąn gryki w 2018 roku (0,651) w porównaniu do roku 2016 (0,559) i 2017 (0,646). W latach badań nie stwierdzono istotnego zróżnicowania wartości NDVI łąnów odmian gryki, lecz zaobserwowano tendencję statystyczną wskazującą na nieco mniejsze wartości NDVI łąnów odmiany Smuga w 2017 i 2018 roku. W roku 2016 niską wartość NDVI charakteryzował się łąn odmiany Panda. Może to wskazywać, że odmiany Panda i Smuga są wrażliwsze niż odmiana Kora na rozkład opadów.

Największą wartość przewodnictwa szparkowego odnotowano w 2018 roku (0,337 mol H₂O·m⁻²·s⁻¹), a najmniejszą w 2016 roku (0,270 mol H₂O·m⁻²·s⁻¹). W 2016 roku obserwowano większe stężenie międzykomórkowego CO₂ w liściach gryki o 30 μmol CO₂·mol⁻¹, w porównaniu do stężenia stwierdzonego w roku 2018. Największą intensywność fotosyntezy wykazywały rośliny w 2018 roku i była ona wyższa od zaobserwowanej w latach 2016 i 2017 odpowiednio o 5,00 μmol CO₂·m⁻²·s⁻¹ i 1,10 μmol CO₂·m⁻²·s⁻¹. Rośliny gryki w roku 2018 cechowała najintensywniejsza transpiracja (6,58 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹) i była ona większa od zaobserwowanej w 2016 roku o 1,41 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹. Największą wartością WUE cechowały się rośliny gryki z 2017 roku (3,00 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹).

Plon i elementy plonowania gryki były zróżnicowane w latach badań. Największy plon orzeszków i liczbę nasion na roślinie otrzymano w 2016 roku (odpowiednio 3177 kg·ha⁻¹, 76,9 szt.). Na podstawie trzyletniego okresu badawczego (2016–2018) można stwierdzić, że najbardziej stabilnym plonowaniem wśród badanych odmian gryki charakteryzowała się odmiana Smuga. Największe obsady roślin (po wschodach i przed zbiorem) oraz masę tysiąca nasion gryki stwierdzono w 2018 roku (odpowiednio 218 szt·m⁻², 186 szt·m⁻² oraz 25,1 g). W 2016 roku zdecydowanie największą masę tysiąca nasion charakteryzowała się odmiana Smuga. W roku 2017 odmiany Panda i Smuga wykształciły orzeszki o porównywalnej, ale zarazem wyraźnie większej masie tysiąca nasion niż odmiana Kora. W roku 2018 nie wykazano zróżnicowania wielkości tego parametru pomiędzy odmianami gryki.

Parametry roślin i ładu gryki kształtowały się odmiennie w fazach fenologicznych, w których dokonano ich oceny. W fazie BBCH 60–69 stwierdzono największą wartość LAI (7,55 m²·m⁻²), a mniejsze wartości wykazano w fazie BBCH 50–59 (6,05 m²·m⁻²) i BBCH 20–29 (2,44 m²·m⁻²). W fazie BBCH 20–29 obserwowano większą koncentrację chlorofilu w liściach gryki o blisko 5,7 jednostki SPAD w porównaniu do wykazanej w fazie BBCH 50–59. Stwierdzona wartość NDVI w fazie BBCH 50–59 (0,661) była większa zarówno od wartości stwierdzonej w fazie BBCH 20–29 (0,605), jak i w fazie BBCH 60–69 (0,589).

Większe wartości parametrów wymiany gazowej roślin gryki zaobserwowano w fazie BBCH 60–69 niż w fazie BBCH 70–79. W fazie kwitnienia obserwowano największą przewodność szparkową liści gryki (0,350 mol H₂O·m⁻²·s⁻¹). Rośliny gryki w fazie BBCH 60–69 wykazywały również większą intensywność fotosyntezy o 4,80 μmol CO₂·m⁻²·s⁻¹ w porównaniu do fazy BBCH 70–79. W okresie kwitnienia gryki stwierdzono większą transpirację o 1,47 mmol H₂O·m⁻²·s⁻¹ w stosunku do obserwowanej u roślin w fazie rozwoju orzeszków. Rośliny w fazie BBCH 60–69 charakteryzowały się największą wartością WUE (2,72 μmol CO₂·(mmol H₂O)⁻¹). Największe stężenie międzykomórkowego dwutlenku węgla w liściach gryki obserwowano w fazie 70–79 (249 μmol CO₂·mol⁻¹).

Na podstawie wyników badań własnych przedstawionych w niniejszej rozprawie sformułowano następujące wnioski:

1. Nawożenie cyjanamidem wapnia oddziaływało negatywnie na dynamikę gromadzenia suchej masy przez rośliny, ale tylko w początkowym okresie wzrostu. Rośliny gryki odmian Panda i Smuga nawożone cyjanamidem wapnia gromadziły więcej suchej masy

niż nawożone saletrą amonową. Nawożenie gryki cyjanamidem wapnia zmniejszyło wysokość roślin w porównaniu do wysokości roślin z obiektu nawożonego azotanem amonu. Nawożenie gryki cyjanamidem wapnia spowodowało redukcję wartości parametrów architektury ładu gryki (LAI, SPAD, NDVI) w odniesieniu do parametrów cechujących łąn nawożony saletrą amonową. Zastosowany cyjanamid wapnia w porównaniu do azotanu amonu zwiększył przewodnictwo szparkowe liści, intensywność fotosyntezy oraz wartość fotosyntetycznego współczynnika wykorzystania wody, przy jednoczesnym zmniejszeniu intensywności transpiracji roślin gryki.

2. Nawożenie gryki różnymi formami azotu nawozowego nie wpłynęło istotnie na plon orzeszków, ale wpływ tego źródła zmienności można opisać mianem tendencji statystycznej ($\alpha=0,134$). Podobną zależność statystyczną ($\alpha=0,104$) stwierdzono w odniesieniu do liczby nasion na roślinie. Liczba nasion wykształconych na roślinie nawożonej cyjanamidem wapnia była o 7,1% mniejsza od stwierdzonej u roślin nawożonych azotanem amonu. Nawożenie cyjanamidem wapnia w odniesieniu do nawożenia saletrą amonową skutkowało zmniejszeniem powschodowej obsady roślin odmiany Kora.
3. Na obiekcie nawożonym cyjanamidem wapnia liczebność chwastów dwuliściennych w łąnie gryki, sucha masa chwastów z jednostki powierzchni oraz liczba gatunków chwastów były mniejsze od wartości stwierdzonych na obiekcie nawożonym azotanem amonu odpowiednio o 38,7%, 20,0% i 12,6%. Nawożenie cyjanamidem wapnia zmniejszyło wartość wskaźnika różnorodności Shannona-Wienera w odniesieniu do nawożenia azotanem amonu z 1,01 do 0,85. Na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem powodowało zmniejszenie wartości wskaźnika dominacji Simpsona wobec wartości tego wskaźnika wyznaczonej dla obiektu niechronionego chemicznie.
4. Zastosowanie herbicydów zredukowało szybkość akumulacji suchej masy przez rośliny gryki. Skutkiem zastosowania herbicydów było również zmniejszenie wysokości rośliny, powierzchni asymilacyjnej rośliny oraz liczby liści na roślinie gryki. Zastosowanie metazachloru wraz z chlomazonem istotnie zmniejszyło wartość LAI w stosunku do stwierdzonej na obiekcie bez chemicznej ochrony o blisko 4%.

Przewodność szparkowa liści roślin z obiektu chronionego metazachlorem i chlomazonem była mniejsza o 3,0% od zmierzonej na roślinach niechronionych chemicznie, i różnica ta była zarazem bliska statystycznej istotności ($\alpha=0,131$).

5. Substancje aktywne zastosowanych herbicydów nie wpłynęły negatywnie na plon orzeszków i elementy plonowania gryki, niemniej ich działanie w poszczególnych latach było bliskie statystycznego zróżnicowania ($\alpha=0,082$). Ochrona łąnu linuronem zmniejszyła o 10 szt. \cdot m⁻² powschodową obsadę roślin gryki w odniesieniu do stwierdzonej na obiekcie niechronionym chemicznie.
6. Zastosowanie metazachloru i chlomazonu stanowiło najskuteczniejszą metodę ochrony łąnu gryki przed chwastami, ponieważ w stosunku do zachwaszczenia obiektu kontrolnego zredukowana została liczebność chwastów jednoliściennych, dwuliściennych oraz liczba gatunków odpowiednio o 83,0%, 40,5% i 17,3%. Zastosowanie metazachloru i chlomazonu zmniejszyło o 36,4% suchą masę chwastów z jednostki powierzchni wobec stwierdzonej na obiekcie kontrolnym. Również wartość wskaźnika dominacji Simpsona po zastosowaniu metazachloru wraz z chlomazonem zmniejszyła się do wartości 0,56 z wartości 0,65, wyznaczonej dla obiektu bez ochrony herbicydowej.
7. Większą dynamiką akumulacji suchej masy cechowały się rośliny gryki po zastosowaniu daminozydu niż rośliny potraktowane nitrofenolami czy też wyciągiem z alg *Ecklonia maxima*. Zastosowane nitrofenole utrzymały suchą masę roślin na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem na poziomie suchej masy roślin z obiektów niechronionych chemicznie. Daminozyd zwiększał również stężenie międzykomórkowego CO₂ w liściach, przewodnictwo szparkowe liści oraz wartość współczynnika wykorzystania wody przez rośliny gryki na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem w stosunku do wartości tych cech stwierdzonych na obiekcie bez ochrony chemicznej. Zastosowanie ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* na rośliny chronione metazachlorem i chlomazonem spowodowało podwyższenie intensywności transpiracji roślin gryki w porównaniu do intensywności transpiracji roślin niechronionych chemicznie. Zastosowanie nitrofenoli skutkowało zwiększeniem intensywności transpiracji roślin nawożonych cyjanamidem wapnia

w porównaniu do pozostałych badanych biostymulatorów w obrębie tej kombinacji nawozowej.

8. Biostymulatory w niewielkim stopniu modyfikowały plonowanie i elementy plonowania gryki. Aplikacja nitrofenoli na rośliny gryki nawożone cyjanamidem wapnia pozwoliła utrzymać wysokość plonu orzeszków na poziomie plonu roślin nawożonych saletrą amonową. Zastosowanie daminozydu wobec nitrofenoli czy wyciągu z alg *Ecklonia maxima* zwiększyło istotnie masę tysiąca orzeszków gryki odpowiednio o 2,4% i 2,8%.

9. Największy plon orzeszków oraz największą liczbę nasion na roślinie gryki stwierdzono w 2016 roku. Wartości parametrów takich jak sucha masa roślin, liczba rozgałęzień na roślinie, powierzchnia asymilacyjna liści rośliny jak i liczba liści na roślinie również były największe w 2016 roku. Parametry architektury łąnu gryki w latach badań uwarunkowane były zmiennymi warunkami pluwiotermicznymi. Parametry architektury łąnu istotnie różniły się w analizowanych fazach rozwojowych gryki. Największe wartości LAI i NDVI stwierdzono odpowiednio w fazie BBCH 60–69 i BBCH 50–59. W fazie rozwoju pędów bocznych odnotowano największą koncentrację chlorofilu w liściach gryki. Większe wartości parametrów wymiany gazowej roślin gryki stwierdzono w fazie BBCH 60–69 niż w fazie BBCH 70–79, poza stężeniem międzykomórkowego CO₂ w liściach gryki.

Literatura:

1. **Adamczewski K., Gusowski B., Matyjaszczyk E.** 2006. Małoobszarowe uprawy rolnicze a chemiczna ochrona roślin. *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 46 (1), 55–62.
2. **Aguilar E.G., Albarracín G.J., Unates M.A., Piola H.D., Camina J.M., Escudero N.L.** 2015. Evaluation of the nutritional quality of the grain protein of new amaranths varieties. *Plant Foods Hum. Nutr.*, 70, 21–26.
3. **Ahmed A., Khalid N., Ahmad A., Abbasi N.A., Latif M.S.Z., Randhawa M.A.** 2013. Phytochemicals and biofunctional properties of buckwheat: a review. *J. Agric. Sci.*, 152, 349–369.
4. **Alvarez-Jubete L., Arendt E.K., Gallagher E.** 2009. Nutritive value and chemical composition of pseudocereals as gluten-free ingredients. *Int J Food Sci Nutr.*, 60(4), 240–257.
5. **Amberger A.** 1989. Badania nad dicyjanodiamidem jako inhibitorem nitryfikacji i perspektywami na przyszłość. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.*, 20, 1933–1955.
6. **Amberger A.** 2013. Cyanamide in plant metabolism. *Int. J. Plant Physiol. and Biochem.*, vol. 5(1), 1–10.
7. **Amoo A.E., Babalola O.O.** 2017. Ammonia-oxidizing microorganisms: Key players in the promotion of plant growth. *J Soil Sci Pl Nutr.*, 17, 935–947.
8. **Anders A., Concenco G., Vidotto F., Ferrero A.** 2013. Selectivity and weed control efficacy of pre- and post-emergence applications of clomazone in Southern Brazil. *Crop Protection* 53, 103–108.
9. **Aubert L., Konrádová D., Barris S., Quinet M.** 2020a. Different drought resistance mechanisms between two buckwheat species *Fagopyrum esculentum* and *Fagopyrum tataricum*. *J. Physiol. Plant*, 13248, 577–586.
10. **Aubert L., Konrádová D., Kebbas S., Barris S., Quinet M.** 2020b. Comparison of high temperature resistance in two buckwheat species *Fagopyrum esculentum* and *Fagopyrum tataricum*. *J. Plant Physiol.* 251, 153–222.
11. **Bajwa A.A., Jabran K., Muhammad Shahid M., Hafiz Haider Ali H.H., Chauhan B.S., Ehsanullah.** 2015. Eco-biology and management of *Echinochloa crus-galli*. *Crop Protection*, 75, 151–162.

12. **Bartlett M. K., Klein T., Jansen S., Choat B., Sack L.** 2016. The correlations and sequence of plant stomatal, hydraulic, and wilting responses to drought. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A.* 113, 13098–13103.
13. **Battacharyya D., Babgohari M.Z., Rathor P., Prithviraj B.** 2015. Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Hortic. Sci.*, 196, 39–48.
14. **Beam S.C., Jennings K.M., Chaudhari S., Monks D.W., Shultheis J.R., Waldschmidt M.** 2018. Response of sweetpotato cultivars to linuron rate and application time. *Weed Technology*, 68, 1–6.
15. **Becka D., Vasak J., Kroutil P., Stranc P.** 2004. Autumn growth and development of different winter oilseed rape variety types at three inputs levels. *Plant Soil Environ.*, 50, 168–174.
16. **Beffa R., Menne H., Kocher H.** 2019. Herbicide Resistance Action Committee (HRAC): herbicide classification, resistance evolution, survey, and resistance mitigation activities. [W:] *Modern crop protection compounds*, 3rd ed. Weinheim. Ed. Jeschke P, Witschel M, Krämer W, Schirmer U. Wiley–VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, 5–32.
17. **Beitane I., Krumina–Zemture G., Kruma Z., Cinkmanis I.** 2018. Phenolics content in buckwheat flour. *Proceedings of the Latvian Academy of Sciences. Section B. Natural, Exact, and Applied Sciences.*, 72(2), 75–79.
18. **Bekkering C.S., Tian L.** 2019. Thinking outside of the cereal box: Breeding underutilized (pseudo) cereals for improved human nutrition. *Front. Genet*, 10, 1289, 1–7.
19. **Bertolino L.T., Caine R.S., Gray J.E.** 2019. Impact of stomatal density and morphology on water–use efficiency in a changing world. *Frontiers in Plant Science*, 10, 225, 1–12.
20. **Bhattacharyya A., Ghosh B., Das S.P.** 2014. Degradation dynamics of clomazone in paddy field. *J. Crop & Weed*, 10(2), 392–396.
21. **Bojarszczuk J., Podleśny J.** 2019. Różnorodność segetalna w łańcach roślin uprawnych w wybranych gospodarstwach rolnych województwa wielkopolskiego. *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 59 (2), 137–148.
22. **Bojarszczuk J., Podleśny J., Nowak J.** 2018. Ocena różnorodności zbiorowisk segetalnych w łańcach roślin uprawnych w wybranych gospodarstwach w województwie lubelskim. *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 58 (3), 216–223.
23. **Bojarszczuk J., Staniak M., Książak J.** 2013. Ocena zachwaszczenia zbóż ozimych uprawianych w siewie czystym i z wsiewką seradeli (*Ornithopus sativus* L.) w systemie ekologicznym. *Woda–Środowisko–Obszary Wiejskie/Water–Environment–Rural Areas* 2(42), 5–15.

24. **Bonafaccia G., Marocchini M., Kreft, I.** 2003. Composition and technological properties of the flour and bran from common and tartary buckwheat. *Food Chem.*, 80, 9–15.
25. **Borkowska B., Robaszewska A.** 2012. Zastosowanie ziarna gryki w różnych gałęziach przemysłu. *Zeszyty Naukowe Akademii Morskiej w Gdyni*, 73, 43–54.
26. **Börner H.** 1995. Unkrtautbekämpfung. *Gustav Fisher Verlag, Jena I*, ss. 315.
27. **Borowski E.** 2010. The effect of the method of application and concentration of Asahi SL on the response of cucumber plant of chilling stress. *Acta Agrobotanica* 63(2), 161–169.
28. **Borowski E., Blamowski Z.K.** 2009. The effect of triacntanol ‘TRIA’ and Asahi SL on the development and metabolic activity of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.) plants treated with chilling. *Folia Hort.*, 21(1), 39–48.
29. **Bosch M., Amberger A.** 1983. Wpływ wieloletniego nawożenia różnymi formami nawozów azotowych na pH, frakcje humusowe, aktywność biologiczną i dynamikę azotu brązowej ziemi uprawnej. (*Einfluß langjähriger Düngung mit verschiedenen N-formen auf pH-Wert, Humusfraktionen, biologische Aktivität und Stickstoffdynamik einer Acker-Braunerde*) *Journal of Żywnienia Roślin i Gleboznawstwa (Zeitschrift für Pflanzenernähr Bodenkd)*, 146, 714–724.
30. **Breugelmans P., D’Huys P.J., De Mot R., Springael D.** 2007. Characterization of novel linuron–mineralizing bacterial consortia enriched from long–term linuron–treated agricultural soils. *FEMS Microbiol. Ecol.*, 62, 374–385.
31. **Brinkman J.H.W., van Dijk A.G., Wagenaar R., Quirijns J.K.** 1996. Determination of daminozide residues in apples using gas chromatography with nitrogen–phosphorus detection, *J Chromat. A*, 723, 2, 355–360.
32. **Brown R.G.S., Kawaide H., Yang Y.Y., Rademacher W., Kamiya Y.** 1997. Daminozide and Prohexadione have similar modes of action as inhibitors of late stages of gibberellin metabolism. *Physiol. Plant.*, 101, 309–313.
33. **Budzyński W., Dubis B., Jankowski A.** 2008. Response of winter oilseed rape to the biostimulator Asahi SL applied in spring. [W:] *Monographs Series: Biostimulators in modern agriculture: Field Crop*. Ed. Z. T. Dąbrowski (Warsaw: Editorial House *Wież Jutra*), 47–55.
34. **Bynum J.B., Cothren J.T., Lemon R.G., Fromme D.D., Boman R.K.** 2007. Field evaluation of nitrophenolate plant growth regulator (Chaperone) for the effect on Cotton Lint Yield. *J Cotton Sci.*, 11, 20–25.
35. **Calvo P., Nelson L., Kloepper J.W.** 2014. Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant Soil.*, 383, 3–41.

36. **Campbell G.C.** 1997. Buckwheat: *Fagopyrum esculentum* Moench. Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 19. Rome: International Plant Genetic Resources Institute, ss. 95.
37. **Campbell J.W., Irvin A., Irvin H., Stanley–Stahr C., Ellis J.D.** 2016. Insect visitors to flowering buckwheat, *Fagopyrum esculentum* (Polygonales: *Polygonaceae*), in north–central Florida. *Florida Entomologist*, 99, 264–268.
38. **Campe R., Hollenbach E., Kammerer L., Hendriks J., Hoffken H.W., Kraus H., Lerchl J., Mietzner T., Tresch S., Witschel M., Hutzler J.** 2018. A new herbicidal site of action: Cinmethylin binds to acyl–ACP thioesterase and inhibits plant fatty acid biosynthesis. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 148, 116–125.
39. **Cavusoglu K., Kilic S., Kabar K.** 2008. Effects of some plant growth regulators on stem anatomy of radish seedlings grown under saline (NaCl) conditions. *Plant Soil and Environment*, 54, 428–433.
40. **Cawoy V., Halbrecq B., Jacquemart A.L., Lutts S., Kinet J.M., Ledent J.F.** 2007. Genesis of grain yield in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench.) with special attention to the low seed set. [W:] *Current Advances in Buckwheat Research. Proceedings of the 10th International Symposium on Buckwheat*. Ed. Yan, C., Zongwen, Z., Yangling, China, 14–18, 111–119.
41. **Cawoy V., Kinet J.M., Jacquemart A.L.** 2008. Morphology of nectaries and biology of nectar production in the distylous species *Fagopyrum esculentum*. *Annals of Botany* 102, 675–684.
42. **Chauhan B.S., Johnson D.E.** 2010. Implications of narrow crop row spacing and delayed *Echinochloa colona* L. and *Echinochloa crus-galli* L. emergence for weed growth and crop yield loss in aerobic rice. *Field Crops Res.*, 117, 177–182.
43. **Chlopicka J.** 2008. Gryka jako żywność funkcjonalna. *Bromat. Chem. Toksykol.* XLI, 3, 249–252.
44. **Chohura P., Kołota E.** 2014. Suitability of some nitrogen fertilizers for the cultivation of early cabbage. *J. Elem.*, 19(3), 661–672.
45. **Chouliaras V., Tasioula M., Chatzissavvidis Ch., Therios I., Tsalolatidou 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. *J Sci. Food. Agric.*, 89, 984–988.

46. **Ciepiela G.A., Godlewska A., Jankowska J.** 2016. The effect of seaweed *Ecklonia maxima* extract and mineral nitrogen on fodder grass chemical composition. *Environ. Sci. Pollut. Res.*, 23, 2301–2307.
47. **Clarke T.C., Shetty K.G., Jayachandran K., Norland M.R.** 2007. *Myrothecium verrucaria* – a potential biological control agent for the invasive ‘old world climbing fern’ (*Lygodium microphyllum*). *BioControl.*, 52, 399–411.
48. **Craigie J.S.** 2011. Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. *Journal of Applied Phycology*, 23, 371–393.
49. **Cycoń M., Piotrowska–Seget Z., Kozdrój J.** 2010. Linuron effects on microbiological characteristics of sandy soils as determined in a pot study. *Annals of Microbiol.*, 60(3), 439–449.
50. **Demjanova E., Macak M., Dalovic I., Majernik F., Tyr S., Smatana S.** 2009. Effects of tillage systems and crop rotation on weed density, weed species composition and weed biomass in maize. *Agron. Res.*, 7, 785–792
51. **Di Gioia F., Gonnella M., Buono V., Ayala O., Cacchiarelli J., Santamaria P.** 2017. Calcium cyanamide effects on nitrogen use efficiency, yield, nitrate and dry matter content of lettuce. *Agron. J.*, 109, 1, 354–362.
52. **Dietrych–Szóstak D., Podolska G.** 2008a. Wpływ terminu siewu na plon i wybrane cechy jakościowe nasion gryki. *Fragm. Agron.*, 1(97), 92–99.
53. **Dietrych–Szóstak D., Podolska G., Maj L.** 2008b. Wpływ nawożenia azotem na plon oraz zawartość białka i flawonoidów w orzeszkach gryki. *Fragm. Agron.*, 1 (97), 101–109.
54. **Dixon G.R.** 2012. Calcium cyanamide – a synoptic review of an environmentally benign fertiliser which enhances soil health. *Acta Horticulturae*, 938, 211–217.
55. **Dixon G.R.** 2017. Managing clubroot disease (caused by *Plasmodiophora brassicae* Wor.) by exploiting the interactions between calcium cyanamide fertilizer and soil microorganisms. *The Journal of Agricultural Science*, 155(4), 527–543.
56. **Djanaguiraman M., Devi D. D., Shanker A. K., Sheeba J. A., Bangarusamy U.** 2004. The role of nitrophenol on delaying abscission of tomato flowers and fruit. *Food Agric. Environ.*, 2, 183–186.
57. **Djanaguiraman M., Sheeba J. A., Devi D. D., and Bangarusamy U.** 2009. Cotton leaf senescence can be delayed by nitrophenolate spray through enhanced antioxidant defence system. *J. Agron. Crop Sci.*, 195, 213–224.
58. **Djanaguiraman M., Sheeba J. A., Devi D. D., Bangarusamy U.** 2005. Response of cotton to Atonik and TIBA for growth, enzymes and yield. *J. Biol. Sci.*, 5, 158–162.

59. **Dobrzański A.** 2015. Rabarbar bez chwastów. *Warzywa* 7, 43–46.
60. **Dobrzański A., Adamczewski K.** 2009. Ekspertyza. Niechemicznie metody zwalczania chwastów – stan obecny i perspektywy. Publikacja współfinansowana przez Unię Europejską w ramach Europejskiego Funduszu Społecznego. Sieć naukowa „Agroinżynieria dla rozwoju zrównoważonego rolnictwa, przemysłu rolno spożywczego i obszarów wiejskich”. www.agengpol.pl, (data dostępu online 03.11.2021).
61. **Dobrzański A., Anyszka Z., Elkner K.** 2008. Reakcja marchwi na ekstrakty pochodzenia naturalnego z alg rodzaju *Sargassum* – Algaminoplant i z *Leonardytu* – Humiplant. *J. Res. Appl. Agric. Eng.*, 53(3), 53–58.
62. **Du Jardin P.** 2012. The science of plant biostimulants — A bibliographic analysis. Ad hoc Study Report to the European Commission DG ENTR. 2012; http://ec.europa.eu/enterprise/sectors/chemicals/files/fertilizers/final_report_bio_2012_en.pdf. (dostęp online 12.10.2019).
63. **Du Jardin P.** 2015. Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Sci. Hort.*, 196, 3–14
64. **Dziadek K., Kopec A., Piątkowska E., Leszczyńska T., Pisulewska E., Witkowicz R., Bystrowska B., Francik R.** 2018. Identification of polyphenolic compounds and determination of antioxidant in extracts and infusions of buckwheat leaves. *Eur. Food Res. Technol.*, 244, 333–343.
65. **Elfving D.C., Loughedv E.C., Chur C.L., Cline R.A.** 1990. Effects of daminozide, paclobutrazol, and uniconazole treatments on McIntosh Apples at harvest and following storage. *Journal of the American Society for Horticultural Science. Amer. Soc. Horti. Sci.*, 115(5), 750–756.
66. **Fang X., Li Y., Nie J., Wang C., Huang K., Zhang Y., Zhang Y., She H., Liu X., Ruan R., Yuan X., Yi Z.** 2018. Effects of nitrogen fertilizer and planting density on the leaf photosynthetic characteristics, agronomic traits and grain yield in common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* M.). *Int. Agrophys.*, 33(3), 313–321
67. **FAOSTAT.** 2017. <http://www.fao.org/faostat/en/#data> . (data dostępu online 15.06.2019).
68. **FAOSTAT.** 2022. <http://www.fao.org/faostat/en/#data> . (data dostępu online 17.01.2020).
69. **Feledyn–Szewczyk B.** 2012. Ocena różnorodności zbiorowisk segetalnych w roślinach uprawianych w wybranych gospodarstwach ekologicznych w województwie lubelskim. *J. Res. Appl. Agric.ultural Eng.*, 57(3), 63–72.
70. **Ferhatoglu Y, Barrett M.** 2006. Studies of clomazone mode of action. *Pest Biochem Physiol.*, 85, 7–14.

71. **Fesenko A.N., Fesenko I.N.** 2013. Elements of genetic testing differences between *Fagopyrum esculentum* and *F. homotropicum* and some results of interspecific hybridization in selection of common buckwheat. *Vestnik OrelGAU*, 2 (41), 2–5.
72. **Fitzpatrick D., Aro E.M., Tiwari A.** 2020. A commonly used photosynthetic inhibitor fails to block electron flow to photosystem I in intact systems. *Front. Plant Sci.*, 11, 382, 1–9.
73. **Forouzesh A., Zand E., Soufizadeh S., Forushani Samadi S.** 2015. Classification of herbicides according to chemical family for weed resistance management strategies—an update. *Weed Res.*, 55, 334–358.
74. **Franek M., Rola H.** 2000. Systemy chemicznego zwalczania chwastów w rzepaku ozimym. *Rośl. Oleiste*, 21, 119–127.
75. **Gamon J.A., Huemmrich K.F., Stone R.S., Tweedie C.E.** 2013. Spatial and temporal variation in primary productivity (NDVI) of coastal Alaskan tundra: Decreased vegetation growth following earlier snowmelt. *Remote Sensing of Environment*, 129, 144–153.
76. **Gao J., Kreft I., Chao G., Wang Y., Liu X., Wang L., Wang P., Gao X., Feng B.** 2016. Tartary buckwheat (*Fagopyrum tataricum* Gaertn.) starch, a side product in functional food production, as a potential source of retrograded starch, *Food Chemistry*, 190, 552–558.
77. **Gawrońska H., Przybysz A., Szalacha E., Słowiński A.** 2008. Physiological and molecular mode of action of Asahi SL biostimulator under optimal and stress conditions. [W:] *Monographs Series: Biostimulators in Modern Agriculture: General Aspects*. Red. H. Gawrońska (Editorial House Wieś Jutra), 54–76.
78. **Germ M., Breznik B., Dolinar N., Kreft I., Gaberscik A.** 2013. The combined effect of water limitation and UV–B radiation on Common and Tartary Buckwheat. *Cereal Res. Comm.*, 41, 97–105.
79. **Ghiselli L., Tallarico R., Mariotti M., Romagnoli S., Baglio A.P., Donnarumma P., Benedettelli S.** 2016. Agronomic and nutritional characteristics of three buckwheat cultivars under organic farming in three environments of the Garfagnana mountain district. *Ital. J Agron.*, 11, 188–194.
80. **Gimenez–Bastida J.A., Zieliński H.** 2015. Buckwheat as a functional food and its effects on health. *J. Agric. Food Chem.*, 63, 7896–7913.
81. **Golian J., Anyszka Z., Kohut M.** 2014. Ocena stosowania herbicydów z biostymulatorami i adiuwantami w uprawie marchwi (*Daucus carota* L.). *Prog. Plant Prot. /Post. Ochron. Roślin*, 54, 167–173.

82. **Gołębiewska H.** 2015. Wpływ wybranych herbicydów na plon i cechy jakościowe oraz poziom ich substancji czynnych w ziarnie kilku odmian kukurydzy. *Fragm. Agron.*, 32(2), 7–19.
83. **Gołębiewska H., Badowski M.** 2015. The effect of metazachlor used in mixtures with clomazone and chinomerac on morphology of plants and seed quality of some cultivars of winter oilseed rape. *Acta Sci. Pol. Agricultura*, 14(3), 25–38.
84. **Gondola I., Papp P.P.** 2010. Origin, geographical distribution and phylogenetic relationships of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench.). *Eur. J. Plant Sci. Biotechnol.*, 4(2), 17–32.
85. **Goralski J.** 1968. Żywienie roślin i nawożenie. Nawozy amidowe. *Azotniak.*, 133–136.
86. **Górski M. Red.** 1961. Nawozy mineralne. Nawozy amidowe. *Azotniak.*, 78–86.
87. **Grabiński J., Podolska G.** 2014. Wpływ różnych metod pielęgnacji na zachwaszczenie i plonowanie gryki. *Pol. J. Agron.*, 19, 11–19.
88. **Grajkowski J., Ochmian I.** 2007. Influence of three biostimulants on yielding and fruit quality of three primocane raspberry cultivars. *Acta Sci. Pol., Hortorum Cultus.*, 6(2), 29–36
89. **Gregorczyk A.** 1991. The logistic function – its application to the description and prognosis of plant growth. *Acta Soc. Bot. Pol.*, 60(1–2), 67–76.
90. **Gregorczyk A., Swarczewicz M., Sędlak P.** 2013. Ocena modelu reakcji I rzędu do opisu linuronu w glebie. *Folia Pomer. Univ. Technol. Stetin, Agric., Aliment., Pisc., Zootech.*, 305 (27), 21–28.
91. **Grochowska M.** 1997. Gibereliny. [W:] *Regulatory wzrostu i rozwoju roślin*. Tom 1. Właściwości i działanie. Red. L.S. Jankiewicz. Wyd. Nauk. PWN, Warszawa, 41–59.
92. **Guardia G., Vallejo A., Cardenas L.M., Dixon E.R., García-Marco S.** 2018. Fate of ¹⁵N-labelled ammonium nitrate with or without the new nitrification inhibitor DMPSA in an irrigated maize crop, *Soil Biol. Biochem.*, 116, 193–202.
93. **Gubbels G.H.** 1979. Yield and weight per seed in buckwheat after foliar applications of growth regulators and antitranspirants. *Can. J. Plant Sci.*, 59, 857–859.
94. **Gulluoglu L., Arioglu H., Arslan M.** 2006. Effects of some plant growth regulators and nutrient complexes on above-ground biomass and seed yield of soybean grown under heat-stressed environment. *J. Agron.*, 5, 126–130.
95. **Gunasekara A.S., dela Cruz I.D.P., Curtis M.J., Claassen V.P., Tjeerdema R.S.** 2009. The behavior of clomazone in the soil environment. *Pest. Manag. Sci.*, 65, 711–716.

96. **Gundogdu T.K., Deniz I., Caliskan G., Sahin E.S., Azbar N.** 2014. Experimental design methods for bioengineering applications. *Crit Rev Biotechnol.*, 34(1), 1–21.
97. **Guo F., Iwakami S., Yamaguchi T., Uchino A., Sunohara Y., Matsumoto H.** 2019. Role of CYP81A cytochrome P450s in clomazone metabolism in *Echinochloa phyllopogon*. *Plant Sci.*, 283, 321–328.
98. **Guo X., Yao H.** 2006. Fractionation and characterization of tartary buckwheat flour proteins. *Food Chem.*, 98(1), 90–94.
99. **Gupta P.K.** 2012. Toxicity of herbicides. [W:] *Veterinary Toxicology: Basic and Clinical Principles*, second ed. Ed. Gupta R.C. Academic Press/Elsevier, Amsterdam, 631–652.
100. **Halbrech B., Romedenne P., Ledent J.F.** 2005. Evolution of flowering, ripening and seed set in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench): quantitative analysis. *Europ. J. Agronomy*, 23, 209–224.
101. **Halpern M., Bar-Tal A., Ofek M., Minz D., Muller T., Yermiyahu U.** 2015. Chapter Two – The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. [W:] *Advances in Agronomy*. Ed. Donald L. Sparks. Academic Press, 130, 141–174.
102. **Hamouz P., Hamouzova K., Tyser L., Holec J.** 2014. Effect of site-specific weed management in winter crops on yield and weed populations. *Plant Soil Environ.*, 60(1), 27–35.
103. **Hara T., Iwata H., Okuno K., Matsui K., Obsawa R.** 2011. QTL analysis of photoperiod sensitivity in common buckwheat by using markers for expressed sequence tags and photoperiod-sensitivity candidate genes. *Breed. Sci.*, 61, 394–404.
104. **Harasym J.** 2009. Gryka jako źródło substancji organicznych i związków mineralnych. *Prace Naukowe Uniwersytetu Ekonomicznego we Wrocławiu* 57, *Nauki Inżynieryjne i Technologie*, 1, 159–169.
105. **Haroon M., Iali W., Al-Saadi A.A.** 2021. Conformational analysis and concentration detection of linuron: Spectroscopic NMR and SERS study. *Spectrochimica Acta A: Mol. Biomol. Spectrosc.*, 263, 120223, 1–10.
106. **Harrison H.F. Jr., Farnham M.W., Jackson D.M.** 2015. Tolerance of broccoli cultivars to pre-transplanting clomazone. *Crop Protection*, 69, 28–33.
107. **Harrison H.F., Farnham M.W.** 2013. Difference in tolerance of broccoli and cabbage cultivars to clomazone herbicide. *HortTechnology*, 23(1), 6–11.
108. **Hashemabadi D., Lipaei S.R., Shadparvar V., Zarchini M., Kaviani B.** 2012. The effect of cycocel and daminozide on some growth and flowering characteristics of *Calendula officinalis* L., an ornamental and medicinal plant. *J Med. Plant. Res.*, 6, 1752–1757.

109. **Hatfield J.L., Dold C.** 2019. Water–Use Efficiency: Advances and challenges in a changing climate. *Front. Plant Sci.*, 10, 103, 1–14.
110. **Haworth M., Marino G., Brunetti C., Killi D., De Carlo A., Centritto M.** 2018. The impact of heat stress and water deficit on the photosynthetic and stomatal physiology of Olive (*Olea europaea* L.) — A Case Study of the 2017 Heat Wave. *Plants*, 7, 76: 1–13.
111. **Hore D.K., Rathi R.S.** 2002. Collection, cultivation and characterization of buckwheat in Northeastern region of India. *Fagopyrum* 19, 11–15.
112. **Horemans B., Vandermaesen J., Vanhaecke L., Smolders E., Springael D.** 2013. *Variovorax* sp. – mediated biodegradation of the phenylurea herbicide linuron at micropollutant concentrations and effects of natural dissolved organic matter as supplementary carbon source. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 97, 9837–9846.
113. **Hornýák M., Plazek A., Kopeć P., Dziurka M., Pastuszak J., Szczerba A., Hura T.** 2020. Photosynthetic activity of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) exposed to thermal stress. *Photosynthetica*, 58, 45–53.
114. **Idziak R., Waligóra H., Szkrzypczak W., Kostiw P.** 2019. Dynamika zachwaszczenia wybranych gatunków segetalnych w łanie kukurydzy uprawianej na ziarno. *Fragm. Agron.*, 36(1), 27–34.
115. **Ikeda K.** 2002. Buckwheat composition, chemistry, and processing. *Advances in Food and Nutrition Research*, Academic Press, 44, 395–434.
116. **Ikeda S., Yamashita Y., Tomura K., Kreft I., 2006.** Nutritional comparison in mineral characteristics between buckwheat and cereals. *Fagopyrum* 23, 61–65.
117. **ISO 10390.** 2005. Soil quality – determination of pH. <https://www.iso.org/standard/40879.html> (data dostępu online 14 maja 2020).
118. **Iqbal Z., Hiradate S., Noda A., Isojima S., Fujii Y.** 2003. Allelopathic activity of buckwheat: isolation and characterization of phenolics. *Weed Science*, 51, 657–662.
119. **Ivankov A., Naucienė Z., Degutyte–Fomins L., Zukiene R., Januskaitiene I., Malakauskiene A., Jakstas V., Ivanauskas L., Romanovskaja, D., Slepeliene A., Filatova I., Lyushkevich V., Mildaziene V.** 2021 Changes in agricultural performance of common buckwheat induced by seed treatment with cold plasma and electromagnetic field. *Appl. Sci.*, 11, 4391, 1–18.
120. **Iwata H., Imon K., Tsumura Y., Ohsawa R.** 2005. Genetic diversity among Japanese indigenous common buckwheat (*Fagopyrum esculentum*) cultivars as determined from amplified fragment length polymorphism and simple sequence repeat markers and quantitative agronomic traits. *Genome*, 48, 367–377.

121. **Jacquemart A.L., Cawoy V., Kinet J.M., Ledent J.F., Quinet M.** 2012. Is buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) still a valuable crop today ? *Europ. J Plant Sci. Biotechnol.*, 6, 1–10.
122. **Jacquemart A.L., Gillet C., Cawoy V.** 2007. Floral visitors and importance of honey bee on buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench.) in central Belgium. *J. Hort. Sci. Biotechnol.*, 82, 104–108.
123. **James R.A., Rivelli A.R., Munns R., von Caemmerer S.** 2002. Factors affecting CO₂ assimilation, leaf injury and growth in salt-stressed durum wheat. *Funct. Plant Biol.*, 29(12), 1393–1403.
124. **Jancurova M., Minarovicova L., Dandar A.** 2009. Rheological properties of doughs with buckwheat and quinoa additives. *Chemical Papers*, 63, 6, 738–741.
125. **Jannin L., Arkoun M., Etienne P., Laine P., Goux D., Garnica M., Fuentes M., San Francisco S., Baigorri R., Cruz F., Houdusse F., Garcia-Mina J.M., Yvin J.C., OUrury A.** 2013. Brassica napus growth is promoted by *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jol. Seaweed extract: Microarray analysis and physiological characterization of N, C, and S metabolisms. *J Plant Growth Regul.*, 32, 31–52.
126. **Jeżowski S., Głowacka K., Kaczmarek Z.** 2009. Wstępna ocena głównych parametrów wymiany gazowej związanych z fotosyntezą w odniesieniu do plonowania traw energetycznych z rodzaju *Miscanthus* w pierwszym roku uprawy. *Acta Agroph.*, 14(1), 73–81.
127. **Jing R., Li H., Hu C., Jiang Y., Qin L., Zheng C.** 2016. Phytochemical and pharmacological profiles of three *Fagopyrum* Buckweheats. *Int. J. Mol. Sci.*, 17(4), 589, 1–20.
128. **Jumrani K., Bhatia V.S., Pandey G.P.** 2017. Impact of elevated temperatures on specific leaf weight, stomatal density, photosynthesis and chlorophyll fluorescence in soybean. *Photosynth. Res.*, 131, 333–350.
129. **Jung G.H., Kim S.L., Kim M.J., Kim S.K., Park J.H., Kim C.G., Heu S.** 2015. Effect of sowing time on buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) growth and yield in Central Korea. *J. Crop Sci. Biotech.*, 18(4), 285–291.
130. **Jursik M., Suk J., Kolarova M., Soukup J.** 2019 Effect of irrigation and soil adjuvant on the efficacy and selectivity of pendimethalin and metazachlor in kohlrabi. *Scientia Hort.*, 246, 871–878

131. **Juszczak D., Wesolowski M., Jurytko R.** 2009. Zachwaszczenie gryki w warunkach plonu głównego i wtórego w zależności od ilości wysiewu. Pamiętnik Puławski, 149, 31–35.
132. **Kabała C., Charzyński P., Bednarek R.** 2015. Światowa baza referencyjna zasobów glebowych 2014. Międzynarodowy system klasyfikacji gleb. Aktualizacja 2015. Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Toruń, ss. 242.
133. **Kaczmarek S., Krawczyk R.** 2007. Regulacja zachwaszczenia w uprawie gryki zwyczajnej (*Fagopyrum esculentum* Moench.) odmiany Kora. Biul. IHAR., 245, 199–204.
134. **Kaczmarek S., Matysiak K., Krawczyk R.** 2009. Ocena selektywności herbicydów stosowanych w gryce zwyczajnej (*Fagopyrum esculentum*). Pamiętnik Puławski, 149, 37–45.
135. **Kalinova J., Moudry J., Curn V.** 2002. Technological quality of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench.). Plant Soil Environ., 48, 279–284.
136. **Kamo T., Endo M., Sato M., Kasahara R., Yamaya H., Hiradate S., Fujii Y., Hirai N., Hirota M.** 2008. Limited distribution of natural cyanamide in higher plants: occurrence in *Vicia villosa* subsp. *varia*, *V. cracca*, and *Robinia pseudoacacia*. Phytochemistry, 69, 1166–1172.
137. **Kao T.H., Tsukamoto T.** 2004. The molecular and genetic bases of S–RNase– based self– incompatibility. The Plant Cell, 16, 72–83.
138. **Karier P., Kraus G., Kolber I.** 2017. Metazachlor traces in the main drinking water reservoir in Luxembourg: a scientific and political discussion. Environ. Sci. Eur., 29, 25: 1–20.
139. **Kasajima S., Yoshimaru I., Itoh H.** 2019. Differentiation and growth of a growing point until the stage of flower bud appearance in leading common buckwheat and tartary buckwheat varieties in northern Japan. Fagopyrum, 36, 37–41.
140. **Kaushal T., Onda M., Ito S., Yamazaki A., Fujikake H., Ohtake N., Sueyoshi K., Takahashi Y., Nagumo Y., Tsuchida T., Ohyama T.** 2006. Comparison of the depth of placement of lime nitrogen on growth, N₂ fixation activity, seed yield and quality of soybean (*Glycine max* (L.) Merr.) plants, Soil Sci. Plant Nutr., 52(4), 453–463
141. **Kaushal T., Suganuma T., Fujikake H., Ohtake N., Sueyoshi K., Takahashi Y., Ohyama T.** 2002. Effect of deep placement of calcium cyanamide coated urea, and urea on soybean (*Glycine max* (L.) Merr.) seed yield in relation to different inoculation methods. Soil Sci. Plant Nutr., 48(6), 855–863.

142. **Kaushal T., Suganuma T., Fujikake H., Ohtake N., Sueyoshi K., Takahashi Y., Ohyama T.** 2004. Effect of deep placement of N fertilizers and different inoculation methods of *Bradyrhizobia* on growth, N₂ fixation activity and N adsorption rate of field-grown soybean plants. *J. Agron. & Crop Sci.*, 190, 46–58.
143. **Kazaz S., Askin M.A., Kilic S., Ersoy N.** 2010. Effects of day length and daminozide on the flowering, some quality parameters and chlorophyll content of *Chrysanthemum mofifolium* Ramat. *Scientific Research and Essays*, 5(21), 3281–3288.
144. **Kelling K.A., Wolkowski R.P., Ruark M.D.** 2011. Potato response to nitrogen form and nitrification inhibitors. *Am. J. Potato Res.*, 88, 459–469.
145. **Kepenek K., Karoglu Z.** 2011. The effects of paclobutrazol and daminozide in vitro micropropagation of some apple (*Malus domestica*) cultivars and M9-rootstock. *Afr. J. Biotechnol.*, 10(24), 4851–4859.
146. **Khairuddin M.A.N., Lasekan O.** 2021. Gluten-free cereal products and beverages: a review of their health benefits in the last five years. *Foods*, 10, 2523, 1–14.
147. **Khan F., Arif M., Khan T.U., Khan M.I., Bangash J.A.** 2013. Nutritional evaluation of common buckwheat of four different villages of Gilgit-Baltistan. *J. Agric. Biol. Sci.*, 8(3), 264–266.
148. **Khan W., P. Rayirath U., Subramanian S., N. Jithesh M., 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. *J Plant Growth Regul.*, 28, 386–399.
149. **Kierzek R., Paradowski A.** 2013. Integrowana ochrona i bezpieczeństwo zdrowotne rzepaku. *PSPO Warszawa*, 30–39.
150. **Kim H.J., Park K.J., Lim J.H.** 2011. Metabolomic analysis of phenolic compounds in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench.) sprouts treated with methyl jasmonate. *J. Agric. Food Chem.*, 59, 5707–5713.
151. **Koch W., Hurlle K.** 1978. *Grundlgen der unkrtautbekämpfung*. Verlag Eugen Ulmer, ss. 205.
152. **Kocira A., Kocira S., Stryjecka M.** 2015. Effect of Asahi SL application on common bean yield. *Agriculture and Aricultural Science Procedia*, 7, 103–107.
153. **Kocira A., Kocira S., Świeca M., Złotek U., Jakubczyk A., Kapela K.** 2017. Effect of foliar application of a nitophenolate-bade biostimulant on the yield and quality of two bean cultivars. *Sci. Hortic.*, 214, 76–82.
154. **Kocira A., Kornas R., Kocira S.** 2013. Effect assessment of Kelpak SL on the bean yield (*Phaseolus vulgaris* L.). *J. Cent. Eur. Agric.*, 14, 67–76.

155. **Kocira A., Świeca M., Kocira S., Złotek U., Jakubczyk A.** 2016. Enhancement of yield, nutritional and nutraceutical properties of two common bean cultivars following the application of seaweed extract (*Ecklonia maxima*). *Saudi J Biol. Sci.*, 25(3), 563–571.
156. **Kołodziej B.** 2008. Wpływ terminu zakładania plantacji i odmładzającego przeorywania oraz stosowania Asahi SL w uprawie mięty pieprzowej. *Annales UMCS, sec. E, Agricultura*, 63(4), 10–16.
157. **Koval D., Plocková M., Kyselka J., Skřivan P., Sluková M., Horáčková Š.** 2020. Buckwheat Secondary Metabolites: Potential Antifungal Agents. *J. Agric. Food Chem.*, 68, 11631–11643.
158. **Koyama T., Suenaga M., Takeshima R.** 2019. Growth and yield response of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) to waterlogging at different vegetative stages, *Plant Production Science*, 22:4, 456–464.
159. **Krause J., Krystyniak E., Schroeter A.** 2003. Effect of daminozide on growth and flowering of bedding plants. *J. Fruit Ornament. Plant Res.*, 11, 107–112.
160. **Krawczyk R., Mrówczyński M.** 2017. *Metodyka integrowanej ochrony gryki dla doradców*. Instytut Ochrony Roślin – PIB, Poznań, ss. 176.
161. **Krebs Ch.J.** 2011. *Ekologia. Eksperymentalna analiza rozmieszczenia i liczebności*. PWN, Warszawa, ss. 647.
162. **Krzkoskova B., Mrazova Z.** 2005. Prophylactic components of buckwheat. *Food Res. Int.*, 38, 561–568.
163. **Krochmal–Marczak B., Sawicka B., Tobiasz–Salach R., Bernadetta B.** 2017. Wartość prozdrowotna i znaczenie gospodarcze gryki (*Fagopyrum esculentum* M.). [W:] *Rośliny zielarskie, kosmetyki naturalne i żywność funkcjonalna*. Red. G. Bazylak, A. Kaznowski, H. Różański. Państwowa Wyższa Szkoła Zawodowa im. Stanisława Pigonia w Krośnie, Krosno 2016, 260–271.
164. **Kutman U.B., Yildiz B., Ozturk L., Cakmak I.** 2010. Biofortification of durum wheat with zinc through soil and foliar applications of nitrogen. *Cereal Chemistry*, 87: 1–9.
165. **Kwiatkowski J.** 2006. Ocena jakościowa orzeszków gryki. *Fragm. Agron.*, 1, 107–117.
166. **Kwiatkowski J.** 2008. Wpływ regulatorów dojrzewania na skład chemiczny orzeszków polskich odmian gryki. *Fragm. Agron.*, 1 (97): 210–219.
167. **Kwiatkowski J.** 2010. Agrotechniczne uwarunkowania produkcji gryki (*Fagopyrum esculentum* Moench) o wysokiej wartości technologicznej, odżywczej i reprodukcyjnej orzeszków. *Rozprawy i monografie 153*. Wydawnictwo Uniwersytetu Warmińsko–Mazurskiego, Olsztyn, ss.110.

168. **Kwiatkowski J., Fiedoruk J.** 2009. Cechy morfologiczne, kwitnienie i owocowanie kilku zagranicznych odmian gryki. *Pamiętnik Puławski*, 149, 47–56.
169. **Leytur M., Duarte Vera A.C., Sala A., Giardina B., Di Benedetto A.** 2018. Pot growing media amendment with calcium cyanamide and weed control relationships. *Inter. J of Plant Soil Sci.*, 23, 5, 1–12.
170. **Li J., Chen Q.** 2014. Inheritance of seed protein subunits of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) cultivar Sobano and its homostylous wild type. *The J Agricultural Sci.*, 6, 1–9.
171. **Liszewski M., Chorbiński P., Kozłowska K., Wójcik A.** 2013. Wpływ nawożenia azotem oraz miedzią i manganem na plonowanie gryki. *Fragm. Agron.*, 30(4): 74–83.
172. **Liu J.** 2010. Chapter 80 – Phenylurea Herbicides. [W:] *Handbook of Pesticide Toxicology* (Third Edition). Ed. Robert Krieger, Hayes. Academic Press, 1725–1731.
173. **Lu G.L., Wei W.Y., Li G.P., Xia M., Yang G.F., Zhao Z.Y.** 2006. Observation on long-term field molluscicidal of Rongbao. *Pract. Prev. Med.*, 13, 1462–1465.
174. **Luboiński A.** 2017. Ochrona konwencjonalnych odmian soi (*Glycine max* L.) przed zachwaszczeniem komosą białą (*Chenopodium album* L.) i chwastnicą jednostronną (*Echinochola crus-galli* L.). *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 57(2), 135–140.
175. **Luthar Z., Fabjan P., Mlinaric K.** 2021. Biotechnological Methods for Buckwheat Breeding. *Plants.*, 10(8), 1547, 1–22.
176. **Malencic D., Miladinovic J., Popovic M.** 2008. Effects of linuron and dimethenamid on antioxidant systems in weeds associated with soybean. *Open Life Sci.*, 3, 155–160
177. **Mańkowski J., Pudelko K., Kołodziej J., Karaś T.** 2015. Effect of herbicide on yield and quality of straw and homomorphic fibre in flax (*Linum usitatissimum* L.). *Ind. Crops Prod.*, 70, 185–189.
178. **Martinez–Villaluenga C., Penas E., Hernandez–Ledesma B.** 2020. Pseudocereal grains: nutritional value, health benefits and current applications for the development of gluten-free foods. *Food Chem. Toxicol.*, 137, 111178, 1–26.
179. **Martín–García B., Pasini F., Verardo V., Gomez–Caravaca A.M., Marconi E., Caboni M.F.** 2019. Distribution of free and bound phenolic compounds in buckwheat milling fractions. *Foods*, 8, 670, 1–10.
180. **Matsui K., Nishio T., Tetsuka T.** 2004. Genes outside the S supergene suppress S functions in buckwheat (*Fagopyrum esculentum*). *Ann. Bot.*, 94, 805–809.
181. **Matsui K., Tetsuka T., Hara T., Morishita T.** 2008. Breeding and characterization of a new self-compatible common buckwheat (*Fagopyrum esculentum*) parental line,

- ‘Buckwheat Norin-PL-1’. Bull. Natl. Agric. Res. Center Kyushu Okinawa Region, 49, 11–17.
182. **Matsui K., Tetsuka T., Nishio T., Hara T.** 2003. Heteromorphic incompatibility retained in self-compatible plants produced by a cross between common and wild buckwheat. *New Phytol.*, 159, 701–708.
183. **Matuszczak-Slamani R., Włodarczyk M.** 2017. Wpływ formy użytkowej chlomazonu na wzrost roślin rzepaku. *Acta Agroph.*, 24(3), 475–484.
184. **Matyjaszczyk E.** 2012. Aktualne możliwości wybranych upraw małoobszarowych w Polsce i w innych państwach Unii Europejskiej. *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 52(1), 167–173.
185. **Matyjaszczyk E.** 2013. Dostępność środków ochrony roślin dla upraw małoobszarowych i jej konsekwencje w świetle struktury rolnej w Polsce. *Roczniki Naukowe Stowarzyszenia Ekonomistów Rolnictwa i Agrobiznesu*, 15(2), 215–220.
186. **Matyjaszczyk E.** 2017. Rolnicze uprawy małoobszarowe i możliwości ich ochrony w Polsce i innych państwach członkowskich Unii Europejskiej. *Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Roślin*, 57(3), 25–32.
187. **Matyjaszczyk E., Dobrzański A.** 2015. Ochrona rabarbaru (*Rheum raponticum* L.) przed chwastami w Polsce i innych krajach. *Prog. Plant. Prot./Post. Ochr. Roślin*, 55(4), 466–471.
188. **Matysiak K., Kaczmarek S., Kierzek R.** 2012. Wyciąg z alg morskich *Ecklonia maxima* (Kelpak SL) na rośliny rzepaku ozimego. *Rośliny Olesite – Oilseed Crops*, Tom XXXIII, 82–88.
189. **Matzenbacher F., Kalsing A., Menezes V., Barcelos J., Merotto Junior A.** 2013. Rapid diagnosis of resistance to imidazolinone herbicides in barnyardgrass (*Echinochloa crusgalli*) and control of resistant biotypes with alternative herbicides. *Planta Daninha*, 31, 645–656.
190. **McAdam S. A. M., Susmilch F. C., Brodribb T. J.** 2016. Stomatal responses to vapour pressure deficit are regulated by high speed gene expression in angiosperms. *Plant Cell Environ.*, 39, 485–491.
191. **McMaster G.S., Wilhelm W.W.** 1997. Growing degree-days: one equation, two interpretations. *Agricultural and Forest Meteorology* 87(4), 291–300.
192. **Mebius L.J.** 1960. A rapid method for the determination of organic carbon in soil. *Anal Chim Acta.*, 22, 120–124.

193. **Mendler–Drienyovszki, N., Cal A.J., Dobranszki J.** 2013. Progress and prospects for interspecific hybridization in buckwheat and the genus *Fagopyrum*. *Biotechnol. Adv.*, 31, 1768–1775.
194. **Mizuno N., Yasui Y.** 2019. Gene Flow Signature in the S–Allele Region of Cultivated Buckwheat. *BMC Plant Biol.*, 19, 125, 1–9.
195. **Mukasa Y.** 2011. Studies on new breeding methodologies and variety developments of two buckwheat species (*Fagopyrum esculentum* Moench. and *F. tataricum* Gaertn.). *Res. Bull. NARO Hokkaido Agric. Res. Cent.*, 195, 57–114.
196. **Mukasa Y., Suzuki T., Honda Y.** 2010. A methodology for heterosis breeding of common buckwheat involving the use of the self–compatibility gene derived from *Fagopyrum homotropicum*. *Euphytica*, 172, 207–214.
197. **Mukherjee S., Banerjee S., Saha G.K., Basu P., Aditya G.** 2015. Butterfly diversity in Kolkata, India: An appraisal for conservation management. *J Asia–Pacific Biodiver.*, 3, 210–221.
198. **Nam T.G., Lee S.M., Park J.H., Kim D.O., Baek N.I., Eom S.H.** 2015. Flavonoid analysis of buckwheat sprouts. *Food Chem.*, 170, 97–101.
199. **Nasiłowska S.A., Kubiak K.** 2016. Zmienność wskaźników NDVI oraz NDMI na przykładzie analizy uprawy kukurydzy w Etiopii. *Teledetekcja Środowiska*, 55(2), 15–26.
200. **Norsworthy J.K., Ward S.M., Sha, D.R., Llewellyn R.S., Nichols R.L., Webster T.M., Bradley K.W., Frisvold G., Powles S.B., Burgos N.R.** 2012. Reducing the risks of herbicide resistance: best management practices and recommendations. *Weed Sci.*, 60, 31–62.
201. **Ollivier J., Töwe S., Bannert A., Hai B., Kastl E–M., Meyer A., Su M.X., Kleineidam K., Schloter M.** 2011. Nitrogen turnover in soil and global change: key players of soil nitrogen cycle. *FEMS Microbiol. Ecol.*, 78, 3–16.
202. **Ondreickova K., Gubisova M., Piliarova M., Hornik M., Matusinsky P., Gubis J., Klcova L. Hudcovicova M., Kraic J.** 2019. Responses of rhizosphere fungal communities to the sewage sludge application into the soil. *Microorganisms.*, 7(11), 505, 1–18.
203. **Ondreickova K., Piliarova M., Klcova L., Zofajova A., Gubis J., Hornik M., Gubisova M., Hudcovicova M., Kraic J.** 2021. The impact of sewage sludge on the fungal communities in the rhizosphere and roots of barley and on barley yield. *Open Life Sciences*, 16(1), 210–221.
204. **Papenfus H.B., Stirk W.A., Finnie J.F., Van Staden J.** 2012. Seasonal variation in the polyamines of *Ecklonia maxima*. *Bot. Marina*, 55, 539–546.

205. **Paradikovic N., Teklic T., Zeljkovic S., Lisjak M., Spoljarevic M.** 2018. Biostimulants research in some horticultural plant species – A review. *Food Energy Secur.*, 1–17.
206. **Paton D.** 2020. Normalized difference vegetation index determination in urban areas by full-spectrum photography. *Ecologies*, 1, 22–35.
207. **Peng X, Yang G, Shi Y, Zhou Y, Zhang M, Li S.** 2020. Box–Behnken design based statistical modelling for the extractic and physicochemical properties of pectin from sunflower heads and the comparison with commercial low–metoxyl pectin. *Sci Rep.*, 10(1), 3595, 1–10.
208. **Piao S., Ciais P., Friedlingstein P., Peylin P, Reichstein M., Luysaert S., Margolis H., Fang J., Barr A., Chen A., Grelle A., Hollinger D.Y., Laurila T., Lindroth A., Richardson A.D., Vesala T.** 2008. Net carbon dioxide losses of northern ecosystems in response to autumn warming. *Nature*, 451, 49–52.
209. **Piątkowska E., Witkowicz R., Janeczko Z., Kopeć A., Leszczyńska T., Pisulewska E., Suchecki S.** 2015. Skład podstawowy i właściwości przeciwutleniające liści wybranych odmian gryki zwyczajnej oraz tatarski. *Fragm. Agron.*, 32(1), 92–100.
210. **Piekarczyk M., Wenda–Piesik A., Gałęzewski L., Kotwica K.** 2020. Weed control in legumes with reduced doses of linuron and clomazone. *Acta Sci. Pol. Agricultura*, 19(3), 157–164.
211. **Pietkiewicz S.** 1985. Wskaźnikowa analiza wzrostu roślin. *Wiadomości Botaniczne*, 29(1): 29–42.
212. PN–ISO 11261:2002. Jakość gleby – Oznaczanie azotu ogólnego – Zmodyfikowana metoda Kjeldahla.
213. PN–R–04020:1994/Az1:2004. Analiza chemiczno–rolnicza gleby. Oznaczanie zawartości przyswajalnego magnezu.
214. PN–R–04022:1996/Az1:2002. Analiza chemiczno–rolnicza gleby. Oznaczanie zawartości przyswajalnego potasu w glebach mineralnych.
215. PN–R–04023:1996. Analiza chemiczno–rolnicza gleby. Oznaczanie zawartości przyswajalnego fosforu w glebach mineralnych.
216. **Piotrowski K., Romanowska–Duda Z.** 2018. Positive impact of biostimulators on growth and physiological activity of willow in climate change conditions. *Int. Agrophys.*, 32, 279–286.
217. **Podolska G.** 2006. Plonowanie gryki w zależności od rodzaju pielęgnacji. *Fragm. Agron.*, 1(89), 161–173.

218. **Podolska G.** 2011. Wpływ nawożenia azotem na plonowanie i cechy struktury plonu gryki odmiany Kora. *Pol. J. Agron.*, 6, 38–43.
219. **Podolska G.** 2014. Efektywność i fitotoksyczność herbicydów w zasiewach gryki zwyczajnej odmiany Kora. *Pol. J. Agron.*, 19, 17–24.
220. **Podolska G., Górecka D., Russel H., Dziedzic K., Boguszewska E.** 2019. Abiotic stress affects the yield and nutrients of buckwheat. *Zemdirbyste–Agriculture*, 106 (3), 233–240.
221. **Podolska G., Gujska E., Klepacka, J., Aleksandrowicz E.** 2021. Bioactive compounds in different buckwheat species. *Plants*, 10, 961, 1–13.
222. **Przybysz A., Gawrońska H., Gajc–Wolska J.** 2014. Biological mode of action of nitrophenolates–based biostimulant: case of study. *Front. Plant Sci.*, 5:713, 1–15.
223. **Przybysz A., Gawrońska H., Kowalkowski Ł., Szalacha E., Gawroński S.W.** 2016. The biostimulant Asahi SL protects the growth of *Arabidopsis thaliana* L. plants when cadmium is present. *Acta Sci. Pol. Hortorum Cultus*, 15(6), 37–48.
224. **Przybysz A., Wrochna M., Słowiński A., Gawrońska H.** 2010. Stymulatory effect of Asahi SL on selected plant species. *Acta Sci. Pol., Hortorum Cultus*, 9(2), 53–64.
225. **Ptak E.** 1987. Analiza krzywych wzrostu mieszkańców różnych odmian bydlą fryzyskiego. Rozprawa doktorska, AR Kraków, ss. 94.
226. **PTG.** 2009. Klasyfikacja uziarnienia gleb i utworów mineralnych – PTG 2008. *Roczniki Gleboznawcze*, 60(2), 5–16.
227. **Qadeer U., Ahmed M., Hassan F., Akmal M.** 2019. Impact of nitrogen addition on physiological, crop total nitrogen, efficiencies and agronomic traits of the wheat crop under rainfed conditions. *Sustainability*, 11, 6486, 1–21.
228. **Racys J., Montviliene R.** 2005. Effect of bees–pollinators in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) crops. *J Apic Sci.*, 49(1), 47–51.
229. **Rademacher W.** 2000. Growth retardants: effects on gibberellin biosynthesis and other metabolic pathways. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol.*, 51, 501–531.
230. **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. *S. Afr. J. Bot.*, 75, 351–355.
231. **Read P.E., Hoysler V.C.** 1969. Stimulation and retardation of adventitious root formation by application of B–Nine and cycocel. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.*, 94, 314–316.
232. Rejestr środków ochrony roślin dopuszczonych do obrotu i stosowania. 2022: Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi. [<https://www.gov.pl/web/rolnictwo/rejestr-rodkow-ochrony-roslin>], (data dostępu online 13.01.2022).

233. **Rengasamy K.R.R., Kulkarni M.G., Stirk W.A., Van Staden J.** 2015. Eckol—a new plant growth stimulant from the brown seaweed *Ecklonia maxima*. *J Appl Phycol*, 27, 581–587.
234. **Robak J., Czubatka A., Czajka A.** 2014. Integrowana ochrona roślin kapustowatych przed kiłą (*Plasmodiophora brassicae*). *Prog. Plant Protect./Post.Ochr. Roślin*, 54(1), 19–24.
235. **Romanova O., Koshkin V.** 2010. Photoperiod response of landraces and improved varieties of buckwheat from Russia and from the main buckwheat cultivating countries. *Europ. J Plant Sci. and Biotech.*, 4 (Special Issue 1), 123–127.
236. **Rose N.R., Woon E.C., Tumber A., Walport L.J., Chowdhury R., Li X.S., King O.N.F., Lejeune C., Ng C.C., Kawamura A.** 2012. Plant growth regulator daminozide is a selective inhibitor of human KDM2/7 histone demethylases. *J. Med. Chem.*, 55, 6639–6643.
237. **Rouphael Y., Colla G.** 2020. Editorial: Biostimulants in agriculture. *Front. Plant Sci.*, 11, 40, 1–7.
238. **Rouse J.W., Haas R.H., Schell J.A., Deering D.W.** 1973. Monitoring vegetation systems in the Great Plains with ERTS. [W:] In 3rd ERTS Symposium. NASA SP–351 I, 309–317.
239. Rozporządzenie Wykonawcze Komisji (UE) 2017/244 z dnia 10 lutego 2017 r. w sprawie nieodnowienia zatwierdzenia substancji czynnej linuron, zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1107/2009 dotyczącym wprowadzania do obrotu środków ochrony roślin, oraz w sprawie zmiany załącznika do rozporządzenia wykonawczego Komisji (UE) nr 540/2011.
240. **Rudnicki F.** 1995. Porównanie reakcji jęczmienia jarego i owsa na warunki opadowo–termiczne. *Fragm. Agron.*, 12(3), 21–32.
241. **Ruszkowski M.** 1986. Technologia produkcji gryki. Materiały szkoleniowe, Wyd. IUNG Puławy 5, ss. 101.
242. **Ruszkowski M., Noworolnik K.** 1994. Gryka. Zalecenia agrotechniczne. Technologie uprawy roślin. Wyd. IUNG Puławy, ser. P (56/10), 3–19.
243. **Sabatino L., Iapichino G., La Bella S., Tuttolomondo T., D’Anna F., Cardarelli M., Consentino B.B., Rouphael Y.** 2020. An appraisal of calcium cyanamide as alternative N source for spring–summer and fall season curly endive crops: effects on crop performance, NUE and functional quality components. *Agronomy*, 10, 1357, 1–15.
244. **Sadowski J., Kucharski M., Wujek B.** 2012. Wpływ typu gleby na rozkład metazachloru. *Prog. Plant Protect./Post. Ochr. Roślin.*, 52(2), 437–440.

245. **Salachna P., Zawadzińska A.** 2017. Effect of daminozide and flurprimidol on growth, flowering and bulb yield of *Eucomis autumnalis* (Mill.). Chitt. Folia Hort., 29(1), 33–38.
246. **Sanchez–Camazano M., Sanchez–Martin M.J., Delgado–Pascual R.** 2000. Adsorption and mobility of linuron in soils as influenced by soil properties, organic amendments and surfactants. J. Agric. Food Chem., 48, 3018–3026.
247. **Sangma S., Chrungoo, N.** 2010. Buckwheat gene pool: potentialities and drawbacks for use in crop improvement programmes. Eur. J. Plant Sci. Biotechnol., 4, 45–50.
248. **Satrapova J., Hyvonen T., Venclova V., Soukup J.** 2013. Growth and reproductive characteristics of C4 weeds under climatic conditions of the Czech Republic. Plant, Soil Environ., 59, 309–315.
249. **Schulte auf'm Erley G., Kaul H.P., Kruse M., Aufhammer W.** 2005. Yield and nitrogen utilization efficiency of the pseudocereals amaranth, quinoa, and buckwheat under differing nitrogen fertilization. Europ. J. Agronomy, 22, 95–100.
250. **Sekutowski T., Bortniak M.** 2009. Ocena przydatności *Fagopyrum esculentum* jako fitodetektora w wykrywaniu pozostałości herbicydów w glebie. Pamiętnik Puławski, 149, 65–72.
251. **Shi K., Wang L., Zhou V.H., Yu Y.L., Yu J.Q.** 2009. Effects of calcium cyanamide on soil microbial communities and *Fusarium oxysporum* f. sp. *Cucumberinum*. Chemosphere, 75, 872–877.
252. **Sikkema P. H., Robinson D.E., Nurse R.E., Soltani N.** 2008. Pre-emergence herbicides for potential use in pinto and small red mexican bean (*Phaseolus vulgaris*) production. Crop Protection, 27(1), 124–129.
253. **Skowera B.** 2014. Zmiany warunków hydrotermicznych na obszarze Polski (1971–2010). Fragm. Agron., 31(2), 74–87.
254. **Skrabanja V., Kreft I.** 1998. Resistant starch formation following autoclaving of buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) groats. An in vitro study. J. Agric. Food Chem., 46, 2020–2023
255. **Skrabanja V., Kreft I., Golob T., Modic M., Ikeda S., Ikeda K., Kreft S., Bonafaccia G., Knapp M., Kosmelj K.** 2004. Nutrient content in buckwheat milling fractions. Cereal Chem., 81, 172–176.
256. **Słomka A., Michno K., Dubert F., Dziurka M., Kopeć P., Płażek A.** 2017. Embryological background of low seed set in distylous common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) with biased morph ratios, and biostimulant-induced improvement of it. Crop & Pasture Sci., 68, 680–690.

257. **Small E.** 2017. Buckwheat—The World's most biodiversity-friendly crop?. *Biodiversity*, 18, 108–123.
258. **Snel J.F.H., Vos J.H., Gylstra R., Brock T.C.M.** 1998. Inhibition of photosystem II (PS II) electron transport as a convenient endpoint to assess stress of the herbicide linuron on freshwater plants. *Aquatic Ecology*, 32, 113–123.
259. **Sobiech Ł., Idziak R., Skrzypczak G., Szulc P., Grzanka M.** 2018. Bioróżnorodność zachwaszczenia w uprawie kukurydzy na glebie płowej. *Prog. Plant Protect./Post. Ochr. Roślin*, 58 (4), 282–287.
260. **Sobisz Z., Kaczmarek S.** 2010. Migracja gatunków psammofilnych do upraw *Fagopyrum esculentum* Moench we wschodniej części Pojezierza Zachodniopomorskiego. *Fragm. Agron.*, 27(2), 145–155.
261. **Soltani N., Nurse R., Shropshire Ch., Sikkema P.** 2011. Weed management in cranberry bean with linuron. *Canad. J Plant Sci.*, 91(5), 881–888.
262. **Soltys D., Bogatek R., Gniazdowskas A.** 2012. Phytotoxic effects of cyanamide on seed germination and seedling growth of weed and crop species. *Acta Biol. Cracov.*, 54(2), 87–92.
263. **Song L., Zhu J., Yan Q., Li M., Yu G.** 2015. Comparison of intrinsic water use efficiency between different aged *Pinus sylvestris* var. *mongolica* wide windbreaks in semiarid sandy land of northern China. *Agroforest. Syst.*, 89, 477–489.
264. **Sowinski J., Szyszkowska A., Bodarski R.** 2010. Fitotoksyczność linuronu w uprawie współrzędnej kukurydzy z soją pastewną. *Prog. Plant Protect./Post. Ochr. Roślin*, 50(1), 317–321.
265. **Stachniuk A., Szmagara A., Czeczko R., Fornal E.** 2017. LC–MS/MS determination of pesticide residues in fruits and vegetables. *J. Environ. Sci. Health. B – Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 52, 446–457.
266. **Steadman K.J., Burgoon M.S., Lewis B.A., Edwardson S.E., Obendorf R.L.** 2001. Buckwheat seed milling fraction: description, macronutrient composition and dietary fibre. *J. Cereal Sci.*, 33, 271–278.
267. **Stirk W.A., Tarkowska D., Turecova V., Strnad M., Van Staden J.** 2014. Abscisic acid, gibberellins and brassinosteroids in Kelpak®, a commercial seaweed extract made from *Ecklonia maxima*. *J. Appl. Phycol.*, 26, 561–567.
268. **Sturm D.J., Peteinatos G., Gerhards R.** 2018. Contribution of allelopathic effects to the overall weed suppression by different cover crops. *Europ. Weed Res. Soc.*, 58, 331–337.

269. **Suchecki S.** 2012. Ocena przydatności wybranych odmian gryki *Fagopyrum esculentum* Moench. *Annales UMCS Sectio EEE*, vol. XXII(3), 29–33.
270. **Sugimoto H., Sato T.** 2000. Effects of excessive soil moisture at different growth stages on seed yield of summer buckwheat. *Jap. J Crop Sci.*, 69, 189–193.
271. **Suk J., Jursik M., Suchanova M., Schusterova D., Hamouzova K.** 2018. Dynamics of herbicide degradation in cauliflower. *Plant. Soil Environ.*, 64, 551–556,
272. **Suwara I., Stępień W., Tymińska A., Prusak K.** 2016. Wpływ wieloletniego nawożenia mineralnego i zmianowania na zachwaszczenie pszenżyta ozimego. *Fragm. Agronom.*, 33(3), 107–116.
273. **Suzuki T., Morishita T., Noda T., Ishiguro K., Otsuka S., Katsu K.** 2021. Breeding of buckwheat to reduce bitterness and rutin hydrolysis. *Plants*, 10, 791, 1–8.
274. **Suzuki, T., Mukasa, Y., Morishita, T., Takigawa, S., Noda, T.** 2012. Traits of shattering resistant buckwheat “W/SK86GF”. *Breed. Sci.*, 62, 360–364.
275. **Swarcewicz M., Gregorczyk A., Sobczak J.** 2013. Comparison of linuron degradation in the presence of pesticide mixtures in soil under laboratory conditions. *Environ. Monit. Assess.*, 185(10), 8109–8114.
276. **Swarcewicz M., Gregorczyk A.** 2012. The effects of pesticide mixtures on degradation of pendimethalin in soils. *Environ. Monit. Assess.*, 184, 3077–3084.
277. **Systematyka gleb Polski.** 2011. *Roczniki gleboznawcze – Soil Science Annual.* 62, 3, Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Warszawa, ss. 197.
278. **Sytar O., Klaudia Bruckova K., Kovar M., Zivcak M., Hemmerich I., Brestic M.** 2017. Nondestructive detection and biochemical quantification of buckwheat leaves using visible (VIS) and near-infrared (NIR) hyperspectral reflectance imaging. *J Central Europ. Agricul.*, 18(4), 864–878.
279. **Szczukowski S., Tworkowski J., Kwiatkowski J.** 2001. Reakcje odległych genetycznie odmian gryki na herbicydy. *Zesz. Nauk. Ar w Krakowie, Sesja Naukowa*, 85, 109–118.
280. **Sztencel I., Żelawski W.** 1984. Modele matematyczne najczęściej stosowane w analizie wzrostu żywych organizmów. *Wiad. Bot.*, 28, 211–226.
281. **Tanetani Y., Fujioka T., Kaku K., Shimizu T.** 2011. Studies on the inhibition of plant very-long-chain fatty acid elongase by a novel herbicide, pyroxasulfone. *J Pest. Sci.*, 36(2), 221–228.
282. **Tibco.** 2020. <https://community.tibco.com/wiki/tibco-statistica-design-experiments#toc-5> (data dostępu online 14 marca 2020).

283. **Tekindal M.A., Bayrak H., Ozkaya B., Genc Y.** 2012. Box–Behnken experimental design in factorial experiments: the importance of bread for nutrition and health. *Turkish J Field Crops.*, 17(2), 115–123.
284. **Tobiasz–Salach R., Krochmal–Marczak B., Bobrecka–Jarmo D.** 2018. Ocena wpływu nawożenia dolistnego na plonowanie i skład chemiczny nasion gryki (*Fagopyrum esculentum* Moench). *Fragm. Agron.*, 35(1), 106–114.
285. **Tomco P.L., Holstege D.M., Zou W., Tjeerfema R.S.** 2010. Microbial degradation of clomazone under simulated California rice field conditions. *J Agric. Food Chem.*, 58(6), 3674–3680.
286. **Tomco P.L., Tjeerdema R.S.** 2012. Phytolytic versus microbial degradation of clomazone in flooded California rice field soil. *Pest. Mang. Sci.*, 68, 1141–1147.
287. **Tuhy L., Chowańska J., W. Chojnacka K.** 2013. Seaweed extracts as biostimulants of plant growth: Review. *Chemik*, 67, 636–641.
288. **Uddling J., Gelang–Alfredsson J., Piikki K., Pleijel H.** 2007. Evaluating the relationship between leaf chlorophyll concentration and SPAD–502 chlorophyll meter readings. *Photosynth Res.*, 91(1), 37–46.
289. **Ushijima K., Nakano R., Bando M., Shigezane Y., Ikeda K., Namba Y., Kume S., Kitabata T., Mori H., Kubo Y.** 2012. Isolation of the floral morph–related genes in heterostylous flax (*Linum grandiflorum*): the genetic polymorphism and the transcriptional and post–transcriptional regulations of the S locus. *Plant J.*, 69, 317–331.
290. **Verardo V., Arráez–Román D., Segura–Carretero A., Marconi E., Fernández–Gutiérrez A., Caboni M.F.** 2011. Determination of free and bound phenolic compounds in buckwheat spaghetti by RP–HPLC–ESI–TOF–MS: Effect of thermal processing from farm to fork. *J. Agric. Food Chem.*, 59, 7700–7707.
291. **Vercampt H., Koleva L., Vassilev A., Vangronsveld J., Cuypers A.** 2017. Short–term phytotoxicity in *Brassica napus* (L.) in response to pre–emergently applied metazachlor: a microcosm study. *Environ. Toxicol. Chem.*, 36(1), 59–70.
292. **Veuger B., Pitcher A., Schouten S., Sinninghe Damsté J.S., Middelburg J.J.** 2013. Nitrification and growth of autotrophic nitrifying bacteria and *Thaumarchaeota* in the coastal North Sea. *Biogeosciences.*, 10, 1775–1785.
293. **Vijayanand N., Ramya S.S., Rathinavel S.** 2014. Potential of liquid extracts of *Sargassum wightii* on growth, biochemical and yield parameters of cluster bean plant. *Asian Pac. J. Reprod.*, 3(2), 150–155.

294. **Vollmannova A., Musilova J., Lidikova J., Arvay J., Snirc M., Toth T., Bojnanska T., CiCova I., Kreft I., Germ M.** 2021. Concentrations of phenolic acids are differently genetically determined in leaves, flowers, and grain of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench). *Plants*, 10, 1142, 1–13.
295. **Wang Y., Scarth R., Campbell C.G.** 2005. Inheritance of seed shattering in interspecific hybrids between *Fagopyrum esculentum* and *F. homotropicum*. *Crop Sci.*, 45, 693–697
296. **Wei W., Zhu H., Liu Z., Lv G., Ding L., Gu J.** 2009. Effect of calcium cyanamide on killing eggs of *Schistodoma japonicum* and maggots. *Chin. J of Schistosomiasis Control.*, 21, 127–129.
297. **Wei, Y., Hu, X., Zhang, G., Ouyang, S.** 2003. Studies on the amino acid and mineral content of buckwheat protein fractions. *Nahrung/Food*, 47, 114–116.
298. **Weiner J.** 2009. *Życie i ewolucja biosfery*. Wydawnictwo PWN, Warszawa, 1–591.
299. **Wesołowski M., Cierpiała R.** 2010. Wpływ niektórych herbicydów na plonowanie gryki. *Annales UMCS Sectio E*, vol. LXV(1), 43–55.
300. **Wijngaard H.H., Arendt E.K.** 2006. Buckwheat: Review. *Cereal Chem.*, 83(4): 391–401.
301. **Wilmowicz E., Marciniak K., Kućko A., Kopcewicz J.** 2016. Hormonalna regulacja procesów ontogenetycznych u roślin. *Zarządzanie Ochroną Przyrody w Lasach*, 10, 84–100.
302. **Witkowicz R.** 2010. How do mineral fertilization and plant growth regulators affect field and morphology of naked oat ? *Comm. Biometr. Crop Sci.*, 5(2), 96–107.
303. **Witkowicz R.** 2012. Wpływ zabiegów agrotechnicznych na plon, morfologię i wzrost owsa nagoziarnistego (*Avena sativa* L.). *Zeszyty Naukowe Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie* 492. *Rozprawy. Zeszyt 369*, ss. 154.
304. **Witkowicz R., Antonkiewicz A., Pisulewska E., Bogocz D.** 2015. The impact of agronomic factors on the content of selected microelements in naked oat (*Avena sativa* var. *nuda*) grain. *Ecol Chem Eng A.*, 22(2), 239–250.
305. **Witkowicz R., Biel W., Chłopicka J., Galanty A., Gleń–Karolczyk K., Skrzypek E., Krupa M.** 2019. Biostimulants and Microorganisms Boost the Nutritional Composition of Buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) Sprouts. *Agronomy* 9(8), 469, 1–14.
306. **Witkowicz R., Biel W., Skrzypek E., Chłopicka J., Gleń–Karolczyk K., Krupa M., Prochownik E., Galanty A.** 2020. Microorganisms and biostimulants impact on the antioxidant activity of buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) sprouts. *Antioxidants* 9. 584, 1–19.

307. **Witkowicz R., Gleń–Karolczyk K., Biel W., Chłopicka J., Galanty A., Skrzypek E., Krupa M.** 2016. Sprawozdanie merytoryczne z realizacji zadania na rzecz rolnictwa ekologicznego. Metody zaprawiania nasion metodami ekologicznymi: Wpływ biopreparatów na plonowanie, zdrowotność, i jakość surowców pozyskiwanych z roślin gryki (*Fagopyrum esculentum* Moench). Numer zadania 7104 (na podstawie § 8ust. 1, ust. 2, pkt 1 i ust. 10 rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 29 lipca 2015r. w sprawie stawek dotacji przedmiotowych dla różnych podmiotów wykonujących zadania na rzecz rolnictwa (Dz. U. poz. 1170)).
308. **Witkowicz R., Gleń–Karolczyk K., Biel W., Chłopicka J., Galanty A., Skrzypek E., Krupa M.** 2017. Sprawozdanie merytoryczne z realizacji zadania na rzecz rolnictwa ekologicznego. Wpływ biopreparatów na plonowanie, zdrowotność i jakość surowców pozyskiwanych z roślin gryki (*Fagopyrum esculentum* Moench) oraz na żyzność i aktywność biologiczną gleby. Numer zadania 7104 (na podstawie § 8ust. 1, ust. 2, pkt 1 i ust. 10 rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 29 lipca 2015r. w sprawie stawek dotacji przedmiotowych dla różnych podmiotów wykonujących zadania na rzecz rolnictwa (Dz. U. poz. 1170))
309. **Witkowicz R., Lepiarczyk A., Pisulewska E.** 2009. Ocena plonowania różnych form owsa. *Fragm. Agron.*, 26(2), 165–175
310. **Witkowicz R., Pisulewska E., Poradowski R.** 2007. Plonowanie i elementy struktury ziarna owsa nagoziarnistego odmiany akt w różnych warunkach siedliska. *Acta Agr. Silv.*, ser. Agraria, 50, 3–13.
311. **Włodarczyk M.** 2014. Influence of formulation on mobility of metazachlor in soil. *Environ. Monit. Assess.*, 186, 3503–3509.
312. **Włodarczyk M., Siwek H.** 2016. Influence of formulation on mobility of clomazone in soil. *Bull Environ. Contam. Toxicol.*, 97, 582–587.
313. **Wolińska J., Woliński J., Wyrzykowska M.** 2006. Zmienność i współzależność niektórych cech plonotwórczych gryki. *Biul. IHAR*, 240/241, 290–305.
314. **Woo S.H., Kamal A.H.M., Tatsuro S., Campbell C.G., Adachi T., Yun Y.H., Choi J.S.** 2010. Buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench): Concepts, prospects and potential. *Europ. J Plant Sci. Biotechnol.*, 4,1–16.
315. **Woo S.H., Roy S.K., Kwon S.J., Woo Cho S., Kim H.H.** 2018. Chapter twenty four – Interspecific crosses between *Fagopyrum cymosum* and other species through embryo culture techniques. [W:] Buckwheat germplasm in the world. Red. Meiliang Zhou, Ivan Kreft, Galina Suvorova, Yu Tang, Sun Hee Woo. Academic Press, 249–258.

316. **Woźnica Z.** 2012. Herbologia. Podstawy biologii, ekologii i zwalczania chwastów. PWRL Poznań: ss. 432.
317. **Wrochna M., Łata B., Borkowska B., Gawrońska H.** 2008. Effect of Asahi SL biostimulator on ornamental amaranth (*Amaranthus* spp.) plants exposed to salinity in growing medium. [W:] Monographs series: Biostimulators in modern agriculture, ornamental and special plants. Red. Ł. Łukaszevska. Wieś Jutra, Warszawa, 15–32.
318. **Wróbel J., Woźniak A.** 2008. The effect of Atonik plant growth stimulator, applied by different methods, on the physiological activity and yield of common osier (*Salix viminalis* L.). [W:] Book of Abstracts from the Conference: “Biostimulators in modern agriculture” 7–8 February 2008, Warsaw, Poland, 86.
319. **Yakhin O.I., Lubyantov A.A., Yakhin I.A., Brown P.H.** 2017. Biostimulants in plant science: A global perspective. *Front. Plant Sci.*, 7, 1–30.
320. **Yasui, Y., Hirakawa, H., Ueno, M., Matsui, K., Katsube–Tanaka, T., Yang, S.J., Aii J., Sato S., Mori M.** 2016. Assembly of the draft genome of buckwheat and its applications in identifying agronomically useful genes. *DNA Research*, 1–10.
321. **Yilmaz H. Ö., Ayhan N.Y., Meriç Ç.S.** 2020. Buckwheat: A useful food and its effects on human health”, *Current Nutr. & Food Sci.*, 16(1), 29–34.
322. **Zalewska M., Tukaj Z.** 2019. Biochemiczne i fizjologiczne aspekty rozkładu barwników chlorofilowych. *Postępy Biochemii*, 65(2), 129–137.
323. **Zaluski D. Gołaszewski J. Stawiana–Kosiorek A., Zaręba A.** 2006. Układy czynnikowe pełne i frakcyjne w praktyce doświadczalnictwa polowego. *Postępy Nauk Rolniczych*, 1, 39–47.
324. **Zarzecka K., Gugala M., Mystkowska I.** 2015. Wartość odżywcza i prozdrowotna gryki siewnej. *Probl. Hig. Epidemiol.*, 96(2), 410–413.
325. **Zarzecka K., Gugala M., Mystkowska I.** 2015. Wartość odżywcza i prozdrowotna gryki siewnej. *Probl. Hig. Epidemiol.*, 96(2), 410–413.
326. **Zermeño–Gonzales A., López–Rodríguez B., Melendres–Alvarez A., Ramírez–Rodríguez H., Cárdenas–Palomo J., Munguía–López J.** 2015. Seaweed extract and its relation to photosynthesis and yield of a grapevine plantation. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. Pub. Esp.* 12, 437–446.
327. **Zheng Y., Li F., Hao L., Yu J., Guo L., Zhou H., Ma Ch., Zhang X., Xu M.** 2019. Elevated CO₂ concentration induces photosynthetic down–regulation with changes in leaf structure, non–structural carbohydrates and nitrogen content of soybean. *BMC Plant Biol.*, 19, 255, 1–18.

328. **Zielińska D., Turemko, M., Kwiatkowski J., Zieliński H.** 2012. Evaluation of flavonoid contents and antioxidant capacity of the aerial parts of common and tartary buckwheat plants. *Molecules*, 17, 9668–9682, 1–15,
329. **Ziernicka–Wojtaszek A.** 2020. Pluviothermal conditions pertaining to vegetation of key crops in southeast Poland 1901–2010. *App. Ecology Environ. Res.*, 18(1), 839–848.
330. **Zodape S.T., Mukhopadhyay S., Eswaran K., Reddy M.P., Chikara, J.** 2010. Enhanced yield and nutritional quality in green gram (*Phaseolus radiata* L.) treated with seaweed (*Kappaphycus alvarezii*) extract. *J. Sci. Ind. Res.*, 69, 468–471.

Spis tabel i rycin

Spis tabel:

Tabela 1. Czynniki badawcze i ich poziomy.....	21
Tabela 2. Fenologia gryki.....	24
Tabela 3. Właściwości fizyczne i chemiczne gleby w Prusach.....	29
Tabela 4. Opady i średnia temperatura powietrza oraz wskaźnik Sielianiowa.....	31
Tabela 5. Plon orzeszków gryki i elementy plonowania.....	39
Tabela 6. Parametry biometryczne roślin gryki.....	53
Tabela 7. Parametry architektury łanu gryki.....	80
Tabela 8. Parametry wymiany gazowej roślin gryki.....	102
Tabela 9. Liczebność i sucha masa flory segetalnej.....	119
Tabela 10. Obsada chwastów dominujących w agrocenozie w zależności od zastosowanej metody regulacji zachwaszczenia.....	121
Tabela 11. Bioróżnorodność i liczebność flory segetalnej.....	125
Tabela. A1. Parametry biometryczne roślin w wybranych fazach rozwojowych gryki.....	170
Tabela. A2. Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny i liczba liści na roślinie w wybranych fazach ontogenezy.....	171

Spis rycin:

Ryc. 1. Warunki hydrotermiczne w Prusach w latach badań.....	32
Ryc. 2. Plon orzeszków badanych odmian gryki w latach.....	40
Ryc. 3. Plon orzeszków gryki po zastosowaniu herbicydów w latach.....	41
Ryc. 4. Plon orzeszków gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego i biostymulatorów.....	42
Ryc. 5. Plon orzeszków gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	43
Ryc. 6. Powschodowa obsada roślin badanych odmian gryki w latach.....	44
Ryc. 7. Powschodowa obsada roślin badanych odmian gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego.....	45

Ryc. 8. Liczba nasion wykształconych przez rośliny gryki nawożone różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów.....	46
Ryc. 9. Masa tysiąca nasion odmian gryki w latach.....	47
Ryc. 10. Masa tysiąca nasion gryki nawożonej różnymi formami azotu nawozowego w latach.....	48
Ryc. 11. Sucha masa roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu.....	54
Ryc. 12. Sucha masa roślin badanych odmian gryki traktowanych biostymulatorami.....	55
Ryc. 13. Sucha masa roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów.....	56
Ryc. 14. Sucha masa roślin gryki po zastosowaniu herbicydów i biostymulatorów.....	57
Ryc. 15. Wysokość roślin badanych odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu.....	58
Ryc. 16. Wysokość roślin gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego i herbicydów.....	59
Ryc.17. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki w latach.....	61
Ryc. 18. Sucha masa roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach.....	62
Ryc. 19. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach.....	63
Ryc. 20. Liczba liści na roślinach gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach.....	64
Ryc. 21. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny badanych odmian gryki.....	65
Ryc. 22. Sucha masa roślin badanych odmian gryki w wybranych fazach rozwojowych..	66
Ryc. 23. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin odmian gryki w wybranych fazach rozwojowych.....	67
Ryc. 24. Dynamika gromadzenia suchej masy przez rośliny gryki nawożone różnymi formami azotu nawozowego.....	68
Ryc. 25. Sucha masa roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu w wybranych fazach rozwojowych.....	69
Ryc. 26. Powierzchnia asymilacyjna liści roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu w wybranych fazach rozwojowych.....	70
Ryc. 27. Dynamika gromadzenia suchej masy przez chemicznie chronione rośliny gryki.....	71
Ryc. 28. Powierzchnia asymilacyjna liści chronionych chemicznie roślin gryki w wybranych fazach rozwojowych.....	72

Ryc. 29. Liczba liści na chemicznie chronionych roślinach gryki w wybranych fazach rozwojowych.....	73
Ryc. 30. Dynamika gromadzenia suchej masy przez potraktowane biostymulatorami rośliny gryki.....	74
Ryc. 31. Sucha masa roślin traktowanych biostymulatorami w wybranych fazach rozwojowych.....	75
Ryc. 32. Liczba liści na roślinach gryki po zastosowaniu biostymulatorów w wybranych fazach rozwojowych.....	76
Ryc. 33. LAI łanów w analizowanych fazach rozwojowych gryki w latach badań.....	81
Ryc. 34. LAI łanów gryki po zastosowaniu biostymulatorów w latach.....	82
Ryc. 35. LAI łanów gryki w analizowanych fazach rozwojowych po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego.....	83
Ryc. 36. LAI łanów gryki chronionych chemicznie w wybranych fazach rozwojowych.....	84
Ryc. 37. LAI łanów badanych odmian gryki po zastosowaniu biostymulatorów.....	85
Ryc. 38. LAI łanów gryki nawożonych różnymi formami azotu i po zastosowaniu biostymulatorów.....	86
Ryc. 39. SPAD w wybranych fazach rozwojowych gryki w latach badań.....	87
Ryc. 40. SPAD w latach badań po zastosowaniu różnych form azotu.....	88
Ryc. 41. SPAD w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów.....	89
Ryc. 42. SPAD odmian gryki nawożonych różnymi formami azotu.....	90
Ryc. 43. SPAD roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	91
Ryc. 44. NDVI łanów gryki w wybranych fazach rozwojowych w latach badań.....	92
Ryc. 45. NDVI łanów odmian gryki w latach.....	93
Ryc. 46. NDVI łanów gryki w wybranych fazach rozwojowych po zastosowaniu biostymulatorów.....	94
Ryc. 47. NDVI różnie nawożonych łanów gryki po zastosowaniu biostymulatorów.....	95
Ryc. 48. NDVI łanów gryki po zastosowaniu herbicydów i biostymulatorów.....	96
Ryc. 49. Przewodnictwo szparkowe liści gryki w poszczególnych latach badań po zastosowaniu herbicydów.....	103
Ryc. 50. Przewodnictwo szparkowe gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	104
Ryc. 51. Stężenia CO ₂ w przestworach międzykomórkowych liści gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	105

Ryc. 52. Intensywność fotosyntezy roślin gryki w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów.....	106
Ryc. 53. Intensywność transpiracji roślin gryki w latach badań po zastosowaniu herbicydów.....	107
Ryc. 54. Intensywność transpiracji roślin badanych odmian gryki po zastosowaniu różnych form azotu nawozowego.....	108
Ryc. 55. Intensywność transpiracji roślin badanych odmian gryki po zastosowaniu biostymulatorów.....	109
Ryc. 56. Intensywność transpiracji liści gryki chronionej chemicznie i nawożonej różnymi formami azotu nawozowego.....	110
Ryc. 57. Intensywność transpiracji roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów.....	111
Ryc. 58. Transpiracja roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	112
Ryc. 59. WUE roślin gryki w latach badań po zastosowaniu biostymulatorów.....	113
Ryc. 60. WUE roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu herbicydów.....	114
Ryc. 61. WUE roślin gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego po zastosowaniu biostymulatorów.....	115
Ryc. 62. WUE roślin gryki po zastosowaniu herbicydów oraz biostymulatorów.....	116
Ryc. 63. Liczebność chwastów jednoliściennych w latach badań po zastosowaniu herbicydów.....	122
Ryc. 64. Liczebność chwastów dwuliściennych w latach badań po zastosowaniu herbicydów.....	123
Ryc. 65. Wartości wskaźnika dominacji Simpsona flory segetalnej łąnów gryki nawożonych różnymi formami azotu nawozowego oraz chronionych chemicznie	126

ANEKS

Tabela A1. Parametry biometryczne roślin w wybranych fazach rozwojowych gryki

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniiowy	Kwadratowy
BBCH 20-29					
Sucha masa rośliny [g]					
Rok	0,84	1,10	0,83	0,831	0,000
Odmiana	0,96	0,93	0,97	0,732	0,718
Nawożenie	1,00	0,95	0,88	0,029	0,365
Herbicyd	0,97	0,94	0,94	0,482	0,481
Biostymulator	0,90	0,94	0,96	0,062	0,182
Wysokość rośliny [cm]					
Rok	33,4	30,4	41,2	0,000	0,000
Odmiana	33,8	34,0	36,1	0,000	0,017
Nawożenie	36,4	34,2	33,1	0,000	0,444
Herbicyd	35,9	33,7	34,6	0,056	0,004
Biostymulator	32,2	35,0	34,6	0,128	0,744
BBCH 50-59					
Sucha masa rośliny [g]					
Rok	3,77	2,78	2,56	0,035	0,187
Odmiana	2,97	2,92	3,32	0,238	0,543
Nawożenie	2,78	2,86	3,60	0,510	0,038
Herbicyd	2,87	2,92	3,20	0,120	0,765
Biostymulator	3,38	3,09	2,70	0,965	0,276
Wysokość rośliny [cm]					
Rok	90,0	90,2	86,4	0,035	0,187
Odmiana	87,7	88,4	90,9	0,238	0,543
Nawożenie	88,4	90,2	87,0	0,510	0,038
Herbicyd	90,9	88,3	87,7	0,120	0,765
Biostymulator	86,8	89,0	89,5	0,965	0,276
BBCH 60-69					
Sucha masa rośliny [g]					
Rok	4,87	3,21	3,85	0,033	0,003
Odmiana	3,78	4,00	4,11	0,361	0,817
Nawożenie	3,66	4,16	3,96	0,723	0,196
Herbicyd	4,16	3,70	4,28	0,997	0,831
Biostymulator	4,05	4,04	3,73	0,471	0,532
Wysokość rośliny [cm]					
Rok	110,7	113,8	107,3	0,055	0,007
Odmiana	110,1	111,8	109,0	0,469	0,649
Nawożenie	113,0	111,5	106,6	0,006	0,518
Herbicyd	113,3	109,2	110,4	0,171	0,431
Biostymulator	110,0	110,0	112,7	0,668	0,468

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Tabela A2. Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny i liczba liści na roślinie w wybranych fazach ontogenezy

Czynnik	Poziom czynnika			Poziom istotności dla efektu*	
	Niski	Średni	Wysoki	Liniowy	Kwadratowy
BBCH 20-29					
Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny [cm ²]					
Rok	117,9	128,0	119,6	0,939	0,046
Odmiana	115,6	128,9	116,6	0,569	0,007
Nawożenie	130,5	122,9	115,1	0,314	0,901
Herbicyd	122,8	122,2	123,5	0,973	0,932
Biostymulator	126,5	118,7	131,3	0,060	0,884
Liczba liści na roślinie [szt.]					
Rok	11,95	11,91	9,82	0,000	0,002
Odmiana	10,78	11,90	10,63	0,493	0,185
Nawożenie	11,64	11,20	11,22	0,827	0,285
Herbicyd	11,28	11,09	11,90	0,376	0,298
Biostymulator	11,97	10,93	11,98	0,096	0,054
BBCH 50-59					
Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny [cm ²]					
Rok	253,9	245,9	225,2	0,042	0,581
Odmiana	243,8	246,2	231,4	0,114	0,006
Nawożenie	237,0	250,6	233,7	0,685	0,040
Herbicyd	253,8	244,6	219,2	0,053	0,051
Biostymulator	237,9	238,2	255,0	0,557	0,165
Liczba liści na roślinie [szt.]					
Rok	19,75	18,72	15,05	0,000	0,159
Odmiana	17,38	18,15	17,76	0,927	0,016
Nawożenie	17,09	18,06	18,19	0,255	0,188
Herbicyd	18,47	18,18	16,22	0,026	0,009
Biostymulator	17,78	17,79	18,03	0,614	0,352
BBCH 60-69					
Powierzchnia asymilacyjna liści rośliny [cm ²]					
Rok	265,2	265,3	217,5	0,001	0,054
Odmiana	260,8	263,1	213,0	0,975	0,053
Nawożenie	245,9	237,8	267,7	0,505	0,587
Herbicyd	288,6	252,0	193,5	0,000	0,010
Biostymulator	251,3	246,9	256,1	0,025	0,482
Liczba liści na roślinie [szt.]					
Rok	22,14	22,07	17,74	0,001	0,048
Odmiana	21,04	21,89	18,02	0,787	0,055
Nawożenie	20,49	19,40	22,44	0,356	0,828
Herbicyd	22,29	21,06	17,58	0,000	0,046
Biostymulator	21,78	20,56	20,39	0,141	0,713

* poziom istotności $\alpha < 0,05$ oznaczono kolorem czerwonym

Streszczenie

Celem badań była ocena wpływu biostymulatorów jako czynnika ograniczającego negatywny wpływ cyjanamidu wapnia, linuronu oraz metazachloru na wzrost i rozwój oraz plonowanie trzech odmian gryki. Eksperyment polowy przeprowadzono w latach 2016 – 2018 w Stacji Doświadczalnej Katedry Agroekologii i Produkcji Roślinnej Uniwersytetu Rolniczego im. Hugona Kołłątaja w Krakowie. Czteroczynnikowy eksperyment polowy założono według planu 3^{4-1} Boxa–Behnkena. Poziomami pierwszego czynnika doświadczalnego były odmiany gryki (Kora, Panda, Smuga). Kolejnym czynnikiem w eksperymencie polowym było nawożenie azotowe. Kombinacje nawozowe różniły się udziałem cyjanamidu wapnia w dawce azotu (0; 78,5; 157 $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ CaCN_2). Poziomy trzeciego czynnika doświadczalnego stanowiły dwie kombinacje herbicydowe (Linurex 500 S.C. – linuron, Metazanex 500 SC – metazachlor i Command 480 EC – chlomazon) oraz obiekt bez ochrony chemicznej. Ostatni badany czynnikiem to biostymulator. W formie nalistnego oprysku stosowano B–Nine 85 SG (daminozyd), Asahi SL (nitrofenole) i Kelpak SL (ekstrakt z alg *Ecklonia maxima*). Doświadczenie polowe założono w Prusach na czarnoziemiu typowym (wytworzonym z lessu), zaliczanym do kompleksu pszennego bardzo dobrego, I klasy bonitacyjnej, o uziarnieniu pyłu zwykłego.

Badane odmiany różniły się plonem orzeszków oraz masą tysiąca nasion. Największy plon orzeszków ($2672 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$) oraz masę tysiąca nasion (25,0 g) wykształciła odmiana Smuga, która również charakteryzowała się najkorzystniejszymi wartościami parametrów biometrycznych na tle pozostałych odmian gryki.

Zastąpienie saletry amonowej cyjanamidem wapnia skutkowało redukcją powschodowej obsady roślin gryki z 207 szt. do 199 szt. Najmniejszą powschodową obsadę roślin wśród obiektów nawożonych cyjanamidem wapnia ukształtowała odmiana Kora. Nawożenie roślin gryki cyjanamidem wapnia skutkowało redukcją wysokości roślin. Szczególnie widoczne zmniejszenie wysokości po nawożeniu cyjanamidem wapnia dotyczyło odmian Kora i Panda. Cyjanamid wapnia jako źródło azotu nawozowego wpłynął negatywnie na dynamikę gromadzenia suchej masy, ale tylko w początkowym okresie wzrostu roślin.

Parametry architektury ładu gryki zmniejszyły się pod wpływem nawożenia cyjanamidem wapnia. Najmniejsze wartości LAI ($5,04 \text{ m}^2\cdot\text{m}^{-2}$), SPAD (37,00) oraz NDVI (0,605) ładu gryki stwierdzono na obiektach nawożonych Perlką. Największymi wartościami przewodnictwa szparkowego ($0,299 \text{ mol H}_2\text{O}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), stężenie międzykomórkowego CO_2

($246 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$), intensywność fotosyntezy ($14,9 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) oraz współczynnika wykorzystania wody ($2,82 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) charakteryzowały się rośliny nawożone cyjanamidem wapnia. Najmniejszą liczebność chwastów dwuliściennych ($1,82 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$) oraz suchą masę chwastów z jednostki powierzchni ($1,39 \text{ g}$) wykazano na obiektach nawożonych cyjanamidem wapnia. Nie obserwowano zmian w różnorodności flory segetalnej po zastosowaniu ochrony chemicznej łąnu.

Herbicydy nie oddziaływały negatywnie na plon i elementy plonowania gryki. Zaobserwowano jednak redukcję powschodowej obsadę roślin gryki o $10 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$ po zastosowaniu linuronu w porównaniu do obsady obiektu kontrolnego. Zastosowane herbicydy zmniejszyły wysokość rośliny, powierzchnię asymilacyjną liści rośliny i liczbę liści na roślinie. Substancje czynne herbicydów w niewielkim stopniu oddziaływały negatywnie na dynamikę procesu akumulacji suchej masy przez rośliny gryki.

Zastosowane herbicydy redukowały LAI łąnu gryki. Najmniejszą wartość wskaźnika porycia liściowego stwierdzono na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem ($5,23 \text{ m}^2 \cdot \text{m}^{-2}$). Zastosowanie metazachloru i chlomazonu okazało się najskuteczniejszą metodą ochrony łąnu gryki przed zachwaszczeniem. Najmniejszą liczebność chwastów jednoliściennych ($1,43 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$), dwuliściennych ($1,28 \text{ szt.} \cdot \text{m}^{-2}$) oraz wartość wskaźnika dominacji Simpsona ($0,56$) stwierdzono na obiektach chronionych metazachlorem i chlomazonem.

Zastosowanie biostymulatorów w niewielkim stopniu modyfikowało wielkość plonu orzeszków i elementy plonowania gryki. Aplikacja daminozydu zwiększyła masę tysiąca nasion roślin gryki o $2,8\%$ wobec masy tysiąca nasion roślin traktowanych ekstraktem z alg. Nitrofenole zaaplikowane na rośliny gryki nawożone cyjanamidem wapnia utrzymały wysokość plonu orzeszków na poziomie plonu roślin nawożonych saletrą amonową. Biostymulatory istotnie wpłynęły na wysokość i suchą masę roślin gryki. Najwyższe rośliny stwierdzono po zastosowaniu nitrofenoli. Zastosowanie daminozydu na rośliny gryki skutkowało wzrostem suchej masy o ok. 2% w porównaniu do masy roślin potraktowanych ekstraktem z alg *Ecklonia maxima*. Rośliny gryki charakteryzowały się poprawą dynamiki akumulacji suchej masy po zastosowaniu daminozydu.

Biostymulatory nie różnicowały wartości NDVI łąnu gryki, lecz wpływ tego źródła zmienności był bliski statystycznej istotności. Największym NDVI charakteryzował się łąn gryki po zastosowaniu ekstraktu z alg *Ecklonia maxima* ($0,627$). Największym stężeniem międzykomórkowego CO_2 w liściach ($252 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$) oraz współczynnikiem wykorzystania wody ($2,77 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) cechowały się rośliny potraktowane

wyciągiem z alg *Ecklonia maxima*. Daminozyd aplikowany na rośliny gryki chronione metazachlorem i chlomazonem spowodował wzrost stężenia międzykomórkowego CO₂ w liściach, przewodnictwa szparkowego oraz współczynnika wykorzystania wody w porównaniu do wartości odpowiednich parametrów charakteryzujących rośliny niechronione chemicznie.

Summary

The aim of the research was to evaluate the effect of biostimulants as a factor limiting the negative impact of calcium cyanamide, linuron and metazachlor on the growth, development and yield of three varieties of buckwheat. The field experiment was conducted in 2016-2018 in the Experimental Station of the Department of Agroecology and Plant Production at the University of Agriculture in Cracow. A four-factor field experiment was devised based on the 3^{4-1} Box-Behnken plan. The first experimental factor comprised several buckwheat varieties (Kora, Panda, Smuga). The second factor of the field experiment was nitrogen fertilization. The fertilizer combinations differed in terms of the proportion of calcium cyanamide used in the nitrogen dose (0; 78.5; 157 kg ha⁻¹ CaCN₂). The third experimental factor consisted of two herbicide combinations (Linurex 500 SC – linuron. Metazanex 500 SC – metazachlor and Command 480 EC – clomazone) and specimens without chemical protection. The final tested factor consisted of the biostimulants B-Nine 85 SG (daminoside), Asahi SL (nitrophenols) and Kelpak SL (*Ecklonia maxima* extract) applied in the form of a foliar spray. The field experiment was conducted on chernozem (comprising loess) in Prusy, classified as very good wheat complex, soil class one, with ordinary grain dust.

The tested varieties differed in terms of grain yield and thousand seed weight. The highest yield (2672 kg·ha⁻¹) and thousand seed weight (25.0 g) were recorded for the Smuga variety, which also had the most favourable biometric parameters compared to the other buckwheat varieties.

Replacing ammonium nitrate with calcium cyanamide resulted in a reduction in the post-emergence stock of buckwheat plants from 207 to 199 units. The smallest post-emergence plant population among those fertilized with calcium cyanamide was observed in the Kora variety. Fertilizing buckwheat plants with calcium cyanamide resulted in a reduction in plant height. A particularly significant decrease in height following fertilization with calcium cyanamide was observed in the case of the Kora and Panda varieties. Calcium cyanamide as a source of nitrogen fertilisation had a negative effect on the dynamics of dry matter accumulation, but only during the initial period of plant growth.

The parameters of buckwheat canopy architecture decreased under the influence of calcium cyanamide fertilization. The lowest LAI (5.04 m²·m⁻²), SPAD (37.00) and NDVI (0.605) buckwheat canopy values were noted in specimens fertilized with Perlka. The highest

values in terms of stomatal conductivity ($0.299 \text{ mol H}_2\text{O}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), intercellular CO_2 concentration ($246 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{mol}^{-1}$), photosynthesis intensity ($14.9 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) and the water utilization coefficient ($2.82 \text{ }\mu\text{mol CO}_2\cdot(\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) were observed in plants fertilized with calcium cyanamide. The smallest number of dicotyledonous weeds ($1.82 \text{ pcs}\cdot\text{m}^{-2}$) and dry weight of weeds per area unit (1.39 g) were noted in specimens fertilized with calcium cyanamide. No changes in the diversity of segetal flora were observed following chemical protection of the canopy.

The herbicides had no negative effect on buckwheat yield or elements of the yield. However, a reduction in the post emergence buckwheat density by $10 \text{ pcs}\cdot\text{m}^{-2}$ was observed after application of linuron compared to the density of the control specimens. The applied herbicides reduced the plant height, the plant's net assimilation rate and the number of leaves per plant. The active substances in the herbicides had a slight negative effect on the dry matter accumulation dynamics of buckwheat plants.

The applied herbicides reduce the LAI of the buckwheat canopy. The lowest value of the leaf cover index was found in objects protected with metazachlor and clomazone ($5.23 \text{ m}^2\cdot\text{m}^{-2}$). The use of metazachlor and clomazone turned out to be the most effective method of protecting the buckwheat canopy against weed infestation. The smallest number of monocotyledonous weeds ($1.43 \text{ pcs}\cdot\text{m}^{-2}$), dicotyledonous ($1.28 \text{ pcs}\cdot\text{m}^{-2}$) as well as the lowest the Simpson domination index (0.56) were noted in specimens protected with metazachlor and clomazone.

The use of biostimulants slightly modified the buckwheat achenes yield and yield components. The use of daminoside increased thousand seed weight of buckwheat plants by 2.8% compared to the thousand seed weight in the case of specimens treated with an algae extract. The use of nitrophenols in buckwheat plants fertilized with calcium cyanamide maintained the achenes yield at the same level as plants fertilized with ammonium nitrate. Biostimulants significantly affected the height and dry weight of buckwheat plants. The use of nitrophenols resulted in the tallest plants. The application of daminoside in buckwheat plants resulted in an approximately 2% increase in dry weight compared to the weight of plants treated with the *Ecklonia maxima* algae extract. The dynamics of dry matter accumulation improved in buckwheat plants following the application of daminoside.

The use of biostimulants did not result in any differences in the NDVI of the buckwheat canopy, although the impact of this variable was close to statistical significance. The highest NDVI values were observed in buckwheat stock following the application of *Ecklonia maxima* algae extract (0.627). The highest intercellular CO_2 concentration in leaves

($252 \mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{mol}^{-1}$) and water utilization coefficient ($2.77 \mu\text{mol CO}_2 \cdot (\text{mmol H}_2\text{O})^{-1}$) were found in the plants treated with *Ecklonia maxima* algae extract. The use of daminoside in buckwheat plants protected with metazachlor and clomazone caused an increase in intracellular CO_2 concentration in leaves, stomatal conductivity and the water utilization coefficient compared to appropriate parameters characterizing chemically unprotected plants.