



**RADA NAUKOWA DYSCYPLINY ROLNICTWO
I OGRODNICTWO**

ROZPRAWA DOKTORSKA

mgr inż. Wojciech Pilarski

**Wpływ gęstości siewu i nawożenia na cechy
morfologiczne roślin, plon nasion i właściwości
chemiczne komosy ryżowej
(*Chenopodium quinoa Willd*)**

***The influence of sowing density and fertilization
on the morphological characteristics of plants,
seed yield and chemical properties of quinoa***

DZIEDZINA: nauk rolniczych

DYSCYPLINA: rolnictwo i ogrodnictwo

PROMOTOR/PROMOTORZY PRACY

dr hab. inż. Krzysztof Gęsiński, prof. PBŚ

Politechnika Bydgoska im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich

dr hab. inż. Małgorzata Tańska, prof. UWM

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Bydgoszcz, 2024

Składam najserdeczniejsze podziękowania Promotorom
Panu dr. hab. inż. Krzysztofowi Gęsińskiemu, prof. PBŚ
i Pani dr hab. inż. Małgorzacie Tańskiej, prof. UWM
za nieocenioną pomoc i wsparcie na wszystkich etapach prowadzonych
badań i tworzenia rozprawy doktorskiej.
Przekazywana przez promotorów wiedza, wsparcie merytoryczne
i inspiracja do podejmowania kolejnych działań
stanowiły podstawę do zrealizowania założeń naukowych i badawczych.
Cierpliwość promotorów, nieustanne wsparcie i życzliwość pozwoliły
uwierzyć, że wszystko jest możliwe.

Serdeczne podziękowania składam
Pani Beacie Kaliskiej
Dyrektor Stacji Doświadczalnej Oceny Odmian w Chrząstowie
za możliwość założenia doświadczeń polowych.

Podziękowania kieruję do moich Współpracowników
ze **Stacji Doświadczalnej Oceny Odmian w Chrząstowie**.
Dziękuję za cierpliwość i wyrozumiałość w chwilach nieobecności,
w których moja praca skupiała się na realizacji rozprawy doktorskiej.

Mojej Rodzinie i najbliższym dziękuję za ogromne wsparcie,
które otrzymywałem na co dzień.
Mojej ukochanej Ani, która każdego dnia wspierała mnie dobrym
słowem i pyszną kawą.

WYKAZ SKRÓTÓW, SYMBOLI I JEDNOSTEK

- C14:0** - kwas mirystynowy
- C16:0** - kwas palmitynowy
- C16:1** - kwas palmitooleinowy
- C18:0** - kwas stearynowy
- C18:1** - kwas oleinowy
- C18:2** - kwas linolowy
- C18:3** - kwas linolenowy
- C20:0** - kwas arachidowy
- C20:1** - kwas eikozenowy
- C20:2** - kwas behenowy
- C22:0** - kwas erukowy
- CE** - ekwiwalent katechiny
- G1, G2**, - poziomy gęstości siewu zastosowane w doświadczeniu własnym
G3 (szczegółowe dane odnośnie gęstości siewu zawarto w rozdziale 3.1)
- GAE** - ekwiwalent kwasu galusowego
- K** - potas
- K₂O** - tlenek potasu
- LDL** - low density lipoprotein
- Mg** - magnez
- MTN** - masa tysiąca nasion
- N** - azot
- N0, N1**, - poziomy nawożenia zastosowane w doświadczeniu własnym
N2, N3 (szczegółowe dawki nawożenia zawarto w rozdziale 3.1)
- NH₄** - azot w formie amonowej
- NNKT** - niezbędne nienasycone kwasy tłuszczowe

- NO₃** - azot w formie azotanowej
- NPK** - nawożenie: N (azotem), P (fosforem), K (potasem)
- P** - fosfor
- P₂O₅** - pięciotlenek fosforu
- S** - siarka
- s.m.** - sucha masa
- TE** - ekwiwalent troloksu

SPIS TREŚCI

1.	Wstęp	8
2.	Charakterystyka komosy ryżowej.....	11
2.1.	Morfologia.....	12
2.2.	Wymagania siedliskowe.....	12
2.3.	Agrotechnika.....	14
2.4.	Skład chemiczny nasion	17
2.4.1.	Kwasy tłuszczowe	17
2.4.2.	Fitosterole.....	18
2.4.3.	Skwalen.....	19
2.4.4.	Tokole	20
2.4.5.	Karotenoidy	20
2.4.6.	Związki fenolowe	21
3.	Metodyka badań	23
3.1.	Układ doświadczenia.....	23
3.2.	Ocena warunków prowadzenia doświadczenia.....	25
3.2.1.	Warunki meteorologiczne	25
3.2.2.	Warunki glebowe i agrotechniczne.....	27
3.3.	Obserwacje i pomiary cech morfologicznych roślin komosy ryżowej w trakcie wegetacji.....	29
3.3.1.	Wschody.....	30
3.3.2.	Obsada roślin po wschodach i przed zbiorem	30
3.3.3.	Pomiar cech morfologicznych roślin	30
3.3.4.	Plon nasion	31
3.4.	Cechy morfologiczne i fizyczne nasion komosy ryżowej	33
3.4.1.	Masa tysiąca nasion (MTN)	33
3.4.2.	Cechy geometryczne.....	33
3.4.3.	Barwa	35

3.5.	Analiza składu chemicznego i potencjału przeciwutleniającego nasion	35
3.5.1.	Tłuszcz całkowity	36
3.5.2.	Kwasy tłuszczowe	36
3.5.3.	Fitosterole.....	38
3.5.4.	Tokole	38
3.5.5.	Karotenoidy	39
3.5.6.	Skwalen.....	40
3.5.7.	Zawartość związków fenolowych ogółem	40
3.5.8.	Flawonoidy.....	41
3.5.9.	Potencjał przeciwutleniający	42
3.6.	Analiza statystyczna.....	42
4.	Wyniki.....	44
4.1.	Ocena wschodów	44
4.2.	Obsada roślin komosy ryżowej po wschodach i przed zbiorem	44
4.3.	Cechy morfologiczne roślin.....	49
4.3.1.	Długość łodygi (bez kwiatostanu)	49
4.3.2.	Długość kwiatostanu.....	51
4.3.3.	Średnica kwiatostanu	53
4.3.4.	Wysokość roślin	55
4.3.5.	Masa łodygi.....	57
4.3.6.	Masa kwiatostanu	59
4.3.7.	Masa liści	61
4.3.8.	Masa roślin.....	63
4.4.	Plon nasion	65
4.5.	Cechy morfologiczne i fizyczne nasion.....	67
4.5.1.	Masa tysiąca nasion (MTN)	67
4.5.2.	Cechy geometryczne.....	69
4.5.3.	Barwa	70
4.6.	Skład i właściwości chemiczne nasion.....	71

4.6.1.	Całkowita zawartość tłuszczu.....	71
4.6.2.	Skład kwasów tłuszczowych.....	73
4.6.3.	Zawartość steroli.....	80
4.6.4.	Zawartość tokoli.....	83
4.6.5.	Zawartość karotenoidów.....	90
4.6.6.	Zawartość skwalenu.....	92
4.6.7.	Zawartość związków fenolowych.....	94
4.6.8.	Potencjał przeciwutleniający.....	98
4.7.	Analiza korelacji i analiza kanoniczna CCA.....	100
4.7.1.	Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a plonem, cechami morfologicznymi roślin i MTN komosy ryżowej.....	100
4.7.2.	Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a cechami geometrycznymi i barwą nasion.....	102
4.7.3.	Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a składem chemicznym nasion.....	104
4.7.4.	Analiza kanoniczna (CCA).....	108
5.	Dyskusja wyników.....	111
6.	Wnioski.....	126
7.	Bibliografia.....	128
	STRESZCZENIE.....	144
	ABSTRACT.....	146

1. Wstęp

Obecnie w produkcji rolniczej na świecie i w Polsce dominującą grupą roślin uprawnych są zboża, których uprawy zajmują około połowy światowych gruntów ornych. W skali świata najważniejszymi roślinami zbożowymi są kukurydza, pszenica i ryż. W warunkach polskiego rolnictwa trzy najważniejsze zboża to pszenica, kukurydza i pszenżyto (FAOSTAT, 2022). Ze względu na coraz większy udział zbóż w produkcji światowej i krajowej coraz częściej płodozmian wielogatunkowy, zgodny z dobrą praktyką rolniczą, jest zastępowany przez monokultury zbożowe. Takie praktyki skutkują tym, że liczba uprawianych gatunków jest niewielka, a w konsekwencji wiąże się z to ograniczeniem bioróżnorodności w środowisku rolniczym. Dlatego ważne jest zwiększenie liczby uprawianych gatunków, w tym z różnych rodzin botanicznych, aby wzbogacić płodozmian i bioróżnorodność, a także urozmaicić żywienie człowieka w nowe artykuły spożywcze nie pochodzące jedynie od zbóż (Lachat i wsp., 2017).

Jedną z roślin, która może się do tego przyczynić jest komosa ryżowa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Należy ona do rodziny szarłatowatych (*Amaranthaceae* Juss.), tak jak między innymi burak cukrowy (Solaesa i wsp., 2020). Jest to roślina jednoroczna, która była uprawiana ponad 7000 lat temu przez Inków w rejonie andyjskim w Ameryce Południowej (Bazile i wsp., 2016). Jednak ze względu na zdolność do przystosowania się do różnych warunków środowiskowych takich jak susza, mróz, zasolenie i mała żyzność gleby uprawa ta rozprzestrzeniła się na tereny Ameryki Północnej, Afryki, Azji i Europy (Gomez-Panado i wsp., 2019). Komosę ryżową można zaklasyfikować do tzw. zbóż rzekomych (pseudozbóż), czyli grupy roślin dwuliściennych, które wytwarzają nasiona zawierające skrobię i wyglądem są zbliżone do nasion zbóż. Jedną z cech różniących te rośliny od zbóż jest brak białek glutenowych w ich nasionach. Dlatego nasiona te mogą zostać wykorzystane w przemyśle młynarskim i piekarniczym do produkcji wyrobów bezglutenowych, które stosowane są w diecie osób chorujących na celiakię (Pirzadah i Malik, 2020). Nasiona komosy ryżowej charakteryzują się również znacznie wyższą zawartością białka (7-23%) w porównaniu do ziaren ryżu, kukurydzy, jęczmienia i żyta, a także wyższą niż w ziarnie pszenicy. Dodatkowo profil niezbędnych aminokwasów jest lepiej zbilansowany w nasionach komosy ryżowej (Bhargava i Srivastava, 2013; Vilcacundo i Hernández-Ledesma, 2017). Zawartość lipidów w nasionach komosy ryżowej jest wyższa niż w zbożach, a ponadto profil kwasów tłuszczowych jest korzystniejszy pod względem żywieniowym (wyższy udział kwasów tłuszczowych omega-3) niż w ziarnie zbóż. W nasionach tych odnotowano także wyższą zawartość popiołu i witamin B2, B6, E, C i kwasu foliowego. Wśród fitozwiązków występujących w nasionach komosy ryżowej są obecne również przeciwutleniacze, które neutralizują wolne rodniki, chroniąc tym samym przed wieloma chorobami

(Zevallos i wsp., 2012; Bhargava i Srivastava, 2013; Hernández-Ledesma, 2019; Präger i wsp., 2018; Alandia i wsp., 2020).

Do prawidłowego funkcjonowania organizmu człowieka potrzebna jest zrównoważona dieta, bogata we wszystkie składniki odżywcze i prozdrowotne, dlatego ważne jest, aby w żywieniu człowieka występowała duża różnorodność spożywanych pokarmów, np. różne grupy roślin. Zmniejszenie się liczby uprawianych przez człowieka gatunków roślin może doprowadzić do „niezrównoważonej diety”. Pojęcie to określa sposób żywienia na skutek, którego do organizmu nie są dostarczane odpowiednie ilości energii i składników odżywczych zgodnych z zapotrzebowaniem indywidualnym (Jarosz i wsp., 2021). Właśnie między innymi z tego powodu ważne są działania i prowadzenie badań mających na celu zwiększenie bioróżnorodności w uprawie roślin i w żywieniu człowieka (Afshin i wsp., 2019). Dlatego ze względu na swój bogaty skład w tym składniki prozdrowotne i wysoką wartość żywieniową nasiona komosy ryżowej i produkty z nich wytworzone mogą urozmaicić spożywane pokarmy przez człowieka, które zostały zdominowane przez produkty pochodzenia zbożowego (Agarwal, 2023).

Istotną kwestią w dzisiejszej produkcji roślinnej, oprócz bioróżnorodności, jest również odpowiednia technologia uprawy. Przy współczesnej intensyfikacji produkcji rolniczej ważnym jej elementem jest stosowanie nawozów w celu utrzymania żyzności gleby, a także zwiększenia plonu roślin uprawnych. Odpowiednio zastosowane nawożenie azotem, fosforem i potasem (NPK) pozwala na uzyskanie większych plonów przy mniejszym areale uprawy (Piwowar, 2013; Sattari i wsp., 2014; McArthur i McCord, 2017). Jednak stosowanie nawozów może mieć również skutki negatywne dla środowiska naturalnego, takie jak np. łatwe wymywanie składników do wód gruntowych i powierzchniowych (Khan i wsp., 2018). Racjonalne wykorzystanie składników pokarmowych pochodzących ze stosowanych nawozów (głównie azotu i fosforu) jest jednym z ważnych celów strategii „od pola do stołu”, która jest częścią zapowiedzianego przez Komisję Europejską Nowego Zielonego Ładu. Strategia ta zakłada podjęcie działań ograniczających straty składników pokarmowych o co najmniej 50%, przy jednoczesnym założeniu, że żyzność gleb nie ulegnie pogorszeniu. Komisja Europejska oczekuje, że pod wpływem tej strategii zostanie ograniczone zużycie nawozów o co najmniej 20% do 2030 roku (European Commission, 2020).

Obsada rośliny jest z kolei ważnym czynnikiem wpływającym na plon, morfologię i wzrost roślin. Wpływa także na koszty zakupu materiału siewnego, ponieważ wraz z zaplanowanym wzrostem obsady zwiększa się ilość potrzebnego materiału (Boczar, 2015; Dao i wsp., 2020). W czasach rosnących kosztów produkcji warto prowadzić badania mające na celu zoptymalizowanie obsady dla różnych gatunków roślin uprawnych, aby było możliwe ograniczenie kosztów materiału siewnego w produkcji, przy jednoczesnym utrzymaniu wysokich plonów i jak najlepszej jakości uzyskiwanego materiału roślinnego (Bastos i wsp., 2020).

Wysoka jakość produktów pochodzenia roślinnego związana jest między innymi z zawartością w nich fitozwiązków o charakterze prozdrowotnym, takich jak np. polifenole (kwasy fenolowe i flawonoidy), tokoferole i karotenoidy, które posiadają właściwości antyoksydacyjne (przeciwutleniające) i przeciwzapalne (Tang i Tsao, 2017). Właśnie między innymi takie fitozwiązki są zawarte w nasionach komosy ryżowej. Mogą one uzupełnić składniki pokarmowe w diecie człowieka, w której przeważają produkty pochodzenia zbożowego (Vilcacundo i Hernández-Ledesma, 2017). Najnowsza literatura dotycząca tego gatunku przedstawia wyniki badań dotyczące wpływu nawożenia na ilość i jakość fitozwiązków w nasionach komosy ryżowej, jednak badania te były prowadzone w warunkach innych kontynentów niż Europa (Ameryka Południowa, Azja, Afryka i bliski wschód) i na podstawie odmian amerykańskich (Choque-Quispe i wsp., 2021; Pathan i Siddiqui, 2022; Yacoub i wsp., 2023). Dlatego ważne jest prowadzenie szczegółowych badań w warunkach agro-klimatycznych Europy, odmiennych od panujących na innych kontynentach. W aktualnej literaturze nie ma badań dotyczących wpływu obsady roślin na zawartość fitozwiązków aktywnych biologicznie w nasionach komosy ryżowej. Generalnie zakłada się, że większa liczba roślin na tej samej powierzchni oznacza większy poziom stresu dla roślin, co wiąże się z inną dystrybucją składników mineralnych i inną (może odmienną) produkcją składników pokarmowych. Wskazują na to badania przeprowadzone na komosie ryżowej przez Gęsińskiego (2012), Dao i wsp. (2020), Wang i wsp. (2020). Dlatego w badaniach uwzględniono również gęstość siewu, aby uzupełnić wiedzę w tym temacie.

Celem niniejszej pracy była ocena w jakim stopniu poziom nawożenia i gęstość siewu wpływa na morfologię roślin, właściwości fizyczne i skład chemiczny nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca oraz określenie optymalnej ilości nawożenia i gęstości wysiewu dla tej rośliny w warunkach polskich.

Na podstawie analizy aktualnej wiedzy naukowej sformułowano hipotezę badawczą.

Hipoteza badawcza:

Hipoteza badawcza zakłada, że zoptymalizowanie nawożenia (N, P, K) pozwoli na modyfikacje morfologii roślin komosy ryżowej odmiany Titicaca, co będzie skutkowało wzrostem plonu i podwyższeniem parametrów jakości nasion. Zakłada się również, że gęstość siewu jako czynnik silnie oddziałujący na plon nasion, będzie modyfikował cechy morfologiczne roślin, nasion i kompozycje związków chemicznych zawartych w komosie ryżowej.

2. Charakterystyka komosy ryżowej

Komosa ryżowa (*Chenopodium quinoa* Willd.), nazywana „quinoą”, a także: „matką zbóż”, „zbożem Inków”, „ryżem peruwiańskim” (Grochowski, 1996), jest jedną z najstarszych roślin uprawnych na świecie, której początki sięgają 3. tys. lat p.n.e. Wywodzi się z górzystych terenów Ameryki Południowej (Andów), gdzie uprawiana była na terenach, ciągnących się od Chile, przez Peru, aż do Kolumbii (Fleming i Galwey, 1995). W Ameryce Południowej nasiona komosy ryżowej stanowią podstawową żywność, ale zyskały popularność na całym świecie ze względu na ich wysoką wartość odżywczą, a w szczególności ze względu na skład białek i lipidów w nasionach (Comai i wsp., 2007; Vega-Gálvez i wsp., 2010). Komosa ryżowa jest rośliną jednoroczną, okrytonasienną należącą do rodziny szarłatowatych (*Amaranthaceae* Juss.), a w starszych systemach klasyfikacyjnych zaliczana była do rodziny komosowatych – *Chenopodiaceae* (Ruggiero i wsp., 2015).

Komosa ryżowa posiada zdolność do przystosowywania się do różnych warunków klimatycznych i środowiskowych takich jak susza, niskie temperatury, zasolenie i słaba żyzność gleby (Gomez-Pando i wsp., 2019). Bazile i wsp. (2016) oraz Tapia (2015) dokonali podziału komosy ryżowej na pięć ekotypów biorąc pod uwagę jej zdolności adaptacyjne do warunków środowiskowych. Wyróżniono ekotyp dolinowy, który rośnie na wysokościach od 2000 do 3500 m n.p.m., natomiast te, które rosną na wysokościach przekraczających 3500 m n.p.m., wokół jeziora Titicaca, zaliczono do ekotypu Altiplano. Kolejnym ekotypem jest uprawiany na zasolonych terenach Boliwii i Chile i został nazwany Salares. Z kolei komosa ryżowa uprawiana na nisko położonych obszarach południowego i środkowego Chile została przydzielona do ekotypu „poziomu morza”, a rosnącą na niskich wysokościach zaliczono do ekotypu subtropikalnego (Tapia, 2015; Bazile i wsp., 2016).

Największym producentem nasion komosy ryżowej od ponad trzech dekad jest Peru, w którym w 2022 roku uprawiano około 69 tys. ha i uzyskano plon na poziomie około 113 tys. ton. Drugim producentem na świecie jest Boliwia, która w 2022 roku uprawiała komosę ryżową na powierzchni około 120 tys. ha i wytworzyła plon nasion na poziomie około 44 tys. ton. Od początku XXI wieku prawie 100% produkcji towarowej nasion komosy ryżowej jest zlokalizowana w Ameryce Południowej (Peru, Boliwia, Ekwador) (FAOSTAT, 2022). W innych rejonach świata (Afryka, Azja, Ameryka Południowa i Europa) komosa ryżowa uprawiana jest na nieznacznym areale, natomiast w wielu krajach znajduje się na etapie badań. W Europie nasiona komosy ryżowej ostatnio zyskują na popularności dzięki coraz większemu zainteresowaniu produktami „typu bio” (Jacobsen, 2017).

2.1. Morfologia

Komosa ryżowa to roślina zielna, jednoroczna, która charakteryzuje się występowaniem około 300 form uprawnych (Grochowski, 1996; Achremowicz i wsp., 2016) różniących się między sobą zabarwieniem całej rośliny w tym kwiatostanów, a także barwą nasion (Achremowicz i wsp., 2016). Komosa ryżowa może wykazywać różnorodne odcienie zieleni, ale występują również rośliny o barwie czerwonej lub fioletowej. Zabarwienie w dużym stopniu jest zależne od cech gatunkowych, odmianowych, ale także od warunków środowiskowych, takich jak np. wilgotność (Grochowski, 1996; Achremowicz i wsp., 2016). Wysokość rośliny jest zróżnicowana w zależności od odmiany i mieści się w przedziale od 0,2 m do 2,0 m. Komosa ryżowa posiada łodygę o cylindrycznym kształcie, która wraz z przebiegiem wegetacji staje się pusta w środku, szczególnie w jej dolnych częściach. Liczba pędów nadziemnych może być różna i zależy od odmiany oraz warunków wzrostu (warunki glebowe i klimatyczne). Komosa ryżowa posiada palowy system korzeniowy z licznymi korzeniami bocznymi, który dociera na głębokość nawet do 60 cm (Achremowicz i wsp., 2016). Umieszczenie liści komosy ryżowej na roślinie wpływa na ich wielkość i kształt. Liście w dolnej części rośliny charakteryzują się grubym ząbkowaniem i są z reguły większe od liści położonych wyżej, które są mniejsze o delikatniejszym ząbkowaniu i lancetowatym kształcie (Gęsiński, 2004). Komosa ryżowa posiada małe, niepozorne i wiatropylnie kwiaty, które przeważnie są obupłciowe, lub żeńskie. Kwiatostanem są luźno ułożone dwupromieniste wierzchołki, które umieszczone są w kątach liści (Grochowski, 1996). W większości przypadków na roślinie występuje pojedynczy kwiatostan, tak zwany szczytowy, a pozostałe wyrastają z rozgałęzień i z reguły są mniejsze. Kwiatostany komosy ryżowej występują w kształcie walcowatym i kulistym, jednak mogą wystąpić również kształty pośrednie. W zależności od wielkości i długości kształt oraz wygląd kwiatostanu mogą się różnić (Jacobsen i wsp., 1993). Owocem komosy ryżowej jest tak zwany orzeszek, o średnicy od 1,8 mm do 2,6 mm i grubości około 1 mm, który przybiera formę spłaszczoną o kształcie podobnym do dysku (Achremowicz i wsp., 2016).

2.2. Wymagania siedliskowe

Zainteresowanie uprawą komosy ryżowej w wielu krajach wynika z dużych możliwości jej dostosowania do nawet ekstremalnych warunków pogodowych i glebowych. Komosa ryżowa przetrwała przez wiele tysięcy lat w trudnych i niekorzystnych warunkach górskich w rejonie Andów, mogąc rosnąć na terenach wyżynnych, dolinowych i nizinnych, gdzie pogoda może być bardzo różna i warunki niekorzystne dla rosnących tam roślin. Roślina ta ma wyjątkową zdolność do adaptacji na glebach ubogich w wodę ze względu na jej niskie zapotrzebowanie oraz zdolność do regulacji tempa fotosyntezy i utrzymania liści

nawet w okresie suszy (Galwey i wsp., 1989; Jensen i wsp., 2000; Jacobsen i wsp., 2009).

Komosa ryżowa do prawidłowego rozwoju wymaga niskich temperatur i krótkiego dnia, jest to szczególnie ważne dla dobrego rozwoju wegetatywnego. Optymalna średnia temperatura dla tego gatunku wynosi od 15 do 20°C, natomiast może się również prawidłowo rozwijać w temperaturze otoczenia w zakresie od 15 do 25°C. Jednak, gdy temperatura otoczenia przekracza 35°C w fazie kwitnienia roślin komosy ryżowej istnieje ryzyko wystąpienia niekorzystnych zjawisk takich jak: sterylność pyłku, spoczynek roślin lub zrzućenie kwiatów (Singh i wsp., 2021). Komosa ryżowa jest również odporna na lekkie przymrozki, jednak ta cecha zależna jest w dużej mierze od takich czynników jak: czas trwania przymrozków, odmiana, stadium rozwojowe rośliny w trakcie niskich temperatur, wilgotność względna powietrza i lokalizacja uprawy (Jacobsen, 2003; Garcia i wsp., 2015)

Komosa ryżowa może być uprawiana na glebach charakteryzujących się strukturą piaszczystą i gliniastą, jednak gleby z dobrym drenażem wody wpływają korzystnie na jej rozwój i uzyskiwane plony. W Ameryce Południowej uprawiana jest na glebach marginalnych, które charakteryzują się wysoką podatnością na suszę, niską lub słabą żyznością, słabym lub nadmiernym drenażem i odczynem w zakresie pH od 4,8 (bardzo kwaśny) do 8,5 (zasadowy). Roślina ta również dobrze rośnie na glebach o charakterze piaszczysto-gliniastym i gliniastym (Oelke i wsp., 1992). W warunkach europejskich może być uprawiana na różnych rodzajach gleby, w tym także na obszarach marginalnych o pH w zakresie od 4,5 do 9,5. W warunkach środkowej Grecji dobre plony komosy ryżowej uzyskuje się na stanowiskach piaszczystych i gliniastych o szerokim zakresie pH od kwaśnego do zasadowego, a dodatkowo gleby zasolone nie wpływają na nią negatywnie (Jacobsen i wsp., 2000).

Wymagania wodne komosy ryżowej do prawidłowego rozwoju i uzyskania dobrych plonów są niskie i szacowane są na poziomie 300 - 400 mm w okresie wegetacji (Fghire i wsp., 2012). Ze względu na niskie zapotrzebowanie na wodę i naturalną zdolność do tolerowania okresów posusznych, komosa ryżowa doskonale sprawdza się w uprawie w regionach suchych i półsuchych (Fghire i wsp., 2012). Roślina ta reaguje wzrostem plonu nasion pod wpływem nawadniania, jednak przy nadmiernej ilości wody (około 650 mm) plon nasion może ulec zmniejszeniu (Taaima i wsp., 2023). Komosa ryżowa charakteryzuje się wysoką tolerancją na suche warunki posuszne podczas wzrostu wegetatywnego, natomiast, gdy niedobór wody wystąpi w okresie wschodów, kwitnienia i wypełniania nasion (okresy krytycznego zapotrzebowania na wodę), może to doprowadzić do poważnego zmniejszenia plonu nasion (Hirich i wsp., 2012; Lavini i wsp., 2014). Zaobserwowano jednak, że wystąpienie krótkotrwałego braku wody w początkowych fazach rozwoju wegetatywnego roślin komosy ryżowej może mieć mniej negatywne skutki niż wystąpienie takich niedoborów w późniejszych etapach jej wzrostu (Issa Ali i wsp., 2019).

2.3. Agrotechnika

Najważniejszym w uprawie komosy ryżowej jest siew nasion. Należy w odpowiedni sposób przygotować łoże siewne, aby zapewnić korzystne warunki do wzrostu i rozwoju komosy ryżowej. Optymalne warunki uzyskuje się wysiewając wysokiej jakości nasiona na głębokość 1-2 cm w jednorodnym, drobno strukturalnym, wilgotnym podłożu w temperaturze 8-10°C (Jacobsen, 2003). Jednakże w Argentynie i w centralnej Grecji wysiewa się nasiona komosy ryżowej na głębokość 2-3 cm. Odpowiedni dobór głębokości wysiewu nasion komosy ryżowej jest bardzo ważny, ponieważ są one niewielkich rozmiarów i są podatne na wysychanie lub zbyt duże ilości wody, gdy znajdują się zbyt płytko lub zbyt głęboko. Nasiona komosy ryżowej są wysiewane w rzędach oddalonych od siebie w przedziale od 15 cm do 80 cm (Singh i wsp., 2021).

W uprawie polowej komosy ryżowej norma wysiewu nasion jest zależna od regionu świata i warunków klimatycznych panujących w miejscu wzrostu roślin. W Andach w Ameryce południowej stosuje się dawkę wysiewu w zakresie od 8 do 15 kg·ha⁻¹, natomiast w Dani i w Grecji (środkowej i zachodniej) norma wysiewu jest zbliżona do 10 kg·ha⁻¹ (Kakabouki i wsp., 2015; Jacobsen, 2017; Singh i wsp., 2021).

Optymalny termin wysiewu nasion komosy ryżowej jest silnie zależny od regionu, w którym ma być ona uprawiana. Dla Ameryki Północnej optymalny termin zaczyna się pod koniec kwietnia i kończy się pod koniec maja, w Ameryce Południowej okres ten rozpoczyna się w połowie września i kończy się w październiku, a w południowej części Maroka siewy rozpoczynają się w listopadzie i kończą się na początku grudnia, natomiast w Europie optymalny termin przypada na koniec kwietnia i pierwszą dekadę maja (Singh i wsp., 2021).

Azot pełni ważną rolę w fizjologii roślin komosy ryżowej. Jest składnikiem budującym chlorofil, kwasy nukleinowe i aminokwasy, dlatego jego niedobory mogą skutkować wystąpieniem przebarwień liści (od koloru jasnozielonego do żółtego), powolnego rozwoju i karłowatości roślin (Jones Jr., 2012). Komosa ryżowa uważana jest za roślinę o niewielkich wymaganiach nawozowych, która może rosnąć na glebach mało żyznych. W dostępnych badaniach naukowych dotyczących nawożenia azotowego komosy ryżowej wykorzystywano dawki azotu w zakresie od 50 do 200 kg N·ha⁻¹, a w jednym badaniu wykorzystano dawkę nawet 360 kg N·ha⁻¹. Jednak Singh i wsp. (2021) wskazują, że bardzo wysokie dawki azotu mogą doprowadzić do wydłużenia wegetacji i intensywnego wylegania roślin. Wysokie dawki azotu są zalecane dla odmian o dużym potencjale plonotwórczym w przypadku uprawy w optymalnych warunkach środowiskowych, a w szczególności przy dużej dostępności wody, ponieważ jej obecność zwiększa pobór tego składnika przez rośliny komosy ryżowej (Wang i wsp., 2022). Azot w glebie jest bardzo mobilny i z tego powodu, aby uniknąć strat tego składnika stosuje się dawki dzielone, a sposób podziału jest zależny od warunków klimatycznych i rodzaju gleby

(Alvar - Beltrán i wsp. 2019). W warunkach klimatycznych Polski sposób podziału dawek azotu był uzależniony od całkowitej planowanej dawki azotu. W przypadku nawożenia azotowego na poziomie $180 \text{ kg N}\cdot\text{ha}^{-1}$ zastosowano trzy dawki azotu po $60 \text{ kg N}\cdot\text{ha}^{-1}$ w trzech różnych terminach (przedsiewnie, w fazie 11 par liści i w fazie pąkowania). Dla nawożenia na poziomie $120 \text{ kg N}\cdot\text{ha}^{-1}$ rośliny zasilano dwukrotnie (przedsiewnie i w fazie 11 par liści). W przypadku nawożenia azotem na poziomie $60 \text{ kg N}\cdot\text{ha}^{-1}$ zastosowano tylko nawożenie przedsiewne (Gęsiński, 2012). W Ameryce Południowej (Argentyna, Brazylia) stosowano nawożenie azotowe w dwóch dawkach, pierwszą przedsiewnie, a drugą 40 dni po wschodach lub w fazie rozgałęziania (Spehar i da Silva Rocha, 2010).

Fosfor odgrywa ważną rolę we wczesnych fazach rozwojowych roślin komosy ryżowej. Jego dostępność dla roślin jest konieczna, aby były w stanie zbudować dobrze rozwinięty system korzeniowy (Taaime i wsp., 2023). Niewystarczające ilości fosforu mogą objawiać się poprzez czerwone lub ciemnozielone przebarwienia na końcówkach liści, a także może wystąpić martwica dolnych liści, opóźnienie kwitnienia, zmniejszenie wysokości roślin, oraz zmniejszenie wielkości lub ograniczenie rozwoju nasion (Gómez Pando i Aguilar Castellanos, 2016; Sales i wsp., 2021). Ze względu na pozytywne działanie fosforu w trakcie wczesnych faz rozwojowych komosy ryżowej jest on aplikowany przed siewem nasion (Taaime i wsp., 2023). W badaniach naukowych dotyczących nawożenia fosforowego w uprawie komosy ryżowej stosowano dawki w zakresie od 17 do $78 \text{ kg P}\cdot\text{ha}^{-1}$. Jednak zaobserwowano, że wysokie dawki tego składnika przyczyniły się do obniżenia plonu nasion, a zwiększenie dawki z poziomu 39 do $78 \text{ kg P}\cdot\text{ha}^{-1}$ nie wpływało na tą cechę w sposób istotny statystycznie (Quispe i León, 2018; Singh i wsp., 2021; Taaime i wsp., 2023). W uprawie komosy ryżowej na terenie Polski stosowano nawożenie fosforowe na poziomie od 21 do $63 \text{ kg P}\cdot\text{ha}^{-1}$ (Gęsiński, 2012).

Nawożenie potasowe podobnie jak fosforowe jest ważne dla roślin komosy ryżowej, ponieważ niedobry tego składnika odżywczego objawiają się poprzez słaby rozwój systemu korzeniowego. Dodatkowo przy deficycie potasu występuje również osłabienie pędów i obecność chlorozy na brzegach starszych liści, która może przejść w zmiany nekrotyczne (Gómez Pando i Aguilar Castellanos, 2016; Sales i wsp., 2021). W badaniach dotyczących nawożenia potasem w uprawie komosy ryżowej stosowano dawki w zakresie od 60 do $179 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ (Gęsiński, 2021; Singh i wsp., 2021).

Siarka jest uważana za czwarty główny pierwiastek (po azocie, fosforze i potasie) w nawożeniu roślin (Nazar i wsp., 2011). Dostępność siarki wpływa w sposób istotny na produktywność roślin uprawnych, ponieważ jest niezbędna dla wielu procesów ich wzrostu i rozwoju (Sutar i wsp., 2017). Jak podaje Abdin i wsp. (2003) nawożenie siarką ma działanie addytywne z innymi niezbędnymi makroelementami (NPK) na wzrost i plony roślin poprzez poprawę pobierania i skuteczności wykorzystywania składników odżywczych. Zastosowanie nawożenia siarkowego poprawia również jakość kwasów tłuszczowych

w nasionach i ogólną produktywność roślin uprawnych. Chociaż wpływu tego składnika nie badano w odniesieniu do komosy ryżowej, to badania nasion rzepaku (*Brassica napus* L.) prowadzone przez Brunel-Muguet i wsp. (2015a,b) oraz Poisson i wsp. (2019) wykazały, że zastosowanie nawożenia siarką zwiększyło liczbę nasion, suchą masę nasion, plon nasion i poprawiło skład kwasów tłuszczowych i białek zapasowych.

W uprawie komosy ryżowej regulacja zachwaszczenia odbywa się w sposób ręczny lub mechaniczny i jest to spowodowane brakiem skutecznych substancji aktywnych, które można stosować w tej uprawie. Z tego powodu proces odchwaszczania jest kosztowny i pracochłonny oraz stanowi dużą część kosztów uprawy tej rośliny. Badania nad substancjami aktywnymi, które można by bezpiecznie zastosować w zabiegu herbicydowym w uprawie komosy ryżowej mocno przyczyniłyby się do jej rozwoju i zmniejszenia kosztów (Taaime i wsp., 2023).

W przypadku chorób roślin komosy ryżowej najgroźniejszą z nich jest mączniak rzekomy, który jest wywołany przez *Peronospora farinose*. Wystąpienie tej choroby może doprowadzić do zmniejszenia plonów w zakresie od 20% do 99% (Danielsen i Munk, 2004). Mączniak rzekomy powoduje zmiany chlorotyczne na górnej powierzchni liści oraz obecność szarych zarodników na dolnej stronie liści, a ich wystąpienie może doprowadzić do przedwczesnej utraty liści (Danielsen i wsp., 2002; Choi i wsp., 2014). Literatura wskazuje, że na wszystkich obszarach uprawy komosy ryżowej ta choroba została odnotowana. Zaobserwowano również, że w zależności od odmiany zmiany powodowane przez ten patogen mogą przyjmować barwę czerwonawą i fioletową, a w przypadku odmian nadwrażliwych możliwe jest wystąpienie niewielkich plamek martwiczych (Taaime i wsp., 2023).

Komosa ryżowa uprawiana na terenie Ameryki Południowej atakowana jest przez insekty z rodzin takich jak: mszycowate (*Aphididae*), skoczkwate (*Cicadellidae*), miniarkowate (*Agromyzidae*) i stonkowate (*Chrysomelidae*) (Yábar i wsp., 2002). W trakcie procesu adaptacji komosy ryżowej do europejskich warunków środowiskowych została ona zaatakowana przez owady występujące na tym kontynencie takie jak tarczyk mgłowy (*Cassida nebulosa*) z rodziny stonkowatych (*Chrysomelidae*) i *Scrobipalpa acuminatella* z rodziny skośnikowatych (*Gelechiidae*) (Sigsgaard i wsp., 2008). Komosa ryżowa w polskich warunkach środowiskowych atakowana jest głównie przez zmienika lucernowca (*Lygus rugulipennis*) z rodziny tasznikowatych (*Miridae*), który atakuje zawiązujące się kwiatostany (Wrzesińska i wsp., 2001).

Z badań dotyczących uprawy komosy ryżowej na terenie Polski przeprowadzonych przez Gęsińskiego i Kwiatkowską (1999a, b) wynika, że warunki siedliskowe są sprzyjające pod względem klimatycznym i glebowym do uprawy tej rośliny. Pod względem warunków glebowych korzystnym jest występowanie w Polsce gleb lekkich, które sprawdzają się przy uprawie komosy ryżowej. Badacze również zaobserwowali, że warunki klimatyczne Polski (temperatura, nasłonecznienie i tymczasowe okresy posuchy) nie stanowią

czynnika dyskwalifikującego rozwój uprawy tego gatunku. Kluczowym elementem w uprawie komosy ryżowej w warunkach klimatycznych Polski jest dobór odmiany. Należy wybierać odmiany o krótkim okresie wegetacji, aby rośliny zdążyły zawiązać i wytworzyć nasiona (Gęsiński, 2006). Problem zbyt długiego okresu wegetacji niektórych odmian komosy ryżowej stwierdzili w swoich badaniach Iliadis i Karyotis (2000) oraz Ohlsson i Dahlstedt (1999). Analizując te same odmiany w warunkach Grecji i Szwecji cytowani autorzy wykazali, że odmiany amerykańskie nie wytworzyły nasion w przypadku uprawy w warunkach europejskich.

2.4. Skład chemiczny nasion

Komosa ryżowa zawiera dużo metabolitów wtórnych takich, jak kwasy fenolowe, flawonoidy, terpenoidy, steroidy i związki zawierające azot. Te metabolity pełnią różne funkcje fizjologiczne i ekologiczne oddziaływujące na szkodliwe mikroorganizmy, ptaki i owady. Wykazują również cechy korzystne dla ludzi, w tym działanie przeciwcukrzycowe (Graf i wsp., 2015), przeciwnowotworowe (Hu i wsp., 2017), cytotoksyczne (Kuljananabhagavad, 2008), przeciwdrobnoustrojowe (Miranda, 2014), przeciwzapalne (Yao i wsp., 2014a) i immunoregulacyjne (Yao i wsp., 2014b).

Nasiona komosy ryżowej charakteryzują się zbilansowaną zawartością wszystkich substancji odżywczych. Wyróżnia je dobry stosunek tłuszczu do białek i węglowodanów. Tłuszcz nasion jest bogaty w kwasy tłuszczowe nienasycone, głównie w kwasy oleinowy (omega-9) (około 24%) i linolowy (omega-6) (około 52%), oraz zawiera kwas α -linolenowy należący do rodziny kwasów tłuszczowych omega-3 (nawet do 4% s.m.). Spośród węglowodanów oprócz skrobi (około 50% s.m.) występuje wysoka zawartość D-ksylozy i maltozy oraz niska glukozy i fruktozy, co może przemawiać za jej użyciem w dietach diabetyków (Ahamed i wsp., 1998; Ogungbenle, 2003). Błonnik w nasionach stanowi nawet do 6% s.m. W literaturze podkreśla się, że kwasy tłuszczowe, karotenoidy i tokoferole to trzy najważniejsze lipofilowe składniki odżywcze nasion komosy ryżowej (Eitenmiller i Lee, 2004; Tang i wsp., 2015a).

2.4.1. Kwasy tłuszczowe

Kwasy tłuszczowe to kwasy organiczne, które posiadają przynajmniej jedną grupę karboksylową ($-C(=O)OH$, $-COOH$ lub $-CO_2H$) i długi łańcuch węglowy, którego wiązania mogą być podwójne, jak ma to miejsce w przypadku nienasyconych kwasów tłuszczowych, lub pojedyncze, jak w kwasach tłuszczowych nasyconych. Kwasy tłuszczowe głównie wywodzą się z trójglicerydów i fosfolipidów i są dominującymi składnikami tłuszczów w diecie. Występujące naturalnie w większości przypadków posiadają nierozgałęziony łańcuch o parzystej liczbie atomów węgla (od 4 do 28). Ze względu na liczbę podwójnych wiązań, kwasy tłuszczowe zostały podzielone

na trzy grupy: nasycone kwasy tłuszczowe (SFA); jednonienasycone kwasy tłuszczowe (MUFA); wielonienasycone kwasy tłuszczowe (PUFA) (Chen i Liu, 2020). W literaturze naukowej wykazano, że parzyste nasycone kwasy tłuszczowe (SFA) (mirystynowy i palmitynowy) podnoszą stężenie cholesterolu całkowitego i cholesterolu o niskiej gęstości (LDL), a także mogą mieć wpływ na zwiększenie krzepnięcia krwi, stanów zapalnych i wystąpienie insulinooporności. Z tego powodu wysokie spożycie tych kwasów tłuszczowych wiąże się ze zwiększeniem ryzyka wystąpienia chorób serca, chorób układu krążenia i cukrzycy typu 2 (Calder, 2015). Natomiast kwasy tłuszczowe z grupy MUFA wykazują działanie obniżające stężenie cholesterolu LDL i zmniejszające ryzyko wystąpienia chorób serca, gdy w diecie zastąpią one główne kwasy tłuszczowe z grupy SFA (Calder, 2015). Z kolei kwasy tłuszczowe z grupy PUFA są głównymi składnikami strukturalnymi błon komórkowych, a także odgrywają kluczową rolę wśród składników odżywczych w profilaktyce chorób takich jak niealkoholowe stłuszczenie wątroby, reakcji autoimmunologicznych (Kapoor i wsp., 2021), a także chorób układu krążenia (Superko i wsp., 2014), nowotworów (Fasano i wsp., 2017) i cukrzycy (Zheng i wsp., 2012).

Komosa ryżowa uznawana jest za alternatywną roślinę oleistą z powodu jakości i ilości jej frakcji lipidowej. Jej nasiona zawierają od 2,0 do 9,5% tłuszczu, który jest bogaty w niezbędne nienasycone kwasy tłuszczowe (NNKT), takie jak kwas linolowy i kwas α -linolenowy. Zawartość tłuszczu jest wyższa niż w ziarnie kukurydzy (4,7% s.m.) i innych zbóż oraz niższa niż w nasionach soi (19,0% s.m.). Porównanie profilu kwasów tłuszczowych oleju z nasion komosy ryżowej z tym z kukurydzy i soi wykazuje podobne poziomy sumy kwasów tłuszczowych nienasyconych, takich jak linolowy (C18:2), oleinowy (C18:1) i α -linolenowy (C18:3), stanowiących do około 88% wszystkich kwasów tłuszczowych (Kozioł, 1992; Ando i wsp., 2002; Repo-Carrasco i wsp., 2003; Ryan i wsp., 2007; Borges i wsp., 2010).

Jak donoszą Ando i wsp. (2002), głównym SFA znalezionym w nasionach komosy ryżowej był kwas palmitynowy, który stanowił około 10% wszystkich obecnych kwasów tłuszczowych. Nienasycone kwasy tłuszczowe to: oleinowy (19,7 do 29,5%), linolowy (49,0 do 56,4%) i α -linolenowy (8,7 do 11,7%).

2.4.2. Fitosterole

Fitosterole to klasa naturalnych związków bioaktywnych, która jest szeroko badana ze względu na ich działanie obniżające poziom cholesterolu w organizmie człowieka. Grupa ta obejmuje sterole roślinne i stanole, które naturalnie występują w błonach komórkowych roślin. Stanole i sterole roślinne są zbliżone do siebie pod względem budowy chemicznej, z tą różnicą, że stanole w swej strukturze chemicznej nie posiadają wiązania podwójnego (Chawła i wsp., 2016). Stanole w roślinach odpowiadają głównie za tworzenie struktur obecnych w błonach komórkowych. Do tej grupy należy około 200 różnych fitosteroli,

jednak dominującymi związkami z tej grupy w różnych źródłach są β -sitosterol, kampesterol i stigmasterol (Lagarda i wsp., 2006; Wang i wsp., 2018). Synteza steroli zachodzi głównie w roślinach i zwierzętach morskich, natomiast organizm człowieka nie jest w stanie ich wytworzyć (Yang i wsp., 2019). Fitosterole mają działanie prozdrowotne takie jak: działanie przeciwzapalne, przeciwutleniające i obniżanie poziomu cholesterolu we krwi (Poudel i wsp., 2023). Aktywność biologiczna fitosteroli zależy od ich struktury i formy, a to wpływa na ich działanie przeciwutleniające i zdolność do obniżania poziomu cholesterolu we krwi (Wang i wsp., 2018). Właściwości przeciwnowotworowe i stymulacja układu odpornościowego to kolejne możliwe korzyści prozdrowotne fitosteroli. Związki te mogą ograniczać rozwój nowotworu poprzez modulację proliferacji apoptozy komórek nowotworowych (Blanco-Vaca i wsp., 2019). Nasiona roślin oleistych obfitują w fitosterole, które są podstawową strukturą błon komórkowych roślin. Najliczniejszymi fitosterolami w oleju z nasion komosy ryżowej są β -sitosterol (63,7 mg \cdot 100 g⁻¹), kampesterol (15,6 mg/100 g) i stigmasterol (3,2 mg \cdot 100 g⁻¹) (Ryan i wsp., 2007). Chociaż te poziomy fitosteroli są wyższe w porównaniu z nasionami dyni i ziarna jęczmienia, to jednak są niższe niż w nasionach soczewicy i ciecierzycy. Zalecane dawkowanie ze źródeł naturalnych, to ekwiwalent 0,8-1,0 g fitosterolu dziennie. Uważa się, że taka dawka pomaga zmniejszyć poziom cholesterolu LDL i utrzymać zdrowie serca (Ryan i wsp., 2007; James, 2009).

2.4.3. Skwalen

Składniki znajdujące się w niezmydlającej się frakcji lipidowej nasion komosy, oprócz tokoli, to skwalen i fitosterole. Skwalen to wysoce nienasycony węglowodór z rodziny triterpenoidów, który jest syntetyzowany w roślinach, zwierzętach, bakteriach i grzybach jako prekursor syntezy metabolitów wtórnych, takich jak sterole, hormony czy witaminy (Rohmer i wsp., 1996; Ghimire i wsp., 2016). Udowodniono, że skwalen jest głównym składnikiem oleju z wątroby rekina, któremu Japończycy przypisują silne właściwości lecznicze (Wołosik i wsp., 2013). Wysokie stężenie skwalenu w oleju z wątroby rekina wiąże się z działaniem ochronnym przed infekcjami bakteryjnymi i grzybiczymi, a w szczególności wykazuje korzystne działanie w suchych zmianach skórnych i egzemie (Okada i Matsumoto, 2004; Nowicki i Barańska-Rybak, 2007). Skwalen może być pozyskiwany również ze źródeł pochodzenia roślinnego, takich jak oliwa z oliwek, olej z pestek winogron, olej sojowy, ryż, kielki pszenicy, orzeszki ziemne, kukurydza i amarantus (Lozano-Grande, 2018).

W badaniach wykazano, że skwalen ma działanie kardioprotekcyjne w chorobach sercowo-naczyniowych ze względu na swoje właściwości przeciwutleniające. Ta właściwość jest spowodowana dużą ilością wiązań podwójnych w strukturze tego związku (Ibrahim i wsp., 2020b). Z badań przeprowadzonych przez Micera i wsp. (2020) wynika, że wykorzystanie skwalenu w celu utrzymania aktywności enzymów antyoksydacyjnych w sercu

i układzie naczyniowym ma pozytywny wpływ na zdrowie człowieka i pomaga w zapobieganiu chorobom sercowo-naczyniowym. Dane literaturowe wskazują, że zawartość skwalenu w oleju z nasion komosy ryżowej waha się od 33,9 do 58,4 mg 100 g⁻¹ (James, 2009).

2.4.4. Tokole

Tokole to organiczne związki chemiczne rozpuszczalne w tłuszczach. W skład tokoli wchodzi tokoferole (α -, β -, γ - i δ -) i tokotrienole (α -, β -, γ - i δ -), które tworzą grupę organicznych związków chemicznych jaką jest witamina E. Ich wspólną cechą jest obecność dwupierścieniowego szkieletu 6-hydroksychromanu oraz łańcucha bocznego zbudowanego z 3 jednostek izoprenowych (Eitenmiller i wsp., 2008). Spośród czterech izomerów tokoferolu, α -tokoferol charakteryzuje się najwyższą aktywnością biologiczną, ponieważ jest zatrzymywany w dużych ilościach w tkankach organizmu i w osoczu, a także jest najbardziej rozpowszechniony ze względu na jego obecność w różnych roślinach i ich produktach spożywczych (Szewczyk i wsp., 2021). Najwyższa aktywność biologiczna α -tokoferolu sprawia, że jest najważniejszym związkiem z grupy tokoferoli i dlatego jest on powszechnie zalecany lub nazywany witaminą E, a poziom tokoferoli wyraża się lub mierzy w poziomie α -tokoferolu i ekwiwalentu α -tokoferolu (EFSA, 2015).

Zawartość tokoli w nasionach komosy ryżowej kształtuje się od 3,788 do 7,773 mg 100 g⁻¹, w tym od 0,870 do 1,602 mg·100 g⁻¹ α -tokoferolu (Tang i wsp., 2015b). Tokole znane są głównie ze swoich właściwości przeciwutleniających oraz roli w ograniczaniu neurodegeneracyjnych chorób sercowo-naczyniowych (Poudel i wsp., 2023). Zauważono również, że tokole pełnią funkcję immunoregulacyjną. Ich suplementacja w diecie może zwiększać aktywność układu odpornościowego i ograniczać możliwość rozwoju infekcji, zwłaszcza u osób starszych (Lewis i wsp., 2019). Udowodniono również, że tokole wpływają pozytywnie na funkcjonowanie oczu, ponieważ witamina E zapobiega zaćmie i jaskrze (Tanito, 2021). Stwierdzono, że stosowanie α -tokoferolu w formie kropli do oczu zapobiega uszkodzeniom oksydacyjnym oczu, a w konsekwencji poprawia stabilność i efektywność wzroku (Xin i wsp., 2016).

2.4.5. Karotenoidy

Karotenoidy to pigmenty, które są syntetyzowane przez fotosyntetyzujące organizmy, a także przez niektóre grzyby i bakterie, które nie prowadzą fotosyntezy. Organizm człowieka nie potrafi wytworzyć karotenoidów, ale są niezbędne do prawidłowego przebiegu wielu funkcji życiowych, dlatego należy je dostarczać wraz z pożywieniem (Sun i wsp., 2018). Różne części roślin takie jak korzenie, kwiaty, owoce i nasiona to główne źródło karotenoidów w diecie

człowieka (Ruiz-Sola i Rodríguez-Concepción, 2012). Spośród wielu scharakteryzowanych naturalnych karotenoidów tylko 40 występuje w żywności spożywanej przez człowieka (Rao i Rao, 2007). Karotenoidy posiadają potencjał przeciwutleniający (Fiedor i Burda, 2014), a także działają przeciwzapalnie, poprawiają odpowiedź immunologiczną i pomagają w zapobieganiu chorob przewlekłych oraz wpływają pozytywnie na funkcje poznawcze i siłę mięśni (Woodside i wsp., 2015). Stwierdzono również, że zapobiegają związaniu z wiekiem zwyrodnieniu plamki żółtej i korzystnie wpływają na zdrowie oczu (Alves-Rodrigues i Shao, 2004).

Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej wynosi około $4 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ i jest wyższa niż zawartość w ziarnie samopszy ($1 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) (Hidalgo i Brandolini, 2008) i kukurydzy ($0,7 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) (Scot i Eldridge, 2005). Natomiast karotenoidy w gorzkiej komosie ryżowej (komosa ryżowa o wysokiej zawartości saponin) stanowią około $0,8 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ (Wu, 2015).

2.4.6. Związki fenolowe

Związki fenolowe (fenole) to grupa metabolitów wtórnych występujących w roślinach, które w swojej strukturze posiadają co najmniej jedną grupę fenolową i wykazują właściwości o potencjale prozdrowotnym. Związki te dzieli się na flawonoidy (flawonole, flawanole, flawony, flawanony, izoflawony i antocyjany) oraz związki nie flawonoidowe (kwasy fenolowe, kwasy hydroksycynamonowe, lignany, stilbeny i garbniki) (Di Lorenzo i wsp., 2021). Polifenole zostały podzielone na różne grupy ze względu na liczbę pierścieni fenolowych i elementów strukturalnych, które łączą te pierścienie (Carvalho i wsp., 2021). Spośród polifenoli jedną z największych grup są flawonoidy, które występują w niemal wszystkich częściach roślin. Do tej pory zidentyfikowano około 8000 związków flawonoidowych (Mutha i wsp., 2021). Ze względu na zróżnicowaną strukturę flawonoidy wykazują różne funkcje i role w metabolizmie roślin. Odpowiadają między innymi za zapach, kolor i smak roślin (w tym owoców, kwiatów i nasion). Dodatkowo flawonoidy wspomagają ochronę roślin przed owadami i roślinożercami poprzez zmianę smakowitości roślin, zmniejszenie ich wartości odżywczych, zmniejszenie strawności, a także mogą działać jak toksyny (Mierziak i wsp., 2014; Mutha i wsp., 2021). Flawonoidy wykazują również właściwości takie jak: potencjał przeciwutleniający, przeciwgrzybicza, przeciwwirusowa i przeciwcukrzycowa. Związki te zostały również zidentyfikowane jako ważne substancje kardioprotekcyjne o korzystnym wpływie na funkcje serca, układu naczyniowego i krzepliwość krwi (Ribeiro i wsp., 2023). Kwasy fenolowe są kolejną główną klasą związków wśród polifenoli, które występują w roślinach jako metabolity wtórne, gdzie pełnią funkcje metaboliczne i fizjologiczne a także funkcje strukturalne i regulują procesy powiązane z rozwojem i wzrostem, a także biorą udział w budowaniu odporności roślin na stresy abiotyczne i biotyczne

(Lattanzio i wsp., 2009, 2012). Występują powszechnie w żywności pochodzenia roślinnego, w której mają wpływ na takie właściwości sensoryczne jak smak, cierpkość, gorycz lub kolor, a także mogą zostać wykorzystane jako naturalne konserwanty żywności. Podobnie jak inne związki fenolowe, kwasy fenolowe wykazują aktywność biologiczną, która jest powiązana z pozytywnym wpływem na zdrowie człowieka. Kwasom fenolowym przypisywane jest działanie przeciwutleniające, przeciwzapalne, przeciwdrobnoustrojowe, przeciwcukrzycowe oraz przeciwnowotworowe (Santos-Buela i wsp., 2023).

W literaturze określono całkowitą zawartość związków fenolowych w nasionach komosy ryżowej w zakresie od 11,40 to 223,80 mg GAE (równoważnik kwasu galusowego)·100 g⁻¹ suchej masy. W nasionach komosy ryżowej głównymi flawonoidami typu flawanoli są kwercetyna, kemferol i ich pochodne, a także orientyna, witeksyna i rutyna (Repo-Carrasco-Valencia i wsp. 2010; Tang i wsp. 2015a; Balakrishnan i Schneider, 2022). Dodatkowo w mniejszym stężeniu występuje również moryna, hesperydyna i neohesperydyna (Paśko i wsp., 2008). Kwasy fenolowe, które zidentyfikowano w nasionach komosy ryżowej to między innymi kwas wanilinowy, protokatechowy, ferulowy, kawowy, p-kumarowy, 4-hydroksybenzoesowy i 8,5'-diferulowy oraz ich pochodne (Hernández-Ledesma, 2019).

3. Metodyka badań

3.1. Układ doświadczenia

Doświadczenie polowe zostało przeprowadzone w latach 2020-2022 na terenie Stacji Doświadczalnej Oceny Odmian w Chrzastowie (53°10'13,0" N 17°34'37,2" E), która należy do Centralnego Ośrodka Badań Roślin Uprawnych (COBORU) w Słupi Wielkiej. Badania prowadzono przez 3 lata jako 2-czynnikowe w układzie losowanych podbloków w 3 powtórzeniach. Zastosowano 12 kombinacji w 3 powtórzeniach. Łącznie doświadczenie złożone było z 36 poletek badawczych. W uprawie zastosowano komosę ryżową odmiany Titicaca.

Charakterystyka odmiany Titicaca:

Odmiana Titicaca komosy ryżowej została wyhodowana w Danii przez Svena-Erika Jacobsena. Jest jedną z lepszych, wysokoplonujących odmian tej hodowli (plon nasion do 3 t·ha⁻¹). Ważną jej cechą różniącą od odmian amerykańskich jest krótki okres wegetacji od 120 do 150 dni (Jacobsen, 2017). Odmiana ta charakteryzuje się zieloną łodygą z żółtymi paskami, trójklapowym ulistnieniem o liściach z odcieniem barwy pośredniej zieleni, które wraz z dojrzewaniem nasion żółkną. Kwiatostan roślin odmiany Titicaca jest pojedynczy, zbity na szczycie łodygi o barwie pomarańczowej (Jacobsen, 2017). Wysokość roślin kształtuje się w zakresie od około 47 do około 140 cm (Savić i wsp., 2019; Dao i wsp. 2020). Nasiona charakteryzują się jasną żółtą barwą, masą tysiąca nasion około 3 g. Są bogate w białko (zawierają około 15 g·100 g⁻¹), tłuszcz (na poziomie około 6 g·100 g⁻¹) i węglowodany strawne (około 60 g·100 g⁻¹) (Sobota i wsp. 2020). Odmiana ta charakteryzuje się również neutralną reakcją na długości dnia (Bendvis i wsp. 2014). Hodowca zaleca siew tej odmiany w rzędach o rozstawie od 25 do 50 cm, na głębokość około 1 do 2 cm, przy gęstości siewu około 10 kg·ha⁻¹. W fazie pełnej dojrzałości nasion i zaschniętych kwiatostanach rośliny tej odmiany nadają się do bezpośredniego zbioru kombajnem.

Czynniki doświadczalne:

Czynnik 1 – poziom nawożenia (symbol N):

N0 – kontrola (bez stosowania nawozów NPK i siarki)

N1 – 60 kg·ha⁻¹ N, 21 kg·ha⁻¹ P, 60 kg·ha⁻¹ K, 40 kg·ha⁻¹ S

N2 – 120 kg·ha⁻¹ N, 42 kg·ha⁻¹ P, 120 kg·ha⁻¹ K, 40 kg·ha⁻¹ S

N3 – 180 kg·ha⁻¹ N, 63 kg·ha⁻¹ P, 180 kg·ha⁻¹ K, 40 kg·ha⁻¹ S

Czynnik 2 – gęstość siewu (symbol G) – wyrażona przez masę wysiewanych nasion na jednostce powierzchni:

G1 – 0,5 g·m⁻²

G2 – 0,9 g·m⁻²

G3 – 1,3 g·m⁻²

Zastosowane nawozy:

Superfosfat potrójny – o zawartości 46% P₂O₅

Siarczan potasu – o zawartości 50% K₂O i 45% S

Saletra amonowa – całkowita zawartość azotu 34 %; azot w formie azotanowej NO₃ (17%) i amonowej NH₄ (17%)

Sól potasowa – o zawartości 60% K₂O

Nawozy zostały zaaplikowane metodą rzutową na wszystkie obiekty doświadczalne (z wyjątkiem obiektów kontrolnych N0). Sól potasową i superfosfat potrójny wysiano jesienią w roku poprzedzającym założenie doświadczenia, natomiast siarczan potasu przedsięwzięcie. Nawożenie azotem zastosowano w formie saletry amonowej przed siewem nasion komosy ryżowej w dawce 60 kg·ha⁻¹ zgodnie z założeniem poziomu nawożenia N1. W przypadku poziomu N2 azot zastosowano w dwóch terminach, tj. 60 kg·ha⁻¹ przedsięwzięcie i 60 kg·ha⁻¹ pogłównie w fazie 11 par liści. Natomiast poziom N3 osiągnięto aplikując azot w trzech terminach: 60 kg·ha⁻¹ przedsięwzięcie, 60 kg·ha⁻¹ pogłównie w fazie 11 par liści i 60 kg·ha⁻¹ w fazie pąkowania.

Siew nasion komosy ryżowej został wykonany przy pomocy siewnika poletkowego SPZ-1,5 (Przemysłowy Instytut Maszyn Rolniczych, Poznań, Polska) (fot. 1). Na każdym poletku nasiona wysiano w 4 rzędach o długości 11 m i rozstawie 40 cm. Powierzchnia poletka, którą przeznaczono do prowadzenia obserwacji i zbioru wynosiła 17,6 m².



Fot. 1. Siewnik poletkowy SPZ-1,5 (fot. W. Pilarski).

3.2. Ocena warunków prowadzenia doświadczenia

Warunki meteorologiczne w trakcie prowadzonych badań oceniono na podstawie analizy danych meteorologicznych (średnia temperatura miesięczna i suma opadów w miesiącu) pochodzących z posterunku meteorologicznego zlokalizowanego w Chrzastowie należącego do Instytut Meteorologii i Gospodarki Wodnej.

W ocenie warunków prowadzenia doświadczenia określono również współczynnik hydrotermiczny zabezpieczenia w wodę [K] wg. Sielianinowa (Molga, 1986), który opisuje w sposób kompleksowy wpływ czynnika termicznego i wilgotnościowego na rozwój roślin uprawnych. Współczynnik ten określa poziom zaopatrzenia w wodę roślin uprawnych, biorąc pod uwagę przebieg warunków meteorologicznych (temperatura powietrza i opady atmosferyczne). Współczynnik K obliczono wykorzystując następujący wzór (Molga, 1986):

$$K = \frac{10 * \text{miesięczna suma opadów [mm]}}{\text{liczba dni} * \text{średnia dobowo temperatura powietrza w miesiącach [°C]}}$$

Interpretacja współczynnika hydrotermicznego wg. Sielianinowa jest następująca (Molga, 1986):

- K > 1,5 – wilgotność dla większości roślin nadmierna,
- 1 < K < 1,5 – wilgotność dla większości roślin dostateczna,
- 0,5 < K < 1,0 – wilgotność dla większości roślin niedostateczna,
- K < 0,5 – susza.

Do oceny odczynu pH gleby i jej zasobności w makroskładniki (P, K, Mg) pobrano w każdym roku próbki glebowe i zlecono analizy chemiczne, które zostały wykonane w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Bydgoszczy.

3.2.1. Warunki meteorologiczne

W omawianym trzyleciu (2020-2022) najniższa średnia temperatura dobowo w okresie wegetacji została odnotowana w 2020 roku (13,9°C) (tab. 1). We wszystkich miesiącach z wyjątkiem września odnotowano niższe średnie temperatury niż w latach 2021 i 2022. W 2022 roku odnotowano najwyższą średnią dobową temperaturę w okresie wegetacji i była ona wyższa o 0,5°C w porównaniu do roku 2020 i o 0,3°C względem roku 2021. W odniesieniu do wielolecia średnia dobowo dla okresu wegetacji w 2022 roku była taka sama i wynosiła 16,7°C. W latach prowadzenia badań najwyższe średnie dobowe odnotowano w 2021 roku w miesiącu czerwcu (19,1°C) i lipcu (20,7°C) oraz w 2022 roku w lipcu (18,8°C) i sierpniu (21,2°C).

Suma opadów od maja do września w 2020 roku wynosiła 428 mm i była najwyższa w opisywanych latach oraz o 99 mm większa niż w wieloleciu 2010 - 2022 (tab. 1). Największą ilość opadów odnotowano w czerwcu (166 mm) i sierpniu (105 mm). Najmniejszą sumę opadów odnotowano w 2021 roku (214 mm). W tym roku najniższą sumę opadów odnotowano we wrześniu (25 mm), jednak nie wpłynęło to na plonowanie roślin, ponieważ w tym roku badań zbiorów roślin nastąpił już w sierpniu (tab. 1).

Tab. 1. Średnia miesięczna temperatura powietrza, miesięczna suma opadów atmosferycznych i współczynnik hydrotermicznego zabezpieczenia w wodę dla badanych sezonów wegetacji komosy ryżowej.

Temperatura [°C]						
	V	VI	VII	VIII	IX	Średnia / suma
2020	10,8	17,7	18,2	19,7	14,5	16,2
2021	11,6	19,1	20,7	17,1	14,0	16,5
2022	12,9	18,3	18,8	21,2	12,1	16,7
Wielolecie (2010-2022)	13,3	17,6	19,4	19,6	13,8	16,7
Opady [mm]						
2020	45	166	57	105	55	428
2021	68	41	46	34	25	214
2022	25	40	43	64	54	226
Wielolecie (2010-2022)	53	59	84	64	43	329
Wartość współczynnika hydrotermicznego zabezpieczenia w wodę ¹						
2020	1,3	3,1	1,0	1,7	1,3	1,7
2021	1,9	0,7	0,7	0,6	0,6	0,9
2022	0,6	0,7	0,7	1,0	1,5	0,9
Wielolecie (2010-2022)	1,3	1,1	1,4	1,1	1,0	1,2

¹ – wg. Sielianinowa (Molga, 1986)

Obliczone współczynniki hydrotermiczne zabezpieczenia w wodę wg. Sielianinowa (tab. 1), które uwzględniają w sposób kompleksowy temperatury powietrza i opady atmosferyczne, pozwoliły stwierdzić, że najbardziej zbliżone do optymalnych warunki dla wzrostu i rozwoju roślin komosy ryżowej wystąpiły w latach 2021 i 2022. Współczynnik hydrotermiczny

w 2020 roku mieścił się w przedziale od 1,0 do 3,1. W czerwcu (3,1) i sierpniu (1,7) odnotowano najwyższe współczynniki hydrotermiczne. Średni współczynnik hydrotermicznego zabezpieczenia w wodę w okresie wegetacji roślin komosy ryżowej dla roku 2020 wynosił 1,7, a to oznacza, że wilgotność w tym sezonie była nadmierna dla rosnących roślin. W latach 2021 i 2022 mała suma opadów w połączeniu z wysokimi średnimi temperaturami dobowymi przyczyniły się do niedostatecznego zaopatrzenia roślin w wodę. Dostateczne zaopatrzenie w wodę w okresie wegetacji roślin według współczynnika hydrotermicznego wystąpiło tylko w maju 2021 roku oraz w sierpniu i wrześniu 2022 roku. Ilość opadów w pozostałych miesiącach była niedostateczna, a skrajna susza wg. współczynnika hydrotermicznego nie wystąpiła w badanym okresie. Analizując średnie współczynnika hydrotermicznego z wielolecia (2010 - 2022) dla każdego miesiąca i całego okresu wegetacji roślin komosy ryżowej można stwierdzić, że zaopatrzenie w wodę w tych latach było dostateczne.

3.2.2. Warunki glebowe i agrotechniczne

Przeprowadzone doświadczenie zostało założone na glebie brunatnej, lekkiej, na podłożu z piasku gliniastego mocnego pylastego na glinie średniej. Klasa bonitacyjna gleby określona została jako IVb, która należy do kompleksu żytniego dobrego. Przed założeniem doświadczenia gleba została przebadana pod kątem odczynu (pH) i zasobności w: K_2O , P_2O_5 i Mg w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Bydgoszczy (tab. 2). Zawartość makroskładników w glebie była podobna w omawianym okresie i została oznaczona jako wysoka dla fosforu i potasu, a średnia dla magnezu. Odczyn gleby został oznaczony jako lekko kwaśny i również był zbliżony w omawianym okresie. Gleby te można zaklasyfikować według Systematyka gleb Polski (2019) następująco:

- rząd – gleby brunatnoziemne,
- typ – gleby brunatne właściwe,
- podtyp – typowe,
- rodzaj – wytworzone z utworów lodowcowych,
- gatunek – piaski gliniaste mocne, pyliste na podłożu z piasków lekkich.

Przedplonem w 2020 roku była kukurydza, w 2021 roku był burak cukrowy, a w 2022 roku pszenica jara. Poszczególne zabiegi uprawowe zostały wykonane zgodnie z przyjętym schematem w terminach podanych w tab. 3.

Nawożenie fosforowe i potasowe było wykonywane jesienią przed orką zimową w roku poprzedzającym założenie doświadczenia. Pierwszą dawkę nawożenia azotowego w każdym roku zastosowano przed siewem nasion komosy ryżowej. Siew nasion w każdym roku odbywał się w pierwszej dekadzie maja. Najszybsze wschody roślin komosy ryżowej odnotowano w 2021 roku (10 dni po siewie), natomiast najdłużej wschody trwały w roku 2020 (14 dni od siewu). Kolejne dawki nawożenia były aplikowane zgodnie z terminem określonym

w modelu doświadczenia. Rośliny komosy ryżowej w 2021 roku rozwijały się szybko i w porównaniu do lat 2020 i 2022 najwcześniej osiągały takie fazy rozwojowe jak: początek i koniec kwitnienia, dojrzałość pełna nasion. Ze względu na przyspieszoną wegetację roślin z powodu niedoborów wody i wysokich temperatur zbiór również odbył się najwcześniej. W 2022 roku zbiór nasion się opóźnił ze względu na opady deszczu w pierwszej i drugiej dekadzie września.

W trakcie sezonu wegetacji komosy ryżowej chwasty na poletkach prowadzonego doświadczenia były usuwane mechanicznie ze względu na brak dostępnych herbicydów zarejestrowanych do stosowania w uprawie komosy ryżowej. Szkodniki takie jak mszyce i zmieniki były systematycznie zwalczane po przekroczeniu progu szkodliwości (mszyce – pojedyncze mszyce na 20% roślin lub początek kolonii na 10% roślin; zmienik lucernowiec – obecność szkodnika na pąkach kwiatowych i kwiatach) poprzez zastosowanie insektycydów takich jak: Karate Zeon 050 SC, Lanmos 20 SP, Sumi Alpha 050 EC, Inazuma 130 WG.

Tab. 2. Odczyn (pH) i zawartość makroskładników w glebie w latach prowadzenia badań (2020-2022).

Cecha		Lata				
		2020	2021	2022	średnio	
pH w KCl		6,4	6,3	6,4	6,4	
Odczyn		lekko kwaśny	lekko kwaśny	lekko kwaśny	-	
Przyswajalne formy składników mineralnych [mg kg ⁻¹]	Fosfor	Zawartość P ₂ O ₅	160	162	181	167,7
		Ocena zawartości	wysoka	wysoka	wysoka	-
	Potas	Zawartość K ₂ O	195	172	198	188,3
		Ocena zawartości	wysoka	wysoka	wysoka	-
	Magnez	Zawartość Mg	59	55	54	56,0
		Ocena zawartości	średnia	średnia	średnia	-

Tab. 3. Terminy wykonywania zabiegów agrotechnicznych i przebieg wegetacji roślin komosy ryżowej (w skali BBCH) w latach 2020-2022.

Rodzaj zabiegu	Lata		
	2020	2021	2022
Wysiew nawozów fosforowych i potasowych (Superfosfat potrójny i sól potasowa) zgodnie ze schematem doświadczenia, agregat uprawowy	08.11.*	16.11.*	04.10.*
Orka przedzimowa	29.11.*	05.12.*	03.12.*
Włóka + brona	18.03.	29.03.	30.03.
Agregat uprawowy	21.04.	23.04.	22.04.
Wysiew nawozów azotowych i siarkowych (saletra amonowa i siarczan potasu) zgodnie ze schematem doświadczeni (Poziom N1, N2 i N3), agregat uprawowy	30.04.	02.05.	02.05.
Siew	06.05.	10.05.	09.05.
Wschody (10 BBCH)	25.05.	20.05.	22.05.
Nawożenie azotowe w fazie 11 par liści (19 BBCH) (Poziom N2 i N3)	06.06.	31.05.	02.06.
Nawożenie azotowe w fazie pąkowania (50 BBCH) (Poziom N3)	22.06.	11.06.	17.06.
Początek kwitnienia (60 BBCH)	16.07.	26.06.	01.07.
Koniec kwitnienia (69 BBCH)	24.07.	06.07.	13.07.
Dojrzałość pełna nasion (85 BBCH)	24.08.	05.08.	31.08.
Zbiór nasion	09.09.	25.08.	23.09.

* zabieg wykonywany w roku poprzednim.

3.3. Obserwacje i pomiary cech morfologicznych roślin komosy ryżowej w trakcie wegetacji

W trakcie prowadzenia doświadczeń wykonano obserwacje i określono daty wystąpienia faz rozwojowych komosy ryżowej zgodnie ze skalą BBCH dla tego gatunku (Sosa-Zuniga i wsp., 2017). Obserwowano następujące fazy: wschody (BBCH 10), początek i koniec kwitnienia (BBCH 60 i 69), a także dojrzałość pełną nasion (BBCH 87). Obserwacje te zostały wykonane zgodnie z metodyką badań wartości gospodarczej odmian stosowanej w COBORU (COBORU, 2020).

3.3.1. Wschody

Ocenę wschodów wykonano po ich zakończeniu, w fazie 2-4 liści komosy ryżowej. Celem była ocena wyrównania wschodów roślin na poletkach (fot. 2). Ocenę wykonano w skali 9 stopniowej, w której wartość 9 oznacza wschody bardzo dobre i wyrównane, wartość 7 – wschody dobre i wyrównane, wartość 5 – wschody średnie i średnio wyrównane, wartość 3 – wschody słabe i słabo wyrównane, wartość 1 – wschody bardzo słabe i nie wyrównane.



Fot. 2. Rośliny komosy ryżowej w fazie 2-4 liści (fot. W. Pilarski).

3.3.2. Obsada roślin po wschodach i przed zbiorem

Obsada roślin na każdym poletku doświadczalnym określono poprzez policzenie roślin znajdujących się w centralnej części poletka (2 i 3 rząd) w dwóch terminach: po pełni wschodów roślin oraz przed zbiorem. Określenie liczby roślin w tych fazach pozwoliło na określenie ubytków roślin w okresie wegetacji. Następnie określona liczba roślin została przeliczona na liczbę roślin na powierzchnię 1 m².

3.3.3. Pomiar cech morfologicznych roślin

W fazie dojrzałości pełnej nasion roślin komosy ryżowej zostało pobrane losowo po 10 roślin z każdego poletka. W laboratorium pobrane rośliny przygotowano do pomiarów poprzez usunięcie liści i podzielenie rośliny na łodygi i kwiatostany. Następnie przy pomocy przyrządu mierniczego zmierzono długość: łodygi, kwiatostanu i wysokość całej rośliny. Średnicę kwiatostanu określono przy pomocy suwmiarki elektronicznej

(Tesa Sàrl, Renens, Szwajcaria). A przy użyciu wagi laboratoryjnej (Axis, Gdańsk, Polska) zważono masę liści, łodygi, kwiatostanu i całej rośliny. Dokładność ważenia wynosiła 0,01 g.



Fot. 3. Rośliny komosy ryżowej w fazie dojrzewania obiekty N1-G3 i N2-G1(28.07.2021 r.) (fot. W. Pilarski).

3.3.4. Plon nasion

Zbiór komosy ryżowej został przeprowadzony kombajnem poletkowym Wintersteiger Delta (Wintersteiger, Ried im Innkreis, Austria) (fot. 4), w fazie pełnej dojrzałości nasion. Uzyskany materiał został dosuszony do stałej wilgotności 9%, a następnie oczyszczony przy użyciu uniwersalnej czyszczalni „Kruszek” (Promar, Poznań, Polska) (fot. 5). Oczyszczone nasiona następnie zważono przy pomocy wagi (CAS Polska, Warszawa, Polska) z dokładnością do 0,01 kg. A uzyskane wyniki z każdego poletka przeliczono na t^{ha}⁻¹.



Fot. 4. Kombajn poletkowy Wintersteiger Delta (fot. W. Pilarski).



Fot. 5. Uniwersalna czyszczalnia „Kruszek” (fot. W. Pilarski).

3.4. Cechy morfologiczne i fizyczne nasion komosy ryżowej

W laboratorium przebadano i oceniono uzyskane nasiona pod względem takich cech jak: masa tysiąca nasion, cechy geometryczne oraz barwa.

3.4.1. Masa tysiąca nasion (MTN)

Do określenia masy tysiąca nasion wykorzystano optyczny licznik nasion (Sadkiewicz Instruments, Bydgoszcz, Polska) (fot. 6). Z każdego poletka pobrano próbkę nasion i następnie zważono na wadze laboratoryjnej (Axis, Gdańsk, Polska) z dokładnością do 0,01 g. Z każdego poletka badawczego ważono po 4 próby losowe po 500 nasion każda. Z uzyskanych wyników wyciągnięto średnią i pomnożono przez dwa uzyskując masę tysiąca nasion.



Fot. 6. Optyczny licznik ziaren (fot. W. Pilarski).

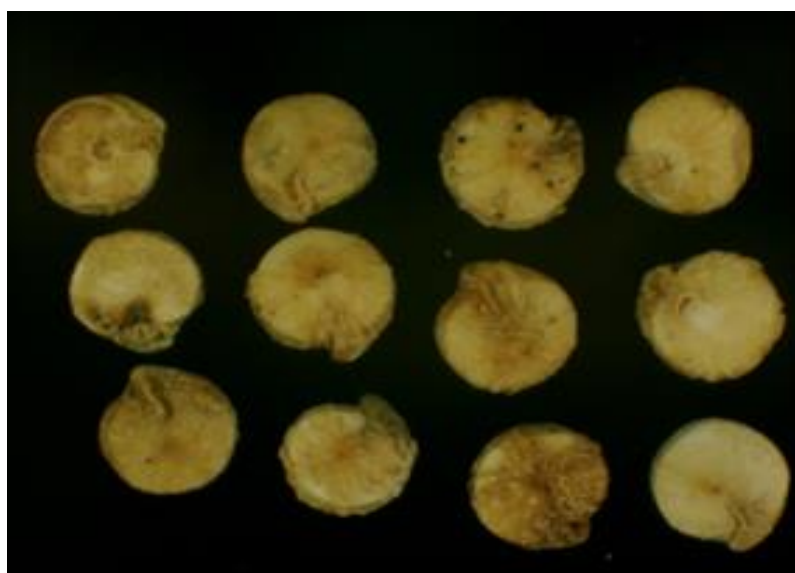
3.4.2. Cechy geometryczne

Do analizy cech geometrycznych nasion takich jak: powierzchnia, średnica, obwód i kolistość wykorzystano metodę cyfrowej analizy obrazu (DIA – Digital Image Analysis). Zdjęcia nasion wykonano przy pomocy stanowiska pomiarowego DIA (fot. 7 i 8). Analiza została przeprowadzona zgodnie z metodyką opisaną przez Tańska i wsp. (2018). Zdjęcia zostały wykonane w wysokiej rozdzielczości kamerą CCD (urządzenie ze sprzężeniem ładunkowym) typu DXM-1200 (Nikon Inc., Melville, USA). Uzyskane fotografie zostały przeanalizowane przez oprogramowanie LUCIA G wersja 4.8 (Laboratory Imaging, Praga, Republika Czeska). Źródłem światła było

oświetlenie Kaiser RB 5004 HF – zestaw lamp emitujących światło typu dziennego wyposażonego w 4 świetlówki o wysokiej częstotliwości i mocy (temperatura barwowa około 5400 K) (Kaiser Fototechnik GmbH & Co.KG, Buchen, Niemcy). Przed rozpoczęciem analiz wykonano kalibrację aparatury używając wzorcowej białej płytki. Pomiary cech geometrycznych wykonano dla 50 losowo wybranych nasion z każdego poletka badawczego.



Fot. 7. Stanowisko pomiarowe cyfrowej analizy obrazu (DIA) (fot. W. Pilarski).

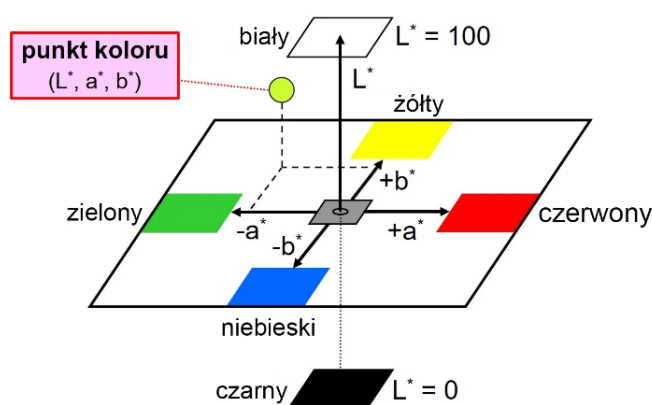


Fot. 8. Przykładowy obraz nasion komosy ryżowej w trakcie analizy za pomocą DIA (fot. W. Pilarski).

3.4.3. Barwa

Barwa nasion została określona z użyciem metody DIA opisanej w punkcie 3.3.2 i wyrażona w parametrach modelu CIE $L^*a^*b^*$ (rys. 1) (Tańska i wsp., 2017). W przypadku tego modelu barwa jest opisywana matematycznie poprzez trzy parametry:

- L^* – jasność (iluminacja) odpowiada za udział w barwie odcieni białych lub czarnych;
- a^* – wskazuje na udział w barwie odcieni zielonych (wartości ujemne) lub czerwonych (wartości dodatnie);
- b^* – wskazuje na udział w barwie odcieni żółtych (wartości dodatnie) lub niebieskich (wartości ujemne).



Rys. 1. Trójwymiarowa przestrzeń barw w modelu CIE $L^*a^*b^*$ (opracowanie własne na podstawie <https://www.ulprospector.com/knowledge/16423/pc-the-cielab-system-the-method-to-specify-colors-of-coatings/>).

W przypadku analizy barwy dokonywano pomiaru parametrów barwy 50 losowo wybranych nasion z każdego poletka badawczego, a uzyskane wartości uśredniono.

3.5. Analiza składu chemicznego i potencjału przeciwutleniającego nasion

Analizy laboratoryjne właściwości chemicznych nasion komosy ryżowej wykonano w laboratorium Katedry Przetwórstwa i Chemii Surowców Roślinnych w Uniwersytecie Warmińsko-Mazurskim w Olsztynie. W trakcie badań laboratoryjnych oznaczono w nasionach całkowitą zawartość tłuszczu, skład kwasów tłuszczowych oraz zawartość fitosteroli, tokoli, karotenoidów, skwalenu, związków fenolowych ogółem i flawonoidów, a także potencjał przeciwutleniający.

3.5.1. Tłuszcz całkowity

Tłuszcz z nasion komosy ryżowej wyekstrahowano metodą Soxhleta z użyciem heksanu o czystości analitycznej (typowy rozpuszczalnik do ekstrakcji olejów jadalnych) (fot.9). Całkowita zawartość tłuszczu w nasionach została oznaczona zgodnie z PN-EN ISO 659:2010. W metodzie tej uprzednio rozdrobnione nasiona odważono do giliż w ilości około 30 g i umieszczono w aparatach FoodALYT RT 60 (Omnilab, Bremen, Niemcy) (fot. 9). Ekstrakcję prowadzono heksanem przez około 16 h, do momentu całkowitego wyekstrahowania tłuszczu. Rozpuszczalnik odparowano w wyparce próżniowej typu R-210 (Büchi Labortechnik, Flawil, Szwajcaria). Kolby z tłuszczem zważono i obliczono zawartość tłuszczu w nasionach. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach. Wyekstrahowany tłuszcz wykorzystano w analizach składu kwasów tłuszczowych i zawartości fitosteroli, tokoli, karotenoidów i skwalenu.



Fot. 9. Aparat Soxhleta w trakcie ekstrakcji tłuszczu z nasion komosy ryżowej (fot. W. Pilarski).

3.5.2. Kwasy tłuszczowe

Skład kwasów tłuszczowych w tłuszczu uzyskanym z nasion komosy ryżowej został określony zgodnie z metodyką opisaną przez Roszkowską i wsp. (2015). W pierwszej kolejności przeprowadzono metylację kwasów tłuszczowych zawartych w próbce tłuszczu przez dodanie mieszaniny metylującej (metanol:chloroform:kwas siarkowy, 100:100:1, v/v/v) w temperaturze 70°C przez 2 h, a następnie zobojętnienie kwasu siarkowego poprzez dodatek niewielkiej ilości cynku i odparowanie

rozpuszczalnika w strumieniu azotu. Następnie suchą pozostałość rozpuszczono w heksanie o czystości chromatograficznej i po odwirowaniu poddano analizie chromatograficznej. Estry metylowe analizowano przy użyciu chromatografu gazowego GC-MS QP2010 PLUS (Shimadzu, Kyoto, Japonia) (fot. 10). Rozdział kwasów tłuszczowych prowadzono na kolumnie kapilarnej SGE BPX-70 (SGE Analytical Science, Victoria, Australia) o wymiarach 25 m x 0,22 mm x 0,25 μm , używając helu jako gazu nośnego przepływającego z prędkością 1,3 ml/min. Początkowa temperatura kolumny 150°C utrzymywana była przez 0,5 min, a następnie zwiększono do 180°C z szybkością 10°C/min. Po osiągnięciu tej temperatury w kolumnie, zwiększono ją ponownie do 185°C z szybkością 1,5°C/min. Końcową temperaturę kolumny 250°C osiągnięto przy szybkości wzrostu 30°C/min. Chromatograf gazowy sprzężony był bezpośrednio ze spektrometrem mas o temperaturze 220°C, a energia jonizacji osiągnęła 70 eV. Rejestracja danych opiera się na trybie całkowitego prądu jonowego (TIC) w zakresie od 45 do 500 m/z. Kwasy tłuszczowe zidentyfikowano na podstawie widm masowych. Skład kwasów tłuszczowych podano jako udziały procentowe poszczególnych kwasów tłuszczowych w sumie wszystkich kwasów tłuszczowych, biorąc do obliczeń pola powierzchni zidentyfikowanych kwasów tłuszczowych. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.



Fot. 10. Chromatograf gazowy użyty w badaniach składu kwasów tłuszczowych i fitosteroli (GC-MS QP2010 PLUS) (fot. W. Pilarski).

3.5.3. Fitosterole

Zawartość fitosteroli w nasionach komosy ryżowej oznaczono zgodnie z metodyką opisaną przez Roszkowską i wsp. (2015). Ekstrakcję fitosteroli z wcześniej wyekstrahowanego tłuszczu przeprowadzono w następujący sposób: do próbki rozcieńczonej w etanolu dodano roztwór α -cholestanu (Sigma-Aldrich, St. Louis, MO, Stany Zjednoczone; dostawca z Poznania, Polska) w etanolu jako wzorca wewnętrznego i 2 M roztwór wodorotlenku potasu w metanolu. Mieszaninę ogrzewano w temperaturze 70°C przez 30 minut. Następnie frakcję niezmydlającą ekstrahowano czterokrotnie eterem dietylowym o czystości analitycznej. Otrzymany ekstrakt przepłukano wodą, a następnie odparowano rozpuszczalnik w wyparce próżniowej typu R-210 (Büchi Labortechnik) w obecności azotu. W dalszej kolejności przeprowadzono derywatyzację poprzez dodanie do suchego ekstraktu pirydyny i BSTFA (N,O-bis (trimetylosililo) trifluoroacetamid) z 1% TMCS (trimetylochlorosilan) i ogrzewanie w temperaturze 60°C przez 60 minut. Otrzymaną mieszaninę rozcieńczono w heptanie o czystości chromatograficznej i poddano analizie przy użyciu chromatografu GC-MS QP2010 PLUS (Shimadzu, Kyoto, Japonia) (fot. 10) sprzężonego ze spektrometrem mas i wyposażonego w kolumnę kapilarną ZB-5MSi (30 m x 0,25 mm x 0,25 μ m, Phenomenex, Torrance, Kalifornia, USA). Analizę prowadzono przy zastosowaniu helu jako gazu nośnego podawanego z szybkością 0,9 ml/min. Początkowa temperatura kolumny wynosiła 70°C i utrzymywana była 2 min, a następnie wzrastała do 230°C z szybkością 15°C/min, po czym wzrastała do 310°C z szybkością 3°C/min. Temperatura detektora masowego wynosiła 240°C, a źródła jonów 220°C. Energia elektronów osiągnęła 70 eV. Dane z detektora były rejestrowane w trybie całkowitego prądu jonowego (TIC) w zakresie 100-600 m/z. Fitosterole zostały zidentyfikowane na podstawie czasów retencji i widm masowych pików, a ich zawartość obliczono na podstawie stężenia wzorca wewnętrznego. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.

3.5.4. Tokole

Zawartość tokoli w nasionach komosy ryżowej oznaczono zgodnie z metodyką opisaną przez Czaplickiego i wsp. (2016). Próbkę do analizy chromatograficznej przygotowano poprzez rozcieńczenie wcześniej wyekstrahowanego tłuszczu w heksanie i odwirowanie. Otrzymany roztwór analizowano przy użyciu HPLC (high performance liquid chromatography – wysokosprawna chromatografia cieczowa) z zastosowaniem aparatu Agilent Technologies serii 1200 (Santa Clara, Kalifornia, USA) wyposażonego w detektor fluorescencyjny tej samej firmy i kolumnę LiChrospher Si 60 (250 mm x 4 mm x 5 μ m, Merck, Darmstadt, Niemcy) (fot. 11). Jako fazę ruchomą zastosowano 0,7% roztwór izopropanolu w heksanie z szybkością przepływu 1 ml/min, a parametry pracy detektora obejmowały długość fali

wzbudzenia 296 nm i długość fali emisji 330 nm. Zawartość tokoli obliczono na podstawie krzywych wykreślonych dla standardów tokoli (homologi α , β , γ , oraz δ zakupione w firmie Sigma-Aldrich). Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.



Fot. 11. Chromatograf cieczowy użyty w badaniach tokoli, karotenoidów i skwalenu (HPLC Agilent Technologies 1200) (fot. W. Pilariski).

3.5.5. Karotenoidy

Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej oznaczono zgodnie z metodyką opisaną przez Czaplickiego i wsp. (2016). Ekstrakcję karotenoidów z wcześniej wyekstrahowanego tłuszczu przeprowadzono w następujący sposób: do tłuszczu dodano heksan o czystości analitycznej, roztwór β -apo-8'-karotenalu (Sigma-Aldrich) w chloroformie jako wzorzec wewnętrzny oraz 40% roztwór wodorotlenku potasu w metanolu, następnie mieszaninę poddano ciągłemu mieszaniu w temperaturze pokojowej przez 16 godzin, po czym zbierano supernatant, a pozostały osad kilkakrotnie przepłukano heksanem, aby zapewnić całkowitą ekstrakcję karotenoidów. Tak przygotowany ekstrakt, po odparowaniu do sucha w wyparce próżniowej typu R-210 (Büchi Labortechnik) w obecności azotu, rozpuszczono w mieszaninie dichlorometan: metanol o czystości chromatograficznej (Sigma-Aldrich) (55:45, v/v) i poddano analizie chromatograficznej w aparacie Agilent Technologies serii 1200 (Santa Clara, CA, USA) wyposażonym w detektor diodowy tej samej firmy i kolumnę YMC-C 30 (150 mm x 4,6 mm x 3 μ m, YMC-Europe GmbH, Dinslaken, Niemcy) (fot. 11). Związki były eluowane stosując gradientowy przepływ metanolu i eteru tert-butyloowo-metylowego (MTBE) o czystości

chromatograficznej (Sigma-Aldrich). Karotenoidy identyfikowano przy długości fali 450 nm. Zawartość karotenoidów obliczono na podstawie wzorca wewnętrznego. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.

3.5.6. Skwalen

Zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej oznaczono metodą wysokosprawnej chromatografii cieczowej (HPLC), zgodnie z metodą opisaną przez Czaplickiego i wsp. (2012). Próbkę do analizy chromatograficznej przygotowano poprzez rozcieńczenie wcześniej wyekstrahowanego tłuszczu w heksanie o czystości chromatograficznej i odwirowanie. Analizę przeprowadzono z użyciem chromatografu Agilent Technologies serii 1200 (Palo Alto, Kalifornia, USA) (fot. 11) i detektora fotodiodowego (PDA). Rozdział chromatograficzny przeprowadzono na kolumnie LiChrospher RP-18 (Merck, Niemcy, 250 mm x 4,6 mm, 5 µm), w temperaturze 30°C. Do elucji użyto fazę ruchomą trzyskładnikową składającą się z acetonitrylu (A), alkoholu izopropylowego (B) i heksanu (C), o czystości chromatograficznej (Sigma-Aldrich), z następującym przepływem: 0-12 min, 20-22% składnika B i 10-12% składnika C (gradient liniowy); 12-15 min 22-25% składnika B i 12-25% składnika C (gradient liniowy); 15-20 min, 25% składnika B i 25% składnika C (przepływ izokratyczny); 20-25 min, 25-20% składnika B i 25-10% składnika C (gradient liniowy). Szybkość przepływu fazy ruchomej przez kolumnę wynosiła 1 ml/min. Analityczną długość fali ustawiono na 218 nm. Do analizy ilościowej użyto zewnętrznej krzywej kalibracyjnej przygotowanej dla wzorca skwalenu (Sigma-Aldrich). Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.

3.5.7. Zawartość związków fenolowych ogółem

Oznaczenie zawartości związków fenolowych ogółem przeprowadzono zgodnie z metodyką opisaną przez Konopkę i wsp. (2014). W pierwszym etapie dokonano ekstrakcji związków fenolowych z odtłuszczonych nasion (sucha pozostałość po ekstrakcji tłuszczu) za pomocą 80% metanolu. Mieszaninę ekstrakcyjną energicznie wytrząsano przez 10 minut przy prędkości 1400 obr./min w temperaturze 30°C w Thermomixerze (ThermoMixer Comfort; Eppendorf AG, Hamburg, Niemcy), a następnie odwirowano przez 10 minut przy 25000 x g w wirówce Eppendorf typu 5417R (Eppendorf AG). Procedurę ekstrakcji powtórzono trzykrotnie. Zebrane supernatanty odparowano do sucha w temperaturze 50°C w wyparce próżniowej typu R-210 (Büchi Labortechnik). Reakcję barwną przeprowadzono dodając do suchego ekstraktu odczynnik Folin-Ciocalteu (Sigma-Aldrich) rozcieńczonego wodą destylowaną 1:2 (v/v) (0,5 ml), 14% węglan sodu (3 ml) i wodę destylowaną (7 ml). Po wymieszaniu roztwór pozostawiono na 60 min, a następnie zmierzono absorbancję w stosunku do próbki odczynnikowej (bez ekstraktu) przy długości fali 720 nm, za pomocą czytnika mikropłytek FLUOstar Omega (BMG LABTECH, Offenburg, Niemcy)

(fot. 12). Zawartość związków fenolowych wyrażono w ekwiwalencie kwasu galusowego (Sigma-Aldrich) w suchej masie beztłuszczowej nasion. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.



Fot. 12. Spektrofotometr (FLUOstar Omega, BMG LABTECH) użyty w badaniach zawartości związków fenolowych ogółem, flawonoidów i potencjału przeciwutleniającego (fot. W. Pilarski).

3.5.8. Flawonoidy

Oznaczenie zawartości flawonoidów wykonano zgodnie z metodyką opisaną przez Makhlof i wsp. (2019). Flawonoidy ekstrahowano z odtłuszczonych nasion (sucha pozostałość po ekstrakcji tłuszczu) trzykrotnie 80% roztworem metanolu, każdorazowo poddając mieszaninę działaniu ultradźwięków przez 10 min i odwirowując przy 4700 x g w wirówce Eppendorf typu 5910R. Połączone supernatanty odparowano do sucha w temperaturze w wyparce próżniowej typu R-210 (BÜCHI Labortechnik). Suchy ekstrakt rozpuszczono w metanolu o czystości analitycznej. Następnie 100 µl ekstraktu zmieszano z 400 µl wody dejonizowanej i 30 µl 5% roztworu NaNO₂. Próbkę odstawiono na 6 min, po czym dodano 30 µl 10% roztworu AlCl₃ i pozostawiono na kolejne 6 min. Następnie do mieszaniny dodano 400 µl 2 M roztworu NaOH i uzupełniono wodą destylowaną (40 µl) do uzyskania końcowej objętości 1 ml. Próbkę pozostawiono w temperaturze pokojowej przez 15 min, po czym zmierzono absorbancję przy długości fali 510 nm wobec próbki odczynnikowej przy użyciu czytnika mikroplatek (FLUOstar Omega) (fot. 12). Zawartość związków fenolowych wyrażono w ekwiwalencie D-katechiny (Sigma-Aldrich) w suchej masie beztłuszczowej nasion. Oznaczenie wykonano w trzech równoległych powtórzeniach.

3.5.9. Potencjał przeciwutleniający

Potencjał przeciwutleniający nasion komosy ryżowej określono za pomocą testu wychwytywania rodnika DPPH (2,2-difenylo-1-pikrylhydrazylu) zgodnie z metodyką opisaną przez Skrajda-Brdak i wsp. (2019). W pierwszej kolejności przeprowadzono ekstrakcję związków przeciwutleniających z nasion komosy ryżowej trzykrotnie z użyciem 80% metanolu o czystości analitycznej (Sigma-Aldrich). Mieszaninę uprzednio rozdrobnionych nasion i rozpuszczalnika wytrząsano z szybkością 1400 obr./min przez 10 min w temperaturze 30°C w urządzeniu Thermomixer (Eppendorf) i odwirowano przy 25000 x g w wirówce typu 5417R (Eppendorf). Połączone supernatanty odparowano do sucha w temperaturze 45°C w wyparce próżniowej typu R-210 (BÜCHI). Osad rozpuszczono w 80% metanolu. Do analizy spektrofotometrycznej użyto mieszaniny ekstraktu (50 µl) i 0,2 mM metanolowego roztworu DPPH (250 µl). Mieszaninę wytrząsano i inkubowano w ciemności w temperaturze pokojowej przez 30 min. Następnie zmierzono absorbancję przy długości fali 517 nm wobec metanolu przy użyciu czytnika mikroplatek (FLUOstar Omega) (fot. 12). Potencjał przeciwutleniający określono na podstawie krzywej % aktywności wychwytywania rodników DPPH dla różnych stężeń troloksu (TE) i wyrażono jako µM TE (równoważnik troloksu). Analizę przeprowadzono w trzech równoległych powtórzeniach.

3.6. Analiza statystyczna

Uzyskane wyniki poddano analizie statystycznej zgodnie z zasadami wnioskowania statystycznego (Łomnicki, 2003). W ramach statystyki opisowej obliczono wartości średniej arytmetycznej. Ocena zgodności rozkładu badanych cech z rozkładem normalnym przeprowadzono przy użyciu testu Shapiro-Wilka, a ocenę jednorodności wariancji przy pomocy testu Levene'a.

Przeprowadzono analizę wariancji (ANOVA) wieloczynnikową dla danych zgodnie z modelem układu hierarchicznego split-plot. Dla efektów głównych i interakcyjnych, istotnych na poziomie $P \leq 0,05$, zastosowano test szczegółowy Tukeya (Gomez i Gomez, 1984). Analizę wieloczynnikową przeprowadzono dla wszystkich analizowanych cech morfologicznych, plonu, cech geometrycznych i składu chemicznego nasion.

Analizę wpływu gęstości siewu i nawożenia na cechy morfologiczne, cechy geometryczne i skład chemiczny nasion komosy ryżowej na tle opadów i temperatury w latach 2020-2022, przeprowadzono za pomocą kanonicznej analizy korespondencji (CCA) (Legendre i Legendre, 1998; Lepš i Šmilauer, 2003). Do testowania istotności osi kanonicznych w kanonicznej analizie korespondencji zastosowano test Monte Carlo-permutacji (Legendre i Legendre, 1998; Legendre i wsp., 2011).

Analiza kanoniczna wpływu gęstości siewu i nawożenia na tle opadów i temperatury w latach 2020-2022 została uzupełniona o analizę korelacji poprzez określenie współczynnika korelacji Pearsona (r). W interpretacji kierunku zależności pomiędzy badanymi cechami wykorzystano skalę Guilforda tj. $0,0 \leq r_{XY} \leq 0,2$ korelacja słaba, $0,2 \leq r_{XY} \leq 0,4$ korelacja niska, $0,4 \leq r_{XY} \leq 0,7$ korelacja umiarkowana, $0,7 \leq r_{XY} \leq 0,9$ korelacja wysoka, $0,9 \leq r_{XY} \leq 1,0$ korelacja bardzo wysoka.

Poziom istotności dla wszystkich testów statystycznych został przyjęty na poziomie $P \leq 0,05$.

Obliczenia statystyczne zostały przeprowadzone za pomocą oprogramowania MS Excel 2019 (Microsoft, 2019), STATISTICA 13.3 (StatSoft, 2019), PAST 3.2 (Hammer Øyvind, Muzeum Historii Naturalnej, Uniwersytet w Oslo, Norwegia, 2018).

4. Wyniki

4.1. Ocena wschodów

W badaniu własnym ocena wschodów roślin komosy ryżowej zależała od nawożenia, gęstości siewu i roku prowadzenia badań (tab. 4). Istotnie wyższą oceną charakteryzowały się rośliny nawożone na poziomie N1, N2 i N3 w stosunku do N0. W przypadku gęstości siewu, G3 i G2 różniły się istotnie od G1. Rok uprawy silnie różnicował ocenę wschodów, ponieważ każdy analizowany rok różnił się od siebie w sposób istotny statystycznie (tab. 4).

Tab. 4. Średnie wartości oceny wschodów roślin komosy ryżowej dla nawożenia (N) i gęstości siewu (G) i roku prowadzenia badań (R).

Czynnik	Poziomy czynników	Ocena wschodów [skala 9-stopniowa]
N	N0	7,04 ^b
	N1	7,52 ^a
	N2	7,52 ^a
	N3	7,37 ^a
G	G1	7,19 ^b
	G2	7,44 ^a
	G3	7,44 ^a
R	2020	6,81 ^c
	2021	7,75 ^a
	2022	7,53 ^b

^{a, b, c} – różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

Wartości średnie dla poszczególnych czynników oznaczone co najmniej jedną taką samą literą wskazują na brak różnic istotnych statystycznie.

4.2. Obsada roślin komosy ryżowej po wschodach i przed zbiorem

Wykazano, że nawożenie wpływa w istotny sposób na obsadę roślin komosy ryżowej po wschodach ($P = 0,002$). Największą średnią liczbę roślin po wschodach na powierzchni 1 m^2 stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N1. Natomiast zauważono, że wraz ze wzrostem poziomu nawożenia średnia liczba roślin na powierzchni 1 m^2 ulegała zmniejszeniu i przy poziomie nawożenia N3 odnotowano najmniejszą liczbę roślin komosy ryżowej na 1 m^2 . Wartości tej cechy dla poziomów nawożenia N0, N1 i N2 były podobne do siebie pod względem statystycznym, natomiast poziom nawożenia N3 różnił się w sposób istotny w porównaniu do N1 o około 13% (tab. 5).

Gęstość siewu miała również istotny wpływ na obsadę roślin komosy ryżowej po wschodach ($P < 0,001$). Zaobserwowano naturalną tendencję zwiększania średniej liczby roślin komosy ryżowej na powierzchni 1 m^2 wraz ze zwiększaniem się normy wysiewu. Najwyższą średnią liczbę roślin

na powierzchni 1 m² stwierdzono po zastosowaniu gęstości 1,3 g·m⁻², a najmniejszą uzyskano przy gęstości 0,5 g·m⁻². Każdy poziom gęstości wysiewu nasion różnił się od siebie pod względem statystycznym. Zwiększenie gęstości siewu z poziomu 0,5 do 0,9 g·m⁻² skutkowało zwiększeniem obsady o około 37%. Natomiast zwiększenie obsady roślin pomiędzy gęstością siewu 0,5 a 1,3 g·m⁻² wynosiło około 87%.

Obsada roślin komosy ryżowej po wschodach różniła się również w analizowanych latach badań ($P < 0,001$). Największą wartość tej cechy stwierdzono w 2022 roku (46,64 szt.·m⁻²) i różniła się ona o ok. 8 szt.·m⁻² w porównaniu do 2021 roku i o 19 szt.·m⁻² w porównaniu do 2020 roku. Wszystkie analizowane lata w kontekście tej cechy różniły się w sposób istotny statystycznie.

Analiza statystyczna liczby roślin po wschodach na powierzchni 1 m² wykazała również istotne interakcje czynników nawożenie x rok badań ($P = 0,011$). Zaobserwowano tendencję do zmniejszania się obsady roślin wraz ze wzrostem poziomu nawożenia w latach 2020 i 2022, jednak odnotowane różnice nie były istotne statystycznie. Największą obsadę roślin po wschodach (49,65 szt.·m⁻²) stwierdzono przy nawożeniu N1 w 2022 roku, a najmniejszą liczbą roślin na powierzchni 1 m² (23,90 szt.·m⁻²) charakteryzowało się nawożenie N3 w 2020 roku. Różnica pomiędzy tymi dwoma kombinacjami czynników wynosiła około 26 szt.·m⁻². Stwierdzono również istotny statystycznie wpływ interakcji czynników gęstość siewu x rok badań na obsadę roślin komosy ryżowej po wschodach ($P < 0,001$). Zaobserwowano wyraźną tendencję do zwiększania się liczby roślin powierzchni 1 m² wraz ze zwiększaniem gęstości siewu w każdym analizowanym roku badań. Największą liczbą roślin charakteryzowały się obiekty o gęstości wysiewu 1,3 g·m⁻² w 2022 roku (58,77 szt.·m⁻²), a najmniejszą wartość tej cechy stwierdzono na obiektach o gęstości siewu 0,5 g·m⁻² w 2020 roku (22,16 szt.·m⁻²). Wymienione kombinacje czynników różniły się od siebie o ok. 37 roślin komosy ryżowej na 1 m². Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 5. Obsada roślin po wschodach (szt. · m⁻²) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G – gęstość siewu (g · m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	23,71	24,17	37,42	28,43
	0,9	27,27	35,30	49,47	37,35
	1,3	37,65	43,33	61,29	47,42
	Średnia	29,55^{1,4}	34,27^{1,3}	49,39²	37,74^{a,b}
N1	0,5	22,35	26,67	34,92	27,98
	0,9	29,77	42,73	50,30	40,93
	1,3	35,23	50,53	63,71	49,82
	Średnia	29,12^{1,4}	39,97^{3,5}	49,65²	39,58^a
N2	0,5	24,77	29,77	29,85	28,13
	0,9	26,06	40,00	46,36	37,47
	1,3	28,11	50,76	56,14	45,00
	Średnia	26,31⁴	40,18^{3,5}	44,12^{2,5}	36,87^{a,b}
N3	0,5	17,80	25,30	28,94	24,02
	0,9	23,33	38,18	43,64	35,05
	1,3	30,57	48,41	53,94	44,31
	Średnia	23,90⁴	37,30^{3,5}	42,17^{2,5}	34,46^b
Średnia dla G	0,5	22,16 ^{VI}	26,48 ^{VI}	32,78 ^{IV,V}	27,14^Z
	0,9	26,61 ^{V,VI}	39,05 ^{III}	47,44 ^{II}	37,70^Y
	1,3	32,89 ^{III,IV}	48,26 ^{II}	58,77 ^I	46,64^X
	Średnie	27,22^C	37,93^B	46,33^A	37,16
Nawożenie		P = 0,002			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,011			
Gęstość siewu x Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,739			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,937			

^{a, b} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{X, Y, Z} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

^{A, B, C} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{1, 2, 3, 4, 5} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

^{I, II, III, IV, V, VI} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

Analiza statystyczna wykazała również istotny wpływ badanych czynników na obsadę roślin komosy ryżowej przed zbiorem ($P = 0,003$) (tab.6). Podobnie jak w przypadku obsady roślin komosy ryżowej po wschodach, zauważono tendencję do zmniejszania się wartości tej cechy wraz ze wzrostem poziomu nawożenia. Największą liczbę roślin przed zbiorem na powierzchni 1 m^2 zaobserwowano po zastosowaniu nawożenia na poziomie N1 i wynosiła ona 36,91 szt. $\cdot\text{m}^{-2}$ i różniła się o 14% w porównaniu do wartości osiągniętej na poziomie nawożenia N3, która charakteryzował się najmniejszą obsadą roślin. Pod względem tej cechy poziom nawożenia N1 był podobny statystycznie do N0 i N2, natomiast był istotnie różny w porównaniu do poziomu N3. Zaobserwowano również wystąpienie ubytków roślin w okresie wegetacji na każdym z analizowanych poziomów nawożenia. Poziom nawożenia N0 charakteryzował się największym ubytkiem roślin (ok. 8%), natomiast dla poziomu N2 stwierdzono ubytki najmniejsze w wysokości około 5%.

Gęstość siewu również w istotny sposób wpływała na obsadę roślin przed zbiorem ($P < 0,001$). Zaobserwowano identyczne tendencje i istotne różnice pomiędzy poziomami, tak jak w przypadku obsady roślin komosy ryżowej po wschodach. Największą liczbę roślin na powierzchni 1 m^2 stwierdzono na obiektach o gęstości $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$, a najmniejszą o gęstości $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$. Ubytki roślin w okresie wegetacji kształtowały się w zakresie od 6,2% do 7,3%.

Liczba roślin przed zbiorem na powierzchni 1 m^2 (tab. 6) w sposób istotny statystycznie różniła się w analizowanych latach badań ($P < 0,001$). Ubytki roślin kształtowały się w zakresie od 3,0% w 2020 roku aż do 9,6% w 2021 roku, a w 2022 roku osiągnęły 6,8%.

Wykazano również istotną interakcję czynników gęstość siewu x rok badań na obsadę roślin komosy ryżowej przed zbiorem ($P < 0,001$). Zaobserwowano wyraźną tendencję do zwiększania się liczby roślin na 1 m^2 wraz ze zwiększeniem gęstości siewu w każdym analizowanym roku badań. Różnice pomiędzy poziomami tego czynnika w każdym roku badań różniły się istotnie. Największą obsadą roślin ($54,15 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) charakteryzowały się obiekty o gęstości wysiewu $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ w 2022 roku, a najmniejszą wartość tej cechy ($21,44 \text{ szt}\cdot\text{m}^{-2}$) stwierdzono na obiektach o gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ w 2020 roku. Różnica w obsadzie roślin w przypadku tych dwóch kombinacji czynników wynosiła około 33 rośliny na 1 m^2 . W przypadku każdej analizowanej kombinacji tych czynników odnotowano ubytki roślin w zakresie od 2,6% do 11,9% w porównaniu do obsady roślin po wschodach. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 6. Obsada roślin przed zbiorem (szt. · m⁻²) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g · m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	23,18	22,58	34,09	26,62
	0,9	26,44	31,14	45,45	34,34
	1,3	36,67	39,39	53,03	43,03
	Średnia	28,76	31,04	44,19	34,66^{a,b}
N1	0,5	21,59	25,30	32,95	26,62
	0,9	29,09	36,59	47,35	37,68
	1,3	34,17	47,88	57,27	46,44
	Średnia	28,28	36,59	45,86	36,91^a
N2	0,5	23,86	27,05	28,94	26,62
	0,9	25,45	35,68	44,32	35,15
	1,3	27,12	48,11	54,55	43,26
	Średnia	25,48	36,94	42,60	35,01^{a,b}
N3	0,5	17,12	21,59	27,35	22,02
	0,9	22,65	34,17	40,83	32,55
	1,3	29,55	41,89	51,74	41,06
	Średnia	23,11	32,55	39,97	31,88^b
Średnia dla G	0,5	21,44 ^V	24,13 ^V	30,83 ^{III,IV}	25,47^Z
	0,9	25,91 ^{IV,V}	34,39 ^{III}	44,49 ^{II}	34,93^V
	1,3	31,88 ^{III,IV}	44,32 ^{II}	54,15 ^I	43,45^X
	Średnie	26,41^C	34,28^B	43,16^A	34,61
Nawożenie		P = 0,003			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,108			
Gęstość siewu x Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,893			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,817			

^{a, b} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{X, Y, Z} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstości

^{A, B, C} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{I, II, III, IV, V} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstości x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3. Cechy morfologiczne roślin

Wyniki badań dotyczące analizy cech morfologicznych komosy ryżowej (długości łodygi i kwiatostanu, średnicy kwiatostanu, a także masy łodygi, kwiatostanu i liści) wykazały zróżnicowanie ich wielkości pod wpływem analizowanych czynników: nawożenia i gęstości siewu, a także były różne w kolejnych latach badań.

4.3.1. Długość łodygi (bez kwiatostanu)

Wykazano, że nawożenie wpływa w istotny sposób na długość łodygi (bez kwiatostanu) roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Im wyższe nawożenie zastosowano tym łodyga była dłuższa. Średnio najdłuższe łodygi (67,03 cm) stwierdzono u roślin nawożonych na poziomie N3 i były one dłuższe o około 9 cm w porównaniu do roślin nie nawożonych (N0). Jednak długość łodygi u roślin nawożonych na poziomie N1, N2 i N3 była podobna do siebie pod względem statystycznym (tab. 7).

Gęstość siewu nie miała istotnego wpływu na długość łodygi ($P = 0,075$). Jednak należy zauważyć tendencję do wydłużania się łodygi wraz ze zwiększaniem się ilości wysiewanych nasion komosy ryżowej.

Lata badań miały istotny wpływ na średnią długość łodygi komosy ryżowej ($P = 0,002$). Największą średnią wartość tej cechy stwierdzono w 2020 roku, który był rokiem wilgotnym (tab. 7). Wynosiła ona 66,39 cm i była większa o ok. 4 cm w porównaniu do 2021 roku i o 3 cm w odniesieniu do 2022 roku. Średnia długość łodygi w latach 2021 i 2022 była do siebie podobna pod względem statystycznym, różniła się natomiast w porównaniu do 2020 roku.

Wykazano, że interakcja czynników nawożenie x rok badań była istotna statystycznie w odniesieniu do długości łodygi mierzonej bez kwiatostanu ($P = 0,025$). Stwierdzono wyraźną tendencję zwiększania długości łodygi wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia w każdym analizowanym roku badań, a w 2022 roku potwierdzono to statystycznie. Najdłuższe łodygi (69,88 cm) stwierdzono przy nawożeniu N3 w 2022 roku, a łodygi najkrótsze uzyskano z obiektów nie nawożonych (N0) w tym samym roku (53,57 cm). Różnica pomiędzy tymi dwoma kombinacjami czynników wynosiła około 16 cm. Analiza statystyczna nie wykazała istotnie statystycznego wpływu interakcji pozostałych analizowanych czynników (gęstość siewu x rok badań; nawożenie x gęstość siewu; nawożenie x gęstość siewu x rok badań) na długość łodygi roślin komosy ryżowej.

Tab. 7. Długość łodygi bez kwiatostanu (cm) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g · m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	58,50	55,03	54,46	56,00
	0,9	63,71	58,48	50,75	57,64
	1,3	67,58	59,69	55,50	60,93
	Średnia	63,26^{1,2}	57,73^{2,3}	53,57³	58,19^b
N1	0,5	67,50	57,31	63,88	62,89
	0,9	69,63	63,60	65,46	66,23
	1,3	67,29	64,18	66,46	65,98
	Średnia	68,14¹	61,69^{1,2,3}	65,26^{1,2}	65,03^a
N2	0,5	65,13	64,50	63,92	64,53
	0,9	71,04	61,61	66,33	66,33
	1,3	67,54	63,50	63,21	64,75
	Średnia	67,90¹	63,21^{1,2}	64,49^{1,2}	65,20^a
N3	0,5	65,79	62,50	68,50	65,60
	0,9	65,88	66,23	67,42	66,51
	1,3	67,13	66,10	73,71	68,98
	Średnia	66,26^{1,2}	64,94^{1,2}	69,88¹	67,03^a
Średnia dla G	0,5	64,23	59,84	62,69	62,25
	0,9	67,56	62,48	62,49	64,18
	1,3	67,39	63,37	64,72	65,16
	Średnie	66,39^A	61,90^B	63,30^B	63,86
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P = 0,075			
Rok badań		P = 0,002			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,025			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,822			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,793			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,874			

^{a, b} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{A, B} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{1, 2, 3} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.2. Długość kwiatostanu

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ nawożenia na długość kwiatostanu komosy ryżowej ($P < 0,001$). Im wyższe nawożenie zastosowano tym kwiatostany roślin były dłuższe. Średnio najdłuższe kwiatostany (65,41 cm) stwierdzono u roślin nawożonych na poziomie N3 i były one istotnie statystycznie dłuższe o około 19 cm w porównaniu do roślin nie nawożonych (N0). Każdy z poziomów nawożenia różnił się od siebie istotnie statystycznie (tab. 8).

Gęstość siewu również wpłynęła istotnie na długość kwiatostanów komosy ryżowej ($P < 0,001$). Wraz ze zwiększeniem ilości wysiewanych nasion długość kwiatostanów zmniejszyła się. Średnio najdłuższe kwiatostany stwierdzono u roślin komosy ryżowej przy gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$. Różniły się one statystycznie w porównaniu do długości kwiatostanów u roślin uprawianych przy wysiewie $0,9 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ i $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$. Jednak te dwie gęstości były do siebie podobne.

Analizowane lata badań różniły się statystycznie pod względem długości kwiatostanów u roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Największą średnią wartość tej cechy stwierdzono w 2020 roku (74,97 cm) i była ona większa o około 25 cm w porównaniu do 2021 roku i o 30 cm w odniesieniu do 2022 roku. Powyższa cecha morfologiczna różniła się istotnie między analizowanymi latami badań.

Analiza statystyczna wykazała również istotne interakcje czynników nawożenie \times rok ($P = 0,037$). W każdym roku badań wzrost nawożenia powodował zwiększenie długości kwiatostanu. Najdłuższe kwiatostany (84,49 cm) stwierdzono przy nawożeniu N3 w 2020 roku, a kwiatostanami najkrótszymi (37,47 cm) charakteryzowało się nawożenie N0 w 2022 roku. Interakcja czynników Gęstość siewu \times Rok badań również była istotna statystycznie ($P = 0,008$). Stwierdzono wyraźną tendencję zmniejszenia długości kwiatostanu wraz ze zwiększeniem gęstości siewu w każdym analizowanym roku badań a w roku 2021 potwierdzono to statystycznie. Najdłuższymi kwiatostanami (76,52 cm) charakteryzowały się rośliny komosy ryżowej z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ w 2020 roku, a najkrótsze kwiatostany (42,18 cm) posiadały rośliny z obiektów o gęstości siewu $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ w 2021 roku. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 8. Długość kwiatostanu (cm) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G – gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	62,42	47,83	40,33	50,19
	0,9	61,13	40,03	37,42	46,19
	1,3	58,71	38,13	34,67	43,83
	Średnia	60,75^{2,3}	41,99^{5,6}	37,47⁵	46,74^d
N1	0,5	72,46	58,67	43,54	58,22
	0,9	70,96	44,72	40,33	52,00
	1,3	70,46	38,48	40,29	49,74
	Średnia	71,29²	47,29^{5,6}	41,39^{5,6}	53,32^c
N2	0,5	88,46	56,23	48,58	64,42
	0,9	80,71	51,70	42,58	58,33
	1,3	80,83	40,11	49,42	56,79
	Średnia	83,33¹	49,35^{4,6}	46,86^{5,6}	59,85^b
N3	0,5	82,75	71,42	54,88	69,68
	0,9	81,88	56,40	55,42	64,57
	1,3	88,83	52,00	45,08	61,97
	Średnia	84,49¹	59,94^{3,4}	51,79^{3,4,6}	65,41^a
Średnia dla G	0,5	76,52 ^{II}	58,54 ^I	46,83 ^{III}	60,63^X
	0,9	73,67 ^{II}	48,21 ^{III}	43,94 ^{III}	55,27^Y
	1,3	74,71 ^{II}	42,18 ^{III}	42,36 ^{III}	53,08^Y
	Średnie	74,97^A	49,64^B	44,38^C	56,33
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,037			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,008			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,999			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,443			

a, b, c, d - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

X, Y - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

A, B, C - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

1, 2, 3, 4, 5, 6 - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

I, II, III - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.3. Średnica kwiatostanu

Wykazano istotny wpływ nawożenia na średnicę kwiatostanu roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Rośliny o największej średnicy kwiatostanu (9,43 cm) stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N3 i były one większe pod tym względem o około 3 cm w porównaniu do roślin nie nawożonych (N0). Wraz ze wzrostem nawożenia średnica kwiatostanów zwiększała się. Średnica kwiatostanów u roślin komosy ryżowej przy nawożeniu N3 różniła się w sposób istotny statystycznie w porównaniu do innych poziomów nawożenia. Jednak wyniki uzyskane przy nawożeniu N2 i N1 były statystycznie podobne. Średnica kwiatostanów roślin nie nawożonych (N0) była podobna pod względem statystycznym do N1 (tab. 9).

W sposób istotny statystycznie na średnicę kwiatostanów oddziaływała także gęstość siewu ($P < 0,001$). Wraz ze zwiększeniem ilości wysiewanych nasion średnica kwiatostanów u roślin komosy ryżowej zmniejszała się. Rośliny z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ charakteryzowały się kwiatostanami o średnicy 8,45 cm i były one większe o około 1,3 cm w porównaniu do kwiatostanów z obiektów o gęstości siewu $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ (była to różnica istotna statystycznie). Średnica kwiatostanów komosy ryżowej uprawianych w warunkach gęstości 0,9 i $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ była podobna do siebie pod względem statystycznym.

Lata badań miały istotny wpływ na średnicę kwiatostanów komosy ryżowej ($P < 0,001$). Największą średnią wartością tej cechy (9,82 cm) charakteryzowały się rośliny w 2020 roku i była ona większa o ok. 2,6 cm niż w 2021 roku i większa o ok. 3,7 cm w porównaniu do 2022 roku.

Wykazano również, że interakcja czynników gęstość \times rok badań w sposób istotny statystycznie wpływała na średnicę kwiatostanu roślin komosy ryżowej ($P = 0,027$). Stwierdzono tendencję do zmniejszania średnicy kwiatostanu ze zwiększeniem gęstości siewu udowodnioną statystycznie w 2021 roku. Największą średnicą kwiatostanu (10,39 cm) charakteryzowały się rośliny z 2020 roku z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ i różniły się o ok. 4,6 cm w porównaniu z roślinami z obiektów o gęstości siewu $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$ w 2022 roku. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 9. Średnica kwiatostanu (cm) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	7,88	7,15	5,73	6,92
	0,9	7,96	6,17	5,03	6,39
	1,3	7,25	5,48	4,55	5,76
	Średnia	7,69	6,27	5,10	6,35^c
N1	0,5	9,96	8,14	5,46	7,85
	0,9	8,79	6,27	5,68	6,91
	1,3	9,08	5,45	5,62	6,72
	Średnia	9,28	6,62	5,59	7,16^{b,c}
N2	0,5	12,08	8,57	6,16	8,94
	0,9	9,63	7,14	6,17	7,64
	1,3	10,17	5,60	6,62	7,46
	Średnia	10,63	7,10	6,31	8,01^b
N3	0,5	11,63	10,59	8,13	10,11
	0,9	11,04	8,82	8,36	9,41
	1,3	12,33	7,46	6,55	8,78
	Średnia	11,67	8,95	7,68	9,43^a
Średnia dla G	0,5	10,39 ^{II}	8,61 ^{I,III}	6,37 ^{IV}	8,45^X
	0,9	9,35 ^{II,III}	7,10 ^{I,IV}	6,31 ^{IV}	7,59^Y
	1,3	9,71 ^{II,III}	6,00 ^{IV}	5,83 ^{IV}	7,18^Y
	Średnie	9,82^A	7,24^B	6,17^C	7,74
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,310			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,027			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,982			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,655			

^{a, b, c} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{X, Y} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

^{A, B, C} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{I, II, III, IV} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.4. Wysokość roślin

Wykazano, że nawożenie wpływa na wysokość roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Zwiększała się ona w sposób istotny statystycznie wraz ze wzrostem nawożenia i różnice wysokości roślin pomiędzy kolejnymi poziomami czynnika były istotnie różne pod względem statystycznym. Najwyższe rośliny komosy ryżowej zaobserwowano przy nawożeniu na poziomie N3, a różnica wysokości w odniesieniu do poziomu N0 wynosiła ok. 27 cm (tab. 10).

Gęstość siewu nie miała istotnego wpływu na wysokość roślin komosy ryżowej ($P = 0,077$). Jednak należy zauważyć tendencję do zmniejszania wysokości roślin wraz ze zwiększaniem się ilości wysiewanych nasion komosy ryżowej.

Rok badań miał istotny wpływ na wysokość roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Rok 2020 charakteryzował się najwyższymi roślinami spośród analizowanych lat badań i różnił się istotnie w porównaniu do lat 2021 i 2022, które pod względem tej cechy były do siebie podobne.

Analiza statystyczna nie wykazała istotnych statystycznie różnic w przypadku interakcji analizowanych czynników.

Tab. 10. Wysokość rośliny (cm) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	120,92	102,87	94,79	106,19
	0,9	124,83	98,50	88,17	103,83
	1,3	126,29	97,82	90,17	104,76
	Średnia	124,01	99,73	91,04	104,93^d
N1	0,5	139,96	115,98	107,42	121,12
	0,9	140,58	108,32	105,79	118,23
	1,3	137,75	102,66	106,75	115,72
	Średnia	139,43	108,98	106,65	118,36^c
N2	0,5	153,58	120,76	112,50	128,95
	0,9	151,75	113,31	108,92	124,66
	1,3	148,38	103,61	112,63	121,54
	Średnia	151,24	112,56	111,35	125,05^b
N3	0,5	148,54	128,35	123,38	133,42
	0,9	147,75	122,63	122,83	131,07
	1,3	155,96	118,10	118,79	130,95
	Średnia	150,75	123,03	121,67	131,81^a
Średnia dla G	0,5	140,75	116,99	109,52	122,42
	0,9	141,23	110,69	106,43	119,45
	1,3	142,09	105,55	107,08	118,24
	Średnie	141,36^A	111,07^B	107,68^B	120,04
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P = 0,077			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,135			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,087			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,941			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,956			

a, b, c, d - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

A, B - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.5. Masa łodygi

Wyniki analizy statystycznej wykazały również istotny wpływ poziomu nawożenia na masę łodygi roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Im wyższe nawożenie tym masa łodygi była większa. Łodygi o największej masie (31,49 g) stwierdzono u roślin nawożonych na poziomie N3 i miały one większą masę w porównaniu do roślin nienawożonych (N0) o 12 g. Jednak masa łodygi u roślin nawożonych na poziomach N3 i N2 nie różniła się w sposób istotny statystycznie, podobnie jak na poziomach N0 i N1 (tab. 11).

Na masą łodygi roślin komosy ryżowej istotny wpływ miała również gęstość siewu ($P = 0,003$). Najwyższą masę łodygi stwierdzono u roślin z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, a wynosiła ona 28,48 g i była większa o ok. 4,4 g w porównaniu do masy łodygi u roślin z obiektów o gęstości siewu $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$. Masa łodyg u roślin uprawianych na obiektach o gęstości siewu 0,9 i $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ były podobne do siebie pod względem statystycznym, natomiast istotnie różniły się do wyników uzyskanych przy zastosowaniu gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$.

Analizowane lata badań różniły się statystycznie pod względem masy łodygi u roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Roślinami o największej masie łodygi charakteryzował się 2020 rok. Średnia masa łodygi w tym roku wynosiła 41,09 g i była większa o ok. 22 g w porównaniu do 2021 roku i o ok. 24 g w odniesieniu do 2022 roku. Masa łodygi roślin komosy ryżowej w latach 2021 i 2022 była podobna do siebie pod względem statystycznym, jednak była istotnie różna w porównaniu do 2020 roku.

Analiza statystyczna masy łodygi wykazała również istotny wpływ interakcji czynników nawożenie x rok badań ($P < 0,001$). Stwierdzono tendencję do zwiększenia masy łodygi wraz ze wzrostem poziomu nawożenia i potwierdzono to statystycznie w latach 2020 i 2022. Łodygi o największej masie (49,59 g) zaobserwowano przy nawożeniu N3 w 2020 roku, który był rokiem wilgotnym, a łodygami o najmniejszej masie (11,22 g) charakteryzowały się rośliny z obiektów nienawożonych (N0) w 2022 roku. Różnica pomiędzy tymi dwoma kombinacjami czynników była istotna statystycznie i wynosiła około 39 g. Istotny statystycznie wpływ na analizowaną cechę komosy ryżowej miała również interakcja gęstość siewu x rok badań ($P = 0,035$). W tej kombinacji czynników największą masą łodygi (42,89 g) cechowały się rośliny uprawiane w 2020 roku z obiektu o gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, a najmniejszą masę łodygi (14,35 g) miały rośliny rosnące na obiektach o gęstości siewu $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ w 2021 roku. Różnica pomiędzy nimi wynosiła ok. 29 g. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 11. Masa łądygi (g) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	28,03	24,82	13,34	22,06
	0,9	30,45	16,99	10,24	19,22
	1,3	27,22	14,28	10,08	17,20
	Średnia	28,57^{2,3}	18,70^{4,5}	11,22⁴	19,49^b
N1	0,5	38,50	23,90	16,57	26,32
	0,9	36,40	15,08	13,57	21,68
	1,3	37,47	13,48	16,01	22,32
	Średnia	37,45²	17,49^{4,5}	15,38^{4,5}	23,44^b
N2	0,5	57,77	25,52	16,56	33,28
	0,9	44,82	17,33	17,68	26,61
	1,3	43,62	13,02	19,44	25,36
	Średnia	48,73¹	18,62^{4,5}	17,89^{4,5}	28,42^a
N3	0,5	47,26	25,06	24,39	32,24
	0,9	44,36	22,76	25,14	30,75
	1,3	57,15	16,61	20,72	31,49
	Średnia	49,59¹	21,48^{3,5}	23,41^{3,5}	31,49^a
Średnia dla G	0,5	42,89 ^I	24,83 ^{II}	17,71 ^{II,III}	28,48^X
	0,9	39,01 ^I	18,04 ^{II,III}	16,66 ^{III}	24,57^Y
	1,3	41,36 ^I	14,35 ^{III}	16,56 ^{III}	24,09^Y
	Średnie	41,09^A	19,07^B	16,98^B	25,71
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P = 0,003			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P < 0,001			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,035			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,641			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,193			

^{a, b} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{X, Y} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

^{A, B} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{1,2,3,4,5} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

^{I, II, III} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.6. Masa kwiatostanu

Wykazano istotny wpływ poziomu nawożenia na masę kwiatostanu komosy ryżowej ($P < 0,001$). Stwierdzono, że wraz ze wzrostem poziomu nawożenia masa kwiatostanu zwiększa się. Największą masą kwiatostanów (88,19 g) charakteryzowały się rośliny nawożone na poziomie N3, natomiast najmniejszą (51,90 g) kwiatostany roślin nie nawożonych (N0). Różnica między nimi była istotna statystycznie i wynosiła około 36 g. Poziom nawożenia N3 był podobny pod względem statystyczny do poziomu N2 natomiast różnił się w stosunku do dwóch pozostałych poziomów czynnika (N1 i N0), które też nie różniły się między sobą (tab. 12).

Gęstość siewu wpłynęła również w sposób istotny na masę kwiatostanu roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$) i zauważono, że wraz ze zwiększeniem gęstości siewu masa tej części rośliny zmniejszała się. Kwiatostany o największej masie stwierdzono u roślin z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$. Różniły się one statystycznie od masy kwiatostanów roślin uprawianych na obiektach o gęstości siewu $0,9$ i $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, jednak były one do siebie podobne pod względem statystycznym.

Rok badań również wpływał w istotny sposób na masę kwiatostanów roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). W 2020 roku kwiatostany roślin charakteryzowały się największą masą (104,55 g) i różniły się one w sposób istotny statystycznie o około 50 g w porównaniu z 2021 rokiem i o ponad 56 g w odniesieniu do 2022 roku. Lata 2021 i 2022 nie różniły się od siebie w sposób istotny.

Wykazano również istotną interakcję czynników nawożenie \times rok badań ($P = 0,005$). W związku z tą zależnością zaobserwowano wyraźną tendencję zwiększania się masy kwiatostanu wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia w każdym analizowanym roku badań, a w latach 2020 i 2022 potwierdzono to statystycznie. Największą masą kwiatostanu charakteryzowały się rośliny z obiektów nawożonych na poziomie N3 w 2020 roku i różniły się one o około 70 g w porównaniu do roślin z obiektów nie nawożonych (N0) w 2022 roku. Różnica ta była istotna statystycznie. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 12. Masa kwiatostanu (g) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	82,07	68,07	45,79	65,31
	0,9	77,18	42,62	33,93	51,24
	1,3	56,77	35,89	24,79	39,15
	Średnia	72,01^{2,4}	48,86^{3,4}	34,84³	51,90^c
N1	0,5	97,89	75,34	47,73	73,65
	0,9	84,04	43,36	39,35	55,58
	1,3	90,26	40,22	44,40	58,29
	Średnia	90,73²	52,97^{3,4}	43,83^{3,4}	62,51^{b,c}
N2	0,5	153,03	74,42	47,13	91,53
	0,9	107,57	51,13	43,02	67,24
	1,3	107,05	33,70	51,72	64,15
	Średnia	122,55¹	53,08^{3,4}	47,29^{3,4}	74,31^{a,b}
N3	0,5	152,47	78,50	79,26	103,41
	0,9	128,48	64,66	69,46	87,53
	1,3	117,75	50,62	52,54	73,64
	Średnia	132,90¹	64,59^{2,3,4}	67,09^{2,4}	88,19^a
Średnia dla G	0,5	121,36	74,08	54,98	83,47^x
	0,9	99,32	50,44	46,44	65,40^y
	1,3	92,96	40,11	43,36	58,81^y
	Średnie	104,55^A	54,88^B	48,26^B	69,23
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,005			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,349			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,826			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,877			

a, b, c - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

x, y - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

A, B - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

1, 2, 3, 4 - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.7. Masa liści

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ nawożenia na masę liści roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Zauważono tendencję do zwiększania się masy liści wraz ze wzrostem poziomu nawożenia. Największą masą liści charakteryzowały się rośliny z obiektów nawożonych na poziomie N3 w porównaniu do roślin z obiektów, w których zastosowano poziomy nawożenia N1 i N0. Różnica masy liści pomiędzy roślinami nawożonymi na poziomie N3 a poziomem N0 wynosiła ok. 8 g (tab. 13).

Na masę liści w sposób istotny również wpłynęła gęstość siewu ($P < 0,001$). Zwiększając poziom tego czynnika masa liści zmniejszała się. Największą masę liści (18,54 g) stwierdzono u roślin z obiektów o gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$. Natomiast masa liści u roślin na obiektach o gęstości siewu 0,9 i $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ była podobna do siebie pod względem statystycznym, ale różniła się istotnie w porównaniu do masy liści uzyskanej przy wysiewie nasion $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$.

Lata badań miały istotny wpływ na masę liści u roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Największą średnią wartość powyższej cechy stwierdzono w 2020 roku i wynosiła ona 20,74 g i była większa o ok. 12 g w porównaniu do 2021 roku i większa o 6 g w odniesieniu do 2022 roku. Wszystkie analizowane lata w kontekście tej cechy morfologicznej różniły się pomiędzy sobą w sposób istotny statystycznie.

Analiza statystyczna nie wykazała natomiast istotnych statystycznie różnic w przypadku interakcji analizowanych czynników.

Tab. 13. Masa liści (g) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	20,96	11,48	11,09	14,51
	0,9	14,32	6,71	6,10	9,04
	1,3	10,94	6,01	5,36	7,43
	Średnia	15,41	8,07	7,51	10,33^c
N1	0,5	23,79	9,22	18,21	17,08
	0,9	16,37	5,07	10,41	10,62
	1,3	20,72	3,96	12,90	12,53
	Średnia	20,30	6,08	13,84	13,41^{b,c}
N2	0,5	38,16	10,52	15,06	21,25
	0,9	20,45	7,29	14,49	14,08
	1,3	14,76	4,78	14,51	11,35
	Średnia	24,46	7,53	14,68	15,56^{a,b}
N3	0,5	23,16	14,08	26,72	21,32
	0,9	22,53	11,09	20,78	18,14
	1,3	22,75	10,16	17,44	16,78
	Średnia	22,81	11,78	21,64	18,74^a
Średnia dla G	0,5	26,52	11,33	17,77	18,54^x
	0,9	18,42	7,54	12,94	12,97^y
	1,3	17,29	6,23	12,55	12,02^y
	Średnie	20,74^A	8,37^C	14,42^B	14,51
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,057			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,660			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,755			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,333			

^{a, b, c} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{x, y} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

^{A, B, C} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.3.8. Masa roślin

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ nawożenia na masę roślin komosy ryżowej ($P < 0,001$). Stwierdzono, że najwyższą masę (138,4 g) miały rośliny nawożone na poziomie N3 i przewyższały one o około 57 g swoją masę rośliny nie nawożone (N0). Zwiększenie nawożenia skutkowało wzrostem całkowitej masy roślin. Pod względem statystycznym masa całkowita roślin z obiektów z poziomami nawożenia N3 i N2 była podobna do siebie, natomiast poziom N2 nie różnił się istotnie w stosunku do poziomu N1. Podobne statystycznie były również masy roślin w przypadku poziomów nawożenia N1 i N0 (tab. 14).

Na masę całej rośliny w istotny sposób wpływała również gęstość siewu ($P < 0,001$). Rośliny o największej masie stwierdzono w przypadku upraw prowadzonych z gęstością siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$. W przypadku tej cechy wystąpiła istotna statystycznie różnica pomiędzy gęstością siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ a gęstościami $0,9$ i $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, które pod względem statystycznym były podobne do siebie. Różnica pomiędzy największą (przy zastosowaniu G1) i najmniejszą (przy zastosowaniu G3) masą całej rośliny komosy ryżowej wynosiła około 36 g i była istotna statystycznie.

Masa całkowita roślin komosy ryżowej różniła się również w analizowanych latach badań ($P < 0,001$). W roku 2020 stwierdzono rośliny o największej masie i przewyższały one pod względem tej cechy o około 80 g rośliny w latach 2021 i 2022.

Stwierdzono również istotną interakcję czynników nawożenie \times rok badań ($P = 0,003$). Zaobserwowano wyraźną tendencję zwiększania się masy całej rośliny wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia w każdym analizowanym roku badań, a w latach 2020 i 2022 potwierdzono to statystycznie. Rośliny o największej masie (205,30 g) stwierdzono na obiektach z nawożeniem N3 w 2020 roku, a rośliny o najmniejszej masie (53,57 g) na obiektach nienawożonych (N0) w 2022 roku. Różnica pomiędzy tymi dwoma kombinacjami czynników wynosiła około 150 g i była istotna statystycznie. Analiza statystyczna nie wykazała istotnych interakcji pozostałych analizowanych czynników.

Tab. 14. Masa całej rośliny (g) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	131,05	104,38	70,22	101,88
	0,9	121,96	66,32	50,26	79,51
	1,3	94,93	56,18	40,23	63,78
	Średnia	115,98^{2,4}	75,63^{3,4}	53,57³	81,72^c
N1	0,5	160,18	108,46	82,51	117,05
	0,9	136,81	63,50	63,33	87,88
	1,3	148,45	57,67	73,32	93,14
	Średnia	148,48²	76,54^{3,4}	73,05^{3,4}	99,36^{b,c}
N2	0,5	248,96	110,46	78,74	146,06
	0,9	172,84	75,75	75,19	107,92
	1,3	165,42	51,50	85,66	100,86
	Średnia	195,74¹	79,24^{3,4}	79,86^{3,4}	118,28^{a,b}
N3	0,5	222,89	117,64	130,36	156,96
	0,9	195,37	98,51	115,38	136,42
	1,3	197,65	77,38	90,69	121,91
	Średnia	205,30¹	97,85^{3,4}	112,14^{2,4}	138,43^a
Średnia dla G	0,5	190,77	110,23	90,46	130,49^x
	0,9	156,74	76,02	76,04	102,93^y
	1,3	151,61	60,68	72,47	94,92^y
	Średnie	166,38^A	82,31^B	79,66^B	109,45
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P < 0,001			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,003			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,380			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,851			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,693			

a, b, c - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

x, y - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

A, B - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

1, 2, 3, 4 - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x rok badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.4. Plon nasion

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ nawożenia na plon nasion komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższy plon ($1,83 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$) stwierdzono nawożąc na poziomie N3 i był on o około $0,5 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ wyższy w porównaniu do roślin nie nawożonych (N0). Wraz ze wzrostem poziomu nawożenia plon nasion ulegał zwiększeniu. Jednak plon nasion po zastosowaniu różnych poziomów nawożenia (N1, N2 i N3) był statystycznie podobny (tab. 15).

Gęstość siewu również wpłynęła istotnie na plon nasion komosy ryżowej ($P = 0,020$). Najwyższy plon nasion stwierdzono przy gęstości $0,9 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$. Różnił się on statystycznie od plonu nasion uzyskanego przy gęstości siewu $0,5 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$, ale był podobny do wartości uzyskanej przy gęstości $1,3 \text{ g}\cdot\text{m}^{-2}$.

Plony nasion komosy ryżowej różniły się istotnie w analizowanych latach ($P < 0,001$). W 2020 roku uzyskano najwyższy średni plon nasion, który wynosił $2,19 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ i był on o około $0,9 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ wyższy w porównaniu do 2021 roku (najmniejszy średni plon nasion w trzyletnim cyklu badań). Główną przyczyną zróżnicowania plonu nasion w latach prowadzenia badań był prawdopodobnie przebieg warunków meteorologicznych (opady i temperatura) w trakcie wegetacji roślin komosy ryżowej.

Tab. 15. Plon nasion ($t \cdot ha^{-1}$) komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości (G) siewu dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu ($g \cdot m^{-2}$)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	1,70	0,99	1,13	1,27
	0,9	1,85	0,94	1,08	1,29
	1,3	1,77	1,10	1,16	1,34
	Średnia	1,78	1,01	1,12	1,30^b
N1	0,5	1,96	1,16	1,47	1,53
	0,9	2,34	1,55	1,72	1,87
	1,3	2,30	1,36	1,59	1,75
	Średnia	2,20	1,35	1,59	1,72^a
N2	0,5	1,94	1,41	1,55	1,64
	0,9	2,84	1,43	1,63	1,97
	1,3	2,29	1,39	1,63	1,77
	Średnia	2,36	1,41	1,60	1,79^a
N3	0,5	2,20	1,15	1,59	1,65
	0,9	2,48	1,34	1,82	1,88
	1,3	2,55	1,50	1,83	1,96
	Średnia	2,41	1,33	1,75	1,83^a
Średnia dla G	0,5	1,95	1,18	1,43	1,52^Y
	0,9	2,38	1,31	1,56	1,75^X
	1,3	2,23	1,34	1,55	1,71^{X,Y}
	Średnie	2,19^A	1,28^C	1,52^B	1,66
Nawożenie		P < 0,001			
Gęstość siewu		P = 0,020			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,844			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,612			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,721			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,980			

^{a, b} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia

^{X, Y} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla gęstość

^{A, B, C} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.5. Cechy morfologiczne i fizyczne nasion

4.5.1. Masa tysiąca nasion (MTN)

Wykazano, że nawożenie nie wpływa w istotny sposób na masę tysiąca nasion komosy ryżowej ($P = 0,802$). Jednak pomimo braku istotnych różnic można zauważyć tendencję do zwiększania się masy tysiąca nasion wraz ze wzrostem poziomu nawożenia (tab. 16).

Gęstość siewu nie miała istotnego wpływu na masę tysiąca nasion. W przypadku zwiększenia gęstości siewu z poziomu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ do $0,9 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ nastąpiło zmniejszenie masy tysiąca nasion, natomiast przy kolejnym zwiększeniu normy wysiewu masa tysiąca nasion uległa zwiększeniu tylko o $0,04 \text{ g}$.

Lata badań miały istotny wpływ na masę tysiąca nasion ($P < 0,001$). Największą średnią wartość tej cechy stwierdzono w 2020 roku i wynosiła ona $3,60 \text{ g}$ i była większa o około $0,06 \text{ g}$ w porównaniu do 2021 roku i większa o $0,64 \text{ g}$ w 2022 roku. Lata 2020 i 2021 pod względem statystycznym były do siebie podobne, a różniły się w porównaniu z 2022 rokiem.

Wykazano, że interakcja czynników nawożenie x gęstość siewu w sposób istotny statystycznie wpływała na masę tysiąca nasion komosy ryżowej ($P = 0,045$). Największą wartością tej cechy ($3,53 \text{ g}$) charakteryzowały się nasiona komosy ryżowej z obiektów o nawożeniu N3 i gęstości siewu $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, natomiast najmniejszą masę tysiąca nasion ($3,21 \text{ g}$) oznaczono w przypadku nawożenia N3 i gęstości siewu $0,9 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$, a różniły się one o około 9%.

Analiza statystyczna nie wykazała istotnie statystycznej interakcji pozostałych analizowanych czynników (tab. 16).

Tab. 16. Masa tysiąca nasion komosy ryżowej (g) w zależności od poziomu nawożenia (N) i gęstości siewu (G) dla poszczególnych lat badań (2020-2022).

Czynnik N - nawożenie	Czynnik G - gęstość siewu (g·m ⁻²)	Rok badań			Średnia z lat 2020-2022
		2020	2021	2022	
N0	0,5	3,50	3,50	2,93	3,31^x
	0,9	3,56	3,38	3,24	3,39^x
	1,3	3,85	3,44	2,88	3,39^x
	Średnia	3,64	3,44	3,02	3,37
N1	0,5	3,62	3,62	2,97	3,40^x
	0,9	3,78	3,59	2,98	3,45^x
	1,3	3,67	3,44	2,90	3,34^x
	Średnia	3,69	3,55	2,95	3,40
N2	0,5	3,53	3,63	3,08	3,41^x
	0,9	3,67	3,45	2,93	3,35^x
	1,3	3,47	3,36	3,00	3,28^x
	Średnia	3,56	3,48	3,00	3,35
N3	0,5	3,73	3,71	3,14	3,53^x
	0,9	3,33	3,57	2,74	3,21^y
	1,3	3,52	3,72	3,02	3,42^x
	Średnia	3,53	3,67	2,97	3,39
Średnia dla G	0,5	3,59	3,62	3,03	3,41
	0,9	3,58	3,50	2,89	3,32
	1,3	3,63	3,49	2,95	3,36
	Średnie	3,60^A	3,54^A	2,96^B	3,37
Nawożenie		P = 0,802			
Gęstość siewu		P = 0,343			
Rok badań		P < 0,001			
Nawożenie x Rok badań		P = 0,138			
Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,709			
Nawożenie x Gęstość siewu		P = 0,045			
Nawożenie x Gęstość siewu x Rok badań		P = 0,281			

^{A, B} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla roku badań

^{x, y} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$ dla nawożenia x gęstość

Te same oznaczenia (litery, cyfry) wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.5.2. Cechy geometryczne

Analiza statystyczna nie wykazała istotnego statystycznie wpływu poziomu nawożenia i gęstości siewu na badane cechy geometryczne nasion komosy ryżowej takie jak pole powierzchni, średnica, obwód i kolistość (tab. 17).

Analiza statystyczna wykazała, że rok uprawy w istotny statystycznie sposób wpływał na właściwości fizyczne nasion komosy ryżowej takie jak pole powierzchni, średnica, obwód i kolistość ($P < 0,001$). Nasiona komosy ryżowej z 2020 roku charakteryzowały się największą powierzchnią, średnicą i obwodem i pod względem tych cech różniły się istotnie w porównaniu do nasion z lat 2021 i 2022, które również się od siebie różniły. Najmniejszymi wartościami takich cech jak pole powierzchni ($2,37 \text{ mm}^2$), średnica (1,73 mm) i obwód (5,59 mm), charakteryzowały się nasiona z 2022 roku. Najwyższą wartość współczynnika kolistości (0,95) odnotowano w latach 2021 i 2022 i różniła się ona istotnie od roku 2020 (tab. 17).

Tab. 17. Właściwości geometryczne nasion komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N), gęstości siewu (G) i roku uprawy (R).

Czynnik	Poziom czynników	Średnica	Obwód	Powierzchnia	Kolistość
		mm	mm	mm ²	
N	N0	1,83	5,94	2,64	0,94
	N1	1,83	5,93	2,64	0,94
	N2	1,82	5,91	2,62	0,94
	N3	1,83	5,94	2,64	0,94
Wartość P		P = 0,894	P = 0,881	P = 0,875	P = 0,894
G	G1	1,83	5,93	2,63	0,94
	G2	1,83	5,95	2,65	0,94
	G3	1,82	5,92	2,63	0,94
Wartość P		P = 0,695	P = 0,624	P = 0,725	P = 0,695
R	2020	1,91 ^a	6,26 ^a	2,87 ^a	0,91 ^b
	2021	1,84 ^b	5,95 ^b	2,66 ^b	0,95 ^a
	2022	1,73 ^c	5,59 ^c	2,37 ^c	0,95 ^a
Wartość P		P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001

^{a, b, c} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

Te same litery wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.5.3. Barwa

Analiza statystyczna cech nasion komosy ryżowej wykazała, że poziom nawożenia wpływa w sposób istotny statystycznie na parametry L^* i b^* , które są składowymi modelu CIEL*a*b*. W przypadku, który opisuje jasność barwy wartość wynosiła 0,016 i była istotna statystycznie. Najwyższą średnią wartość parametru L^* (82,12) stwierdzono w przypadku nasion roślin z obiektów nawożonych na poziomie N1, i różniła się ona w sposób istotny w odniesieniu do wartości uzyskanej dla poziomu nawożenia N3, natomiast była podobna do poziomów N0 i N2 (tab. 18).

Stwierdzono, że poziom nawożenia wpływa również w sposób istotny ($P = 0,003$) na wartość parametru b^* , który przy wartościach dodatnich wskazuje na udział żółtego odcienia w barwie nasion. Najwyższą wartość parametru b^* (28,34) stwierdzono w przypadku nasion roślin komosy ryżowej z upraw prowadzonych przy poziomie nawożenia N3. Pod tym względem nawożenie N3 było podobne do nawożenia N0, a różniło się w sposób istotny od poziomu N1 i N2 ($P = 0,003$). Parametr a^* , który określa udział barwy zielonej przy wartościach ujemnych, nie był różnicowany w sposób istotny przez poziom nawożenia (tab. 18).

Wykazano, że gęstość siewu ma istotny wpływ na barwę nasion opisywaną parametrem b^* ($P = 0,036$). Nasiona roślin komosy ryżowej z obiektów, na których zastosowano gęstość siewu G3 charakteryzowały się największym udziałem barwy żółtej. Stwierdzono, że gęstość siewu G3 pod względem tej cechy w sposób istotny różniła się od gęstości siewu G2, natomiast była podobna do G1 (tab. 18).

Wykazano, że rok uprawy wpływał istotnie na barwę nasion wyrażoną za pomocą parametrów L^* , a^* i b^* ($P < 0,001$). Każdy sezon wegetacyjny różnił się od siebie w sposób istotny pod względem wyżej wymienionych parametrów. Nasiona o najjaśniejszej barwie ($L^* = 91,37$) zebrano w 2021 roku, i różniły się one od nasion z 2020 roku, które były najciemniejsze (L^* mniejsza o 19 jednostek). Nasiona o barwie z największym udziałem odcienia zielonego ($a^* = -4,24$) pochodziły z 2022 roku, natomiast największą wartość tego parametru ($a^* = -1,41$), a tym samym z najmniejszym udziałem odcienia zielonego, odnotowano w przypadku nasion z 2020 roku i różnica ta była istotna statystycznie. Najwyższą wartość parametru b^* (32,46) stwierdzono w nasionach pochodzących z 2022 roku. Natomiast najmniejszym udziałem żółtej barwy ($b^* = 21,73$) charakteryzowały się nasiona z 2021 roku (tab. 18).

Tab. 18. Barwa (parametry modelu CIEL*a*b*) nasion komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N), gęstości siewu (G) i roku uprawy (R).

Czynnik	Poziom czynników	L*	a*	b*
N	N0	81,83 ^{a,b}	-3,02	27,61 ^{a,b}
	N1	82,12 ^a	-3,01	27,35 ^b
	N2	81,89 ^{a,b}	-3,05	27,43 ^b
	N3	80,62 ^b	-2,89	28,34 ^a
Wartość P		P = 0,016	P = 0,311	P = 0,003
G	G1	81,63	-2,98	27,77 ^{a,b}
	G2	81,49	-3,02	27,95 ^a
	G3	81,73	-2,97	27,33 ^b
Wartość P		P = 0,849	P = 0,768	P = 0,036
R	2020	72,46 ^c	-1,41 ^a	28,86 ^b
	2021	91,37 ^a	-3,32 ^b	21,73 ^c
	2022	81,02 ^b	-4,24 ^c	32,46 ^a
Wartość P		P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001

^{a, b, c} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

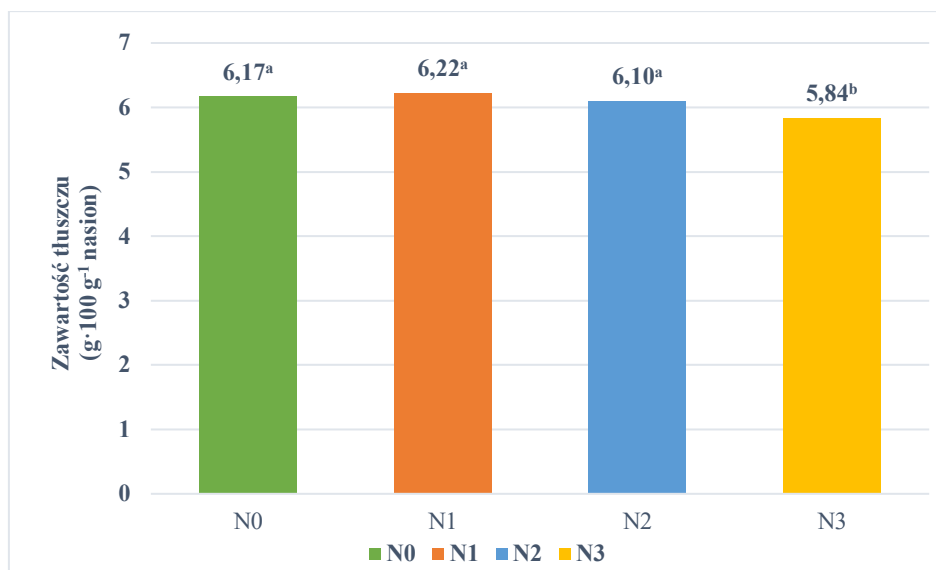
Te same litery wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

4.6. Skład i właściwości chemiczne nasion

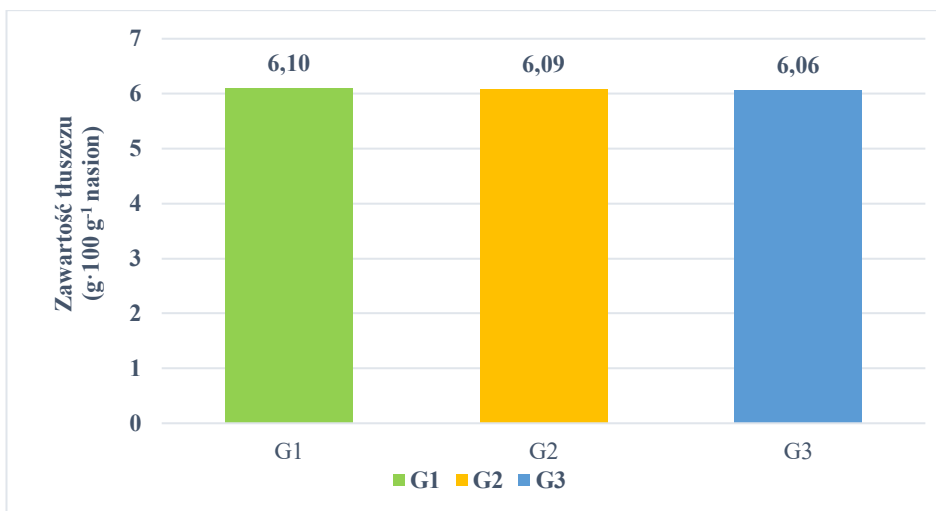
4.6.1. Całkowita zawartość tłuszczu

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$) (rys. 2). Zaobserwowano, że wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia od poziomu N1 następuje obniżenie procentowej zawartości tłuszczu. Porównując poziom N0 do N1 widoczna jest tendencja niewielkiego zwiększenia koncentracji tego składnika, ale nie udowodniono jednak statystycznie istotnej zmiany. Najwyższą zawartość tłuszczu stwierdzono w nasionach przy zastosowaniu nawożenia na poziomie N1 ($6,22 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) i różniła się ona o 6,5% w porównaniu do próbek z obiektów nawożonych na poziomie N3 (różnica ta była istotna statystycznie, $P = 0,0002$). Poziomy nawożenia N0, N1 i N2 były pod tym względem podobne do siebie (rys. 2).

Natomiast gęstość siewu nie wpływała w sposób istotny statystycznie na zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,759$) (rys. 3).

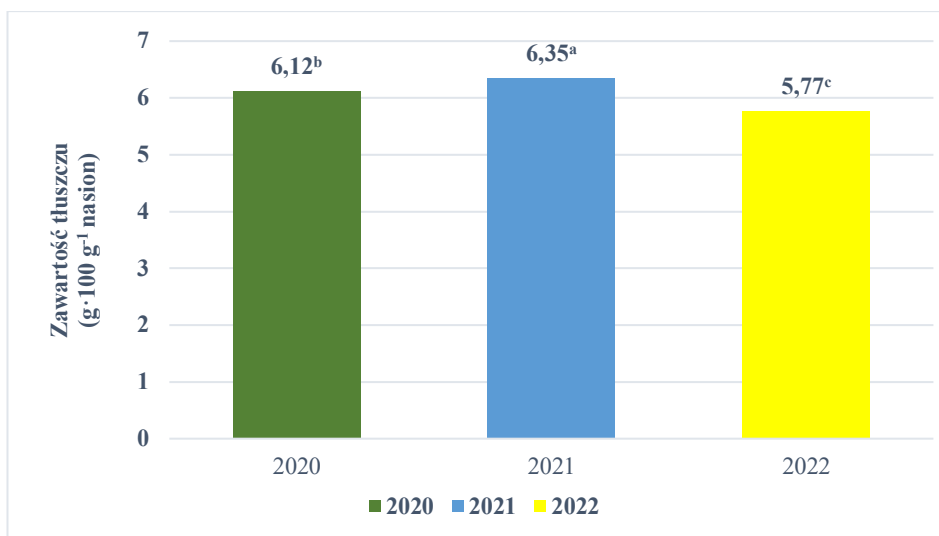


Rys. 2. Zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b - różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).



Rys. 3. Zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Analiza statystyczna wykazała, że rok uprawy wpływał istotnie na zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Każdy rok uprawy różnił się od siebie statystycznie w odniesieniu do tego parametru. Najwyższą zawartością tłuszczu charakteryzowały się nasiona z 2021 roku ($6,35 \text{ g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) i była ona wyższa o około 10% w porównaniu do nasion z 2022 roku (rys. 4).



Rys. 4. Zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

4.6.2. Skład kwasów tłuszczowych

Analiza statystyczna wykazała, że poziom nawożenia wpływa istotnie na procentowy udział 7 spośród 11 analizowanych kwasów tłuszczowych w tłuszczu z nasion komosy ryżowej. Udział procentowy kwasu palmitynowego (C16:0) zwiększał się wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia, a różnice pomiędzy poziomami czynnika były istotne statystycznie ($P = 0,001$). Najwyższy udział procentowy kwasu palmitynowego odnotowano przy nawożeniu na poziomie N3 (10,48%) i różnił się on w sposób istotny od poziomów N0 i N1 natomiast był podobny statystycznie do nawożenia N2. Najniższym udziałem procentowym kwasu palmitynowego w tłuszczu z nasion komosy ryżowej charakteryzował się poziom nawożenia N0 (9,75), który różnił się istotnie od poziomu N3, ale był statystycznie podobny do poziomów N1 i N2 (tab. 19).

Stwierdzono, że procentowa zawartość kwasu palmitooleinowego (C16:1) różniła się istotnie w zależności od poziomu nawożenia roślin komosy ryżowej ($P = 0,033$). Udział procentowy tego kwasu tłuszczowego ulegał zwiększeniu począwszy od poziomu nawożenia N1 poprzez N2 do N3, natomiast w porównaniu nawożenia N0 z N1 widoczne jest obniżenie wartości tej cechy, które nie jest istotne statystycznie. Najwyższą zawartością kwasu C16:1 charakteryzował się tłuszcz z nasion z poziomu nawożenia N3 (0,14%) i różniła się ona w sposób istotny w odniesieniu do wartości z poziomu nawożenia N1, natomiast była podobna do poziomów N0 i N2.

Wykazano, że poziom nawożenia w sposób istotny statystycznie wpływał na procentowy udział kwasu oleinowego (C18:1) w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P < 0,001$). Wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia procentowy

udział kwasu C18:1 w analizowanym tłuszczu ulegał zmniejszeniu. Najwyższą wartością tej cechy (21,87%) charakteryzowało się nawożenie na poziomie N0, które różniło się w sposób istotny od poziomów nawożenia N1, N2 i N3. Najniższy procentowy udział tego kwasu tłuszczowego (20,25%) stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N3 i różniła się w sposób istotny statystycznie od poziomów N0, N1 i N2 (tab. 19).

Stwierdzono, że poziom nawożenia wpływał na koncentrację kwasu α -linolenowego (C18:3) ($P = 0,004$). Procentowy udział tego kwasu w składzie tłuszczu z nasion komosy ryżowej zwiększał się wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia. Najwyższą wartością omawianej cechy charakteryzowały się nasiona roślin z obiektów nawożonych na poziomie N3 (5,70), wartość ta różniła się w sposób istotny od N0 natomiast nie różniła się istotnie od N1 i N2 (tab. 19).

Wykazano, że poziom nawożenia w istotny statystycznie sposób wpływał na udział procentowy kwasu eikozenowego (C20:1) ($P = 0,010$). Stwierdzono, że wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia udział tego kwasu tłuszczowego w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ulega zmniejszeniu począwszy od poziomu N0 poprzez N1 i N2, aż do N3. Najwyższą wartość tej cechy określono dla poziomu N0 (1,10), wartość ta w sposób istotny różniła się od N3, natomiast nie różniła się istotnie od N1 i N2 (tab. 19)

Analiza statystyczna wykazała, że poziom nawożenia w sposób istotny różnicuje procentową zawartość kwasu eikozadienowego (C20:2) w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,028$). Stwierdzono, że wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia procentowy udział tego kwasu tłuszczowego w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ulega zwiększeniu począwszy od poziomu N1 poprzez N2, aż do N3. Najwyższą wartość tej cechy (0,13%) określono dla poziomu N3, wartość ta w sposób istotny różniła się od N0, N1 i N2 (tab.19).

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na udział procentowy kwasu behenowego (C22:0) w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,001$). Zaobserwowano, że wraz z podnoszeniem poziomu nawożenia udział kwasu C22:0 w tłuszczu zwiększał się. Najwyższą wartość tej cechy odnotowano przy zastosowaniu nawożenia na poziomie N3 (0,54%) i różniła się ona w sposób istotny statystycznie od poziomu nawożenia N0 i N1, jednak nie było istotnych różnic w odniesieniu do poziomu N2 (tab. 19).

Poziom nawożenia nie wpływał w sposób istotny statystycznie na udział procentowy kwasów mirystynowego (C14:0), stearynowego (C18:0), linolowego (C18:2), arachidowego (C20:0), erukowego (C22:1) ($P > 0,05$). Natomiast w przypadku kwasu arachidowego (C20:0) widoczna jest tendencja do zwiększenia się udziału procentowego tego kwasu wraz ze wzrostem poziomu nawożenia (tab. 19).

Analiza statystyczna wykazała, że gęstość siewu nie wpływa w sposób istotny statystycznie na udział procentowy wszystkich 11 analizowanych kwasów tłuszczowych w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P > 0,05$). Jednak w przypadku kwasów C18:2 i C20:0 widoczna jest tendencja do zwiększania się

udziału procentowego tych kwasów w tłuszczu w tłuszczu nasion komosy ryżowej, wraz ze zwiększaniem gęstości siewu (tab. 19).

Wykazano, że rok prowadzenia uprawy wpływał istotnie na udział procentowy wszystkich 11 analizowanych kwasów tłuszczowych w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Nasiona pochodzące z uprawy w 2020 roku charakteryzowały się najwyższym średnim udziałem procentowym kwasów: C16:1, C18:0, C18:1, α -C18:3, C20:0, C20:1, C20:2, C22:0 i C22:1 w odniesieniu do trzech analizowanych lat. W analizowanych latach rok 2020 charakteryzował się najniższą koncentracją kwasu C14:0 i C18:2 (tab. 19). Nasiona z 2021 roku charakteryzowały się najwyższą koncentracją kwasu C14:0 i najniższą kwasów: C16:0, C16:1, C18:0, C20:0, C20:2 i C22:0. Natomiast nasiona komosy ryżowej z 2022 roku charakteryzowały się najwyższym udziałem procentowym kwasu C16:0 i najniższym kwasów: C18:1, α -C18:3, C20:1 i C22:1 (tab. 19).

Tab. 19. Udziały procentowe kwasów tłuszczowych w tłuszczu z nasion komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N) i gęstości siewu (G) i roku uprawy (R)

Czynnik	Poziom czynniki	C14:0		C16:0		C16:1		C18:0		C18:1		C18:2		C18:3		C20:0		C20:1		C20:2		C22:0		C22:1	
		%		%		%		%		%		%		%		%		%		%		%		%	
N	N0	0,27		9,75 ^b		0,12 ^{a,b}		0,44		21,87 ^a		58,32		5,45 ^b		0,31		1,10 ^a		0,12		0,47 ^b		1,27	
	N1	0,26		9,84 ^b		0,11 ^b		0,44		21,38 ^b		59,14		5,57 ^{a,b}		0,31		1,09 ^a		0,12		0,47 ^b		1,27	
	N2	0,27		10,21 ^{a,b}		0,12 ^{a,b}		0,44		20,99 ^b		59,07		5,63 ^{a,b}		0,32		1,06 ^{a,b}		0,12		0,52 ^a		1,24	
	N3	0,27		10,48 ^a		0,14 ^a		0,45		20,25 ^c		59,34		5,77 ^a		0,34		1,04 ^b		0,13		0,54 ^a		1,26	
Wartość P		P = 0,257		P = 0,001		P = 0,033		P = 0,799		P < 0,001		P = 0,147		P = 0,004		P = 0,130		P = 0,010		P = 0,280		P = 0,001		P = 0,604	
G	G1	0,27		10,0		0,11		0,43		21,11		58,91		5,57		0,31		1,05		0,12		0,48		1,25	
	G2	0,27		10,11		0,13		0,45		21,17		58,92		5,63		0,32		1,09		0,12		0,52		1,28	
	G3	0,27		10,10		0,13		0,44		21,10		59,08		5,62		0,33		1,07		0,12		0,51		1,25	
Wartość P		P = 0,355		P = 0,748		P = 0,148		P = 0,450		P = 0,847		P = 0,895		P = 0,711		P = 0,479		P = 0,202		P = 0,873		P = 0,139		P = 0,325	
R	2020	0,26 ^b		10,01 ^{a,b}		0,13 ^a		0,49 ^a		22,21 ^a		56,70 ^c		6,26 ^a		0,36 ^a		1,30 ^a		0,14 ^a		0,58 ^a		1,56 ^a	
	2021	0,28 ^a		9,83 ^b		0,10 ^b		0,38 ^c		21,38 ^b		59,46 ^b		5,43 ^b		0,29 ^b		1,06 ^b		0,10 ^b		0,43 ^c		1,25 ^b	
	2022	0,27 ^b		10,37 ^a		0,13 ^a		0,45 ^b		19,78 ^c		60,74 ^a		5,13 ^c		0,31 ^b		0,86 ^c		0,13 ^a		0,48 ^b		0,97 ^c	
Wartość P		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001		P < 0,001	

^{a, b, c} - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

Te same litery wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

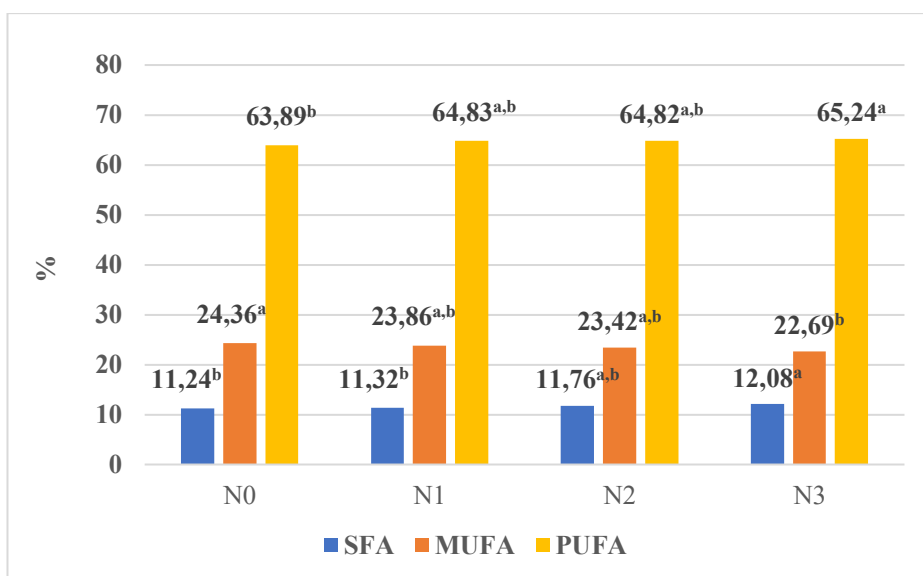
Biorąc pod uwagę poszczególne grupy kwasów tłuszczowych, największy udział procentowy (około 64%) stanowiły PUFA w składzie tłuszczu z nasion komosy ryżowej. Najmniejszym udziałem (około 11%) w składzie tłuszczu charakteryzowały się SFA, natomiast MUFA była drugą najbardziej liczną grupą (około 23%) (rys. 5).

Wykazano, że nawożenie wpływa w istotny sposób na koncentrację SFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,001$). Zaobserwowano, że wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia udział procentowy SFA ulegał zwiększeniu. Najwyższą wartość tej cechy (12,08%) odnotowano przy poziomie nawożenia N3, który był podobny pod względem statystycznym do N2 i istotnie różnił się od poziomów nawożenia N1 i N0. Najniższym udziałem SFA (11,24%) charakteryzowało się nawożenie N0, które istotnie różniło się od N3, jednak nie różniło się w sposób istotny statystycznie z poziomami N1 i N2 (rys. 5).

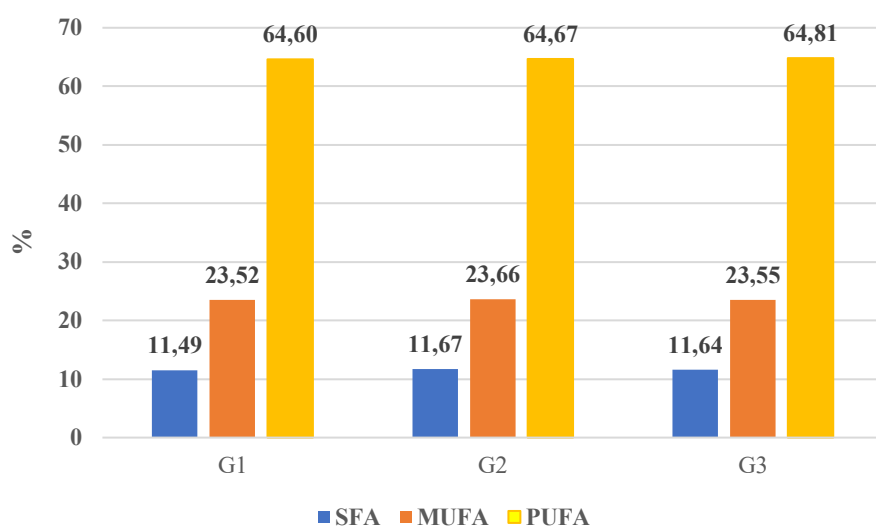
Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na udział procentowy MUFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P < 0,001$). Im wyższy poziom nawożenia tym udział MUFA zmniejszał się. Nawożenie na poziomie N0 charakteryzowało się najwyższym poziomem MUFA (24,36%) i różniło się w sposób istotny statystycznie od nawożenia N3, natomiast pod względem statystycznym było podobne do nawożenia N1 i N2. Najniższą wartość tej cechy (22,69%) odnotowano przy nawożeniu na poziomie N3 (rys. 5).

Poziom nawożenia wpływał w sposób istotny statystycznie również na udział procentowy PUFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,027$). Zauważalne było zwiększanie się tego udziału wraz z rosnącym poziomem nawożenia. Najwyższą wartością tej cechy (65,24%) charakteryzował się poziom N3, który w sposób istotny różnił się od nawożenia N0, natomiast był podobny statystycznie do N1 i N2 (rys. 5).

Stwierdzono, że gęstość siewu nie wpływała w sposób istotny statystycznie na udziały procentowe SFA, MUFA i PUFA w tłuszczu nasion komosy ryżowej (odpowiednio $P = 0,628$; $P = 0,656$; $P = 0,856$) (rys. 6).



Rys. 5. Sumy kwasów tłuszczowych (SFA, MUFA i PUFA) wyrażone w procentach w zależności od nawożenia (N). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

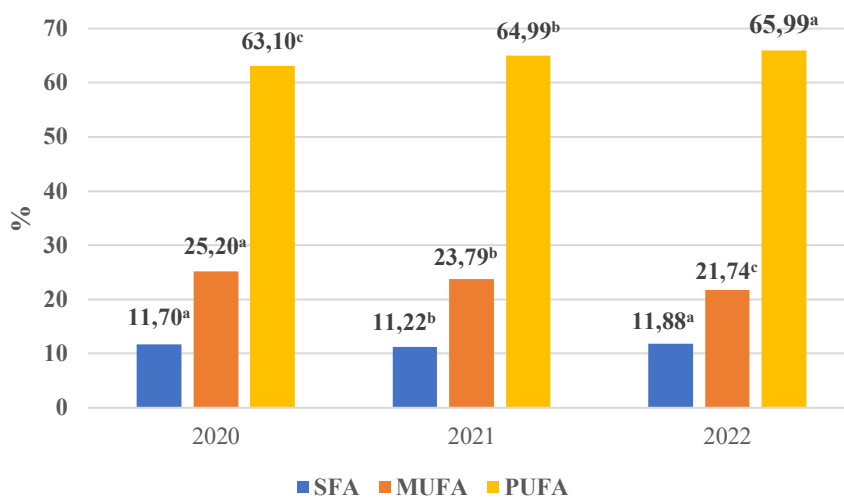


Rys. 6. Sumy kwasów tłuszczowych (SFA, MUFA i PUFA) wyrażone w procentach w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Analiza statystyczna wykazała, że rok uprawy wpływa w istotny sposób na udział procentowy SFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,004$). Najwyższą wartość tej cechy (11,88%) odnotowano w nasionach pochodzących z 2022 roku, który był podobny pod względem statystycznym 2020 roku i istotnie różnił się 2021 roku. Najniższym udziałem procentowym SFA (11,22%) charakteryzowały się nasiona z 2021 roku, jednak nie różnił się w sposób istotny statystycznie od 2020 i 2022 roku (rys. 7).

Wykazano, że rok uprawy wpływa w sposób istotny na udział procentowy MUFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P < 0,001$). Każdy analizowany rok różnił się od siebie pod względem statystycznym. Nasiona komosy ryżowej z 2020 roku charakteryzowały się najwyższym udziałem MUFA (25,20%) i różniły się w sposób istotny statystycznie od nasion z lat 2021 i 2022. Najniższą wartość tej cechy (21,74%) odnotowano w nasionach pochodzących z 2022 roku (rys. 7).

Rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie również na udział procentowy PUFA ($P < 0,001$). Najwyższą wartością tej cechy (65,99%) charakteryzowały się nasiona z 2020 roku, które w sposób istotny różniły się od nasion z lat 2020 i 2021. Najniższą koncentrację PUFA odnotowano w nasionach z 2020 roku (63,10%) (rys. 7).



Rys. 7. Sumy kwasów tłuszczowych (SFA, MUFA i PUFA) wyrażone procentach w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

4.6.3. Zawartość steroli

Poziom nawożenia w sposób istotny statystycznie wpływał na zawartość izofukosterolu ($P < 0,001$). Największą zawartością tego związku chemicznego charakteryzowały się nasiona z poziomu nawożenia N2 i istotnie różniła się od poziomu nawożenia N0 o $0,87 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$. Zauważalna jest tendencja do zwiększania się zawartości izofukosterolu od poziomu nawożenia N0 do N2, natomiast przy nawożeniu na poziomie N3 następuje obniżenie zawartości (tab. 20).

Wyniki analizy statystycznej wykazały istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość innych steroli w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,028$). Im wyższe nawożenie tym zawartość innych steroli zwiększała się. Nasiona o największej zawartości tego związku ($3,19 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) pochodziły z obiektów nawożonych na poziomie N3. Ten poziom nawożenia był podobny pod względem statystycznym do nawożenia N1 i N2, natomiast w sposób istotny różnił się od N0 (tab. 20).

Analiza statystyczna wykazała, że poziom nawożenia nie wpływa w sposób istotny na zawartość kampesterolu, stigmasterolu, β -sitosterolu, lanosterolu, 5 α -stigmast-7-en-3- β -olu, izofukosterolu, citiostadienolu i ogólną sumę steroli ($P > 0,05$). Natomiast w przypadku stigmasterolu, β -sitosterolu i sumy steroli widoczna jest tendencja do zwiększania się zawartości tych związków chemicznych w zakresie od poziomu nawożenia N0 do N2, jednak przy nawożeniu N3 występuje zmniejszenie ich zawartości (tab. 20). W odniesieniu do zawartości kampesterolu i citrostadienolu występuje tendencja do zmniejszenia się zawartości tych steroli pomiędzy nawożeniem N0 i N1, natomiast wraz ze wzrostem poziomu nawożenia następuje zwiększanie się zawartości (tab. 20).

Wykazano, że gęstość siewu nie wpływa w sposób istotny na zawartość analizowanych steroli ($P > 0,05$). Widoczne są jednak tendencje niepotwierdzone statystycznie do zwiększania się zawartości stigmastrolu i β -sitosterolu wraz ze zwiększeniem ilości wysiewanych nasion (tab. 20). Odwrotna tendencja występuje w przypadku citrostadienolu, którego zawartość zmniejsza się wraz ze wzrostem gęstości siewu. W przypadku kampesterolu, lanosterolu, 5 α -stigmast-7-en-3- β -olu i izofukosterolu widoczna jest tendencja do zmniejszania się zawartości tych substancji w nasionach komosy ryżowej w zakresie gęstości siewu od G1 do G2, natomiast przy gęstości siewu G3 następuje obniżenie ich zawartości (tab. 20).

Analiza statystyczna wykazała, że rok badań miał istotny wpływ na zawartość wszystkich analizowanych steroli i ich ogólną sumę ($P < 0,001$). Nasiona pochodzące z 2020 roku charakteryzowały się najwyższą zawartością skwalenu, stigmasterolu i citrostadienolu. Natomiast pod względem sumy steroli i zawartości kampesterolu, β -sitosterolu, lanosterolu, stigmast-7-en-3 β -olu i innych steroli najwyższą wartością charakteryzowały się nasiona z 2022 roku. Zawartość steroli (z wyjątkiem stigmast-7-en-3- β -olu, citrostadienolu, innych

steroli i sumy steroli) w nasionach w każdym roku badań różniła się w sposób istotny statystycznie (tab. 20). W przypadku zawartości stigmast-7-en-3 β -olu, innych steroli i sumy steroli lata 2020 i 2021 były podobne do siebie pod względem statystycznym, natomiast różniły się istotnie w porównaniu do roku 2022. Zawartość citrostadienu w nasionach komosy ryżowej w latach 2020 i 2022 była podobna, jednak w porównaniu do roku 2021 wystąpiły różnice istotne statystycznie (tab. 20).

Tab. 20. Zawartość steroli (mg 100 g⁻¹) w nasionach komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N) i gęstości siewu (G) i roku uprawy (R)

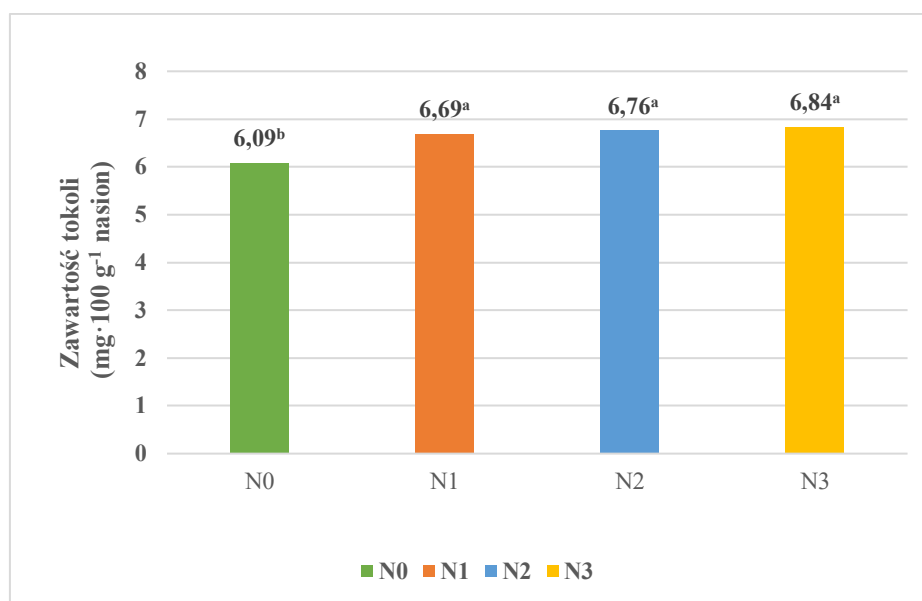
Czynniki	Poziom czynniki	Kampe-sterol	Stigma-sterol	β -sitosterol	Lano-sterol	5 α -stigmast-7-en-3 β -ol	Izofu-kosterol	Citro-stadienol	Inne	Suma steroli
		mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹	mg·100 g ⁻¹
N	N0	0,51	1,64	12,74	3,01	28,25	5,49 ^b	1,16	2,72 ^b	55,54
	N1	0,45	1,65	12,82	2,91	27,86	5,90 ^{a,b}	1,15	2,93 ^{a,b}	55,67
	N2	0,47	1,76	13,73	2,97	29,01	6,36 ^a	1,18	3,10 ^{a,b}	58,69
	N3	0,51	1,73	13,30	2,99	27,32	6,24 ^a	1,21	3,19 ^a	56,55
Wartość P		P = 0,148	P = 0,483	P = 0,079	P = 0,899	P = 0,244	P < 0,001	P = 0,706	P = 0,028	P = 0,210
G	G1	0,49	1,68	13,08	3,06	28,37	6,00	1,19	2,96	56,89
	G2	0,47	1,69	13,10	2,91	27,88	5,96	1,17	3,08	56,37
	G3	0,49	1,71	13,25	2,94	28,08	6,03	1,17	2,91	56,58
Wartość P		P = 0,689	P = 0,950	P = 0,873	P = 0,340	P = 0,794	P = 0,913	P = 0,852	P = 0,458	P = 0,936
R	2020	0,43 ^b	2,30 ^a	12,73 ^b	1,91 ^c	27,450 ^b	4,97 ^c	1,31 ^a	2,55 ^b	53,80 ^b
	2021	0,37 ^c	1,08 ^c	11,46 ^c	2,58 ^b	27,087 ^b	6,22 ^b	0,98 ^b	2,73 ^b	52,50 ^b
	2022	0,66 ^a	1,71 ^b	15,25 ^a	4,42 ^a	29,794 ^a	6,80 ^a	1,24 ^a	3,67 ^a	63,54 ^a
Wartość P		P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001

a, b, c - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

Te same litery wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

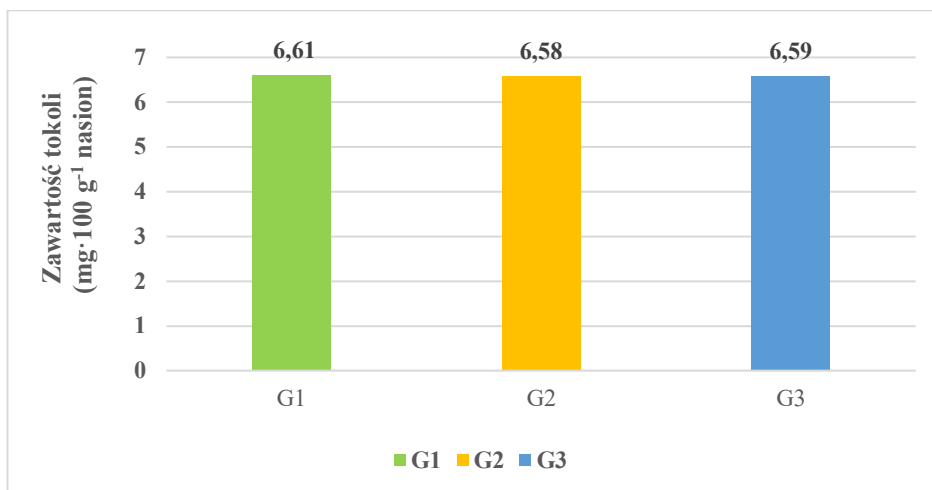
4.6.4. Zawartość tokoli

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższą zawartość tokoli ogółem ($6,84 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N3 i była ona o około $0,75 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ wyższa w porównaniu do poziomu N0. Wraz ze wzrostem poziomu nawożenia zawartość tokoli ogółem ulegała zwiększeniu. Poziomy nawożenia N1, N2 i N3 były podobne do siebie pod względem statystycznym, natomiast poziom N0 różnił się istotnie od N1, N2 i N3 (rys. 8).



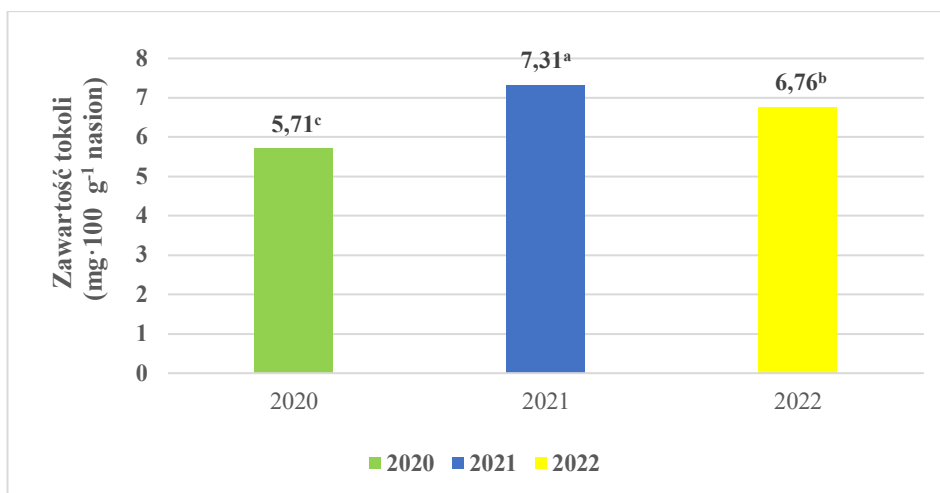
Rys. 8. Zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

Natomiast gęstość siewu nie wpływała w sposób istotny statystycznie na zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,972$) (rys. 9).



Rys. 9. Zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Wykazano, że rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie na zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Każdy analizowany rok różnił się od siebie pod względem statystycznym. Najwyższą zawartością tego związku ($7,31 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) charakteryzowały się nasiona z 2021 roku, które w sposób istotny różniły się od nasion z lat 2020 i 2022. Najniższą zawartość tokoli ogółem ($5,71 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) odnotowano w nasionach z 2020 roku (rys. 10).



Rys. 10. Zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość α - tokoferolu w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Zaobserwowano zwiększenie zawartości α - tokoferolu wraz ze zwiększaniem poziomu nawożenia. Najwyższą zawartość ($3,54 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) zaobserwowano przy poziomie nawożenia N3 i była ona podobna pod względem statystycznym do poziomu N1 i N2, natomiast istotnie różniła się od N0. Najniższą zawartością α - tokoferolu ($3,19 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) charakteryzowało się nawożenie N0, które różniło się w sposób istotny od nawożenia N1, N2 i N3 (tab. 21).

Wykazano, że nawożenie wpływa w sposób istotny na sposób na zawartość γ - tokoferolu w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Wartość tej cechy ulegała zwiększeniu wraz ze zmianą poziomu nawożenia. Najwyższą zawartością γ - tokoferolu charakteryzowały się nasiona roślin nawożonych na poziomie N3 ($2,62 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$). Wartość ta różniła się w sposób istotny od poziomu nawożenia N0, natomiast nie wystąpiły istotne różnice w odniesieniu do poziomów N1 i N2. Nasiona z obiektów z poziomem nawożenia N0 charakteryzowały się najmniejszą zawartością γ - tokoferolu ($2,16 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) i różniły się istotnie od nasion z obiektów z pozostałymi poziomami nawożenia, które były podobne do siebie pod względem statystycznym (tab. 21).

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość δ - tokoferolu ($P < 0,001$). Wzrost poziomu nawożenia skutkowało zwiększeniem zawartości tego tokoferolu w nasionach komosy ryżowej. Najwyższą zawartością δ - tokoferolu ($0,08 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) charakteryzowały się nasiona roślin z obiektów nawożonych na poziomie N3, która różniła się w sposób istotny statystycznie od wartości uzyskanych w przypadku poziomów nawożenia N0, N1 i N2. Najmniejszą zawartością tego związku ($0,06 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) charakteryzowały się nasiona z obiektów nie nawożonych

(N0), które różniły się w sposób istotny statystycznie od nasion z obiektów, na których zastosowano nawożenie (N1, N2 i N3). Każdy poziom nawożenia różnił się od siebie pod względem zawartości tego tokoferolu (tab. 21).

Wykazano, że poziom nawożenia nie wpływa w sposób istotny na zawartość α -tokotrienolu, β -tokotrienolu, β -tokoferolu δ -tokotrienolu. W przypadku β -tokoferolu widoczna była tendencja do zwiększania zawartości tego związku wraz ze wzrostem poziomu nawożenia, jednak różnice pomiędzy poziomami czynnika nie były istotne statystycznie (tab. 21).

Analiza statystyczna wykazała, że gęstość siewu nie wpływa w sposób istotny statystycznie na zawartość α -tokoferolu, α -tokotrienolu, β -tokotrienolu, β -tokoferolu, γ -tokoferolu, δ -tokotrienolu i δ -tokoferolu ($P > 0,005$). Jednak w przypadku α -tokotrienolu widoczna była tendencja do zwiększania się zawartości tych substancji w nasionach komosy ryżowej, wraz ze zwiększaniem gęstości siewu. Odwrotne zjawisko występowało w przypadku α -tokoferolu, β -tokotrienolu i γ -tokoferolu, ponieważ wraz ze zwiększeniem gęstości siewu następowało zmniejszenie zawartości tych substancji w nasionach komosy ryżowej (tab. 21).

Analiza statystyczna wykazała, że rok uprawy miał istotny wpływ na zawartość wszystkich analizowanych tokoli w nasionach komosy ryżowej z wyjątkiem δ -tokotrienolu ($P < 0,001$). Nasiona pochodzące z 2020 roku charakteryzowały się najwyższą zawartością α -tokoferolu, α -tokotrienolu i β -tokoferolu. Natomiast najwyższą zawartością β -tokotrienol, γ -tokoferolu, i δ -tokoferolu charakteryzowały się nasiona z 2021 roku. Zawartość tokoli (z wyjątkiem α -tokoferolu i α -tokotrienolu) w nasionach komosy ryżowej w każdym roku badań różniła się w sposób istotny statystycznie. W przypadku α -tokoferolu lata 2020 i 2022 były do siebie podobne statystycznie natomiast zawartość α -tokotrienolu nie różniła się w sposób istotny statystycznie w latach 2020 i 2022 (tab. 21).

Tab. 21. Zawartość tokoili ($\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) w nasionach komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N), gęstości siewu (G) i roku uprawy (R)

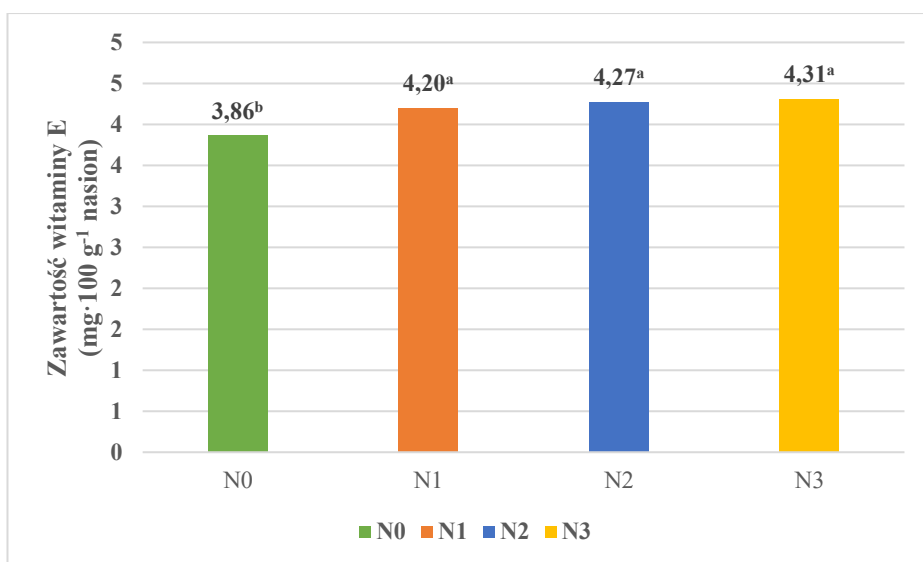
Czynniki	Poziom czynników	α -tokoferol	α -tokotrienol	β -tokotrienol	β -tokoferol	γ -tokoferol	δ -tokotrienol	δ -tokoferol
		$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$	$\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$
N	N0	3,19 ^b	0,30	0,24	0,12	2,16 ^b	0,02	0,06 ^c
	N1	3,44 ^a	0,30	0,25	0,13	2,49 ^a	0,02	0,07 ^b
	N2	3,51 ^a	0,21	0,24	0,13	2,58 ^a	0,02	0,07 ^b
	N3	3,54 ^a	0,22	0,23	0,13	2,62 ^a	0,02	0,08 ^a
Wartość P		P < 0,001	P = 0,338	P = 0,393	P = 0,869	P < 0,001	P = 0,549	P < 0,001
G	G1	3,44	0,22	0,24	0,13	2,49	0,02	0,07
	G2	3,44	0,23	0,24	0,13	2,46	0,02	0,07
	G3	3,39	0,31	0,24	0,13	2,44	0,02	0,07
Wartość P		P = 0,711	P = 0,183	P = 0,871	P = 0,914	P = 0,501	P = 0,610	P = 0,943
R	2020	3,53 ^a	0,02 ^b	0,17 ^c	0,15 ^a	1,77 ^c	0,02 ^b	0,06 ^c
	2021	3,24 ^b	0,01 ^b	0,31 ^a	0,13 ^b	3,52 ^a	0,02 ^a	0,08 ^a
	2022	3,49 ^a	0,73 ^a	0,25 ^b	0,10 ^c	2,09 ^b	0,02 ^a	0,07 ^b
Wartość P		P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P < 0,001	P = 0,495	P < 0,001

a, b, c - różnice istotne statystycznie przy $P \leq 0,05$

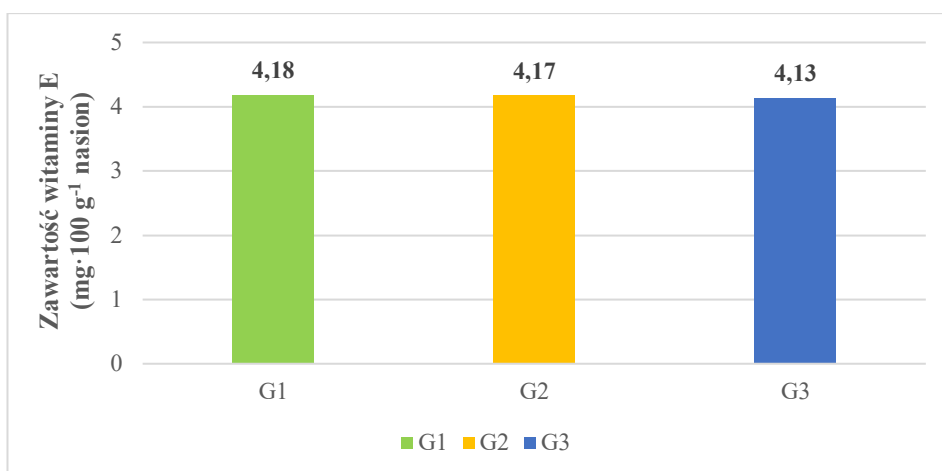
Te same litery wskazują na brak różnic istotnych statystycznie

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ poziomu nawożenia na zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższą zawartość witaminy E ($4,31 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N3 i była ona około $0,45 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ wyższa w porównaniu do poziomu N0. Wraz ze zmianą poziomu nawożenia zawartość witaminy E ulegała zwiększeniu. Poziom nawożenia N3 różnił się istotnie w porównaniu do N0 natomiast był statystycznie podobny do nawożenia N1 i N2. Zawartość witaminy E w nasionach z obiektów nie nawożonych (N0) była istotnie różna w porównaniu do nasion z obiektów nawożonych (N1, N2 i N3) (rys. 11).

Natomiast gęstość siewu nie wpływała w sposób istotny statystycznie na zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,808$) (rys. 12).

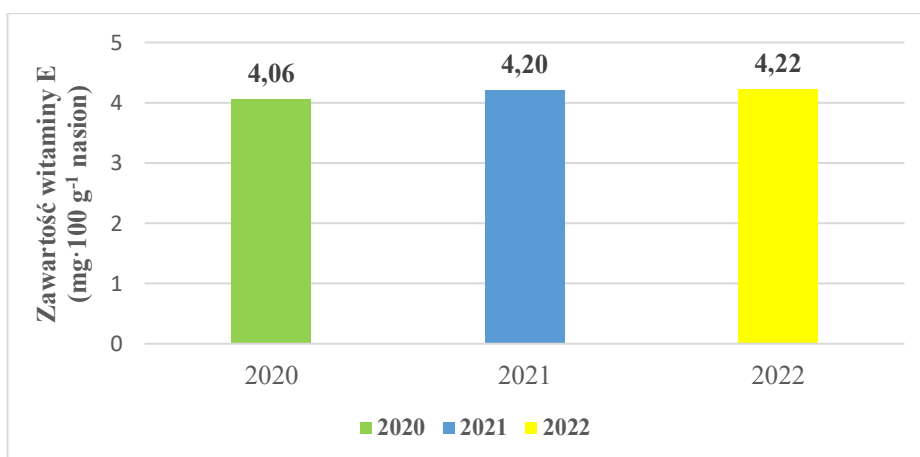


Rys. 11. Zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).



Rys. 12. Zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Stwierdzono, że rok uprawy nie wpływał w sposób istotny statystycznie na zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,092$). Wartości tej cechy dla każdego analizowanego roku nie różniły się w sposób istotny statystycznie (rys. 13) pomimo zróżnicowanych warunków atmosferycznych panujących w każdym sezonie wegetacyjnym (tab. 1).

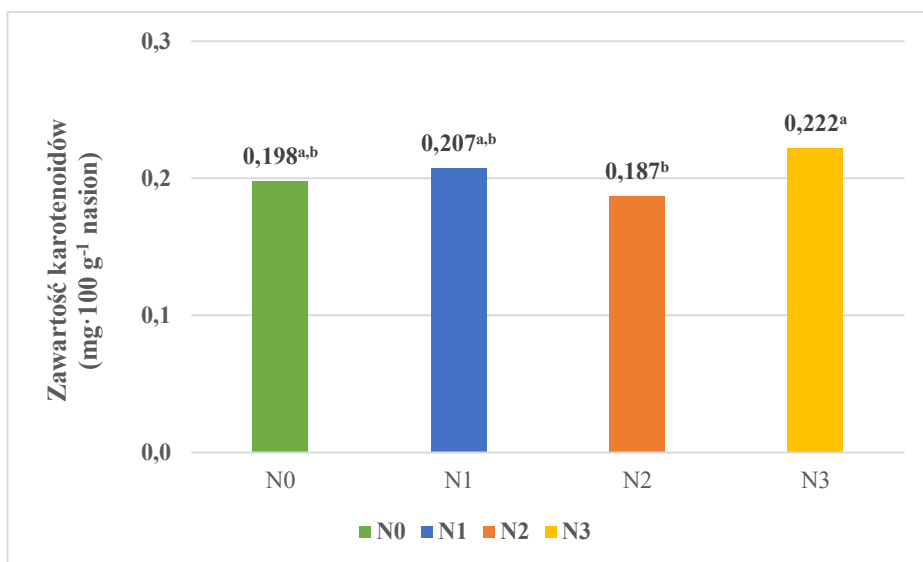


Rys. 13. Zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

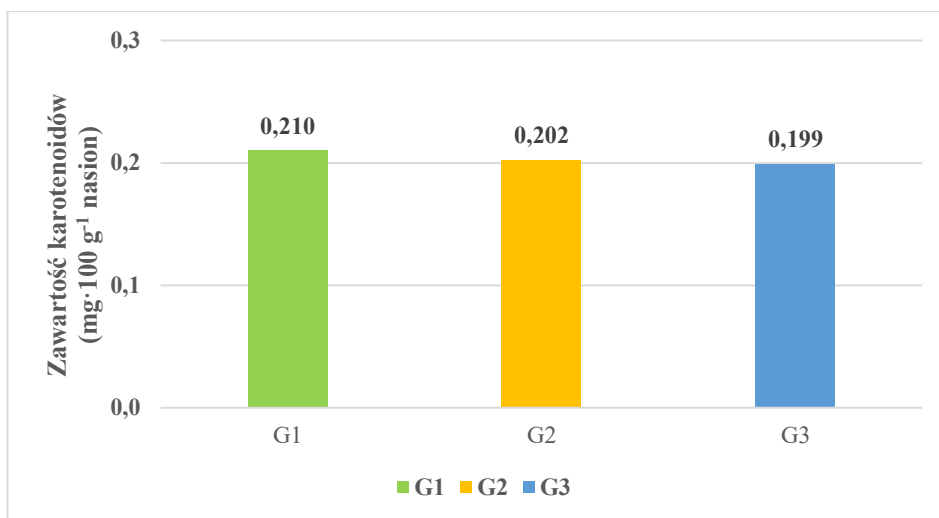
4.6.5. Zawartość karotenoidów

Wykazano, że nawożenie wpływa w istotny sposób na zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,030$). Najwyższą zawartość karotenoidów ($0,222 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) stwierdzono w nasionach z obiektów nawożonych na poziomie N3. Różniła się ona od zawartości uzyskanej dla poziomu nawożenia N2 o $0,035 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ i była to różnica istotna statystycznie. Poziom nawożenia N3 był pod względem statystycznym podobny do nawożenia N0 i N1. Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej z obiektów nie nawożonych (N0) nie różniła się statystycznie w odniesieniu do nasion z obiektów z nawożeniem na poziomach N1 i N3, które nie różniły się od siebie w sposób istotny (rys. 14).

Gęstość siewu nie wpływała w sposób istotny statystycznie na zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,538$) (rys. 15).

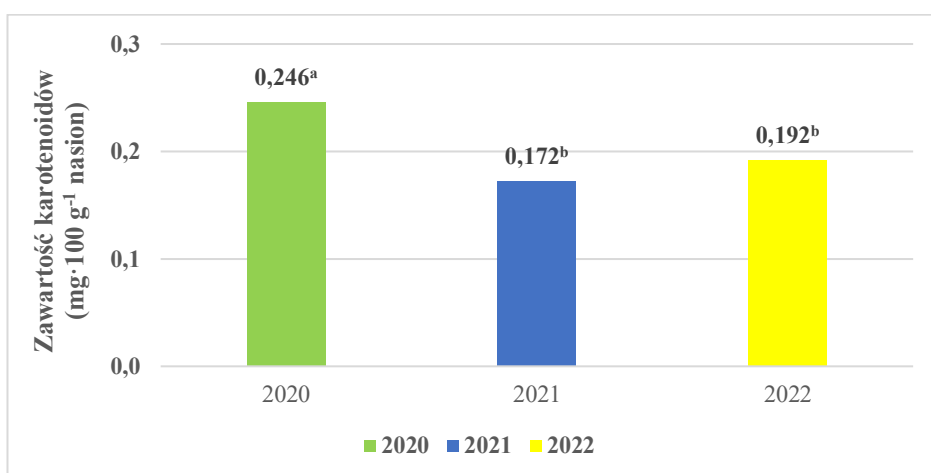


Rys. 14. Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).



Rys. 15. Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Wykazano, że rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie na zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższą zawartością tej cechy charakteryzowały się nasiona z 2020 roku ($0,246 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), który w sposób istotny różniły się od nasion z lat 2021 i 2022. Najniższą zawartość karotenoidów odnotowano w nasionach z 2020 roku ($0,172 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) i wartość ta różniła się istotnie od wartości z 2020 roku, natomiast była podobna do 2022 roku (rys. 16).

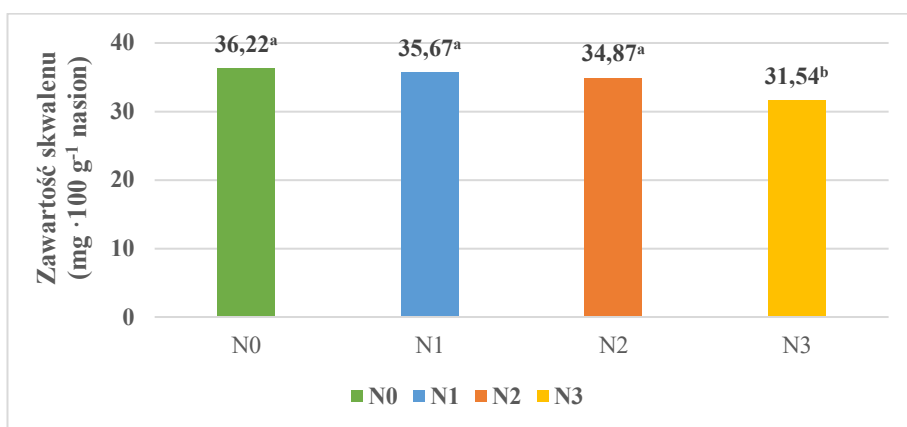


Rys. 16. Zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

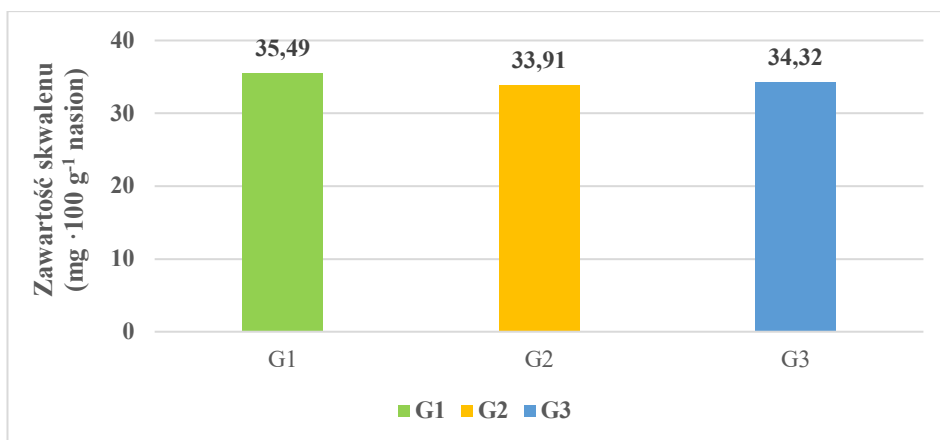
4.6.6. Zawartość skwalenu

Wykazano, że nawożenie wpływa w istotny sposób na zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Im wyższy poziom nawożenia tym zawartość skwalenu zmniejszała się. Największą zawartość skwalenu ($36,22 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) stwierdzono w nasionach pochodzących od roślin nie nawożonych (N0) i była ona większa o około $4,7 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ w porównaniu do nasion z obiektów o poziomie nawożenia N3. Zawartości tego związku bioaktywnego w przypadku poziomów nawożenia N0, N1 i N2 były podobne do siebie w sposób statystyczny, natomiast różniły się istotnie w porównaniu do poziomu N3 (rys. 17).

Wykazano, że gęstość siewu nie wpływa w sposób istotny na zawartość skwalenu ($P > 0,05$). Najwyższą zawartość skwalenu ($35,49 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) stwierdzono w nasionach z obiektów o gęstości siewu G1, a różnice w porównaniu do G2 i G3 wynosiły odpowiednio 4,5 i 3,3% (rys. 18).

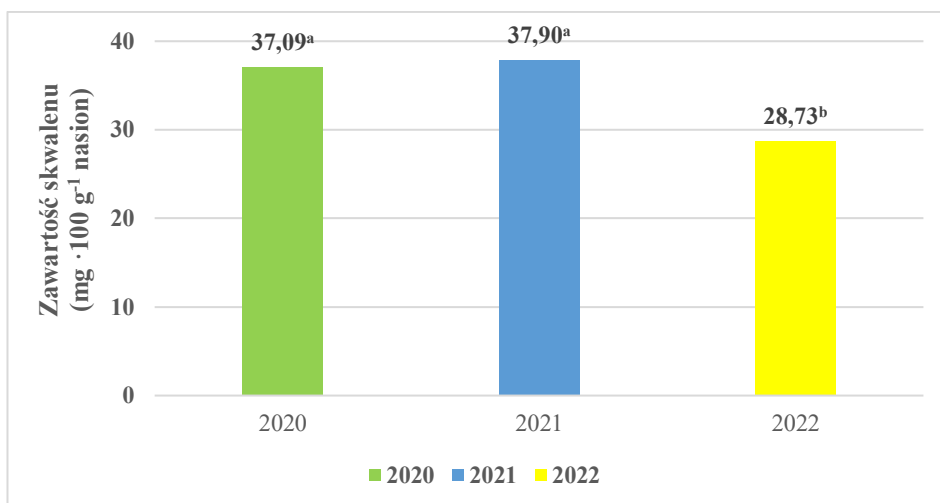


Rys. 17. Zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).



Rys. 18. Zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Analiza statystyczna wykazała, że rok badań miał istotny wpływ na zawartość skwalenu ($P < 0,001$). Najwyższą zawartością tego związku charakteryzowały się nasiona z 2021 roku ($37,90 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ nasion), które w sposób istotny różniły się od nasion z 2022 roku, jednak nie różniły się w sposób istotny od 2020 roku. Najniższą zawartość fenoli odnotowano w nasionach z 2022 roku ($28,73 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ nasion) (rys. 19).

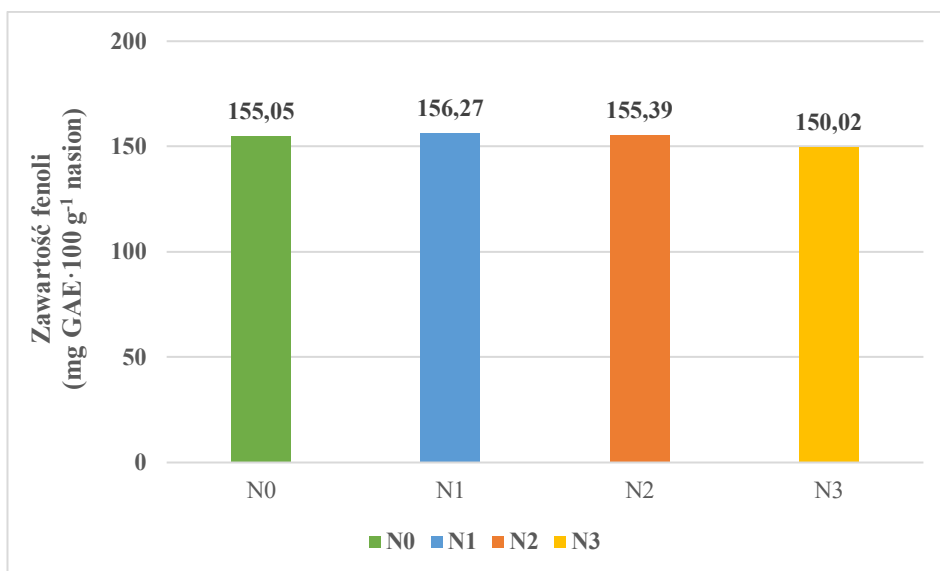


Rys. 19. Zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

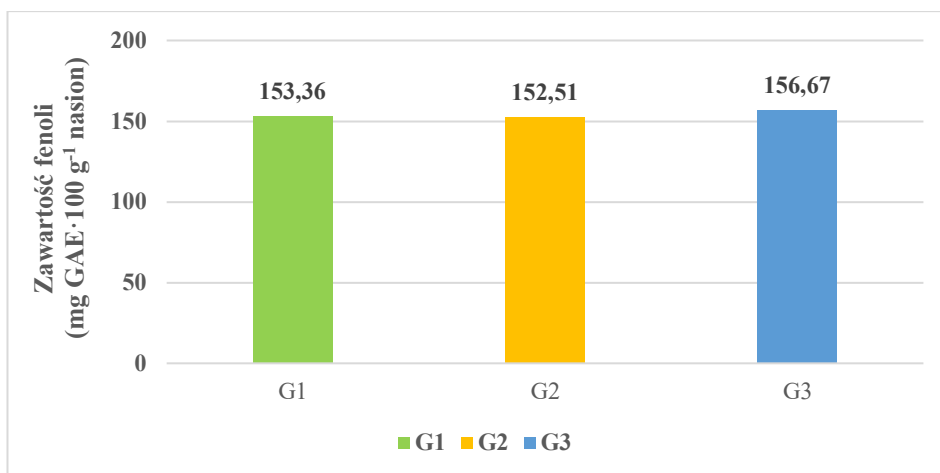
4.6.7. Zawartość związków fenolowych

Wykazano, że poziom nawożenia nie wpływał w istotny sposób na zawartość fenoli w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,23$) (rys. 20). Najwyższą zawartość fenoli stwierdzono w nasionach nawożonych na poziomie N1 (156,27 mg GAE·100 g⁻¹ nasion), natomiast najniższą zawartością charakteryzowały się nasiona z poziomu nawożenia N3. Widoczna jest tendencja zmniejszania się zawartości fenoli wraz ze wzrostem poziomu nawożenia, jednak nie została ona potwierdzona statystycznie (rys. 20).

Gęstość siewu również nie wpływała na zawartość fenoli w nasionach komosy ryżowej ($P = 0,31$) (rys. 21). Najwyższą średnią zawartością fenoli charakteryzowały się nasiona wysiewane przy gęstości G3 (156,67 mg GAE·100 g⁻¹), a różnice w porównaniu do gęstości G1 i G2 wynosiły odpowiednio 2,1 i 2,7 % (rys. 21).

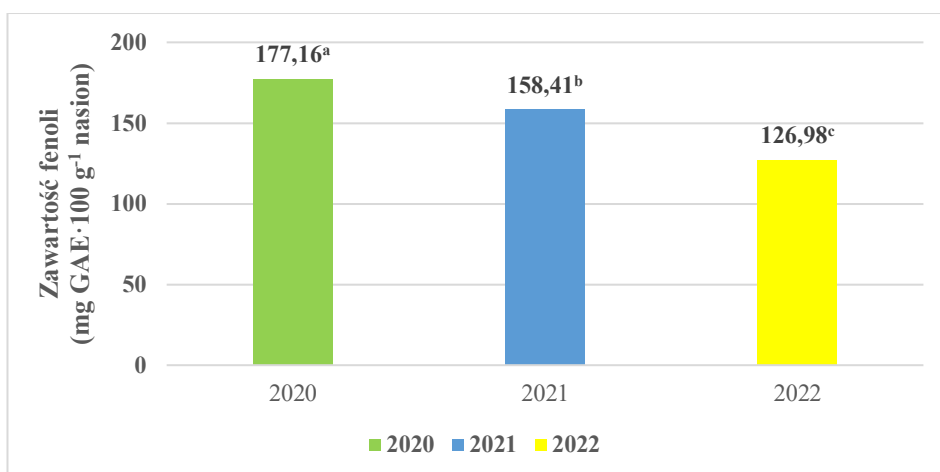


Rys. 20. Zawartość fenoli (wyrażona w ekwiwalencie kwasu galusowego, GAE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).



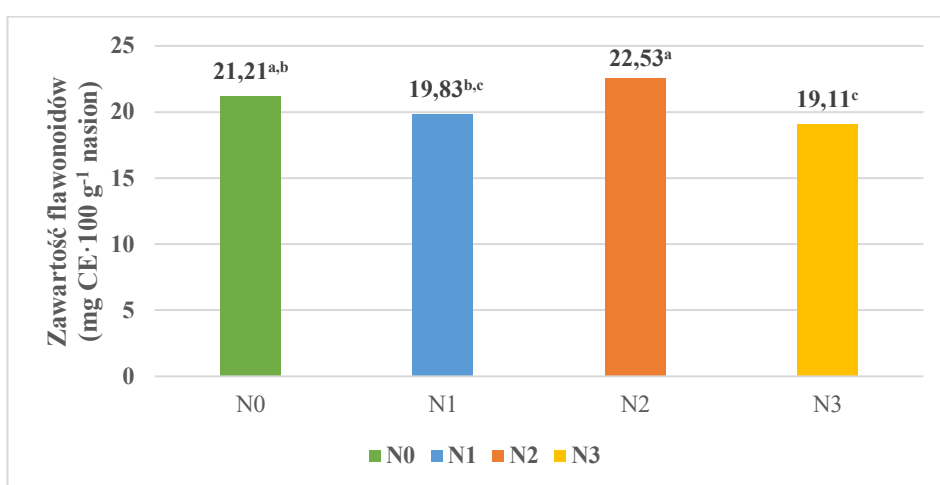
Rys. 21. Zawartość fenoli (wyrażona w ekwiwalencie kwasu galusowego, GAE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).

Wykazano, że rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie na zawartość fenoli w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższą zawartością tej cechy charakteryzowały się nasiona z 2020 roku (177,16 mg GAE · 100 g⁻¹ nasion), które w sposób istotny różniły się od nasion z lat 2021 i 2022. Najniższą zawartość fenoli odnotowano w nasionach z 2022 roku (126,98 mg GAE · 100 g⁻¹ nasion). Zawartość fenoli w nasionach komosy ryżowej w każdym roku badań różniła się w sposób istotny statystycznie (rys. 22).



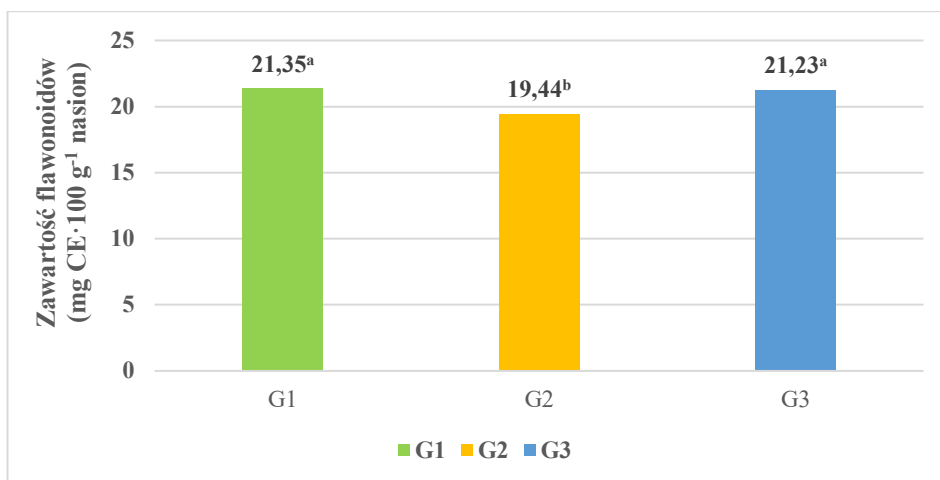
Rys. 22. Zawartość fenoli (wyrażona w ekwiwalencie kwasu galusowego, GAE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

Wykazano, że zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej wyrażona w ekwiwalencie mg katechiny (CE)·100 g⁻¹ nasion zależna jest w sposób istotny statystycznie od poziomu nawożenia (P < 0,001) (rys. 23) Najwyższą zawartością flawonoidów charakteryzowały się nasiona z roślin nawożonych na poziomie N2 – (22,53 mg CE·100 g⁻¹ nasion) i w sposób istotny różniły się od nasion z poziomu N1 i N3, natomiast brak istotnej różnicy stwierdzono w odniesieniu do poziomu N0. Średnia zawartość flawonoidów przy braku nawożenia (N0) istotnie różniła się od nawożenia N3 i była wyższa o około 11% (rys. 23)



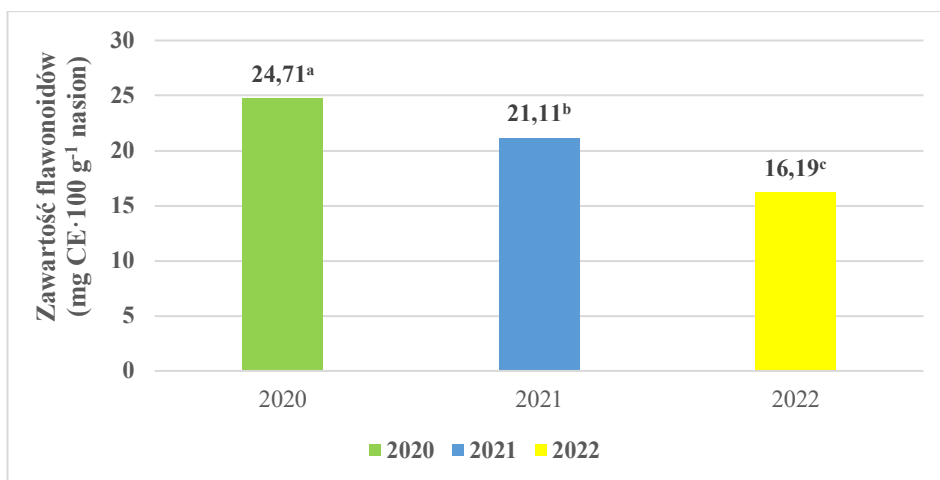
Rys. 23. Zawartość flawonoidów (wyrażona w ekwiwalencie katechiny, CE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od poziomu nawożenia (N). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie (P ≤ 0,05).

Analiza statystyczna wykazała istotny wpływ gęstości siewu na zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca (P < 0,001) (rys. 24). Najwyższą zawartością karotenoidów charakteryzowały się nasiona roślin komosy ryżowej uprawianych przy gęstości siewu G1 (21,35 mg CE·100 g⁻¹ nasion) jednak gęstość siewu G2 pod względem tej cechy była podobna statystycznie do G1 i była mniejsza o około 0,5%. Najniższą średnią zawartość flawonoidów określono przy gęstości siewu G2 – 19,44 mg CE·100 g⁻¹ nasion i wartość ta istotnie statystycznie różniła się od średnich uzyskanych dla G1 i G3 (rys. 24).



Rys. 24. Zawartość flawonoidów (wyrażona w ekwiwalencie katechiny – CE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

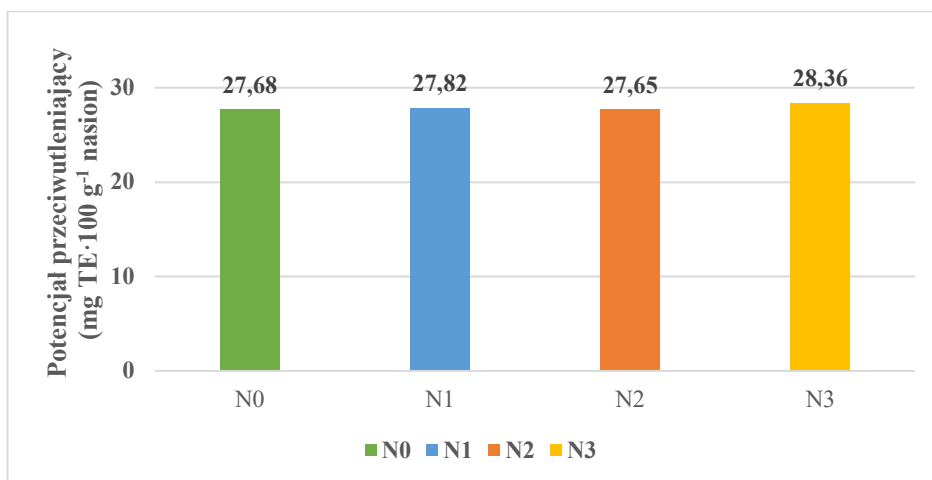
Wykazano, że rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie na zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Najwyższą zawartością tej cechy charakteryzowały się nasiona z 2020 roku (24,71 mg CE · 100 g⁻¹ nasion), które w sposób istotny różniły się od nasion z lat 2021 i 2022. Najniższą zawartość flawonoidów odnotowano w nasionach z 2022 roku (16,19 mg CE · 100 g⁻¹ nasion). Zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej w każdym roku badań różniła się w sposób istotny statystycznie (rys. 25).



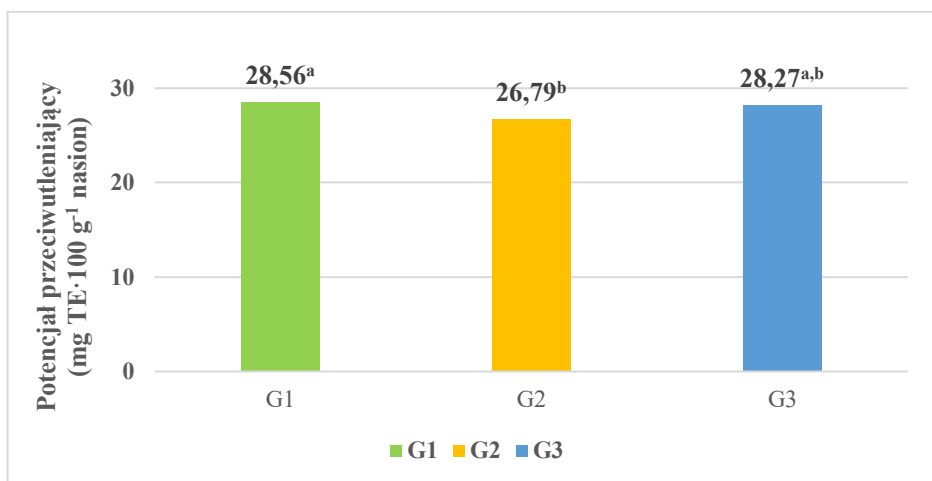
Rys. 25. Zawartość flawonoidów (wyrażona w ekwiwalencie katechiny – CE) w nasionach komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

4.6.8. Potencjał przeciwutleniający

Analiza statystyczna nie wykazała istotnego statystycznie wpływu nawożenia na potencjał przeciwutleniający dla tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,649$). Najwyższy potencjałem przeciwutleniającym charakteryzował się tłuszcz z nasion nawożonych na poziomie N3 ($28,36 \text{ mg TE} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$), a najniższą wartość odnotowano przy poziomie N0 ($27,68 \text{ mg TE} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) (rys. 26). Natomiast gęstość siewu miała istotny statystycznie wpływ na potencjał przeciwutleniający tłuszczu z nasion komosy ryżowej ($P = 0,033$). Najwyższą wartość potencjału przeciwutleniającego stwierdzono przy gęstości siewu G1 ($28,56 \text{ mg TE} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$) i była ona istotnie różna w odniesieniu do G2, natomiast była ona podobna statystycznie do G3. Najniższym potencjałem przeciwutleniającym charakteryzował się tłuszcz z nasion uzyskanych przy gęstości siewu G2 ($26,79 \text{ mg TE} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$), która była podobna statystycznie do G3, ale istotnie różniła się od G1 (rys. 27).

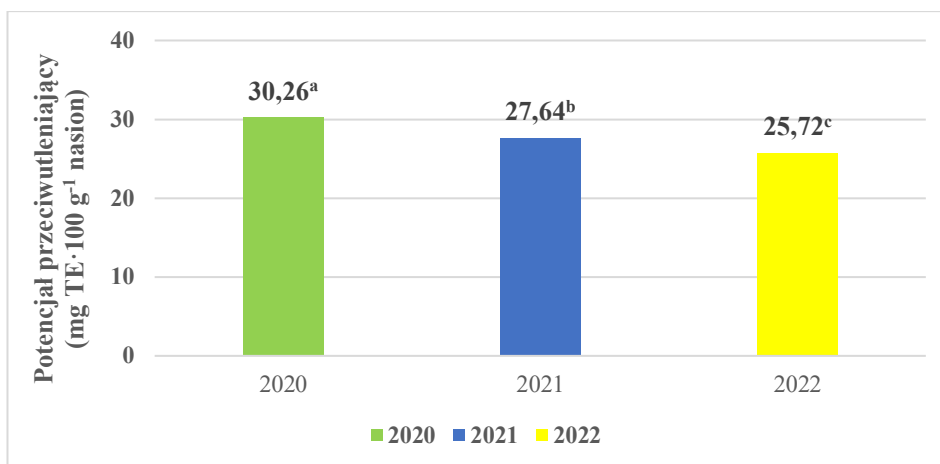


Rys. 26. Potencjał przeciwutleniający dla tłuszczu z nasion komosy ryżowej w zależności od nawożenia (N). Nie stwierdzono różnic istotnych statystycznie ($P > 0,05$).



Rys. 27. Potencjał przeciwutleniający dla tłuszczu z nasion komosy ryżowej w zależności od gęstości siewu (G). a, b – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

Wykazano, że rok uprawy wpływał w sposób istotny statystycznie na potencjał przeciwutleniający tłuszczu z nasionach komosy ryżowej ($P < 0,001$). Każdy rok uprawy różnił się od siebie w sposób istotny pod względem potencjału przeciwutleniającego. Najwyższą wartością tej cechy charakteryzował się tłuszcz z nasion z 2020 roku (30,26 mg TE·100 g⁻¹), który w sposób istotny różnił się od nasion z lat 2021 i 2022) (rys. 28).



Rys. 18. Potencjał przeciwutleniający dla tłuszczu z nasion komosy ryżowej w zależności od roku uprawy (R). a, b, c – różne litery wskazują na różnice istotne statystycznie ($P \leq 0,05$).

4.7. Analiza korelacji i analiza kanoniczna CCA

4.7.1. Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a plonem, cechami morfologicznymi roślin i MTN komosy ryżowej

Analiza korelacji pomiędzy temperaturą i opadami a plonem nasion, masą tysiąca nasion i analizowanymi cechami morfologicznymi pokazała szereg istotnych zależności (tab. 22). Temperatura w czasie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej umiarkowanie korelowała z liczbą roślin (po wschodach i po zbiorze), natomiast odwrotnie proporcjonalnie z plonem, masą tysiąca nasion, i pozostałymi analizowanymi cechami morfologicznymi. Stąd wniosek, że im wyższe temperatury w trakcie sezonu wegetacyjnego tym rośliny komosy ryżowej są słabsze i mniejsze, kwiatostany węższe, a w konsekwencji plon nasion jest mniejszy. Występowanie opadów atmosferycznych w trakcie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej dodatnio korelowało z plonem, masą tysiąca nasion i z analizowanymi cechami morfologicznymi. Stąd wniosek, że wraz ze wzrostem opadów rośliny komosy ryżowej są silniejsze, o większej masie i większym wzoście, kwiatostany szersze, w konsekwencji uzyskiwany plon nasion jest większy. Suma opadów umiarkowanie ujemnie korelowała z liczbą roślin po wschodach i przed zbiorem. Stwierdzono, że im wyższe opady tym liczba roślin po wschodach i przed zbiorem może się zmniejszać. Natomiast Współczynnik hydrotermiczny korelował z analizowanymi cechami na bardzo zbliżonym poziomie do współczynników korelacji dla opadów. Jedyne nieistotne statystycznie korelacje wystąpiły pomiędzy masą tysiąca nasion i masą liści, oraz długością łodygi, a masą tysiąca nasion, liczbą roślin po wschodach i po zbiorze (tab. 22).

Tab. 22. Analiza korelacji między temperaturą i opadami, a plonem nasion, masą tysiąca nasion i analizowanymi cechami morfologicznymi na podstawie współczynników korelacji i jego wartości P (wartości oznaczone kolorem czerwonym są istotne statystycznie).

Cecha	Plon	MTN	Obsada roślin przed zbiorem	Obsada roślin po wschodach	Masa liści	Masa kwiatostanu	Masa lodygi	Masa rośliny	Średnica kwiatostanu	Długość kwiatostanu	Długość lodygi bez kwiatostanu	Wysokość rośliny	Współczynnik hydrottermiczny	Opady
Temperatura	-0,549 P = 0,000	-0,688 P = 0,000	0,597 P = 0,000	0,625 P = 0,000	-0,347 P = 0,000	-0,665 P = 0,000	-0,755 P = 0,000	-0,669 P = 0,000	-0,648 P = 0,000	-0,763 P = 0,000	-0,216 P = 0,025	-0,731 P = 0,000	-0,918 P = 0,000	-0,897 P = 0,000
Opady	0,682 P = 0,000	0,433 P = 0,000	-0,496 P = 0,000	-0,548 P = 0,000	0,513 P = 0,000	0,688 P = 0,000	0,791 P = 0,000	0,719 P = 0,000	0,616 P = 0,000	0,769 P = 0,000	0,277 P = 0,004	0,762 P = 0,000	0,999 P = 0,000	
Współczynnik hydrottermiczny	0,674 P = 0,000	0,467 P = 0,000	-0,512 P = 0,000	-0,562 P = 0,000	0,500 P = 0,000	0,692 P = 0,000	0,795 P = 0,000	0,721 P = 0,000	0,626 P = 0,000	0,776 P = 0,000	0,273 P = 0,004	0,766 P = 0,000		
Wysokość roślin	0,773 P = 0,000	0,436 P = 0,000	-0,553 P = 0,000	-0,587 P = 0,000	0,642 P = 0,000	0,853 P = 0,000	0,931 P = 0,000	0,880 P = 0,000	0,874 P = 0,000	0,942 P = 0,000	0,555 P = 0,000			
Długość lodygi bez kwiatostanu	0,503 P = 0,000	0,139 P = 0,151	-0,066 P = 0,497	-0,098 P = 0,316	0,190 P = 0,048	0,191 P = 0,048	0,354 P = 0,000	0,240 P = 0,012	0,214 P = 0,026	0,259 P = 0,007				
Długość kwiatostanu	0,692 P = 0,000	0,461 P = 0,000	-0,625 P = 0,000	-0,650 P = 0,000	0,669 P = 0,000	0,916 P = 0,000	0,938 P = 0,000	0,927 P = 0,000	0,943 P = 0,000					
Średnica kwiatostanu	0,597 P = 0,000	0,425 P = 0,000	-0,601 P = 0,000	-0,617 P = 0,000	0,657 P = 0,000	0,894 P = 0,000	0,882 P = 0,000	0,897 P = 0,000						
Masa rośliny	0,643 P = 0,000	0,326 P = 0,001	-0,611 P = 0,000	-0,640 P = 0,000	0,817 P = 0,000	0,990 P = 0,000	0,947 P = 0,000							
Masa lodygi	0,729 P = 0,000	0,406 P = 0,000	-0,582 P = 0,000	-0,615 P = 0,000	0,693 P = 0,000	0,918 P = 0,000								
Masa kwiatostanu	0,613 P = 0,000	0,358 P = 0,000	-0,624 P = 0,000	-0,647 P = 0,000	0,758 P = 0,000									
Masa liści	0,435 P = 0,000	-0,030 P = 0,759	-0,414 P = 0,000	-0,454 P = 0,000										
Obsada roślin po wschodach	-0,298 P = 0,002	-0,483 P = 0,000	0,980 P = 0,000											
Obsada roślin przed zbiorem	-0,254 P = 0,008	-0,498 P = 0,000												
MTN	0,249 P = 0,009													

4.7.2. Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a cechami geometrycznymi i barwą nasion

Analiza korelacji między temperaturą i opadami a cechami geometrycznymi i barwą nasion komosy ryżowej pokazała szereg istotnych zależności (tab. 23). Temperatura w czasie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej wysoko istotnie korelowała ze współczynnikiem kłistości i ujemnie istotnie z parametrem L^* i b^* , natomiast wysoko ujemnie ze średnicą, obwodem, powierzchnią i bardzo wysoko z parametrem a^* . Stąd wniosek, że im wyższe temperatury w trakcie sezonu wegetacyjnego tym nasiona komosy ryżowej są bardziej kłiste i jaśniejsze, natomiast ich średnica, obwód i powierzchnia może się zmniejszać. Występowanie opadów atmosferycznych w trakcie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej dodatnio korelowało ze średnicą, obwodem i powierzchnią nasion, także z parametrami a^* i b^* . Stąd wniosek, że wraz ze wzrostem opadów średnica, obwód i powierzchnia nasion komosy ryżowej może zwiększać się, podobnie jak wartość parametrów a^* i b^* . Suma opadów silnie ujemnie korelowała z kłistością nasion i wartością współczynnika L^* . Na tej podstawie stwierdzić można, że wraz ze wzrostem sumy opadów nasiona komosy ryżowej stają się mniej kłiste i ciemniejsze. Natomiast współczynnik hydrotermiczny korelował z analizowanymi cechami na bardzo zbliżonym poziomie do współczynników korelacji dla opadów z wyjątkiem parametru b^* , który był nieistotny statystycznie ($P < 0,05$). Jedyne nieistotne statystycznie korelacje wystąpiły pomiędzy parametrem b^* a współczynnikiem kłistości, współczynnikiem hydrotermicznym i parametrem a^* (tab. 23).

Tab. 23. Analiza korelacji pomiędzy temperaturą i opadami a cechami geometrycznymi i barwą nasion komosy ryżowej na podstawie współczynników korelacji i ich wartości P (wartości oznaczone kolorem czerwonym są istotne statystycznie).

Cecha	Średnica	Obwód	Powierzchnia	Kolistość	L*	a	b*	Współczynnik hydrotermiczny	Opady
Temperatura	-0,877 P = 0,000	-0,894 P = 0,000	-0,884 P = 0,000	0,771 P = 0,000	0,538 P = 0,000	-0,962 P = 0,000	0,212 P = 0,027	-0,918 P = 0,000	-0,897 P = 0,000
Opady	0,690 P = 0,000	0,742 P = 0,000	0,707 P = 0,000	-0,782 P = 0,000	-0,843 P = 0,000	0,899 P = 0,000	0,227 P = 0,018	0,999 P = 0,000	
Współczynnik hydrotermiczny	0,718 P = 0,000	0,767 P = 0,000	0,734 P = 0,000	-0,789 P = 0,000	-0,818 P = 0,000	0,915 P = 0,000	0,180 P = 0,063		
b*	-0,368 P = 0,000	-0,284 P = 0,003	-0,346 P = 0,000	-0,081 P = 0,407	-0,683 P = 0,000	-0,134 P = 0,168			
a*	0,861 P = 0,000	0,897 P = 0,000	0,871 P = 0,000	-0,843 P = 0,000	-0,622 P = 0,000				
L*	-0,336 P = 0,000	-0,428 P = 0,000	-0,361 P = 0,000	0,676 P = 0,000					
Kolistość	-0,728 P = 0,000	-0,823 P = 0,000	-0,750 P = 0,000						
Powierzchnia	0,999 P = 0,000	0,992 P = 0,000							
Obwód	0,988 P = 0,000								

4.7.3. Współzależności pomiędzy opadami i temperaturą a składem chemicznym nasion

Analiza korelacji między temperaturą i opadami a zawartością tłuszczu i kompozycją kwasów tłuszczowych wykazała szereg istotnych zależności (tab. 24). Temperatura w trakcie sezonu wegetacji silnie dodatnio korelowała z zawartością, PUFA, kwasu C18:2 i stosunkiem kwasów omega-6 do omega-3. Natomiast korelacja ujemna z temperaturą wystąpiła dla zawartości tłuszczu, MUFA, a także kwasów C18:0, C18:1, C18:3, C20:0, C20:1, C22:0 i C22:1. Na podstawie tych korelacji można stwierdzić, że wraz ze wzrostem temperatury w trakcie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej zwiększa się w nasionach udział PUFA, natomiast zmniejsza się ogólna zawartość tłuszczu i MUFA. Temperatura nie korelowała w sposób istotny statystycznie z SFA i kwasami C14:0, C16:0, C16:1, C20:2. Występowanie opadów atmosferycznych w trakcie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej dodatnio korelowało z MUFA i kwasami C16:1, C18:0, C18:1, C18:3, C20:0, C20:1, C20:2, C22:0 i C22:1. Natomiast korelacja ujemna z sumą opadów występowała dla PUFA i kwasów C14:0, C18:2 i stosunku kwasów omega-6 do omega-3. Na podstawie tych korelacji można stwierdzić, że wzrost sumy opadów skutkuje wzrostem zawartości MUFA, a zmniejszeniem zawartości PUFA w tłuszczu z nasion komosy ryżowej. Suma opadów nie korelowała w sposób istotny statystycznie z zawartością tłuszczu, SFA i kwasem C16:0. Natomiast współczynnik hydrotermiczny korelował z analizowanymi cechami na bardzo zbliżonym poziomie do współczynników korelacji dla opadów (tab. 24).

Tab. 24. Analiza korelacji między temperaturą i opadami, a zawartością kwasów tłuszczowych na podstawie współczynników korelacji i ich wartości P (wartości oznaczone kolorem czerwonym są istotne statystycznie).

Cecha	Zawartość tłuszczu	SFA	MUFA	PUFA	C14:0	C16:0	C16:1	C18:0	C18:1	C18:2	C18:3	C20:0	C20:1	C20:2	C22:0	C22:1	Omega 6/omega3	Wsp. hydro- termiczny	Opady
Tempe- ratura	-0,341 p=0,000	0,044 p=0,655	-0,828 p=0,000	0,577 p=0,000	0,161 p=0,097	0,160 p=0,097	-0,749 p=0,000	-0,269 p=0,000	0,703 p=0,000	0,703 p=0,000	-0,826 p=0,000	-0,379 p=0,000	-0,925 p=0,000	-0,174 p=0,071	-0,456 p=0,000	-0,935 p=0,000	0,847 p=0,000	-0,918 p=0,000	-0,897 p=0,000
Opady	0,043 p=0,662	0,091 p=0,348	0,660 p=0,000	-0,533 p=0,000	-0,296 p=0,002	-0,040 p=0,684	0,230 p=0,016	0,603 p=0,000	0,571 p=0,000	-0,659 p=0,000	0,795 p=0,000	0,492 p=0,000	0,798 p=0,000	0,403 p=0,000	0,594 p=0,000	0,800 p=0,000	-0,799 p=0,000	0,999 p=0,000	
Wsp. hydro- termiczny	0,077 p=0,431	0,077 p=0,429	0,686 p=0,000	-0,543 p=0,000	-0,284 p=0,003	-0,054 p=0,582	0,213 p=0,027	0,583 p=0,000	0,597 p=0,000	-0,671 p=0,000	0,807 p=0,000	0,484 p=0,000	0,820 p=0,000	0,382 p=0,000	0,584 p=0,000	0,824 p=0,000	-0,813 p=0,000		
Omega6/ omega3	-0,204 p=0,034	-0,026 p=0,794	-0,711 p=0,000	0,631 p=0,000	0,287 p=0,003	0,078 p=0,423	0,048 p=0,625	-0,338 p=0,000	-0,628 p=0,000	0,784 p=0,000	-0,966 p=0,000	-0,396 p=0,000	-0,868 p=0,000	-0,272 p=0,000	-0,498 p=0,000	-0,829 p=0,000			
C22:1	0,378 p=0,000	-0,081 p=0,402	0,871 p=0,000	-0,603 p=0,000	-0,148 p=0,126	-0,196 p=0,042	-0,011 p=0,910	0,338 p=0,000	0,790 p=0,000	-0,717 p=0,000	0,793 p=0,000	0,352 p=0,000	0,941 p=0,000	0,171 p=0,076	0,413 p=0,000				
C22:0	-0,269 p=0,005	0,717 p=0,000	0,201 p=0,037	-0,442 p=0,000	-0,100 p=0,306	0,609 p=0,000	0,355 p=0,000	0,789 p=0,000	0,111 p=0,251	-0,500 p=0,000	0,456 p=0,000	0,841 p=0,000	0,383 p=0,000	0,613 p=0,000					
C20:2	-0,396 p=0,000	0,472 p=0,868	0,016 p=0,868	-0,271 p=0,005	-0,053 p=0,539	0,401 p=0,000	0,336 p=0,000	0,616 p=0,000	-0,045 p=0,646	-0,306 p=0,001	0,251 p=0,009	0,519 p=0,000	0,146 p=0,133						
C20:1	0,411 p=0,000	-0,143 p=0,139	0,916 p=0,000	-0,638 p=0,000	-0,216 p=0,025	-0,261 p=0,006	-0,022 p=0,825	0,326 p=0,001	0,852 p=0,000	-0,756 p=0,000	0,829 p=0,000	0,333 p=0,000							
C20:0	-0,181 p=0,061	0,711 p=0,000	0,234 p=0,015	-0,449 p=0,000	-0,078 p=0,424	0,613 p=0,000	0,390 p=0,000	0,769 p=0,000	0,172 p=0,076	-0,477 p=0,000	0,337 p=0,000								
C18:3	0,157 p=0,105	-0,052 p=0,594	0,649 p=0,000	-0,429 p=0,000	-0,330 p=0,000	-0,155 p=0,110	-0,046 p=0,636	0,280 p=0,003	0,561 p=0,000	-0,616 p=0,000									
C18:2	-0,232 p=0,016	-0,229 p=0,017	-0,713 p=0,000	0,976 p=0,000	0,064 p=0,509	-0,139 p=0,152	-0,080 p=0,410	-0,497 p=0,000	-0,667 p=0,000										
C18:1	0,603 p=0,000	-0,273 p=0,004	0,988 p=0,000	-0,612 p=0,000	-0,052 p=0,596	-0,361 p=0,000	-0,094 p=0,331	0,145 p=0,135											
C18:0	-0,322 p=0,001	0,680 p=0,000	0,212 p=0,028	-0,486 p=0,000	-0,047 p=0,632	0,578 p=0,000	0,492 p=0,000												
C16:1	-0,409 p=0,000	0,439 p=0,000	-0,054 p=0,578	-0,101 p=0,299	0,177 p=0,068	0,405 p=0,000													
C16:0	-0,455 p=0,000	0,988 p=0,000	-0,330 p=0,000	-0,198 p=0,040	0,337 p=0,000														
C14:0	0,029 p=0,768	0,292 p=0,002	-0,083 p=0,391	-0,018 p=0,852															
PUFS	-0,227 p=0,018	-0,272 p=0,004	-0,640 p=0,000																
MUFA	0,561 p=0,000	-0,230 p=0,017																	
SFA	-0,442 p=0,000																		

Analiza korelacji między temperaturą i opadami, a zawartością ogólną tokoli, karotenoidów i potencjału przeciwutleniającego wykazała szereg istotnych zależności (tab. 25). Temperatura w sposób istotny dodatnio korelowała z zawartością tokoli ogółem, także z zawartością α -tokotrienolu, β -tokotrienolu, γ - tokoferolu, δ -tokoferolu, δ -tokotrienolu, i witaminy E, natomiast ujemna korelacja wystąpiła dla zawartości β -tokoferolu, karotenoidów i potencjału przeciwutleniającego. Temperatura w sposób nie istotny statystycznie korelowała z zawartością α -tokoferolu. Na podstawie tych korelacji można stwierdzić, że wraz ze wzrostem temperatury w trakcie sezonu wegetacyjnego nasiona komosy ryżowej mogą charakteryzować się wyższą zawartością tokoli ogółem, ale niższą pojemnością przeciwutleniającą i niższą zawartością karotenoidów. Występowanie opadów atmosferycznych w trakcie sezonu wegetacyjnego komosy ryżowej dodatkowo korelowało z zawartością β -tokoferolu, karotenoidów i potencjałem przeciwutleniającym, natomiast ujemna korelacja występowała dla ogólnej zawartości tokoli, α -tokotrienolu, β -tokotrienolu, γ -tokoferolu, δ -tokoferolu, δ -tokotrienolu, i witaminy E. Suma opadów w sposób nie istotny statystycznie korelowała z zawartością α -tokoferolu. Na podstawie tych korelacji można stwierdzić, że wraz ze wzrostem sumy opadów nasiona komosy ryżowej mogą charakteryzować się wyższą zawartością karotenoidów i pojemnością przeciwutleniającą, natomiast mniejszą zawartością tokoli ogółem. Natomiast współczynnik hydrotermiczny korelował z analizowanymi cechami na bardzo zbliżonym poziomie do współczynników korelacji dla opadów (tab. 25).

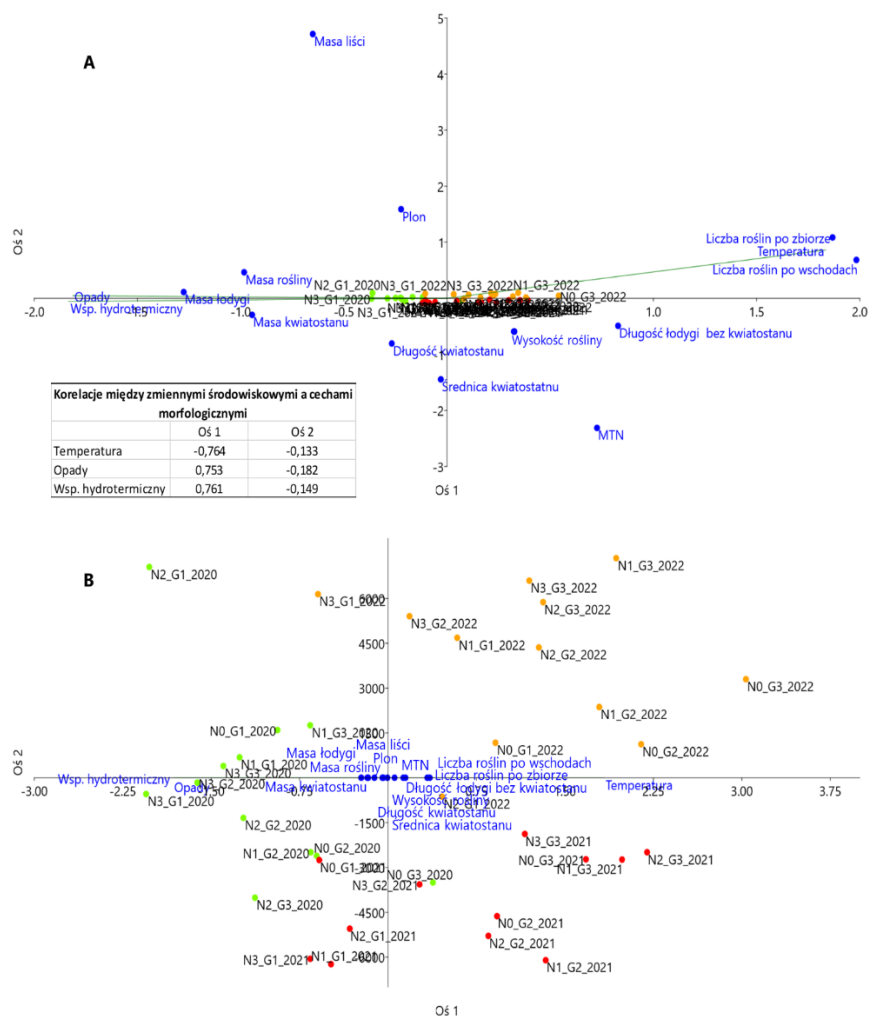
Tab. 25. Analiza korelacji między temperaturą i opadami, a zawartością ogólną tokoli, karotenoidów i potencjału przeciwutleniającego na podstawie współczynników korelacji i ich wartości P (wartości oznaczone kolorem czerwonym są istotne statystycznie).

Cecha	Tokole ogółem	α -tokoferol	α -tokotrienol	β -tokoferol	β -tokotrienol	γ -tokoferol	δ -tokoferol	δ -tokotrienol	Witamina E	Karotenoidy	Potencjał przeciwutleniający	Współczynnik hydrottermiczny	Opady
Temperatura	0,670 p=0,000	0,110 p=0,259	0,647 p=0,000	-0,701 p=0,000	0,651 p=0,000	0,343 p=0,000	0,493 p=0,000	0,571 p=0,000	0,349 p=0,000	-0,324 p=0,001	-0,622 p=0,000	-0,918 p=0,000	-0,897 p=0,000
Opady	-0,702 p=0,000	0,144 p=0,138	-0,363 p=0,000	0,592 p=0,000	-0,804 p=0,000	-0,678 p=0,000	-0,576 p=0,000	-0,577 p=0,000	-0,200 p=0,038	0,490 p=0,000	0,551 p=0,000	0,999 p=0,000	
Współczynnik hydrottermiczny	-0,706 p=0,000	0,117 p=0,229	-0,399 p=0,000	0,611 p=0,000	-0,795 p=0,000	-0,647 p=0,000	-0,573 p=0,000	-0,582 p=0,000	-0,219 p=0,023	0,476 p=0,000	0,564 p=0,000		
Potencjał przeciwutleniający	-0,381 p=0,000	-0,056 p=0,565	-0,391 p=0,000	0,458 p=0,000	-0,367 p=0,000	-0,187 p=0,052	-0,258 p=0,007	-0,263 p=0,006	-0,192 p=0,046	0,297 p=0,002			
Karotenoidy	-0,250 p=0,009	0,319 p=0,001	-0,039 p=0,686	0,316 p=0,001	-0,419 p=0,000	-0,441 p=0,000	-0,122 p=0,209	-0,253 p=0,008	0,297 p=0,002				
Witamina E	0,774 p=0,000	0,915 p=0,000	0,298 p=0,002	-0,003 p=0,974	0,033 p=0,738	0,248 p=0,010	0,649 p=0,000	0,405 p=0,000					
δ -tokotrienol	0,652 p=0,000	0,171 p=0,076	0,345 p=0,000	-0,302 p=0,001	0,444 p=0,000	0,463 p=0,000	0,608 p=0,000						
δ -tokoferol	0,850 p=0,000	0,364 p=0,000	0,134 p=0,166	-0,150 p=0,120	0,435 p=0,000	0,718 p=0,000							
γ -tokoferol	0,692 p=0,000	-0,125 p=0,198	-0,221 p=0,022	-0,062 p=0,522	0,593 p=0,000								
β -tokotrienol	0,504 p=0,000	-0,252 p=0,009	0,165 p=0,089	-0,461 p=0,000									
β -tokoferol	-0,264 p=0,006	0,111 p=0,254	-0,536 p=0,000										
α -tokotrienol	0,403 p=0,000	0,226 p=0,018											
α -tokoferol	0,458 p=0,000												

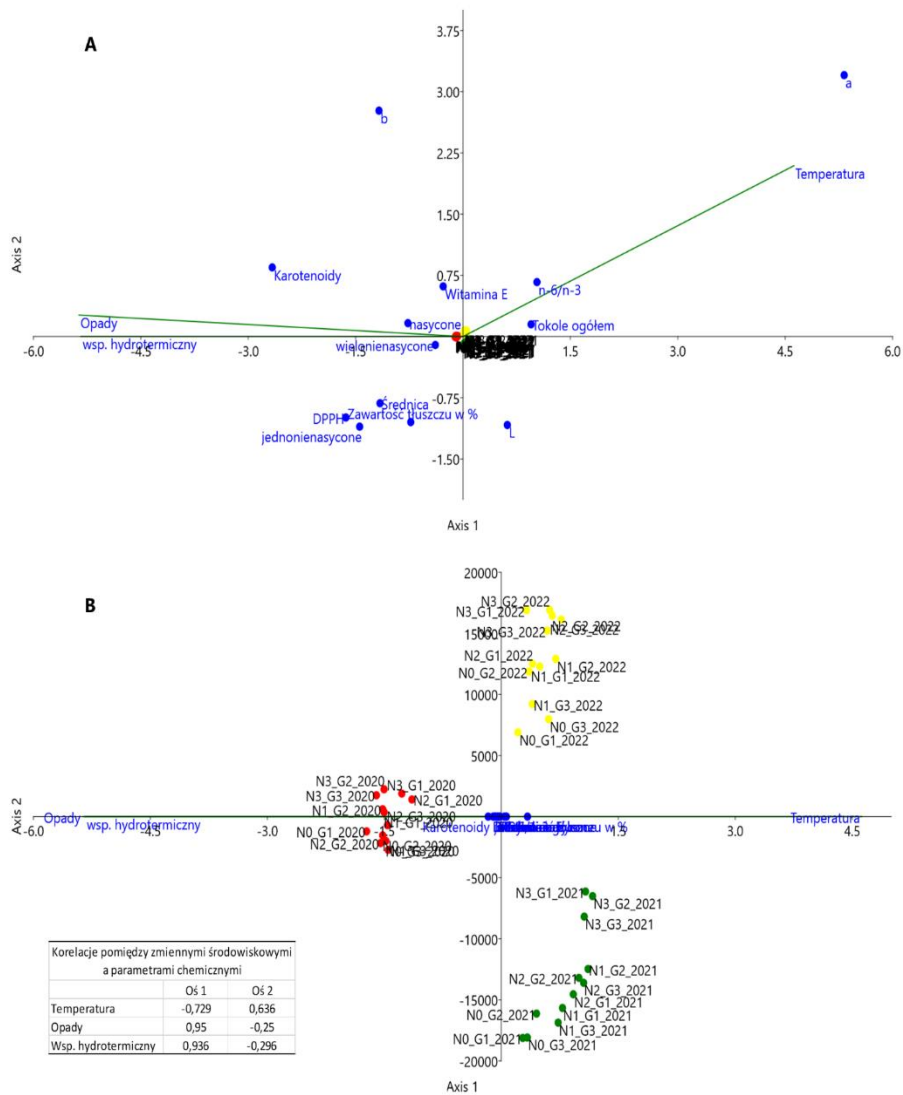
4.7.4. Analiza kanoniczna (CCA)

Przeprowadzona analiza CCA wskazuje, że badane cechy morfologiczne komosy ryżowej były istotnie różnie kształtowane przez opady i temperaturę w okresie 3 lat badań (rys. 29). Opady atmosferyczne mocniej wpływały na masę łodyg, roślin, kwiatów i liści komosy ryżowej, z kolei temperatura bardziej zaznaczała się w liczbie roślin po wschodach i przed zbiorem, długości roślin oraz MTN. Dla plonu komosy ryżowej większe znaczenie miały opady niż temperatura. Badane cechy morfologiczne komosy ryżowej były różnicowane istotnie bardziej przez opady w 2020 roku, zwłaszcza przy poziomie nawożenia N3. Jednak temperatura miała większe znaczenie dla badanych cech w latach 2021 i 2022 i przy zerowym poziomie nawożenia (N0) (rys. 29).

Przeprowadzona analiza CCA wskazuje, że badane parametry chemiczne, średnica i barwa nasion komosy ryżowej były istotnie różnie kształtowane przez opady i temperaturę w okresie 3 lat badań (rys. 30). Opady atmosferyczne mocniej wpływały na zawartość karotenoidów, witaminy E, kwasów tłuszczowych jednonienasyconych, wielonienasyconych, nasyconych, procentową zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej, a także na potencjał przeciwutleniający, średnicę i parametr b^* . Z kolei temperatura bardziej zaznaczała się w zawartości tokoili ogółem, stosunku kwasów omega 6 do omega 3 ($n-6/n-3$) i w barwie nasion opisanej parametrami L^* i a^* . Badane parametry chemiczne nasion komosy ryżowej były różnicowane istotnie bardziej przez opady w 2020 roku, natomiast temperatura miała większe znaczenie dla badanych cech w latach 2021 i 2022 (rys. 30).



Rys. 29. Kanoniczna analiza korespondencji (CCA) dla cech morfologicznych komosy ryżowej przy różnych gęstościach siewu i nawożeniu oraz opadach i temperaturze. Analizowano zmienne z trzech kolejnych lat badań (2020, 2021, 2022). A – rzut w skalowaniu typu 1, B – rzut w skalowaniu typu 2; wartości własne osi 1 = 0,032 (99,99%), wartości własne osi 2 = 0,001 (0,001%), istotność osi 1: test Monte Carlo-permutacji: (F-ratio = 5,74, $P < 0,001$), istotność osi 2: test Monte Carlo-permutacji: (F-ratio = 0,91, $P = 0,295$).



Rys. 30. Kanoniczna analiza korespondencji (CCA) dla średnicy, barwy nasion L^* , a^* , b^* i chemicznych parametrów nasion komosy ryżowej przy różnych gęstościach siewu i nawożeniu oraz opadach i temperaturze. Analizowano zmienne z trzech kolejnych lat badań (2020, 2021, 2022). A – rzut w skalowaniu typu 1, B – rzut w skalowaniu typu 2; wartości własne osi 1 = 0,04 (99,99%), wartości własne osi 2 = 0,002 (0,001%), istotność osi 1: test Monte Carlo-permutacji: (F-ratio = 5,36, $p < 0,001$), istotność osi 2: test Monte Carlo-permutacji: (F-ratio = 0,90, $p = 0,283$).

5. Dyskusja wyników

Komosa ryżowa jest rośliną bardzo plastyczną i potrafi się dostosować do różnych warunków środowiska takich jak wilgotność, temperatura oraz warunki glebowe (Jacobsen, 2003). Pochodzi ona z Ameryki południowej (Andy), jednak badania naukowe prowadzone przez wielu badaczy pokazują, że może być uprawiana także na terenie Europy, Afryki i Azji. Aczkolwiek plon, charakterystyka roślin i jakość nasion będą zależne od wielu czynników, zarówno genetycznych (np. odmiana), jak i agro-klimatycznych (np. temperatura i opady zmienne w latach uprawy) oraz warunki uprawy takie jak nawożenie i gęstość siewu.

Wykorzystana w niniejszych badaniach odmiana komosy ryżowej Titicaca została wyhodowana w Danii przez Svena-Erika Jacobsena. Jest jedną z lepszych, wysokoplonujących odmian tej hodowli (plon nasion do 3 t·ha⁻¹). Odmiana ta charakteryzuje się również neutralną reakcją na różne długości dnia (Bendvis i wsp., 2014).

Ważną cechą różniącą odmianę Titicaca od odmian amerykańskich jest krótki okres wegetacji od 120 do 150 dni (Jacobsen, 2017). W Kolumbii Manjarres-Hernández i wsp. (2021) określili dla 30 genotypów komosy ryżowej pochodzących z Ameryki południowej długość okresu wegetacji, który kształtował się w zakresie od 144 do 189 dni. Natomiast w przypadku odmian: Leucan Boldo, Riobamba, Isluga, Atlas, Cahuil, Moradas i Haiwan uprawianych w Wietnamie okres wegetacji kształtował się w zakresie od 85 do 120 dni (Van Minh i Nguyen, 2021).

Kwiatostan roślin odmiany Titicaca jest pojedynczy, zbity na szczycie łodygi, o barwie pomarańczowej (Jacobsen, 2017). Wysokość roślin tej odmiany kształtuje się w zakresie od około 47 do około 140 cm (Savić i wsp., 2019; Dao i wsp. 2020). Warto podkreślić, że wysokość rośliny to cecha zmienna i zależna od wielu czynników. Generalnie wysokie rośliny są silniejsze i bardziej plenne. Jednak rośliny komosy ryżowej o dużych rozmiarach mają dłuższy okres wegetacji, co jest cechą niekorzystną w warunkach europejskich i są bardziej podatne na wyleganie. Wysokość roślin odmiany Titicaca w badaniu własnym kształtowała się w zakresie od 88 do 156 cm. Natomiast w badaniach Alvar-Beltran i wsp. (2019) odmiana Titicaca charakteryzowała się wysokością w zakresie od 32 do 47 cm w warunkach Burkina Faso, co wskazuje na istotny wpływ rejonu uprawy na tę cechę roślin komosy ryżowej. W warunkach polskich Gęsiński (2012) określił wysokość roślin dla trzech odmian komosy ryżowej (Faro, Olav i Sandowal). W badaniu tym wysokość roślin kształtowała się w zakresie od 105 do 127 cm. Jak podaje Chaudhary i wsp. (2024) wysokość roślin genotypu EC 507748 kształtowała się w zakresie od 106 do 132 cm.

Na podstawie przeprowadzonych niniejszych badań stwierdzono, że plonowanie odmiany Titicaca wynosi, w zależności od roku uprawy (2020-2022), od 1,28 do 2,19 t·ha⁻¹. Alvar-Beltran i wsp. (2019) podają,

że w warunkach Burkina Faso odmiana Titicaca plonowała od około 0,23 do 1,36 t·ha⁻¹. Porównując z danymi w dostępnej literaturze można stwierdzić, że plon nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca jest porównywalny do uzyskiwanego w przypadku innych odmian. Przykładowo Ibrahim i wsp. (2020a) wykazali, że plon nasion komosy ryżowej odmiany Q26 w Egipcie kształtował się w zakresie od 0,90 do 1,60 t·ha⁻¹. Chaudhary i wsp. (2024) badając w Indiach genotyp komosy ryżowej o nazwie EC 507748 osiągnęli plon nasion w zakresie od 1,49 do 2,42 t·ha⁻¹. Z kolei Gęsiński (2012) analizując w warunkach polskich trzy amerykańskie odmiany komosy ryżowej stwierdził, że plon nasion kształtował się następująco: Sandowal w zakresie 1,6-2,0 t·ha⁻¹, Olav w zakresie 1,70-1,90 t·ha⁻¹ oraz Faro w zakresie 2,3-2,6 t·ha⁻¹.

Nasiona komosy ryżowej odmiany Titicaca charakteryzują się jasną, żółtą barwą o masie tysiąca nasion około 3 g (Sobota i wsp., 2020). Wartość tej cechy dla odmiany Titicaca w badaniu własnym kształtowała się w zakresie od 2,74 do 3,78 g. Natomiast jak podaje Alvar-Beltran i wsp. (2019) odmiana Titicaca charakteryzowała się masą tysiąca nasion w zakresie od około 1,4 do 2,0 g w warunkach Burkina Faso. W badaniach Zare i wsp. (2023) w Iranie określono masę tysiąca nasion dla odmiany Titicaca w zakresie od około 2,2, do 3,2 g. W tym samym badaniu analizowano również masę tysiąca nasion odmiany Sajema i wartości tej cechy była mniejsza (od 1,6 do 2,3 g) w porównaniu do odmiany Titicaca. Z kolei Hoang i wsp. (2021) określili masę tysiąca nasion komosy ryżowej odmiany Atlas uprawianej w Wietnamie i kształtowała się ona w zakresie od 1,7 do 2,0 g.

W badaniu własnym analizowano właściwości geometryczne nasion komosy ryżowej oraz barwę poprzez zastosowanie cyfrowej analizy obrazu. Cechy fizyczne nasion takie jak średnica, powierzchnia, obwód i masa tysiąca nasion mają wpływ na procesy technologiczne, związane nie tylko z przetwarzaniem i konsumpcją, ale także z siewem. Wielkość nasion wpływa również na energię i zdolność kiełkowania. Generalnie nasiona charakteryzujące się większym rozmiarem zwiększają szanse na większe wschody i wysoki plon (Gozdecka i Gęsiński, 2011). Z kolei barwa nasion wpływa na wygląd i potencjalny wybór produktów przez konsumentów (Wu i wsp., 2015). Nasiona komosy ryżowej mogą mieć różne zabarwienie: czerwone, żółte, czarne, karmazynowe i białe. W zależności od barwy nasion mogą występować różnice w zawartości składników chemicznych, zwłaszcza związków fenolowych i betalain (Ma i wsp., 2016; Yang i wsp., 2024). Medina i wsp. (2010) w swoich badaniach przeanalizowali pod względem cech geometrycznych (średnica, powierzchnia i obwód) 25 odmian komosy ryżowej pochodzenia amerykańskiego i europejskiego. Poszczególne odmiany różniły się pod względem tych cech geometrycznych. Średnica nasion kształtowała się w zakresie od 1,84 mm (odmiana ECU-420-INIAP) do 2,63 mm (Real-IBTA), obwód nasion od 6,04 mm (Baer-II-U. Concepcio'n) do 8,65 mm (Real-IBTA), a powierzchnia nasion od 2,56 mm² (ECU-420-INIAP) do 5,1 mm² (Real-IBTA). W badaniach Craine i wsp. (2023) przeanalizowano 360 odmian komosy ryżowej

i określono pole powierzchni ich nasion w przedziale od 1,16 do 3,92 mm². W badaniu własnym dla odmiany Titicaca średnica nasion kształtowała się w zakresie 1,73-1,91 mm, obwód nasion od 5,59 do 6,26 mm, a pole powierzchni nasion od 2,37 do 2,87 mm².

Dane literaturowe wskazują, że nasiona komosy ryżowej odmiany Titicaca są bogate w białko (zawierają około 15 g·100 g⁻¹), tłuszcz (na poziomie około 6 g·100 g⁻¹) i węglowodany strawne (około 60 g·100 g⁻¹) (Sobota i wsp., 2020). Zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca w badaniu własnym kształtowała się w zakresie od 5,77 do 6,35 g·100 g⁻¹. Warto zauważyć, że zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej jest silnie zależna od odmiany. De Bock i wsp. (2021) określili zawartość tłuszczu w nasionach dla 13 odmian komosy ryżowej, które były uprawiane w Belgii (Atlas, Bastille, Dutchess, Faro, Jessie, Oro de Valle, Pasto, Puno, Rouge Marie, Summer Red, Titicaca, Vikinga, Zwarte). Dla odmiany Titicaca zawartość tłuszczu kształtowała się w zakresie od około 7,1 do 7,60 g·100 g⁻¹ suchej masy nasion, a dla pozostałych 12 odmian zakres ten wynosił od około 5,4 do około 8,5 g·100 g⁻¹ suchej masy nasion. W warunkach polskich Gęsiński (2012) analizował trzy amerykańskie odmiany komosy ryżowej: Faro, Olav i Sandowal. Zawartość tłuszczu w nasionach tych odmian kształtowała się w zakresach odpowiednio: 5,0-5,4 g·100 g⁻¹, 4,4-5,1 g·100 g⁻¹ oraz 4,4-5,0 g·100 g⁻¹.

W przypadku tłuszczu istotny jest również jego profil kwasów tłuszczowych. Grupa nasyconych kwasów tłuszczowych (SFA), w których skład wchodzi kwasy: mirystynowy (C14:0), palmitynowy (C16:0), stearynowy (C18:0), arachidowy (C20:0) i behenowy (C22:0), stanowiła najmniejszy udział procentowy w tłuszczu z nasion komosy ryżowej w badaniu własnym (od 11,22 do 12,08% sumy wszystkich kwasów tłuszczowych). Jak podaje Duarte i wsp. (2022) udział tej grupy kwasów tłuszczowych w tłuszczu nasion komosy ryżowej kształtował się w zakresie od 9,4% u odmiany Titicaca do około 16% u odmiany Pasankalla rosada. Powyższe wyniki uzyskano w doświadczeniu doniczkowym w warunkach kontrolowanych przy wykorzystaniu komór wzrostu na Uniwersytecie w Kopenhadze. Natomiast w badaniach Pellegrini i wsp. (2018) udział tej grupy kwasów tłuszczowych u 6 odmian komosy ryżowej (brak informacji o odmianach) kształtował się od 10,66 do 11,44%. Zbliżone wyniki udziału SFA uzyskał w swoich badaniach również Tang i wsp. (2015b). Według międzynarodowych agencji regulacyjnych (EFSA, 2010) spożycie SFA powinno być jak najniższe, dlatego też niski udział procentowy tej grupy kwasów tłuszczowych potwierdzony w badaniach własnych oraz przez innych badaczy wskazuje na wysoką wartość odżywczą tych odmian komosy ryżowej.

Grupa kwasów tłuszczowych jednonienasyconych (MUFA), w których skład wchodzi kwasy: palmitooleinowy (C16:1), oleinowy (C18:1), eikozenowy (C20:1) i erukowy (C22:1); stanowiła od 21,74 do 25,20% wszystkich kwasów tłuszczowych. Jak podaje Pellegrini i wsp. (2018) udział kwasów tłuszczowych z grupy MUFA u sześciu odmian komosy ryżowej kształtował się w przedziale od 29,07 do 33,28%. Zbliżone wyniki również uzyskał w swoich badaniach Tang

i wsp. (2015b), w których udział MUFA kształtował się w przedziale od 29,88 do 33,29%. Natomiast w badaniach prowadzonych przez Duarte i wsp. (2022) na dziesięciu odmianach komosy ryżowej udział tej grupy kwasów tłuszczowych kształtował się w przedziale od 13,6 do 23,7%. W cytowanym badaniu udział tej grupy kwasów tłuszczowych w nasionach odmiany Titicaca wynosił 17,2%.

Grupa kwasów tłuszczowych wielonienasyconych (PUFA), w których skład wchodziły kwasy: linolowy (C18:2), linolenowy (C18:3) i eikozadienowy (C20:2); stanowiły najliczniejszą grupę kwasów tłuszczowych pod względem procentowego udziału w tłuszczu nasion komosy ryżowej w doświadczeniu własnym (63,10 do 65,99% wszystkich kwasów tłuszczowych). Jak podaje Duarte i wsp. (2022) procentowy udział kwasów tłuszczowych z grupy PUFA dla odmiany Titicaca wynosił 73,4%. Natomiast w badaniach Pellegrini i wsp. (2018) udział tej grupy kwasów kształtował się w przedziale od 55,28 do 60,27%. Natomiast Tang i wsp. (2015b) podają, że zakres procentowego udziału kwasów z grupy PUFA oscylował od 54,23 do 58,34%.

W doświadczeniu własnym wykazano, że głównymi kwasami tłuszczowymi w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca są kwasy C18:2 (58,97%), C18:1 (21,12%), C16:0 (10,07%) i C18:3 (5,60%). Duarte i wsp. (2022) w swoich badaniach nad składem kwasów tłuszczowych w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca stwierdzili wyższe udziały kwasów C18:2 i C18:3, mniejszy udział kwasu C16:0 i zbliżony udział kwasu C18:1 w odniesieniu do wyników doświadczenia własnego. Pellegrini i wsp. (2018) również potwierdzili obecność wyżej wymienionych kwasów tłuszczowych jako głównych składników tłuszczu z nasion komosy ryżowej. Jednak w cytowanym badaniu testowano 6 odmian komosy ryżowej i stwierdzono wyższe udziały kwasów C18:1, C16:0, C18:3 (dla 4 z 6 badanych odmian) i mniejszy udział kwasu C18:2 w porównaniu do średnich zawartości w badaniu własnym. Razzeto i wsp. (2019) także wskazali, że kwasy C18:2, C18:1, C16:0 i C18:3 są głównymi kwasami tłuszczowymi w nasionach komosy ryżowej analizując nasiona 4 odmian pochodzących z Argentyny. Udziały procentowe wymienionych kwasów tłuszczowych w cytowanych badaniach były zbliżone w porównaniu do wyników badań własnych.

Porównując wyniki badań własnych do badań przedstawionych w literaturze zaobserwowano duże zróżnicowanie wynikające z odmiany i jej pochodzenia również w zawartości innych składników tłuszczowych, analizowanych w niniejszej pracy. W doświadczeniu własnym suma steroli w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca kształtowała się w zakresie od 52,50 do 63,54 mg·100 g⁻¹ nasion. Głównymi sterolami były: 5 α -stigmast-7-en-3 β -sterol (27,09-29,79 mg·100 g⁻¹ nasion), β -sitosterol (11,46-15,25 mg·100 g⁻¹ nasion), izofukosterol (4,97-6,80 mg·100 g⁻¹ nasion) i lanosterol (1,91-4,42 mg·100 g⁻¹ nasion). W nasionach wykryto również kampesterol (0,37-0,66 mg·100 g⁻¹ nasion), stigmasterol (1,08-2,30 mg·100 g⁻¹ nasion), citrostadienol (0,98-1,31 mg·100 g⁻¹ nasion). Schlag i wsp. (2022) w swoich badaniach analizowali 34 genotypy komosy ryżowej i zidentyfikowali 20 różnych steroli.

Całkowita zawartość steroli w cytowanym badaniu była wyższa niż określona w badaniu własnym i kształtowała się w zakresie 120-180 mg·100 g⁻¹ nasion. W innych badaniach ogólna zawartość steroli wynosiła 82,5 mg·100 g⁻¹ nasion (Ryan i wsp., 2007), 94 mg·100 g⁻¹ oleju (Villacrés i wsp., 2013), 38,8 mg·100 g⁻¹ nasion (Islam i wsp., 2017), 28,7-68,6 mg g⁻¹ oleju (Chen i wsp., 2019) i 944, 69 mg·100 g⁻¹ oleju (Shen i wsp. 2022). W nasionach badanych przez Schlag i wsp. (2022) zawartość β -sitosterolu była wyższa w porównaniu do wyników z badania własnego i kształtowała się w zakresie od 19 do 30 mg·100 g⁻¹ nasion. Zbliżoną zawartość tego sterolu (29,4 mg·100 g⁻¹ nasion) określił również Islam i wsp. (2017). Zawartość β -sitosterolu na poziomie 63,7 mg·100 g⁻¹ nasion uzyskali Ryan i wsp., (2007) i była to wielokrotność wartości uzyskanej w badaniu własnym. Natomiast Shen i wsp. (2022) określili całkowitą zawartość steroli w białych nasionach komosy ryżowej na poziomie 944,69 mg·100 g⁻¹ oleju. Zawartość kampesterolu w badaniu własnym była poniżej 1,0 mg·100 g⁻¹ nasion, natomiast wyższe zawartości tego związku zaobserwowali w swoich badaniach między innymi: Schlag i wsp. (2022) – 0,24-2,3 mg·100 g⁻¹ nasion, Ryan i wsp. (2007) – 15,3 mg·100 g⁻¹ nasion, Shen i wsp. (2022) – 16,02 mg·100 g⁻¹ oleju oraz Villacrés i wsp. (2013) – 23 mg 100 g⁻¹ oleju.

Zawartość stigmasterolu w nasionach komosy ryżowej zbliżoną do wartości uzyskanych w badaniu własnym uzyskali Ryan i wsp. (2007) – 3,2 mg·100 g⁻¹ nasion, a także Schlag i wsp. (2022) – 0,71-5,0 mg·100 g⁻¹ nasion. Z kolei wyższe zawartości stigmasterolu od uzyskanych w badaniu własnym określili Islam i wsp. (2017) – 6,9 mg·100 g⁻¹ nasion. Z kolei w swoich badaniach Chen i wsp. (2019) określili zawartość stigmasterolu w zakresie od 8,7 do 20 mg·g⁻¹ oleju, a Villacrés i wsp., (2013) podali zawartość na poziomie 23 mg·100 g⁻¹ oleju.

Zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej w badaniu własnym kształtowała się w zakresie od 28,73-37,90 mg·100 g⁻¹ nasion. W badaniach przeprowadzonych przez Jahaniaval i wsp. (2000) i Ryan i wsp. (2007) określono, że zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej oscyluje w zakresie od 33,9 do 58,4 mg·100 g⁻¹ nasion (James, 2009). Wyższą zawartością skwalenu charakteryzowały się tylko nasiona dyni – 89 mg·100 g⁻¹ (Ryan i wsp., 2007). Chen i wsp. (2019) analizowali 22 odmiany i 6 rodów hodowlanych komosy ryżowej, które były uprawiane w Stanach Zjednoczonych w okolicy Waszyngtonu. W cytowanym badaniu zawartość skwalenu w oleju z nasion komosy ryżowej wynosiła od 27,3 (odmiana Kaslaea) do 67,8 (odmiana Temuko) mg·g⁻¹ oleju. Dla odmiany Titicaca zawartość skwalenu wynosiła 51,2 mg g⁻¹ oleju.

W badaniu własnym średnia zawartość tokoli ogółem w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca kształtowała się w zakresie od 5,71 do 7,31 mg·100 g⁻¹ nasion. Głównymi wykrytymi tokoferolami w nasionach był α -tokoferol (3,19-3,54 mg·100 g⁻¹ nasion) i γ -tokoferol (1,77-3,52 mg·100 g⁻¹ nasion). Natomiast, spośród tokotrienoli, w największe ilości występował α -tokotrienol, którego zawartość w analizowanych nasionach kształtowała się w zakresie

od 0,01 do 0,73 mg·100 g⁻¹ nasion. Pozostałe analizowane tokole wykryto w ilościach śladowych poniżej 0,45 mg·100 g⁻¹ nasion. Dostępna literatura potwierdza, że α-tokoferol i γ-tokoferol są głównymi tokolami w nasionach komosy ryżowej (Tang i wsp., 2016, Granda i wsp., 2018, Vera i wsp., 2019, Shen i wsp. 2022). W badaniu własnym zawartość α-tokoferolu była wyższa niż zawartość γ-tokoferolu. Przeciwnie rezultaty uzyskał Tang i wsp. (2016) analizując zawartość tokoferoli w nasionach komosy ryżowej uprawianej w Ontario w Kanadzie. Stwierdzono, że γ-tokoferol był dominującym tokolem i jego zawartość kształtowała się w zakresie od 2,623 do 5,532 mg·100 g⁻¹ nasion, natomiast zawartość α-tokoferolu wynosiła od 0,870 do 1,602 mg·100 g⁻¹ nasion. Shen i wsp. (2022) analizując nasiona komosy ryżowej o białych nasionach, które były uprawiane w Chinach określili zawartość: γ-tokoferolu na poziomie 66 mg·kg⁻¹ oleju, α-tokoferolu na poziomie około 38 mg·kg⁻¹ oleju, β-tokoferolu na poziomie 2,40 mg·kg⁻¹ oleju i δ-tokoferolu na poziomie 16,53 mg·kg⁻¹ oleju. W cytowanych badaniach całkowita zawartość tokoferoli w nasionach komosy ryżowej wynosiła 123,1 mg·kg⁻¹ oleju. Również Granda i wsp. (2018) analizując 9 odmian komosy ryżowej oznaczyli zawartość tokoli (tokoferole i tokotrienole) i wykazali, że najwyższą zawartością charakteryzuje się γ-tokoferol i α-tokoferol. W cytowanym badaniu zawartość γ-tokoferolu kształtowała się w zakresie od 2,48 mg·100 g⁻¹ suchej masy u odmiany Titicaca do 8,65 mg·100 g⁻¹ suchej masy u odmiany Blanca Dulce. Niro i wsp. (2019) analizując nasiona komosy ryżowej wykryli śladowe ilości β-tokotrienolu i γ-tokotrienolu, a nie wykryli obecność α-tokotrienolu, δ-tokotrienolu. W nasionach komosy ryżowej w badaniu własnym obliczona, na podstawie zawartości poszczególnych tokoli, zawartość witaminy E kształtowała się od 2,06 do 5,07 mg·100 g⁻¹ nasion. W swoich badaniach Tang i wsp. (2015b) określili zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej o barwie białej na poziomie 3,749 mg·100 g⁻¹ nasion. W tym samym badaniu autorzy analizowali również zawartość witaminy E w nasionach komosy ryżowej o barwie czerwonej i czarnej i stwierdzili, że nasiona o barwie czerwonej cechują się zawartością witaminy E wyższą o około 47%, a o barwie czarnej o około 60% w porównaniu do nasion o barwie białej. Alvarez-Jubete i wsp. (2009) przeanalizowali nasiona komosy ryżowej, amarantusa, pszenicy i gryki pod kątem zawartości witaminy E. Najwyższą zawartością tej witaminy charakteryzowały się nasiona komosy ryżowej (24,7 μg α-TE·g⁻¹), a niższą nasiona amarantusa (15,4 μg α-TE·g⁻¹), pszenicy (9,8 μg α-TE·g⁻¹) i gryki (6,3 μg α-TE·g⁻¹).

W doświadczeniu własnym zawartość karotenoidów kształtowała się w zakresie od 0,172 do 0,246 mg·100 g⁻¹ nasion. Tang i wsp. (2015a) analizując trzy komercyjne rodzaje nasion komosy ryżowej (białe, czerwone i czarne) pochodzące z Ameryki Południowej z terenu Andów, określili średnią zawartość karotenoidów na poziomie 1,187 mg·100 g⁻¹ dla nasion białych, 1,497 mg·100 g⁻¹ dla nasion czerwonych i 1,761 mg·100 g⁻¹ dla nasion czarnych. Na tej podstawie można stwierdzić, że zawartość karotenoidów w nasionach komosy

ryżowej jest silnie zależna od ich barwy, ale również pochodzenia (wyższe wartości w porównaniu do wyników uzyskanych w badaniu własnym). Z kolei Chen i wsp. (2019) analizując 22 odmiany i 6 rodów hodowlanych komosy ryżowej określili zawartość karotenoidów w zakresie od $0,40 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ oleju (odmiana Puno) do $3,06 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ oleju (odmiana Black). Natomiast zawartość karotenoidów w przypadku odmiany Titicaca wyniosła $0,65 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ oleju.

W badaniu własnym zawartość związków fenolowych ogółem w nasionach komosy ryżowej kształtowała się w zakresie od 126,98 do 177,16 mg GAE·100 g⁻¹ nasion. W badaniach Tang i wsp. (2015a) wykazano, że całkowita zawartość związków fenolowych w nasionach komosy ryżowej jest zależna od barwy nasion. Najniższą zawartością tych związków charakteryzowały się nasiona o barwie białej (około 47 mg GAE·100 g⁻¹ nasion), najwyższą zawartość oznaczono w nasionach o barwie czarnej (około 68 mg GAE·100 g⁻¹ nasion), a nasiona barwy czerwonej charakteryzowały się zawartością około 63,0 mg GAE·100 g⁻¹ nasion. Wartości te były niższe od uzyskanych w badaniu własnym. Park i wsp. (2017) określili zawartość tych związków w nasionach komosy ryżowej pochodzących z 3 różnych rejonów świata (Korea, Stany Zjednoczone i Peru) i stwierdzili, że miejsce uprawy wpływało na poziom tych związków w nasionach. W powyższym badaniu wartość tej cechy kształtowała się w zakresie od około 14 do około 16 mg GAE·100 g⁻¹. Wartości te były znacznie niższe w porównaniu do wyników doświadczenia własnego. Natomiast Abderrahim i wsp. (2015) określili całkowitą zawartość związków fenolowych w 12 genotypach komosy ryżowej, które były uprawiane w prowincji Puno w Peru. Zawartość tych związków w analizowanych nasionach komosy ryżowej kształtowała się w zakresie od około 250 do około 790 mg GAE·100 g⁻¹ nasion. Uzyskane przez cytowanych autorów zawartości były wyższe w porównaniu do wyników badań własnych. Z kolei Granado-Rodriguez i wsp. (2021) analizowali całkowitą zawartość związków fenolowych w nasionach 6 odmian komosy ryżowej (Regalona, Puno, Titicaca, Vikinga, Q3 Q5), które były uprawiane w Valladolid w Hiszpani. Zawartość tych związków kształtowała się w zakresie od 120 mg GAE·100 g⁻¹ nasion (odmiana Regalona) do 430 mg GAE·100 g⁻¹ nasion (odmiana Q3). Dla odmiany Titicaca zawartość fenoli w cytowanym badaniu różniła się w każdym analizowanym roku (250, 370, 400 mg GAE·100 g⁻¹ nasion). Zawartość związków fenolowych dla odmiany Titicaca w badaniach Granado-Rodriguez i wsp. (2021) była wyższa w porównaniu do wyników badań własnych.

W badaniu własnym zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej kształtowała się w zakresie od 16,19 do 24,71 mg CE·100 g⁻¹ nasion. Wyższą zawartość flawonoidów w porównaniu do badania własnego określił Repo-Carrasco-Valencia i wsp. (2010), którzy analizowali nasiona 11 różnych genotypów pod kątem tej cechy. W powyżej cytowanym badaniu zawartość flawonoidów kształtowała się w zakresie od 36,2 do 72,6 mg·100 g⁻¹ nasion. Wartości uzyskane w tym badaniu były wyższe niż zawartość flawonoidów określona w badaniu własnym. Granado-Rodriguez i wsp. (2021) analizowali

zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej i wartość tej cechy kształtowała się w zakresie od około 4 do 11,5 mg kwercetyny·100 g⁻¹ nasion. W powyższym badaniu analizowano również nasiona odmiany Titicaca pod kątem zawartości flawonoidów i wartości tej cechy wynosiły: około 6,0, 10,5, i 11,5 mg kwercetyny·100 g⁻¹ nasion w zależności od roku uprawy.

Park i wsp. (2017) określili w swoich badaniach zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej, które pochodziły z Korei, Stanów Zjednoczonych i Peru. Wyniki badań wykazały, że na wartość tej cechy wpływało pochodzenie i miejsce uprawy nasion. Najwyższą zawartością flawonoidów charakteryzowały się nasiona pochodzące z Korei (około 21 mg kwercetyny·100 g⁻¹ nasion), nasiona ze Stanów Zjednoczonych charakteryzowały się niższą zawartością (około 13,0 mg kwercetyny·100 g⁻¹ nasion) natomiast najniższą wartość określono u nasion pochodzących z Peru (11,51 mg kwercetyny·100 g⁻¹ nasion).

Potencjał przeciwutleniająca w badaniu własnym kształtowała się w zakresie od 25,72 do 30,26 mg TE·100 g⁻¹ nasion. Wśród 28 analizowanych genotypów komosy ryżowej Chen i wsp. (2019) określili potencjał przeciwutleniająca w zakresie od 1,06 do 2,48 mg TE·g⁻¹ oleju. Olej z nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca charakteryzował się pojemnością przeciwutleniająca o wartości od 1,36 do 2,48 mg TE·g⁻¹ oleju. Tang i wsp. (2024) analizowali w Chinach 9 odmian komosy ryżowej i potencjał przeciwutleniający w teście DPPH kształtowała się w zakresie od 12,71 do 18,61 μmol TE·g⁻¹ świeżej masy nasion.

Kolejnym ważnym czynnikiem w przypadku uprawy komosy ryżowej są warunki meteorologiczne, które mogą być zmienne w różnych latach uprawy. Badania własne były prowadzone przez trzy sezony wegetacyjne (lata 2020-2022), które różniły się pod względem warunków atmosferycznych (przebieg temperatur, ilość i rozkład opadów), co w konsekwencji mogło stymulować określony rozwój roślin komosy ryżowej. Badania dotyczące komosy ryżowej prowadzone przez Gęsińskiego (2012) w warunkach Polski wykazały, że zwiększenie sumy opadów w okresie wegetacji skutkuje opóźnieniem dojrzewania nasion, wydłużaniem się łodyg i skróceniem kwiatostanów. Yang i wsp. (2016) wykazali, że różny poziom temperatur (w zakresach od 8-18°C i 20-25°C) w połączeniu z trzema rodzajami nawadniania (nawadnianie pełne, nawadnianie niedostateczne i nawadnianie naprzemienne z suszeniem) wpływa na rozwój fizjologiczny komosy ryżowej, powodując różnice w przyroście biomasy, plonie ziarna i cechach fenologicznych. Präger i wsp. (2018) stwierdzili również, że roku uprawy wpływa istotnie na plon nasion komosy ryżowej. Zare i wsp. (2023) badali w Iranie dwie odmiany komosy ryżowej (Titicaca i Sajema) przez dwa sezony wegetacyjne (lata 2017 i 2018), które różniły się od siebie pod względem średnich maksymalnych i minimalnych temperatur. Cytowani autorzy stwierdzili, że w upalnym roku (2018) wysokość roślin, plon nasion i masa tysiąca nasion uległa istotnemu zmniejszeniu w porównaniu do 2017 roku, który charakteryzował się mniejszą średnią temperaturą. Van Minh i wsp. (2022)

przewodili badania w 2021 roku w dwóch lokalizacjach Wietnamu, które różniły się pod względem sumy opadów. W prowincji Dak Lak suma opadów wynosiła 357 mm, a w prowincji Dak Nong – 144 mm. Badacze stwierdzili, że rośliny komosy ryżowej w prowincji Dak Lak były wyższe i wytworzyły większy plon w porównaniu do roślin z drugiej lokalizacji. W niniejszej pracy stwierdzono, że rok uprawy różnicował cechy geometryczne nasion komosy ryżowej *Titicaca*. W 2020 roku, który był rokiem wilgotnym o wysokiej sumie opadów zebrano nasiona o większej średnicy, obwodzie i powierzchni niż w latach 2021 i 2022 (lata o niskiej sumie opadów). Masa tysiąca nasion w badaniu własnym, również zmieniała się pod wpływem roku. Zare i wsp. (2023) stwierdzili, że masa tysiąca nasion komosy ryżowej uprawianej w Iranie, zmniejsza się w latach o wysokiej średniej miesięcznej temperaturze i wysokiej sumie opadów.

W niniejszej pracy stwierdzono także, że rok uprawy różnicował zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej. Najwyższą zawartość tłuszczu oznaczono w nasionach z 2021 roku, który charakteryzował się niską sumą opadów. Najniższą zawartość tłuszczu oznaczono w 2022 roku, który był również rokiem suchym, natomiast rozkład opadów w trakcie wegetacji komosy ryżowej różnił się w porównaniu do 2021 roku. Matias i wsp. (2022) również potwierdzili wpływ roku uprawy na zawartość tłuszczu analizując w warunkach hiszpańskich pięć odmian komosy ryżowej. Średnia zawartość tłuszczu dla analizowanych odmian w 2017 roku wynosiła 5,1%, natomiast w 2018 roku wartość ta wynosiła 7,2 i różniła się istotnie. W cytowanych badaniach suma opadów w 2018 roku była wyższa w porównaniu do 2017 roku.

W badaniach własnych odnotowano ponadto wpływ roku uprawy na zawartość flawonoidów w nasionach komosy ryżowej. Stwierdzenie to potwierdzają również Granada-Rodriguez i wsp. (2021), którzy analizowali 6 odmian komosy ryżowej (w tym odmianę *Titicaca*) w Hiszpanii przez trzy sezony wegetacyjne różniące się pod względem warunków meteorologicznych (średnia temperatura powietrza).

Inne składniki analizowane w niniejszej pracy nie były dotąd badane pod względem zmienności w zależności od roku uprawy komosy ryżowej.

Poziom nawożenia może również wywierać istotny wpływ na wzrost, rozwój i plonowanie roślin komosy ryżowej. W badaniu własnym zastosowano różne poziomy nawożenia NPK: N1 (60 N, 21 P 60 K kg·ha⁻¹), N2 (120 N, 42 P 120 K kg·ha⁻¹) i N3 (180 N, 63 P 180 K kg·ha⁻¹), które porównano do poziomu N0 (obiekty bez nawożenia). Azot (N) jest pierwiastkiem plonotwórczym również w przypadku komosy ryżowej, co zostało potwierdzone przez liczne badania między innymi przez Gęsińskiego (2012), Alvar-Beltran i wsp. (2019), Ibrahim i wsp. (2020a), Wanga i wsp. (2020), Minh i wsp. (2022). W badaniach prowadzonych w Chinach przez Wang i wsp. (2020) stwierdzono, że zwiększenie dawki azotu z 80 kg·ha⁻¹ do 160 kg·ha⁻¹ skutkuje wzrostem plonu na poziomie od 10 do 15%, natomiast plon nasion po zastosowaniu dawki 240 kg·ha⁻¹ nie zwiększa się. W warunkach Europejskich (południowa część Niemiec) komosa ryżowa odmiany *Titicaca* uzyskiwała plon nasion na poziomie około 2 t·ha⁻¹.

¹ przy nawożeniu azotem na poziomie około $90 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (Präger i wsp., 2018). Gęsiński (2012) w warunkach Polskich stwierdził, że nawożenia NPK na poziomie $141 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (60 N, 21 P, 60 K), $282 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (120 N, 42 P, 120 K) i $422 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (180 N, 63 P 179 K) skutkowało zwiększeniem plonu nasion komosy ryżowej odmiany Faro o około 20%, 28% i 24% w porównaniu do roślin nie nawożonych (N0). W badaniach prowadzonych na terenie Burkina Faso przez Alvar-Beltran i wsp. (2019) stwierdzono, że nawożenia azotem na poziomie $25 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ w porównaniu do poziomu $0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ skutkuje zwiększeniem plonu nasion odmiany Titicaca o około 54%. Z kolei nawożenie azotem na poziomie $50 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ powodowało zwiększenie plonu o około 20%, natomiast dawka azotu na poziomie $100 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ spowodowała obniżenie plonu o 29% w porównaniu do plonu nasion z obiektów kontrolnych. Chaudhary i wsp. (2024) uprawiając komosę ryżową w Dantiwada w Indiach na glebie piaszczysto-gliniastej uzyskali plon nasion $2,42 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ po zastosowaniu $60 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ N, $40 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ P i $40 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ K. W Egipcie Ibrahim i wsp. (2020) uprawiając komosę ryżową w Ismaila na glebie piaszczystej w warunkach nawadniania testowali trzy poziomy nawożenia NPK wyrażone w $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (100 N, 75 P, 100 K; 150 N, 113 P, 150 K; 200 N, 150 P, 200 K) przez dwa sezony wegetacyjne. Stwierdzono, że plon nasion zwiększał się pod wpływem nawożenia, aż do dawki $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ N, $113 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ P, $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ K, natomiast wyższe dawki nawożenia skutkowały obniżeniem plonu nasion. Minh i wsp. (2022) w badaniach prowadzonych w Wietnamie w dwóch lokalizacjach stwierdził, że nawożenie potasowe w zakresie od 60 do $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ K_2O skutkuje wzrostem plonu nasion. W lokalizacji Dak Lak plon nasion kształtował się w zakresie od 1,75 do $2,29 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$. Natomiast w lokalizacji Dak Nong plon nasion mieścił się w zakresie od 1,44 do $1,77 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$. Plon nasion uzyskany przy nawożeniu na poziomach 90 i $120 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ K_2O był podobny pod względem statystycznym, natomiast różnił się istotnie wyższym plonem po zastosowaniu nawożenia na poziomie $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ K_2O . Bouras i wsp. (2022) uprawiając komosę ryżową w Maroku na piaszczysto gliniastej glebie przy nawadnianiu zasoloną wodą uzyskali plon nasion około $2 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ przy nawożeniu fosforowym na poziomie $60 \text{ P}_2\text{O}_5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$. Zastosowanie powyższej dawki fosforu poskutkowało zwiększeniem plonu nasion o około 27% w porównaniu do roślin nie nawożonych. W badaniu własnym potwierdzono pozytywną reakcję roślin komosy ryżowej odmiany Titicaca na zastosowanie wyższych dawek nawożenia NPK i najwyższy plon nasion ($1,83 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$) stwierdzono przy nawożeniu na poziomie N3.

W badaniu własnym wykazano także, że wysokość roślin komosy ryżowej zwiększa się pod wpływem nawożenia NPK. Podobne zależności stwierdzili między innymi Chaudhary i wsp. (2024) uprawiając komosę ryżową w Indiach na trzech poziomach nawożenia NPK. Taką samą tendencję zauważyli również Ibrahim i wsp. (2020a) w swoich badaniach w Egipcie, Al-Yasiry (2022) w Iraku i Geren (2015) w Turcji. Na wysokość rośliny u komosy ryżowej składa się długość łodygi i kwiatostanu (Niu i wsp., 2021). W badaniu własnym zarówno długość łodygi jak i długość kwiatostanu zwiększyły się po zastosowaniu

nawożenia (NPK). Podobne wyniki odnośnie długości kwiatostanu uzyskali między innymi Chaudhary i wsp. (2024) i Gęsiński (2012). Biswas i wsp. (2021) stosując tylko nawożenie azotowe stwierdzili, że kwiatostan komosy ryżowej wykazuje tendencje zwiększania się aż do dawki $150 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$, a po przekroczeniu tej wartości następuje zmniejszenie długości kwiatostanu. W badaniu własnym stwierdzono także, że wraz ze wzrostem poziomu nawożenia średnica kwiatostanu komosy ryżowej zwiększa się. Taką samą tendencję w swoich badaniach potwierdził Chaudhary i wsp. (2024).

Zwiększenie nawożenia w badaniu własnym powodowało również zwiększenie masy całej rośliny komosy ryżowej, a także masy: łodygi, liści i kwiatostanu. Takie tendencje potwierdzają również wyniki badań Zare i wsp. (2023), Almadini i wsp. (2019), Soliman i wsp. (2019).

W badaniu własnym nawożenie nie powodowało jednak zmian masy tysiąca nasion. Brak takiej reakcji potwierdzili również Mubarak i Janat (2020). Jednak w badaniach prowadzonych przez Zare i wsp. (2023) (odmiany Tititaca i Sajama), Hoang i wsp. (2021) (odmiana Atlas) i Almadini i wsp. (2019) (odmiana Chipaya) udowodniono zwiększenie masy tysiąca nasion komosy ryżowej pod wpływem wyższych dawek azotu.

Wpływ nawożenia badano również w odniesieniu do składu chemicznego nasion. W badaniu własnym średnia procentowa zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej odmiany Tititaca w zależności od poziomu nawożenia kształtowała się od 5,84 do 6,22 $\text{g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$. Na podstawie analizy danych stwierdzono, że wzrost nawożenia od poziomu N1 do poziomu N3 skutkuje zmniejszeniem procentowej zawartości tłuszczu w nasionach komosy ryżowej. Podobną tendencję wykazał Thanapornpoonpong (2004) określając, że wraz ze zwiększeniem dawki azotu zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej (odmiany Faro i Tango) ulega zmniejszeniu. Powyższe badania były doświadczeniem wazonowym prowadzonym w Goettingen w Niemczech z zastosowaniem trzech poziomów nawożenia (0; 0,8 i 1,2 $\text{g N} \cdot \text{doniczka}^{-1}$). W badaniu tym nawożenie fosforowe i potasowe było zastosowane w takiej samej dawce dla każdego obiektu (0,6 $\text{g K} \cdot \text{doniczka}^{-1}$ i 0,8 $\text{g P} \cdot \text{doniczka}^{-1}$). Z kolei w badaniach prowadzonych przez Gęsińskiego (2012) na trzech odmianach komosy ryżowej (Faro, Olav i Sandowal) zauważono tendencję (niepotwierdzoną statystycznie) do obniżania się zawartości tłuszczu w zakresie nawożenia od 60 do 180 $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$. Natomiast Minh i wsp. (2022) stwierdzili, że wraz ze zwiększeniem dawki nawożenia azotem i potasem zawartość procentowa tłuszczu w nasionach komosy ryżowej odmiany Atlas była coraz większa. Zawartość tłuszczu w nasionach w tym badaniu kształtowała się od 4,9% przy dawce 60 $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$ do 5,7% przy dawce 150 $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$. Podobną tendencję prezentowały badania prowadzone przez Almadini i wsp. (2019) w Arabii Saudyjskiej, gdzie stwierdzono, że zwiększenie dawki azotu spowodowało zwiększenie zawartości tłuszczu w nasionach od 2,99% przy zerowym nawożeniu, do 4,32% przy nawożeniu 80 $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$, aż do 6,64% przy nawożeniu 160 $\text{kg N} \cdot \text{ha}^{-1}$ u odmiany Chipaya.

W badaniu własnym analizowano również wpływ nawożenia na skład kwasów tłuszczowych nasion komosy ryżowej. Wykazano, że procentowy udział SFA w składzie tłuszczu zmniejszał się wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia. González i wsp. (2023) w swoich badaniach w Argentynie testowali wpływ nawożenia obornikiem kozim (w zakresie od 2 do 12 t·ha⁻¹ na skład chemiczny nasion dwóch odmiany komosy ryżowej (CICA-17 i Regalona Baer). Autorzy stwierdzili, że wraz z zastosowaniem obornika koziego w dawce od 0 do 4 t·ha⁻¹ następuje obniżenie poziomu SFA w tłuszczu nasion komosy ryżowej odmiany CICA-17, jednak przy dawce 8 t·ha⁻¹ udział procentowy tej grupy kwasów tłuszczowych zwiększał się do poziomu około 22%, natomiast przy dawce nawożenia obornikiem 12 t·ha⁻¹ był większy o około 21%. W nasionach roślin nienawożonych (kontrola) zawartość SFA wynosiła około 20%. W badaniu własnym udział procentowy MUFA, podobnie jak SFA, wraz ze zwiększeniem poziomu nawożenia był coraz mniejszy. González i wsp. (2023) stwierdzili, że zastosowanie koziego obornika w dawce 2, 4, 8 i 12 t·ha⁻¹ skutkuje zwiększeniem udziału procentowego MUFA w składzie kwasów tłuszczowych nasion komosy ryżowej odmiany CICA-17 odpowiednio o około 38%, 24%, 7% i 8% w odniesieniu do kontroli. Cytowani autorzy stwierdzili także, że zastosowanie nawożenia obornikiem kozim w dawce 2 t·ha⁻¹ skutkuje zwiększeniem koncentracji PUFA w nasionach komosy ryżowej odmiany Regalona Baer w porównaniu do kontroli, natomiast zwiększenie dawki obornika koziego w zakresie od 4 t·ha⁻¹ do 12 t·ha⁻¹ skutkuje zmniejszeniem koncentracji tej grupy kwasów tłuszczowych w tłuszczu z nasion.

W niniejszej pracy wykazano także, że udział procentowy C18:1 zmniejszał się pod wpływem zwiększania poziomu nawożenia. W literaturze nie analizowano wpływu tego czynnika na nasiona komosy ryżowej. Ale podobną tendencję do zmniejszania się udziału tego kwasu tłuszczowego pod wpływem tylko nawożenia azotowego potwierdzili w tłuszczu nasion rzepaku ozimego Zapletalová i wsp. (2021). W cytowanym badaniu zastosowanie dawki od 100 do 160 kg·ha⁻¹ N skutkowało zmniejszeniem udziału kwasu C18:1 w nasionach rzepaku o około 2% w porównaniu do kontroli (brak nawożenia)

W dostępnej literaturze brakuje informacji na temat wpływu nawożenia na inne składniki nasion komosy ryżowej badane i prezentowane w niniejszej pracy. Nieliczne badania w tym zakresie dotyczą nasion amarantusa, rośliny należącej do tej samej rodziny jak komosa ryżowa. Przykładowo Skwaryło-Bednarz (2012) w przypadku dwóch odmian amarantusa (Rawa i Aztec) stwierdziła, że zwiększenie poziomu nawożenia skutkuje zwiększeniem zawartości α - tokoferolu. Dla nasion odmiany Rawa zwiększenie zawartości tego składnika dla najwyższego poziomu (130 N, 70 P₂O₅, 70 K₂O kg·ha⁻¹) nawożenia w porównaniu do kontroli (brak nawożenia) wynosiło około 70%, a dla odmiany Aztec około 40%. Jednak poziom nawożenia nie wpływał w cytowanym badaniu na zawartość pozostałych analizowanych tokoferoli (β -, γ - i δ -). Zawartość głównych tokoli badanych w niniejszej pracy nasion komosy ryżowej,

α -tokoferolu i γ -tokoferolu, zwiększała się pod wpływem zwiększania poziomu nawożenia.

W niniejszych badaniach poziom nawożenia różnicował także zawartość skwalenu w nasionach komosy ryżowej odmiany Triticaca. Wraz ze zwiększaniem poziomu nawożenia zawartość skwalenu w nasionach zmniejszała się. Jednak badacze nie analizowali w swoich badaniach wpływu nawożenia na zawartość tego składnika w nasionach komosy ryżowej.

W niniejszej pracy wykazano, że poziom nawożenia różnicował zawartość karotenoidów w nasionach komosy ryżowej. Najwyższą zawartość karotenoidów uzyskały nasiona w przypadku zastosowania nawożenia N3, natomiast najniższą – w przypadku nawożenia N2. Natomiast w dostępnej literaturze brakuje wyników potwierdzających zaobserwowaną zależność.

Poziom nawożenia różnicował także zawartość flawonoidów i izofukosterolu w nasionach komosy ryżowej. Zawartość izofukosterolu istotnie zwiększała się przy nawożeniu na poziomie N3. Jednak w dostępnej literaturze brakuje danych potwierdzających takie zależności.

Poziom nawożenia nie wpływał natomiast na zawartość związków fenolowych ogółem, sumy steroli i potencjału przeciwutleniającego. Wpływ poziomu nawożenia na wymienione składniki bioaktywne nasion komosy ryżowej nie był do tej pory analizowany przez badaczy.

Gęstość siewu, to czynnik agrotechniczny, który bezpośrednio wpływa na obsadę rośliny uprawnej, a pośrednio na uzyskany plon nasion. W doświadczeniu własnym nasiona komosy ryżowej wysiano w trzech różnych gęstościach: G1 - $0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$; G2 - $0,9 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ i G3 - $1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$. Dla wymienionych gęstości siewu uzyskano następujące obsady roślin na 1 m^2 : G1 - około 25 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$; G2 - około 35 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ i G3 - około 43 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$. Na podstawie wyników badań zaobserwowano, że zwiększenie gęstości siewu z poziomu G1 do G2 skutkowało zwiększeniem plonu nasion o 15% natomiast różnica między G1 a G3 wynosiła 12,5%. Zare i wsp. (2023) badając w Iranie trzy poziomy obsady roślin komosy ryżowej (20, 30 i 40 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$) stwierdzili, że zwiększenie obsady skutkuje zwiększeniem plonu nasion o około 35% i 63%. Podobną tendencję stwierdzili również Eisa i wsp. (2018) uprawiając komosę ryżową w Egipcie przy obsadzie 6,5 i 16,7 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$, a także Rabbani i wsp. (2022) w Iranie przy obsadzie 40 i 60 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$. W warunkach polski Gęsiński (2012) stwierdził, że zwiększenie obsady roślin w zakresie od 16,6 do 50,0 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ skutkuje wyższym plonem nasion, o 4% przy obsadzie 25,0 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ i o 16 % przy obsadzie 50 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$. Z kolei Van Minh i wsp. (2020) badając komosę ryżową w Wietnamie na glebie bazaltowej przez dwa sezony wegetacyjne (o niskiej i wysokiej sumie opadów) stwierdzili odwrotną zależność. W tym doświadczeniu testowano 4 odmiany komosy ryżowej: Atlas, Cahuil, Moradas, 2-want. Zwiększenie obsady roślin komosy ryżowej w zakresie od 8 do 13,3 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ spowodowało zmniejszenie plonu nasion. Wang i wsp. (2020) w Chinach w warunkach klimatu kontynentalnego przy średniej sumie opadów wynoszącej 164 mm testowali obsadę roślin odmiany Longli No.1 w zakresie od 20 do 40 szt. $\cdot \text{m}^{-2}$ i również

stwierdzili obniżenie plonu nasion wraz ze zwiększaniem się liczby roślin na jednostce powierzchni. Wyniki te potwierdzają również Nguyen i Chuyen (2023), którzy w Wietnamie zwiększali obsadę roślin (10 odmian: Lucas boldo, Riobambar, 27-6R, EDK-4, 59-ALC, Isluga, Atlas, Moradas, Cahui i Haiwan) w zakresie od 6,6 do 13,3 szt. · m⁻².

W badaniu własnym gęstość siewu i obsada roślin nie wpływała na wysokość roślin komosy ryżowej. Potwierdzają to również wyniki badań Dao i wsp. (2020), którzy w Burkina Faso testowali obsadę roślin dla 4 odmian (Titicaca, Puno, Pasankalla and Negra Collana) w zakresie od 8 do 20 szt. · m⁻². Podobne zależności potwierdzili również Van Minh i wsp. (2020) analizując obsadę komosy ryżowej dla 4 odmian (Atlas, Cahuil, Moradas, 2-want) w zakresie od 6,6 do 13,3 szt. · m⁻², a także Rabbani i wsp. (2022) w Iranie dla 3 odmian (Titicaca, Q29, and Red Carina) przy obsadzie 40 i 60 szt. · m⁻². Natomiast w badaniach Zare i wsp. (2023) stwierdzono, że zwiększenie obsady w zakresie od 20 do 40 szt. · m⁻² skutkuje zwiększeniem wysokości roślin komosy ryżowej odmiany Titicaca i Sajema.

Gęstości siewu i obsady roślin komosy ryżowej odmiany Titicaca w badaniu własnym wpływała jednak na długość kwiatostanu, powodując jego zmniejszenie przy zastosowaniu większej gęstości siewu. Potwierdzają to również badania Gęsińskiego (2012) w polskich warunkach dla odmiany Faro, a także Van Minh i wsp. (2020), którzy analizowali obsadę roślin (odmiany Atlas, Cahuil, Moradas, 2-want) w zakresie od 8,0 do 13,3 szt. · m⁻². Natomiast w badaniach Dao i wsp. (2020) udowodniono, że obsada roślin (odmiany Titicaca, Puno, Pasankalla and Negra Collana) w zakresie od 8,0 do 20,0 szt. · m⁻² nie wpływa na długość kwiatostanów komosy ryżowej uprawianej w warunkach Burkina Faso.

Zwiększenie gęstości siewu i obsady roślin w badaniu własnym skutkowało zmniejszeniem się średnicy kwiatostanów roślin komosy ryżowej o około 10% dla G2 i o 15% dla G3 w porównaniu do G1. Taką samą tendencję potwierdziły badania Dao i wsp. (2020), gdzie średnica kwiatostanu komosy ryżowej zmniejszyła się o około 27% przy zwiększeniu obsady z 10 do 20 szt. · m⁻² roślin. Natomiast wyniki jakie uzyskali w swoich badaniach Chaudhary i wsp. (2024), pokazały, że obsada roślin nie wpływała na średnicę roślin komosy ryżowej.

W badaniu własnym średnia masa całej rośliny komosy ryżowej, a także masa kwiatostanu, łodygi i liści zmniejszała się wraz ze zwiększaniem gęstości siewu i obsady. Trotsenko i wsp. (2023) testując na Ukrainie 4 ilości wysiewanych nasion komosy ryżowej odmiany Quartet w zakresie od 0,8 do 2,0 mln. nasion · ha⁻¹ stwierdzili, że wraz ze zwiększaniem ilości wysiewanych nasion (1,2-2,0 mln. nasion · ha⁻¹) i zwiększeniem obsady masa roślin komosy ryżowej zmniejszała się, około 24% przy wysiewie 1,6 mln. nasion · ha⁻¹ i o około 31% dla 2,0 mln. nasion · ha⁻¹. Dane literaturowe wskazują, że konkurencja o składniki odżywcze i wodę może prowadzić do zmniejszenia wysokości roślin i innych cech morfologicznych w warunkach wysokiej obsady roślin (Maliro i wsp., 2017; Erazzú i wsp., 2016; Eisa i wsp., 2018).

Gęstość siewu i obsada roślin nie wpływały jednak na masę tysiąca nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca badanej w niniejszej pracy. Wyniki doświadczenia własnego są zgodne z wynikami badań Dao i wsp. (2020) (odmiany Titicaca, Puno, Pasankalla and Negra Collana), Van Minh i wsp. (2020) (odmiany Atlas, Cahuil, Moradas, 2-want) i Rabbani i wsp. (2022) (Titicaca, Q29, and Red Carina). Odwrotną zależność zaobserwowali Cruz i wsp. (2021) w Kolumbi, którzy stwierdzili, że zwiększenie obsady roślin komosy ryżowej odmiany Quinoa Nariño w zakresie od 6,5 do 15,6 szt.·m⁻² skutkuje zmniejszeniem masy tysiąca nasion, o około 6% dla obsady 8,3 szt.·m⁻² i o około 7,5% dla obsady 15,6 szt.·m⁻².

W badaniu własnym gęstość siewu wpływała w sposób istotny na zawartość flawonoidów i potencjał przeciwutleniający nasion komosy ryżowej. Przy gęstości siewu G2 zawartość flawonoidów i potencjał przeciwutleniający zmniejszały się w porównaniu do gęstości G1 i G3. Pozostałe związki chemiczne, których zawartość analizowano w badaniach własnych nie były modyfikowane pod wpływem tego czynnika. W dostępnych badaniach naukowych dotyczących składu chemicznego komosy ryżowej brakuje doświadczeń analizujących wpływ gęstości siewu na zawartość związków chemicznych analizowanych w badaniach własnych.

6. Wnioski

- 1) Analiza kanoniczna i korelacji potwierdzają silny wpływ warunków atmosferycznych na cechy roślin i nasion oraz zależności pomiędzy tymi cechami i warunkami siedliskowymi.
- 2) Warunki atmosferyczne (suma opadów i temperatura) modyfikują morfologię roślin komosy ryżowej odmiany Titicaca, co ma odzwierciedlenie w plonie nasion i ich składzie chemicznym.
- 3) Odmiana Titicaca reaguje na dużą sumę opadów atmosferycznych zwiększeniem plonu nasion, wysokości i masy roślin.
- 4) Opady podczas wegetacji komosy ryżowej odmiany Titicaca sprzyjają syntezie takich związków bioaktywnych jak karotenoidy i związki fenolowe, natomiast wyższe temperatury i mała ilość opadów wpływa na zwiększenie zawartości steroli.
- 5) Wysokie sumy opadów i równocześnie niższe temperatury wpływają na zwiększenie koncentracji kwasu tłuszczowego z rodziny omega-3 (kwasu α -linolenowego) w tłuszczu nasion, natomiast synteza tłuszczu w nasionach jest większa przy niskich opadach i średnich temperaturach w okresie wegetacji.
- 6) Jednocześnie wysokie sumy opadów i niższe temperatury w czasie wegetacji wpływają na zwiększenie potencjału przeciwutleniającego nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca, który dodatkowo ulega zwiększeniu wraz ze zwiększaniem poziomu nawożenia i zmniejszaniem gęstości siewu.
- 7) Nawożenia NPK zwiększa wysokość i masę roślin oraz długość, średnicę i masę kwiatostanów, a także plon nasion komosy ryżowej. Jednak duża dawka nawożenia powoduje zmniejszenie obsady roślin.
- 8) Zawartość tłuszczu i skład kwasów tłuszczowych oraz związków bioaktywnych w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca istotnie zależą zarówno od warunków atmosferycznych związanych z rokiem uprawy, jak i od nawożenia.
- 9) Wysoki poziom nawożenia zmniejsza zawartość tłuszczu w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca i modyfikuje skład kwasów tłuszczowych.
- 10) Nawożenie na poziomie N3 ($180 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$, $63 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ P}$, $180 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ K}$, $40 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ S}$) sprzyja syntezie wielonienasyconych kwasów tłuszczowych (PUFA), zarówno kwasu linolowego (rodzina kwasów tłuszczowych omega-6) jak i kwasu α -linolenowego (rodzina kwasów tłuszczowych omega-3).
- 11) Zawartość lipofilnych związków bioaktywnych takich jak sterole, tokole i karotenoidy ulega zwiększeniu po zastosowaniu wysokiego poziomu

nawożenia N3 ($180 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$, $63 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ P}$, $180 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ K}$, $40 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ S}$), natomiast brak nawożenia sprzyja syntezie skwalenu.

- 12) Zawartość hydrofilnych związków bioaktywnych takich jak związki fenolowe (zarówno ogółem jak i flawonoidy) jest większa w przypadku zastosowania średnich poziomów nawożenia.
- 13) Zwiększenie gęstości siewu powoduje zmniejszenie wielkości organów komosy ryżowej odmiany Titicaca, ale zwiększa plon nasion.
- 14) Gęstość siewu wpływa w niewielkim stopniu na syntezę związków bioaktywnych w nasionach komosy ryżowej odmiany Titicaca, ale mała gęstość siewu ($0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$) może korzystnie zwiększać zawartość steroli, tokoli, karotenoidów, skwalenu i flawonoidów.
- 15) Gęstość siewu nie wpływa istotnie na zawartość i skład kwasów tłuszczowych nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca, ale zastosowanie gęstości na poziomie G3 ($1,3 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$) może zwiększać udział procentowy PUFA.
- 16) Korzystną dla plonu nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca jest obsada około 35 roślin na 1 m^2 . Najwyższe plony uzyskano przy gęstości siewu równej $0,9 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$ oraz nawożeniu na poziomie N2 ($120 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ N}$, $42 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ P}$, $120 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ K}$, $40 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1} \text{ S}$).
- 17) Pod względem wartości żywieniowej korzystniejsze jest prowadzenie uprawy komosy ryżowej odmiany Titicaca na nasiona przy nawożeniu na poziomie co najmniej N2 oraz gęstość siewu na poziomie G1 ($0,5 \text{ g} \cdot \text{m}^{-2}$).

7. Bibliografia

- [1] Abderrahim F., Huanatico E., Segura R., Arribas S., Gonzalez M. C., i Condezo-Hoyos, L., 2015. Physical features, phenolic compounds, betalains and total antioxidant capacity of coloured quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.) from Peruvian Altiplano. Food Chem., 183, 83-90. DOI: 10.1016/j.foodchem.2015.03.029
- [2] Abdin M. Z., Ahmad A., Khan N., Khan I., Jamal A., Iqbal M. 2003. Sulphur interaction with other nutrients. [W:] Sulphur in plants, 359-374, Y. P. Abrol (red.), Kluwer Academic Publishers. DOI: 10.1007/978-94-017-0289-8_20
- [3] Achremowicz B., Ceglińska A., Darmetko M., Haber T., Karpiński P., Obiedziński M., Truszkowska M., 2016. Ogólna charakterystyka komosy ryżowej oraz możliwości jej wykorzystania w przetwórstwie żywności. Postępy Techniki Przetwórstwa Spożywczego, (1), 68-77.
- [4] Afshin A., Sur P. J., Fay K.A. i wsp., 2019. Health effects of dietary risks in 195 countries, 1990-2017: a systematic analysis for the Global Burden of Disease Study. Lancet, 393 (10184), 1958-1972. DOI:10.1016/S0140-6736(19)30041-8
- [5] Agarwal A., Rizwana, Tripathi A.D., Kumar T., Sharma K.P., Patel S.K.S., 2023. Nutritional and Functional New Perspectives and Potential Health Benefits of Quinoa and Chia Seeds. Antioxidants. 12, 1413. DOI: 10.3390/antiox 12071413.
- [6] Ahamed N.T., Singhalr, S., Kulkarnir, K., Pal, M., 1998. A lesser-known grain, *Chenopodium quinoa*: Review of the chemical composition of its edible parts. Food Nutr. Bull., 19(1), 61-70. DOI:10.1177/156482659801900110
- [7] Alandia G., Rodriguez J.P., Jacobsen S.E., Bazile D., Condori B., 2020. Global expansion of quinoa and challenges for the Andean region. Glob. Food Sec. 26, 100429. DOI: 10.1016/j.gfs.2020.100429
- [8] Almadini A.M., Badran A.E., Algosaiibi A.M., 2019. Evaluation of Efficiency and Response of Quinoa Plant to Nitrogen Fertilization levels. w: Middle East J. Appl. Sci. 9(4) (839–849). DOI: 10.36632/mejas/2019.9.4.1.
- [9] Alvar-Beltrán J., Dao A., Dalla Marta A., Saturnin C., Casini P., Sanou J., Orlandini S., 2019. Effect of drought, nitrogen fertilization, temperature and photoperiodicity on quinoa plant growth and development in the Sahel. Agronomy, 9(10), 607. DOI: 10.3390/agronomy9100607
- [10] Alvarez-Jubete L., Holse M., Hansen Å., Arendt E. K., Gallagher E., 2009. Impact of baking on vitamin E content of pseudocereals amaranth, quinoa, and buckwheat. Cereal chemistry, 86(5), 511-515. DOI: 10.1094/CCHEM-86-5-0511
- [11] Alves-Rodrigues A., Shao A., 2004. The science behind lutein. Toxicology Letters, 150(1), 57-83. DOI: 10.1016/j.toxlet.2003.10.031
- [12] Al-Yasiry, Q. B. I., 2022. Effect of irrigation method and application of NPK fertilizer on some physical properties of soil, growth of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) and distribution of roots in the soil. Texas Journal of Agriculture and Biological Sciences, 3, 51-58.
- [13] Ando H., Chen Y., Tang H., Shimizu M., Watanabe K., Mitsunaga T., 2002. Food components in fractions of quinoa seed. Food Sci. Technol. Res., 8(1), 80-84. DOI: 10.3136/fstr.8.80
- [14] Balakrishnan G., Schneider R. G., 2022. The role of amaranth, quinoa, and millets for the development of healthy, sustainable food products – A concise review. Foods, 11(16), 2442. DOI: 10.3390/foods11162442

- [15] Bastos L. M., Carciochi W., Lollato R. P., Jaenisch B. R., Schwalbert R., Vara Prasad P. V., Ciampitti I. A., 2020. Winter wheat yield response to plant density as a function of yield environment and tillering potential: A review and field studies. *Front. Plant. Sci.* 11, 498501. DOI: 10.3389/fpls.2020.00054
- [16] Bazile D., Jacobsen S.E., Verniau A., 2016. The global expansion of quinoa: Trends and limits. *Front. Plant Sci.* 7, 622-629. DOI: 10.3389/fpls.2016.00622
- [17] Bendevis M. A., Sun Y., Shabala S., Rosenqvist E., Liu F., Jacobsen S. E., 2014. Differentiation of photoperiod-induced ABA and soluble sugar responses of two quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivars. *J. Plant Growth Regul.*, 33, 562-570. DOI: 10.1007/s00344-013-9406-9
- [18] Bhargava A., Srivastava S., 2013. Quinoa: Botany, Production and Uses. CABI: Wallingford, UK, 2; ISBN 1780642261. DOI: 10.1079/9781780642260.0000
- [19] Biswas P. K., Fatema K., Rahman A., 2021. Influence of planting method and nitrogen dose on growth and yield of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Bangladesh Agronomy Journal*, 24(1), 83-92. DOI: 10.3329/baj.v24i1.55548
- [20] Blanco-Vaca F., Cedó L., Julve J., 2019. Phytosterols in cancer: from molecular mechanisms to preventive and therapeutic potentials. *Curr. Med. Chem.*, 26(37), 6735-6749. DOI: 10.2174/0929867325666180607093111
- [21] Boczar P., 2015. Konkurencyjność w produkcji pszenicy na świecie–wybrane elementy. *Zagadnienia Doradztwa Rolniczego*, 82(4), 68-84.
- [22] Borges J.T.S., Bonomo R.C., Paula C.D., Oliveira L.C., Cesário M.C., 2010. Physicochemical and nutritional characteristics and uses of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Temas Agrários*, 15(1), 9-23.
- [23] Bouras H., Choukr-Allah R., Amouaouch Y., Bouaziz A., Devkota K. P., El Mouttaqi A., ... Hirich A., 2022. How does quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) respond to phosphorus fertilization and irrigation water salinity? *Plants*, 11(2), 216. DOI: 10.3390/plants11020216
- [24] Brunel-Muguet S., d'Hooghe P., Bataillé M. P., Larré C., Kim T. H., Trouverie J., ... Dürr C., 2015a. Heat stress during seed filling interferes with sulfur restriction on grain composition and seed germination in oilseed rape (*Brassica napus* L.). *Front Plant Sci.*, 6, 213. DOI: 10.3389/fpls.2015.00213
- [25] Brunel-Muguet S., Mollier A., Kauffmann F., Avise J. C., Goudier D., Sénécal E., Etienne P., 2015b. SuMoToRI, an ecophysiological model to predict growth and sulfur allocation and partitioning in oilseed rape (*Brassica napus* L.) until the onset of pod formation. *Front Plant Sci.*, 6, 993. DOI: 10.3389/fpls.2015.00993
- [26] Calder P. C., 2015. Functional roles of fatty acids and their effects on human health. *Jpen-Parenter. Enter.*, 39, 18S-32S. DOI: 10.1177/0148607115595980
- [27] Carvalho M. J., Oliveira A. L., Pedrosa S. S., Pintado M., Madureira A. R., 2021. Potential of sugarcane extracts as cosmetic and skincare ingredients. *Ind. Crop. Prod.*, 169, 113625. DOI: 10.1016/j.indcrop.2021.113625
- [28] Chaudhary A., Prajapati N. N., Desai J., 2024. Response of Quinoa to Different Levels of Spacing and Fertilizer. *International Journal of Plant & Soil Science*, 36(8), 302-308. DOI: 10.9734/ijpss/2024/v36i84858
- [29] Chawla R., Sivakumar S., Goel N., 2016. Phytosterol and its esters as novel food ingredients: A review. *Asian Journal of Dairy and Food Research*, 35(3), 217-226. DOI: 10.18805/ajdf.v3i1.3576

- [30] Chen J., Liu H., 2020. Nutritional indices for assessing fatty acids: A mini-review. *Int. J. Mol. Sci.*, 21(16), 5695. DOI: 10.3390/ijms21165695
- [31] Chen Y. S., Aluwi N. A., Saunders S. R., Ganjyal G. M., Medina-Meza I. G., 2019. Metabolic fingerprinting unveils quinoa oil as a source of bioactive phytochemicals. *Food Chem.*, 286, 592-599. DOI: 10.1016/j.foodchem.2019.02.016
- [32] Choi Y. J., Choi I. Y., Kim J. S., Shin H. D., 2014. First report of quinoa downy mildew caused by *Peronospora variabilis* in Republic of Korea. *Plant disease*, 98(7), 1003-1003. DOI: 10.1094/PDIS-12-13-1209-PDN
- [33] Choque-Quispe D., Ligarda-Samanez C. A., Ramos-Pacheco B. S., Leguía-Damiano S., Calla-Florez M., Zamalloa-Puma L. M., Colque-Condeña L., 2021. Phenolic compounds, antioxidant capacity, and protein content of three varieties of germinated quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Ingeniería e Investigación*, 41(2). DOI: 10.15446/ing.investig.v41n2.89831
- [34] COBORU., 2009. Metodyka badań wartości gospodarczej odmian (WGO) roślin uprawnych. Rzepak. Słupia Wielka: 1-70.
- [35] Comai S., Bertazzo A., Bailoni L., Zancato M., Costa C. V. L., Allegri G., 2007. The content of proteic and nonproteic (free and protein-bound) tryptophan in quinoa and cereal flours. *Food Chem.*, 100(4), 1350-1355. DOI: 10.1016/j.foodchem.2005.10.072
- [36] Craine E. B., Davies A., Packer D., Miller N. D., Schmöckel S. M., Spalding E. P., Tester P., Murphy K. M., 2023. A comprehensive characterization of agronomic and end-use quality phenotypes across a quinoa world core collection. *Front Plant Sci.*, 14, 1101547. DOI: 10.3389/fpls.2023.1101547
- [37] Cruz Díaz I., Chaparro H. N., Díaz L. I., Romero G. A., 2021. Effect of sowing density on the agronomic performance of Quinoa Nariño cultivar and the transmissivity of photosynthetically active radiation in the high tropics of Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 74(2), 9491-9497. DOI: 10.15446/rfnam.v74n2.90040
- [38] Czaplicki S., Ogrodowska D., Zadernowski R., Derewiaka D., 2012. Characteristics of biologically-active substances of amaranth oil obtained by various techniques. *Pol. J. Food. Nutr. Sci.*, 62(4). DOI: 10.2478/v10222-012-0054-8
- [39] Czaplicki S., Tańska M., Konopka I., 2016. Sea-buckthorn oil in vegetable oils stabilisation. *Ital. J. Food. Sci.*, 28(3), 412-425.
- [40] Danielsen S., Jacobsen S. E., Hockenhull J., 2002. First report of downy mildew of quinoa caused by *Peronospora farinosa* f. sp. *chenopodii* in Denmark. *Plant disease*, 86 (10), 1175-1175. DOI: 10.1094/PDIS.2002.86.10.1175B
- [41] Danielsen S., Munk L., 2004. Evaluation of disease assessment methods in quinoa for their ability to predict yield loss caused by downy mildew. *Crop Prot.*, 23(3), 219-228. DOI: 10.1016/j.cropro.2003.08.010
- [42] Dao A., Alvar-Beltrá J., Gnanda A., Guira A., Nebie L., Sanou J., 2020. Effect of different planting techniques and sowing density rates on the development of quinoa. *Afr. J. Agric. Res.*, 16(9), 1325-1333. DOI: 10.5897/AJAR2020.14904
- [43] De Bock P., Van Bockstaele F., Muylle H., Quataert P., Vermeir P., Eeckhout M., Cnops G., 2021. Yield and nutritional characterization of thirteen quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) varieties grown in north-west Europe – part I. *Plants*, 10(12), 2689. DOI: 10.3390/plants10122689

- [44] Di Lorenzo C., Colombo F., Biella S., Stockley C., Restani P., 2021. Polyphenols and human health: The role of bioavailability. *Nutrients*, 13(1), 273. DOI: 10.3390/nu13010273
- [45] Duarte B., Goessling J. W., Fonseca V. F., Jacobsen S.-E., Matos, A. R., 2022. Quinoa variety identification based on fatty acid composition and multivariate chemometrics approaches. *w: 0889-1575 114, s. 104798*. DOI: 10.1016/j.jfca.2022.104798.
- [46] EFSA., 2015. Scientific opinion on dietary reference values for iron. *Efsa Journal*, 13(10), 4254.
- [47] Eisa S. S., Abd El S. E. H., Hussin S. A., Ali E. A., Ebrahim M., González, J. A., ... i Abdel-Ati, A. A., 2018. Quinoa in Egypt-plant density effects on seed yield and nutritional quality in marginal regions.
- [48] Eitenmiller R., Lee J., 2004. Nutrition and health implications of vitamin [W:] Vitamin E: Food Chemistry, Composition, and Analysis. E. Eitenmiller R, Lee J (red.), CRC Press, New York, 39-88. DOI: 10.1201/9780203970140
- [49] Eitenmiller R.R., Ye L., Landen W.O., 2008. Vitamin analysis for the health and food sciences. Second Edition. Taylor & Francis Group . DOI: 10.1201/9781420009750
- [50] Erazzú L. E., González J. A., Buedo S. E., Prado F. E., 2016. Effects of sowing density on *Chenopodium quinoa* (*quinoa*). Incidence on morphological aspects and grain yield in Var. CICA growing in Amaicha del Valle (Tucumán, Argentina).
- [51] European Commission., 2020. A Farm to Fork Strategy for fair, healthy and environmentally-friendly food systems. Brussels: COM. 2020. 381 final.
- [52] FAOSTAT 2022. www.fao.org
- [53] Fasano E., Serini S., Cittadini A., Calviello G., 2017. Long-chain n-3 PUFA against breast and prostate cancer: Which are the appropriate doses for intervention studies in animals and humans? *Crit. Rev. Food. Sci.*, 57(11), 2245-2262. DOI: 10.1080/10408398.2013.850060
- [54] Fghire R., Chraibi A., Wahbi S., 2012. Does deficit irrigation be a sustainable approach for optimized quinoa production in arid and semi-arid regions. *Proceedings of the Water Resources in the Arid and Semi-Arid Regions: Challenges and Prospects, Beni mellal, Morocco*, 14-16.
- [55] Fiedor J., Burda K., 2014. Potential role of carotenoids as antioxidants in human health and disease. *Nutrients*, 6(2), 466-488. DOI: 10.3390/nu6020466
- [56] Fleming J. E., Galwey N. W., 1995. Quinoa (*Chenopodium quinoa*). [W:] *Cereals and pseudocereals* (pp. 3-83). Chapman and Hall.
- [57] Galwey N., Leakey C. L. A., Price K. R., Fenwick G.R., 1989. Chemical composition and nutritional characteristics of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Sci. Nutr.*, 42, 245-261. DOI: 10.1080/09543465.1989.11904148
- [58] Garcia M., Condori B., Castillo C. D., 2015. Agroecological and agronomic cultural practices of quinoa in South America. [W:] *Quinoa: Improvement and sustainable production*, 25-46. DOI: 10.1002/9781118628041.ch3
- [59] Geren H., 2015. Effects of different nitrogen levels on the grain yield and some yield components of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) under Mediterranean climatic conditions. *Turkish Journal of Field Crops*, 20(1), 59-64. DOI: 10.17557/39586

- [60] Gęsiński K., 2004. Analiza porównawcza wybranych cech budowy morfologicznej i anatomicznej *Chenopodium quinoa* (Willd.) i *Chenopodium album* L. Pr. Komis. Nauk Rol. Biol. BTN B(52), 69-77.
- [61] Gęsiński K., 2006. Ocena wzrostu i kwitnienia komosy ryżowej (*Chenopodium quinoa* Willd.) w warunkach Polski. Acta Agrobotanica, 59(1). DOI: 10.5586/aa.2006.051
- [62] Gęsiński K., 2012. Biologiczne i agrotechniczno-użytkowe uwarunkowania uprawy komosy ryżowej (*Chenopodium quinoa* Willd.). Wydawnictwa Uczelniane Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego.
- [63] Gęsiński K., Kwiatkowska B., 1999a. Justification for the introduction of *Chenopodium quinoa* (Willd.). Part one. Cultivation potential, phenology and morphology. Zeszyty Naukowe – Akademia Techniczno-Rolnicza im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich w Bydgoszczy 220, Roln., 44, 95-100.
- [64] Gęsiński K., Kwiatkowska B., 1999b. Justification for the introduction of *Chenopodium quinoa* (Willd.). Part two. Yielding on light soil. Zeszyty Naukowe - Akademia Techniczno-Rolnicza im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich w Bydgoszczy 220, Roln., 44, 101-105.
- [65] Ghimire G. P., Thuan N. H., Koirala N., Sohng, J. K., 2016. Advances in biochemistry and microbial production of squalene and its derivatives. J Microbiol Biotechnol, 26(3), 441-451. DOI: 10.4014/jmb.1510.10039
- [66] Gomez L. A., Gomez G. O., 1984. statistic for biology and agriculture research Oxford University press UK. P84-102.
- [67] Gomez-Pando L. R., Aguilar-Castellanos E. Ibañez-Tremolada M., 2019. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) breeding. [W:] Advances in Plant Breeding Strategies: Cereals. Al-Khayri J. Jain S. Johnson D. Eds. Springer: Cham. Switzerland. pp. 259–316. DOI: 10.1007/978-3-030-23108-8_7
- [68] González J. A., Yousif S. K., Erazzu L. E., Martínez C. L., Lizarraga E. F., Omer R. M., ... Van Nieuwenhove, C. P., 2023. Effects of goat manure fertilization on grain nutritional value in two contrasting quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) varieties cultivated at high altitudes. Agronomy, 13(3), 918. DOI: 10.3390/agronomy13030918
- [69] Gozdecka G., Gęsiński K., 2011. Charakterystyka masy nasiennej komosy ryżowej po zbiorze. Inż. Ap. Chem., 50, nr 3, 27-28
- [70] Gómez Pando L., Aguilar Castellanos E., 2016. Guía de cultivo de la quinua. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Universidad Nacional Agraria La Molina, 2, 17-18.
- [71] Graf B.L., Rojas-Silva P., Rojo L.E., Delatorre-Herrera J., Baldeón M.E., Raskin I., 2015. Innovations in health value and functional food development of quinoa. Compr. Rev. Food Sci. F., 14(4), 431-445. DOI: 10.1111/1541-4337.12135
- [72] Granado-Rodríguez, S., Aparicio, N., Matías, J., Pérez-Romero, L. F., Maestro, I., Gracés, I., ... Reguera, M., 2021. Studying the impact of different field environmental conditions on seed quality of quinoa: The case of three different years changing seed nutritional traits in southern Europe Front. Plant Sci., 12, 649132. DOI: 10.3389/fpls.2021.649132
- [73] Granda L., Rosero A., Benešová K., Pluháčková H., Neuwirthová J., Cerkal R., 2018. Content of selected vitamins and antioxidants in colored and nonpigmented

- varieties of quinoa, barley, and wheat grains. *J. Food Sci.*, 83(10), 2439-2447. DOI: 10.1111/1750-3841.14334
- [74] Grochowski Z., 1996. Komosa ryżowa – *Chenopodium quinoa* Willd. [W:] Praca zbiorowa: Nowe rośliny uprawne na cele spożywcze, przemysłowe i jako odnawialne źródła energii. Warszawa: Wyd. SGGW, 44-58.
- [75] Hernández-Ledesma B., 2019. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as source of bioactive compounds: A review. *Bioactive Compounds in Health and Disease-Online* ISSN: 2574-0334; Print ISSN: 2769-2426, 2(3), 27-47. DOI: 10.31989/bchd.v2i3.556
- [76] Hidalgo A., Brandolini A., 2008. Protein, ash, lutein and tocopherols distribution in einkorn (*Triticum monococcum* L. subsp. *monococcum*) seed fractions. *Food Chem.*, 107(1), 444-448. DOI: 10.1016/j.foodchem.2007.08.009
- [77] Hirich A., Allah R. C., Jacobsen S. E., El Youssfi L., El Homaria H., 2012. Using deficit irrigation with treated wastewater in the production of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in Morocco. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12(3), 570-583. DOI: 10.28546/s00271-013-0422-0
- [78] Hoang, D. T., Anh, D. T. P., Nhan, L. H., Long, N. V., 2021. Effects of Nitrogen Application on the Growth and Yield of Quinoa under Saline Conditions in Northern Vietnam: Effects of Nitrogen Application on the Growth and Yield of Quinoa under Saline Conditions in Northern Vietnam. *Vietnam Journal of Agricultural Sciences*, 4(1), 903-911. DOI: 10.31817/vjas.2021.4.1.01
- [79] Hu Y., Zhang J., Zou L., Fu C., Li P., Zhao G., 2017. Chemical characterization, antioxidant, immune-regulating and anticancer activities of a novel bioactive polysaccharide from *Chenopodium quinoa* seeds. *INT J. Biol. Macromol.*, 99, 622-629. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2017.03.019
- [80] Ibrahim J. F., Seif S. A., El-Deepah H. R. A., Saad M., 2020a. Impact of different rates and split application of NPK fertilizer on quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in sandy soil. *American-Eurasian J. Agron.*, 13, 70-77. DOI: 10.5829/idosi.ajea.2020.70.77
- [81] Ibrahim N. I., Fairus S., Zulfarina M. S., Naina Mohamed I., 2020b. The efficacy of squalene in cardiovascular disease risk-a systematic review. *Nutrients*, 12(2), 414. DOI: 10.3390/nu12020414
- [82] Iliadis C., Karyotis T., 2000. Evaluation of various quinoa varieties (*Chenopodium quinoa* Willd.) originated from Europe and Latin America, in crop development for the cool and wet regions of Europe. In *Proceedings of the Final Conference of the COST Action (Vol. 814, pp. 894-0227)*.
- [83] Islam M. A., Jeong B. G., Jung J., Shin E. C., Choi S. G., Chun J., 2017. Phytosterol determination and method validation for selected nuts and seeds. *Food Anal. Method*, 10, 3225-3234. DOI: 10.1007/s12161-017-0877-3
- [84] Issa Ali O., Fghire R., Anaya F., Benlhabib O., Wahbi S., 2019. Physiologische und morphologische Reaktionen zweier Quinoa-Sorten (*Chenopodium quinoa* Willd.) auf Trockenstress. *Gesunde Pflanz.*, 71, 123-133. DOI:10.1007/s10343-019-00460-y
- [85] Jacobsen S. E., 2003. The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Rev. Int.*, 19(1-2), 167-177. DOI: 10.1081/FRI-120018883
- [86] Jacobsen S. E., Liu F., Jensen C.R., 2009. Does root-sourced ABA play a role for regulation of stomata under drought in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Sci. Hortic-Amsterdam*, 122, 281-287. DOI: 10.1016/j.scienta.2009.05.019

- [87] Jacobsen S. E., Quispe H., Christiansen J. L., Mujica A., 2000. What are the mechanisms responsible for salt tolerance in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). In Proceedings of COST 814 Conference. Crop Development for Cool and Wet Regions of Europe, Pordenone, Italy (Vol. 13, No. 2000, p. 43).
- [88] Jacobsen S. E., Stølen O., 1993. Quinoa-morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. *Eur. J. Agron.*, 2(1), 19-29. DOI: 10.1016/S1161-0301(14)80148-2
- [89] Jacobsen S.E., 2017. The scope for adaptation of quinoa in Northern Latitudes of Europe. *J. Agron. Crop. Sci.*, 203, 603-613. DOI: 10.1111/jac.12228
- [90] Jahaniaval F., Kakuda Y., Marcone M. F., 2000. Fatty acid and triacylglycerol compositions of seed oils of five *Amaranthus* accessions and their comparison to other oils. *J. Am. Oil. Chem. Soc.*, 77, 847-852. DOI: 10.1007/s11746-000-0135-0
- [91] James L. E. A., 2009. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): composition, chemistry, nutritional, and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research*, 58, 1-31. DOI: 10.1016/S1043-4526(09)58001-1
- [92] Jarosz M., Rychlik E. Stoś K., Charzewska J., 2021. Normy żywienia dla populacji polskiej i ich zastosowanie. 11-183.
- [93] Jensen C., Jacobsen S.-E., Andersen M., Andersen S., Mogensen V., Núñez N., Rasmussen L., 2000. Leaf gas exchange and water relation characteristics of field quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) during soil drying. *Eur. J. Agron.*, 13, 11-25. DOI: 10.1016/S1161-0301(00)00055-1
- [94] Jones Jr. J. B., 2012. Plant nutrition and soil fertility manual (Boca Raton: Taylor& Francis Group). DOI:10.1201/b11577
- [95] Kakabouki I., Karkanis A., Travlos I. S., Hela D., Papastylianou P., Wu H., ... Bilalis D., 2015. Weed flora and seed yield in quinoa crop (*Chenopodium quinoa* Willd.) as affected by tillage systems and fertilization practices. *Int. J. Pest Manage.*, 61(3), 228-234. DOI: 10.1080/09670874.2015.1042413
- [96] Kapoor B., Kapoor D., Gautam S., Singh R., Bhardwaj S., 2021. Dietary polyunsaturated fatty acids (PUFAs): Uses and potential health benefits. *Current nutrition reports*, 10, 232-242. DOI: 10.1007/s13668-021-00363-3
- [97] Khan M.N., Mobin M., Abbas Z.K. and Alamri S.A., 2018. Fertilizers and Their Contaminants in Soils, Surface and Groundwater. [W:] *The Encyclopedia of the Anthropocene*, vol. 5, p. 225-240, Dominick A. DellaSala, and Michael I. Goldstein (eds.), Oxford: Elsevier.
- [98] Konopka I., Tańska M., Faron A., Czaplicki S., 2014. Release of free ferulic acid and changes in antioxidant properties during the wheat and rye bread making process. *Food Sci. Biotechnol.*, 23, 831-840. DOI: 10.1007/s10068-014-0112-6
- [99] Kozioł M.J., 1992. Chemical composition and nutritional evaluation of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *J. Food Compos. Anal.*, 5(1), 35-68. DOI: 10.1016/0889-1575(92)90006-6
- [100] Kuljanabagavad T., Thongphasuk P., Chamulitrat W., Wink M., 2008. Triterpene saponins from *Chenopodium quinoa* Willd. *Phytochemistry*, 69, 1919-1926. DOI: 10.1016/j.phytochem.2008.03.001
- [101] Lachat C., Raneri J. E., Smith K. W., Kolsteren P., Van Damme P., Verzelen K., Penafiel D., Vanhove W., Kennedy G., Hunter D., Odhiambo F. O., Ntandou-Bouzitou G., De Baets B., Ratnasekera D., The Ky H., Remans R., Termote, C., 2017. Dietary species richness as a measure of food biodiversity and nutritional

- quality of diets. *P. Natl. Acad. Sci.*, 115(1), 127-132.
DOI: 10.1073/pnas.1709194115
- [102] Lagarda M. J., García-Llatas G., Farré R., 2006. Analysis of phytosterols in foods. *J. Pharmaceut. Biomed.*, 41(5), 1486-1496. DOI: 10.1016/j.jpba.2006.02.052
- [103] Lattanzio V., Cardinali A., Linsalata V., 2012. Plant phenolics: a biochemical and physiological perspective. DOI: 10.1002/9781118299753.ch1
- [104] Lattanzio V., Kroon P. A., Quideau S., Treutter D., 2009. Plant phenolics – secondary metabolites with diverse functions. *Rec. Adv. Polyphen Res.*, 1, 1-35.
- [105] Lavini A., Pulvento C., d'Andria R., Riccardi M., Choukr-Allah R., Belhabib O., ... Jacobsen S. E., 2014. Quinoa's potential in the Mediterranean region. *J. Agron. Crop. Sci.*, 200(5), 344-360. DOI: 10.1111/jac.12069
- [106] Legendre P., Legendre L., 1998. *Numerical ecology*. 2nd. ed Elsevier. Amsterdam, NL.
- [107] Legendre P., Oksanen J., ter Braak C. J., 2011. Testing the significance of canonical axes in redundancy analysis. *Methods Ecol. Evol.*, 2(3), 269-277. DOI: 10.1111/j.2041-210X.2010.00078.x
- [108] Lepš J., Šmilauer P., 2003. *Multivariate analysis of ecological data using CANOCO*. Cambridge University Press.
- [109] Lewis E. D., Meydani S. N., Wu, D. 2019. Regulatory role of vitamin E in the immune system and inflammation. *IUBMB life*, 71(4), 487-494. DOI: 10.1002/iub.1976
- [110] Lozano-Grande M. A., Gorinstein S., Espitia-Rangel E., Dávila-Ortiz G., Martínez-Ayala A. L., 2018. Plant sources, extraction methods, and uses of squalene. *Int. J. Agron.*, DOI: 10.1155/2018/1829160
- [111] Łomnicki A., 2003, *Wprowadzenie do statystyki dla przyrodników*. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN
- [112] Ma D., Li Y., Zhang J., pra C., Qin H., Ding H., Xie Y., Guo T., 2016. Accumulation of phenolic compounds and expression profiles of phenolic acid biosynthesis-related genes in developing grains of white, purple, and red wheat. *Front. Plant. Sci.*, 7, 1–11. DOI: 10.3389/fpls.2016.00528
- [113] Makhlof F. Z., Squeo G., Barkat M., Pasqualone A., Caponio F., 2019. Comparative study of total phenolic content and antioxidant properties of *Quercus* fruit: flour and oil. *Nor. Afr. J. Food Nutr. Res.* 2019; 3 (5): 148-155 DOI: 10.51745/najfnr.3.5.148-155
- [114] Maliro M. F., Guwela V. F., Nyaika J., Murphy K. M., 2017. Preliminary Studies of the Performance of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Genotypes under Irrigated and Rainfed Conditions of Central Malawi. *Front. Plant. Sci.*, 8, 227. DOI: 10.3389/fpls.2017.00227
- [115] Matías J., Rodríguez M. J., Granado-Rodríguez S., Cruz V., Calvo P., Reguera M., 2022. Changes in quinoa seed fatty acid profile under heat stress field conditions. *Frontiers in Nutrition*, 9, 820010. DOI: 10.3389/fnut.2022.820010
- [116] McArthur J., McCord G., 2017. Fertilizing growth: Agricultural inputs and their effects in economic development. *J. Dev. Econ.*, 127: 133-152. DOI: 10.1016/j.jdeveco.2017.02.007
- [117] Medina W., Skurtys O., Aguilera J. M., 2010. Study on image analysis application for identification Quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd) geographical provenance. *Lwt-Food Sci. Technol.*, 43(2), 238-246. DOI: 10.1016/j.lwt.2009.07.010

- [118] Micera M., Botto A., Geddo F., Antoniotti S., Bertea C. M., Levi R., ... Querio G., 2020. Squalene: More than a step toward sterols. *Antioxidants*, 9(8), 688.
- [119] Mierziak J., Kostyn K., Kulma A., 2014. Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. *Molecules*, 19(10), 16240-16265.
- [120] Miranda M., Delatorre-Herrera J., Vega-Galvez A., Jorquera E., Quispe-Fuentes I., Martinez E.A., 2014. Antimicrobial potential and phytochemical content of six diverse sources of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd). *Agr. Sci.*, 5, 1015-1024. DOI: 10.4236/as.2014.511110
- [121] Molga M., 1986. *Meteorologia rolnicza*. PWRiL, Warszawa: 470-475.
- [122] Mubarak, I., Janat, M., 2020. Quinoa response to different transplanting dates and nitrogen fertilization levels in an arid environment. *Ital. J. Agrometeorol.*, (2), 77-89. DOI: 10.13128/ijam-962
- [123] Mutha R. E., Tatiya A. U., Surana S. J., 2021. Flavonoids as natural phenolic compounds and their role in therapeutics: An overview. *Future journal of pharmaceutical sciences*, 7, 1-13. DOI: 10.1186/s43094-020-00161-8
- [124] Nazar R., Iqbal N., Masood A., Syeed S., Khan N. A., 2011. Understanding the significance of sulfur in improving salinity tolerance in plants. *Environ. Exp. Bot.*, 70(2-3), 80-87. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2010.09.011
- [125] Nguyen V. M., Chuyen H. V., 2023. Effects of planting density, fertilization and growing season on the nutritional composition of 10 quinoa varieties (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivated in the Central Highlands of Vietnam. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 1155, No. 1, p. 012007). IOP Publishing. DOI 10.1088/1755-1315/1155/1/012007
- [126] Niro S., D'Agostino A., Fratianni A., Cinquanta L., Panfili G., 2019. Gluten-free alternative grains: Nutritional evaluation and bioactive compounds. *Foods*, 8(6), 208. DOI: 10.3390/foods8060208
- [127] Niu Y., Chen T., Zhao C., Zhou M., 2021. Improving crop lodging resistance by adjusting plant height and stem strength. *Agronomy*, 11(12), 2421. DOI: 10.3390/agronomy11122421
- [128] Nowicki R., Barańska - Rybak W., 2007. Shark liver oil as a supporting therapy in atopic dermatitis. *Polski merkuriusz lekarski: organ Polskiego Towarzystwa Lekarskiego*, 22(130), 312-313
- [129] Oelke E.A., Putnam D.H., Teynor T.M., Oplinger E.S., 1992. *Alternative field crops manual*.
- [130] Ogunbenle N., 2003. Nutritional evaluation and functional properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) flour. *Int. J. Food Sci. Nutr.*, 54, 153-158. DOI: 10.1080/0963748031000084106
- [131] Ohlsson I., Dahlstedt L., 1999. Quinoa – potential in Sweden. [W:] *Crop development for the cool and wet regions of Europe*. Europ. Comission Brussels, 139-145.
- [132] Okada K., Matsumoto K., 2004. Effect of skin care with an emollient containing a highwater content on mild uremic pruritus. *Therapeutic Apheresis and Dialysis*, 8(5), 419-422. DOI: 10.1111/j.1526-0968.2004.00175.x
- [133] Park, J. H., Lee, Y. J., Kim, Y. H., Yoon, K. S., 2017. Antioxidant and antimicrobial activities of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds cultivated in Korea. *Preventive nutrition and food science*, 22(3), 195. DOI: 10.3746%2Fpnf.2017.22.3.195

- [134] Paško P., Sajewicz M., Gorinstein S., Zachwieja, Z., 2008. Analysis of selected phenolic acids and flavonoids in *Amaranthus cruentus* and *Chenopodium quinoa* seeds and sprouts by HPLC. *Acta chromatographica*, 20(4), 661-672. DOI: 10.1556/achrom.20.2008.4.11
- [135] Pathan S., Siddiqui R. A., 2022. Nutritional composition and bioactive components in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) greens: A review. *Nutrients*, 14(3), 558. DOI: 10.3390/nu14030558
- [136] Pellegrini M., Lucas-Gonzales R., Ricci A., Fontecha J., Fernández-López J., Pérez-Álvarez J. A., Viuda-Martos M., 2018. Chemical, fatty acid, polyphenolic profile, techno-functional and antioxidant properties of flours obtained from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. *w: Industrial Crops and Products* 111, s. 38–46. DOI: 10.1016/j.indcrop.2017.10.006.
- [137] Pirzadah T.B., Malik B., 2020. Pseudocereals as super foods of 21st century: Recent technological interventions. *J. Agric. Food Res.*, Volume 2, 100052, ISSN 2666-1543. DOI: 10.1016/j.jafr.2020.100052.
- [138] Piwowar A., 2013. Zarys problematyki nawożenia w zrównoważonym rozwoju rolnictwa w Polsce (Outline of the problem of fertilization in the sustainable development of agriculture in Poland). *Ekonomia i Środowisko* 1 (44): 143-155.
- [139] PN-EN ISO 659:2010 Nasiona oleiste - Oznaczanie zawartości oleju, Metoda odwoławcza)
- [140] Poisson E., Trouverie J., Brunel-Muguet S., Akmouche Y., Pontet C., Pinochet X., Avicé J. C., 2019. Seed yield components and seed quality of oilseed rape are impacted by sulfur fertilization and its interactions with nitrogen fertilization. *Front. Plant Sci.*, 10, 458. DOI: 10.3389/fpls.2019.00458
- [141] Poudel P., Petropoulos S. A. Di Gioia, F., 2023. Plant tocopherols and phytosterols and their bioactive properties. [W:] *Natural Secondary Metabolites: From Nature, Through Science, to Industry* (pp. 285-319). Cham: Springer International Publishing. DOI: 10.1007/978-3-031-18587-8_8
- [142] Präger A., Munz S., Nkebiwe P. M., Mast B., Graeff-Hönninger S., 2018. Yield and quality characteristics of different quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivars grown under field conditions in Southwestern Germany. *Agronomy*, 8(10), 197. DOI: 10.3390/agronomy8100197
- [143] Quispe H., León A. A., 2018. Fertilización nitrogenada y fosfórica en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) CV. 'Salcedo INIA' bajo riego a goteo en zona árida (Peru: Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa).
- [144] Rabbani B., Karimi G., Khoramivafa M., Saeidi M., Boroomandan P., Bagheri M., Zarei L., 2022. Effect of sowing date and plant density on seed yield and yield attributes of quinoa (*Chenopodium quinoa*) genotypes. *Iran Agricultural Research*, 40(2), 121-133. DOI: 10.22099/iar.2022.42563.1475
- [145] Rao A. V., Rao L. G., 2007. Carotenoids and human health. *Pharmacological research*, 55(3), 207-216. DOI: 10.1016/j.phrs.2007.01.012
- [146] Razzeto G. S., Uñates M. A., Moreno J. E. R., Lucero López R. V., Aguilar E. G., Sturniolo H., Escudero N. L., 2019. Evaluation and comparative study of the nutritional profile and antioxidant potential of new quinoa varieties. *Asian Journal of Agricultural and Horticultural Research*, 3(3), 1-11. DOI: 10.9734/AJAHR/2019/v3i330002

- [147] Repo-Carrasco R., Espinoza C., Jacobsen S. E., 2003. Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). *Food Rev. Int.*, 19(1-2), 179-18. DOI: 10.1081/FRI-120018884
- [148] Repo-Carrasco-Valencia R., Hellström J.K., Pihlava J.M., Mattila P.H., 2010. Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Food Chem.*, 120(1), 128-133. DOI: 10.1016/j.foodchem.2009.09.087
- [149] Ribeiro T. B., Melo A., Vilas-Boas A. A., Pintado M., 2023. Flavonoids. [W:] *Natural Secondary Metabolites: From Nature, Through Science, to Industry* (pp. 73-105). Cham: Springer International Publishing. DOI: 10.1007/978-3-031-18587-8_4
- [150] Rohmer M., Seemann M., Horbach S., Bringer-Meyer S., Sahm, H., 1996. Glyceraldehyde 3-phosphate and pyruvate as precursors of isoprenic units in an alternative non-mevalonate pathway for terpenoid biosynthesis. *J. Am. Chem. Soc.*, 118(11), 2564-2566. DOI: 10.1021/ja9538344
- [151] Roszkowska B., Tańska M., Czaplicki S., Konopka I., 2015. Variation in the composition and oxidative stability of commercial rapeseed oils during their shelf life. *Eur. J. Lipid. Sci. Tech.*, 117(5), 673-683. DOI: 10.1002/ejlt.201400271
- [152] Ruggiero M. A., Gordon D. P., Orrell T. M., Bailly N., Bourgoin T., Brusca R. C., ... Kirk P. M., 2015. A higher level classification of all living organisms. *PLOS ONE*, 10(4), e0119248. DOI: 10.1371/journal.pone.0119248
- [153] Ruiz-Sola M. Á., Rodríguez-Concepción M., 2012. Carotenoid biosynthesis in *Arabidopsis*: a colorful pathway. *The Arabidopsis book/American Society of Plant Biologists*, 10. DOI: 10.1199%2Ftab.0158
- [154] Ryan E., Galvin K., O'Connor T. P., Maguire A.R., 2007. Phytosterol, squalene, tocopherol content and fatty acid profile of selected seeds, grains, and legumes. *Plant Food. Hum. Nutr.*, 62(3), 85-91. DOI: 10.1007/s11130-007-0046-8
- [155] Sales A. C., Campos C. N. S., de Souza Junior J. P., da Silva D. L., Oliveira K. S., de Mello Prado R., ... i Teodoro, P. E., 2021. Silicon mitigates nutritional stress in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Scientific Reports*, 11(1), 14665. DOI: 10.1038/s41598-021-94287-1
- [156] Santos-Buelga C., González-Paramás A. M., González-Manzano S., 2023. Phenolic acids and derivatives: Description, sources, properties, and applications. [W:] *Natural Secondary Metabolites: From Nature, Through Science, to Industry* (pp. 37-72). Cham: Springer International Publishing. DOI: 10.1007/978-3-031-18587-8_3
- [157] Sattari S., Ittersum M. Van, Bouwman A., Smit A., Janssen B., 2014. Crop yield response to soil fertility and N, P, K inputs in different environments: Testing and improving the QUEFTS model. *Field Crop Res.*, 157: 35-46. DOI: 10.1016/j.fcr.2013.12.005. DOI: 10.1016/j.fcr.2013.12.005
- [158] Savić S., Czekus B., Petrović I., Marjanović M., Jovanović Z., Stikić R., 2019. Yield and content of starch and protein in the seed of the quinoa genotypes puno and titicaca. In *Proceedings of the X International Scientific Agricultural Symposium "Agrosym 2019"* (pp. 537-541). University of East Sarajevo, Faculty of Agriculture, Republic of Srpska, Bosnia

- [159] Schlag S., Götz S., Rüttler F., Schmöckel S. M., Vetter W., 2022. Quantitation of 20 phytosterols in 34 different accessions of quinoa (*Chenopodium quinoa*). *J. Agr. Food Chem.*, 70(32), 9856-9864. DOI: 10.1021/acs.jafc.2c03374
- [160] Scot C.E., Eldridge A.L., 2005. Comparison of carotenoid content in fresh, frozen and canned corn. *J. Food Compos. Anal.*, 18(6), 551-559. DOI: 10.1016/j.jfca.2004.04.001
- [161] Shen Y., Zheng L., Peng Y., Zhu X., Liu F., Yang X., Li H., 2022. Physicochemical, antioxidant and anticancer characteristics of seed oil from three *Chenopodium quinoa* genotypes. *Molecules*, 27(8), 2453. DOI: 10.3390/molecules27082453
- [162] Sigsgaard L., Jacobsen S. E., Christiansen J. L., 2008. Quinoa, *Chenopodium quinoa*, provides a new host for native herbivores in northern Europe: Case studies of the moth, *Scrobipalpa atriplicella*, and the tortoise beetle, *Cassida nebulosa*. *J. Insect Sci.*, 8(1), 50. DOI: 10.1673/031.008.5001
- [163] Singh U., Praharaj C. S., Ram D., Jat N. K., Kumar M., 2021. Agronomic manipulations for cultivation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). [W:] *Biology and Biotechnology of Quinoa: Super Grain for Food Security*, 113-129. DOI: 10.1007/978-981-16-3832-9_6
- [164] Skrajda - Brdak M., Konopka I., Tańska M., Czaplicki S., 2019. Changes in the content of free phenolic acids and antioxidative capacity of wholemeal bread in relation to cereal species and fermentation type. *Eur. Food Res. Technol.*, 245, 2247-2256. DOI: 10.1007/s00217-019-03331-y
- [165] Skwaryło - Bednarz B., 2012. Assessment of content of fat and tocopherols in seeds of *Amaranthus* in relation to diversified fertilization with macroelements. *Ecol. Chem. Eng. S.*, 19(2), 273-279. DOI: 10.2478/v10216-011-0021-z
- [166] Sobota A., Świeca M., Gęsiński K., Wirkijowska A., Bochnak J., 2020. Yellow-coated quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) - physicochemical, nutritional, and antioxidant properties. *J. Sci. Food Agr.*, 100(5), 2035-2042. DOI: 10.1002/jsfa.10222
- [167] Solaesa Á.G., Villanueva M., Vela A.J., Ronda F., 2020. Protein and lipid enrichment of quinoa (cv. Titicaca) by dry fractionation. Techno-functional, thermal and rheological properties of milling fractions. *Food Hydrocoll.* 2020, 105, 105770. DOI: 10.1016/j.foodhyd.2020.105770
- [168] Soliman D. A., Attaya A. S., Kamel A. S., ElSarag E. I., 2019. Response of Quinoa Yield and Seed Chemical Composition to Organic Fertilization and Nitrogen Levels Under El-Arish Region. *Sinai Journal of Applied Sciences*, 8(2), 101-112. DOI: 10.21608/sinjas.2019.79089
- [169] Sosa-Zuniga V., Brito V., Fuentes F., Steinfort U., 2017. Phenological growth stages of quinoa (*Chenopodium quinoa*) based on the BBCH scale. *Ann. Appl. Biol.*, 171(1), 117-124. DOI: 10.1111/aab.12358
- [170] Spehar C. R., da Silva Rocha J. E., 2010. Exploiting genotypic variability from low-altitude Brazilian Savannah-adapted *Chenopodium quinoa*. *Euphytica*, 175, 13-21. DOI: 10.1007/s10681-010-0154-7
- [171] Sun T., Yuan H., Cao H., Yazdani M., Tadmor Y., Li, L., 2018. Carotenoid metabolism in plants: the role of plastids. *Mol. Plant.*, 11(1), 58-74. DOI: 10.1016/j.molp.2017.09.010

- [172] Superko H. R., Superko A. R., Lundberg G. P., Margolis B., Garrett B. C., Nasir K., Agatston A. S., 2014. Omega-3 fatty acid blood levels clinical significance update. *Current cardiovascular risk reports*, 8, 1-8. DOI: 10.1007/s12170-014-0407-4
- [173] Sutar R. K., Pujar A. M., Kumar B. A., Hebsur N. S., 2017. Sulphur nutrition in maize-a critical review. *Int. J. Pure. App. Biosci.*, 5(6), 1582-1596. DOI: 10.18782/2320-7051.6092
- [174] Systematyka gleb Polski., 2019. Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Komisja Genety Klasyfikacji i Kartografii Gleb. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu, Polskie Towarzystwo Gleboznawcze, Wrocław - Warszawa, 104-110
- [175] Szewczyk K., Chojnacka A., Górnicka M., 2021. Tocopherols and tocotrienols - bioactive dietary compounds; what is certain, what is doubt? *Int. J. Mol. Sci.*, 22:6222. DOI: 10.3390/ijms22126222
- [176] Taame N., Rafik S., El Mejahed K., Oukarroum A., Choukr-Allah R., Bouabid R., El Gharous M., 2023. Worldwide development of agronomic management practices for quinoa cultivation: A systematic review. *Front. Agron*, 5, 1215441. DOI: 10.3389/fagro.2023.1215441
- [177] Tang Y., Li X., Chen P. X., Zhang B., Hernandez M., Zhang H. i wsp., 2015b. Characterisation of fatty acid, carotenoid, tocopherol/tocotrienol compositions and antioxidant activities in seeds of three *Chenopodium quinoa* Willd. genotypes. w: *Food Chem.* 174, s. 502–508. DOI: 10.1016/j.foodchem.2014.11.040.
- [178] Tang Y., Li X., Chen P. X., Zhang B., Liu R., Hernandez M., ... Tsao, R., 2016. Assessing the fatty acid, carotenoid, and tocopherol compositions of amaranth and quinoa seeds grown in Ontario and their overall contribution to nutritional quality. *J. Agr. Food Chem.*, 64(5), 1103-1110. DOI: 10.1021/acs.jafc.5b05414
- [179] Tang Y., Li X., Zhang B., Chen P. X., Liu R., Tsao R., 2015a. Characterisation of phenolics, betanins and antioxidant activities in seeds of three *Chenopodium quinoa* Willd. genotypes. *Food Chem.*, 166, 380-388. DOI: 10.1016/j.foodchem.2014.06.018
- [180] Tang Y., Tsao R., 2017. Phytochemicals in quinoa and amaranth grains and their antioxidant, anti-inflammatory, and potential health beneficial effects: a review. *Mol. Nutr. Food Res.*, 61(7), 1600767. DOI: 10.1002/mnfr.201600767
- [181] Tang, Y. M., Liu, Y. Z., Zhang, Y. H., Cao, Y. N., Song, P. P., Hou, L. M., Peng, L. X., 2024. A comparative analysis of the nutrient and phytochemical richness among different varieties of quinoa in China. *Food Science & Nutrition*, 12(6), 4473-4485. DOI: 10.1002/fsn3.4113
- [182] Tanito M., 2021 Reported evidence of vitamin E protection against cataract and glaucoma. *Free Radic Biol. Med.*, Dec: 177:100-119 DOI: 10.1016/j.freeradbiomed.2021.10.027
- [183] Tańska M., Ambrosewicz - Walacik M., Jankowski K., Rotkiewicz D., 2017. Possibility use of digital image analysis for the estimation of the rapeseed maturity stage. *Int. J. Food Prop.*, 20(sup3), S2379-S2394. DOI: 10.1080/10942912.2017.1371188
- [184] Tańska M., Buczek J., Jarecki W., Wasilewska A., Konopka I., 2018. Grain morphology, texture and colour-related compounds of bread wheat cultivars in relation to cultivation regimes and growing location. *Zemdirbyste.*, 105(2). DOI: 10.13080/z-a.2018.105.014

- [185] Tapia M. E., 2015. The long journey of Quinoa: who wrote its history? 3-9 [W:] State of the Art Report of Quinoa in the World in 2013, Rome. FAO & CIRAD.
- [186] Thanapornpoonpong S. N., 2004. Effect of nitrogen fertilizer on nitrogen assimilation and seed quality of amaranth (*Amaranthus spp.*) and quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Göttingen: Niedersächsische Staats-und Universitätsbibliothek. DOI: 10.53846/GOEDISS-1921
- [187] Trotsenko, N., Zhatova, H., Radchenko, M., 2023. Growth and yield capacity of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) depending on the sowing rate in the conditions of the North-Eastern Forest-Steppe of Ukraine. *AgroLife Scientific Journal*, 12(2), 206-213. DOI: 10.17930/AGL2023226
- [188] Van Minh N., Hoang D. T., Van Loc N., Long N. V., 2020. Effects of plant density on growth, yield and seed quality of quinoa genotypes under rain-fed conditions on red basalt soil regions. *Aust. J. Crop. Sci.*, 14(12), 1977-1982. DOI: 10.21475/ajcs.20.14.12.2849
- [189] Van Minh N., Hoang D., Anh D., Long N., 2022. Effect of Nitrogen and Potassium on Growth, Yield, and Seed Quality of Quinoa in Ferralsols and Acrisols under Rainfed Conditions. *w: J. Ecol. Eng.* 23 (4), s. 164-172. DOI: 10.12911/22998993/146515.
- [190] Van Minh, N., Hoang, D. T., Anh, D. T. P., Long, N. V., 2022. Effect of nitrogen and potassium on growth, yield, and seed quality of quinoa in ferralsols and acrisols under rainfed conditions. *Journal of Ecological Engineering*, 23(4). DOI: 10.12911/22998993/146515
- [191] Vega-Gálvez A., Miranda M., Vergara J., Uribe E., Puente L., Martínez E.A., 2010. Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), an ancient Andean grain: a review. *J. Sci. Food Agr.*, 90(15), 2541-2547. DOI: 10.1002/jsfa.4158
- [192] Vera E. P., Alca J. J., Saravia G. R., Campioni N. C., Alpuy I. J., 2019. Comparison of the lipid profile and tocopherol content of four Peruvian quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivars ('Amarilla de Marangani', 'Blanca de Juli', INIA 415 'Roja Pasankalla', INIA 420 'Negra Collana') during germination. *J. Cereal. Sci.*, 88, 132-137. DOI: 10.1016/j.jcs.2019.05.015
- [193] Vilcacundo R., Hernández-Ledesma B., 2017. Nutritional and biological value of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Current Opinion in Food Science*, 14, 1-6. DOI: 10.1016/j.cofs.2016.11.007
- [194] Villacrés E., Pástor G., Quelal M. B., Zambrano V. I., Morales S. H., 2013. Effect of processing on the content of fatty acids, tocopherols and sterols in the oils of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), lupine (*Lupinus mutabilis Sweet*), amaranth (*Amaranthus caudatus L.*) and sangorache (*Amaranthus quitensis L.*). *GARJFST (ISSN: 2315-5098) Vol. 2(4) pp. 044-053.*
- [195] Wang M., Huang W., Hu Y., Zhang L., Shao Y., Wang M., ... Lu B., 2018. Phytosterol profiles of common foods and estimated natural intake of different structures and forms in China. *J. Agr. Food. Chem.*, 66(11), 2669-2676. DOI: 10.1021/acs.jafc.7b05009
- [196] Wang N., Wang F., Shock C. C., Gao L., Meng C., Huang Z., Zhao J., 2022. Evaluating quinoa lodging risk and yield under different irrigation thresholds, nitrogen rates and planting densities in north-western China. *Frontiers of Agricultural Science and Engineering*, 9(4), 614-626. DOI: 10.15302/J-FASE-2021430

- [197] Wang N., Wang F., Shock C., C. Meng, C., Qiao L., 2020. Effects of management practices on quinoa growth, seed yield, and quality. *Agronomy*, 10(3), 445. DOI: 10.3390/agronomy10030445
- [198] Wołosik K., Knaś M., Zalewska A., Niczyporuk M., Przystupa, A. W., 2013. The importance and perspective of plant-based squalene in cosmetology. *J. Cosmet. Sci.*, 64(1), 59-66.
- [199] Woodside J. V., McGrath A. J., Lyner N., McKinley M. C., 2015. Carotenoids and health in older people. *Maturitas*, 80(1), 63-68. DOI: 10.1016/j.maturitas.2014.10.012
- [200] Wrzesińska D., Wawrzyniak, M., Gęsiński, K., 2001. Population of true bugs (*Heteroptera*) on the inflorescences of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *J. Plant Prot. Res.*, 333-336.
- [201] Wu G., 2015. Nutritional properties of quinoa. *Quinoa: Improvement and Sustainable Production*. pp. 193-210. DOI: 10.1002/9781118628041.ch11
- [202] Xin J., Tang J., Bu M., Sun Y., Wang X., Wu L., Liu H., 2016. A novel eye drop of alpha tocopherol to prevent ocular oxidant damage: improve the stability and ocular efficacy. *Drug. Dev. Ind. Pharm.*, 42(4), 525-534. DOI: 10.3109/03639045.2015.1082582
- [203] Yábar E., Gianoli E., Echegaray E. R., 2002. Insect pests and natural enemies in two varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa*) at Cusco, Peru. *J. Appl. Entomol.*, 126(6), 275-280. DOI: 10.1046/j.1439-0418.2002.00664.x
- [204] Yacoub M. M., Al-Hamdany F. M. A., Almehemdi A. F., 2023. Effect of Some Fertilizer Combinations of Nitrogen, Phosphorus and Potassium on Some Qualitative Characteristics of Quinoa in Seed. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 1252, No. 1, p. 012053). IOP Publishing. DOI: 10.1088/1755-1315/1252/1/012053
- [205] Yang A., Akhtar S. S., Amjad M., Iqbal S., Jacobsen S. E., 2016. Growth and physiological responses of quinoa to drought and temperature stress. *J. Agron. Crop. Sci.*, 202(6), 445-453. DOI: 10.1111/jac.12167
- [206] Yang C., Zhu X., Liu W., Huang J., Xie Z., Yang F., Shang Q., Yang F., Wei Y., 2024. Quantitative analysis of the phenolic compounds and antioxidant activities of six quinoa seed grains with different colors. *LWT*, 203, 116384. DOI: 10.1016/j.lwt.2024.116384
- [207] Yang R., Xue L., Zhang L., Wang X., Qi X., Jiang J., ... Li, P., 2019. Phytosterol contents of edible oils and their contributions to estimated phytosterol intake in the Chinese diet. *Foods*, 8(8), 334. DOI: 10.3390/foods8080334
- [208] Yao Y., Shi Z., Ren G., 2014a. Antioxidant and immunoregulatory activity of polysaccharides from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Int. J. Mol. Sci.*, 15, 19307-19318. DOI: 10.3390/ijms151019307
- [209] Yao Y., Yang X., Shi Z., Ren G., 2014b. Anti-inflammatory activity of saponins from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds in lipopolysaccharide-stimulated RAW 264.7 macrophages cells. *J. Food Sci.*, 79, H1018-H1023. DOI: 10.1111/1750-3841.12425
- [210] Zapletalová A., Ducsay L., Varga L., Sitkey J., Javoreková S., Hozlár P., 2021. Influence of nitrogen nutrition on fatty acids in oilseed rape (*Brassica napus* L.). *Plants*, 11(1), 44. DOI: 10.3390/plants11010044
- [211] Zare A., Miri H., Haghighijafari B., Bagheri A., Jafari A., 2023. Interaction of Nitrogen and Plant Density on Growth and Yield of Two Quinoas (*Chenopodium*

- quinoa* Willd.) Cultivars In Fars Province, Iran. Turk. J. Field Crops., 28(2), 279-290. DOI: 10.17557/tjfc.1262098
- [212] Zevallos V.F., Ellis H.J., Šuligoj T., Herencia L.I., Ciclitira P.J., 2012. Variable activation of immune response by quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) prolamins in celiac disease. Am. J. Clin. Nutr. 96, 337-344. DOI: 10.3945/ajcn.111.030684
- [213] Zheng J. S., Huang T., Yang J., Fu Y. Q., Li D., 2012. Marine N-3 polyunsaturated fatty acids are inversely associated with risk of type 2 diabetes in Asians: a systematic review and meta-analysis. PLOS ONE 7(9): e44525. DOI: 10.1371/journal.pone.0044525

STRESZCZENIE

Wpływ gęstości siewu i nawożenia na cechy morfologiczne roślin, plon nasion i właściwości chemiczne komosy ryżowej (*Chenopodium quinoa* Willd.)

mgr inż. Wojciech Pilarski

Słowa kluczowe: komosa ryżowa, nawożenie mineralne, gęstość siewu, cechy morfologiczne, związki aktywne biologicznie

Komosa ryżowa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to gatunek o dużym znaczeniu w krajach Ameryki Południowej. Jednak ze względu na swoje możliwości adaptacyjne do warunków środowiskowych i wysoką wartość odżywczą i zawartość prozdrowotnych fitozwiązków w nasionach zaczyna być uprawiany w innych rejonach świata. Dotychczas niewielu autorów badało wpływ poziomu nawożenia NPK i gęstości siewu na skład chemiczny nasion, a jest to ważne w kontekście uzyskiwania surowca roślinnego o wysokiej jakości i zawartości prozdrowotnych fitozwiązków.

Celem badań było określenie wpływu i zależności pomiędzy poziomem nawożenia mineralnego i gęstością siewu a cechami morfologicznymi roślin, plonem i składem chemicznym nasion komosy ryżowej odmiany Titicaca. Dla realizacji postawionego celu przeprowadzono trzyletni eksperyment polowy w latach 2020-2022, w którym czynnikami doświadczalnymi były różne poziomy nawożenia (N0 – kontrola (bez nawożenia); N1 – 60 kg·ha⁻¹ N + 21 kg·ha⁻¹ P + 60 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S; N2 – 120 kg·ha⁻¹ N + 42 kg·ha⁻¹ P + 120 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S; N3 – 180 kg·ha⁻¹ N + 63 kg·ha⁻¹ P + 180 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S) oraz gęstość siewu (G1 – 0,5 g·m⁻² nasion; G2 – 0,9 g·m⁻² nasion; G3 – 1,3 g·m⁻² nasion). Doświadczenie polowe zrealizowano w układzie losowanych podbloków w trzech powtórzeniach. Zebrane rośliny oceniono pod względem długości łodygi i kwiatostanu, wysokości całej rośliny, średnicy kwiatostanu, masy liści, łodygi, kwiatostanu i całej rośliny. Natomiast nasiona oceniono pod względem masy tysiąca nasion, cech geometrycznych, barwy, zawartości tłuszczu, składu kwasów tłuszczowych, zawartości lipofilnych (sterole, tokole, skwalen, karotenoidy) i hydrofilnych (związki fenolowe ogółem, flawonoidy) związków bioaktywnych oraz potencjału przeciwutleniającego. Wykonano statystyczną analizę wyników przy zastosowaniu analizy wariancji i testu Tukeya. Przeprowadzono również analizę korelacji i analizę kanoniczną

(CCA) pomiędzy opadami i temperaturą a cechami morfologicznymi roślin, plonem i składem chemicznym nasion komosy ryżowej.

Badania wykazały, że warunki atmosferyczne modyfikowały morfologię roślin i nasion, co miało odzwierciedlenie w plonie i składzie chemicznym nasion komosy ryżowej. Wysoka suma opadów atmosferycznych odnotowana w 2020 roku wpłynęła na istotne zwiększenie plonu nasion. Zwiększenie poziomu nawożenia NPK skutkowało zwiększeniem takich cech jak: wysokość i masa rośliny, długość, średnica i masa kwiatostanów, a także plon nasion. Wysokie dawki nawożenia NPK wpłynęły na obniżenie zawartości tłuszczu w nasionach komosy ryżowej, a także spowodowały zmiany w składzie kwasów tłuszczowych. Zastosowanie różnych dawek nawożenia NPK skutkowało również zmianą zawartości w nasionach związków bioaktywnych, przy czym zawartość steroli, tokoli, karotenoidów zwiększyła się po zastosowaniu wysokiego poziomu nawożenia (N3) Zawartość związków fenolowych była większa po zastosowaniu średniego poziomu nawożenia (N2), natomiast brak nawożenia (N0) sprzyjało syntezie skwalenu. Gęstość siewu modyfikowała głównie cechy morfologiczne roślin komosy ryżowej i plon nasion oraz potencjał przeciwutleniający. Skład chemiczny nasion pod względem zawartości związków chemicznych był silnie modyfikowany przez warunki atmosferyczne (opady i temperatura) w trakcie wzrostu roślin i kształtowania nasion.

Podsumowując można stwierdzić, że odmiana Titicaca jest dobrze przystosowana do warunków europejskich. Korzystną dla tej odmiany jest obsada około 35 roślin na 1 m². Najwyższy plon nasion można uzyskać przy nawożeniu na poziomie N2 i gęstości siewu na poziomie G2. Ponadto uprawa prowadzona przy zastosowaniu większych poziomów nawożenia (N2 i N3) oraz mniejszej gęstości siewu (G1 i G2) pozwala uzyskać wyższą wartość żywieniową nasion.

ABSTRACT

Influence of sowing density and fertilization on morphological characteristics of plants, seed yield and chemical properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)

mgr inż. Wojciech Pilarski

Key words: quinoa, mineral fertilization, sowing density, morphological characteristics, biologically active compounds

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) is a species of great importance in South American countries. However, due to its adaptability to environmental conditions and the high nutritional value and content of health-promoting phytochemicals in its seeds, it is beginning to be cultivated in other areas of the world. So far, few authors have studied the effect of NPK fertilization level and sowing density on the chemical composition of the seeds, and this is important in the context of obtaining plant material of high quality and content of pro-health phytochemicals.

The purpose of the study was to determine the effect and relationship between the level of mineral fertilization and sowing density and the morphological characteristics of plants, yield, and chemical composition of seeds of quinoa of the Titicaca variety. To achieve the stated goal, a three-year field experiment was conducted in 2020-2022, in which the experimental factors were different levels of fertilization (N0 – control (without fertilization); N1 – 60 kg·ha⁻¹ N + 21 kg·ha⁻¹ P + 60 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S; N2 – 120 kg·ha⁻¹ N + 42 kg·ha⁻¹ P + 120 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S; N3 – 180 kg·ha⁻¹ N + 63 kg·ha⁻¹ P + 180 kg·ha⁻¹ K + 40 kg·ha⁻¹ S) and sowing density (G1 – 0.5 g·m⁻² seeds; G2 – 0.9 g·m⁻² seeds; G3 – 1.3 g·m⁻² seeds). The field experiment was implemented in a randomized sub-block arrangement in three replicates. Harvested plants were evaluated in terms of stem and inflorescence length, height of the whole plant, inflorescence diameter, weight of leaves, stem, inflorescence, and whole plant. Furthermore, seeds were evaluated in terms of thousand-seed weight, geometric features, color, fat content, fatty acid composition, content of lipophilic (sterols, tocopherols, squalene, carotenoids) and hydrophilic (total phenolic compounds, flavonoids) bioactive compounds, and antioxidant potential. Statistical analysis of the results was carried out using analysis of variance and Tukey's test. Correlation analysis and canonical analysis (CCA) were also conducted between rainfall and temperature and plant morphological traits, yield, and chemical composition of quinoa seeds.

The study showed that weather conditions modified plant and seed morphologies, which was reflected in the yield and chemical composition of quinoa seeds. The high amount of precipitation recorded in 2020 significantly increased seed yield. Increasing the level of NPK fertilization resulted in an increase in such traits as plant height and weight, inflorescence length, diameter, and weight, as well as seed yield. High doses of NPK fertilization reduced the fat content of quinoa seeds and caused changes in fatty acid composition. The application of different doses of NPK fertilization also resulted in changes in the content of bioactive compounds in the seeds, with the content of sterols, tocopherols, and carotenoids increasing after applying a high level of fertilization (N3). The content of phenolic compounds was higher after applying a medium level of fertilization (N2), while no fertilization (N0) promoted squalene synthesis. Sowing density mainly modified the morphological characteristics of quinoa plants and seed yield and antioxidant potential. Seed chemical composition in terms of compound content was strongly modified by atmospheric conditions (rainfall and temperature) during plant growth and seed formation.

In conclusion, the Titicaca variety demonstrates a strong adaptation to European conditions. An optimal planting density of approximately 35 plants per square meter has been found to be favorable for this variety. The highest seed yield is achieved with fertilization at the N2 level and a sowing density at the G2 level. Additionally, cultivation under higher fertilization levels (N2 and N3) combined with lower sowing densities (G1 and G2) results in seeds with enhanced nutritional value.