



UNIwersytet  
Przyrodniczy  
we Wrocławiu

Wydział Przyrodniczo-Technologiczny

**mgr inż. Katarzyna A. Godlewska**

**Wpływ ekstraktów z roślin wyższych na wzrost, plonowanie  
i skład chemiczny wybranych gatunków warzyw**

The impact of extracts from higher plants on the growth, yielding  
and chemical composition of selected vegetable species

**Promotor: prof. dr hab. inż. Anita Biesiada**

Katedra Ogrodnictwa

Wydział Przyrodniczo-Technologiczny

Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu

**Promotor pomocniczy: dr hab. inż. Izabela Michalak, prof. uczelni**

Katedra Zaawansowanych Technologii Materiałowych

Wydział Chemiczny

Politechnika Wroclawska

Wrocław 2021

Pracę tę dedykuję Mojemu Ukochanemu  
– Pawłowi

## SPIS TREŚCI

Cykl artykułów naukowych składających się na rozprawę doktorską.....	4
Wykaz oznaczeń stosowanych w artykułach naukowych .....	6
Streszczenie w języku polskim.....	8
Streszczenie w języku angielskim .....	11
1. Wstęp i przegląd literatury .....	13
2. Hipoteza badawcza oraz cel pracy .....	26
3. Materiały i metody .....	27
4. Wyniki badań.....	37
5. Dyskusja.....	53
6. Wnioski .....	62
7. Podsumowanie i wykaz dorobku naukowego .....	65
8. Bibliografia .....	71
9. Wykaz opublikowanych artykułów naukowych, składających się na rozprawę doktorską oraz oświadczenia współautorów.....	96

## CYKL ARTYKUŁÓW NAUKOWYCH SKŁADAJĄCYCH SIĘ NA ROZPRAWĘ DOKTORSKĄ

- A1 Katarzyna Godlewska\***, Anita Biesiada, Izabela Michalak, Paweł Pacyga, „The effect of plant-derived biostimulants on white head cabbage seedlings grown under controlled conditions”, *Sustainability* 2019, 11(19): 1–30, **70 pkt MNiSW, IF 2,576** (2019), doi:10.3390/su11195317.
- A2 Katarzyna Godlewska\***, Anita Biesiada, Izabela Michalak, Paweł Pacyga, „The effect of botanical extracts obtained through ultrasound-assisted extraction on white head cabbage (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.) seedlings grown under controlled conditions”, *Sustainability* 2020, 12(5): 1–31, **70 pkt MNiSW, IF 3,251** (2020), doi:10.3390/su12051871.
- A3 Katarzyna Godlewska\***, Paweł Pacyga, Izabela Michalak, Anita Biesiada, Antoni Szumny, Natalia Pachura, Urszula Piszcz, „Field-scale evaluation of botanical extracts effect on the yield, chemical composition and antioxidant activity of celeriac (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*)”, *Molecules* 2020, 25(18): 1–56, **100 pkt MNiSW, IF 4,411** (2020), doi:10.3390/molecules25184212.
- A4 Katarzyna Godlewska\***, Paweł Pacyga, Izabela Michalak, Anita Biesiada, Antoni Szumny, Natalia Pachura, Urszula Piszcz, „Effect of botanical extracts on the growth and nutritional quality of field-grown white head cabbage (*Brassica oleracea* var. *capitata*)”, *Molecules* 2021, 26(7):1–33, **100 pkt MNiSW, IF 4,411** (2021), doi:10.3390/molecules26071992.
- A5 Katarzyna Godlewska\***, Paweł Pacyga, Izabela Michalak, Anita Biesiada, Antoni Szumny, Natalia Pachura, Urszula Piszcz, „Systematic investigation of the effects of seven plant extracts on the physiological parameters, yield and nutritional quality of radish (*Raphanus sativus* var. *sativus*)”, *Frontiers in Plant Science* 2021, 12: 1–37, **100 pkt MNiSW, IF 5,753** (2021), doi:10.3389/fpls.2021.651152.
- A6 Katarzyna Godlewska**, Domenico Ronga, Izabela Michalak\*, „Plant extracts – importance in sustainable agriculture”, *Italian Journal of Agronomy* 2021, 16: 1–23, **40 pkt MNiSW, IF 2,300** (2021), doi:10.4081/ija.2021.1851.

\* – autor do korespondencji

Cykl powiązanych tematycznie artykułów naukowych składających się na rozprawę doktorską składa się z **6 publikacji naukowych** z listy JCR ( $\Sigma$  IF = 22,702;  $\Sigma$  MNiSW = 480), w tym **5 oryginalnych prac twórczych** ( $\Sigma$  IF = 20,402;  $\Sigma$  MNiSW = 440) oraz **1 praca przeglądowa** ( $\Sigma$  IF = 2,300;  $\Sigma$  MNiSW = 40). We wszystkich wymienionych artykułach jestem pierwszym autorem, a w 5 z nich jestem autorem do korespondencji. Liczba cytowań bez autocytowań w/w artykułów wynosi 8 (wg bazy Scopus, stan na dzień 08.09.2021 r.).

## WYKAZ OZNACZEŃ STOSOWANYCH W ARTYKUŁACH NAUKOWYCH

### Oznaczenia surowców wykorzystywanych do produkcji ekstraktów roślinnych

F – kwiaty (ang. *flowers*)

Fr – owoce (ang. *fruits*)

H – ziele (ang. *herb*)

L – liście (ang. *leaves*)

R – korzenie (ang. *roots*)

S – nasiona (ang. *seeds*)

### Oznaczenia roślin wyższych wykorzystywanych do produkcji ekstraktów roślinnych

Al – aloes zwyczajny, *Aloe vera* (L.) Burm. f. (ang. *aloe*)

Ar – aronia czarna, *Aronia melanocarpa* (Michx.) Elliott (ang. *black chokeberry*)

Av – bylica pospolita, *Artemisia vulgaris* L. (ang. *common mugwort*)

Bv – burak zwyczajny, *Beta vulgaris* L. (ang. *beetroot*)

Co – nagietek lekarski, *Calendula officinalis* L. (ang. *common marigold*)

Ep – jeżówka purpurowa, *Echinacea purpurea* (L.) Moench (ang. *purple coneflower*)

Eq – skrzyp polny, *Equisetum arvense* L. (ang. *field horsetail*)

Hr – rokitnik zwyczajny, *Hippophae rhamnoides* L. (ang. *sea-buckthorn*)

Hp – dziurawiec zwyczajny, *Hypericum perforatum* L. (ang. *St. John's wort*)

Lc – soczewica jadalna, *Lens culinaris* Medik. (ang. *red lentil*)

Mc – rumianek pospolity, *Matricaria chamomilla* L. (ang. *chamomile*)

Ob – bazylika pospolita, *Ocimum basilicum* L. (ang. *basil*)

Pi – groch zwyczajny, *Pisum sativum* L. (ang. *pea*)

Pm – babka zwyczajna, *Plantago major* L. (ang. *broadleaf plantain*)

Pav – rdest ptasi, *Polygonum aviculare* L. (ang. *common knotgrass*)

Paq – orlica pospolita, *Pteridium aquilinum* (L.) Kuhn (ang. *common bracken*)

Sg – nawłóć późna, *Solidago gigantea* Ait. (ang. *giant goldenrod*)

So – żywokost lekarski, *Symphytum officinale* L. (ang. *comfrey*)

To – mniszek pospolity, *Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg. (ang. *common dandelion*)

Tp – koniczyna czerwona, *Trifolium pratense* L. (ang. *red clover*)

Ur – pokrzywa zwyczajna, *Urtica dioica* L. (ang. *nettle*)

Vo – kozłek lekarski, *Valeriana officinalis* L. (ang. *valerian*)

### **Oznaczenia metod ekstrakcyjnych wykorzystywanych do produkcji ekstraktów roślinnych**

UAE – ekstrakcja wspomagana ultradźwiękami (ang. *ultrasound-assisted extraction*)

MH – homogenizacja mechaniczna – rozdrabnianie mechaniczne połączone z energią fali dźwiękowej (ang. *mechanical homogenisation – mechanical shearing combined with sonic energy*)

### **Oznaczenia grup kontrolnych stosowanych w testach na roślinach**

C – oprysk dolistny wykonany wodą destylowaną (testy laboratoryjne) lub wodą wodociągową (testy polowe) (ang. *control group*)

CF – oprysk dolistny wykonany formacją niezawierającą substancji aktywnej (ekstraktu roślinnego) (ang. *control group – formulation*)

CB – oprysk dolistny wykonany biostymulatorem komercyjnym (ang. *commercial biostimulant*)

## STRESZCZENIE W JĘZYKU POLSKIM

Zaspokojenie potrzeb żywieniowych populacji ludzkiej stanowi obecnie jeden z głównych problemów społecznych oraz naukowych. Według Organizacji Narodów Zjednoczonych ds. Wyżywienia i Rolnictwa do roku 2050 liczba ludności wzrośnie do 9,7 miliarda. Szacuje się, że pomimo podejmowanych działań mających na celu zwiększenie produkcji rolnej, nadal jedna na dziewięć osób na świecie głoduje. Jednym z rozwiązań tego problemu może być aplikacja biostymulatorów wzrostu roślin, które w ostatnich latach zyskują coraz większą popularność, zarówno wśród naukowców, przedsiębiorców, rolników, jak i klientów detalicznych. Preparaty te są w coraz większym stopniu włączane do produkcji owoców, warzyw i kwiatów, jako bezpieczniejsza praktyka rolnicza mająca na celu zwiększenie ilości i jakości upraw przy jednoczesnym zmniejszeniu zużycia nawozów, środków ochrony roślin oraz zanieczyszczenia środowiska.

W ramach rozprawy doktorskiej pt. „Wpływ ekstraktów z roślin wyższych na wzrost, plonowanie i skład chemiczny wybranych gatunków warzyw” oceniono możliwość wykorzystania roślin wyższych do produkcji preparatów o potencjalnym działaniu biostymulującym. W tym celu, za pomocą ekstrakcji wspomaganą ultradźwiękami, wytworzono ekstrakty na bazie 26 biomas: liści aloesu zwyczajnego (*Aloe vera*), owoców aronii czarnej (*Aronia melanocarpa*), ziela bylicy pospolitej (*Artemisia vulgaris*), korzeni spichrzowych buraka zwyczajnego (*Beta vulgaris*), kwiatów nagietka lekarskiego (*Calendula officinalis*), kwiatów i liści jeżówki purpurowej (*Echinacea purpurea*), ziela skrzypu polnego (*Equisetum arvense*), owoców rokitnika zwyczajnego (*Hippophae rhamnoides*), ziela dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum*), nasion soczewicy jadalnej (*Lens culinaris*), kwiatów rumianku pospolitego (*Matricaria chamomilla*), ziela bazylii pospolitej (*Ocimum basilicum*), nasion grochu zwyczajnego (*Pisum sativum*), ziela babki zwyczajnej (*Plantago major*), ziela rdestu ptasiego (*Polygonum aviculare*), liści orlicy pospolitej (*Pteridium aquilinum*), liści nawłoci późnej (*Solidago gigantea*), korzeni żywokostu lekarskiego (*Symphytum officinale*), kwiatów, liści i korzeni mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale*), kwiatów koniczyny czerwonej (*Trifolium pratense*), liści i korzeni pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica*) oraz korzeni kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis*). Właściwości użytkowe otrzymanych preparatów, o stężeniach 0,1%, 0,5%, 1,0%, 2,5% aplikowanych dolistnie, oceniono w testach laboratoryjnych na siewkach kapusty głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*). W zebranych



roślinach oznaczono długość, świeżą i suchą masę części nadziemnej oraz systemu korzeniowego, a także wartość indeksu zieloności liścieni (odczyty SPAD). Ponadto, wykonano analizy chemiczne zawartości: chlorofilu *a + b*, karotenoidów, związków fenolowych, a także dokonano pomiaru aktywności antyoksydacyjnej. Na podstawie otrzymanych wyników badań wytypowano 7 biomas (tj. ziele dziurawca zwyczajnego, liście nawłoci późnej, kwiaty i liście mniszka pospolitego, kwiaty koniczyny czerwonej, liście pokrzywy zwyczajnej oraz korzenie kozłka lekarskiego), których ekstrakty wykazywały najkorzystniejsze właściwości biostymulujące, oraz wybrano ich optymalne stężenie. Surowce zostały wykorzystane do sporządzenia formułacji składających się z substancji czynnej (0,5% ekstraktów roślinnych otrzymanych za pomocą ekstrakcji wspomaganą ultradźwiękami lub homogenizacji mechanicznej), adiuwantu (0,02%), przeciwutleniacza (0,15%) oraz konserwantu (0,1%). Wpływ przygotowanych formułacji, aplikowanych w postaci oprysku dolistnego, został oceniony w badaniach polowych na trzech roślinach modelowych: rzodkiewce (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*), selerze korzeniowym (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*) oraz kapuście głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*). Badania w warunkach rzeczywistych umożliwiły oznaczenie plonu, świeżej i suchej masy, indeksu zieloności liści (odczyty SPAD) oraz koloru liści (wartości *L*, *a*, *b*). Wykonano odpowiednie analizy chemiczne zawartości: chlorofilu *a + b*, karotenoidów, witaminy C, związków fenolowych, azotanów, makro- i mikrośladników, metali ciężkich, związków lotnych, kwasów tłuszczowych, steroli, glukozydów oraz cukrów w zebranych warzywach. Dokonano również pomiaru ich aktywności antyoksydacyjnej. Uzyskane wyniki badań dowiodły, że dolistna aplikacja ekstraktów roślinnych wywierała zróżnicowany wpływ na plonowanie i skład chemiczny roślin modelowych. Ich stosowanie powinno być dostosowane do indywidualnych potrzeb roślin oraz warunków uprawowych.

Przedstawione w rozprawie doktorskiej wyniki badań dowodzą, iż zastosowanie oprysku dolistnego ekstraktami na bazie roślin wyższych pozwala na osiągnięcie większych plonów charakteryzujących się wyższą jakością. Potwierdzono korzystne działania wytworzonych ekstraktów w porównaniu do efektów wywołanych aplikacją biostymulatora komercyjnego. Przedstawione rozwiązanie otwiera nowe perspektywy oraz ma istotny wpływ na postęp w nauce i technologii, co jest ważne ze względu na potrzebę zapewnienia ludności świata bezpiecznej żywności o właściwościach

prozdrowotnych, co świadczy również o aspekcie utylitarnym zrealizowanych zadań badawczych.

**Słowa kluczowe:** rośliny wyższe, ekstrakcja związków bioaktywnych, plon i skład chemiczny roślin warzywnych, zrównoważona produkcja żywności

## STRESZCZENIE W JĘZYKU ANGIELSKIM

Satisfying the nutritional needs of the human population is currently one of the major social and scientific problems. According to the Food and Agriculture Organization of the United Nations, the population will increase to 9.7 billion by 2050. It is estimated that despite the efforts undertaken to increase agricultural production, still one in nine people in the world are starving. One of the solutions to this problem may be the application of biostimulants of plant growth, which in recent years are becoming more popular among scientists, entrepreneurs, farmers, and retail customers. These products are increasingly incorporated into the production of fruits, vegetables, and flowers as a safer agricultural practice aimed at increasing the quantity and quality of crops while reducing: the consumption of fertiliser and plant protection products, and environmental pollution.

Within the doctoral thesis entitled: "The influence of extracts based on higher plants on the growth, yielding, and chemical composition of selected vegetable species", the possibility of using higher plants was assessed for the production of preparations with a potential biostimulating effect. For this purpose, by means of ultrasound-assisted extraction, extracts were prepared based on 26 biomasses: leaves of aloe (*Aloe vera*), fruits of chokeberry (*Aronia melanocarpa*), herb of mugwort (*Artemisia vulgaris*), storage roots of red beet (*Beta vulgaris*), flowers of marigold (*Calendula officinalis*), flowers and leaves of purple coneflower (*Echinacea purpurea*), herb of horsetail (*Equisetum arvense*), fruits of common sea-buckthorn (*Hippophae rhamnoides*), herb of St. John's wort (*Hypericum perforatum*), seeds of red lentil (*Lens culinaris*), flowers of chamomile (*Matricaria chamomilla*), herb of basil (*Ocimum basilicum*), seeds of pea (*Pisum sativum*), herb of broadleaf plantain (*Plantago major*), herb of knotgrass (*Polygonum aviculare*), leaves of common bracken (*Pteridium aquilinum*), leaves of giant goldenrod (*Solidago gigantea*), roots of comfrey (*Symphytum officinale*), flowers, leaves, and roots of common dandelion (*Taraxacum officinale*), flowers of red clover (*Trifolium pratense*), leaves and roots of nettle (*Urtica dioica*), and roots of valerian (*Valeriana officinalis*). The utilitarian properties of the obtained preparations, with concentrations of 0.1%, 0.5%, 1.0% and 2.5%, foliarly applied, were assessed in laboratory tests on white head cabbage seedlings (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*). In the harvested plants, the length, fresh and dry weight of the above-ground part and the root system, as well as the cotyledon greenness index (SPAD readings) were determined. In addition, the chemical analyses of

the content of: chlorophyll *a + b*, carotenoids, phenolic compounds were performed, also the antioxidant activity was measured. Based on the obtained results, 7 biomasses (i.e. herb of St. John's wort, leaves of giant goldenrod, flowers and leaves of common dandelion, flowers of red clover, leaves of nettle, and roots of valerian) which extracts showed the most favourable biostimulating properties were selected. Subsequently, their optimal concentration was determined. The raw materials were used to prepare formulations consisting of the active substance (0.5% of plant extracts obtained by ultrasound-assisted extraction or mechanical homogenisation), adjuvant (0.02%), antioxidant (0.15%) and preservative (0.1%). The effect of the prepared formulations, applied as a foliar spray, was assessed in field trials on three model plants: radish (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*), celeriac (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*), and white head cabbage (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*). The tests in real conditions allowed the determination of the yield, fresh and dry weight, leaf greenness index (SPAD readings), and leaf colour (*L, a, b* values). The appropriate chemical analyses of the content of: chlorophyll *a + b*, carotenoids, vitamin C, phenolic compounds, nitrates, macro- and micronutrients, heavy metals, volatile compounds, fatty acids, sterols, glucosinolates, and sugars in the harvested vegetables were performed. Their antioxidant activity was also measured. The obtained results proved that the foliar application of plant extracts had a diversified influence on the yielding and chemical composition of the model plants. Their use should be tailored to the individual needs of the plants and growing conditions.

The results presented in the doctoral dissertation proved that foliar spraying with extracts based on higher plants enables the achievement of higher yields of higher quality. The beneficial effects of the produced extracts were confirmed in comparison to the effects triggered by the application of a commercial biostimulant. Demonstrated solution opens up new perspectives and will significantly affect progress in science and technology, which is important due to the need to provide the world's population with safe food with pro-health properties, which also proves the utilitarian aspect of my doctoral dissertation.

**Keywords:** higher plants, extraction of bioactive compounds, yield and chemical composition of vegetable plants, sustainable food production

## 1. WSTĘP I PRZEGLĄD LITERATURY

### 1.1. PROBLEM NAUKOWY POSTAWIONY W ROZPRAWIE DOKTORSKIEJ

Próby wyeliminowania głodu sięgają początków ludzkiej cywilizacji [1]. Zaspokojenie potrzeb żywieniowych ludności świata nadal stanowi jeden z głównych problemów ekonomicznych, społecznych oraz naukowych, a także jest ogromnym wyzwaniem zarówno dla zrównoważonej produkcji żywności, jak i integralności ekosystemów lądowych i wodnych [1–6]. Organizacja Narodów Zjednoczonych ds. Wyżywienia i Rolnictwa przewiduje, że do roku 2050 populacja wzrośnie do 9,7 miliarda, do roku 2080 osiągnie wartość 10,8 miliarda, a do roku 2100 wyniesie 11,2 miliarda. W porównaniu do roku 2015, gdy wynosiła ona 7,3 miliarda, nastąpi jej przyrost odpowiednio o 32%, 47% i 53% [7]. Pomimo iż prognozy te wskazują na spowolnienie ogólnego wzrostu ludzkości w nadchodzących dziesięcioleciach, globalna produkcja żywności powinna zwiększyć się o co najmniej 50 – 60% do roku 2050, aby sprostać światowemu zapotrzebowaniu na żywność [8, 9]. Zgodnie z prognozami przewiduje się, że średnie dzienne spożycie na mieszkańca przekroczy 3000 kcal na całym świecie do roku 2050 i osiągnie 3500 kcal w krajach rozwiniętych oraz przekroczy 2500 kcal nawet na najbiedniejszych obszarach subsaharyjskich [10]. Brak bezpieczeństwa żywieniowego jest jedną z głównych przyczyn występowania niedożywienia (ang. *malnutrition*, złe odżywianie) [11], które stanowi jedno z najpoważniejszych zagrożeń dla zdrowia publicznego na całym świecie [12]. Potrójne obciążenie niedożywieniem (ang. *triple burden of malnutrition*) stanowi aktualny problem globalny. Pojęcie to odnosi się do występowania trzech typów niedożywienia, występujących jednocześnie w obrębie populacji i dotyczy stanów zarówno niedożywienia, nadwagi i otyłości, jak i niedoborów poszczególnych składników odżywczych (m.in. witaminy A, żelaza, jodu, czy cynku) [1, 11–15]. Szacuje się, że jedna na dziewięć osób na świecie głoduje, a co trzecia cierpi na nadwagę lub otyłość [16]. Ponadto, otyłość u dorosłych często wiąże się z niedoborami mikroskładników [14, 17, 18], co jest w dużej mierze związane ze zwiększoną dostępnością niedrogiej, wysokokalorycznej i ubogiej w składniki odżywcze żywności [19]. Niezdrowa dieta i złe odżywianie należą do głównych czynników ryzyka wystąpienia chorób niezakaźnych związanych z dietą (ang. *diet-related noncommunicable diseases*, NCDs), które obejmują choroby sercowo-naczyniowe, przewlekłe choroby układu oddechowego, nowotwory czy cukrzycę [20–

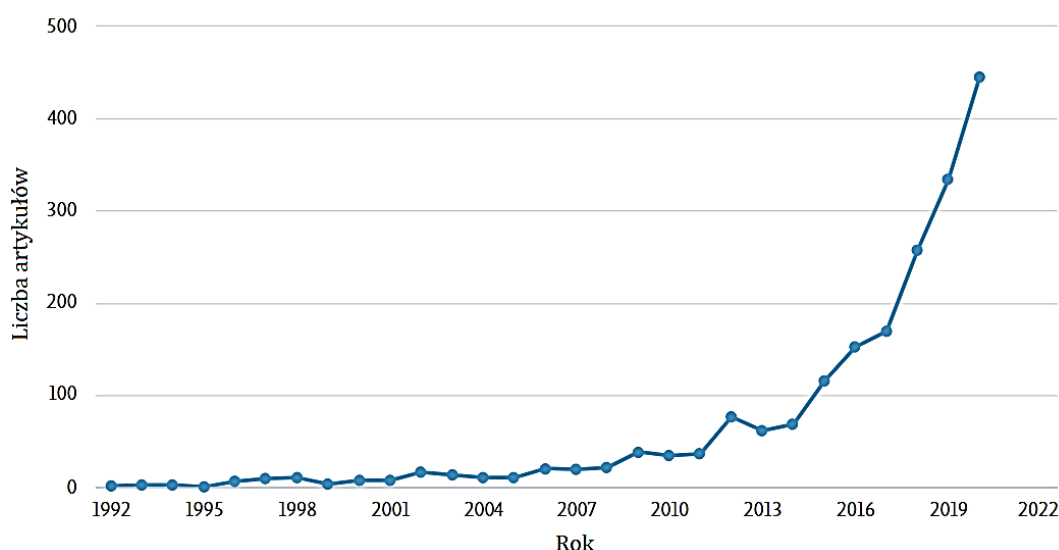
22]. Każdego roku z powodu NCDs umiera 41 milionów ludzi, co stanowi 71% wszystkich zgonów na świecie [22].

Historia rolnictwa może być postrzegana jako długi proces intensyfikacji produkcji roślinnej, mającej na celu zaspokojenie stale rosnącego zapotrzebowania na żywność [23, 24]. Proces ten w krajach rozwijających się rozpoczął się wraz z zapoczątkowaniem w latach sześćdziesiątych XX wieku Zielonej Rewolucji [24], która doprowadziła do zwiększenia produktywności upraw, dzięki wprowadzeniu nowych rozwiązań. Dotyczyły one m.in. (1) zwiększenia obszaru upraw, (2) podwojenia zbiorów poprzez sadzenie dwóch upraw na tym samym obszarze w tym samym roku, (3) wprowadzenia wysokowydajnych odmian nasion, (4) zwiększenia stosowania nawozów mineralnych i pestycydów, (5) ulepszenia urządzeń do nawadniania, oraz (6) modyfikacji sprzętu rolniczego [25–27]. Jednakże, pomimo znacznej poprawy sytuacji żywnościowej, intensyfikacja rolnictwa oddziaływała w negatywny sposób na środowisko [28]. Dla przykładu, zanieczyszczenia pochodzenia rolniczego (m.in. pestycydy, azotany i fosforany pochodzące z niewłaściwego stosowania nawozów bogatych w azot i fosfor) mogą prowadzić do degradacji gleb, wzrostu emisji gazów cieplarnianych oraz zanieczyszczeń wód podziemnych i wód powierzchniowych (eutrofizacja), co ma bezpośredni, negatywny wpływ na ekosystem oraz zdrowie ludzi i zwierząt [1, 25, 37–39, 29–36]. **Bezpieczeństwo żywnościowe oraz przejście na zrównoważone systemy produkcji są obecnie głównymi tematami w ramach dyskursu prowadzonego na arenie rolno-spożywczej** [1]. Racjonalne stosowanie nawozów mineralnych i organicznych, środków ochrony roślin [7, 35–37, 39–44], a także ustanowienie tanich, efektywnych i zrównoważonych zasad oraz strategii w rolnictwie, a także rozwój postępu technologicznego i innowacji [10, 25, 30, 36, 41, 44–47], mają kluczowe znaczenie i stanowią największą szansę na zwiększenie produkcji żywności wysokiej jakości [7, 35–37, 39–41, 43, 48].

## 1.2. PROPOZYCJA ROZWIĄZANIA POSTAWIONEGO PROBLEMU

Ze względu na zmniejszanie się powierzchni użytków rolnych, zbliżanie się do granic potencjału genetycznego roślin, wyczerpywanie zasobów naturalnych oraz zmiany klimatu, działania mające na celu zaspokojenie potrzeb żywieniowych ludzkości powinny skupiać się na zwiększaniu wielkości i jakości plonów oraz ich ochronie [25, 33, 49–53]. **Jednym z rozwiązań może być aplikacja biostymulatorów wzrostu roślin** [30], które

w ostatnich latach zyskują coraz większą popularność zarówno wśród naukowców (rys. 1), jak i specjalistów, klientów, rolników i przedsiębiorców [46, 54, 55]. Produkty te są w coraz większym stopniu włączane do produkcji owoców, warzyw i kwiatów [56–61], jako bezpieczniejsza praktyka rolnicza mająca na celu zwiększenie ilości i jakości upraw przy jednoczesnym zmniejszeniu zużycia nawozów i zanieczyszczenia środowiska [29, 44, 46, 48, 59, 61–65].



Rys. 1. Liczba artykułów nt. biostymulatorów wg bazy Scopus. Wykres przedstawia zestawienie wyników dla słów „biostymulator” (“biostimula\* OR bio-stimula\*”) i „roślina” (“plant\*”) w tytułach, streszczeniach i słowach kluczowych w latach 1990 – 2020 (źródło własne; dostęp: 14.05.2021 r.).

### 1.2.1. DEFINICJA BIOSTYMULATORÓW WZROSTU ROŚLIN, KLASYFIKACJA ORAZ UWARUNKOWANIA PRAWNE

Biostymulator wzrostu roślin, według Europejskiej Rady Producentów Biostymulatorów (ang. *European Biostimulants Industry Council*, EBIC), oznacza **materiał zawierający substancję(e) i/lub mikroorganizmy, których funkcją po zastosowaniu na rośliny lub strefę korzeniową jest stymulowanie naturalnych procesów zwiększających efektywność pobierania i wykorzystania składników pokarmowych, tolerancję na stres abiotyczny i/lub jakość plonu, niezależnie od zawartości składników odżywczych** [66]. Definicja ta jest obecnie wysoce zalecana, gdyż jest pierwszym i oficjalnym określeniem produktu biostymulującego oraz objaśnieniem w jaki sposób może przyczynić się do poprawy produkcji roślinnej [67].

Biostymulatory klasyfikowane są ze względu na pochodzenie surowca, jednakże podział ten nie zawsze dostarcza informacji o aktywności biologicznej preparatu. Najczęściej w literaturze naukowej wyróżniane są następujące kategorie: (a) substancje

humusowe (kwasy humusowe, fulwowe, huminy); (b) ekstrakty z mikroalg, makroalg (wodorostów) i roślin; (c) hydrolizowane białka i produkty zawierające aminokwasy (pochodzenia roślinnego i zwierzęcego); (d) pożyteczne mikroorganizmy (bakterie i grzyby); (e) chitozan i inne biopolimery; (f) związki nieorganiczne (np. krzem i selen); oraz (g) inne – otrzymywane m.in. z odpadów spożywczych, przemysłowych, oczyszczania ścieków, akwakultury, a także z kompostów, obornika oraz wermikompostu [41, 61, 76, 68–75]. Substancje humusowe stanowią obecnie najdokładniej przebadaną grupę tych preparatów [77]. Szacuje się, że wśród organicznych, niemikrobiologicznych biostymulatorów, kwasy humusowe i hydrolizaty białkowe stanowią połowę udziału w rynku, podczas gdy ekstrakty z alg obejmują 37% całego rynku [46, 78, 79]. Wśród biostymulatorów wytwarzanych na bazie ekstraktów z mikroalg, makroalg i roślin, preparaty algowe stanowią aż 95% tej grupy [74].

Ze względu na to, iż środki stosowane do produkcji rolnej uwalniane są do środowiska, ich wprowadzenie do obrotu handlowego podlega z reguły nadzorowi państwowemu [80]. Mnogość produktów o działaniu regulacyjno-stymulującym oferowanych na rynku, stale generowane innowacje przy wykorzystaniu najnowocześniejszych technologii w ich produkcji i stosowaniu, a także brak prawnie obowiązującej definicji sprawiają, że obecna sytuacja regulacyjna branży biostymulatorów jest bardzo złożona [81, 82]. Dotychczas nie ustanowiono jednolitych ram prawnych regulujących rejestrację tego typu preparatów, co wiąże się z trudnościami w ich właściwej klasyfikacji. W Europie biostymulatory są wprowadzane do obrotu jedną z dwóch dróg: pierwsza to krajowe przepisy dotyczące nawozów, a druga to europejskie prawo dotyczące pestycydów [58, 73, 80–83]. Najlepiej przebadane są biostymulatory sprzedawane jako środki ochrony roślin [80].

W 2019 r. Komisja Europejska ustanowiła przepisy określające, jakie rodzaje bio-produktów mogą być stosowane w rolnictwie ekologicznym na mocy rozporządzenia (UE) 2019/1009 dotyczącego udostępniania na rynku produktów nawozowych, które nie są obecnie objęte zharmonizowanymi przepisami, takich jak: nawozy organiczne i nawozy organiczno-mineralne, polepszacze gleby, inhibitory nitrifikacji, biostymulatory, podłoża do upraw i mieszanki. Akt będzie miał zastosowanie od dnia 16 lipca 2022 r. i zapewni wspólne zasady dotyczące bezpieczeństwa, jakości i wymogów dotyczących etykietowania produktów nawozowych, które mają być przedmiotem swobodnego handlu w całej Unii Europejskiej [67, 73, 84].



Rozporządzenie Unii Europejskiej w sprawie produktów nawozowych ((UE) 2019/1009) proponuje definicję biostymulatorów, stanowiąc, że: „»biostymulator« oznacza produkt, który stymuluje procesy odżywiania rośliny niezależnie od zawartości składników pokarmowych w produkcie i którego jedynym celem jest poprawa co najmniej jednej z następujących właściwości rośliny lub ryzosfery roślin: (a) efektywność wykorzystania składników pokarmowych; (b) odporność na stres abiotyczny; (c) cechy jakościowe; (d) przyswajalność składników pokarmowych z form trudnodostępnych w glebie lub ryzosferze.” [66, 85, 86]. Ponadto, w rozporządzeniu zawarta została również informacja, że: „Biostymulator wywołuje skutki deklarowane na etykiecie dla roślin podanych na etykiecie” – co stwarza dla producentów obowiązek wykazania organom regulacyjnym i klientom, że zapewnienia dotyczące działania produktu są uzasadnione. W rezultacie, potwierdzenie agronomicznej deklaracji danego biostymulatora będzie istotnym elementem umożliwiającym wprowadzenie go na rynek [67, 73, 85].

### **1.2.2. RYNEK BIOSTYMULATORÓW WZROSTU ROŚLIN**

Główne czynniki, które napędzają wzrost rynku biostymulatorów związane są ze (1) zwiększającą się dostępnością nowatorskich produktów biostymulujących spełniających określone wymagania agronomiczne, (2) potrzebą promowania efektywniejszego stosowania środków chemicznych i nawozów mineralnych, oraz (3) rosnącą częstotliwością występowania niekorzystnych warunków środowiskowych [46]. Z uwagi na wzrastającą świadomość ekologiczną i żywieniową, konsumenci coraz chętniej sięgają po wysokiej jakości żywność ekologiczną bogatą w związki prozdrowotne. Coraz mniejsze znaczenie ma cena, a większe informacja o tym, że produkt został wytworzony w sposób zrównoważony i bezpieczny, a jego stosowanie nie wywoła negatywnego wpływu na środowisko i zasoby naturalne. Szacuje się, że rynek biostymulatorów w roku 2018 był wart 2,24 mld USD i przewiduje się, że do roku 2026 osiągnie wartość 5,69 mld USD [87]. Największy udział w ich światowej produkcji ma Unia Europejska (41,7%), a następnie Ameryka Północna (21,5%), region Azji i Pacyfiku (20%) oraz Ameryka Łacińska (12,9%) [54, 58]. Głównymi producentami biostymulatorów w UE są Francja, Włochy i Hiszpania [54, 70]. Można więc przypuszczać, iż w najbliższych latach, biostymulatory będą odgrywać kluczową rolę w produkcji żywności i rozwoju rolnictwa.

### 1.2.3. EFEKTY DZIAŁANIA BIOSTYMULATORÓW WZROSTU ROŚLIN

Realizacja działań agrotechnicznych, opartych na stosowaniu biostymulatorów wzrostu roślin, jest ważnym elementem praktyk agroekologicznych, ze względu na ich ogromny potencjał w ograniczaniu zużycia środków chemicznych, oszczędzaniu energii oraz stwarzaniu rolnikom nowych możliwości zrównoważonego nawożenia. Traktowanie roślin preparatami biostymulującymi może mieć wiele niekwestionowanych zalet [88], do których oprócz promowania wzrostu i rozwoju roślin, intensyfikacji aktywności gleby (zarówno mikrobiologicznie, jak i enzymatycznie) [30, 54, 68, 89] można zaliczyć zmniejszenie kosztów produkcji i zwiększenie wydajności upraw [88].

Biostymulatory nie dostarczają roślinom składników pokarmowych (nie wykazują działania nawozowego), lecz oddziałują na ich metabolizm oraz regulują ich procesy życiowe [29, 41, 54, 80, 81, 90, 91]. Stymulują zarówno procesy biochemiczne, molekularne, jak i fizjologiczne, które wpływają korzystnie na rozwój, plonowanie i wartość odżywczą roślin, promują absorpcję i wykorzystanie składników pokarmowych i wody, poprawiają rozwój systemu korzeniowego (długość i liczbę włośników), usprawniają procesy fotosyntezy, zwiększają tolerancję na stresy biotyczne i abiotyczne, a także ograniczają zużycie nawozów i zawartość niepożądanych związków (np. azotanów i metali ciężkich) w uprawianych roślinach [29, 35, 62, 72, 92–95, 37, 41, 44, 46, 48, 54, 59, 61]. Biostymulatory są uniwersalnymi i łatwo przyswajalnymi produktami, wykazującymi swoją aktywność w niskich stężeniach (rozcieńczonych nawet w stosunku 1:1000 lub więcej) [44, 47, 63, 68, 74, 96], które mogą być stosowane zarówno dolistnie, doglebowo, donasiennie, a także jako składniki pożywek w uprawach hydroponicznych [70].

Efekt ich działania jest uzależniony od wielu czynników, jak na przykład: gatunku rośliny uprawnej (m.in. ze względu na różną przepuszczalność błon komórkowych liści i korzeni), odmiany, stadium rozwoju, procesów fizjologicznych, rodzaju produktu, dawki, stężenia, terminu i metody aplikacji, a także warunków środowiskowych [29, 41, 98, 47, 48, 54, 63, 68, 88, 93, 97]. W związku z tym, niemożliwym jest uogólnianie efektów działania biostymulatorów, zatem należy z nich korzystać zgodnie z zaleceniami producentów [41]. Początkowo preparaty te były aplikowane w produkcji ekologicznej, ale obecnie coraz częściej włączane są do konwencjonalnych oraz integrowanych

systemów uprawy [61]. Ich stosowanie może być szczególnie korzystne na glebach o słabej jakości oraz w systemach upraw przy niewielkich nakładach [70].

Aplikacja biostymulatorów może poprawić właściwości prozdrowotne produktów pochodzenia roślinnego, poprzez stymulowanie akumulacji metabolitów wtórnych i fitoskładników w różnych organach roślin [99, 100]. Owoce, warzywa i jadalne kwiaty bogate w związki bioaktywne zyskują obecnie coraz większe zainteresowanie, zarówno wśród naukowców, jak i konsumentów [41, 101–105]. Fitoskładniki umożliwiają roślinom przetrwanie w niekorzystnych warunkach środowiska i są przez nie wykorzystywane w: (1) odpowiedzi na stresy (np.: promienie UV, zbyt wysoka lub zbyt niska temperatura, zasolenie, ekstremalne pH, niedobór wody i składników odżywczych), (2) ochronie przed infekcjami wirusowymi, bakteryjnymi, drożdżakowymi i grzybiczymi, (3) ochronie przed atakującymi owadami, zwierzętami roślinożernymi i konkurencyjnymi gatunkami roślin, (4) ochronie przed zanieczyszczeniami środowiska (np. metale ciężkie), (5) wabienu zapylaczy i innych symbiontów oraz (6) przyciąganiu naturalnych drapieżników roślinożernych owadów i zwierząt [41, 106, 107]. Związki te często działają jako przeciwutleniacze – zwiększają potencjał antyoksydacyjny owoców, warzyw i kwiatów, a w warunkach stresowych blokują reakcje utleniania [41]. Fitoskładniki niekoniecznie są niezbędnymi składnikami odżywczymi, a zazwyczaj są roślinnymi metabolitami wtórnymi, które pomagają w prawidłowym funkcjonowaniu organizmu człowieka [108, 109]. W pokarmach roślinnych odkryto ponad 25 000 fitoskładników, które należą do kilku klas fitochemikaliów, np.: antocyjanów, karotenoidów, kumaryn, flawonoidów, lignanów, kwasów fenolowych, polifenoli, steroli i terpenów [109–112]. Fitoskładniki wykazują również działanie korzystne dla zdrowia ludzkiego i mogą być stosowane w chemioprewencji nowotworów, a także w celu poprawy zdrowia układu sercowo-naczyniowego, czy leczenia cukrzycy [102, 109, 113–115]. Badania przedkliniczne i kliniczne wykazały, że spożywanie owoców i warzyw bogatych w fitoskładniki wywiera korzystny wpływ na zdrowie ludzi oraz wspiera ich długowieczność [116]. Szacuje się, że niska konsumpcja owoców przyczynia się do 3,4 mln zgonów, a dieta uboga w warzywa – do 1,8 mln zgonów na całym świecie [70].

#### **1.2.4. SKŁAD BIOSTYMULATORÓW WZROSTU ROŚLIN**

Biostymulatory roślinne są preparatami wieloskładnikowymi i zawierają m.in. hormony roślinne (np.: kwas abscysynowy, auksyny, cytokininy, gibereliny, etylen),

regulatory wzrostu roślin (np. brassinosteroidy), substancje humusowe, białka, peptydy, aminokwasy, cukry (np. oligo- i polisacharydy), aminopolisacharydy, lipidy, fenole (np.: kwasy fenolowe, kumaryny, flawonoidy, taniny), chinony, terpenoidy, alkaloidy, glukozytolany, witaminy, mikro- i makroskładniki, pierwiastki pożądane (np.: Al, Ce, Co, I, La, Na, Se, Si, Ti, V), nukleotydy, nukleozydy, glikozydy furostanolowe, czy sterole. Jednakże, obecność określonego związku chemicznego niekoniecznie oznacza, że jest on funkcjonalny [29, 42, 118–120, 44, 47, 54, 57, 63, 73, 89, 117]. Skład biostymulatorów uzależniony jest od wielu czynników, między innymi: rodzaju wykorzystanego do ich produkcji surowca, jego formy (świeży lub wysuszony), ale także zastosowanego rozpuszczalnika i metody ekstrakcyjnej [73, 89]. Najpopularniejszym ekstrahentem wykorzystywanym do otrzymywania biostymulatorów jest woda, jednakże stosowanie rozpuszczalników organicznych (np. alkohol etylowy czy alkohol metylowy), między innymi w produkcji środków ochrony roślin, pozwala na wyodrębnienie większej ilości substancji (aromatycznych lub nasyconych związków organicznych) wykazujących zwiększoną aktywność (np. przeciwbakteryjną) [89].

#### **1.2.5. EKSTRAKTY ROŚLINNE JAKO ŚRODKI OCHRONY ROŚLIN**

Ekstrakty roślinne, otrzymywane głównie z nasion, kwiatów, liści, czy korzeni, są powszechnie stosowane w przemyśle farmaceutycznym, kosmetycznym, spożywczym, ale także rolniczym – lecz głównie jako środki ochrony roślin [76, 81].

Allelopatia, czyli zjawisko, w którym metabolity wtórne wytwarzane przez grzyby, wirusy, mikroorganizmy i rośliny oddziałują na systemy biologiczne i rolnicze [121] stanowi obiecującą ekologiczną alternatywę w walce z niepożądanymi roślinami, szkodnikami oraz chorobami [122]. Wytwarzane przez rośliny związki allelopatyczne, jak na przykład olejki eteryczne [123–126], wykazują właściwości przeciwbakteryjne, przeciwgrzybiczne, nicieniobójcze, owadobójcze i chwastobójcze, dzięki czemu zyskują coraz większą popularność ze względu na możliwość wykorzystania ich jako naturalnych pestycydów [125, 127, 136–141, 128–135]. Aplikacja preparatów na bazie olejków mogłaby przyczynić się do ochrony różnorodności biologicznej drapieżników oraz zmniejszenia strat plonów. Ponadto, są one biodegradowalne, często tańsze niż konwencjonalne preparaty i wykazują wysoką skuteczność przeciwko szerokiej gamie szkodników i chorób, przy jednoczesnym zachowaniu niskiej toksyczności wobec organizmów niebędących przedmiotem zwalczania [89, 124, 132, 136, 137, 142–146].

Rośliny wyższe uwalniają allelozwiązki do środowiska poprzez: (1) ewaporację, (2) ługowanie przez rosę, wodę z opadów atmosferycznych, wodę irygacyjną, (3) rozkład martwych tkanek oraz (4) eksudację [125, 147]. Interakcje pomiędzy roślinami obejmują współzawodnictwo o zasoby siedliska oraz allelopatię (korzystny lub szkodliwy wpływ substancji chemicznych) [123, 125, 128, 130, 132, 147]. Ze względu na różne struktury i właściwości, związki allelochemiczne można podzielić na następujące kategorie: (1) kwasy organiczne rozpuszczalne w wodzie, prosto-łańcuchowe alkohole, alifatyczne aldehydy i ketony; (2) proste, nienasycone laktony; (3) długołańcuchowe kwasy tłuszczowe i poliacetyleny; (4) chininy (benzochinon, antrachinon); (5) związki fenolowe (np.: kwas cyjanonowy i jego pochodne, kumaryny, flawonoidy, taniny); (6) steroidy i terpenoidy (laktony seskwiterpenowe, diterpeny i triterpenoidy) [125, 148–151].

### **EKSTRAKTY ROŚLINNE JAKO FUNGICYDY**

Jednym z najczęściej stosowanych naturalnych fungicydów są ekstrakty na bazie czosnku (*Allium sativum*). Ich aplikacja może pomóc w zwalczaniu suchej plamistości (wywołanej przez *Alternaria solani*) liści ziemniaka [152] i pomidora [153], brunatnej plamistości (*Fulvia fulva*) liści pomidora [154] oraz mączniaka rzekomego (*Pseudoperonospora cubensis*) ogórka [155]. Preparaty oparte na skrzypie polnym (*Equisetum arvense*) mogą być stosowane przeciwko zarazie ziemniaka (*Phytophthora infestans*) na pomidorze [156], a ekstrakty z szkarłatki amerykańskiej (*Phytolacca americana*) czy amorfy krzewiastej przeciwko zarazie ryżu (*Magnaporthe oryzae*), szarej pleśni pomidora (*Botrytis cinerea*), antraknozie papryki (*Colletotrichum coccodes*) i zarazie ziemniaka (*Phytophthora infestans*) w uprawie pomidorów [129]. Stosowanie ekstraktów z bielunia dziędzierzawy (*Datura stramonium*) wykazuje korzystane działanie przeciwko suchej plamistości (*Alternaria solani*) liści pomidora [153].

### **EKSTRAKTY ROŚLINNE JAKO INSEKTYCYDY**

Preparaty botaniczne mogą być również z powodzeniem stosowane jako potencjalne insektycydy. Działanie owadobójcze wykazują, między innymi, ekstrakty z roślin z rodziny bobowatych, np. *Millettia ferruginea* przeciwko populacji słonecznicy orężówki (*Helicoverpa armigera*) w uprawie ciecierzycy [157] oraz *Tephrosia vogelii* przeciwko mszycom burakowym (*Aphis fabae*) w uprawie fasoli [158], pchełkom krzyżówkom (*Phyllotreta cruciferae*), cętkowanemu chrząszczowi ogórkowemu (*Diabrotica undecimpunctata*), czy afrykańskim melonowym muchom (*Bactrocera cucurbitae*)

w uprawie arbuza [159]. Wykazano również, że *Tephrosia vogelii*, meksykański słonecznik (*Tithonia diversifolia*), a także roślina z rodziny werbenowatych (*Lippia javanica*) są skuteczne przeciwko mszycom burakowym (*Aphis fabae*), a także chrząszczom z rodziny stonkowatych (*Ootheca mutabilis*, *O. bennigseni*) oraz oleicowatych (*Epicauta albobittata*, *E. limbatipennis*) w uprawie fasoli zwyczajnej i wspięgi chińskiej [160]. Ekstrakty na bazie miodli indyjskiej (*Azadirachta indica*) mogą być stosowane do redukcji populacji słonecznicy orężówki (*Helicoverpa armigera*) w uprawie ciecierzycy [157], sówki jesiennej (*Spodoptera frugiperda*) w uprawie kukurydzy [161], czy też mszycy (*Schizaphis graminum*, *Rhopalosiphum padi*, *Sitobion avenae*) w uprawie pszenicy [162]. Stwierdzono również korzystny wpływ ekstraktów z moringi olejodajnej (*Moringa oleifera*) w zmniejszaniu liczebności pchełki krzyżówki (*Phyllotreta cruciferae*), cętkowanego chrząszcza ogórkowego (*Diabrotica undecimpunctata*) i afrykańskiej melonowej muchy (*Bactrocera cucurbitae*) w uprawie arbuza [159], jak również jatrofy przeczyszczającej (*Jatropha curcas*), rośliny z rodziny astrowatych (*Vernonia amygdalina*), a także flaszowca łuskowatego (*Annona squamosa*) w zwalczaniu pchełek (*Podagrica uniformis* i *P. sjostedti*) w uprawie piżmiana jadalnego (*Abelmoschus esculentus*) [163]. Hybrydy ekstraktów ze skórek pomarańczy chińskiej (*Citrus sinensis*) i liści drzewa *Gmelina arborea*, owoców papryki chili (*Capsicum annuum*) i liści eukaliptusa cytrynowego (*Eucalyptus citriodora*) oraz skórek pomarańczy chińskiej i liści bazylii eugenolowej (*Ocimum gratissimum*) mogą okazać się skuteczne w walce z *Maruca vitrata* i *Clavigralla tomentosicollis* w uprawie wspięgi chińskiej [164].

## EKSTRAKTY ROŚLINNE JAKO HERBICYDY

Ekstrakty z roślin wyższych zostały również ocenione pod kątem zastosowania jako potencjalne herbicydy. Biopreparaty otrzymane z sorgo dwubarwnego (*Sorghum bicolor*) wykazały chwastobójcze działanie wobec cibory orzechowej (*Cyperus rotundus*) [165], a także dymnicy (*Fumaria indica*), szczawiu (*Rumex dentatus*), mozgi drobnej (*Phalaris minor*) oraz komosy białej (*Chenopodium album*) [166]. Formulacje na bazie liści teczyny wyniosłej (*Tectona grandis*) przeciwko roślinom należącym do rodziny wiechlinowatych (*Echinochloa colona*, *E. crus-galli*) [167], ekstrakty z bazylii (*Ocimum basilicum*) w zwalczaniu szarłatu (*Amaranthus* spp.) i portulaki pospolitej (*Portulaca oleracea*) [168], a preparaty z karczocha hiszpańskiego (*Cynara cardunculus*) przeciwko

koniczynie krwistoczerwonej (*Trifolium incarnatum*), ostropestowi plamistemu (*Silybum marianum*) i mozdze drobnej (*Phalaris minor*) [169].

Roślinne środki ochrony roślin mogą być z powodzeniem stosowane w integrowanej ochronie roślin (ang. *integrated pest management*, IPM), ponieważ są tanie, łatwe w przygotowaniu i przyjazne dla środowiska [91, 157, 170].

## **EKSTRAKTY ROŚLINNE JAKO BIOSTYMULATORY WZROSTU ROŚLIN**

W ostatnich latach ukazuje się coraz więcej badań dotyczących możliwości wykorzystania ekstraktów roślinnych, bogatych w substancje aktywne, jako potencjalnych preparatów o właściwościach biostymulujących [76, 81]. Jedną z najczęściej wykorzystywanych do tych celów roślin wyższych jest moringa (*Moringa oleifera*). Bio-produkty wytwarzane na jej bazie zostały przebadane na takich roślinach jak np.: pomidor wiśniowy [171], kolendra [172], śliwa [173], pszenica [174], groch [175], czy rukola [176]. W wyniku ich aplikacji zaobserwowano pozytywny wpływ na parametry fizjologiczne, plon i jego jakość (m.in. zawartość barwników fotosyntetycznych, olejków, pierwiastków, białek, cukrów, fenoli, antocyjanów, kwasu askorbinowego, hormonów roślinnych). Dwoma innymi najczęściej pojawiającymi się w literaturze surowcami są: lukrecja (*Glycyrrhiza glabra*), której efekt został oceniony w badaniach na fasoli zwyczajnej [177], cebuli [178], migdałach [179] oraz koprze włoskim [180], a także czosnek (*Allium sativum*) stosowany w uprawie bobu [181], oberżyny [182] oraz fasoli zwykłej [183]. Często stosowane są również rośliny strączkowe, jak np. lucerna (*Medicago sativa*) [184], czy szarańczyn strąkowy (*Ceratonia siliqua*) [185], których wpływ został sprawdzony w testach na pomidorze, lub słonecznik zwyczajny w testach na rzeżusze ogrodowej, sałacie i kukurydzy [186]. Badania naukowe potwierdziły również, że stosowanie ekstraktów roślinnych zwiększa tolerancję roślin na stres abiotyczny. Aplikacja preparatów wytwarzanych na bazie moringi może mieć korzystny wpływ w przypadku upraw narażonych na wysokie temperatury, suszę, zasolenie oraz zanieczyszczenie metalami ciężkimi. Badania były przeprowadzane na różnych roślinach modelowych, takich jak: papryka [187], komosa ryżowa [188, 189], kukurydza [190], sorgo [191], dynia [192], bazylija [193], czy pszenica [194]. Stosowanie ekstraktów z lukrecji może pozytywnie wpływać na: paprykę, fasolę zwyczajną i groch poddanych różnym stresom abiotycznym (np. zasolenie czy zanieczyszczenie metalami ciężkimi) [177, 195, 196]. Doniesienia literaturowe przedstawiają również korzystny

wpływ ekstraktu z marchwi (*Daucus carota*) na wspanię [197] oraz ekstraktu z lucerny na kukurydzę [198] poddanych stresowi solnemu, a także ekstraktów z buraka cukrowego (*Beta vulgaris*) [199] i kianiarki odgiętej (*Cuscuta reflexa*) na pszenicę [200] oraz ekstraktu z daktylowca właściwego (*Phoenix dactylifera*) na bazylię [201] poddanych stresowi suszy.

Biorąc pod uwagę fakt, iż rośliny uprawne są stale narażone na różne niekorzystne warunki wzrostu, aplikacja biostymulatorów pochodzenia roślinnego może zwiększyć ich tolerancję na stesy biotyczne i abiotyczne, a także wielkość i jakość plonu, jak również przynieść korzyści ekonomiczne i środowiskowe [91, 157, 170].

Aktualny przegląd literatury przedstawiający zestawienie surowców roślinnych wykorzystywanych do produkcji naturalnych środków ochrony roślin oraz potencjalnych biostymulatorów został przedstawiony w pracy przeglądowej [A6 – Godlewska i in. 2021].

#### 1.2.6. EKSTRAKTY ROŚLINNE – PREPARATY DOSTĘPNE NA RYNKU

Bio-preparaty roślinne dostępne na polskim rynku są stosowane głównie jako środki ochrony roślin i wśród nich można wymienić między innymi: preparaty wytwarzane z grejpfruta: Grevit 200 SL (działanie bakteriobójcze, grzybobójcze oraz wspomagające system obronny roślin przed patogenami), Biosept 33 SL (wzmacnianie systemu odpornościowego roślin i zwalczanie chorób grzybowych i bakteryjnych; obecnie pod nazwą Biosept Active jest sprzedawany jedynie jako środek poprawiający wzrost roślin, nie jest już zaliczany do środków ochrony roślin); czosnku: Kostki Himal (środek ochronny roślin przed chorobami i szkodnikami; dawniej Bioczos BR; obecnie jest oferowany jako środek wspomagający); pomarańczy: PREV-AM 060 SL (środek owadobójczy, grzybobójczy i roztoczobójczy), Limocide (insektycyd, akarycyd oraz fungicyd), a także nasion miodli indyjskiej: NeemAzal T/S (insektycyd), AZATIN EC (insektycyd). Dostępne są również preparaty zawierające lecytynę uzyskaną z soi (BIO BLATT 25 EC – środek grzybobójczy) oraz pyretrynę pochodzenia roślinnego (Spruzit 04 EC – środek owadobójczy).

Pojawiające się zapotrzebowanie na nowe, ulepszone produkty do zastosowań w nowoczesnym, zrównoważonym rolnictwie sprawia, że poszukiwane są nowe surowce o potencjalnym działaniu biostymulującym. Istnieje oczywista potrzeba stworzenia



naturalnych bio-preparatów nowej generacji, które będą stanowić obiecującą alternatywę dla produktów syntetycznych [202].

Na podstawie przedstawionych przykładów można przypuszczać, że stosowanie w rolnictwie i ogrodnictwie preparatów wytworzonych na bazie roślin wyższych stanie się powszechną praktyką [117].

## **2. HIPOTEZA BADAWCZA ORAZ CEL PRACY**

### **2.1. HIPOTEZA BADAWCZA**

Hipoteza badawcza zakłada, że ekstrakty wytworzone z wybranych roślin wyższych, powszechnie występujących w Europie, wykazują korzystny wpływ na plonowanie i skład chemiczny roślin uprawnych.

### **2.2. CEL PRACY**

Celem rozprawy doktorskiej było określenie możliwości stosowania roślin wyższych do produkcji ekstraktów, które mogłyby zostać wykorzystane, jako potencjalne biostymulatory wzrostu roślin w celu zwiększania plonów oraz jakości odżywczej roślin uprawnych.

Wyznaczony cel wynika z braków literaturowych dotyczących wykorzystania roślin wyższych do produkcji ekstraktów o właściwościach biostymulujących. Wykorzystane surowce są powszechnie stosowane do produkcji preparatów użytkowanych w różnych gałęziach przemysłu, m.in.: spożywczym, kosmetycznym czy farmaceutycznym.

Aspekt utylitarny koncepcji badawczej stanowi, iż otrzymane ekstrakty roślinne mogłyby przyczynić się do zaspokojenia potrzeb żywieniowych ludności świata, co stanowi obecnie jeden z głównych problemów społecznych i naukowych.

### 3. MATERIAŁY I METODY

#### 3.1. SUROWCE – PRZYGOTOWANIE DO PRODUKCJI BIO-PREPARATÓW

Surowcami wytypowanymi do produkcji ekstraktów były rośliny wyższe, w większości powszechnie występujące w Europie. Selekcję przeprowadzono na podstawie przeglądu literaturowego dotyczącego zawartości związków bioaktywnych o potencjalnym działaniu biostymulującym. Biomasy zostały jednorazowo zakupione (FLOS, Herbisarium) lub zebrane w 2017 roku ze środowiska naturalnego. Oczyszczone i wysuszone (50°C) biomasy były przechowywane w workach strunowych w temperaturze pokojowej bez dostępu światła.

Do badań wytypowano 26 surowców, tj.: (1) liście aloesu zwyczajnego (*Aloe vera*), (2) owoce aronii czarnej (*Aronia melanocarpa*), (3) ziele bylicy pospolitej (*Artemisia vulgaris*), (4) korzenie spichrzowe buraka zwyczajnego (*Beta vulgaris*), (5) kwiaty nagietka lekarskiego (*Calendula officinalis*), (6) kwiaty i (7) liście jeżówki purpurowej (*Echinacea purpurea*), (8) ziele skrzypu polnego (*Equisetum arvense*), (9) owoce rokitnika zwyczajnego (*Hippophae rhamnoides*), (10) ziele dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum*), (11) nasiona soczewicy jadalnej (*Lens culinaris*), (12) kwiaty rumianka pospolitego (*Matricaria chamomilla*), (13) ziele bazylii pospolitej (*Ocimum basilicum*), (14) nasiona grochu zwyczajnego (*Pisum sativum*), (15) ziele babki zwyczajnej (*Plantago major*), (16) ziele rdestu ptasiego (*Polygonum aviculare*), (17) liście orlicy pospolitej (*Pteridium aquilinum*), (18) liście nawłoci późnej (*Solidago gigantea*), (19) korzenie żywokostu lekarskiego (*Symphytum officinale*), (20) kwiaty, (21) liście i (22) korzenie mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale*), (23) kwiaty koniczyzny czerwonej (*Trifolium pratense*), (24) liście i (25) korzenie pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica*) oraz (26) korzenie kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis*).

#### 3.2. EKSTRAKCJA – OPRACOWANIE METOD PRODUKCJI BIO-PREPARATÓW

Ze względu na to, iż wszelkie produkty stosowane w uprawie roślin muszą spełniać rygorystyczne normy bezpieczeństwa, jako rozpuszczalnika do produkcji ekstraktów roślinnych wykorzystano wodę. Zastosowano dwie metody ekstrakcji: ekstrakcję wspomaganą ultradźwiękami (UAE) (przy użyciu sondy generującej ultradźwięki, zanurzanej bezpośrednio w próbce) (homogenizator UP 50 H, Hielscher Ultrasonics GmbH, Teltow, Niemcy) oraz homogenizację mechaniczną (rozdrabnianie mechaniczne połączone z energią fali dźwiękowej) (MH) (homogenizator Unidrive X1000,

Ingenieurbüro CAT, Ballrechten-Dottingen, Niemcy). Przy wyborze metod ekstrakcyjnych brano pod uwagę ich prostotę, koszt, czas, możliwość prowadzenia procesu w temperaturze pokojowej oraz wydajność procesu przy jednoczesnym ograniczeniu zużycia rozpuszczalników.

Wysuszone i zmielone surowce (o średnicy < 500 µm) wymieszano dokładnie z wodą destylowaną w stosunku 1:20 (w/v) [203]. Uzyskane mieszaniny pozostawiono na 30 minut w temperaturze pokojowej, a następnie przeprowadzono ekstrakcję wspomaganą ultradźwiękami (50 W, 30 min). W celu rozbicia komórek i ekstrakcji związków bioaktywnych z biomas z wykorzystaniem homogenizacji mechanicznej (28 000 obr./min, 1 min) pominięto etap maceracji. Następnie, uzyskane mieszaniny niejednorodne odwirowano (4500 obr./min, 10 min) (Heraeus Megafuge 40, rotor TX-750, Thermo Scientific, Waltham, MA, USA). Otrzymane supernatanty zostały wykorzystane do przygotowania odpowiednich rozcieńczeń ekstraktów, których wpływ na rośliny oceniono bezpośrednio w testach laboratoryjnych. Ekstrakty były przechowywane w buteleczkach ze szkła oranżowego w chłodziarce (4°C).

W testach polowych wykorzystano ekstrakty z roślin wyższych, z których przygotowano odpowiednie formułacje, zawierające – substancję czynną (ekstrakt roślinny, 0,5%), adiuwant (Protector, 0,02%), przeciwutleniacz (kwas askorbinowy, 0,15%), konserwant (sorbinian potasu, 0,1%). Takie podejście miało na celu przedłużenie trwałości otrzymanych ekstraktów oraz poprawienie ich przyczepności na opryskiwanych powierzchniach. Formułacje posiadające w składzie wodę zamiast ekstraktu roślinnego stanowiły grupę kontrolną (ang. *control group – formulation*, CF).

### **3.3. WŁAŚCIWOŚCI UŻYTKOWE EKSTRAKTÓW**

#### **3.3.1. BADANIA LABORATORYJNE**

Fitotoksyczność ekstraktów oceniono w badaniach na siewkach kapusty głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*) (odmiana 'Socrates', Syngenta) w kontrolowanych warunkach. Eksperymenty przeprowadzono w układzie bloków kompletnie zrandomizowanych w ośmiu powtórzeniach. Nasiona (25 sztuk) umieszczano na szalkach Petriego (90 mm) wyłożonych zwilżonym papierem filtracyjnym. Wilgotność podłoża monitorowano i utrzymywano na stałym poziomie. Pierwszy oprysk ekstraktami o stężeniach 0,1%, 0,5%, 1,0% i 2,5%, wytworzonymi za pomocą ekstrakcji wspomaganą ultradźwiękami, wykonano po sześciu dniach

od wysiewu. Siewki w fazie rozwiniętych liścieni spryskano ekstraktami (1 ml) do pełnego zwilżenia, a grupy kontrolne potraktowano wodą destylowaną (C) lub komercyjnym biostymulatorem (CB). Oprysk dolistny powtórzono w ósmym i dziesiątym dniu testów. Po 14 dniach, w zebranych roślinach oznaczono: świeżą i suchą masę oraz długość części nadziemnych oraz systemów korzeniowych, indeks zieloności liścieni (ang. *leaf greenness index*, *soil-plant analysis development*, SPAD). Wykonano analizy chemiczne całkowitej zawartości związków fenolowych oraz pomiary aktywności antyoksydacyjnej w częściach nadziemnych siewek. Zawartość chlorofilu *a + b* oraz karotenoidów oznaczono w liścieniach.

Testy laboratoryjne wykonano w celu wytypowania biomas, których ekstrakty wykazywały najkorzystniejsze właściwości stymulujące oraz w celu wyboru ich optymalnego stężenia [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020].

### 3.3.2. BADANIA POLOWE

Na podstawie wyników testów laboratoryjnych za najlepsze uznano, i wytypowano do dalszych badań, 7 surowców (tj. ziele dziurawca zwyczajnego, liście nawłoci późnej, kwiaty i liście mniszka pospolitego, kwiaty koniczyny czerwonej, liście pokrzywy zwyczajnej oraz korzenie kozłka lekarskiego), które zostały wykorzystane do przygotowania formułacji zawierających ekstrakty wytworzone za pomocą metody wspomaganą ultradźwiękami oraz homogenizacji mechanicznej. Badania polowe na rzodkiewce (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*) (odmiana 'Carmen', PlantiCo), selerze korzeniowym (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*) (odmiana 'Neon', Semo) oraz kapuście głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*) (odmiana 'Socrates', Syngenta) przeprowadzono w Stacji Badawczo-Dydaktycznej Roślin Warzywnych i Ozdobnych w Psarach. Doświadczenia zostały przeprowadzone w układzie bloków kompletnie zrandomizowanych w trzech powtórzeniach dla każdego testowanego produktu. Opryski dolistne wykonano trzykrotnie w słoneczne, bezwietrzne dni o poranku, kiedy aparaty szparkowe były otwarte, a tempo asymilacji było największe. Grupy kontrolne stanowiły rośliny opryskiwane: wodą wodociągową (C), formułacją niezawierającą ekstraktów (CF) oraz komercyjnym biostymulatorem (CB). Szczegółowe warunki uprawy, zabiegi agrotechniczne, dawki i terminy aplikacji ekstraktów roślinnych przedstawiono w poszczególnych pracach dla danego gatunku [A3 – Godlewska i in. 2020, A4 – Godlewska i in. 2021, A5 – Godlewska i in. 2021]. Analizy chemiczne wykonano

w próbkach roślinnych pobranych siedem dni po drugim oprysku (części nadziemne) oraz po zbiorze (rozety liści, zgrubienia, główki).

Oceniono wpływ dolistnej aplikacji ekstraktów roślinnych na plon oraz świeżą i suchą masę (części nadziemnych i/lub podziemnych), zawartość chlorofilu  $a + b$ , karotenoidów, indeks zieloności liści oraz kolor liści. W jadalnych częściach roślin wykonano analizy chemiczne zawartości witaminy C, związków fenolowych, azotanów, mikrośladników, makrośladników, metali ciężkich, związków lotnych, kwasów tłuszczowych, steroli, glukozydów oraz cukrów. Dokonano również pomiaru ich aktywności antyoksydacyjnej.

Badania polowe pozwoliły ocenić wpływ formulacji na rośliny modelowe uprawiane w warunkach rzeczywistych (zmienne otoczenie: temperatura, opady deszczu, nasłonecznienie etc.). W ramach przeprowadzonych eksperymentów równolegle stosowane były również nawozy i środki ochrony roślin.

### **3.4. ANALIZY CHEMICZNE I OZNACZENIA**

#### **3.4.1. BARWNIKI FOTOSYNTETYCZNE, KOLOR ORAZ INDEKS ZIELONOŚCI LIŚCI**

Zawartość chlorofilu  $a + b$  ( $\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$  świeżej masy – ś.m.) oraz karotenoidów ( $\mu\text{g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$  ś.m.) została oznaczona w świeżo zebranych próbkach roślinnych (0,4 g) (liściach lub liścieniach), które zostały dokładnie roztarte na gładką pastę w moździerzu z kilkoma kroplami acetonu (80%) oraz szczyptą piasku i węgla wapnia. Następnie, mieszaninę przefiltrowano w warunkach próżniowych, po czym ilościowo przeniesiono do kolby miarowej (50 ml), i uzupełniono rozpuszczalnikiem. Pomiar absorpcji (663, 645, 470 nm) (spektrofotometr HACH DR1900, Berlin, Niemcy) wykonano natychmiast po przygotowaniu roztworów.

Indeks zieloności liści i liścieni (ang. *leaf greenness index; soil-plant analysis development*, SPAD) przeprowadzono za pomocą chlorofilomierza SPAD 502 Plus (Konica Minolta, Osaka, Japan).

Kolor liści i liścieni został oceniony metodą odbiciową z wykorzystaniem spektrokolorymetru MiniScan (Hunter Lab EZ, Reston, VA, USA). Wartość  $L$  opisuje jasność barwy (0 – czerń, 100 – biel), wartość  $a$  przedstawia udział barwy zielonej (wartości ujemne) lub czerwonej (wartości dodatnie), natomiast wartość  $b$  – udział barwy niebieskiej (wartości ujemne) lub żółtej (wartości dodatnie). Te trzy wartości są niezbędne do pełnego opisanie koloru liści i liścieni.

### 3.4.2. CAŁKOWITA ZAWARTOŚĆ ZWIĄZKÓW FENOLOWYCH

Całkowita zawartość związków fenolowych (ang. *total phenolic compound*, TPC), określona jako ilość równoważników kwasu galusowego (GAE) ( $\text{mg GAE} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ ś.m.}$ ), została oznaczona w rozdrobnionych, świeżych próbkach roślinnych ( $\sim 2 \text{ g}$ ), które ekstrahowano alkoholem metylowym (20 ml, 80%) w probówkach typu Falcon i poddawano działaniu ultradźwięków (15 min). Po odwirowaniu prób (10 min, 4500 obr./min), do pobranych supernatantów (0,1 ml) dodano odczynnik fenolowy Folina-Ciocalteu (0,2 ml) i wodę destylowaną (2 ml), wymieszano i pozostawiono w ciemności (3 min). Następnie dodano węglan sodu (1 ml, 20%) i ponownie umieszczono próbki w ciemności (1 h). Absorbancję zmierzono przy długości fali 765 nm.

### 3.4.3. AKTYWNOŚĆ ANTYOKSYDACYJNA

Aktywność antyoksydacyjną oceniono trzema metodami z wykorzystaniem dziesięciokrotnie rozcieńczonych supernatantów przygotowanych do analiz TPC. Wyniki wyrażono w  $\mu\text{M Trolox} \cdot \text{g}^{-1} \text{ ś.m.}$

W metodzie neutralizacji fioletowego rodnika DPPH $\cdot$  (1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl radical), do rozcieńczonych supernatantów (0,5 ml) dodano alkohol etylowy (1,5 ml) i roztwór DPPH (0,5 ml), wymieszano, inkubowano w temperaturze pokojowej (10 min), a następnie zmierzono absorbancję przy długości fali 517 nm.

W metodzie neutralizacji niebieskiego kationorodnika ABTS $\cdot^+$  (2,2'-azinobis-(3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid)), do rozcieńczonych supernatantów (30  $\mu\text{l}$ ) dodano roztwór ABTS (3 ml), wymieszano i pozostawiono w ciemności do przereagowania (6 min). Absorbancję zmierzono przy długości fali 734 nm.

W metodzie redukcji jonów  $\text{Fe}^{3+}$  do jonów  $\text{Fe}^{2+}$ , do rozcieńczonych supernatantów (1 ml) dodano roztwór FRAP (3 ml) (ang. *ferric reducing antioxidant power*), wymieszano i po upływie 10 minut zmierzono absorbancję przy długości fali 593 nm.

### 3.4.4. WITAMINA C

Zawartość witaminy C ( $\text{mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ ś.m.}$ ) została oznaczona w świeżych, rozdrobnionych próbkach roślinnych (5 – 15 g), które homogenizowano w kwasie szczawiowym (200 ml, 2%). Przesączone roztwory (10 ml) miareczkowano odczynnikiem Tillmansa do pojawienia się jasnoróżowego zabarwienia, które utrzymywało się przez co najmniej 30 sekund.

### 3.4.5. AZOTANY

W celu oznaczenia zawartości azotanów ( $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  ś.m.) wysuszone ( $50^\circ\text{C}$ ) i zmielone ( $500\ \mu\text{m}$ ) próbki ( $0,4\ \text{g}$ ) wytrząsano (Thermo Scientific MAXQ 2000, Dubuque, IA, USA) z kwasem octowym ( $100\ \text{ml}$ ,  $2\%$ ) i węglem aktywnym ( $0,5 - 1,0\ \text{g}$ ) przez 30 minut ( $150\ \text{obr./min}$ ). Następnie roztwory przesączono odrzucając pierwsze krople przesączu. Pomiary jonoselektywne wykonano przy użyciu jonometru (Thermo 5 Star Orion, Beverly, MA, USA).

### 3.4.6. SKŁAD PIERWIASTKOWY

Zawartość makroskładników (N, P, K, Ca, Mg, S), mikroskładników (Fe, Cu, Zn, Mn, Ni) oraz metali ciężkich (Cd, Pb) ( $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  suchej masy) została oznaczona w wysuszonym i zmielonym materiale roślinnym.

Zawartość N została oznaczona metodą Kjeldahla. Próbki ( $0,5\ \text{g}$ ) zadano w probówkach mineralizatora stężonym kwasem salicylo-siarkowym ( $20\ \text{ml}$ ). Po upływie 3 h dodawano tiosiarczanu sodu ( $1\ \text{g}$ ), a następnie (po 24 h) dodawano mieszaninę selenową (katalizator) ( $1\ \text{g}$ ). Po wymieszaniu z próbką przeprowadzono mineralizację utrzymując próbki w stanie wrzenia do uzyskania jasnoseledynowego zabarwienia. Ostudzone roztwory przenoszono ilościowo do aparatu destylacyjnego, zadawano roztworem mocnej zasady ( $\text{NaOH}$ ,  $50\ \text{ml}$ ,  $30\%$ ) i oddestylowywano wydzielony amoniak do  $25\ \text{ml}$  roztworu  $2\%$  kwasu borowego z dodatkiem wskaźnika mieszanego (zielen bromokrezolowa ( $0,6\ \text{g}$ ) – czerwień metylowa ( $0,04\ \text{g}$ ) (na  $100\ \text{ml}$  alkoholu etylowego)). Roztwór amoniaku w kwasie borowym oznaczano przez miareczkowanie mianowanym roztworem kwasu siarkowego ( $0,01\ \text{mol}\cdot\text{ml}^{-1}$ ) do uzyskania barwy początkowej.

Zawartość S oznaczono metodą Buttersa i Chenery'ego w modyfikacji Bieleckiego. Istotą metody jest utlenianie siarki, która występuje w związkach organicznych i określenie na podstawie mętności roztworu zawartości siarczanów wytrącających się w postaci siarczanu baru. W metodzie zmodyfikowanej etap mineralizacji siarki pozostawiono bez zmian. Próbki ( $0,2\ \text{g}$ ) zalewano stężonym kwasem azotowym ( $2\ \text{ml}$ ) i pozostawiano na 18 h pod przykryciem. Następnie, odparowywano do sucha, dodawano  $2\ \text{ml}$  roztworu azotanu magnezu ( $58\%$ ) i ponownie odparowywano do sucha. Mineralizowano w piecu ( $450^\circ\text{C}$ ,  $6 - 7\ \text{h}$ ); po wyjęciu i ostudzeniu zadawano kwasem solnym ( $6\ \text{mol}\cdot\text{l}^{-1}$ ,  $5\ \text{ml}$ ), a po rozpuszczeniu przenoszono ilościowo do kolb ( $50\ \text{ml}$ ). Roztwór sączono. Do oznaczeń użyto  $3\ \text{ml}$  dodając odczynnik barowy ( $1\ \text{ml}$ ). Modyfikacji



uległ etap przygotowania analizowanego roztworu do pomiarów – zamiast kryształków chlorku baru użyto odczynnika barowego (1 ml), stanowiącego roztwór chlorku baru (40 g) i detergentu Tween 80 (20%). Pomiar ilościowy (400 nm) wykonano na fotometrze (Cecil CE 2011, Cambridge, UK).

W celu oznaczenia pozostałych pierwiastków, materiał roślinny (~ 2 g) poddano mineralizacji na sucho w piecu muflowym (CZYŁOK, Jastrzębie-Zdrój, Polska) (450°C, 8 h). Uzyskany popiół, po uprzednim lekkim zwilżeniu wodą destylowaną, roztworzono w stężonym HNO<sub>3</sub> (5 ml) i odparowywano na płycie grzewczej do sucha. Następnie, zawartość parownic podejmowano roztworem HNO<sub>3</sub> (1 mol·l<sup>-1</sup>, 20 ml), i przenoszono ilościowo do kolb miarowych (20 ml), sącząc przez twardy sączek. W otrzymanych roztworach oznaczono zawartość:

- P – metodą kolorymetryczną, wywołując kompleks barwny molibdenianem oraz metawaniadynianem amonu (kompleks fosforowo-molibdenowo-wanadowy). Do kolb miarowych (50 ml) dodano rozcieńczone wodą destylowaną (w stosunku 1 do 25) próbki (10 ml) i odczynnik – mieszaninę kwasu azotowego rozcieńczonego wodą destylowaną (w stosunku 1:4), molibdenianu amonu i wanadynianu amonu (10 ml), dopełniono wodą i wymieszano. Pomiaru ilościowego fosforu dokonywano na fotometrze (Cecil CE 2011, Cambridge, UK) przy długości fali 400 nm.

- K, Ca – metodą atomowej spektrofotometrii absorpcyjnej (ASA) (aparatus Spectra AA 220/FS, Varian, Mulgrave, Australia) w roztworach po mineralizacji prób, rozcieńczonych wodą destylowaną (w stosunku 1 do 50).

- Mg (w roztworach po mineralizacji prób, rozcieńczonych wodą destylowaną w stosunku 1 do 50), Fe, Cu, Zn, Mn, Ni, Cd, Pb (w nierozcieńczonych roztworach po mineralizacji prób) – metodą atomowej spektrofotometrii absorpcyjnej (ASA) na aparacie Spectra AA 220/FS, Varian, Mulgrave, Australia) zachowując parametry właściwe dla poszczególnych pierwiastków.

Analizy zostały wykonane we współpracy z Katedrą Żywienia Roślin Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu (UPWr).

### **3.4.7. ZWIĄZKI LOTNE**

Do analizy związków lotnych wykorzystano zamrożone próbki roślinne (15 – 55 g), które umieszczono w kolbach okrągłodennych i wraz z wodą destylowaną (100 ml) ogrzewano za pomocą płaszcza grzejącego. Cykloheksan (1 ml) zawierający 1 mg

2-undekanonu wykorzystano, jako wzorzec wewnętrzny, który został dodany na początku procesu. Destylację prowadzono przez 50 min (od momentu rozpoczęcia wrzenia) w aparacie Derynga. W zebranych destylatach wykonano analizy chromatograficzne (GC-MS; GCMS QP 2020, Shimadzu, Kyoto, Japonia). Wyniki wyrażono jako udział pojedynczego składnika obliczonego jako procent (%) sumy wszystkich zidentyfikowanych składników obecnych na chromatogramie. Do separacji wykorzystano kolumnę firmy ZB-5 (30 m x 0,25 mm x 0,25  $\mu$ m fazy) firmy Phenomenex (Shimpo-Polska). Identyfikacji dokonano na podstawie:

- a. porównania czasów retencji nieznanymi związków z dostępnymi wzorcami,
- b. porównania indeksów retencji nieznanymi związków z indeksami obecnymi w bazach: NIST/EPA/NIH Mass Spectral Library with Search Program Data Version: NIST v17 Software Version: 2.4 (NIST17) oraz Mass Spectra of Flavors and Fragrances of Natural and Synthetic Compounds (3rd Edition) (FFNSC),
- c. porównania rozpadów masowych nieznanymi związków z rozpadami obecnymi w bazie NIST17.

Analizy zostały wykonane we współpracy z Katedrą Chemii UPWr.

#### **3.4.8. KWASY TŁUSZCZOWE**

W celu przygotowania frakcji lipidowej wysuszone i zmielone próbki roślinne (100 – 350 mg) macerowano chloroformem (5 ml), a następnie odfiltrowano i odparowano. Wyekstrahowaną frakcję niepolarnych lipidów zmydlono (5 min, 65°C) roztworem KOH/MeOH (2 ml, 0,5 M) i poddano metylacji (10 min, 65°C) przez dodanie trifluorku boru BF<sub>3</sub>/MeOH (2 ml, 14%). Następnie dodano wodę destylowaną (5 ml) i estry metylowe kwasów tłuszczowych ekstrahowano heksanem (10 ml). Mieszaninę przemyto wodorowęglanem sodu (10 ml, 10%) i wysuszono nad bezwodnym siarczanem sodu. Fazę organiczną odparowano pod zmniejszonym ciśnieniem i rozpuszczono w heksanie (200  $\mu$ l). Profil estrów metylowych kwasów tłuszczowych analizowano metodą chromatografii gazowej sprzężonej ze spektrometrem mas (GC-MS; GCMS QP 2020, Shimadzu, Kyoto, Japonia). Wyniki przedstawiono jako udział pojedynczego składnika obliczonego jako procent (%) sumy wszystkich zidentyfikowanych składników obecnych na chromatogramie GC-MS.

Analizy zostały wykonane we współpracy z Katedrą Chemii UPWr.

### 3.4.9. STEROLE

Analizy steroli wykonano w wysuszonych próbkach roślinnych (300 mg), które macerowano przez 24h chloroformem (5 ml). Profil steroli oceniono metodą derywatywacji z *N,O*-bis-(trimetylosililo)trifluoroacetamidem (BSTFA) (odczynnik sililujący) z wykorzystaniem chromatografii gazowej (GC-MS; GCMS QP 2020, Shimadzu, Kyoto, Japonia). Mieszaninę przesączono i odparowano na wyparce próżniowej pod zmniejszonym ciśnieniem. W kolejnym etapie, dodano pirydynę (500  $\mu$ l), BSTFA (50  $\mu$ l) i ogrzewano (15 min, 70°C). Udział pojedynczego związku obliczono jako procent (%) sumy wszystkich zidentyfikowanych związków obecnych na chromatogramie.

Analizy zostały wykonane we współpracy z Katedrą Chemii UPWr.

### 3.4.10. GLUKOZYNOŁANY

Zliofilizowane próbki (0,5 – 1,0 g) ekstrahowano alkoholem metylowym (10 ml, 70% – 90%, 30 min, 70°C). Podczas procesu ekstrakcji próbki wytrząsano (co 3 – 5 min), a następnie przefiltrowano i odwirowano (10 min, 15 000 obr./min). Supernatant oddzielono, alkohol metylowy usunięto z mieszaniny przez odparowanie na wyparce próżniowej. Następnie próbki przefiltrowano i rozpuszczono w wodzie (1 ml), a analizy LC-MS przeprowadzono za pomocą wysokosprawnej chromatografii cieczowej w układzie faz odwróconych (HPLC Shimadzu Prominence-i LC-2030C) wyposażonej w detektor PDA podłączony do potrójnego kwadrupolowego spektrometru mas (Shimadzu LCMS-8045). Sinigrina i/lub neoglukobrasycyna zostały wykorzystane, jako wzorce zewnętrzne. Wyniki przedstawiono jako udział pojedynczego składnika obliczonego jako procent (%) sumy wszystkich zidentyfikowanych składników obecnych na chromatogramie i/lub  $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$  i/lub  $\text{mg}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ .

Analizy zostały wykonane we współpracy z Katedrą Chemii UPWr.

### 3.4.11. CUKRY

Zawartość cukrów ogółem i cukrów redukujących oznaczono metodą Lane-Eynona. Rozdrobione i rozmrożone próbki (~ 20 g) umieszczono w kolbach miarowych (250 ml), do których następnie dodano wodę destylowaną (~ 120 ml), i gotowano w łaźni wodnej. Po upływie 30 minut do kolb dodano niewielką objętość zimnej wody destylowanej, po czym pozostawiono do ostudzenia (ok. 20 min). W celu odbiałczenia, dodano odczynniki Careza I (5 ml) i Careza II (5 ml), a następnie kolby uzupełniono wodą destylowaną, wytrząsnęto i przesączono. W celu oznaczenia cukrów redukujących,

do przesączu (10 ml) dodano roztwór Fehlinga oraz roztwór sacharozy z biurety (~ 8 ml), i gotowano. Po upływie 2 minut, dodano błękitu metylenowego (~ 3 krople), i miareczkowano do zmiany zabarwienia na kolor ceglastoczerwony. W celu oznaczenia całkowitej zawartości cukrów, do kolb miarowych (100 ml) dodano przesącz (50 ml) i stężony HCl (5 ml). Roztwory ogrzewano w łaźni wodnej do osiągnięcia temperatury 70°C, a następnie wyjęto, hydrolizowano (3 min), i schłodzono do 20°C w ciągu 1 minuty. W kolejnym etapie, roztwory zobojętniono NaOH (30%), i uzupełniono kolby wodą destylowaną. Roztwory przelano do zlewek, i pozostawiono do sedimentacji. Następnie, do pobranych znad osadu roztworów (10 ml) dodano roztwór Fehlinga i roztwór sacharozy z biurety (~ 8 ml), po czym powtórzono procedurę, jak dla cukrów redukujących. Zawartość cukrów wyrażono w procentach świeżej masy.

### 3.5. ANALIZY STATYSTYCZNE

Analizy statystyczne wyników przeprowadzono za pomocą programu STATISTICA 13 (TIBCO Software Inc., Tulsa, OK, USA). Do weryfikacji normalności rozkładu otrzymanych wyników badań zastosowano test Shapiro-Wilka. W przypadku rozkładu normalnego do oceny jednorodności wariancji wykorzystano test Browna-Forsythe'a, a różnice oceniono testem Tukeya (RIR – Rozsądnej Istotnej Różnicy) (dla  $p < 0,05$  różnice uznano za statystycznie istotne). Test Kruskala-Wallisa zastosowano dla danych niewykazujących rozkładu normalnego. Różnice statystycznie istotne pomiędzy ekstraktami roślinnymi, a grupą kontrolną opryskiwaną wodą (ang. *control group*, C) oznaczono literą „a”, między ekstraktami roślinnymi, a grupą traktowaną formułą bez ekstraktów (ang. *control group – formulation*, CF) literą „b”, natomiast między ekstraktami roślinnymi, a grupą opryskiwaną komercyjnym biostymulatorem (ang. *commercial biostimulant*, CB) literą „c”.

Szczegółowy opis metodyki oraz wykorzystanych materiałów przedstawiono w pracach składających się na cykl rozprawy doktorskiej. Powyżej zaprezentowano skrócony opis przeprowadzonych badań.

#### 4. WYNIKI BADAŃ

W Tabeli 1(A) i Tabeli 1(B) przedstawiono zestawienie efektów stosowania ekstraktów roślinnych wykazujących najwyższą (↑) i najniższą (↓) aktywność biostymulującą. Szczegółowe omówienia wyników dotyczących wpływu ekstraktów na badane parametry dla różnych roślin modelowych zostały przedstawione w artykułach stanowiących cykl rozprawy doktorskiej: siewki kapusty głowiastej białej [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020], seler korzeniowy [A3 – Godlewska i in. 2020], kapusta głowiasta biała [A4 – Godlewska i in. 2021] oraz rzodkiewka [A5 – Godlewska i in. 2021].

Przedstawione w tabelach porównanie wskazuje, iż ekstrakty roślinne aplikowane w postaci oprysku dolistnego wywierały zróżnicowany wpływ na plonowanie i skład chemiczny roślin modelowych uprawianych w warunkach kontrolowanych oraz rzeczywistych. Generalnie, w uprawie kapusty głowiastej białej można rozważyć stosowanie ekstraktów wytworzonych z mniszka pospolitego, kozłka lekarskiego, pokrzywy zwyczajnej i nawłoci późnej. Natomiast w uprawie selera korzeniowego aplikację ekstraktów otrzymanych na bazie dziurawca zwyczajnego, mniszka pospolitego i nawłoci późnej. W uprawie rzodkiewki najkorzystniejsze efekty obserwowano w przypadku aplikacji ekstraktów z mniszka pospolitego, kozłka lekarskiego i nawłoci późnej.

Stosowanie ekstraktów roślinnych powinno być dostosowane do indywidualnych potrzeb roślin, warunków uprawowych oraz oczekiwanych rezultatów. Uzyskane wyniki pozwalają przypuszczać, iż ekstrakty roślinne mogłyby być stosowane w nowoczesnej uprawie roślin jako potencjalne preparaty biostymulujące, wpływające na plon oraz skład chemiczny.

Tabela 1(A). Wpływ oprysku dolistnego ekstraktami roślinnymi na wybrane parametry roślin modelowych uprawianych w warunkach kontrolowanych (testy laboratoryjne) i rzeczywistych (testy polowe).

A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020	A4 – Godlewska i in. 2021	A3 – Godlewska i in. 2020	A5 – Godlewska i in. 2021
Testy laboratoryjne – kapusta głowiasta biała (siewki)	Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Świeża masa</b>			
<p><u>Pedcy</u>                      – Ur L UAE (98,8 i 106,1% więcej niż w C i CB)                      – To F UAE (91,8 i 98,8% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Korzenie</u>                      – Vo R UAE (215,4 i 115,8% więcej niż w C i CB)                      – Sg L UAE (184,6 i 94,7% więcej niż w C i CB)                      – To F UAE (161,5 i 78,9% więcej niż w C i CB)                      – To L UAE (176,9 i 89,5% więcej niż w C i CB)                      – Hp H UAE (153,8 i 73,7% więcej niż w C i CB)                      – Ur L UAE (146,2 i 68,4% więcej niż w C i CB)</p>	<p><u>Masa główki &lt; 1,2 kg</u>                      – Tp F UAE (50 i 106% więcej niż w C i CB)                      – Vo R UAE (37,9 i 89,6% więcej niż w C i CB)                      – Hp H MH (36,4 i 87,5% więcej niż w C i CB)                      – To L UAE (36,4 i 87,5% więcej niż w C i CB)                      – Ur L UAE (33,3 i 83,3% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Liście zewnętrzne główek o masie &lt; 1,2 kg</u>                      – Vo R UAE (37,5 i 49,4% więcej niż w C i CB)                      – Ur L UAE (35,2 i 46,9% więcej niż w C i CB)                      – Hp H MH (23,9 i 34,6% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Masa główki &gt; 1,2 kg</u>                      – Hp H UAE (8,8 i 3,6% więcej niż w C i CB)                      – Ur L MH (2,3% więcej niż w C, 2,6% mniej niż w CB)                      – To F MH (1,5% więcej niż w C, 3,3% mniej niż w CB)</p> <p><u>Liście zewnętrzne główek o masie &gt; 1,2 kg</u>                      – Sg L UAE (17,9 i 11,3% więcej niż w C i CB)                      – Tp F MH (10,6 i 4,4% więcej niż w C i CB)                      – Sg L MH (9,3 i 3,1% więcej niż w C i CB)                      – Hp H UAE (7,9 i 1,9% więcej niż w C i CB)</p>	<p><u>Średnica zgrubienia &lt; 5 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To F UAE (152,4 i 104,9% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Tp F UAE (29,9 i 86,6% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 5 – 9 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To L MH (12,2% mniej niż w C, 11,8% więcej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – To L MH (5,3% mniej niż w C, 11,9% więcej niż w CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 9 – 13 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Hp H MH (brak roślin w C, 104,7% więcej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Hp H MH (brak roślin w C, 77,1% więcej niż w CB)</p>	<p><u>Średnica zgrubienia &lt; 2 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To F UAE (2,4% mniej niż w C, 20,4% więcej niż w CB)                      – Vo R MH (3,9% mniej niż w C, 18,5% więcej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Vo R MH (4,8% mniej niż w C, 67,0% więcej niż w CB)                      – Sg L MH (8,8% mniej niż w C, 60,0% więcej niż w CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 2 – 4 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Hp H MH (35,0 i 14,9% więcej niż w C i CB)                      – Sg L MH (34,6 i 14,5% więcej niż w C i CB)                      – Vo R MH (31,4 i 11,8% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – To L MH (50,7 i 24,4% więcej niż w C i CB)                      – Sg L MH (42,7 i 17,9% więcej niż w C i CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia &gt; 4 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Hp H MH (brak roślin w C, 32,8% więcej niż w CB)                      – Sg L UAE (brak roślin w C, 34,0% więcej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Tp F UAE (brak roślin w C, 10,2% więcej niż w CB)</p>
<p><u>Pedcy</u>                      – Hp H UAE (tyle samo co w C, 3,7% więcej niż w CB)</p> <p><u>Korzenie</u>                      – Tp F UAE (84,6 i 26,3% więcej niż w C i CB)</p>	<p><u>Masa główki &lt; 1,2 kg</u>                      – Vo R MH (33,3 i 8,3% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Liście zewnętrzne główek o masie &lt; 1,2 kg</u>                      – To L UAE (26,1 i 19,8% mniej niż w C i CB)                      – To F MH (23,9 i 17,3% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Masa główki &gt; 1,2 kg</u>                      – Sg L MH (14,6 i 18,6% mniej niż w C i CB)                      – To F UAE (11,5 i 15,7% mniej niż w C i CB)                      – Ur L UAE (10,0 i 14,2% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Liście zewnętrzne główek o masie &gt; 1,2 kg</u>                      – Ur L UAE (13,2 i 18,1% mniej niż w C i CB)                      – To F UAE (8,6 i 13,8% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Średnica zgrubienia &lt; 5 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Sg L MH (2,8 i 21,2% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Sg L MH (48,4 i 25,9% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 5 – 9 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Tp F UAE (39,6 i 23,1% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Vo R MH (31,4 i 18,9% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 9 – 13 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To F MH (brak roślin w C, 3,0% mniej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Tp F MH (brak roślin w C, 7,5% mniej niż w CB)</p>	<p><u>Średnica zgrubienia &lt; 2 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To L MH (30,4 i 14,1% mniej niż w C i CB)                      – Ur L UAE (29,4 i 13,0% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Ur L UAE (40,5% mniej niż w C, 4,4% więcej niż w CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia 2 – 4 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – To F UAE (4,3 i 18,5% mniej niż w C i CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Ur L UAE (15,2% więcej niż w C, 4,9% mniej niż w CB)                      – Ur L MH (16,6% więcej niż w C, 3,7% mniej niż w CB)</p> <p><u>Średnica zgrubienia &gt; 4 cm</u>  <u>Rozety liści</u>                      – Vo R UAE (brak roślin w C, 8,2% mniej niż w CB)</p> <p><u>Zgrubienia</u>                      – Hp H UAE (brak roślin w C, 35,7% mniej niż w CB)</p>

Tabela 1(A). Kontynuacja.

Testy laboratoryjne – kapusta głowiasta biała (siewki)		Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Sucha masa</b>							
↑	<u>Pędy</u> – To F UAE (60,7 i 61,6% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (60,2 i 61,0% więcej niż w C i CB) <u>Korzenie</u> – Vo R UAE (53,3 i 33,3% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (48,3 i 29,0% więcej niż w C i CB) – To L UAE (48,3 i 29,0% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To F MH (10,2 i 7,8% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (7,5 i 5,2% więcej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Hp H UAE (3,7 i 7,1% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (4,3 i 7,7% więcej niż w C i CB)	<u>Rozety liści po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L UAE (0,4 i 1,3% więcej niż w C i CB) <u>Rozety liści po zbiorze</u> – Tp F MH (20,8 i 12,8% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (28,7% więcej niż w C, 2,2% mniej niż w CB) – To L MH (28,7% więcej niż w C, 2,2% mniej niż w CB) – Tp F UAE (30,2% więcej niż w C, 1,0% mniej niż w CB) – Vo R MH (29,3% więcej niż w C, 1,7% mniej niż w CB)	<u>Rozety liści po drugim oprysku dolistnym</u> – Ur L UAE (7,5 i 17,2% więcej niż w C i CB) <u>Rozety liści po zbiorze</u> – Ur L UAE (8,3 i 10,9% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L UAE (37,9 i 51,8% więcej niż w C i CB)			
↓	<u>Pędy</u> – Hp H UAE (1,3 i 1,8% więcej niż w C i CB) <u>Korzenie</u> – Tp F UAE (27,0 i 10,4% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H UAE (7,6 i 9,6% mniej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Ur L MH (9,7 i 6,8% mniej niż w C i CB)	<u>Rozety liści po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L MH (6,4 i 5,5% mniej niż w C i CB) <u>Rozety liści po zbiorze</u> – Vo R UAE (0,4% więcej niż w C, 6,2% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L UAE (9,6% więcej niż w C, 16,7% mniej niż w CB)	<u>Rozety liści po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (12,7 i 4,8% mniej niż w C i CB) <u>Rozety liści po zbiorze</u> – To L MH (13,9 i 11,9% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (7,3% mniej niż w C, 2,1% więcej niż w CB)			
<b>Chlorofil a + b</b>							
↑	<u>Liścienie</u> – To L UAE (109,6 i 1,0% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (106,2% więcej niż w C, 1,7% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (46,0 i 24,0% więcej niż w C i CB) – To F MH (31,5 i 11,6% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (30,6 i 11,0% więcej niż w C i CB) – To L UAE (28,2 i 8,9% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (25,8 i 6,8% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (25,0 i 6,2% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Ur L MH (17,6 i 2,2% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (16,7 i 1,2% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (16,7 i 1,2% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F UAE (11,4 i 34,7% więcej niż w C i CB) – To F MH (5,9 i 28,1% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (31,5 i 26,3% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (4,5 i 16,7% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (4,5 i 16,7% więcej niż w C i CB) – Ur L MH (3,0 i 15,0% więcej niż w C i CB)			
↓	<u>Liścienie</u> – Vo R UAE (1,9% więcej niż w C, 51,4% mniej niż w CB) – To F UAE (7,7% więcej niż w C, 48,6% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To F UAE (6,5% więcej niż w C, 9,6% mniej niż w CB) – Vo R MH (9,7% więcej niż w C, 6,8% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L UAE (2,9 i 15,7% mniej niż w C i CB) – Tp F UAE (0,5 i 13,6% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (9,3% mniej niż w C, 9,7% więcej niż w CB) – Vo R MH (8,9% mniej niż w C, 10,2% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (16,4 i 19,7% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L UAE (19,4 i 10,0% mniej niż w C i CB) – To F MH (19,4 i 10,0% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (17,9 i 8,3% mniej niż w C i CB)			
<b>SPAD</b>							
↑	<u>Liścienie</u> – To L UAE (31,1 i 1,6% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (31,7 i 2,1% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To F MH (12,4 i 21,8% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (10,0 i 19,2% więcej niż w C i CB) – Ur L MH (7,7 i 16,7% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (7,6 i 16,6% więcej niż w C i CB) – To L UAE (7,4 i 16,4% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H MH (10,7 i 10,9% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (15,3 i 9,8% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H MH (24,5 i 27,8% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (28,1 i 21,4% więcej niż w C i CB)			
↓	<u>Liścienie</u> – To F UAE (3,1% więcej niż w C, 20,1% mniej niż w CB) – Vo R UAE (6,2% więcej niż w C, 17,6% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L UAE (0,8% mniej niż w C, 7,6% więcej niż w CB) – To F UAE (0,5 i 8,9% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F MH (2,0 i 1,8% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (0,7 i 0,5% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Hp H MH (1,6 i 6,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F MH (5,0 i 7,7% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L UAE (11,9 i 6,1% więcej niż w C i CB)			

Tabela 1(A). Kontynuacja.

Testy laboratoryjne – kapusta głowiasta biała (siewki)		Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Karotenoidy</b>							
↑	<u>Liście</u> – Hp H UAE (67,3% więcej niż w C, 8,1% mniej niż w CB) – Tp F UAE (67,2% więcej niż w C, 8,1% mniej niż w CB) – Vo R UAE (67,9% więcej niż w C, 7,7% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (21,8 i 19,2% więcej niż w C i CB) – To L UAE (13,5 i 11,1% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (8,9 i 1,4% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (9,4 i 1,9% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F UAE (7,1 i 30,8% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (31,3 i 19,9% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (1,2 i 14,4% więcej niż w C i CB) – Ur L MH (0,9 i 14,0% więcej niż w C i CB)			
↓	<u>Liście</u> – To F UAE (0,9% więcej niż w C, 44,6% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R MH (4,4 i 6,4% mniej niż w C i CB) – Ur L MH (2,5 i 4,5% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (2,4 i 4,5% mniej niż w C i CB) – To F UAE (2,3 i 4,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L UAE (14,0 i 19,9% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (14,2% mniej niż w C, 4,7% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (28,7 i 34,9% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (19,7 i 9,3% mniej niż w C i CB)			
<b>Całkowita zawartość związków fenolowych</b>							
↑	<u>Pędy</u> – Ur L UAE (23,3 i 7,5% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (39,7 i 136% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (6,1 i 79,7% więcej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Vo R UAE (34,6 i 60,3% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (6,9 i 27,4% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H MH (30,8 i 50,2% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Tp F MH (23,1% więcej niż w C, 14,5% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H UAE (6,7 i 5,3 raza więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L MH (1,1% mniej niż w C, 23,8% więcej niż w CB) – To F UAE (0,1 i 25,3% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (10,7 i 2,9% więcej niż w C i CB) – To F UAE (7,2% więcej niż w C, 0,4% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (13,2 i 50,5% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (4,4 i 38,8% więcej niż w C i CB)			
↓	<u>Pędy</u> – Vo R UAE (41,4 i 48,9% mniej niż w C i CB) – Tp F UAE (32,8 i 41,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Ur L MH (47,7 i 11,5% mniej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Ur L MH (29,7 i 16,3% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (30,2 i 17,3% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F UAE (43,7 i 35,4% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (28,6 i 50,4% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R UAE (14,0 i 31,1% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F MH (22,7 i 3,3% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (22,1 i 2,4% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Hp H UAE (17,3 i 23,2% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F UAE (37,2 i 16,5% mniej niż w C i CB) – To L MH (35,3 i 14,0% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (34,7 i 13,2% mniej niż w C i CB)			
<b>Aktywność antyoksydacyjna – metoda DPPH</b>							
↑	<u>Pędy</u> – Ur L UAE (2,5 i 12,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To L UAE (21,2 i 12,9% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (16,8 i 8,8% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (10,2 i 2,7% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (5,1% więcej niż w C, 2,0% mniej niż w CB) – Vo R MH (2,9% więcej niż w C, 4,1% mniej niż w CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Vo R MH (48,9 i 379% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (40 i 350% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (15,6 i 271% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H MH (2,6 i 2,0 razy więcej niż w C i CB) – Sg L MH (2,6 i 2,0 razy więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (21,3 i 62,2% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F UAE (5,2 i 3,2 raza więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To F UAE (76,5 i 147,1% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (79,8 i 151,8% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (28,6 i 51,8% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (157,8 i 169,8% więcej niż w C i CB)			



Tabela 1(A). Kontynuacja.

Testy laboratoryjne – kapusta głowiasta biała (siewki)	Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Aktywność antyoksydacyjna – metoda DPPH – c.d. tabeli</b>				
↓	<u>Pędy</u> – Sg L UAE (56,6 i 61,0% mniej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F UAE (30,7 i 35,4% mniej niż w C i CB) – Ur L UAE (31,4 i 36,1% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (33,6 i 38,1% mniej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Tp F UAE (37,8% mniej niż w C, 100% więcej niż w CB) – Tp F MH (51,1% mniej niż w C, 57,1% więcej niż w CB) – Vo R UAE (57,8% mniej niż w C, 35,7% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (31,8 i 47,6% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L MH (45,2 i 26,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L MH (27,8 i 55,2% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (35,3 i 9,4% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (33,6 i 7,1% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (40,8 i 30,1% mniej niż w C i CB) – Ur L MH (39,8 i 28,9% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (26,7 i 23,3% mniej niż w C i CB) – To L UAE (33,3 i 30,2% mniej niż w C i CB)
<b>Aktywność antyoksydacyjna – metoda ABTS</b>				
↑	<u>Pędy</u> – To F UAE (4,4 raza i 40,3% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (5,4 raza i 73,9% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L MH (67,4 i 39,2% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (56,6 i 30,2% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (48,5 i 23,5% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (45,6 i 21,2% więcej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Hp H MH (47,7 i 121% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R MH (73,7 i 44,9% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (50,8 i 25,8% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Tp F UAE (10,7% mniej niż w C, 7,7% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – To L UAE (127,9 i 132,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R MH (25,0% mniej niż w C, 104,4% więcej niż w CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Tp F UAE (21,8% mniej niż w C, 227,9% więcej niż w CB) – Vo R UAE (26,5% mniej niż w C, 208,2% więcej niż w CB) – Sg L UAE (27,8% mniej niż w C, 202,6% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – To L UAE (177,7 i 10,7% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (101,7 i 2,6% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (100,9 i 2,2% więcej niż w C i CB)
↓	<u>Pędy</u> – Tp F UAE (138% więcej niż w C, 23,6% mniej niż w CB) – Vo R UAE (198% więcej niż w C, 4,5% mniej niż w CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – To F UAE (15,8% więcej niż w C, 3,7% mniej niż w CB) – Vo R UAE (18,7% więcej niż w C, 1,3% mniej niż w CB) <u>Główki po zbiorze</u> – To F UAE (72,1 i 58,2% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (29,0 i 40,8% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L UAE (55,2 i 45,9% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (1,1 i 2,9% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To F MH (65,9 i 7,0% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (65,7 i 6,5% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (73,4% mniej niż w C, 11,5% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F MH (24,1% więcej niż w C, 36,8% mniej niż w CB) – To F UAE (25,0% więcej niż w C, 36,4% mniej niż w CB) – To L MH (28,4% więcej niż w C, 34,6% mniej niż w CB)

Tabela 1(A). Kontynuacja.

Testy laboratoryjne – kapusta głowiasta biała (siewki)	Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Aktywność antyoksydacyjna – metoda FRAP</b>			
↑ <u>Pędy</u> – Ur L UAE (50,7 i 31,5% więcej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H UAE (33,9 i 62,0% więcej niż w C i CB) – Tp F UAE (28,3 i 55,3% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (27,3 i 54,0% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (26,0 i 52,2% więcej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Tp F UAE (37,4 i 10,5% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (36,6 i 9,8% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L MH (60,6 i 53,0% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (tyle samo co w C, 13,3% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (42,6 i 3,6% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Sg L MH (53,4 i 20,2% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (73,8 i 76,8% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (4,2 i 16,2% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (2,4% mniej niż w C, 8,8% więcej niż w CB)
↓ <u>Pędy</u> – To L UAE (32,9 i 41,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Ur L MH (16,1% mniej niż w C, 1,5% więcej niż w CB) – Hp H MH (14,5% mniej niż w C, 3,5% więcej niż w CB) – To L MH (13,8% mniej niż w C, 4,3% więcej niż w CB) <u>Główki po zbiorze</u> – To L MH (26,0 i 40,5% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (18,5 i 22,3% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (29,3 i 38,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R UAE (3,0% więcej niż w C, 25,2% mniej niż w CB) – Tp F UAE (4,0% więcej niż w C, 24,5% mniej niż w CB) – Sg L UAE (5,9% więcej niż w C, 23,0% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Hp H UAE (5,7 i 26,1% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (6,1 i 26,4% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (18,9 i 17,5% mniej niż w C i CB) – To F UAE (16,6 i 15,2% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H MH (43,6 i 37,2% mniej niż w C i CB)

Objaśnienia skrótów: UAE, ekstrakcja wspomaganą ultradźwiękami; MH, homogenizacja mechaniczna (rozdrabnianie mechaniczne połączone z energią dźwiękową); C, grupa kontrolna, oprysk dolistny wykonany wodą; CB, grupa kontrolna, oprysk dolistny wykonany biostymulatorem komercyjnym; Hp H, *Hypericum perforatum* L. (dziurawiec zwyczajny, ziele); Sg L, *Solidago gigantea* Ait. (nawłoc późna, liście); To F, To L, *Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg (mniszek pospolity, kwiaty, liście); Tp F, *Trifolium pratense* L. (koniczyna czerwona, kwiaty); Ur L, *Urtica dioica* L. (pokrzywa zwyczajna, liście); Vo R, *Valeriana officinalis* L. (kozłek lekarski, korzenie).

Tabela 1(B). Wpływ oprysku dolistnego ekstraktami roślinnymi na wybrane parametry roślin modelowych uprawianych w warunkach rzeczywistych (testy polowe).

A4 – Godlewska i in. 2021	A3 – Godlewska i in. 2020	A5 – Godlewska i in. 2021
Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Plon</b>		
↑ <u>Główki po zbiorze</u> - Hp H UAE (13,3 i 3,0% więcej niż w C i CB) <u>Liście zewnętrzne po zbiorze</u> - Sg L UAE (16,4 i 7,0% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (10,2 i 1,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Hp H MH (43,7 i 66,2% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Hp H MH (68,2 i 52,0% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Sg L MH (31,3 i 15,4% więcej niż w C i CB) - Hp H MH (27,6 i 12,2% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - To L MH (81,2 i 24,9% więcej niż w C i CB) - Sg L MH (80,6 i 24,5% więcej niż w C i CB)
↓ <u>Główki po zbiorze</u> - Sg L MH (13,7 i 21,6% mniej niż w C i CB) - To F UAE (12,4 i 20,4% mniej niż w C i CB) <u>Liście zewnętrzne po zbiorze</u> - Ur L UAE (9,0 i 16,3% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Vo R MH (42,6 i 33,6% mniej niż w C i CB) - Ur L UAE (40, 2 i 30,9% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Vo R MH (48,9 i 53,9% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - To F UAE (2,7% więcej niż w C, 9,7% mniej niż w CB) - Ur L MH (7,2% więcej niż w C, 5,4% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> - Ur L MH (44,0% więcej niż w C, 0,7% mniej niż w CB) - Ur L UAE (44,2% więcej niż w C, 0,6% mniej niż w CB)
<b>Kolor liści</b>		
↑ <u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> <u>L value:</u> - To F MH (15,2 i 0,6% więcej niż w C) - Tp F MH (12,0% więcej niż w C, 2,2% mniej niż w CB) - Sg L MH (11,9% więcej niż w C, 2,3% mniej niż w CB) <u>a value:</u> - Tp F MH (12,1% więcej niż w C, 1,9% mniej niż w CB) <u>b value:</u> - Tp F MH (20,7% więcej niż w C, 3,1% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> <u>L value:</u> - Vo R UAE (2,8 i 3,8% więcej niż w C i CB) <u>a value:</u> - Hp H UAE (0,1% mniej niż w C, 9,3% więcej niż w CB) <u>b value:</u> - Hp H UAE (0,7% mniej niż w C, 9,1% więcej niż w CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> <u>L value:</u> - Hp H UAE (1,3 i 4,2% więcej niż w C i CB) <u>a value:</u> - Hp H MH (0,8 i 14,4% więcej niż w C i CB) <u>b value:</u> - Hp H MH (11,6% mniej niż w C, 1,2% więcej niż w CB) - Vo R UAE (12,7 i 0,1% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> <u>L value:</u> - To L UAE (2,0% więcej niż w C, 1,5% mniej niż w CB) - Vo R UAE (1,5% więcej niż w C, 2,0% mniej niż w CB) - To F MH (1,4% więcej niż w C, 2,0% mniej niż w CB) <u>a value:</u> - Vo R MH (2,0 i 4,0% więcej niż w C i CB) - Tp F MH (1,6 i 3,6% więcej niż w C i CB) <u>b value:</u> - Vo R MH (4,7 i 7,7% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> <u>L value:</u> - To L UAE (4,0 i 1,7% więcej niż w C i CB) <u>a value:</u> - Sg L MH (2,9 i 11,2% więcej niż w C i CB) - To L UAE (1,3 i 9,5% więcej niż w C i CB) - Ur L MH (1,3 i 9,5% więcej niż w C i CB) <u>b value:</u> - To L UAE (6,4 i 22,4% więcej niż w C i CB)

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Kolor liści – c.d. tabeli</b>		
<p>↓</p> <p><u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u>  <u>L value:</u>  - To L UAE (3,2 i 15,5% mniej niż w C i CB)  <u>a value:</u>  - Sg L UAE (4,1 i 16,1% mniej niż w C i CB)  - Ur L UAE (3,3 i 15,4% mniej niż w C i CB)  <u>b value:</u>  - Sg L UAE (13,7 i 30,7% mniej niż w C i CB)  - To F MH (11,4 i 28,8% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  <u>L value:</u>  - To F MH (2,6 i 1,7% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (2,6 i 1,6% mniej niż w C i CB)  <u>a value:</u>  - To F MH (11,6 i 3,3% mniej niż w C i CB)  <u>b value:</u>  - To F MH (18,8 i 10,9% mniej niż w CB i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  <u>L value:</u>  - To L UAE (9,0 i 6,4% mniej niż w C i CB)  <u>a value:</u>  - Tp F UAE (34,6 i 25,6% mniej niż w C i CB)  <u>b value:</u>  - To L MH (55,7 i 49,3% mniej niż w C i CB)  - Sg L UAE (46,8 i 39,1% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  <u>L value:</u>  - Ur L UAE (5,4 i 8,7% mniej niż w C i CB)  - To F UAE (5,0 i 8,2% mniej niż w C i CB)  <u>a value:</u>  - Ur L UAE (19,9 i 18,3% mniej niż w C i CB)  - To F UAE (16,7 i 15,0% mniej niż w C i CB)  <u>b value:</u>  - Hp H MH (27,5 i 29,7% mniej niż w C i CB)  - Ur L UAE (25,3 i 27,6% mniej niż w C i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  <u>L value:</u>  - Vo R UAE (6,4 i 8,5% mniej niż w C i CB)  <u>a value:</u>  - Vo R UAE (24,2 i 18,1% mniej niż w C i CB)  <u>b value:</u>  - Vo R UAE (23,6 i 12,2% mniej niż w C i CB)</p>
<b>Azotany</b>		
<p>↑</p> <p><u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u>  - To L UAE (0,3% mniej niż w C, 76,5% więcej niż w CB)  - Sg L UAE (16,7% mniej niż w C, 47,4% więcej niż w CB)  - Ur L MH (19,5% mniej niż w C, 42,5% więcej niż w CB)  - Tp F UAE (20,6% mniej niż w C, 40,5% więcej niż w CB)  <u>Główki po zbiorze</u>  - Tp F MH (186 i 115% więcej niż w C i CB)  - To F UAE (89,9 i 42,7% więcej niż w C i CB)  - Sg L MH (84,9 i 38,9% więcej niż w C i CB)  - To L MH (75,1 i 31,6% więcej niż w C i CB)  - To L UAE (73,0 i 30,0% więcej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  - Ur L UAE (44,5 i 34,4% więcej niż w C i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  - To L MH (140 i 52,8% więcej niż w C i CB)  <u>Zgrubienia</u>  - Tp F UAE (15,8% mniej niż w C, 22,2% więcej niż w CB)  - Ur L UAE (16,2% mniej niż w C, 21,6% więcej niż w CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  - Vo R MH (57,5 i 39,0% więcej niż w C i CB)  - To L MH (48,2 i 30,7% więcej niż w C i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  - Ur L UAE (52,7 i 51,1% więcej niż w C i CB)  - Tp F UAE (51,9 i 50,4% więcej niż w C i CB)  <u>Zgrubienia</u>  - Ur L UAE (73,7 i 124,7% więcej niż w C i CB)</p>
<p>↓</p> <p><u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u>  - Sg L MH (58,0 i 25,6% mniej niż w C i CB)  - To L MH (53,4 i 17,6% mniej niż w C i CB)  - Vo R MH (50,0 i 11,4% mniej niż w C i CB)  <u>Główki po zbiorze</u>  - Vo R UAE (2,4% więcej niż w C, 23,0% mniej niż w CB)  - Ur L MH (22,0% więcej niż w C, 8,4% mniej niż w CB)  - Sg L UAE (26,4% więcej niż w C, 5,1% mniej niż w CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  - Tp F UAE (8,9 i 1,4% więcej niż w C i CB)  - Sg L MH (9,4 i 1,8% więcej niż w C i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  - Vo R MH (27,5% więcej niż w C, 18,8% mniej niż w CB)  <u>Zgrubienia</u>  - Ur L MH (49,4 i 26,5% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (45,9 i 21,5% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u>  - Vo R UAE (21,9 i 31,1% mniej niż w C i CB)  - Ur L UAE (21,9 i 31,1% mniej niż w C i CB)  <u>Liście rozety po zbiorze</u>  - Vo R UAE (20,3 i 21,1% mniej niż w C i CB)  - To F UAE (20,3 i 21,1% mniej niż w C i CB)  <u>Zgrubienia</u>  - Vo R UAE (20,2% mniej niż w C, 3,2% więcej niż w CB)  - To F UAE (17,5% mniej niż w C, 6,8% więcej niż w CB)  - Sg L MH (11,5% mniej niż w C, 14,5% więcej niż w CB)</p>

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Witamina C</b>					
↑	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Tp F MH (52,1 i 25,9% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (31,0 i 8,4% więcej niż w C i CB) – To F MH (29,2 i 6,9% więcej niż w C i CB) – To F UAE (30,0 i 7,3% więcej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – To L UAE (28,2 i 69,7% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (57,6 i 41,6% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Hp H MH (22,3 i 36,5% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L UAE (22,9 i 21,2% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R MH (29,9 i 10,5% więcej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R MH (115,5 i 44,4% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F MH (46,3 i 33,8% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (42,2 i 30,2% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Liście po drugim oprysku dolistnym</u> – Vo R UAE (0,8 i 17,9% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (0,3 i 17,5% mniej niż w C i CB) <u>Główki po zbiorze</u> – Ur L UAE (23,3% mniej niż w C, 1,5% więcej niż w CB) – To F MH (20,7% mniej niż w C, 5,0% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (2,8 i 12,2% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (24,7 i 15,8% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R UAE (13,9 i 15,1% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po drugim oprysku dolistnym</u> – To L MH (6,9 i 20,7% mniej niż w C i CB) <u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (25,8% więcej niż w C, 15,7% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (10,5 i 18,2% mniej niż w C i CB)		
<b>N</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L UAE (12,3 i 0,2% więcej niż w C i CB) – To L MH (12,3 i 0,2% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (4,8 i 0,4% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (3,2% więcej niż w C, 1,2% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H MH (4,8 i 1,8% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (4,6 i 1,7% więcej niż w C i CB) – Tp F MH (4,4 i 1,5% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (2,7% mniej niż w C, 2,9% więcej niż w CB) – Tp F UAE (3,4% mniej niż w C, 2,1% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H UAE (5,7 i 4,2% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (4,6 i 3,0% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – To L UAE (4,4 i 14,7% mniej niż w C i CB) – Sg L MH (3,4 i 13,7% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (2,9 i 13,4% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (11,7 i 15,4% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L MH (7,1 i 9,7% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (8,1 i 2,9% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (6,8 i 1,4% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (1,9 i 3,4% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (tyle samo co w C, 1,5% mniej niż w CB)		
<b>P</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Ur L MH (20,9% mniej niż w C, 3,1% więcej niż w CB) – Tp F MH (20,9% mniej niż w C, 3,1% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L MH (6,9% mniej niż w C, 26,8% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F MH (27,2 i 27,2% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (23,1 i 23,1% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (25,8 i 13,0% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (25,8 i 13,0% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L UAE (20,4 i 42,7% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (19,7 i 41,9% więcej niż w C i CB) – To F UAE (19,0 i 41,1% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L MH (49,4 i 34,0% mniej niż w C i CB) – Vo R MH (45,5 i 28,9% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Hp H UAE (48,4 i 29,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (1,8 i 1,8% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (1,3 i 1,3% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (34,0 i 40,7% mniej niż w C i CB) – Hp H MH (3,1 i 13,0% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L MH (53,3 i 44,6% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (51,7 i 42,7% mniej niż w C i CB)		

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>K</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L UAE (1,1% mniej niż w C, 0,7% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (7,8% mniej niż w C, 36,5% więcej niż w CB) – Vo R MH (15,5% mniej niż w C, 25,0% więcej niż w CB) – Ur L MH (16,1% mniej niż w C, 24,1% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (26,6 i 50,1% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (20,6 i 43,0% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (29,7 i 8,8% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (27,2 i 6,7% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (6,8 i 11,5% więcej niż w C i CB) – To L UAE (4,8 i 9,4% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L MH (14,6 i 13,1% mniej niż w C i CB) – Ur L MH (10,9 i 9,3% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (40,8 i 12,4% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (38,9 i 9,6% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H UAE (6,3% mniej niż w C, 11,1% więcej niż w CB) – To F MH (6,1% mniej niż w C, 11,3% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (4,6% więcej niż w C, 12,2% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L MH (57,2 i 55,4% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (53,7 i 51,7% mniej niż w C i CB)		
<b>Ca</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – To L UAE (36,1 i 27% więcej niż w C i CB) – Tp F MH (36,1 i 27% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (28,6 i 20% więcej niż w C i CB) – To L MH (27,1 i 18,7% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (26,6 i 18,2% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F UAE (40,9 i 287% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (40,4 i 286% więcej niż w C i CB) – Ur L MH (28,3 i 252% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (23,7 i 240% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L UAE (8,7% i 16,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (2,5% mniej niż w C, 3,4% więcej niż w CB) – Sg L MH (3,2% mniej niż w C, 2,7% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (25,4 i 56,7% więcej niż w C i CB) – Ur L MH (8,0 i 34,9% więcej niż w C i CB) – Tp F MH (4,8% i 30,9% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Ur L MH (4,8% więcej niż w C, 2,2% mniej niż w CB) – Vo R UAE (6,8% więcej niż w C, 0,3% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (67,3 i 10,2% mniej niż w C i CB) – Vo R UAE (65,9 i 6,4% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F UAE (3,9% mniej niż w C, 2,8% więcej niż w CB) – Vo R MH (2,9% mniej niż w C, 3,8% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Tp F UAE (19,0 i 14,0% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H UAE (21,6 i 2,1% mniej niż w C i CB) – Sg L MH (21,2 i 1,6% mniej niż w C i CB) – To L UAE (20,8 i 1,0% mniej niż w C i CB)		
<b>Mg</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Tp F MH (17,9 i 9,8% więcej niż w C i CB) – Ur L UAE (13,7 i 5,9% więcej niż w C i CB) – To L MH (12,6 i 4,9% więcej niż w C i CB) – Sg L MH (12,6 i 4,9% więcej niż w C i CB) – To L UAE (11,6 i 3,9% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (4,7 i 2,0% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (33,3 i 39,7% więcej niż w C i CB) – Tp F UAE (31,3 i 37,6% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (3,1% więcej niż w C, 1,5% mniej niż w CB) – To L UAE (2,3% więcej niż w C, 2,2% mniej niż w CB) – Vo R MH (1,5% więcej niż w C, 3,0% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (75,1 i 96,3% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Hp H MH (1,1% więcej niż w C, 5,9% mniej niż w CB) – Vo R UAE (2,1% więcej niż w C, 4,9% mniej niż w CB) – Ur L MH (3,2% więcej niż w C, 3,9% mniej niż w CB) – To F UAE (4,2% więcej niż w C, 2,9% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Hp H UAE (17,7 i 19,8% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (2,5% mniej niż w C, 2,1% więcej niż w CB) – Vo R MH (1,0% mniej niż w C, 3,7% więcej niż w CB) – To F UAE (0,5 i 5,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (9,7 i 13,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (14,6 i 4,2% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (13,6 i 3,2% mniej niż w C i CB) – To L UAE (13,1 i 2,6% mniej niż w C i CB)		

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>S</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L MH (12,7 i 2,7% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (10,9 i 1,0% więcej niż w C i CB) – To L MH (11,2 i 1,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (49,5 i 82,7% więcej niż w C i CB) – Tp F MH (34,7 i 64,5% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To L MH (36,4 i 76,0% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (36,4 i 76,0% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (18,4 i 6,6% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (13,2 i 2,0% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H UAE (0,4 i 14,2% więcej niż w C i CB) – Sg L UAE (0,1% mniej niż w C, 13,5% więcej niż w CB) – To L UAE (0,3% mniej niż w C, 13,4% więcej niż w CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Vo R UAE (0,8% więcej niż w C, 8,2% mniej niż w CB) – Vo R MH (1,5% więcej niż w C, 7,5% mniej niż w CB) – Ur L MH (2,2% więcej niż w C, 6,9% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (13,4% mniej niż w C, 5,9% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F MH (10,9% mniej niż w C, 15,0% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F UAE (1,8 i 11,5% mniej niż w C i CB) – Vo R MH (1,4 i 11,2% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (10,2% mniej niż w C, 2,1% więcej niż w CB)		
<b>Fe</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Vo R MH (14,3 i 0,8% więcej niż w C i CB) – To L MH (12,2% więcej niż w C, 1,1% mniej niż w CB) – Sg L UAE (7,8% więcej niż w C, 5,0% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To F MH (2,4 raza i 31,2% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To L UAE (1,5 raza i 70,7% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L UAE (24,3 i 32,3% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (8,5 i 15,5% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (27,9 i 43,3% więcej niż w C i CB) – To L UAE (27,3 i 42,6% więcej niż w C i CB) – Vo R UAE (26,9 i 42,2% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Tp F UAE (20,0 i 29,5% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (18,5 i 28,1% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R MH (15,2% więcej niż w C, 36,5% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (9,7% mniej niż w C, 1,5% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (26,4 i 21,6% mniej niż w C i CB) – Ur L MH (23,1 i 18,1% mniej niż w C i CB) – To L MH (22,7 i 17,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (26,4 i 7,6% mniej niż w C i CB)		
<b>Cu</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – To F UAE (1,5% więcej niż w C, 6,5% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (9,8 i 9,5% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F UAE (3,2 i 30,5% więcej niż w C i CB) – Hp H MH (0,3 i 26,7% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L UAE (4,4% więcej niż w C, 5,3% mniej niż w CB) – Vo R UAE (0,9% więcej niż w C, 8,5% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R MH (45,5 i 58,9% więcej niż w C i CB) – To F UAE (22,7 i 34,0% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Tp F MH (19,1 i 25,5% mniej niż w C i CB) – Sg L MH (16,6 i 23,2% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (5,3 i 5,5% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (4,7 i 5,0% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Vo R UAE (21,6 i 1,0% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R MH (23,4 i 30,5% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (21,5 i 28,8% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F UAE (10,4 i 2,1% mniej niż w C i CB) – To L UAE (5,8% mniej niż w C, 2,8% więcej niż w CB)		

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Zn</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Sg L UAE (5,3% więcej niż w C, 3,6% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Vo R UAE (23,3 i 9,1% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (19,4 i 5,6% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (30,9 i 60,0% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (24,8 i 14,1% więcej niż w C i CB) – Hp H UAE (17,2 i 7,1% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – To F UAE (3,2 i 7,5% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (2,1 i 6,4% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Tp F UAE (13,0 i 20,3% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (9,7 i 17,3% mniej niż w C i CB) – To L UAE (9,6 i 17,2% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (3,6 i 14,8% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (12,6% mniej niż w C, 6,9% więcej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L MH (0,6% więcej niż w C, 8,1% mniej niż w CB) – To F MH (0,7% więcej niż w C, 8,0% mniej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (11,8 i 8,1% mniej niż w C i CB) – Tp F MH (9,9 i 6,1% mniej niż w C i CB)		
<b>Mn</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – Hp H MH (tyle samo co w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (61,4 i 30,3% więcej niż w C i CB) – Tp F MH (54,8 i 25,0% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Tp F UAE (33,5 i 34,4% więcej niż w C i CB) – To L UAE (32,4 i 33,3% więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – To L MH (3,8 i 6,5% więcej niż w C i CB) – To L UAE (1,9 i 4,5% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H MH (30,7 i 9,8% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (29,3 i 8,6% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Tp F MH (18,0 i 18,0% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (16,6 i 16,6% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L MH (1,3 i 20,3% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Hp H MH (9,2 i 8,5% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L MH (14,7 i 12,5% mniej niż w C i CB) – Ur L UAE (12,5 i 10,2% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L UAE (13,2 i 27,0% mniej niż w C i CB) – Hp H UAE (9,3 i 23,8% mniej niż w C i CB)		
<b>Ni</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> – To F MH (43,5% więcej niż w C, 16,9% mniej niż w CB) – To L MH (40,6% więcej niż w C, 18,6% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L MH (3 razy i 36,8% więcej niż w C i CB) – Vo R MH (3 razy i 36,8% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Ur L MH (2 i 2,5 raza więcej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Sg L UAE (6,4 i 26,8% więcej niż w C i CB) – To F MH (0,4% mniej niż w C, 18,7% więcej niż w CB) – To F UAE (1,9% mniej niż w C, 16,9% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> – To F MH (107,1 i 96,1% więcej niż w C i CB)		
↓	<u>Główki po zbiorze</u> – Vo R UAE (tyle samo co w C, 42,1% mniej niż w CB) – Tp F UAE (4,2% więcej niż w C, 39,7% mniej niż w CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Ur L UAE (15,9 i 62,2% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (41,3 i 26,7% mniej niż w C i CB)	<u>Liście rozety po zbiorze</u> – Tp F MH (23,1 i 8,3% mniej niż w C i CB) – Vo R MH (22,5 i 7,6% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> – Sg L MH (6,2 i 11,2% mniej niż w C i CB) – Sg L UAE (5,6 i 10,7% mniej niż w C i CB)		



Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Cd</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> - Tp F UAE (77,8 i 77,8% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (66,7 i 66,7% więcej niż w C i CB) - Sg L MH (66,7 i 66,7% więcej niż w C i CB) - To F UAE (66,7 i 66,7% więcej niż w C i CB) - To L UAE (66,7 i 66,7% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - To L MH (69,0 i 96,0% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (58,6 i 84,0% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Sg L UAE (40,7 i 123,5% więcej niż w C i CB) - To L UAE (20,4 i 91,2% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (18,5 i 88,2% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Hp H MH (1,2 i 4,3% więcej niż w C i CB) - Sg L MH (1,2 i 4,3% więcej niż w C i CB) - Tp F MH (1,2 i 4,3% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Vo R UAE (7,6 i 42,0% więcej niż w C i CB) - To F UAE (3,0 i 36,0% więcej niż w C i CB) - Tp F UAE (3,0 i 36,0% więcej niż w C i CB)
↓	<u>Główki po zbiorze</u> - To F MH (tyle samo co w C i CB) - Vo R UAE (tyle samo co w C i CB)	↓	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Ur L MH (31,0 i 20,0% mniej niż w C i CB) - To F UAE (3,4% mniej niż w C, 12,0% więcej niż w CB) <u>Zgrubienia</u> - Tp F MH (39,6% mniej niż w C, 11,8% więcej niż w CB) - To L MH (25,9% mniej niż w C, 17,6% więcej niż w CB) - Ur L MH (24,1% mniej niż w C, 20,6% więcej niż w CB)	↓	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Sg L UAE (7,2 i 4,3% mniej niż w C i CB) - To L UAE (7,2 i 4,3% mniej niż w C i CB) - To F UAE (6,6 i 3,7% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Sg L MH (19,7% mniej niż w C, 6,0% więcej niż w CB) - Ur L MH (18,2% mniej niż w C, 8,0% więcej niż w CB) - Tp F MH (16,7% mniej niż w C, 10,0% więcej niż w CB)
<b>Pb</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> - To L UAE (30,5 i 29,0% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (28,4 i 27,0% więcej niż w C i CB) - Sg L UAE (24,0 i 22,6% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Sg L UAE (26,2 i 131,1% więcej niż w C i CB) - Vo R UAE (19,1 i 118,1% więcej niż w C i CB) - To L UAE (17,3 i 114,7% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - To L UAE (13,9 i 190,3% więcej niż w C i CB) - Vo R UAE (5,9 i 169,9% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Hp H UAE (6,1 i 11,6% więcej niż w C i CB) - To L UAE (3,7 i 9,1% więcej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Vo R UAE (2,0 i 55,1% więcej niż w C i CB)
↓	<u>Główki po zbiorze</u> - Ur L MH (0,9 i 2,0% mniej niż w C i CB) - Hp H MH (2,3 i 1,2% więcej niż w C i CB)	↓	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Tp F MH (60,8 i 28,2% mniej niż w C i CB) - Ur L MH (59,9 i 26,6% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - Hp H MH (65,3 i 11,5% mniej niż w C i CB) - To F MH (62,5 i 4,4% mniej niż w C i CB)	↓	<u>Liście rozety po zbiorze</u> - Ur L MH (14,3 i 9,8% mniej niż w C i CB) <u>Zgrubienia</u> - To F MH (33,0% mniej niż w C, 1,9% więcej niż w CB) - Sg L MH (31,0% mniej niż w C, 5,0% więcej niż w CB)
<b>Związki lotne</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> <u>np. 2-undekanon:</u> - Sg L UAE (6,7 i 15,4% więcej niż w C i CB) - To L UAE (6,0 i 14,6% więcej niż w C i CB) <u>np. trisiarczek dimetylu:</u> - To F UAE (11,6 i 11,1% więcej niż w C i CB) - Vo R MH (10,5 i 10,0% więcej niż w C i CB) - Tp F UAE (9,5 i 9,0% więcej niż w C i CB) <u>np. tetrasulfid dimetylu:</u> - Hp H MH (28,3 i 16,0% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> <u>np. β-mircen:</u> - Sg L MH (57,7 i 31,0% więcej niż w C i CB) <u>np. limonen:</u> - Ur L UAE (15,3 i 11,8% więcej niż w C i CB)	↑	<u>Liście rozety po zbiorze</u> <u>np. β-mircen:</u> - Vo R UAE (7,4 i 25,9% więcej niż w C i CB) - To L UAE (2,3 i 19,9% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (1,1 i 18,5% więcej niż w C i CB) <u>np. limonen:</u> - Vo R UAE (11,3 i 9,5% więcej niż w C i CB) - To L UAE (4,8 i 3,1% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (3,2 i 1,5% więcej niż w C i CB)

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Związki lotne– c.d. tabeli</b>		
<p>↓</p> <p><u>Główki po zbiorze</u>  <u>np. 2-undekanon:</u>  - To F UAE (25,1 i 19,0% mniej niż w C i CB)  - Hp H MH (24,5 i 18,4% mniej niż w C i CB)  <u>np. trisiarczek dimetylu:</u>  - Sg L UAE (15,1 i 15,5% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (13,7 i 14,1% mniej niż w C i CB)  - To L UAE (12,0 i 12,4% mniej niż w C i CB)  <u>np. tetrasulfid dimetylu:</u>  - Tp F MH (24,9 i 32,1% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po zbiorze</u>  <u>np. β-mircen:</u>  - Ur L UAE (8,2 i 23,8% mniej niż w C i CB)  <u>np. limonen:</u>  - Tp F UAE (18,1 i 20,5% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Liście rozety po zbiorze</u>  <u>np. β-mircen:</u>  - Tp F MH (33,4 i 21,9% mniej niż w C i CB)  <u>np. limonen:</u>  - Tp F MH (25,4 i 26,6% mniej niż w C i CB)</p>
<b>Kwasy tłuszczowe</b>		
<p>↑</p> <p><u>Główki po zbiorze</u>  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - To L MH (34,7 i 11,3% więcej niż w C i CB)  - To F MH (27,9 i 5,7% więcej niż w C i CB)  - Tp F MH (22,7 i 1,3% więcej niż w C i CB)  <u>np. kwas linolenowy (ester metyloowy):</u>  - Vo R UAE (66,0 i 90,2% więcej niż w C i CB)  - To L UAE (55,3 i 78,0% więcej niż w C i CB)  - Sg L UAE (39,2 i 59,5% więcej niż w C i CB)  <u>np. kwas linolowy (ester metyloowy):</u>  - Vo R UAE (14,1 i 22,3% więcej niż w C i CB)  - Sg L UAE (13,5 i 21,7% więcej niż w C i CB)  - Ur L UAE (10,9 i 18,8% więcej niż w C i CB)  <u>np. kwas 9-oktadecenowy (9Z) (ester etyloowy):</u>  - To L MH (43,6 i 50,2% więcej niż w C i CB)  - Vo R MH (39,5 i 46,0% więcej niż w C i CB)</p>	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. kwas 9,12-heksadekadienowy (ester metyloowy):</u>  - Hp H MH (21,6% więcej niż w C, 2,0% mniej niż w CB)  - Tp F MH (21,6% więcej niż w C, 2,0% mniej niż w CB)  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - To F UAE (9,4 i 0,2% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. kwas linolenowy (ester metyloowy):</u>  - Ur L UAE (14,7 i 19,3% więcej niż w C i CB)  - Sg L MH (14,3 i 18,8% więcej niż w C i CB)  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - Sg L MH (13,2% mniej niż w C, 9,0% więcej niż w CB)  <u>np. kwas 9,12-heksadekadienowy (ester metyloowy):</u>  - Sg L MH (6,4 i 23,7% więcej niż w C i CB)</p>
<p>↓</p> <p><u>Główki po zbiorze</u>  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - Vo R UAE (21,4 i 35,1% mniej niż w C i CB)  - Sg L UAE (12,9 i 28,0% mniej niż w C i CB)  <u>np. kwas linolenowy (ester metyloowy):</u>  - To L MH (49,8 i 42,5% mniej niż w C i CB)  - Vo R MH (31,3 i 21,3% mniej niż w C i CB)  <u>np. kwas linolowy (ester metyloowy):</u>  - To L MH (32,3 i 27,4% mniej niż w C i CB)  - Vo R MH (22,7 i 17,2% mniej niż w C i CB)  <u>np. kwas 9-oktadecenowy (9Z) (ester etyloowy):</u>  - Vo R UAE (40,8 i 38,0% mniej niż w C i CB)  - To L UAE (31,0 i 27,8% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. kwas 9,12-heksadekadienowy (ester metyloowy):</u>  - To L MH (13,0% więcej niż w C, 8,9% mniej niż w CB)  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - Vo R UAE (35,7 i 29,2% mniej niż w C i CB)</p>	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. kwas linolenowy (ester metyloowy):</u>  - Ur L MH (27,2 i 24,3% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (24,8 i 21,8% mniej niż w C i CB)  <u>np. kwas palmitynowy (ester metyloowy):</u>  - To F MH (34,7 i 18,0% mniej niż w C i CB)  <u>np. kwas 9,12-heksadekadienowy (ester metyloowy):</u>  - Ur L MH (38,7 i 28,7% mniej niż w C i CB)</p>

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała		Testy polowe – seler korzeniowy		Testy polowe – rzodkiewka	
<b>Sterole</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> <u>kampesterol:</u> - Vo R MH (10,1 i 11,1% więcej niż w C i CB) - To F UAE (9,9 i 10,9% więcej niż w C i CB) <u>β-sitosterol:</u> - Tp F MH (0,3 i 0,5% mniej niż w C i CB) - Sg L UAE (0,3 i 0,5% mniej niż w C i CB) - Hp H UAE (0,4 i 0,6% mniej niż w C i CB)	n/a		<u>Zgrubienia</u> <u>kampesterol:</u> - To L MH (15,7 i 14,5% więcej niż w C i CB) <u>β-sitosterol:</u> - Tp F UAE (1,9 i 2,5% więcej niż w C i CB) - Sg L UAE (0,1 i 0,7% więcej niż w C i CB)	
↓	<u>Główki po zbiorze</u> <u>kampesterol:</u> - Tp F MH (1,2 i 2,2% więcej niż w C i CB) - Sg L UAE (1,4 i 2,3% więcej niż w C i CB) <u>β-sitosterol:</u> - Vo R MH (2,3 i 2,5% mniej niż w C i CB) - To F UAE (2,3 i 2,5% mniej niż w C i CB)	n/a		<u>Zgrubienia</u> <u>kampesterol:</u> - Tp F UAE (3,3 i 4,3% mniej niż w C i CB) - Sg L UAE (0,2 i 1,3% mniej niż w C i CB) <u>β-sitosterol:</u> - To L MH (8,9 i 8,4% mniej niż w C i CB)	
<b>Cukry</b>					
↑	<u>Główki po zbiorze</u> <u>Cukry redukujące:</u> - To F MH (49,2 i 39,0% więcej niż w C i CB) - Hp H UAE (47,6 i 37,6% więcej niż w C i CB) <u>Cukry ogółem:</u> - Hp H UAE (27,7 i 38,8% więcej niż w C i CB) - To F MH (26,0 i 36,9% więcej niż w C i CB) - Hp H MH (12,6 i 22,4% więcej niż w C i CB)	n/a		n/a	
↓	<u>Główki po zbiorze</u> <u>Cukry redukujące:</u> - Vo R UAE (31,4 i 36,1% mniej niż w C i CB) - Tp F UAE (10,5 i 16,6% mniej niż w C i CB) - Ur L MH (5,8 i 12,2% mniej niż w C i CB) - To F UAE (2,1% więcej niż w C, 4,9% mniej niż w CB) <u>Cukry ogółem:</u> - Tp F UAE (15,6 i 8,2% mniej niż w C i CB) - Ur L MH (15,4 i 8,0% mniej niż w C i CB) - To F UAE (13,4 i 5,9% mniej niż w C i CB)	n/a		n/a	

Tabela 1(B). Kontynuacja.

Testy polowe – kapusta głowiasta biała	Testy polowe – seler korzeniowy	Testy polowe – rzodkiewka
<b>Glukozytolany</b>		
<p>↑</p> <p><u>Główki po zbiorze</u>  <u>np. neoglukobrassicyna:</u>  - Vo R UAE (0,3 i 1,0% więcej niż w C i CB)  - Ur L MH (0,2 i 0,8% więcej niż w C i CB)  <u>np. synigryna:</u>  - Vo R UAE (1,6% mniej niż w C, 2,9% więcej niż w CB)  - Sg L UAE (2,4% mniej niż w C, 2,0% więcej niż w CB)  <u>np. glukobrassicyna:</u>  - Ur L UAE (3,1 i 0,8% więcej niż w C i CB)  - Tp F UAE (2,8 i 0,5% więcej niż w C i CB)  <u>np. glukorafanina:</u>  - To L UAE (0,4 i 3,1% więcej niż w C i CB)  - Hp H UAE (0,1% mniej niż w C, 2,7% więcej niż w CB)</p>	n/a	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. glukoerucyna:</u>  - Sg L UAE (9,8 i 8,5% więcej niż w C i CB)  - Hp H UAE (7,2 i 5,9% więcej niż w C i CB)  - Hp H MH (6,6 i 5,3% więcej niż w C i CB)  <u>np. glukobrassicinanapina:</u>  - To L UAE (7,0 i 8,5% więcej niż w C i CB)  - Ur L MH (5,9 i 7,4% więcej niż w C i CB)  <u>np. glukonasturtiina:</u>  - Sg L MH (2,9 i 10,6% więcej niż w C i CB)  - Vo R MH (2,2 i 9,8% więcej niż w C i CB)  - Tp F UAE (1,1 i 8,7% więcej niż w C i CB)  <u>np. glukonapina:</u>  - Sg L MH (39,2 i 18,7% więcej niż w C i CB)  - Vo R MH (38,4 i 18,0% więcej niż w C i CB)</p>
<p>↓</p> <p><u>Główki po zbiorze</u>  <u>np. neoglukobrassicyna:</u>  - To L UAE (0,6% mniej niż w C, tyle samo co w CB)  - Sg L MH (0,5% mniej niż w C, 0,1% więcej niż w CB)  <u>np. synigryna:</u>  - Tp F UAE (4,5 i 0,2% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (4,4% mniej niż w C, tyle samo co w CB)  <u>np. glukobrassicyna:</u>  - Vo R UAE (0,4% więcej niż w C, 1,8% mniej niż w CB)  - Sg L UAE (0,9% więcej niż w C, 1,4% mniej niż w CB)  - To L UAE (1,0% więcej niż w C, 1,3% mniej niż w CB)  <u>np. glukorafanina:</u>  - Vo R MH (2,6% mniej niż w C, 0,1% więcej niż w CB)  - Tp F MH (2,5% mniej niż w C, 0,1% więcej niż w CB)</p>	n/a	<p><u>Zgrubienia</u>  <u>np. glukoerucyna:</u>  - Vo R MH (8,6 i 9,8% mniej niż w C i CB)  - To F UAE (8,3 i 9,4% mniej niż w C i CB)  - Ur L UAE (8,2 i 9,3% mniej niż w C i CB)  <u>np. glukobrassicinanapina:</u>  - Hp H MH (1,0% mniej niż w C i 0,3% więcej niż w CB)  - Sg L MH (0,5% mniej niż w C i 0,8% więcej niż w CB)  - Hp H UAE (0,5% mniej niż w C i 0,9% więcej niż w CB)  <u>np. glukonasturtiina:</u>  - To L UAE (10,6 i 4,0% mniej niż w C i CB)  - Ur L MH (10,1 i 3,4% mniej niż w C i CB)  - Sg L UAE (9,8 i 3,1% mniej niż w C i CB)  <u>np. glukonapina:</u>  - To F MH (0,4 i 15,1% mniej niż w C i CB)  - Tp F MH (2,3% więcej niż w C i 12,8% mniej niż w CB)</p>

Objaśnienia skrótów: UAE, ekstrakcja wspomaganą ultradźwiękami; MH, homogenizacja mechaniczna; n/a, nie analizowano; C, grupa kontrolna, oprysk dolistny wykonany wodą; CB, grupa kontrolna, oprysk dolistny wykonany biostymulatorem komercyjnym; Hp H, *Hypericum perforatum* L. (dziurawiec zwyczajny, ziele); Sg L, *Solidago gigantea* Ait. (nawłóć późna, liście); To F, To L, *Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg (mniszek pospolity, kwiaty, liście); Tp F, *Trifolium pratense* L. (koniczyna czerwona, kwiaty); Ur L, *Urtica dioica* L. (pokrzywa zwyczajna, liście); Vo R, *Valeriana officinalis* L. (kozłek lekarski, korzenie).

## 5. DYSKUSJA

Szacuje się, że ok. 33% światowego rolnictwa ekologicznego znajduje się w Europie, z czego ok. 6,4% jest zlokalizowane w Polsce, gdzie zainteresowanie zrównoważonymi technikami i technologiami rolniczymi stale rośnie, co było szczególnie zauważalne w latach 1999 – 2013. W tym okresie liczba polskich producentów żywności ekologicznej wzrosła z 27 do 26 499, a powierzchnia upraw z 300 do 674 694 ha [89]. W związku z tym, istnieje wyraźna potrzeba opracowywania nowych preparatów, które zapewnią wysokie plony dobrej jakości i będą wspierać przyszłość rolnictwa ekologicznego [204].

Niższe plony (o 5 – 32%) w ogrodnictwie ekologicznym w porównaniu do rolnictwa konwencjonalnego wynikają przede wszystkim z dostępności składników odżywczych (głównie N i P), ale są również związane z występowaniem chorób grzybowych czy bakteryjnych [89, 205]. Z tego powodu, stosowanie biostymulatorów wzrostu roślin w celu zwiększenia produktywności upraw, dostępności składników odżywczych w glebie, efektywności wykorzystania wody oraz absorpcji składników odżywczych i ich asymilacji oraz indukcji mechanizmów odpornościowych na stresy abiotyczne i biotyczne stanowi obiecujące podejście, które jest dodatkowo przyjazne dla środowiska. Pozwoliłoby ono również na zmniejszenie zużycia nawozów (w szczególności bogatych w azot) oraz zwiększenie tolerancji roślin na stresy abiotyczne i biotyczne [41, 48, 208, 61, 70, 88, 89, 97, 98, 206, 207].

### 5.1. WPŁYW BIOSTYMULATORÓW NA CZĘŚĆ NADZIEMNĄ ORAZ SYSTEM KORZENIOWY ROŚLIN

Testowane w ramach rozprawy doktorskiej ekstrakty roślinne stymulowały wzrost plonów świeżej i suchej masy uprawianych roślin modelowych – siewek kapusty głowiastej białej [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020], selera korzeniowego [A3 – Godlewska i in. 2020], kapusty głowiastej białej [A4 – Godlewska i in. 2021] oraz rzodkiewki [A5 – Godlewska i in. 2021] (Tabela 1). Korzystne efekty zaobserwowane po aplikacji formułki wynikają z usprawnienia procesów życiowych roślin.

Biostymulatory wykazują pozytywny wpływ na wzrost roślin oraz zwiększają wydajność upraw poprzez: (1) asymilację azotanów, stymulację aktywności enzymów zaangażowanych w metabolizm C i N, cykl Krebsa oraz glikolizę [92, 209–211], (2) regulację syntezy pigmentów asymilacyjnych [120, 210, 212], (3) indukcję

aktywności podobnej do hormonów (zwłaszcza auksyn i giberelin) [59, 89, 92, 209–211, 213], (4) wzmacnianie systemów obronnych roślin przed stresem abiotycznym i biotycznym [96, 214], a także (5) zwiększanie aktywności jonów żelaza w komórkach [210] oraz (6) wzrost zawartości aminokwasów i zwiększonej biosyntezy białek [41].

Zapewnienie optymalnego wzrostu i rozwoju roślin uprawnych, poprzez dostarczanie odpowiedniej ilości składników odżywczych, pozwala na osiąganie większych plonów [197]. Zwiększona efektywność pobierania azotu, zmniejszona degradacja chlorofilu oraz starzenie się liści, a tym samym ich wyższy indeks zieloności [47, 184, 215–217] wpływają na wzrost suchej masy liści [218–220]. Odżywanie NPK jest szczególnie istotne dla metabolizmu węglowodanów i kwasów organicznych, ponieważ makroskładniki te uczestniczą w aktywacji enzymów regulujących szlaki fotosyntezy i transport metabolitów [96]. Zastosowanie biostymulatorów może przyczynić się do poprawy stanu odżywienia traktowanych roślin w wyniku modyfikacji architektury systemu korzeniowego (długości, gęstości i liczby korzeni bocznych) [92, 96, 210, 214, 221], co może intensyfikować efektywność wykorzystania składników odżywczych, zwiększając w ten sposób świeżą i suchą biomasę [92].

Wielu naukowców wykazało, że preparaty wytworzone na bazie surowców naturalnych mogą promować wzrost części nadziemnych i podziemnych roślin [A6 – Godlewska i in. 2021], gdyż zawierają substancje biorące udział w mechanizmach odpowiedzialnych za stymulację wzrostu roślin [197], jak na przykład: fitohormony, związki niskocząsteczkowe (np.: związki fenolowe, aminokwasy, karotenoidy, glutation, kwas askorbinowy,  $\alpha$ -tokoferol) [222–225], peptydy czy prekursorzy biosyntezy fitohormonów (np. tryptofanu) [226]. Peptydy zaangażowane są w różnicowanie komórek, indukcję inhibitorów proteazy, podziały komórkowe oraz mechanizmy samoniezgodności [227]. Te bioaktywne związki mogą wpływać na aktywację szlaków transdukcji sygnałów poprzez modulację biosyntezy endogennych fitohormonów (aktywność podobna do auksyn i/lub giberelin) zwiększając w ten sposób wielkość plonów [92]. Ponadto, biostymulatory zawierające białka, polisacharydy oraz połączenia aminokwasów i krótkich peptydów (hydrolizatów białek) stymulują wzrost roślin, zwiększają suchą masę oraz zawartość chlorofilu, promują asymilację azotu poprzez skoordynowaną regulację metabolizmu C i N [68, 70, 228, 229]. Aminokwasy uczestniczą w syntezie związków organicznych (np.: amin, puryn, pirymidyn, witamin, alkaloidów, terpenów) oraz wpływają na absorpcję mikro- i makroskładników [209, 230]. Związki

biostymulujące wykazują również pozytywny wpływ na biologię gleby, a ich zastosowanie można uznać za dobrą strategię odtwarzania obszarów półpustynnych i zdegradowanych ekosystemów [208].

Korzystny wpływ biostymulatorów na system korzeniowy może być ściśle związany z obecnością fitohormonów stymulujących wzrost roślin i zwiększających intensywność fotosyntezy [231]. Wzrost długości części podziemnych można przypisać obecności fitohormonów, np.: kwasu abscysynowego, kwasu indolo-3-octowego, *cis*-zeatyny, *trans*-zeatyny, rybozydu zeatyny, które również zwiększają odporność na stres abiotyczny (np. wysokie zasolenie) [232]. Egzogenne auksyny uczestniczą w kształtowaniu architektury systemu korzeniowego – mogą hamować wzrost elongacyjny korzenia głównego oraz promować tworzenie korzeni bocznych [41, 233, 234]. Jednakże, ostatnie badania naukowe sugerują, że stężenie auksyn w wielu biostymulatorach jest zbyt niskie, aby mogły one stymulować wzrost systemu korzeniowego. Aktywność tę przypisuje się zawartości aminokwasów, kwasów karboksylowych, które wykazują działanie podobne do auksyn [89]. Bio-preparaty mogą również zwiększać wchłanianie składników odżywczych przez korzenie i w efekcie prowadzić do efektywniejszego wykorzystania wody i składników odżywczych, a także poprawy wzrostu ogólnego i wigoru roślin [233].

## 5.2. WPŁYW BIOSTYMULATORÓW NA SKŁAD CHEMICZNY ROŚLIN

Przeprowadzone badania dowiodły, iż wytworzone ekstrakty roślinne wykazywały zróżnicowany wpływ na skład chemiczny uprawianych warzyw (Tabela 1). W zebranych roślinach wykonano oznaczenia:

- indeksu zieloności liścieni, chlorofilu *a + b* (liścienie), karotenoidów (liścienie), związków fenolowych (części nadziemne), aktywności antyoksydacyjnej (części nadziemne) w siewkach kapusty głowiastej białej [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020],

- indeksu zieloności liści, koloru liści, chlorofilu *a + b* (liście), karotenoidów (liście), witaminy C (liście, zgrubienia), związków fenolowych (rozety liści, zgrubienia), aktywności antyoksydacyjnej (rozety liści, zgrubienia), azotanów (liście, zgrubienia), mikroskładników (liście, zgrubienia), makroskładników (liście, zgrubienia), metali ciężkich (liście, zgrubienia), związków lotnych (liście) oraz kwasów tłuszczowych (zgrubienia) w selerze korzeniowym [A3 – Godlewska i in. 2020],

- indeksu zieloności liści zewnętrznych, koloru liści zewnętrznych, chlorofilu  $a + b$  (liście zewnętrzne), karotenoidów (liście zewnętrzne), witaminy C (liście zewnętrzne, główki), związków fenolowych (liście zewnętrzne, główki), aktywności antyoksydacyjnej (liście zewnętrzne, główki), azotanów (liście zewnętrzne, główki), mikrośladników (główki), makrośladników (główki), metali ciężkich (główki), związków lotnych (główki), kwasów tłuszczowych (główki), steroli (główki), glukozyolanów (główki) oraz cukrów (główki) **w kapuście głowiastej białej [A4 – Godlewska i in. 2021]**,

- indeksu zieloności liści, koloru liści, chlorofilu  $a + b$  (liście), karotenoidów (liście), witaminy C (liście, zgrubienia), związków fenolowych (rozety liści, zgrubienia), aktywności antyoksydacyjnej (rozety liści, zgrubienia), azotanów (rozety liści, zgrubienia), mikrośladników (liście, zgrubienia), makrośladników (liście, zgrubienia), metali ciężkich (liście, zgrubienia), związków lotnych (liście), kwasów tłuszczowych (zgrubienia), steroli (zgrubienia) oraz glukozyolanów (zgrubienia) **w rzodkiewce [A5 – Godlewska i in. 2021]**.

Działania podejmowane w celu maksymalizacji plonów, powinny równocześnie zapewniać produkcję żywności wysokiej jakości, która zyskuje coraz większe zainteresowanie konsumentów. Jakość świeżych upraw ogrodniczych może być definiowana, jako „dynamiczna kombinacja ich właściwości fizykochemicznych i zmieniającej się percepcji konsumentów, która obejmuje składniki organoleptyczne, odżywcze i bioaktywne” [92].

Wzrost wartości odżywczej uprawianej żywności, traktowanej bio-preparatami, może być wynikiem: 1) poprawy aktywności mikrobiologicznej i enzymatycznej gleby, 2) zwiększania zdolności wymiany kationowej gleby oraz tworzenia bardziej dostępnych form z nierozpuszczalnymi pierwiastkami (np. Fe) [42, 54, 238, 64, 70, 73, 89, 210, 235–237], 3) modulowania fizjologii roślin (morfologii korzeni, aktywności  $H^+$ -ATPazy w korzeniach, kolonizacji korzeni przez arbuskularne grzyby mikoryzowe), a tym samym 4) zwiększenia pobierania, asymilacji i translokacji mikro- i makrośladników [42, 54, 238, 59, 64, 92, 120, 210, 213, 235, 237]. Biostymulatory zawierające wolne aminokwasy i peptydy wykazują zdolność do obniżania akumulacji azotanów w liściach [92], co może być związane z regulacją ekspresji kluczowych genów uczestniczących w absorpcji azotu (np. reduktazy azotanowej), przyczyniając się do wyższej asymilacji azotanów do aminokwasów [70, 73, 89, 92]. Ponadto, mogą wpływać na wzrost świeżego plonu, suchej masy systemu korzeniowego, a także zwiększać stężenie osmolitów,



glukozynolanów, steroli i terpenów [239, 240] oraz łagodzić skutki wywołane stresem oksydacyjnym [240]. Efekt ich działania jest korzystny dla roślin, gdyż terpeny uczestniczą w funkcjach obronnych [241], a glukozynolany pełnią rolę sygnałową w odpowiedzi na stres abiotyczny [242, 243]. Polisacharydy mogą również wykazywać zróżnicowany wpływ na zawartość fitosteroli, które odgrywają istotną rolę we wzroście i rozwoju roślin, w tym w podziale oraz elongacji komórek, biosyntezie celulozy i tworzeniu ściany komórkowej [227, 244] oraz tolerancji na czynniki stresowe [227]. Stigmasterol, sitosterol, kampesterol są prekursorami w biosyntezie endogennych brasinosteroidów [227] oraz są integralnymi składnikami błon komórkowych regulującymi ich stabilność i przepuszczalność [227, 240, 245]. Obecność łatwo przyswajalnych cząsteczek sygnałowych w bio-preparatach (np. wolnych aminokwasów, rozpuszczalnych peptydów), które uczestniczą w syntezie wielu związków organicznych, może wpływać na zwiększoną absorpcję składników odżywczych [92, 246]. Zapewnienie odpowiedniej ilości mikro- i makroskładników jest niezbędne do prawidłowego przebiegu procesu fotosyntezy [197, 247], który jest wrażliwy na czynniki środowiskowe [197]. Pierwiastki takie jak: N, P, K, Mg, S, Fe czy Cu są wykorzystywane przez rośliny do tworzenia chlorofilu [197, 248].

Wzrost zawartości kwasu askorbinowego może być spowodowany: (1) regulacją podstawowych enzymów związanych z homeostazą prooksydacyjno-antyoksydacyjną [249] i (2) udziałem w zwiększonej przyswajalności mikro- i makroskładników, co mogłoby przyczynić się do syntezy aminokwasów, tyrozyny i fenyloalaniny [206, 249]. Biostymulatory mogą wpływać na wzrost zawartości cukrów w roślinach [250]. Ich zwiększona biosynteza może być związana ze wzrostem zawartości chlorofilu, fotosyntezą netto i wydajnością kwantową fotosystemu II [41]. Cukry zawarte w biostymulatorach mogą usprawniać biosyntezę niskocząsteczkowych związków antyoksydacyjnych, takich jak kwas askorbinowy czy fenole [96]. Aminokwasy, glikozydy, polisacharydy oraz kwasy organiczne obecne w bio-preparatach mogą działać jako prekursorzy lub aktywatory niektórych fitohormonów w roślinach, co może prowadzić do wzrostu zawartości związków fenolowych [251]. Wzrost zawartości polifenoli w warunkach obniżonego nawożenia azotem może wynikać ze zwiększonej aktywności amoniakolizy fenyloalaniny, co skutkuje wytwarzaniem kwasu cynamonowego potrzebnego do biosyntezy flawonoidów i grup aminokwasowych [246]. Aktywność antyoksydacyjna często wzrasta w roślinach ze względu na zwiększoną zawartość

polifenoli, gdyż fenolowe grupy funkcyjne pełnią rolę sekwestrantów wolnych rodników (ang. *reactive oxygen species*, ROS) [252–254]. Wyższe stężenie fenoli (zwłaszcza kwasu galusowego, flawononów, stylbenów) i zdolności antyoksydacyjnej może być również przypisane obecności tiaminy, która reguluje ekspresję genów szlaku fenylopropanoidowego, co skutkuje większym wzrostem metabolitów wtórnych i zdolności antyoksydacyjnej [246, 255]. Z kolei intensywne nawożenie azotem może prowadzić do niższej zawartości związków fenolowych [256] oraz obniżenia ilości witaminy C w uprawianych roślinach [257–259]. Synteza i akumulacja tych metabolitów wtórnych (całkowitych fenoli i kwasu askorbinowego) może być związana z aktywnością kluczowych enzymów zaangażowanych w homeostazę fitochemiczną (ang. *phytochemical homeostasis*) (efekt bezpośredni), jak również zmianami stanu odżywienia (K i Mg; działanie pośrednie) [92].

### **5.3. WPŁYW BIOSTYMULATORÓW NA ROŚLINY PODDANE STRESOWI ABIOTYCZNEMU**

Stosowanie biostymulatorów jest szczególnie zalecane podczas wystąpienia niekorzystnych warunków środowiskowych w celu łagodzenia szkód wywołanych przez czynniki stresogenne (susza, zasolenie, ekstremalna temperatura, stres oksydacyjny) [212, 242]. Mogą być one aplikowane w różnym czasie: przed narażeniem na stres, natychmiast po wystąpieniu stresu lub później [225].

Podczas trwania badań polowych warunki pogodowe nie były optymalne dla wzrostu roślin modelowych. Dla przykładu, średnie temperatury oraz ilości opadów wynosiły odpowiednio: 20,8°C i 48,4 mm·m<sup>-2</sup> w czerwcu, 22,6°C i 78,2 mm·m<sup>-2</sup> w lipcu, 23,9°C i 8 mm·m<sup>-2</sup> w sierpniu. Ze względu na duże wymagania wodne wybranych trzech gatunków warzyw, w celu poprawy ich wzrostu i rozwoju, a także zachowania cech jakościowych, niezbędne było ich regularne i równomierne nawadnianie.

Związki bioaktywne w ekstraktach roślinnych mogą poprawiać wzrost i rozwój upraw w warunkach stresowych, (1) modulując metabolizm fitohormonów oraz wpływając na: (2) pierwotny lub wtórny metabolizm, (3) pobieranie wody i składników odżywczych, (4) funkcje enzymów, (5) proces fotosyntezy, (6) ekspresję genów, (7) transdukcję sygnałów, (8) system obrony antyoksydacyjnej, (9) przewodność szparkową, czy (10) starzenie się liści [59, 67, 225, 239, 260, 261]. Warto dodać, że biostymulatory zwiększają także odporność roślin na stres biotyczny. Ograniczanie wzrostu patogenów, aktywność przeciwbakteryjna oraz mechanizmy obronne mogą być spowodowane

obecnością związków o strukturze fenolowej np.: karwakrol, eugenol czy tymol [89]. Zazwyczaj wzrost biosyntezy fenoli jest odpowiedzią na niekorzystne warunki uprawy, gdyż związki te podnoszą odporność roślin na stresy środowiskowe [197]. Bio-preparaty mogą zwiększać zawartość antocyjanów i fenoli w uprawach w wyniku modulacji genów biorących udział w szlaku biosyntezy antocyjanów i flawonoidów [225]. Efekty stosowania biostymulatorów można przypisać indukcji aktywności enzymu liazy amoniakalnej fenyloalaniny, który jest kluczowym regulatorem biosyntezy związków fenolowych [88]. Mogą one również modyfikować aktywność enzymów i wpływać na właściwości przeciwutleniające związków, takich jak likopen, kwas askorbinowy i związki fenolowe [97]. Wpływ biostymulatorów na metabolizm wtórny roślin nie jest do końca poznany, ale wykazano, że mogą one zwiększać potencjał antyoksydacyjny warzyw, owoców i kwiatów [41]. Wzrost aktywności antyoksydacyjnej można przypisać aktywacji kluczowych enzymów związanych z homeostazą antyoksydantów komórkowych i poprawą wchłaniania pierwiastków biorących udział w syntezie aminokwasów [206, 262].

Preparaty zawierające polifenole, polisacharydy, białka, aminokwasy (np.: kwas glutaminowy, histydyna, prolina, glicyna) aktywują mechanizmy obronne roślin, co skutkuje wzrostem odporności na abiotyczne czynniki stresowe [48, 68, 70, 208, 209, 246]. Betaina glicynowa zwiększa tolerancję roślin na wysokie temperatury i wzmacnia ekspresję genów szoku cieplnego [209]. Ponadto, polisacharydy, związki fenolowe, kwasy tłuszczowe, alkaloidy, terpenoidy, oligopeptydy, polietery, glukozytolany i izotiocyjaniiny obecne w bio-preparatach wykazują potencjał allelopatyczny [263–265]. Wykazano, że obecność aminokwasów w preparatach może mieć wpływ na zawartość kwasów tłuszczowych, ponieważ w wyniku rozkładu określonych aminokwasów syntezowanych w roślinach (np.: leucyny, izoleucyny, waliny) wytwarza się acetylo-CoA, który jest substratem do syntezy kwasów tłuszczowych [251]. Z kolei kwasy tłuszczowe są prekursorami wielu związków lotnych odpowiedzialnych za zapach owoców i warzyw [266] oraz pośredniczących w interakcjach z innymi roślinami lub zwierzętami, a także biorących udział w ochronie roślin przed stresami abiotycznymi, usuwaniu reaktywnych form tlenu czy też w mechanizmach adaptacji [267, 268]. Zawartość cytokinin w naturalnych produktach może również pomóc w łagodzeniu stresów wywołanych przez wolne rodniki [209], a także zwiększać zawartość cukrów w roślinach, które działając jak osmolity, pomagają roślinom tolerować stres osmotyczny [269]. Wykazano

również, że karotenoidy zawarte w bio-preparatach biorą udział w procesie fotosyntezy oraz w neutralizacji szkodliwego działania wolnych rodników [197].

#### **5.4. POTENCJALNY MECHANIZM DZIAŁANIA BIOSTYMULATORÓW**

Mechanizm działania biostymulatorów nadal nie jest dokładnie poznany. Trudność ta wynika z faktu, iż produkowane są one głównie na bazie surowców zawierających wiele związków bioaktywnych, które nie są w pełni zidentyfikowane, a których aktywność może wynikać z oddziaływań zarówno synergistycznych, addytywnych, jak i antagonistycznych [30, 41, 46, 48, 58, 70, 73, 89, 97, 227]. W związku z tym, mechanizmy działania biostymulatorów są zróżnicowane [212], a ich korzystne działanie przypisywane jest intensyfikacji procesów zachodzących w roślinach [59, 89, 206, 213].

Lepsze zrozumienie mechanizmu działania biostymulatorów jest konieczne, aby móc udoskonalić i znormalizować metody wytwarzania ekstraktów o pożądanej zawartości związków biologicznie aktywnych w celu poprawy ich skuteczności oraz optymalizacji procesów przemysłowych [56]. Aby określić sposób ich działania, niezbędne są informacje dotyczące szczegółowych analiz morfologicznych, fizjologicznych, biochemicznych i molekularnych testowanych roślin [69]. Jednakże, jest to niezwykle trudne [47, 54, 69], przede wszystkim ze względu na różnorodność wykorzystywanych surowców i złożoność powstałych produktów [56, 208].

Pomimo ostatnich postępów w rozszyfrowywaniu fizjologicznych i biochemicznych mechanizmów działania biostymulatorów wzrostu roślin, nadal potrzebne są dodatkowe badania, aby zrozumieć, na przykład, jakie mechanizmy molekularne leżą u podstaw obserwowanego działania biostymulującego, jaka jest optymalna metoda, dawka i termin ich stosowania w celu poprawienia wzrostu, rozwoju i odporności na stresy roślin uprawnych [46]. Analiza różnic w ekspresji genów może poszerzyć wiedzę na temat zmian (m.in. modulowanych szlaków fizjologicznych czy aktywowanych receptorów) zachodzących w roślinach, co mogłoby pomóc w ocenie wpływu i roli związków bioaktywnych (zidentyfikowanych i niezidentyfikowanych) [41]. Zrozumienie sposobu działania biostymulatorów jest podstawowym wymogiem regulacyjnym dotyczącym ich skutecznego marketingu oraz produkcji [270]. Wiedza ta jest niezbędna do opracowania specyficznych biostymulatorów nowej generacji [46].

Aplikacja biostymulatorów w warunkach rzeczywistych jest ważnym etapem w badaniach nad biostymulatorami i zasługuje na znaczną uwagę. Wykazanie

i scharakteryzowanie długotrwałej aktywności biostymulującej w uprawach polowych ma kluczowe znaczenie dla wprowadzenia na skalę przemysłową wielu potencjalnych rozwiązań [271].

W artykule przeglądowym [A6 – Godlewska i in. 2021] przedstawiono aktualne zestawienie prac naukowych potwierdzających korzystny wpływ preparatów na bazie surowców naturalnych na rośliny uprawne oraz ich skuteczność w warunkach stresowych. Rola poszczególnych analizowanych związków we wzroście roślin oraz ich wpływ na organizm ludzki zostały przedstawione w pozostałych artykułach składających się na cykl rozprawy doktorskiej [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020, A3 – Godlewska i in. 2020, A4 – Godlewska i in. 2021, A5 – Godlewska i in. 2021]. **Wyniki badań, przedstawione w tych pracach, dowiodły, że ekstrakty na bazie roślin wyższych wykazują istotny wpływ na plonowanie i skład chemiczny roślin modelowych.**

Ekstrakty botaniczne mogą być wykorzystane jako potencjalne biostymulatory wzrostu roślin i stosowane do uzupełniania i ulepszania istniejących praktyk rolniczych [91].

## 6. WNIOSKI

Na podstawie przeprowadzonych badań laboratoryjnych i polowych można wyciągnąć następujące wnioski:

1. Ekstrakty roślinne wytworzone na podstawie opacowanych metod mogą być stosowane w nowoczesnej uprawie roślin, jako potencjalne biostymulatory, w celu osiągnięcia zwiększonych plonów wysokiej jakości, a których aplikacja może przynieść korzyści zarówno ekonomiczne, jak i środowiskowe.
2. Wytworzenie ekstraktów roślinnych na bazie naturalnych surowców i wody może przyczynić się do zwiększenia ich konkurencyjności na rynku.
3. Ekstrakty roślinne aplikowane w postaci oprysku dolistnego wywierały zróżnicowany wpływ na plonowanie i skład chemiczny roślin modelowych uprawianych w warunkach kontrolowanych oraz rzeczywistych polowych. Ich stosowanie powinno być dopasowane do indywidualnych potrzeb roślin, warunków uprawowych oraz oczekiwanych rezultatów.
4. Badania laboratoryjne umożliwiły wybór optymalnego stężenia ekstraktu (0,5%) oraz eliminację preparatów o najniższych właściwościach stymulujących.
5. Stworzono oryginalną, kompletną metodykę badawczą, która może być wykorzystana do dalszego rozwoju tej dziedziny nauki.
6. Najsilniejsze właściwości stymulujące wzrost roślin uprawnych wykazywały ekstrakty na bazie ziela dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum* L.) wytworzone za pomocą ekstrakcji wspomaganą ultradźwiękami – zwiększyły one plon główek kapusty o 13,3 i 3,0% w porównaniu do C i CB, natomiast te otrzymane za pomocą homogenizacji mechanicznej wpłynęły na wzrost plonu zgrubień selera korzeniowego o 68,2 i 52,0% w stosunku do C i CB. Plon zgrubień rzodkiewki był większy w grupach traktowanych ekstraktami, wytworzonymi z wykorzystaniem homogenizacji mechanicznej, z liści mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg.) o 81,2 i 24,9% oraz nawłoci późnej (*Solidago gigantea* Ait.) o 80,6 i 24,5% porównując do grup kontrolnych C i CB.
7. Generalnie, najbardziej pożądane efekty obserwowano po zastosowaniu formułacji na bazie:
  - a. mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg.), kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis* L.), pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica* L.)

- i nawłoci późnej (*Solidago gigantea* Ait.) w uprawie kapusty głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*),
- b. dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum* L.), mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg.) i nawłoci późnej (*Solidago gigantea* Ait.) w uprawie selera korzeniowego (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*),
- c. mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg.), kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis* L.) i nawłoci późnej (*Solidago gigantea* Ait.) w uprawie rzodkiewki (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*).
8. Do dalszych badań, mających na celu wytworzenie preparatów o szerokim spektrum działania w stosunku do większej grupy roślin warzywnych, należałoby rozważyć wykorzystanie mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale* (L.) Weber ex F.H. Wigg.), kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis* L.) oraz nawłoci późnej (*Solidago gigantea* Ait.).
9. Zastosowanie ekstrakcji wspomaganiej ultradźwiękami oraz homogenizacji mechanicznej umożliwiło otrzymanie preparatów o właściwościach biostymulujących.
10. Biostymulatory stanowią grupę produktów, które mogą wypełnić przestrzeń pomiędzy nawozami mineralnymi i środkami ochrony roślin. Mogą przyczynić się do zwiększenia efektywności wykorzystania wody i składników pokarmowych, a także pozwolić na ograniczenie stosowania preparatów otrzymywanych na drodze syntezy chemicznej.
11. Rezultaty badań wnoszą istotny wkład do postępu dyscypliny w zakresie rozwoju biostymulatorów – wykorzystania naturalnych surowców, które dotychczas nie były stosowane do tych celów, produkcji ekstraktów oraz analizy jakościowej i ilościowej efektów ich stosowania.

**Aktualnie prowadzone badania:**

12. Obecnie kontynuuję badania dotyczące poznania, dotychczas nieodkrytego, mechanizmu działania ekstraktów roślinnych, które pozwolą rozszyfrować molekularne i fizjologiczne czynniki wyzwalające określone reakcje w roślinach. Zwiększą one wiedzę dotyczącą możliwości zastosowania różnych metod ekstrakcyjnych oraz nowych surowców do produkcji biostymulatorów. Zaplanowane badania genetyczne, charakterystyka wytworzonych ekstraktów oraz wiedza o wpływie biopreparatów na rośliny w warunkach optymalnych, a także stresu abiotycznego, umożliwią uzyskanie kompleksowych danych dotyczących mechanizmu działania innowacyjnych biostymulatorów.



## 7. PODSUMOWANIE I WYKAZ DOROBKU NAUKOWEGO

Reasumując, w ramach rozprawy doktorskiej zrealizowałam następujące zadania badawcze:

1. Dokonałam przeglądu literatury dotyczącego wykorzystania naturalnych surowców do produkcji preparatów o działaniu biostymulującym oraz ich wpływu na rośliny uprawiane w warunkach naturalnych oraz poddanych działaniu czynników stresowych.
2. Sformułowałam hipotezę oraz cel rozprawy doktorskiej.
3. Wytypowałam 26 biomas, które dotychczas nie były stosowane do produkcji preparatów o potencjalnym działaniu biostymulującym: (1) liście aloesu zwyczajnego (*Aloe vera*), (2) owoce aronii czarnej (*Aronia melanocarpa*), (3) ziele bylicy pospolitej (*Artemisia vulgaris*), (4) korzenie spichrzowe buraka zwyczajnego (*Beta vulgaris*), (5) kwiaty nagietka lekarskiego (*Calendula officinalis*), (6) kwiaty i (7) liście jeżówki purpurowej (*Echinacea purpurea*), (8) ziele skrzypu polnego (*Equisetum arvense*), (9) owoce rokitnika zwyczajnego (*Hippophae rhamnoides*), (10) ziele dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum*), (11) nasiona soczewicy jadalnej (*Lens culinaris*), (12) kwiaty rumianku pospolitego (*Matricaria chamomilla*), (13) ziele bazylii pospolitej (*Ocimum basilicum*), (14) nasiona grochu zwyczajnego (*Pisum sativum*), (15) ziele babki zwyczajnej (*Plantago major*), (16) ziele rdestu ptasiego (*Polygonum aviculare*), (17) liście orlicy pospolitej (*Pteridium aquilinum*), (18) liście nawłoci późnej (*Solidago gigantea*), (19) korzenie żywokostu lekarskiego (*Symphytum officinale*), (20) kwiaty, (21) liście i (22) korzenie mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale*), (23) kwiaty koniczyny czerwonej (*Trifolium pratense*), (24) liście i (25) korzenie pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica*) oraz (26) korzenie kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis*).
4. Opracowałam metodę produkcji ekstraktów roślinnych z wykorzystaniem ekstrakcji wspomaganą ultradźwiękami, a także sposób ich aplikacji.
5. Przeprowadziłam badania laboratoryjne w warunkach kontrolowanych (testy laboratoryjne) na siewkach kapusty głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*) w celu wytypowania surowców, których ekstrakty wykazywały najsilniejsze właściwości biostymulujące oraz w celu doboru ich optymalnego stężenia.

6. Oceeniłam wpływ dolistnej aplikacji ekstraktów na siewki kapusty głowiastej białej wykonując oznaczenia: długości, świeżej i suchej masy części nadziemnych oraz systemu korzeniowego, a także przeprowadzając analizy chemiczne zawartości chlorofilu *a + b*, karotenoidów, związków fenolowych oraz dokonując pomiarów indeksu zieloności liścieni i aktywności antyoksydacyjnej.
7. Przeprowadziłam analizę porównawczą oraz statystyczną wyników otrzymanych w badaniach laboratoryjnych w odniesieniu do grup kontrolnych traktowanych wodą destylowaną (C) oraz komercyjnym biostymulatorem (CB).
8. Uzyskane wyniki (punkty 5 – 7) opublikowałam w formie dwóch artykułów badawczych [A1 – Godlewska i in. 2019, A2 – Godlewska i in. 2020].
9. Na podstawie badań laboratoryjnych w warunkach kontrolowanych, wytypowałam 7 surowców: (1) ziele dziurawca zwyczajnego (*Hypericum perforatum*), (2) liście nawłoci późnej (*Solidago gigantea*), (3) kwiaty i (4) liście mniszka pospolitego (*Taraxacum officinale*), (5) kwiaty koniczyny czerwonej (*Trifolium pratense*), (6) liście pokrzywy zwyczajnej (*Urtica dioica*) oraz (7) korzenie kozłka lekarskiego (*Valeriana officinalis*) do badań w warunkach rzeczywistych (testy polowe).
10. Opracowałam drugą metodę produkcji ekstraktów z wykorzystaniem homogenizacji mechanicznej (rozdrabniania mechanicznego połączonego z energią fali dźwiękowej).
11. Sporządziłam 14 formułacji składających się z substancji czynnej w formie ekstraktu roślinnego (0,5%), adiuwantu (0,02%), przeciwutleniacza (0,15%) oraz konserwantu (0,1%). Do ich przygotowania wykorzystałam ekstrakty wytworzone za pomocą ekstrakcji wspomagananej ultradźwiękami oraz homogenizacji mechanicznej.
12. Wpływ wytworzonych formułacji, aplikowanych w postaci oprysku dolistnego, oceniłam w badaniach polowych na trzech roślinach modelowych: rzodkiewce (*Raphanus sativus* L. var. *sativus*), selerze korzeniowym (*Apium graveolens* L. var. *rapaceum*) oraz kapuście głowiastej białej (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*).
13. Oznaczyłam plon, świeżą i suchą masę, indeks zieloności oraz kolor liści. Dla poszczególnych gatunków wykonałam odpowiednie analizy chemiczne zawartości: chlorofilu *a + b*, karotenoidów, witaminy C, związków fenolowych, azotanów, makro- i mikrośladników, metali ciężkich, związków lotnych, kwasów

- tłuszczowych, steroli, glukozyolanów oraz cukrów, a także dokonałam pomiaru aktywności antyoksydacyjnej.
14. Przeprowadziłam analizę porównawczą oraz statystyczną wyników otrzymanych w badaniach polowych w odniesieniu do grup kontrolnych traktowanych wodą wodociągową (C), formulacją bez substancji czynnej (CF) oraz komercyjnym biostymulatorem (CB).
  15. Uzyskane wyniki badań (punkty 12 – 14) opublikowałam w formie trzech artykułów badawczych [A3 – Godlewska i in. 2020, A4 – Godlewska i in. 2021, A5 – Godlewska i in. 2021].
  16. Opublikowałam artykuł przeglądowy dotyczący wykorzystania roślin wyższych do produkcji potencjalnych biostymulatorów [A6 – Godlewska i in. 2021].
  17. Wiedza na temat korzyści płynących ze stosowania biostymulatorów w uprawie roślin stale rośnie. Istnieje zatem potrzeba zapewnienia innowacyjnych i optymalnych rozwiązań dla konkretnych potrzeb rolniczych i ogrodniczych.
  18. Artykuły naukowe składające się na rozprawę doktorską wnoszą istotny wkład w dziedzinę biostymulatorów, której rozwój powinien zmierzać w kierunku wykorzystania wiedzy nabytej w ramach eksperymentów laboratoryjnych – gdzie stosowane są pojedyncze preparaty – w badaniach polowych (warunki rzeczywiste), podczas których stosowane są również nawozy i środki ochrony roślin.
  19. Przeprowadzone badania są oryginalne i innowacyjne, gdyż dotychczas nie został zbadany wpływ tych ekstraktów na rośliny uprawne. Uzyskane wyniki badań mają charakter poznawczy i aplikacyjny, co spotyka się z dużym zainteresowaniem ze strony świata nauki i przemysłu.

#### **Perspektywy na przyszłość:**

20. Można przypuszczać, iż ekstrakty roślinne będą uznawane za naturalne preparaty nowej generacji do zastosowań w nowoczesnym rolnictwie i ogrodnictwie, których aplikacja będzie powszechną praktyką pozostającą w harmonii ze środowiskiem naturalnym.
21. Wytworzone ekstrakty mogłyby zostać wykorzystane w produkcji roślinnej w celu uzupełnienia asortymentu preparatów dostępnych na rynku.
22. W związku z tym, że do niedawna skuteczność biostymulatorów była oceniana przede wszystkim na podstawie danych obserwacyjnych, wykazanie jasnego mechanizmu

działania wieloskładnikowych ekstraktów powinno być uzasadnionym i osiągalnym celem nadrzędnym. Takie podejście umożliwiłoby poprawę ich skuteczności oraz optymalizację procesów przemysłowych.

**W ramach przewodu doktorskiego:**

23. Zostałam laureatką **Stypendium Prezydenta Miasta Wrocławia – Nagroda im. Jana Mozrzymsa** za wybitne osiągnięcia w dziedzinie badań interdyscyplinarnych.
24. Uzyskałam środki finansowe na realizację projektu pt. „Mechanizm działania nowatorskich ekstraktów roślinnych i ich wpływ na odporność na stres *Arabidopsis thaliana*” (Nr 2018/29/N/NZ9/02430) w ramach programu **PRELUDIUM** organizowanego przez **Narodowe Centrum Nauki (209 997 PLN, 18.02.2019 r. – 17.02.2023 r.)**.
25. Otrzymałam grant pt. „Reakcja wybranych gatunków warzyw na biostymulujące działanie homogenatów na bazie roślin leczniczych” (Nr D220/0008/18) w ramach programu **INNOWACYJNY DOKTORAT** finansowanego przez Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu (**60 000 PLN, 08.02.2018 r. – 31.12.2019 r.**).
26. Pozyskałam finansowanie w ramach programu **PROM – Międzynarodowa wymiana stypendialna** doktorantów i kadry akademickiej (Nr D150/1233/2019) organizowanego przez Narodową Agencję Wymiany Akademickiej na odbycie miesięcznego stażu na **The University of Auckland** w Nowej Zelandii (**17 000 PLN**).
27. Byłam kierownikiem projektu pt. „Ekstrakty na bazie roślin wyższych, jako biostymulatory wzrostu i rozwoju wybranych gatunków warzyw” (Nr B030/0043/18) finansowanego przez Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu w ramach dotacji statutowej celowej na badania naukowe i rozwój młodych naukowców i uczestników studiów doktoranckich (**4 051,20 PLN, 10.01.2018 r. – 31.12.2018 r.**).
28. Kierowałam projektem pt. „Możliwość zastosowania ekstraktów z wybranych gatunków chwastów, jako biostymulatorów w uprawie roślin użytkowych” (Nr B030/0022/17) finansowanym przez Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu w ramach dotacji statutowej celowej na badania naukowe i rozwój młodych naukowców i uczestników studiów doktoranckich (**3 503,640 PLN, 31.05.2017 r. – 31.12.2017 r.**).

29. Badania dotyczące wpływu ekstraktów botanicznych na rośliny prowadziłam również w dwóch jednostkach zagranicznych:
- a. **The University of Edinburgh w Szkocji** (04.02.2019 r. – 08.05.2019 r.),
  - b. **Mendel University in Brno w Czechach** (15.05.2019 r. – 15.08.2019 r.).
30. Badania naukowe wykonywałam również w polskich jednostkach:
- c. **Katedra Chemii**, Wydział Biotechnologii i Nauk o Żywności, Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu (27.04.2020 r. – 30.09.2020 r.),
  - d. **Katedra Genetyki, Hodowli Roślin i Nasiennictwa**, Wydział Przyrodniczo-Technologiczny, Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu (14.10.2019 r. – 16.03.2020 r.),
  - e. **Instytut Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa Państwowego Instytut Badawczy**, Wrocław (01.11.2018 r. – 31.01.2019 r.),
  - f. **Centrum Analiz Jakości Środowiska**, Instytut Nauk o Glebie i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu (23.07.2018 r. – 25.09.2018 r.).
31. Uczestniczyłam w **szkole letniej** organizowanej przez: Mendel University in Brno, Faculty of Horticulture Lednice, Czechy; Louisiana State University Agricultural Center and LSU College of Agriculture, USA; Kasetsart University, Faculty of Agro-Industry, Bangkok, Tajlandia (08.07.2019 r. – 19.07.2019 r.).
32. Byłam wykonawcą w projekcie pt. „Wpływ bioaktywnych alg wzbogaconych na drodze biosorpcji w jony Cr(III), Mn(II) i Mg(II) na status gospodarki węglowodanowej w przebiegu syndromu metabolicznego koni (Equine Metabolic Syndrome – EMS). Ocena *in vitro* oraz *in vivo*” (Nr 2015/18/E/NZ9/00607) finansowanym przez **Narodowe Centrum Nauki** w ramach projektu **SONATA – BIS (1 050 000 PLN, 2016 r. – 2019 r.)** (Politechnika Wrocławska, Kierownik dr hab. inż. Izabela Michalak, prof. uczelni).
33. Byłam współautorem plakatów oraz referatów zaprezentowanych na konferencjach krajowych oraz zagranicznych (łącznie 9 wystąpień).
34. Byłam współorganizatorem konferencji „Agrotechniczne aspekty uprawy winorośli i jakości wina w Polsce” WINNICA - TECHNOLOGIA - ENOLOGIA – ZDROWIE w latach 2017 – 2018.

35. Byłam opiekunem grupy studentów z Chin odbywających studia w ramach polsko-chińskich studiów II stopnia z ogrodnictwa (Advanced Technologies in Chinese and Polish Horticulture).
36. Uczestniczyłam w licznych szkoleniach oraz warsztatach podnoszących moje kompetencje (m.in. z **wysokosprawnej chromatografii cieczowej (HPLC)** oraz **chromatografii gazowej (GC/FID, GC/MS)**).
37. Od 2016 r. jestem **członkiem Polskiego Towarzystwa Nauk Ogrodniczych**.
38. Promowałam naukę podczas Dolnośląskiego Festiwalu Nauki (8 wykładów oraz 1 wystawa).

**Podsumowanie całościowego dorobku publikacyjnego (stan na dzień 06.09.2021 r.):**

39. Sumaryczna liczba punktów MNiSW – **879**
40. Liczba publikacji w czasopismach posiadających współczynnik Impact Factor (IF) znajdujących się w bazie Journal Citation Reports (JCR) – **13**, suma punktów – **794**
41. Sumaryczny wskaźnik IF – **39,526**
42. Liczba publikacji w czasopisach nieposiadających współczynnika IF – **2**, suma punktów – **20**
43. Liczba rozdziałów w książkach o zasięgu światowym (John Wiley & Sons Ltd.; Springer, Singapore; Taylor & Francis Group) – **4**, suma punktów – **65**
44. *h*-index – **6** wg bazy Scopus, **5** wg bazy Web of Science, **7** wg bazy Google Scholar
45. Liczba cytowań – **109** wg bazy Scopus, **94** wg bazy Web of Science, **160** wg bazy Google Scholar

## 8. BIBLIOGRAFIA

- [1] El Bilali H., Callenius C., Strassner C., Probst L. *Food and nutrition security and sustainability transitions in food systems*, Food and Energy Security, 2019, 8:1–20.
- [2] Anifowoshe T.O. *Food production - Problems and prospects*, GeoJournal, 1990, 20:243–7.
- [3] Bongaarts J. *Can the growing human population feed itself?*, Scientific American, 1994, 270:36–42.
- [4] Hopfenberg R., Pimentel D. *Human population numbers as a function of food supply*, Environment, Development and Sustainability, 2001, 3:1–15.
- [5] Irz X., Roe T. *Can the world feed itself? Some insights from growth theory*, Agrekon, 2000, 39:513–28.
- [6] Pawlak K., Kołodziejczak M. *The role of agriculture in ensuring food security in developing countries: Considerations in the context of the problem of sustainable food production*, Sustainability, 2020, 12:1–20.
- [7] FAO. *The future of food and agriculture - Alternative pathways to 2050*. Rome, Italy, 2018, 1–157.
- [8] Erokhin V. *Factors influencing food markets in developing countries: An approach to assess sustainability of the food supply in Russia*, Sustainability, 2017, 9:1–13.
- [9] Shrestha J., Subedi S. *Improving crop productivity through sustainable intensification*, South Asian Research Journal of Agriculture and Fisheries, 2019, 1:8–11.
- [10] Fróna D., Szenderák J., Harangi-Rákos M. *The challenge of feeding the World*, Sustainability, 2019, 11:1–18.
- [11] Kasprowicz D. *Zjawisko wielokrotnego obciążenia niedożywieniem w krajach rozwijających się*, Problemy Higieny i Epidemiologii, 2016, 97:6–13.
- [12] Obiedzińska A. *Wpływ strat i marnotrawstwa żywności na bezpieczeństwo żywnościowe*, Zeszyty Naukowe SGGW w Warszawie - Problemy Rolnictwa Światowego, 2017, 17:125–41.
- [13] Gómez M.I., Barrett C.B., Raney T., Pinststrup-Andersen P., Meerman J., Croppenstedt A., i in. *Post-green revolution food systems and the triple burden of malnutrition*, Food Policy, 2013, 42:129–38.
- [14] Jumrani J., Rai V.N. *The unacceptable status quo: malnutrition challenges of the developed and developing world. Wheat and Barley Grain Biofortification*, Elsevier

- Inc., 2020, 1–25.
- [15] FAO, IFAD, UNICEF, WFP, WHO. *The State of Food Security and Nutrition in the World 2020. Transforming food systems for affordable healthy diets*. Rome, Italy, FAO, 2020, 1–161.
- [16] Coutinho J.G., Delmuè D.C.C., Recine E. *Better nutrition, better lives: Countries' positioning to fight all forms of malnutrition*, Revista Panamericana de Salud Publica, 2020, 44:1–9.
- [17] García O.P., Long K.Z., Rosado J.L. *Impact of micronutrient deficiencies on obesity*, Nutrition Reviews, 2009, 67:559–72.
- [18] Sánchez A., Rojas P., Basfi-fer K., Carrasco F., Inostroza J., Codoceo J., i in. *Micronutrient deficiencies in morbidly obese women prior to bariatric surgery*, Obesity Surgery, 2016, 26:361–8.
- [19] Via M. *The malnutrition of obesity: Micronutrient deficiencies that promote diabetes*, ISRN Endocrinology, 2012, 2012:1–8.
- [20] Boeing H., Bechthold A., Bub A., Ellinger S., Haller D., Kroke A., i in. *Critical review: vegetables and fruit in the prevention of chronic diseases*, European Journal of Nutrition, 2012, 51:637–63.
- [21] <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/malnutrition>, dostę: 08.04.2021 r.
- [22] <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/noncommunicable-diseases>, dostę: 08.04.2021r.
- [23] Struik P.C., Kuyper T.W. *Sustainable intensification in agriculture: the richer shade of green. A review*, Agronomy for Sustainable Development, 2017, 37:1–15.
- [24] Xie H., Huang Y., Chen Q., Zhang Y., Wu Q. *Prospects for agricultural sustainable intensification: A review of research*, Land, 2019, 8:1–27.
- [25] Pereira A. d. E.S., Oliveira H.C., Fraceto L.F. *Polymeric nanoparticles as an alternative for application of gibberellic acid in sustainable agriculture: a field study*, Scientific Reports, 2019, 9:1–10.
- [26] Rose D.C., Sutherland W.J., Barnes A.P., Borthwick F., Ffoulkes C., Hall C., i in. *Integrated farm management for sustainable agriculture: Lessons for knowledge exchange and policy*, Land Use Policy, 2019, 81:834–42.
- [27] John D.A., Babu G.R. *Lessons from the aftermaths of green revolution on food system and health*, Frontiers in Sustainable Food Systems, 2021, 5:1–6.



- [28] Garcia A. The environmental impacts of agricultural intensification. Technical Note N.9. Standing Panel on Impact Assessment, Standing Panel on Impact Assessment, 2020, 1–18.
- [29] Ertani A., Pizzeghello D., Francioso O., Sambo P., Sanchez-Cortes S., Nardi S. *Capsicum chinensis L. growth and nutraceutical properties are enhanced by biostimulants in a long-term period: Chemical and metabolomic approaches*, *Frontiers in Plant Science*, 2014, 5:1–12.
- [30] Nardi S., Pizzeghello D., Schiavon M., Ertani A. *Plant biostimulants: Physiological responses induced by protein hydrolyzed-based products and humic substances in plant metabolism*, *Scientia Agricola*, 2016, 73:18–23.
- [31] Vejan P., Abdullah R., Khadiran T., Ismail S., Nasrulhaq Boyce A. *Role of plant growth promoting rhizobacteria in agricultural sustainability - A review*, *Molecules*, 2016, 21:1–17.
- [32] Pavlidis G., Tsihrintzis V.A. *Environmental benefits and control of pollution to surface water and groundwater by agroforestry systems: A review*, *Water Resources Management*, 2018, 32:1–29.
- [33] Campos E.V.R., Proença P.L.F., Oliveira J.L., Bakshi M., Abhilash P.C., Fraceto L.F. *Use of botanical insecticides for sustainable agriculture: Future perspectives*, *Ecological Indicators*, 2019, 105:483–95.
- [34] Costa J.A.V., Freitas B.C.B., Cruz C.G., Silveira J., Morais M.G. *Potential of microalgae as biopesticides to contribute to sustainable agriculture and environmental development*, *Journal of Environmental Science and Health - Part B Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes*, 2019, 54:366–75.
- [35] Ekin Z. *Integrated use of humic acid and plant growth promoting rhizobacteria to ensure higher potato productivity in sustainable agriculture*, *Sustainability*, 2019, 11:1–13.
- [36] Shang Y., Kamrul Hasan M., Ahammed G.J., Li M., Yin H., Zhou J. *Applications of nanotechnology in plant growth and crop protection: A review*, *Molecules*, 2019, 24:1–24.
- [37] Shukla P.S., Mantin E.G., Adil M., Bajpai S., Critchley A.T., Prithiviraj B. *Ascophyllum nodosum-based biostimulants: Sustainable applications in agriculture for the stimulation of plant growth, stress tolerance, and disease management*, *Frontiers in Plant Science*, 2019, 10:1–22.

- [38] Nicholson F., Laursen R.K., Cassidy R., Farrow L., Tendler L., Williams J., i in. *How can decision support tools help reduce nitrate and pesticide pollution from agriculture? A literature review and practical insights from the EU FAIRWAY project*, *Water*, 2020, 12:1–31.
- [39] Piwowar A. *The use of pesticides in Polish agriculture after integrated pest management (IPM) implementation*, *Environmental Science and Pollution Research*, 2021, 28:26628–42.
- [40] Stewart W.M., Roberts T.L. *Food security and the role of fertilizer in supporting it*, *Procedia Engineering*, 2012, 46:76–82.
- [41] Bulgari R., Cocetta G., Trivellini A., Vernieri P., Ferrante A. *Biostimulants and crop responses: A review*, *Biological Agriculture and Horticulture*, 2014, 31:1–17.
- [42] Paradiković N., Vinković T., Vinković Vrček I., Žuntar I., Bojić M., Medić-Šarić M. *Effect of natural biostimulants on yield and nutritional quality: An example of sweet yellow pepper (*Capsicum annuum* L.) plants*, *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 2011, 91:2146–52.
- [43] Sawinska Z., Świtek S., Głowicka-Wołoszyn R., Kowalczewski P.Ł. *Agricultural practice in Poland before and after mandatory IPM implementation by the European Union*, *Sustainability*, 2020, 12:1–13.
- [44] Dipak Kumar H., Alope P. *Role of biostimulant formulations in crop production: An overview*, *International Journal of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine*, 2020, 8:38–46.
- [45] Colla G., Hoagland L., Ruzzi M., Cardarelli M., Bonini P., Canaguier R., i in. *Biostimulant action of protein hydrolysates: Unraveling their effects on plant physiology and microbiome*, *Frontiers in Plant Science*, 2017, 8:1–14.
- [46] Roupheal Y., Colla G. *Synergistic biostimulatory action: Designing the next generation of plant biostimulants for sustainable agriculture*, *Frontiers in Plant Science*, 2018, 871:1–7.
- [47] Di Mola I., Ottaiano L., Cozzolino E., Senatore M., Giordano M., El-nakhel C., i in. *Plant-based biostimulants influence the agronomical, physiological, and qualitative responses of baby rocket leaves under diverse nitrogen conditions*, *Plants*, 2019, 8:1–15.
- [48] Paradiković N., Teklić T., Zeljković S., Lisjak M., Špoljarević M. *Biostimulants research in some horticultural plant species - A review*, *Food and Energy Security*,

- 2019, 8:1–17.
- [49] Povero G., Mejia J.F., Di Tommaso D., Piaggese A., Warrior P. *A systematic approach to discover and characterize natural plant biostimulants*, *Frontiers in Plant Science*, 2016, 7:1–9.
- [50] Szparaga A., Kuboń M., Kocira S., Czerwińska E., Pawłowska A., Hara P., i in. *Towards sustainable agriculture-agronomic and economic effects of biostimulant use in common bean cultivation*, *Sustainability*, 2019, 11:1–21.
- [51] Zulfiqar F., Navarro M., Ashraf M., Akram N.A., Munné-Bosch S. *Nanofertilizer use for sustainable agriculture: Advantages and limitations*, *Plant Science*, 2019, 289:1–11.
- [52] Kamble S.S., Gunasekaran A., Gawankar S.A. *Achieving sustainable performance in a data-driven agriculture supply chain: A review for research and applications*, *International Journal of Production Economics*, 2020, 219:179–94.
- [53] Islam M.T., Ckurshumova W., Fefer M., Liu J., Uddin W., Rosa C. *A plant based modified biostimulant (Copper chlorophyllin), mediates defense response in arabidopsis thaliana under salinity stress*, *Plants*, 2021, 10:1–18.
- [54] Yakhin O.I., Lubyantsev A.A., Yakhin I.A., Brown P.H. *Biostimulants in plant science: A global perspective*, *Frontiers in Plant Science*, 2017, 7:1–32.
- [55] Jardin P., Xu L., Geelen D. *Agricultural functions and action mechanisms of plant biostimulants (PBs)*, *The Chemical Biology of Plant Biostimulants*, 2020:1–30.
- [56] Brown P., Saa S. *Biostimulants in agriculture*, *Frontiers in Plant Science*, 2015, 6:1–3.
- [57] Baghel M., Nagaraja A., Srivastava M., Meena N.K., Senthil Kumar M., Kumar A., i in. *Pleiotropic influences of brassinosteroids on fruit crops: a review*, *Plant Growth Regulation*, 2019, 87:375–88.
- [58] Caradonia F., Battaglia V., Righi L., Pascali G., La Torre A. *Plant biostimulant regulatory framework: Prospects in Europe and current situation at international level*, *Journal of Plant Growth Regulation*, 2019, 38:438–48.
- [59] Zulfiqar F., Casadesús A., Brockman H., Munné-Bosch S. *An overview of plant-based natural biostimulants for sustainable horticulture with a particular focus on moringa leaf extracts*, *Plant Science*, 2020, 295:1–10.
- [60] Jindo K., Olivares F.L., Malcher D.J. da P., Sánchez-Monedero M.A., Kempenaar C., Canellas L.P. *From lab to field: Role of humic substances under open-field and*

- greenhouse conditions as biostimulant and biocontrol agent*, *Frontiers in Plant Science*, 2020, 11:1–10.
- [61] Roupshael Y., Colla G. *Toward a sustainable agriculture through plant biostimulants: From experimental data to practical applications*, *Agronomy*, 2020, 10:1–10.
- [62] Ertani A., Sambo P., Nicoletto C., Santagata S., Schiavon M., Nardi S. *The use of organic biostimulants in hot pepper plants to help low input sustainable agriculture*, *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 2015, 2:1–10.
- [63] Ertani A., Pizzeghello D., Francioso O., Tinti A., Nardi S. *Biological activity of vegetal extracts containing phenols on plant metabolism*, *Molecules*, 2016, 21:1–14.
- [64] De Pascale S., Roupshael Y., Colla G. *Plant biostimulants: Innovative tool for enhancing plant nutrition in organic farming*, *European Journal of Horticultural Science*, 2017, 82:277–85.
- [65] Vasseur-Coronado M., du Boulois H.D., Pertot I., Puopolo G. *Selection of plant growth promoting rhizobacteria sharing suitable features to be commercially developed as biostimulant products*, *Microbiological Research*, 2021, 245:1–10.
- [66] Ricci M., Tilbury L., Daridon B., Sukalac K. *General principles to justify plant biostimulant claims*, *Frontiers in Plant Science*, 2019, 10:1–8.
- [67] Malik A., Mor V.S., Tokas J., Punia H., Malik S., Malik K., i in. *Biostimulant-treated seedlings under sustainable agriculture: A global perspective facing climate change*, *Agronomy*, 2021, 11:1–24.
- [68] Calvo P., Nelson L., Kloepper J.W. *Agricultural uses of plant biostimulants*, *Plant and Soil*, 2014, 383:3–41.
- [69] Xu L., Trinh H.K., Geelen D. *Biostimulant mode of action: impact of PBs on molecular level*. *The Chemical Biology of Plant Biostimulants*, Hoboken USA, West Sussex UK, John Wiley & Sons Ltd., 2020, 245–59.
- [70] Bulgari R., Franzoni G., Ferrante A. *Biostimulants application in horticultural crops under abiotic stress conditions*, *Agronomy*, 2019, 9:1–30.
- [71] D'Addabbo T., Laquale S., Perniola M., Candido V. *Biostimulants for plant growth promotion and sustainable management of phytoparasitic nematodes in vegetable crops*, *Agronomy*, 2019, 9:1–10.
- [72] Cozzolino E., Giordano M., Fiorentino N., El-Nakhel C., Pannico A., Di Mola I., i in. *Appraisal of biodegradable mulching films and vegetal-derived biostimulant application as eco-sustainable practices for enhancing lettuce crop performance*

- and nutritive value*, *Agronomy*, 2020, 10:1–17.
- [73] Madende M., Hayes M. *Fish by-product use as biostimulants: An overview of the current state of the art, including relevant legislation and regulations within the EU and USA*, *Molecules*, 2020, 25:1–20.
- [74] Stirk W.A., Rengasamy K.R.R., Kulkarni M.G., van Staden J. *Plant biostimulants from seaweed: An overview. The Chemical Biology of Plant Biostimulants*, Hoboken USA, West Sussex UK, John Wiley & Sons Ltd., 2020, 33–56.
- [75] Al-Juthery H.W.A., Abbas Drebee H., Al-Khafaji B.M.K., Hadi R.F. *Plant biostimulants, seaweeds extract as a model (Article review)*, *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 2020, 553:1–11.
- [76] González-Morales S., Solís-Gaona S., Valdés-Caballero M.V., Juárez-Maldonado A., Loredó-Treviño A., Benavides-Mendoza A. *Transcriptomics of biostimulation of plants under abiotic stress*, *Frontiers in Genetics*, 2021, 12:1–24.
- [77] Scaglia B., Pognani M., Adani F. *The anaerobic digestion process capability to produce biostimulant: the case study of the dissolved organic matter (DOM) vs. auxin-like property*, *Science of the Total Environment*, 2017, 589:36–45.
- [78] Lucini L., Miras-Moreno B., Roupheal Y., Cardarelli M., Colla G. *Combining molecular weight fractionation and metabolomics to elucidate the bioactivity of vegetal protein hydrolysates in tomato plants*, *Frontiers in Plant Science*, 2020, 11:1–11.
- [79] EL Boukhari M.E.M., Barakate M., Bouhia Y., Lyamlouli K. *Trends in seaweed extract based biostimulants: Manufacturing process and beneficial effect on soil-plant systems*, *Plants*, 2020, 9:1–23.
- [80] Matyjaszczyk E. *Wprowadzanie biostymulatorów do obrotu handlowego w Polsce. Sytuacja bieżąca i uwarunkowania prawne*, *Przemysł Chemiczny*, 2015, 94:1841–4.
- [81] du Jardin P. *Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation*, *Scientia Horticulturae*, 2015, 196:3–14.
- [82] Rutkowska A. *Biostymulatory w nowoczesnej uprawie roślin*, *Studia i Raporty IUNG-PIB*, 2016, 48:65–80.
- [83] Lamichhane J.R., Dachbrodt-Saaydeh S., Kudsk P., Messéan A. *Toward a reduced reliance on conventional pesticides in European agriculture*, *The American Phytopathological Society*, 2016, 100:10–24.
- [84] <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/PL/TXT/?uri=LEGISSUM:4406079>,  
dostęp: 08.04.2021 r.

- [85] <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/PL/TXT/?uri=celex%3A32019R1009>,  
dostęp: 08.04.2021 r.
- [86] Hamedani S.R., Roupael Y., Colla G., Colantoni A., Cardarelli M. *Biostimulants as a tool for improving environmental sustainability of greenhouse vegetable crops*, Sustainability, 2020, 12:1–11.
- [87] [www.fortunebusinessinsights.com](http://www.fortunebusinessinsights.com), dostęp: 05.04.2021 r.
- [88] Kocira S., Szparaga A., Hara P., Treder K., Findura P., Bartoš P., i in. *Biochemical and economical effect of application biostimulants containing seaweed extracts and amino acids as an element of agroecological management of bean cultivation*, Scientific Reports, 2020, 10:1–16.
- [89] Pylak M., Oszust K., Frąć M. *Review report on the role of bioproducts, biopreparations, biostimulants and microbial inoculants in organic production of fruit*, Reviews in Environmental Science and Biotechnology, 2019, 18:597–616.
- [90] Rathore S.S., Chaudhary D.R., Boricha G.N., Ghosh A., Bhatt B.P., Zodape S.T., i in. *Effect of seaweed extract on the growth, yield and nutrient uptake of soybean (Glycine max) under rainfed conditions*, South African Journal of Botany, 2009, 75:351–5.
- [91] Azad M.O.K., Park B.S., Adnan M., Germ M., Kreft I., Woo S.H., i in. *Silicon biostimulant enhances the growth characteristics and fortifies the bioactive compounds in common and Tartary buckwheat plant*, Journal of Crop Science and Biotechnology, 2021, 24:51–9.
- [92] Roupael Y., Giordano M., Cardarelli M., Cozzolino E., Mori M., Kyriacou M.C., i in. *Plant-and seaweed-based extracts increase yield but differentially modulate nutritional quality of greenhouse spinach through biostimulant action*, Agronomy, 2018, 8:1–15.
- [93] Szparaga A., Kocira S., Kocira A., Czerwińska E., Świeca M., Lorencowicz E., i in. *Modification of growth, yield, and the nutraceutical and antioxidative potential of soybean through the use of synthetic biostimulants*, Frontiers in Plant Science, 2018, 9:1–20.
- [94] Carillo P., Colla G., El-Nakhel C., Bonini P., D'Amelia L., Dell'Aversana E., i in. *Biostimulant application with a tropical plant extract enhances corchorus olitorius adaptation to sub-optimal nutrient regimens by improving physiological parameters*, Agronomy, 2019, 9:1–19.

- [95] Carillo P., Colla G., Fusco G.M., Dell'Aversana E., El-Nakhel C., Giordano M., i in. *Morphological and physiological responses induced by protein hydrolysate-based biostimulant and nitrogen rates in greenhouse spinach*, *Agronomy*, 2019, 9:1–22.
- [96] Kolečka I., Hasanagić D., Todorović V., Murtić S., Klokić I., Paradiković N., i in. *Biostimulant prevents yield loss and reduces oxidative damage in tomato plants grown on reduced NPK nutrition*, *Journal of Plant Interactions*, 2017, 12:209–18.
- [97] Drobek M., Frać M., Cybulska J. *Plant biostimulants: Importance of the quality and yield of horticultural crops and the improvement of plant tolerance to abiotic stress-a review*, *Agronomy*, 2019, 9:1–18.
- [98] Petropoulos S.A., Fernandes Â., Plexida S., Chrysargyris A., Tzortzakis N., Barreira J.C.M., i in. *Biostimulants application alleviates water stress effects on yield and chemical composition of greenhouse green bean (Phaseolus vulgaris L.)*, *Agronomy*, 2020, 10:1–26.
- [99] Kocira S. *Effect of amino acid biostimulant on the yield and nutraceutical potential of soybean*, *Chilean Journal of Agricultural Research*, 2019, 79:17–25.
- [100] Cocetta G., Ferrante A. *Nutritional and nutraceutical value of vegetable crops as affected by biostimulants application*, *ELS*, 2020:1–8.
- [101] Prabawati N.B., Oktavirina V., Palma M., Setyaningsih W. *Edible flowers: Antioxidant compounds and their functional properties*, *Horticulturae*, 2021, 7:1–22.
- [102] Kumari P., Ujala, Bhargava B. *Phytochemicals from edible flowers: Opening a new arena for healthy lifestyle*, *Journal of Functional Foods*, 2021, 78:1–18.
- [103] Shashirekha M.N., Mallikarjuna S.E., Rajarathnam S. *Status of bioactive compounds in foods, with focus on fruits and vegetables*, *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 2015, 55:1324–39.
- [104] Septembre-Malaterre A., Remize F., Poucheret P. *Fruits and vegetables, as a source of nutritional compounds and phytochemicals: Changes in bioactive compounds during lactic fermentation*, *Food Research International*, 2018, 104:86–99.
- [105] Liu R.H. *Health-promoting components of fruits and vegetables in the diet*, *Advances in Nutrition*, 2013, 4:3845–925.
- [106] Leonov A., Arlia-Ciommo A., Piano A., Svistkova V., Lutchman V., Medkour Y., i in. *Longevity extension by phytochemicals*, *Molecules*, 2015, 20:6544–72.
- [107] Isah T. *Stress and defense responses in plant secondary metabolites production*,

- Biological Research, 2019, 52:1–25.
- [108] Lavecchia T., Rea G., Antonacci A., Giardi M.T. *Healthy and Adverse Effects of Plant-Derived Functional Metabolites: The Need of Revealing their Content and Bioactivity in a Complex Food Matrix*, Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 2013, 53:198–213.
- [109] Nahar L., Xiao J., Sarker S.D. Introduction of Phytonutrients. Handbook of Dietary Phytochemicals, Singapore Asia, Springer Singapore, 2020, 1–17.
- [110] Upadhyay S., Dixit M. *Role of polyphenols and other phytochemicals on molecular signaling*, Oxidative Medicine and Cellular Longevity, 2015, 2015:1–15.
- [111] Santos C.S., Benkeblia N., Vasconcelos M.W. Strategies for enhancing phytonutrient content in plant-based foods. Phytonutritional Improvement of Crops, John Wiley & Sons Ltd., 2017, 203–32.
- [112] Islam S.U., Ahmed M.B., Ahsan H., Islam M., Shehzad A., Sonn J.K., i in. *An update on the role of dietary phytochemicals in human skin cancer: New insights into molecular mechanisms*, Antioxidants, 2020, 9:1–30.
- [113] Zhao J. *Nutraceuticals, nutritional therapy, phytonutrients, and phytotherapy for improvement of human health: A perspective on plant biotechnology application*, Recent Patents on Biotechnology, 2007, 1:75–97.
- [114] Niaz K., Shah M.A., Khan F., Saleem U., Vargas C., Panichayupakaranant P. Bioavailability and safety of phytonutrients. Phytonutrients in Food From Traditional to Rational Usage, Amsterdam Netherlands, Elsevier Inc., 2020, 117–36.
- [115] Skrajda-Brdak M., Dąbrowski G., Konopka I. *Edible flowers, a source of valuable phytonutrients and their pro-healthy effects - A review*, Trends in Food Science and Technology, 2020, 103:179–99.
- [116] Kyriacou M.C., Roupael Y. *Towards a new definition of quality for fresh fruits and vegetables*, Scientia Horticulturae, 2018, 234:463–9.
- [117] Saa S., Del Rio A.O., Castro S., Brown P.H. *Foliar application of microbial and plant based biostimulants increases growth and potassium uptake in almond (Prunus dulcis [Mill.] D. A. Webb)*, Frontiers in Plant Science, 2015, 6:1–9.
- [118] Sharma H.S.S., Selby C., Carmichael E., McRoberts C., Rao J.R., Ambrosino P., i in. *Physicochemical analyses of plant biostimulant formulations and characterisation of commercial products by instrumental techniques*, Chemical and Biological Technologies in Agriculture, 2016, 3:1–17.



- [119] Gómez-Merino F.C., Trejo-Téllez L.I. The role of beneficial elements in triggering adaptive responses to environmental stressors and improving plant performance. *Biotic and Abiotic Stress Tolerance in Plants*, Singapore Asia, Springer Singapore, 2018, 137–72.
- [120] Godlewska A., Ciepiela G.A. *Italian ryegrass (Lolium multiflorum Lam.) fiber fraction content and dry matter digestibility following biostimulant application against the background of varied nitrogen regime*, *Agronomy*, 2021, 11:1–12.
- [121] Farooq M., Jabran K., Cheema Z.A., Wahid A., Siddique K.H. *The role of allelopathy in agricultural pest management*, *Pest Management Science*, 2011, 67:493–506.
- [122] Wato T. *The role of allelopathy in pest management and crop production - A review*, *Food Science and Quality Management*, 2020, 93:13–21.
- [123] Benvenuti S., Cioni P.L., Flamini G., Pardossi A. *Weeds for weed control: Asteraceae essential oils as natural herbicides*, *Weed Research*, 2017, 57:342–53.
- [124] Jouini A., Verdeguer M., Pinton S., Araniti F., Palazzolo E., Badalucco L., i in. *Potential effects of essential oils extracted from mediterranean aromatic plants on target weeds and soil microorganisms*, *Plants*, 2020, 9:1–24.
- [125] Mirmostafae S., Azizi M., Fujii Y. *Study of allelopathic interaction of essential oils from medicinal and aromatic plants on seed germination and seedling growth of lettuce*, *Agronomy*, 2020, 10:1–23.
- [126] Regnault-Roger C. *The potential of botanical essential oils for insect pest control*, *Integrated Pest Management Reviews*, 1997, 2:25–34.
- [127] Koul O., Walia S. *Comparing impacts of plant extracts and pure allelochemicals and implications for pest control*, *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources*, 2009, 4:1–30.
- [128] Zanellato M., Masciarelli E., Casorri L., Boccia P., Sturchio E., Pezzella M., i in. *The essential oils in agriculture as an alternative strategy to herbicides: A case study*, *International Journal of Environment and Health*, 2009, 3:198–213.
- [129] Bajpai V.K., Baek K.H., Kim E.S., Han J.E., Kwak M., Oh K., i in. *In vivo antifungal activities of the methanol extracts of invasive plant species against plant pathogenic fungi*, *The Plant Pathology Journal*, 2012, 28:317–21.
- [130] Amri I., Hamrouni L., Hanana M., Jamoussi B. *Reviews on phytotoxic effects of essential oils and their individual components: News approach for weeds management*, *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical*

- Technology, 2013, 4:96–114.
- [131] Taban A., Saharkhiz M.J., Hadian J. *Allelopathic potential of essential oils from four *Satureja spp.**, Biological Agriculture and Horticulture, 2013, 29:244–57.
- [132] Bali A.S., Batish D.R., Singh H.P. *Allelopathic effect of aromatic plants: Role of volatile essential oils*, Journal of Global Biosciences, 2016, 5:4386–95.
- [133] Ibáñez M.D., Blázquez M.A. *Herbicidal value of essential oils from oregano-like flavour species*, Food and Agricultural Immunology, 2017, 28:1168–80.
- [134] Saroj A., Oriyomi O.V., Nayak A.K., Haider S.Z. *Phytochemicals of plant-derived essential oils: A novel green approach against pests. Natural Remedies for Pest, Disease and Weed Control*, Elsevier Inc., 2019, 65–79.
- [135] El-Rokiek K.G., Ibrahim M.E., El-Din S.A.S., El-Dawi S.A. *Using anise (*Pimpinella anisum L.*) essential oils as natural herbicide*, Journal of Materials and Environmental Science, 2020, 11:1689–98.
- [136] Fierascu R.C., Fierascu I.C., Dinu-Pirvu C.E., Fierascu I., Paunescu A. *The application of essential oils as a next-generation of pesticides: Recent developments and future perspectives*, Zeitschrift Fur Naturforschung - Section C Journal of Biosciences, 2020, 75:1–22.
- [137] Karalija E., Dahija S., Parić A., Čavar Zeljković S. *Phytotoxic potential of selected essential oils against *Ailanthus altissima (Mill.) Swingle*, an invasive tree*, Sustainable Chemistry and Pharmacy, 2020, 15:1–8.
- [138] Raveau R., Fontaine J., Lounès-Hadj Sahraoui A. *Essential oils as potential alternative biocontrol products against plant pathogens and weeds: A review*, Foods, 2020, 9:1–31.
- [139] Ni Z.J., Wang X., Shen Y., Thakur K., Han J., Zhang J.G., i in. *Recent updates on the chemistry, bioactivities, mode of action, and industrial applications of plant essential oils*, Trends in Food Science and Technology, 2021, 110:78–89.
- [140] Dhima K., Vasilakoglou I., Garane V., Ritzoulis C., Lianopoulou V., Panou-Philotheou E. *Competitiveness and essential oil phytotoxicity of seven annual aromatic plants*, Weed Science, 2010, 58:457–65.
- [141] Real M., Gámiz B., López-Cabeza R., Celis R. *Sorption, persistence, and leaching of the allelochemical umbelliferone in soils treated with nanoengineered sorbents*, Scientific Reports, 2019, 9:1–11.
- [142] Kim S.-I., Roh J.-Y., Lee H.-S., Ahn Y.-J., Kim S.-I., Kim D.-H. *Insecticidal activities of*

- aromatic plant extracts and essential oils against Sitophilus oryzae and Callosobruchus chinensis*, Journal of Stored Products Research, 2003, 39:293–303.
- [143] Gurjar M.S., Ali S., Akhtar M., Singh K.S. *Efficacy of plant extracts in plant disease management*, Agricultural Sciences, 2012, 3:425–33.
- [144] Nikolova M., Berkov S. *Use of essential oils as natural herbicides*, Ecologia Balkanica, 2018, 10:259–65.
- [145] Jeyapandi R., Shunmugavelu M. *Effect of the Plant Extract Pongamia Pinnata against Polyphagous Pest Mylabris Indica* 2020, 1:2019–21.
- [146] Suteu D., Rusu L., Zaharia C., Badeanu M., Daraban G.M. *Challenge of utilization vegetal extracts as natural plant protection products*, Applied Sciences, 2020, 10:1–21.
- [147] Atak M., Mavi K., Uremis I. *Bio-herbicidal effects of oregano and rosemary essential oils on germination and seedling growth of bread wheat cultivars and weeds*, Romanian Biotechnological Letters, 2016, 21:11149–59.
- [148] Soltys D., Krasuska U., Bogatek R., Gniazdowska A. *Allelochemicals as bioherbicides - Present and perspectives. Herbicides - Current Research and Case Studies in Use*, InTech, 2013, 517–42.
- [149] Li Z.R., Amist N., Bai L.Y. *Allelopathy in sustainable weeds management*, Allelopathy Journal, 2019, 48:109–38.
- [150] Findura P., Hara P., Szparaga A., Kocira S., Czerwińska E., Bartoš P., i in. *Evaluation of the effects of allelopathic aqueous plant extracts, as potential preparations for seed dressing, on the modulation of cauliflower seed germination*, Agriculture, 2020, 10:1–9.
- [151] Li Z.H., Wang Q., Ruan X., Pan C. De, Jiang D.A. *Phenolics and plant allelopathy*, Molecules, 2010, 15:8933–52.
- [152] Abd-El-Khair H., Haggag W.M. *Application of some Egyptian medicinal plant extracts against potato late and early blights*, Research Journal of Agriculture and Biological Sciences, 2007, 3:166–75.
- [153] Nashwa S.M.A., Abo-Elyou K.A.M. *Evaluation of various plant extracts against the early blight disease of tomato plants under greenhouse and field conditions*, Plant Protection Science, 2012, 48:74–9.
- [154] Ting-Ting W., Zhi-Hui C., Khan M.A., Qing M., Ling H. *The inhibitive effects of garlic bulb crude extract on Fulvia Fulva of tomato*, Pakistan Journal of Botany, 2011,

43:2575–80.

- [155] Portz D., Koch E., Slusarenko A.J. *Effects of garlic (Allium sativum) juice containing allicin on Phytophthora infestans and downy mildew of cucumber caused by Pseudoperonospora cubensis*, European Journal of Plant Pathology, 2008, 122:197–206.
- [156] Trebbi G., Negri L., Bosi S., Dinelli G., Cozzo R., Marotti I. *Evaluation of equisetum arvense (Horsetail macerate) as a copper substitute for pathogen management in field-grown organic tomato and durum wheat cultivations*, Agriculture, 2021, 11:1–14.
- [157] Fite T., Tefera T., Negeri M., Damte T., Tejada Moral M. *Effect of Azadirachta indica and Miletia ferruginea extracts against Helicoverpa armigera (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) infestation management in chickpea*, Cogent Food & Agriculture, 2020, 6:1–15.
- [158] Kayange C.D.M., Njera D., Nyirenda S.P., Mwamlima L. *Effectiveness of Tephrosia vogelii and Tephrosia candida Extracts against Common Bean Aphid (Aphis fabae) in Malawi*, Advances in Agriculture, 2019, 2019:1–6.
- [159] Alao F.O., Adebayo T.A. *Comparative efficacy of Tephrosia vogelii and Moringa oleifera against insect pests of watermelon (Citrullus lanatus Thumb)*, International Letters of Natural Sciences, 2015, 35:71–8.
- [160] Tembo Y., Mkindi A.G., Mkenda P.A., Mpumi N., Mwanauta R., Stevenson P.C., i in. *Pesticidal plant extracts improve yield and reduce insect pests on legume crops without harming beneficial arthropods*, Frontiers in Plant Science, 2018, 9:1–10.
- [161] Zuleta-Castro C., Rios D., Hoyos R., Orozco-Sánchez F. *First formulation of a botanical active substance extracted from neem cell culture for controlling the armyworm*, Agronomy for Sustainable Development, 2017, 37:1–8.
- [162] Shah F.M., Razaq M., Ali A., Han P., Chen J. *Comparative role of neem seed extract, moringa leaf extract and imidacloprid in the management of wheat aphids in relation to yield losses in Pakistan*, PLoS ONE, 2017, 12:1–24.
- [163] Onunkun O. *Evaluation of aqueous extracts of five plants in the control of flea beetles on okra (Abelmoschus esculentus (L.) Moench)*, Journal of Biopesticides, 2012, 5:62–7.
- [164] Oparaeke A.M. *Synergistic activity of aqueous extracts mixtures of some Nigerian plants against Maruca vitrata and Clavigralla tomentosicollis on field cowpea, Vigna*

- unguiculata (L.) Walp*, Archives of Phytopathology and Plant Protection, 2007, 40:257–63.
- [165] Cheema Z.A., Mushtaq M.N., Farooq M., Hussain A., Islam-ud-Din S. *Purple nutsedge management with allelopathic sorghum*, Allelopathy Journal, 2009, 23:305–12.
- [166] Cheema Z.A., Khaliq A. *Use of sorghum allelopathic properties to control weeds in irrigated wheat in a semi arid region of Punjab*, Agriculture, Ecosystems and Environment, 2000, 79:105–12.
- [167] Kole R.K., Paul P., Saha S., Das S., Mukhopadhyay S.K. *Chemistry and bio-efficacy of teak leaf for weed control in wheat*, Allelopathy Journal, 2016, 39:191–204.
- [168] Mekky M.S., Hassanien A.M.A., Kamel E.M., Ismail A.E.A. *Allelopathic effect of Ocimum basilicum L. extracts on weeds and some crops and its possible use as new crude bio-herbicide*, Annals of Agricultural Sciences, 2019, 64:211–21.
- [169] Kaab S.B., Rebey I.B., Hanafi M., Hammi K.M., Smaoui A., Fauconnier M.L., i in. *Screening of Tunisian plant extracts for herbicidal activity and formulation of a bioherbicide based on Cynara cardunculus*, South African Journal of Botany, 2020, 128:67–76.
- [170] Godlewska K., Ronga D., Michalak I. *Plant extracts - importance in sustainable agriculture*, Italian Journal of Agronomy, 2021, 16:1–23.
- [171] Basra S.M.A., Lovatt C.J. *Exogenous applications of moringa leaf extract and cytokinins improve plant growth, yield, and fruit quality of cherry tomato*, HortTechnology, 2016, 26:327–37.
- [172] Mazrou R.M. *Moringa leaf extract application as a natural biostimulant improves the volatile oil content, radical scavenging activity and total phenolics of coriander*, Journal of Medicinal Plants Studies, 2019, 7:45–51.
- [173] Thanana S., Kassim N., AbouRayya M., Abdalla A. *Influence of foliar application with moringa (Moringa oleifera L.) leaf extract on yield and fruit quality of Hollywood plum cultivar*, Journal of Horticulture, 2017, 4:1–7.
- [174] Khan S., Basra S.M.A., Afzal I., Wahid A. *Screening of moringa landraces for leaf extract as biostimulant in wheat*, International Journal of Agriculture and Biology, 2017, 19:999–1006.
- [175] Merwad A.R.M.A. *Using Moringa oleifera extract as biostimulant enhancing the growth, yield and nutrients accumulation of pea plants*, Journal of Plant Nutrition, 2018, 41:425–31.

- [176] Mona M.A. *The potential of Moringa oleifera extract as a biostimulant in enhancing the growth, biochemical and hormonal contents in rocket (Eruca vesicaria subsp. sativa) plants*, International Journal of Plant Physiology and Biochemistry, 2013, 5:42–9.
- [177] Rady M.M., Desoky E.S.M., Elrys A.S., Boghdady M.S. *Can licorice root extract be used as an effective natural biostimulant for salt-stressed common bean plants?*, South African Journal of Botany, 2019, 121:294–305.
- [178] Babilie R., Jbour M., Trabi B.A. *Effect of foliar spraying with licorice root and seaweed extract on growth and seed production of onion (Allium cepa L.)*, International Journal of ChemTech Research, 2015, 8:557–63.
- [179] Thanaa S.M., Nabila E.K., Abou Rayya M.S., Eisa R.A. *Response of Nonpareil seedlings almond to foliar application of liquorice root extract and bread yeast suspend under South Sinai conditions*, Journal of Innovations in Pharmaceuticals and Biological Sciences, 2016, 3:123–32.
- [180] El-Azim A., Khater W.M., And Badawy R.M.R. *Effect of bio-fertilization and different licorice extracts on growth and productivity of Foeniculum vulgare, Mill. plant*, Middle East Journal of Agriculture Research, 2017, 6:1–12.
- [181] Mohamed M.H., Badr E.A., Sadak M.S., Khedr H.H. *Effect of garlic extract, ascorbic acid and nicotinamide on growth, some biochemical aspects, yield and its components of three faba bean (Vicia faba L.) cultivars under sandy soil conditions*, Bulletin of the National Research Centre, 2020, 44:1–8.
- [182] Ali M., CHENG Z. hui, Hayat S., Ahmad H., Ghani M.I., LIU T. *Foliar spraying of aqueous garlic bulb extract stimulates growth and antioxidant enzyme activity in eggplant (Solanum melongena L.)*, Journal of Integrative Agriculture, 2019, 18:1001–13.
- [183] Elzaawely A.A., Ahmed M.E., Maswada H.F., Al-Araby A.A., Xuan T.D. *Growth traits, physiological parameters and hormonal status of snap bean (Phaseolus vulgaris L.) sprayed with garlic cloves extract*, Archives of Agronomy and Soil Science, 2018, 64:1068–82.
- [184] Ertani A., Schiavon M., Nardi S. *Transcriptome-wide identification of differentially expressed genes in Solanum lycopersicon L. In response to an Alfalfa-protein hydrolysate using microarrays*, Frontiers in Plant Science, 2017, 8:1–19.
- [185] Parrado J., Bautista J., Romero E.J., García-Martínez A.M., Friaiza V., Tejada M.

- Production of a carob enzymatic extract: Potential use as a biofertilizer*, Bioresource Technology, 2008, 99:2312–8.
- [186] Ugolini L., Cinti S., Righetti L., Stefan A., Matteo R., D'Avino L., i in. *Production of an enzymatic protein hydrolyzate from defatted sunflower seed meal for potential application as a plant biostimulant*, Industrial Crops and Products, 2015, 75:15–23.
- [187] Rady M., Elrys A.S., Desoky E.-S.M. *Exogenous application of moringa seed extract positively alters fruit yield and its contaminant contents of Capsicum annum plants grown on a saline soil contaminated with heavy me Botanical Studies on Egyptian Henbane (Hyoscyamus muticus L.) I-Morphology* 2018, 8:591–601.
- [188] Rashid N., Basra S.M.A., Shahbaz M., Iqbal S., Hafeez M.B. *Foliar applied moringa leaf extract induces terminal heat tolerance in Quinoa*, International Journal of Agriculture and Biology, 2018, 20:157–64.
- [189] Rashid N., Wahid A., Basra S.M.A., Arfan M. *Foliar spray of moringa leaf extract, sorgaab, hydrogen peroxide and ascorbic acid improve leaf physiological and seed quality traits of quinoa (Chenopodium quinoa) under terminal heat stress*, International Journal of Agriculture and Biology, 2020, 23:1–9.
- [190] Batool A., Wahid A., Farooq M. *Evaluation of aqueous extracts of moringa leaf and flower applied through medium supplementation for reducing heat stress induced oxidative damage in maize*, International Journal of Agriculture and Biology, 2016, 18:757–64.
- [191] Desoky E.S.M., Merwad A.R.M., Rady M.M. *Natural biostimulants improve saline soil characteristics and salt stressed-sorghum performance*, Communications in Soil Science and Plant Analysis, 2018, 49:967–83.
- [192] Abd El-Mageed T.A., Semida W.M., Rady M.M. *Moringa leaf extract as biostimulant improves water use efficiency, physio-biochemical attributes of squash plants under deficit irrigation*, Agricultural Water Management, 2017, 193:46–54.
- [193] Hassanein R.A., Abdelkader A.F., Faramawy H.M. *Moringa leaf extracts as biostimulants-inducing salinity tolerance in the sweet basil plant*, Egyptian Journal of Botany, 2019, 59:303–18.
- [194] Yasmeen A., Basra S.M.A., Farooq M., Rehman H. ur, Hussain N., Athar H. ur R. *Exogenous application of moringa leaf extract modulates the antioxidant enzyme system to improve wheat performance under saline conditions*, Plant Growth Regulation, 2013, 69:225–33.

- [195] Desoky E.-S.M., Elrys A.S., Rady M.M. *Licorice root extract boosts Capsicum annum L. production and reduces fruit contamination on a heavy metals-contaminated saline soil*, International Letters of Natural Sciences, 2019, 73:1–16.
- [196] Desoky E.S.M., ElSayed A.I., Merwad A.R.M.A., Rady M.M. *Stimulating antioxidant defenses, antioxidant gene expression, and salt tolerance in Pisum sativum seedling by pretreatment using licorice root extract (LRE) as an organic biostimulant*, Plant Physiology and Biochemistry, 2019, 142:292–302.
- [197] Abbas S.M., Akladios S.A. *Application of carrot root extract induced salinity tolerance in cowpea (Vigna sinensis L.) seedlings*, Pakistan Journal of Botany, 2013, 45:795–806.
- [198] Ertani A., Schiavon M., Muscolo A., Nardi S. *Alfalfa plant-derived biostimulant stimulate short-term growth of salt stressed Zea mays L. plants*, Plant and Soil, 2012, 364:145–58.
- [199] Noman A., Ali Q., Naseem J., Javed M.T., Kanwal H., Islam W., i in. *Sugar beet extract acts as a natural bio-stimulant for physio-biochemical attributes in water stressed wheat (Triticum aestivum L.)*, Acta Physiologiae Plantarum, 2018, 40:1–17.
- [200] Ali Q., Perveen R., El-Esawi M.A., Ali S., Hussain S.M., Amber M., i in. *Low doses of cuscuta reflexa extract act as natural biostimulants to improve the germination vigor, growth, and grain yield of wheat grown under water stress: Photosynthetic pigments, antioxidative defense mechanisms, and nutrient acquisition*, Biomolecules, 2020, 10:1–30.
- [201] Taha R.S., Alharby H.F., Bamagoos A.A., Medani R.A., Rady M.M. *Elevating tolerance of drought stress in Ocimum basilicum using pollen grains extract; a natural biostimulant by regulation of plant performance and antioxidant defense system*, South African Journal of Botany, 2020, 128:42–53.
- [202] Hayat S., Ahmad H., Ali M., Hayat K., Khan M.A., Cheng Z. *Aqueous garlic extract as a plant biostimulant enhances physiology, improves crop quality and metabolite abundance, and primes the defense responses of receiver plants*, Applied Sciences, 2018, 8:1–25.
- [203] Prakash Maran J., Manikandan S., Vigna Nivetha C., Dinesh R. *Ultrasound assisted extraction of bioactive compounds from Nephelium lappaceum L. fruit peel using central composite face centered response surface design*, Arabian Journal of Chemistry, 2017, 10:S1145–57.



- [204] Rööös E., Mie A., Wivstad M., Salomon E., Johansson B., Gunnarsson S., i in. *Risks and opportunities of increasing yields in organic farming. A review*, Agronomy for Sustainable Development, 2018, 38:1–21.
- [205] Fess T.L., Benedito V.A. *Organic versus conventional cropping sustainability: A comparative system analysis*, Sustainability, 2018, 10:1–42.
- [206] Casadesús A., Pérez-Llorca M., Munné-Bosch S., Polo J. *An enzymatically hydrolyzed animal protein-based biostimulant (Pepton) increases salicylic acid and promotes growth of tomato roots under temperature and nutrient stress*, Frontiers in Plant Science, 2020, 11:1–12.
- [207] Ceccarelli A.V., Miras-Moreno B., Buffagni V., Senizza B., Pii Y., Cardarelli M., i in. *Foliar application of different vegetal-derived protein hydrolysates distinctively modulates tomato root development and metabolism*, Plants, 2021, 10:1–14.
- [208] Shahrajabian M.H., Chaski C., Polyzos N., Petropoulos S.A. *Biostimulants application: A low input cropping management tool for sustainable farming of vegetables*, Biomolecules, 2021, 11:1–23.
- [209] Francesca S., Arena C., Hay Mele B., Schettini C., Ambrosino P., Barone A., i in. *The use of a plant-based biostimulant improves plant performances and fruit quality in tomato plants grown at elevated temperatures*, Agronomy, 2020, 10:1–14.
- [210] Halpern M., Bar-Tal A., Ofek M., Minz D., Muller T., Yermiyahu U. The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. *Advances in Agronomy*, Elsevier Inc., 2015, 1–34.
- [211] Haroun S.A., Shukry W.M., Abbas M.A., Mowafy A.M. *Growth and physiological responses of Solanum lycopersicum to atonik and benzyl adenine under vernalized conditions*, Journal of Ecology and the Natural Environment, 2011, 3:319–31.
- [212] de Almeida Silva M., do Rosário Rosa V., Farias dos Santos A.L., Alves da Silva A., Peduti Vicentini Sab M., Barcellos Cardoso F., i in. *Enhanced tolerance to cold in common bean treated with biostimulant*, Gesunde Pflanzen, 2021, 73:39–50.
- [213] Caruso G., De Pascale S., Cozzolino E., Giordano M., El-Nakhel C., Cuciniello A., i in. *Protein hydrolysate or plant extract-based biostimulants enhanced yield and quality performances of greenhouse perennial wall rocket grown in different seasons*, Plants, 2019, 8:1–18.
- [214] Sharma H.S.S., Fleming C., Selby C., Rao J.R., Martin T. *Plant biostimulants: A review on the processing of macroalgae and use of extracts for crop management to reduce*

- abiotic and biotic stresses*, Journal of Applied Phycology, 2014, 26:465–90.
- [215] Jannin L., Arkoun M., Etienne P., Laîné P., Goux D., Garnica M., i in. *Brassica napus Growth is Promoted by Ascophyllum nodosum (L.) Le Jol. Seaweed Extract: Microarray Analysis and Physiological Characterization of N, C, and S Metabolisms*, Journal of Plant Growth Regulation, 2013, 32:31–52.
- [216] Battacharyya D., Babgohari M.Z., Rathor P., Prithiviraj B. *Seaweed extracts as biostimulants in horticulture*, Scientia Horticulturae, 2015, 196:39–48.
- [217] Liu C., Liu Y., Lu Y., Liao Y., Nie J., Yuan X., i in. *Use of a leaf chlorophyll content index to improve the prediction of above-ground biomass and productivity*, PeerJ, 2019, 2019:1–15.
- [218] İnanç A.L. *Chlorophyll: Structural properties, health benefits and its occurrence in virgin olive oils*, Akademik Gıdatr (AL İnanç), 2011, 9:90–344.
- [219] Mishra V.K., Bacheti R.K., Husen A. Medicinal uses of chlorophyll: A critical overview. Chlorophyll: Structure, Function and Medicinal Uses, Hauppauge NY USA, Nova Science Publishers, Inc., 2011, 177–96.
- [220] Nakajima S., Shiraga K., Suzuki T., Kondo N., Ogawa Y. *Chlorophyll, carotenoid and anthocyanin accumulation in mung bean seedling under clinorotation*, Microgravity Science and Technology, 2017, 29:427–32.
- [221] Ertani A., Francioso O., Tinti A., Schiavon M., Pizzeghello D., Nardi S. *Evaluation of seaweed extracts from laminaria and ascophyllum nodosum spp. As biostimulants in zea mays L. using a combination of chemical, biochemical and morphological approaches*, Frontiers in Plant Science, 2018, 9:1–13.
- [222] Tarakhovskaya E.R., Maslov Y.I., Shishova M.F. *Phytohormones in algae*, Russian Journal of Plant Physiology, 2007, 54:163–70.
- [223] Nephali L., Piater L.A., Dubery I.A., Patterson V., Huyser J., Burgess K., i in. *Biostimulants for plant growth and mitigation of abiotic stresses: A metabolomics perspective*, Metabolites, 2020, 10:1–26.
- [224] Jiménez-Arias D., García-Machado F.J., Morales-Sierra S., García-García A.L., Herrera A.J., Valdés F., i in. *A beginner's guide to osmoprotection by biostimulants*, Plants, 2021, 10:1–23.
- [225] Teklić T., Parađiković N., Špoljarević M., Zeljković S., Lončarić Z., Lisjak M. *Linking abiotic stress, plant metabolites, biostimulants and functional food*, Annals of Applied Biology, 2021, 178:169–91.

- [226] Colla G., Rouphael Y., Canaguier R., Svecova E., Cardarelli M. *Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis*, *Frontiers in Plant Science*, 2014, 5:1–6.
- [227] Kim H.J., Ku K.M., Choi S., Cardarelli M. *Vegetal-derived biostimulant enhances adventitious rooting in cuttings of Basil, tomato, and chrysanthemum via brassinosteroid-mediated processes*, *Agronomy*, 2019, 9:1–22.
- [228] Khan S., Yu H., Li Q., Gao Y., Sallam B.N., Wang H., i in. *Exogenous application of amino acids improves the growth and yield of lettuce by enhancing photosynthetic assimilation and nutrient availability*, *Agronomy*, 2019, 9:1–17.
- [229] González A., Castro J., Vera J., Moenne A. *Seaweed oligosaccharides stimulate plant growth by enhancing carbon and nitrogen assimilation, basal metabolism, and cell division*, *Journal of Plant Growth Regulation*, 2013, 32:443–8.
- [230] Rehim A., Amjad Bashir M., Raza Q.-U.-A., Gallagher K., Berlyn G.P. *Yield enhancement of biostimulants, Vitamin B12, and CoQ10 compared to inorganic fertilizer in radish*, *Agronomy*, 2021, 11:1–10.
- [231] Kosalaraman K., Munisamy S. *Enhanced yield and quality in some banana varieties applied with commercially manufactured biostimulant Aquasap from sea plant *Kappaphycus alvarezii**, *Journal of Agricultural Science and Technology B*, 2014, 4:621–31.
- [232] Kosakivska I.V., Babenko L.M., Shcherbatiuk M.M., Vedenicheva N.P., Sheyko O.A., Ivanova A., et al. *Adaptive strategy of halophytic plants *Polygonum maritimum* and *Euphorbia paralias**, *Reports of the National Academy of Sciences of Ukraine*, 2017:98–106.
- [233] Khan W., Rayirath U.P., Subramanian S., Jithesh M.N., Rayorath P., Hodges D.M., i in. *Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development*, *Journal of Plant Growth Regulation*, 2009, 28:386–99.
- [234] Alarcón M.V., Salguero J., Lloret P.G. *Auxin modulated initiation of lateral roots is linked to pericycle cell length in maize*, *Frontiers in Plant Science*, 2019, 10:1–10.
- [235] Ertani A., Cavani L., Pizzeghello D., Brandellero E., Altissimo A., Ciavatta C., i in. *Biostimulant activity of two protein hydrolyzates in the growth and nitrogen metabolism of maize seedlings*, *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 2009, 172:237–44.
- [236] Canellas L.P., Olivares F.L. *Physiological responses to humic substances as plant*

- growth promoter*, Chemical and Biological Technologies in Agriculture, 2014, 1:1–11.
- [237] Szczepanek M., Wilczewski E., Pobereźny J., Wszelaczyńska E., Keutgen A., Ochmian I. *Effect of biostimulants and storage on the content of macrolelements in storage roots of carrot*, Journal of Elementology, 2015, 20:1021–31.
- [238] Dziugieł T., Wadas W. *Effect of plant biostimulants on macronutrient content in early crop potato tubers*, Agronomy, 2020, 10:1–11.
- [239] Van Oosten M.J., Pepe O., De Pascale S., Silletti S., Maggio A. *The role of biostimulants and bioeffectors as alleviators of abiotic stress in crop plants*, Chemical and Biological Technologies in Agriculture, 2017, 4:1–12.
- [240] Lucini L., Roupheal Y., Cardarelli M., Canaguier R., Kumar P., Colla G. *The effect of a plant-derived biostimulant on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions*, Scientia Horticulturae, 2015, 182:124–33.
- [241] Basyuni M., Baba S., Inafuku M., Iwasaki H., Kinjo K., Oku H. *Expression of terpenoid synthase mRNA and terpenoid content in salt stressed mangrove*, Journal of Plant Physiology, 2009, 166:1786–800.
- [242] Del Buono D. *Can biostimulants be used to mitigate the effect of anthropogenic climate change on agriculture? It is time to respond*, Science of the Total Environment, 2021, 751:1–12.
- [243] Martínez-Ballesta M. del C., Moreno D.A., Carvajal M. *The physiological importance of glucosinolates on plant response to abiotic stress in Brassica*, International Journal of Molecular Sciences, 2013, 14:11607–25.
- [244] Rachidi F., Benhima R., Sbabou L., El Arroussi H. *Microalgae polysaccharides biostimulating effect on tomato plants: Growth and metabolic distribution*, Biotechnology Reports, 2020, 25:1–8.
- [245] Elkahoui S., Smaoui A., Zarrouk M., Ghir R., Limam F. *Salt-induced lipid changes in Catharanthus roseus cultured cell suspensions*, Phytochemistry, 2004, 65:1911–7.
- [246] Kocira S., Szparaga A., Kocira A., Czerwińska E., Wójtowicz A., Bronowicka-Mielniczuk U., i in. *Modeling biometric traits, yield and nutritional and antioxidant properties of seeds of three soybean cultivars through the application of biostimulant containing seaweed and amino acids*, Frontiers in Plant Science, 2018, 9:1–18.
- [247] Tränkner M., Tavakol E., Jákl B. *Functioning of potassium and magnesium in*

- photosynthesis, photosynthate translocation and photoprotection*, *Physiologia Plantarum*, 2018, 163:414–31.
- [248] Uchida R. Essential nutrients for plant growth: Nutrient functions and deficiency symptoms. *Plant Nutrient Management in Hawaii's Soils, Approaches for Tropical and Subtropical Agriculture*, Honolulu Hawaii, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Manoa, 2000, 31–55.
- [249] Giordano M., El-Nakhel C., Caruso G., Cozzolino E., De Pascale S., Kyriacou M.C., i in. *Stand-alone and combinatorial effects of plant-based biostimulants on the production and leaf quality of perennial wall rocket*, *Plants*, 2020, 9:1–15.
- [250] Zarzecka K., Gugala M. *The effect of herbicides and biostimulants on sugars content in potato tubers*, *Plant, Soil and Environment*, 2018, 64:82–7.
- [251] Pereira C., Dias M.I., Petropoulos S.A., Plexida S., Chrysargyris A., Tzortzakis N., i in. *The effects of biostimulants, biofertilizers and water-stress on nutritional value and chemical composition of two spinach genotypes (Spinacia oleracea L.)*, *Molecules*, 2019, 24:1–28.
- [252] Pantelidis G.E., Vasilakakis M., Manganaris G.A., Diamantidis G. *Antioxidant capacity, phenol, anthocyanin and ascorbic acid contents in raspberries, blackberries, red currants, gooseberries and Cornelian cherries*, *Food Chemistry*, 2007, 102:777–83.
- [253] Du G., Li M., Ma F., Liang D. *Antioxidant capacity and the relationship with polyphenol and Vitamin C in Actinidia fruits*, *Food Chemistry*, 2009, 113:557–62.
- [254] Kumari S., Phogat D., Sehrawat K.D., Choudhary R., Rajput V.D. *The effect of Ascophyllum nodosum extract on the nutraceutical antioxidant potential of Vigna radiata sprout under salt stress*, *Plants*, 2021, 10:1–24.
- [255] Graziani G., Ritieni A., Cirillo A., Cice D., Di Vaio C. *Effects of biostimulants on annurca fruit quality and potential nutraceutical compounds at harvest and during storage*, *Plants*, 2020, 9:1–19.
- [256] Heimler D., Romani A., Ieri F. *Plant polyphenol content, soil fertilization and agricultural management: a review*, *European Food Research and Technology*, 2017, 243:1107–15.
- [257] Mozafar A. *Decreasing the NO<sub>3</sub> and increasing the vitamin C contents in spinach by a nitrogen deprivation method*, *Plant Foods for Human Nutrition*, 1996, 49:155–62.
- [258] Lee S.K., Kader A.A. *Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C*

- content of horticultural crops*, Postharvest Biology and Technology, 2000, 20:207–20.
- [259] Miceli A., Miceli C. *Effect of nitrogen fertilization on the quality of swiss chard at harvest and during storage as minimally processed produce*, Journal of Food Quality, 2014, 37:125–34.
- [260] Farooq M., Rizwan M., Nawaz A., Rehman A., Ahmad R. *Application of natural plant extracts improves the tolerance against combined terminal heat and drought stresses in bread wheat*, Journal of Agronomy and Crop Science, 2017, 203:1–11.
- [261] Desoky E.S.M., EL-Maghraby L.M.M., Awad A.E., Abdo A.I., Rady M.M., Semida W.M. *Fennel and ammi seed extracts modulate antioxidant defence system and alleviate salinity stress in cowpea (Vigna unguiculata)*, Scientia Horticulturae, 2020, 272:1–11.
- [262] Szczepanek M., Pobereźny J., Wszelaczyńska E., Gościnną K. *Effect of biostimulants and storage on discoloration potential of carrot*, Agronomy, 2020, 10:1–15.
- [263] Ghimire B.K., Yu C.Y., Ghimire B., Seong E.S., Chung I.M. *Allelopathic potential of phenolic compounds in secale cereale cultivars and its relationship with seeding density*, Applied Sciences, 2019, 9:1–17.
- [264] Macías F.A., Galindo J.L.G., García-Díaz M.D., Galindo J.C.G. *Allelopathic agents from aquatic ecosystems: Potential biopesticides models*, Phytochemistry Reviews, 2008, 7:155–78.
- [265] Bachheti A., Sharma A., Bachheti R.K., Husen A., Pandey D.P. *Plant allelochemicals and their various applications. Co-Evolution of Secondary Metabolites*, Cham Switzerland, Springer Nature Switzerland, 2020, 441–65.
- [266] El Hadi M.A.M., Zhang F.J., Wu F.F., Zhou C.H., Tao J. *Advances in fruit aroma volatile research*, Molecules, 2013, 18:8200–29.
- [267] Holopainen J.K., Gershenzon J. *Multiple stress factors and the emission of plant VOCs*, Trends in Plant Science, 2010, 15:176–84.
- [268] Spinelli F., Cellini A., Marchetti L., Mudigere K., Piovene C. *Emission and function of volatile organic compounds in response to abiotic stress. Abiotic Stress in Plants - Mechanisms and Adaptations*, London UK, IntechOpen, 2011, 367–94.
- [269] Gujjar R.S., Supaibulwatana K. *The mode of cytokinin functions assisting plant adaptations to osmotic stresses*, Plants, 2019, 8:1–18.
- [270] Ben-Jabeur M., Gracia-Romero A., López-Cristoffanini C., Vicente R., Kthiri Z.,

Kefauver S.C., i in. *The promising MultispeQ device for tracing the effect of seed coating with biostimulants on growth promotion, photosynthetic state and water-nutrient stress tolerance in durum wheat*, Euro-Mediterranean Journal for Environmental Integration, 2021, 6:1-11.

[271] Carletti P., García A.C., Silva C.A., Merchant A. *Editorial: Towards a functional characterization of plant biostimulants*, Frontiers in Plant Science, 2021, 12:1-3.

## **9. WYKAZ OPUBLIKOWANYCH ARTYKUŁÓW NAUKOWYCH, SKŁADAJĄCYCH SIĘ NA ROZPRAWĘ DOKTORSKĄ ORAZ OŚWIADCZENIA WSPÓŁAUTORÓW**

Poniżej zamieszczam pełne treści publikacji stanowiących cykl powiązanych tematycznie artykułów naukowych składających się na rozprawę doktorską oraz oświadczenia współautorów, poświadczające indywidualny wkład każdego z nich w powstawanie pracy.