



UNIwersYTET OPOLSKI

**Instytut Inżynierii Środowiska i Biotechnologii
Uniwersytet Opolski**

PRACA DOKTORSKA

Lidia Niekraś

**Wpływ modyfikowanego kompostu domowego na wybrane
organizmy modelowe**

**The influence of modified home compost on selected model
organisms**

Praca napisana pod kierunkiem
Dr hab. Ewy Moliszewskiej, prof. UO
promotor wspomagający
Dr Agnieszka Rombel- Bryzek

Opole 2025

*Moim Rodzicom, Dzieciom, Oli i Antkowi i Przyjaciółom,
Z całego serca dziękuję.*

*Pamięci mojego dziadka – biologa
2.06.1927 – 8.02.2024*

Spis treści

Wykaz skrótów	4
1. WPROWADZENIE	6
2. PRZEGLĄD LITERATURY	9
2.1. Wzrost roślin w podłożu z dodatkiem kompostu	9
2.2. Reakcja roślin na obecność mikroplastiku w środowisku ich wzrostu	10
2.3. Mikroplastik (MPs) jako czynnik stresogenny roślin	14
2.3.1. Stres oksydacyjny u roślin	15
2.3.2. Nieenzymatyczny i enzymatyczny system antyoksydacyjny roślin	16
2.3.3. Peroksydacja lipidów (LPO)	22
2.3.4. Wykorzystanie markerów stresu oksydacyjnego w ocenie wpływu mikroplastiku na rośliny	23
2.3.5. Rośliny modelowe wykorzystywane w badaniach nad wpływem mikroplastików	24
2.4. Kompostowanie. Udział kompostu w krążeniu materii	25
2.4.1. Podstawy i przebieg procesu kompostowania	26
2.4.2. Kompostowanie przydomowe	29
2.5. Zanieczyszczenie kompostu plastikami	35
2.5.1. Zarys problemu tworzyw sztucznych w środowisku – regulacje i przykłady aktualnych propozycji rozwiązań	35
2.5.2. Biodegradowalne tworzywa jako alternatywa dla tworzyw sztucznych	37
2.5.3. Norma EN 13432 dotycząca możliwości kompostowania biotworzyw	39
2.5.4. Biodegradacja polimerów biodegradowalnych	40
3. CEL BADAŃ	49
4. MATERIAŁY I METODY BADAWCZE	50
4.1. Materiały wykorzystane do badań laboratoryjnych	50
4.2. Metody badań	60
4.2.1. Wpływ worka BioBag® na odczyn i przewodnictwo środowiska jego przechowywania oraz zmiany stanu materii worka	61
4.2.2. Określenie ogólnej liczby kolonii grzybów w kompoście domowym i glebie uniwersalnej	62
4.2.3. Wpływ wyciągów z kompostu domowego i substratu glebowego z przechowywanym workiem BioBag® i bez niego, na rośliny <i>Pisum sativum</i> L.	64
4.2.4. Ocena fitotoksyczności kompostów z udziałem nasion <i>Raphanus sativus</i> L. var. <i>sativus</i>	65
4.2.5. Ocena zdolności <i>Rhizoctonia solani</i> do penetrowania podłoża z dodatkiem różnej ilości kompostu domowego z udziałem worków BioBag®	66
4.2.6. Doświadczenie wazonowe	68
4.2.7. Oznaczenie aktywności enzymów stresu oksydacyjnego w na rośliny <i>Pisum sativum</i> L.	69
4.2.8. Oznaczanie stopnia peroksydacji lipidów	73
4.3. Analizy statystyczne	73
5. WYNIKI	75

5.1.	Wynik badań laboratoryjnych	75
5.1.1.	Wpływ worków BioBag® na zmianę wartości pH wody destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego*	75
5.1.2.	Wpływ worków BioBag® na zmianę przewodności elektrolitycznej wody destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego	77
5.1.3.	Analiza ilościowa występowania grzybów w kompoście domowym stosowanym w pierwszym etapie badań oraz w substracie glebowym	82
5.1.4.	Ocena stopnia degradacji worka BioBag® w efekcie przechowywania go w wodzie destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego	83
5.1.5.	Wpływ zmian powstałych w efekcie przechowywania worka BioBag® w wodzie destylowanej oraz wyciągach z kompostu domowego i substratu glebowego na wzrost i rozwój <i>Pisum sativum</i> L.	86
5.2.	Wyniki badań terenowych	90
5.2.1.	Ocena kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 6 miesięcy kompostowania	90
5.2.2.	Klasy testowanych kompostów na podstawie kryteriów określonych normą BN-89/9103-09	96
5.2.3.	Ocena kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 9 miesięcy kompostowania	96
5.2.4.	Wyniki badań ogrodniczych kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 9 miesięcy kompostowania	97
5.2.5.	Wyniki testu fitotoksyczności z zastosowaniem nasion <i>Raphanus sativus</i> L. var. <i>sativus</i>	100
5.3.	Wpływ kompostu domowego z dodatkiem worków BioBag® na wybrane markery stresu oksydacyjnego w roślinach <i>Pisum sativum</i> L.	107
5.3.1.	Stopień peroksydacji lipidów w roślinach <i>Pisum sativum</i> L.	114
5.4.	Wpływ obecności worków BioBag® na fungistatyczne działanie kompostu domowego	116
6.	DYSKUSJA	121
7.	WNIOSKI	152
8.	STRESZCZENIE	153
9.	SUMMARY	156
10.	PIŚMIENNICTWO	159
	Załącznik nr 1	189
	Załącznik nr 2	193

Wykaz skrótów

A	antyoksydant
APOX/ APX	peroksydaza askorbinianowa
AsA, wit. C	kwask askorbinowy
Bio-PET	biopolitereftalan etylenu
Bio-PP	biopolipropylen
CA	octan celulozy
cAPX	cytozolowa peroksydaza askorbinianowa
CAT	katalazy
chAPX	chloroplastowa peroksydaza askorbinianowa
DHA	dehydroaskorbinian
DHAR	reduktaza dehydroaskorbinianowa
DS	stopień podstawienia
GPX	peroksydazy
GPXs lub GPxs	tiolowa peroksydaza glutationowa
GR	reduktaza glutationowa
GSH	glutation
GSSG	utleniona cząsteczka glutationu
HO₂⁻	rodnik wodoronadtlenkowy
K	kompost domowy wyprodukowany w warunkach przydomowego termokompostownika (kompost kontrolny, bez dodatku worków biodegradowalnych)
K1	kompost domowy wyprodukowany w warunkach przydomowego termokompostownika z 50% udziałem worków biodegradowalnych (połowa bioodpadów składowana w workach BioBag®; kompost badawczy)
K2	kompost domowy wyprodukowany w warunkach przydomowego termokompostownika ze 100% udziałem worków biodegradowalnych (wszystkie bioodpady składowane w workach BioBag®; kompost badawczy)
LA	kwask mlekowy
LAB	bakterie fermentacji mlekowej (ang. <i>Lactic Acid Bacteria</i>)
L_k	średnia długość korzeni; indeks kiełkowania dla sumarycznej
GI	indeks kiełkowania (ang. <i>germination index</i>)
LPO	peroksydacja lipidów (ang. <i>lipid peroxidation</i>)

MDAR	reduktaza monodehydroaskorbinianowa
MDHA	monodehydroaskorbinian
MDHA	rodnik monodehydroaskorbinianu
MPs	mikroplastik
mtAPX	mitochondrialna peroksydaza askorbinianowa
O₂•⁻	rodnik ponadtlenkowy
OH•	rodnik hydroksylowy
PBAT	politereftalan adypinianu butylenu (termoplastyczny materiał ulegający biodegradacji)
PDA	pożywka glukozowo-ziemniaczana (ang. <i>Potato Dextrose Agar</i>)
PE-LD	polietylen o małej gęstości
PET	politereftalan etylenu
PGA	kwas poliglikolowy (poliglikolid)
PHA	polihydroksyalkaniany
PHB	polihydroksymaślan
PLA	polilaktyd
PS	polistyren
RFT	reaktywne formy tlenu
rPET	butelka powstała z recyklingu
-SH	grupa tiolowa
SOD	dysmutazy ponadtlenkowe
TDPA™	Totally Degradable Plastic Additive (związek mający przyspieszyć czas degradacji)
TPS	skrobia termoplastyczna
Z_k	zdolność kiełkowania nasion

1. WPROWADZENIE

Do naturalnie występujących, abiotycznych stresorów roślin, takich jak niedobór lub nadmiar wody, ograniczony dostęp do soli mineralnych, zasolenie podłoża, wahania temperatury czy promieniowanie UV, dołączył nowy, wcześniej nieobecny w ich środowisku wzrostu, stresor o charakterze antropogenicznym - mikroplastik (MPs). Jego głównym źródłem są odpady komunalne, których ilość nieustannie rośnie, a niewłaściwe ich składowanie i przetwarzanie sprzyja jego występowaniu w wodzie, glebie i powietrzu.

W Polsce produkcja odpadów komunalnych rośnie z każdym rokiem. Według Głównego Urzędu Statystycznego, w 2023 r. przeciętny Polak wytworzył 357 kg odpadów komunalnych, co stanowi wzrost o 2 kg w stosunku do roku 2022. Prognostycy zakładają, że w 2030 roku statystyczny Polak wygeneruje w ciągu roku 370 kg nieczystości, czyli o ok. 13 kg więcej niż obecnie. Z drugiej strony, nowe założenia Dyrektywy Unijnej o odpadach (*Dyrektywa zmieniająca (UE) 2018/851*) nakazują, aby poziom recyklingu odpadów komunalnych systematycznie wzrastał z 20% wagowych przewidzianych na 2021 rok, do 25% wagowych w roku 2022, a następnie – rokrocznie, przez 3 lata, o kolejne 10% wagowych w stosunku do roku poprzedzającego. Na 2030 rok założono recykling odpadów komunalnych na poziomie 60% wagowych w stosunku do łącznej ich ilości powstałej w ciągu roku. W tej sytuacji, jeśli za poziom recyklingu przyjmiemy stosunek masy odpadów komunalnych przygotowanych do odzysku do łącznej masy wytworzonych odpadów komunalnych, to rozmiar dysproporcji między oczekiwaniami a realnymi możliwościami odzysku pogłębiać się będzie z każdym rokiem.

Rosik-Dulewska (2022), analizując łączny profil odpadów komunalnych w Polsce jako potencjalne źródło surowców wtórnych, wskazała, że prawie 50% z nich przypada na zanieczyszczenia kuchenne powstające podczas przygotowywania posiłków lub będące resztkami pożywienia, jednak na ogół nie są one traktowane jako surowce wtórne. Natomiast zgodnie z zapisem *Ustawy o odpadach* (art. 3 ust. 1 pkt 1 Ustawa z 14 grudnia 2012 r.), pozostałości kuchenne wraz z odpadami ogrodowymi i parkowymi dopuszczane są jako odpady ulegające biodegradacji, czyli bioodpady. Ich odpowiednie zagospodarowanie niesie ze sobą ogromny potencjał zarówno energetyczny, jak i nawozowy (pod postacią kompostu). Jednak, aby z niego skorzystać, konieczna jest prawidłowa segregacja odpadów już u źródła, a więc w pojedynczym gospodarstwie domowym.

W Polsce, pomimo wzrostu świadomości ekologicznej, wiele osób wciąż nie segreguje odpadów regularnie lub segreguje je w sposób nieprawidłowy, w efekcie duża ich

ilość trafia do nieodpowiednich pojemników. Dodatkowo wśród powodów niepodjęcia działań związanych z selektywną zbiórką odpadów wymienia się brak miejsca w domu oraz brak odpowiednich pojemników w okolicy, a w przypadku bioodpadów, dochodzą problemy związane z odciekami, nieprzyjemnym zapachem oraz ryzykiem rozwoju bakterii czy owadów. Wydaje się zatem, że możliwość gromadzenia bioodpadów w specjalnych workach, które można utylizować wraz ze zgromadzoną w nich biomasą, stanowi praktyczne i higieniczne rozwiązanie.

Rekomendowaną metodą unieszkodliwiania bioodpadów jest recykling organiczny (Ayilara i in., 2020), który definiowany jest jako obróbka tlenowa, w tym kompostowanie, lub beztlenowa odpadów ulegających rozkładowi biologicznemu w kontrolowanych warunkach z wykorzystaniem mikroorganizmów (Jędrzak, 2007). Likwidowanie bioodpadów wskutek naturalnych procesów prowadzonych w warunkach przemysłowych powoduje uzyskanie produktu w postaci kompostu lub biogazu. Według szacunków, wydajność polskich instalacji przetwarzania bioodpadów w 2024 roku nie przekroczyła nawet 860 000 Mg/rok¹, podczas gdy docelowo powinna wynosić co najmniej 4 500 000 Mg/rok. Dlatego ułatwieniem w rozwiązaniu tego problemu, oprócz selektywnej zbiórki odpadów organicznych, byłoby składowanie ich we wszystkich gospodarstwach domowych, w przydomowym lub domowym kompostowniku, do czasu uzyskania sfermentowanej biomasy (Arizmendiarieta i in., 2016). Ocenia się, że kompostowanie we własnym zakresie może zmniejszyć ilość odpadów komunalnych odprowadzanych na wysypiska nawet od 30 do 50% (Jędrzak, 2007).

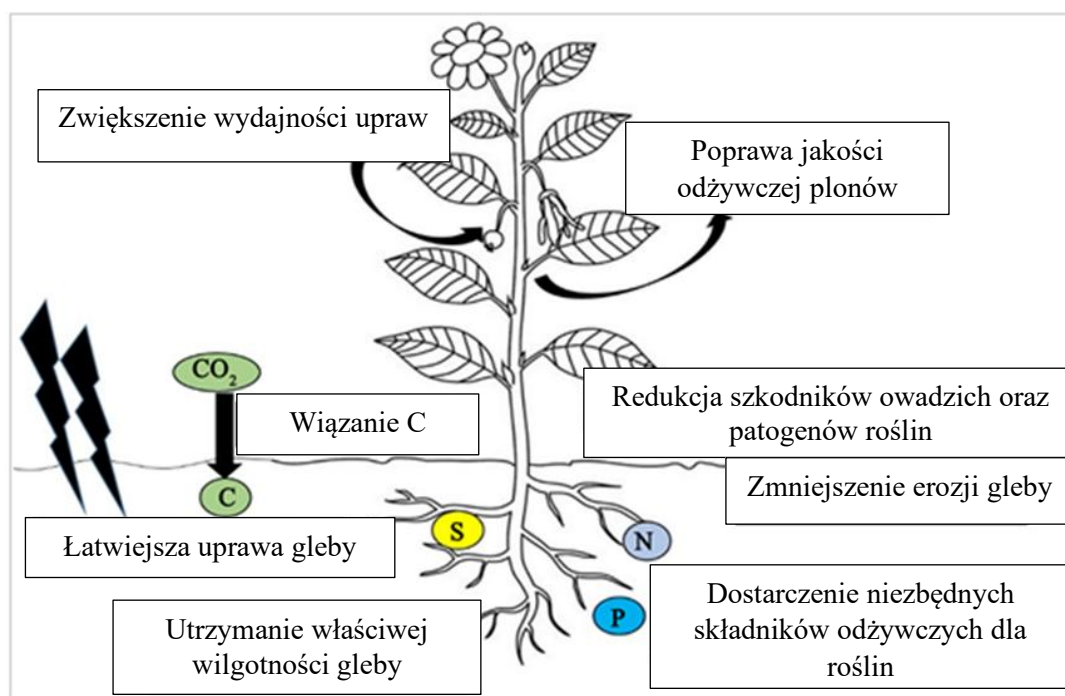
Przydomowy/domowy kompostownik stanowi odpowiednie miejsce do przetwarzania domowych odpadów organicznych (Jędrzak, 2007; Gorlach i Mazur, 2001; Ciesielczuk i in., 2015). Dopuszcza się również umieszczenie w nim opakowań oraz worków określanych jako biodegradowalne i kompostowalne. W odpowiedzi na zapotrzebowanie rynku, producenci oferują specjalistyczne worki przeznaczone do gromadzenia frakcji bioodpadów pochodzących z gospodarstw domowych. Produkty te wytwarzane z biotworzyw, oznaczone są jako przyjazne środowisku i często opatrzone znakiem „bio”. Pojawia się zatem pytanie: na ile deklaracje producentów dotyczące biodegradowalności i kompostowalności tych materiałów znajdują odzwierciedlenie w rzeczywistości? A konkretnie – czy możliwe jest ich efektywne rozkładanie w warunkach panujących w przydomowym kompostowniku? Mimo zapewnień producentów, niezależne badania naukowe nie dostarczają jednoznacznych dowodów potwierdzających skuteczność procesu kompostowania tego typu materiałów (Vaverkova i in., 2012).

W dostępnej literaturze brakuje również badań dotyczących wpływu kompostu, w którym odpady organiczne składowano we wspomnianych workach w przydomowym kompostowniku, na wzrost i rozwój popularnych roślin motylkowych uprawianych często w celach żywieniowych oraz nawozowych. Gruboziarniste nasiona takich roślin jak fasola, groch, soczewica czy soja są doskonałym źródłem wartościowego białka roślinnego, a pozostawienie ich w środowisku pozwala na uzyskanie doskonałego, naturalnego, zielonego nawozu, wzbogacającego glebę w azot (Wiśniewska, 2021). Zakładając, że przydomowy kompost uzyskany z udziałem worków biodegradowalno-kompostowalnych może różnić się właściwościami od tradycyjnego kompostu, istotna staje się ocena jego ewentualnego działania jako czynnika stresogennego dla wzrastających w ich środowisku roślin. Uwzględniając fakt, że odpowiedź roślin na stres środowiskowy, zarówno abiotyczny jak i biotyczny, często wiąże się z nasileniem procesów oksydacyjnych skutkujących wzrostem poziomu aktywnych form tlenu (ang. *reactive oxygen species*, RFT), (Jaspers i Kangasjärvi, 2010), ocena tego zjawiska dla czynnika, jakim jest worek biodegradowalno-kompostowalny, jest interesująca i stanowi istotny kierunek badań. Ciekawe wydaje się również zbadanie wpływu obecności w kompoście worków biodegradowalno-kompostowalnych na rozwój grzybów patogenicznych dla roślin.

2. PRZEGLĄD LITERATURY

2.1. Wzrost roślin w podłożu z dodatkiem kompostu

Przyjmuje się, że gleba wzbogacona o kompost ma większą ilość łatwo przyswajalnych dla roślin składników odżywczych (ryc. 1) uwalnianych do podłoża stopniowo, jako efekt procesów mineralizacji (Bernal i in., 2017). Dodatkowo gleba rozluźnia się, poprawia się jej napowietrzenie i nawodnienie, co korzystnie wpływa na rozwój systemów korzeniowych roślin, zwiększając dla nich dostęp do tlenu i wody.



Ryc. 1. Bezpośrednie i pośrednie korzyści stosowania kompostu dla roślin (źródło: Sultana i in., 2020)

Stosowanie kompostu wpływa również korzystnie na aktywność mikrobiologiczną gleby. Poprzez stymulację rozwoju pożytecznych mikroorganizmów takich jak grzyby mikoryzowe, kompost wpływa pośrednio na zwiększenie powierzchni chłonnych korzeni oraz wspiera rośliny w przyswajaniu składników odżywczych. W podłożu wzbogaconym o jego dodatek liczniej występują bakterie brodawkowe wiążące azot atmosferyczny, przez co zwiększa się w glebie ilość azotu w formie przyswajalnej dla roślin. Mikrobiom kompostu może także ograniczyć występowanie chorób roślin, ponieważ na skutek konkurencji mikrobiologicznej oraz produkcji substancji przeciwdrobnoustrojowych, jego dodatek zmniejsza populację patogenów glebowych (Kraut-Cohen i in., 2023; Ho i in., 2022; Sultana i in., 2020; Szczech i Kowalska, 2016). Zatem użycie kompostu powinno przełożyć się na

lepszy wzrost i rozwój roślin, lepszą ich kondycję, wyższe plony oraz większą jakość produktów roślinnych (ryc. 1).

Badania z ostatnich lat pokazują jednak, że stosowanie kompostu niesie ze sobą ryzyko związane z występowaniem w nim zanieczyszczeń zarówno metalami ciężkimi (Bhardwaj i in., 2023), jak i innymi substancjami toksycznymi powstałymi na skutek niewłaściwej segregacji odpadów, (Porterfield i in., 2023; Vithanage i in., 2021) w tym różnymi formami mikroplastików (MPs) (Nourozi i in., 2024; Qi i in., 2020). To właśnie ich obecność w kompoście budzi obecnie poważne obawy co do rzeczywistego jego pozytywnego wpływu na glebę i tym samym na rośliny w niej rosnące (Zhang i in., 2023; Speißen i Kleunen, 2023; Liu i in., 2018; Qi i in., 2020). A ponieważ wykorzystanie kompostu jako nawozu organicznego i środka poprawiającego jakość gleby jest szerokie może on trafić nie tylko do upraw rolniczych (Sakali i in., 2024; Vithanage i in., 2021; Ayilara i in., 2020) czy ogrodniczych (Duddigan i in., 2021), ale również do szkółek drzew i lasów plantacyjnych (Xue i in., 2022), ogrodów botanicznych, a nawet na tereny poddawane przemysłowej rekultywacji (Tran i in., 2023), gleby przydrożne (McGrath i in., 2020), czy tereny związane z kształtowaniem zielonej infrastruktury miast. W szczególności dodanie kompostu, do silnie zdegradowanych gleb miejskich i wspieranie w ten sposób wzrostu roślin wydaje się być bardzo korzystne (Malone i in., 2023; Kranz i in., 2020; Staroszczyk i Skowroński, 2008). A zatem styczność z cząstkami mikroplastików (MPs), wprowadzanymi do podłoża wraz z takim nawozem może dotyczyć bardzo szerokiej grupy roślin.

2.2. Reakcja roślin na obecność mikroplastiku w środowisku ich wzrostu

Mikroplastik to zbiorczy termin określający nierozpuszczalne w wodzie stałe cząstki plastiku o wielkości od 1 do 1000 μm (ISO 2020) (Sakali i in., 2024). Jego klasyfikacja opiera się na źródle pochodzenia, kształcie, podatność na przetwarzanie, zdolność do degradacji oraz rozmiarze (En-Nejmy i in., 2024; Sun i in., 2020; El Hayany i in., 2022; Wang i in., 2020). Uwzględniając ten ostatni parametr, wyróżnia się makroplastiki ($> 25\text{mm}$), mezoplastiki (5-25 mm), duże mikroplastiki (1-5 mm), małe mikroplastiki (1 μm – 1 mm) oraz nanoplastik ($< 1\ \mu\text{m}$) (Kim i in., 2020), które wykazują szczególnie wysoką przenikliwość przez bariery biologiczne (Wang i in., 2023; Bellingeri i in., 2020; Sun. in., 2020).

Pomimo, że w latach 2006-2021, jedynie 7% badań nad mikroplastikiem dotyczyło środowiska lądowego, a pozostałe koncentrowały się na środowisku wód morskich (Ruffel

i in. 2025), to obecnie wiadomo, że mikroplastik szczególnie dotkliwie oddziałuje właśnie na środowiska lądowe (Zajączkowska i Bortniak, 2025; Barnes i in., 2009; de Souza Machado i in., 2018; Rillig, 2012; Dissanayake i in., 2022; Duis i Coors, 2016; da Costa i in., 2016; Kwak i An, 2021). Jednocześnie, też szacuje się, że jego obfitość na lądzie może być od 4 do 23 razy większa niż w oceanie (Nizzetto i in. 2016).

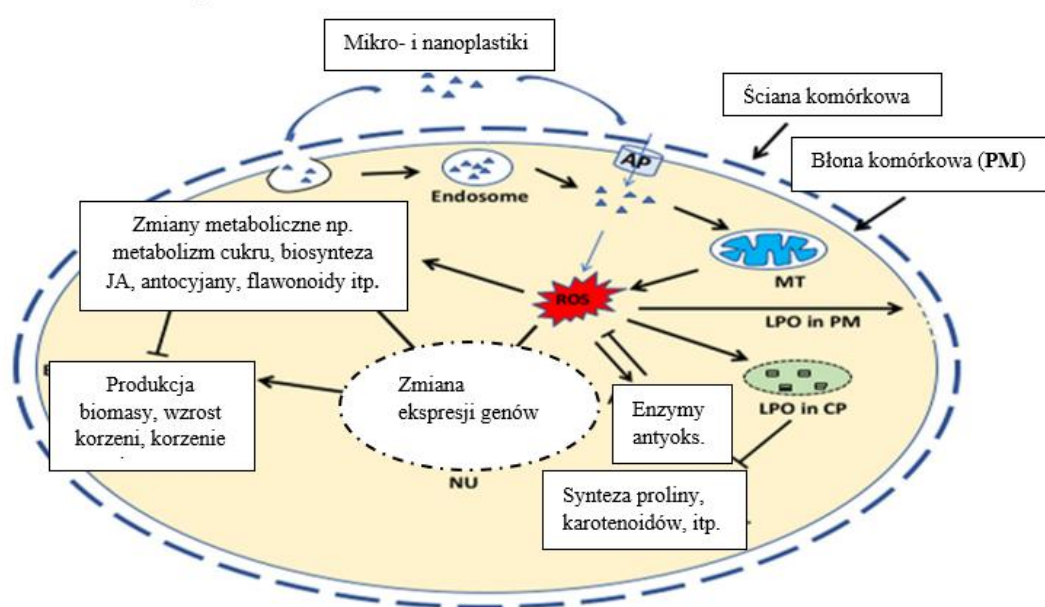
Mikroplastik różnego pochodzenia wykrywano m.in. w glebach leśnych (Zhang i Liu, 2018), glebach przeznaczonych na pastwiska (Corradini i in., 2021) i w glebach pól uprawnych (Yu i in., 2021). Ocenia się, że w niektórych obszarach ich zawartość może osiągać nawet 6,7% masy gleby (Fuller i Gautama, 2016). Ze względu na zdolność do adsorpcji różnych substancji chemicznych, obecność mikroplastiku stanowi też dodatkowe zagrożenie dla roślin, związane z jego rolą w przenoszeniu zanieczyszczeń chemicznych oraz patogennych mikroorganizmów (Sajjad i in., 2022; Dong i in., 2021; Wang i in., 2020).

Badań w zakresie zależności pomiędzy roślinami a cząstkami tworzyw sztucznych wciąż jest zbyt mało (Xu i in., 2023; Yin i in., 2021; Huang i in., 2020; Kumar i in., 2020). Tymczasem to właśnie one, ze względu na zakorzenienie w glebie, są szczególnie narażone na ich obecność - zarówno pośrednio, poprzez zmianę warunków biotycznych i abiotycznych gleby, jak i bezpośrednio, poprzez chemiczne lub fizyczne oddziaływanie z mikroplastikami (Speißer i Kleunen, 2024).

Wykazano, że odpowiedź roślin na obecność mikroplastiku w środowisku jest zróżnicowana - zarówno na poziomie komórkowym i metabolicznym, jaki i fizjologicznym oraz morfologicznym (Zajączkowska i Bortniak, 2025; de Souza Machado i in., 2018; Lozano i Rillig, 2020; Maity i in., 2022; Meng i in., 2021a; Liu i in., 2021). Ponadto odpowiedź ta zależy od tego czy cząstki MPs wnukną do wnętrza roślin, czy pozostaną na zewnątrz, działając jako fizyczna przeszkoda.

Uważa się także, że w przeciwieństwie do komórek zwierzęcych, ściana komórkowa roślin, jest naturalną barierą przed mikroplastikiem (van Weert i in., 2019). Dlatego pobieranie przez rośliny większych fragmentów plastiku wydaje się mało prawdopodobne, w przeciwieństwie do cząstek submikroplastiku i/lub nanoplastiku, które mogą tę barierę przekraczać (Schwab i in., 2016). Gdy do tego dojdzie, ich transport wewnątrz rośliny skorelowany jest z dynamiką przepływu wody w ksylemie, powierzchnią i objętością budujących go elementów, a także intensywnością transpiracji. Przyjmuje się, że wraz ze wzrostem transpiracji zwiększa się pobór mikroplastików, jak i ich transport ku górnym partiom roślin (Zajączkowska i Bortniak, 2025; Azeem i in., 2021).

Maity i in. (2022) sugerują, że drobne mikro- nanoplastiki mogą penetrować tkanki korzeni roślin zarówno poprzez przestrzenie międzykomórkowe, jak i w wyniku mechanicznych uszkodzeń komórek. Po przedostaniu się do korzeni, cząstki te mogą być transportowane szlakiem apoplastycznym w obrębie kory pierwotnej w kierunku walca osiowego, stanowiącego centralną częścią korzenia. Równolegle, w trakcie przemieszczania się apoplastem, cząstki plastiku mogą wnikać w fazie ciekłej do wnętrza komórek na drodze pinocytozy lub przez kanały akwaporynowe. Wewnątrzkomórkowy transport umożliwia ich dalsze przemieszczanie się do endodermy, a następnie, szlakiem symplastycznym, poprzez plasmodesmy do komórek wiązek naczyniowych walca osiowego.



Ryc. 2. Sposób działania mikro/nanoplastików w komórce roślinnej, poprzez który mogą one wywierać różny wpływ toksykologiczny na rośliny. Po wnikięciu mikro/nanoplastów na drodze endocytozy lub poprzez akwaporyny, następuje ich uwalnianie do cytoplazmy i prawdopodobnie przetransportowanie do innych organelli, w tym mitochondriów (MT), chloroplastów (CP) i jądra komórkowego (NU). **Nadprodukcja RFT w CP i MT** prowadzi do stresu oksydacyjnego i peroksydacji lipidów błon biologicznych (LPO), co z kolei może indukować różne procesy fizjologiczne (np. biosyntezę barwników, metabolitów wtórnych i zmieniony metabolizm cukrów) i zmiany genomiczne (np. efekty cytogenotoksyczne i zmiany ekspresji genów) (źródło: Maity i in., 2022)

Gdy cząstki mikro- i nanoplastików dostaną się do wnętrza komórek (ryc. 2), mogą pozostać w cytoplazmie, lub zostać wprowadzone do jądra komórkowego albo chloroplastów (Li, Li, Li, Zhou i Wang, 2020; Zhou i in., 2021). Na terenie tych organelli mogą wywoływać różne efekty toksykologiczne, w tym: zmniejszenie zawartości chlorofilu (Li, Li, Li, Zhao, Geng i Wang, 2020; Li, Li, Li, Zhou i Wang, 2020; Pignattelli i in., 2020), wzrost wytwarzania RFT i aktywności enzymów antyoksydacyjnych (Jiang i in., 2019),

oraz efekt geno - i cytogenotoksyczności (identyfikowany na podstawie spadku wskaźnika indeksu mitotycznego) (Jiang i in., 2019).

Wnikanie mikro- i nanoplastików do korzeni roślin, a następnie ich przemieszczanie się tkanką przewodzącą w górę, do części nadziemnych rośliny wizualizowano przy pomocy różnych technik mikroskopowania (Li i in., 2020; Sun i in., 2020; Cox i in., 2019). Liu i in. (2021c), eksponując rośliny *Cucumis sativus* (ogórka siewnego) na nanoplastiki polistyrenowe (100 nm) przez okres 7 i 14 dni, obserwowali ich obecność w korzeniach, łodygach i liściach stosując skaningową mikroskopię elektronową (SEM). Zhou i in. (2021), stosując mikroskopię konfokalną, wykazali występowanie mikroplastiku w korzeniach roślin *Oryza sativa* (ryżu), a Luo i in. (2022), stosując skaningową mikroskopię elektronową, zidentyfikowali cząsteczki polistyrenu (PS) o średnicy 200 nm w korzeniach *Triticum aestivum* (pszenicy) i *Lactuca sativa* (sałaty), a w ograniczonym stopniu w pędach tych roślin.

Dowodzono, że wnikanie nanoplastików do roślin zależy od ładunku, jaki cząstki te niosą na sobie (Avellan i in., 2017; Sun i in., 2020). Doświadczenie prowadzone z udziałem *Arabidopsis thaliana* (rzodkiewnika pospolitego) wykazało, że rośliny efektywniej pobierają cząstki nanoplastiku o ujemnym ładunku (PS-SO₃H), podczas gdy cząstki nanoplastiku o dodatnim ładunku (PS-NH₂) - z uwagi na ich tendencję do agregacji – pobierały już w nieznacznym stopniu. Dowiedzono także, że cząstki o ładunku dodatnim przywierają do substancji śluzowatych korzeni, utrudniając ich penetrację i wywołując w roślinach *A. thaliana* reakcję o charakterze stresowym (Sun i in., 2020). Według Jiang i in. (2019) przyłączenie się do powierzchni korzeni zagregowanych cząsteczek PS-NH₂ ogranicza pobieranie wody i tym samym uniemożliwia wykorzystanie przez rośliny niezbędnych składników odżywczych.

Inne badania wskazują, że mikro- i nanoplastiki mogą wywoływać różne efekty w zależności od testowanych gatunków roślin (Maity i in., 2022). Kalčíková i in. (2017) wystawiając *Lemna minor* (rzęś wodną) na działanie mikroplastiku, zauważyli znaczną redukcję wzrostu korzeni i brak zmian we wzroście liści. Bosker i in. (2019) również nie wykazywali w roślinach *Lepidium sativum* (pieprzycy siewnej) negatywnych efektów we wzroście liści oraz zawartość w nich chlorofilu. Za to w przeciwieństwie do tego rejestrowali oni opóźnienie w kiełkowaniu nasion *L. sativum* i obniżenie wzrostu ich korzeni w efekcie ekspozycji na cząstki o średnicy 50 nm. Dodatkowo autorzy ci wykazali, że cząstki absorbowały się głównie na włosnikach korzeniowych. Z kolei Giorgetti i in. (2020) dowiedli, że tempo kiełkowania nasiona *Allium cepa* (cebuli) nie zmieniło się w obecności

nanoplastików z poliestru, ale wzrost ich korzeni, po wcześniejszym kiełkowaniu w zawieszynie z dodatkiem mikroplastików, był słabszy, a komórki dawały oznaki cyto- i genotoksyczności (redukcję indeksu mitotycznego merystemów korzeniowych oraz indukcję anomalii cytogenetycznych i mikrojąder). Efekt słabszego kiełkowania nasion *Lolium perenne* (życicy trwałej) oraz mniejszą wysokość ich pędów i obniżenie produkcji biomasy obserwowali również Boots i in. (2019). Natomiast badania Chae i An (2020) wykazały, że cząstki nanoplastiku przenikają nie tylko z gleby do roślin *Vicia faba* (bobu), ale także z roślin przedostają się do ich konsumentów, w tym wypadku do *Achatina fulica* (afrykańskiego ślimaka olbrzymiego). Ślimaki skarmiane przez 14 dni liśćmi *V. faba*, w których obserwowano obecność nanoplastików jako efekt 10 dniowej ekspozycji na cząstki nanoplastiki (28 nm), miały zmniejszoną żywotność mikrobioty jelitowej i histologiczne zmiany w narządach układu pokarmowego. Jednocześnie też i same rośliny wykazywały słabszy wzrost korzeni.

Zjawisko aktywnej reakcji roślin na obecność w środowisku mikroplastików badali Speißer i Kleunen (2024). Obserwowali oni odpowiedź 29 gatunków roślin trawiastych na różne rozmieszczenie plastiku w podłożu (jednorodne i niejednorodne) wykazując, że korzenie wyraźnie unikały miejsc z obecnością plastiku. Zjawisko to określa się mianem selektywnej eksploracji korzeni (ang. *root foraging*). Jednocześnie też korzenie roślin rosnących w warunkach niejednorodnego rozmieszczenia plastiku w podłożu były dłuższe i przede wszystkim grubsze w porównaniu do korzeni roślin rosnących w podłożu wolnym od plastiku lub z plastikiem rozmieszczonym w sposób jednorodny. Jednak zbadana przez nich wydajność systemu korzeniowego (ang. *root performance*) rozumiana jako zdolności korzeni do efektywnego wzrostu i rozwoju w kontekście pobierania zasobów, oceniana na podstawie względnej biomasy korzeni i ich długości oraz średnicy wraz z rozgałęzieniami była tym niższa im silniejsza była reakcja korzeni na obecność plastiku w podłożu i to zarówno wśród gatunków, jak i w obrębie osobników z tego samego gatunku.

2.3. Mikroplastik (MPs) jako czynnik stresogenny roślin

Wiele badań potwierdza, że kontakt roślin z mikroplastikiem (MPs) wyzwała w nich reakcje stresu oksydacyjnego (Jia i in., 2023; Li i in., 2022) objawiającą się wzrostem stężenia reaktywnych form tlenu (RFT). Nadmiar RFT aktywuje w roślinach mechanizmy obronne, w tym nieenzymatyczne i enzymatyczne systemy antyoksydacyjne (Zajączkowska i Bortniak, 2024; Wang i in., 2020), których celem jest zneutralizowanie RFT.

Reakcje oksydacyjne stanowią pierwszą linię obrony roślin przed stresem, a ich celem jest neutralizacja wolnych rodników. Jeśli roślina wykazuje wysoką aktywność enzymów antyoksydacyjnych - neutralizacja stresu jest skuteczna i nie dochodzi do uszkodzeń w postaci np. chloroz, nekroz czy zahamowania we wzroście. Gdy jednak mechanizmy obronne zawodzą, skutki stresu stają się widoczne (Jia i in., 2023, Zhang i in., 2021).

2.3.1. Stres oksydacyjny u roślin

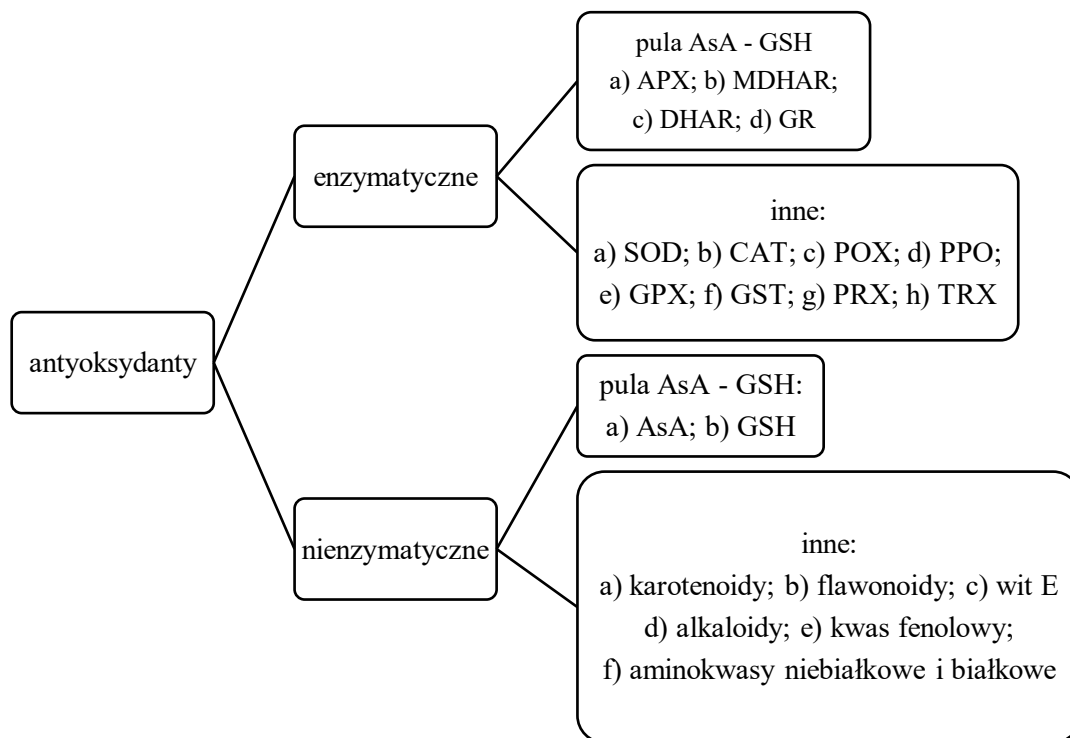
Wspólną cechą wszystkich czynników stresogennych jest ich potencjał do nasilania w komórkach reakcji prowadzących do produkcji reaktywnych form tlenu. Nadmiar tych cząsteczek w komórce może powodować uszkodzenie lipidów błonowych, białek i kwasów nukleinowych, a nawet przyczynić się do jej śmierci (Nowicka i Kruk, 2013; Chaki i in., 2020).

Reaktywne formy tlenu to ogólne określenie molekuł chemicznych mających w swojej strukturze atom tlenu, który, —nie ulegając pełnej redukcji,— posiada niesparowany elektron. Dążenie cząsteczek do ich sparowania w drodze pozbycia się nadmiaru elektronów albo przyłączenia dodatkowych powoduje, że stają się one wysoce reaktywne. Wśród RFT wyróżnia się rodniki tlenowe, rodniki nadadtlenkowe ($O_2^{\bullet-}$), rodniki wodoronadtlenkowe ($HO_2^{\bullet}$) i hydroksylowe ($OH^{\bullet}$). Ponadto mogą nimi być związki niebędące w sensie chemicznym wolnymi rodnikami, jednak wykazujące znaczną aktywność lub łatwo ulegające przekształceniom w wolne rodniki, jak nadtlenek wodoru (H_2O_2) czy tlen singletowy (Van Breusegem i in., 2001; Das i Roychoudhury, 2014; Nowicka i Kruk, 2013).

Organizmy, które funkcjonują w prawidłowych warunkach środowiska, stale generują RFT jako produkt uboczny metabolizmu tlenowego. W komórkach roślinnych głównym miejscem ich powstawania są chloroplasty, peroksysomy i mitochondria (Breusegen i in., 2001). Ok. 1–2% zużytego tlenu w tkankach roślinnych może prowadzić do powstania RFT (Das i Roychoudhury, 2014).

Jeśli synteza RFT zachodzi na poziomie podstawowym, komórka ma szansę na szybką ich detoksykację i utrzymanie względnie stałej równowagi redoks. Jednak sytuacja zmienia się, gdy roślina zostaje poddana działaniu czynników stresogennych. Produkcja RFT nasila się, a równowaga oksydoredukcyjna ulega zaburzeniu. W efekcie nagromadzone w komórkach wolne rodniki inicjują reakcje stresu oksydacyjnego, które

mogą prowadzić do ich uszkodzeń. Dlatego, aby temu zapobiec, komórki roślinne dysponują szeregiem przeciwutleniaczy likwidujących nadmiar wytwarzanych RFT. Jak zaprezentowano na schemacie (ryc. 3), homeostaza redoks w warunkach stresowych (czyli szybkie usuwanie reaktywnych form tlenu, określane też jako „system wychwytyjący RFT” lub antyoksydacyjny system obronny (Bałabusta i in., 2016; Hasanuzzaman i in., 2020) utrzymana jest w roślinie na dwa sposoby: nieenzymatyczny i enzymatyczny. Oba systemy mają na celu usuwanie lub łagodzenie szkodliwego działania RFT.



Ryc. 3. Rodzaje antyoksydantów występujących w roślinach. **APX**, peroksydaza askorbinianowa; **AsA**, askorbinian; **CAT**, katalaza; **DHAR**, reduktaza dehydroaskorbinianu; **GPX**, peroksydaza glutationowa; **GR**, reduktaza glutationowa; **GSH**, zredukowany glutation; **GST**, S-transferaza glutationowa; **MDHAR**, reduktaza monodehydroaskorbinianu; **POX**, peroksydazy; **PRX**, peroksyredoksyny; **SOD**, dysmutaza ponadtlenkowa; **TRX**, tioredoksyna; **X**, siarczan, azotyn lub grupa halogenkowa (na podstawie: Hasanuzzaman i in., 2020; zmodyfikowane)

2.3.2. Nienenzymatyczny i enzymatyczny system antyoksydacyjny roślin

Według Biczak i in. (2016) pierwszą linię obrony przed szkodliwym działaniem RFT w komórkach roślinnych stanowią nienenzymatyczne przeciwutleniacze, drugą zaś tworzy wysoce wyspecjalizowany system enzymatyczny obejmujący dysmutazy ponadtlenkowe (SOD), katalazy (CAT), peroksydazy (GPX) oraz reduktazę glutationową (GR) i dehydroaskorbinianową (DHAR). Istotną rolę w utrzymaniu równowagi redoks w komórkach roślinnych odgrywają także mediatory i nośniki elektronów (Kapoor i in.,

2015). Wymienione elementy systemu antyoksydacyjnego lokalizowane są w komórce roślinnej w chloroplastach, mitochondriach, cytozolu, peroksysomach, wakuolach i apoplacie (Bobrovskikh i in., 2020).

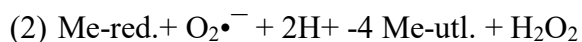
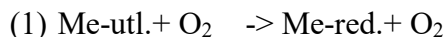
Przykładami nieenzymatycznych przeciwutleniaczy w komórkach roślinnych są niskocząsteczkowe związki rozpuszczalne w wodzie lub w tłuszczach (Nowicka i Kruk, 2013; Wojtyła i in., 2006). Do pierwszych należą m.in. askorbinian (AsA) (Noctor i Foyer, 2011; Kozłowska-Szerenos i Ciereszko, 2013) i glutation (GSH) (Bilska i in., 2007; Zemleduch i Tomaszewska, 2007; Mirza i in., 2020, Dalle-Donne i in., 2008; Łukaszewicz-Hussain, 2003; Deponte, 2012; Marwicka i Zięba, 2021), które współtworzą szlak askorbinian-glutation (AsA-GSH) (Foyer i Noctor, 2011; Hasanuzzaman i in., 2020), z kolei do drugich m.in. α -tokofeol (wit. E) (Zielińska i Nowak, 2014; Szymańska i Kruk, 2009; Das i Roychoudhury, 2014) i barwniki takie jak karotenoidy (Igielska-Kalwat i in., 2015; Das i Roychoudhury, 2014; Jopkiewicz, 2018; Igielska-Kalwat i in., 2015; Das i Roychoudhury, 2014; Carochi i Ferreira, 2013) i flawonoidy (Fini i in., 2011; Jasiński i in., 2009; Agati i in., 2012). Nieenzymatycznymi przeciwutleniaczami są także alkaloidy (Macáková i in. 2019), kwasy fenolowe (Parus, 2013; Carochi i Ferreira, 2013) oraz niebiałkowe aminokwasy (non-protein amino acids -NPAAs) np. kwas gamma-aminomasłowy (GABA), ornityna i cytrulina (Hasanuzzaman i in., 2020; Vranova i in., 2011). Istotnym przeciwutleniaczem dla roślin jest także białkowy aminokwas - prolina (Forlani i in., 2019; El Moukhtari i in., 2020; Szabados i Savouré, 2010; Munns i Tester, 2008; Hossain i in., 2019; Mojtavavi i in., 2019; Govrin i in., 2019; Liang i in., 2013; Bhaskara i in., 2015; Sharma i in., 1998).

Kluczową rolą nieenzymatycznych przeciwutleniaczy jest przekazanie własnych elektronów na wolne rodniki, czyli ich zredukowanie i zatrzymanie utleniania kolejnych składników komórki. Jednocześnie same oddając elektrony, ulegają utlenieniu, stając się cząsteczkami mało reaktywnymi. Związki o takim działaniu nazywane są też zmiataczami wolnych rodników (Kaczmarek i Sionkowska, 2013).

Na enzymatyczny system wychwytywania szkodliwych rodników tlenowych składają się enzymy uczestniczące w szlaku Asada-Halliwell, oraz enzymy bezpośrednio zaangażowane w usuwanie RFT (Sikora i in., 2017; Zámocký, 2022).

Wśród enzymów bezpośrednio zaangażowanych w usuwanie RFT należą dysmutazy ponadtlenkowe (ang. *superoxide dismutase*/SOD; oksydoreduktaza ponadtlenek), będące rodziną metaloenzymów, bezpośrednio zaangażowanych w regulację stężenia $O_2^{\bullet-}$ i H_2O_2 (Das i Roychoudhury, 2014; Żuchowski, 1999). **Dysmutazy** katalizują reakcje

dysproporcjonowania (dysmutacji) dwóch anionorodników ponadtlenkowych ($O_2^{\bullet-}$) przy pomocy jonu metalu związanego w ich centrum aktywnym, prowadząc do powstania nadtlenu wodoru i tlenu cząsteczkowego. Sam jej przebieg obejmuje dwie reakcje utleniania (1) i redukcji (2):



W zależności od rodzaju metalicznego (Me) kofaktora zajmującego centrum aktywne, wyróżnia się w organizmach roślinnych trzy klasy dysmutaz ponadtlenkowych: (1) miedziowo-cynkowe dysmutazy ponadtlenkowe [Cu(II), Zn(II); Cu/ZnSOD], (2) manganowe dysmutazy ponadtlenkowe [Mn(III); MnSOD] oraz (3) żelazowe dysmutazy ponadtlenkowe [Fe(III); FeSOD]. Jednocześnie, w przeciwieństwie do innych organizmów posiadających zwykle jeden enzym z każdej klasy SOD, roślinne dysmutazy występują najczęściej w wielu formach kodowanych przez więcej niż jeden gen. Uważa się, że fakt ten ma związek z brakiem możliwości aktywnego unikania przez rośliny stresorów, oraz większym w ich komórkach stężeniem tlenu (Fink i Scandalios, 2002).

Poszczególne izoformy SOD odpowiadające za usuwanie $O_2^{\bullet-}$, lokalizowane są tam, gdzie dochodzi do wzmożonej produkcji reaktywnych form tlenu. tj. w chloroplastach, mitochondriach, peroksysomach, jądrze komórkowym oraz cytoplazmie i przestrzeni apoplastycznej (tab. 1) (Alscher i in., 2002).

Uważa się, że apoplastyczna Cu/ZnSOD zaangażowana jest np. w proces lignifikacji ścian komórkowych, z kolei jądrowa zapobiega skutkom mutacji DNA wywoływanym obecnością anionorodnika ponadtlenkowego (Alscher i in., 2002; Małecka i Tomaszewska, 2005). Wzrost aktywności mitochondrialnej MnSOD wydaje się korelować z aktywnością oddechową łańcucha transportu elektronów – im bardziej wzrasta tempo oddychania, tym większa jest jego aktywność i tym samym zwiększa się produkcja anionorodników ponadtlenkowych.

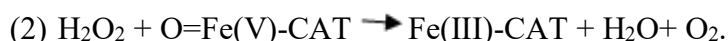
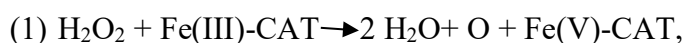
Tabela 1. Występowanie dysmutazy ponadtlenkowej (SOD) w komórkach roślinnych (na podstawie Żuchowski, 1999; Alscher i in., 2002; Sikora i in., 2017)

KLASA SOD	LOKALIZACJA W KOMÓRCE ROŚLINNEJ					
	cytoplazma	chloroplasty	mitochondria	jądro komórkowe	peroksysomy	apoplast
Cu/Zn SOD	obecna	obecna	brak	obecna	obecna	obecna
MnSOD	brak	obecna	obecna	brak	obecna	brak
FeSOD	brak	obecna	brak	brak	brak	brak

Obszerna charakterystyka poszczególnych izoform dysmutaz, ich budowa, właściwości, szybkość katalizy, inhibicja oraz zagadnienia dotyczące ekspresji genów podjęta została w pracach Alscher i in. (2002), Feng i in. (2015), Sikora i in. (2017), Kumar i in. (2021).

Działanie czynników stresogennych o różnym pochodzeniu przyczynia się do wzrostu aktywności dysmutaz, a to powoduje nagromadzenie nadtlenu wodoru, będącego jednym z produktów ich wzmożonej katalizy. Z kolei powstały H_2O_2 może zostać usunięty przez kolejne enzymy systemu obrony antyoksydacyjnej, w tym albo przez katalazy, peroksydazy albo peroksydazę askorbinianową (APX), która wykorzystuje w tym celu askorbinian (AsA) jako donora elektronów.

Katalaza to tetrameryczny hemoproteinowy enzym należący do klasy oksydoreduktaz. Katalizowana przez nią reakcja dysmutacji H_2O_2 do H_2O i O_2 zachodzi w dwóch etapach: (1) w pierwszym nadtlenek wodoru jest redukowany do wody z udziałem jonów żelaza Fe^{3+} , (2) w drugim – kolejne cząstki nadtlenu wodoru są utleniane przez powstały w pierwszym etapie produkt: $Fe(V)$ – CAT do tlenu cząsteczkowego i wody:



Jednocześnie produkt pierwszej reakcji - $Fe(V)$ – CAT powraca do stanu wyjściowego, w którym żelazo hemu jest na 3 stopniu utleniania (Van Breusegem i in., 2001; Ścibior i Czeczot, 2006).

Cechą wyróżniającą katalazę spośród innych enzymów metabolizujących nadtlenu jest fakt, że prowadzony przez nią proces dysmutacji nie wymaga obecności komórkowych reduktorów (Mhamd i in., 2010). Ponadto wraz z APX wykazuje ona wysoką specyficzność względem H_2O_2 , i zarazem słabą wobec nadtlenuków organicznych.

Katalaza w ciągu jednej sekundy może rozłożyć ok. 200 000 cząsteczek nadtlenu wodoru (Bartosz, 2003). Jednocześnie, gdy stężenie nadtlenu wodoru w organizmie jest wysokie, zachowuje aktywność katalazową (rozkłada nadtlenek wodoru do wody i tlenu), a gdy stężenie to jest niskie oraz gdy dostępne są odpowiednie donory wodoru, jak np. etanol lub metanol, katalaza wykazuje aktywność peroksydazową (Romanowicz i Krzepiło, 2013). Jednak zgodnie z tym, co donoszą Zamocky i in. (2008), katalazy o tym charakterze nie występują w organizmach roślinnych.

Budowa i lokalizacja genu katalazy w materiale genetycznym jest dobrze poznana, a jego obszerna charakterystyka została omówiona, m.in. w artykułach Mhamd i in. (2010), Zamocky i in. (2008), Ścibior i Czeczot (2006).

U roślin okrytozalążkowych odnotowano obecność 3 genów katalazy: CAT-1, CAT-2 i CAT-3. Każdy z nich ulega ekspresji w innych organach roślin oraz lokalizowany jest w różnych strukturach komórkowych. Ekspresja CAT-1 obserwowana jest w pyłkach i nasionach, a miejscem ich komórkowej lokalizacji są peroksysomy, glioksysomy i cytozol (Das i Roychoudhury, 2014). Uważa się także, że forma izoenzymatyczna CAT-1 związana jest z tkankami fotosyntetyzującymi i bierze udział w usuwaniu nadtlenu wodoru powstałego podczas fotooddychania (Małecka i Tomaszewska, 2005). Z kolei CAT 2 wykazuje ekspresję przede wszystkim w tkankach fotosyntetyzujących, ale również w korzeniach i nasionach, i oprócz peroksysomów występuje także w cytozolu. Gen CAT 3 wykazuje ekspresję w liściach i tkankach naczyniowych, natomiast w komórce zlokalizowany jest w mitochondriach i cytozolu (Das i Roychoudhury, 2014). Aktywność CAT-3 związana jest również z usuwaniem nadtlenu wodoru powstałego podczas degradacji kwasów tłuszczowych w cyklu glioksalowym w glioksysomach (Małecka i Tomaszewska, 2006).

Enzymami współpracującymi z katalazą w usuwaniu szkodliwego H_2O_2 z komórek są **peroksydazy (POX)**. Ich działanie antyoksydacyjne różni się od katalazy tym, że nie przekształcają one nadtlenu wodoru w wodę i tlen, ale redukują go, utleniając jednocześnie różne substraty organiczne i nieorganiczne.

Termin „peroksydazy” opisuje bardzo dużą grupę enzymów. Według Welinder i in. (1992) roślinne peroksydazy są częścią „nadrodziny roślinnych, grzybowych i bakteryjnych peroksydaz”, a przy tym nie są budową związane z ich zwierzęcymi odpowiednikami. Obejmują ją trzy klasy peroksydaz spokrewnionych ze sobą strukturalnie i cechujących się obecnością cząsteczki hemu oraz konserwowanych reszt aminokwasowych: histydyny działającej jako ligand proksymalny i dystalny, a także argininy jako liganda dystalnego. W roślinach identyfikowane są peroksydazy klasy I i III, natomiast klasa II charakterystyczna jest dla grzybów. Szczegółowa charakterystyka poszczególnych klas, ich budowa, lokalizacja oraz analiza filogenetyczna zaprezentowana została m.in. w artykule Passardi i in. (2007).

Najbardziej znanymi peroksydazami roślinnymi są peroksydazy hemowe z klasy I, w tym wewnątrzkomórkowa peroksydaza askorbinianowa, oraz z klasy III- peroksydaza gwajakolowa wydzielana do przestrzeni zewnątrzkomórkowej lub transportowana do wakuoli. Spośród peroksydaz niehemowych w roślinach opisane zostały wszechobecne peroksydazy tiolowe², do których zaliczana jest peroksydaza glutationowa (w skrócie GSH-Px lub GPxs).

W obrębie klasy I ważną z punktu widzenia usuwania RTF w roślinach jest peroksydaza askorbinianowa (APOX), która pełni kluczową rolę w zmiataniu H_2O_2 w chloroplastach (chAPX), w których brak CAT. Ponadto APX zależne od AsA występuje w nich w izoformach: cytozolowej (cAPX), mitochondrialnej (mtAPX), peroksysomach i glioksysomach. Dodatkowo lokalizowana jest także w wakuolach i apoplacie (Małecka i Tomaszewska, 2005). W powszechnym cyklu peroksydacyjnym, peroksydazy zawierające hem wykorzystują H_2O_2 jako akceptor i różne substraty jako donory, które zostaną przekształcone w rodniki. W tym cyklu żelazo z peroksydazowej grupy hemowej jest przekształcane z Fe(III) do Fe(IV) (Passardi i in., 2007).

Jak podaje Margas (2016), peroksydaza gwajakolowa indentyfikowana jest w cytozolu, wakuoli, ścianie komórkowej i przestrzeni międzykomórkowej. Verma i Dubey (2003) zauważają, że jest to peroksydaza wykorzystująca gwajakol jako donor elektronów i uczestnicząca w procesach rozwojowych, lignifikacji, biosyntezie etylenu, obronie oraz gojeniu się ran. Peroksydaza glutationowa (GPX) zlokalizowana została u roślin wyższych w cytozolu, mitochondriach, chloroplastach i retikulum endoplazmatycznym. (Passaia i in., 2014; Bela i in., 2022).

Mechanizm katalityczny peroksydaz glutationowych jest następujący:



Sugeruje się, że struktura monomeru GPX pozwala na bezpośrednią redukcję nadtlenków lipidów związanych z błoną, stąd też wydaje się, że główną rolą roślinnych GPX jest utrzymanie integralności błony, szczególnie w różnych warunkach stresowych. Uważa się ponadto, że możliwy udział izoenzymów GPX w tolerancji roślin na stresy abiotyczne i biotyczne odbywa się poprzez regulację enzymatycznych i nieenzymatycznych mechanizmów obrony antyoksydacyjnej. Według Bela i in. (2022) enzymy peroksydazy glutationowej mogą być zaangażowane w sygnalizację w trakcie reakcji na stres abiotyczny poprzez transdukcję sygnału redoks, regulację epigenetyczną, czynniki transkrypcyjne oraz bezpośrednie interakcje białko-białko.

W ostatnich dekadach wiele badań dowiodło, że roślinne GPX nie tylko są istotnymi elementami reakcji roślin na stres, ale wykazują zaangażowanie w procesy, determinując wzrost i rozwój roślin nawet w normalnych warunkach. Wyniki badań nadekspresji roślinnych genów GPX sugerują, że enzymy te mogą być kluczowe w tworzeniu roślin o zwiększonej tolerancji na stres (Bela i in., 2022).

Aby ocenić wielkość wywołanego stresu, można przeprowadzić pomiar stężenia reaktywnych form tlenu, co pozwala określić nasilenie stresu (im wyższe RFT tym stres silniejszy) oraz oznaczyć aktywności enzymów antyoksydacyjnych (np. SOD, CAT, GPX) – i im aktywność jest wyższa, tym obrona rośliny przed stresem lepsza (Tripathy i Oelmüller, 2012). Dodatkowo pomiar markerów uszkodzeń oksydacyjnych takich jak aldehydu dimalonowego (MDA) pozwala ocenić stopień zniszczeń wywołanych konkretnym stresorem. MDA jest produktem peroksydacji lipidów, co oznacza, że jeśli jego stężenie jest wyższe, większy jest stopień uszkodzeń błon komórkowych (Morales i Munné-Bosch, 2019).

2.3.3. Peroksydacja lipidów (LPO)

Peroksydacja lipidów (LPO), jest jednym z najlepiej poznanych biologicznych procesów wolnorodnikowych (Puzanowska-Tarasiewicz i in., 2008) prowadzących do zniszczenia struktury lipidów (*lipid peroxidation* - LPO). Proces ten polega na utlenianiu nienasyconych kwasów tłuszczowych (w tym wielonienasyconych kwasów tłuszczowych wchodzących w skład fosfolipidów budujących błony komórkowe), w wyniku czego powstają nadtlenki tych związków. Składa się on z 3 etapów: inicjacji, propagacji i terminacji, których dokładny opis zaprezentowano m.in. w pracach: Kulbacka i in. (2009), Kaczmarek i Sionkowska (2013).

Peroksydację lipidów może zainicjować atak każdego związku chemicznego, który ma reaktywność wystarczającą, aby odłączyć atom wodoru z węgla metylenowego obecnego w łańcuchu bocznym. Atom wodoru posiadający jeden niesparowany elektron jest wolnym rodnikiem. Jego usunięcie pozostawia niesparowany elektron na atomie węgla, do którego był pierwotnie przyłączony. Powstały w ten sposób rodnik węglowy ($L^{\bullet}$) w komórkach tlenowych może ulec reakcji z tlenem, w wyniku czego powstanie rodnik peroksydowy/nadtlenkowy – $LOO^{\bullet}$ ($L^{\bullet} + O_2 \rightarrow LOO^{\bullet}$). Rodniki peroksydowe mogą łączyć się ze sobą, mogą też atakować białka błonowe oraz zdolne są do odłączenia wodoru z przylegających łańcuchów bocznych kwasów tłuszczowych w błonie i w ten sposób zapropagować reakcję łańcuchową peroksydacji lipidów. Dlatego pojedyncze zdarzenie może spowodować przekształcenie setek łańcuchów bocznych kwasów tłuszczowych w wodoronadtlenki lipidów. Długość łańcucha propagacji zależy od wielu czynników, w tym od:

- stosunku lipidów do białek w błonie (szansa na reakcję rodnika z białkiem błony) – prawdopodobieństwo zareagowania rodnika z białkiem błonowym wzrasta wraz ze zwiększeniem zawartości białka w błonie;
- składu kwasów tłuszczowych;
- stężenia tlenu;
- obecności w obrębie błony antyoksydantów (A) przerywających reakcję łańcuchową poprzez dostarczenie wodoru dla usuniętych cząsteczek przez rodniki peroksyłowe ($A-H + LC_2^{\bullet} \rightarrow LO_2H + A$).

Rodniki pochodzące z antyoksydantów mogą reagować z inną cząsteczką $LO_2^{\bullet}$, zniknąć nieszkodliwie (np. przez dimeryzację do A_2) lub zostać przekształcone z powrotem w A-H przez reakcję z inną cząsteczką (Gutteridge i Hallwell, 1990).

Zachodzenie peroksydacji lipidów w błonie biologicznej powoduje upośledzenie jej funkcjonowania w wyniku obniżenia płynności, inaktywacji receptorów i enzymów z nią związanych oraz przyczynia się do zwiększonej, niespecyficzej przepuszczalności dla różnych jonów, takich jak Ca^{2+} . Ponadto wodorotlenki lipidów rozkładają się przy ekspozycji na jony żelaza lub miedzi (Gutteridge i Hallwell, 1990).

2.3.4. Wykorzystanie markerów stresu oksydacyjnego w ocenie wpływu mikroplastiku na rośliny

Uszkodzenia oksydacyjne uznawane są obecnie za główny efekt cytologiczny, dlatego stały się powszechnie akceptowaną metodą oceny oraz porównywania toksyczności różnych zanieczyszczeń w środowisku (Jiang i in., 2019). Podobnie w badaniach nad wpływem mikroplastiku na organizmy roślinne, markery stresu oksydacyjnego również są stosowane jako narzędzie do oceny ich toksyczności (Jia i in., 2023).

Pomiar aktywności i ilości enzymów SOD, CAT i POD jako biomarkerów oksydacyjnych w odpowiedzi roślin na obecność w środowisku mikroplastiku stosowali Sun i in. (2023a), Wang i in. (2023a), Zhang i in. (2023), Liu i in. (2022), Yildiztugay i in. (2022), Zhou i in. (2021) Jiang i in. (2019). Z kolei Giorgetti i in. (2020) ocenili za pomocą zawartości H_2O_2 i peroksydacji lipidów mierzonej ilością produktów reakcji z kwasem tiobarbiturowym (TBARS) stres oksydacyjny w korzeniach *Allium cepa* (cebuli) jako efekt 72 godzinowego, wcześniejszego ekspozowania nasion na różne stężenia nanoplastiku polistyrenowego (PS). Li i in. (2021) zastosowali pomiar aktywności enzymów m.in. na szlaku AsA-GSH - reduktazy glutationowej (GR) i dehydroaskorbinianowej (DHAR),

aby ocenić poziom stresu oksydacyjnego w korzeniach i liściach jęczmienia na zanieczyszczenie mikroplastikiem (mPS, <5 mm).

Bez względu na rodzaj zastosowanych biomarkerów oksydacyjnych wyniki wszystkich analiz jednoznacznie wskazują na indukcję stresu oksydacyjnego jako odpowiedź badanych roślin na kontakt z mikroplastikami. Jednocześnie uzyskane wyniki badań ujawniają w tym zakresie pewne tendencje, np. wraz ze wzrostem stężenia cząstek mikroplastików w środowisku, niezależnie od ich rozmiaru, aktywność enzymów antyoksydacyjnych rośnie (Zhou i in., 2021, Giorgetti i in., 2020, Jiang i in., 2019), jednak tylko do pewnego poziomu. Kiedy akceptowalne stężenie mikroplastików zostanie przekroczone, aktywność antyoksydantów spada (Jiang i in., 2019), co może świadczyć o naruszeniu tolerancji komórkowej (Liu i in., 2021) i w konsekwencji prowadzić do uszkodzeń oksydacyjnych komórki oraz hamowania lub zmniejszania aktywność konkretnych przeciwutleniaczy (Sun i in., 2023a; Liu i in., 2021; Dong i in., 2020).

Prowadzone obserwacje wskazują również, że aktywność poszczególnych antyoksydantów w roślinach zależy od organu, w którym są identyfikowane (Jia i in., 2023; Zhang i in., 2023; Yildiztugay i in., 2022) i od materiału, z którego mikroplastiki zostały wykonane (Sun i in., 2023a; Shi i in., 2023). Przeprowadzona przez Zhang i in. (2022) metaanaliza dowiodła, że mikroplastiki typu PVC (polichlorek winylu) i PP (polipropylen) nie miały wpływu na aktywność przeciwutleniaczy, w przeciwieństwie do mikroplastików typu PS (polistyrenu).

2.3.5. Rośliny modelowe wykorzystywane w badaniach nad wpływem mikroplastików

Od 2020 roku w badaniach naukowych widoczne jest ożywienie w temacie wpływu mikroplastików na rośliny. W ramach nich badacze wybierają różnorodne gatunki roślin, wśród których dominują rośliny o znaczeniu gospodarczym, takie jak zboża, warzywa i rośliny oleiste. Są to np. *Brassia campestris* (rzepak) (Dong i in., 2022), *Hordeum vulgare* (jęczmień zwyczajny) (Wang i in., 2020), *Triticum aestivum* (pszenica) i *Lactuca sativa* (sałata) (Lou i in., 2022; Yildiztugay i in., 2022), *Zea mays* (kukurydza) (Sun i in., 2023), *Oryza sativa* (ryż siewny) (Zhou i in., 2021), *Phaseolus vulgaris* (fasola zwykła) (Meng i in., 2021), *Vigna radiata* (fasola mung) (Chae i An, 2020), *Vicia faba* (bób) (Jiang i in., 2019), *Allium cepa* (cebula) (Zhang i in., 2021), *Cucumis sativus* (ogórek siewny) (Liu i in., 2021), *Raphanus sativus* (rzodkiewka) (Tympa i in., 2021), *Lepidium sativum*

(pieprzyca siewna) (Bosker i in., 2019), *Daucus carota* (marchew) (Dong i in., 2021b), *Lycopersicon esculentum* (pomidor) (Shi i in., 2023), jak również typowe rośliny modelowe, w tym *Arabidopsis thaliana* (rzodkiewnik pospolity) (Sun i in., 2020), rośliny wskaźnikowe wykorzystywane w ekotoksykologii jak *Lemna minor* (rzęsa wodna) (Kalčíková i in., 2017) oraz rośliny ozdobne takie jak *Calamagrostis epigejos* (trzcinnik piaskowy) (Lozano i Rillig, 2020).

2.4. Kompostowanie. Udział kompostu w krążeniu materii

W naturalnych ekosystemach zachodzi swobodne krążenie związków mineralnych pomiędzy kolejnymi poziomami troficznymi, rozpoczynając od organizmów foto- i chemoautotroficznych, pełniących funkcję producentów, konsumentów i destruentów łącznie. Dla pierwszych są one bezpośrednim substratem do syntezy cukrów i innych związków organicznych, używanych jako paliwo do oddychania wewnątrzkomórkowego oraz materiał budulcowy do wzrostu. Konsumenty pobierają je wraz ze spożywaną materią organiczną wytworzoną wcześniej przez autotrofy i wbudowują jako elementy związków organicznych własnego ciała. Z kolei destruenty rozkładają obumarłe szczątki organizmów żywych i umożliwiają ponowne ich włączenie do obiegu (Ayilara i in., 2020; Siuta, 1995). Nie ma wątpliwości, że zjawisko degradacji pozostałej w ekosystemie materii organicznej odgrywa kluczową rolę w ponownym uwalnianiu biogenów do gleby i udostępnieniu ich kolejnym pokoleniom producentów.

Przywołany powyżej uproszczony model krążenia materii w ekosystemie naturalnym nie jest obserwowany w sztucznym ekosystemie pól uprawnych lub ogródków działkowych. Powodem tego jest bezpowrotne zabieranie biomasy roślinnej i brak w podłożu wystarczającej ilości obumarłej materii organicznej, będącej potencjalnym substratem dla reakcji rozkładu. Zakłócenie naturalnego powrotu do gleby bogatych w minerały składników odżywczych skutkuje ubytkiem biogenów i ogólnym obniżeniem żyzności gleby.

W celu uzupełnienia niedoboru składników odżywczych w środowisku wzrostu roślin stosuje się różne nawozy mineralne i organiczne (Kwiatkowska i Harasim, 2019). Jednak nie wszystkie nawozy są bezpieczne dla otoczenia (Klapec i Cholewa, 2012). Badania pokazują, że wprowadzanie dużej ilości nawozów mineralnych do gleby przyczynia się do zachwiania równowagi jonowej w glebie i jej skażenia oraz skażenia roślin (Chen i in., 2009). Co więcej, nawozy te mogą zanieczyszczać wody azotanami (Gorlach i Mazur, 2001) i spowodować spadek łącznej liczby gatunków mikroorganizmów w glebie, w tym

tych, które wiążą azot, jak np. *Azotobacter*. Dlatego coraz częściej sugeruje się, aby ograniczyć stosowanie nawozów mineralnych, a zapotrzebowanie roślin na składniki pokarmowe uzupełniać nawozami organicznymi (Zapałowska i Jarecki, 2024; Azim i in., 2018; Azim i in., 2017; Adegoke i in., 2016). Uważa się, że substancje obecne w nawozach organicznych uwalniają się do gleby stopniowo i w proporcjach odpowiadających zapotrzebowaniu roślin. Dodatkowo biorą one udział w tworzeniu próchnicy glebowej, stąd też nazywane są nawozami pełnymi, a więc takimi, które zawierają wszystkie składniki pokarmowe, ale w mniejszych stężeniach niż w nawozach mineralnych (Rastegari i in., 2021).

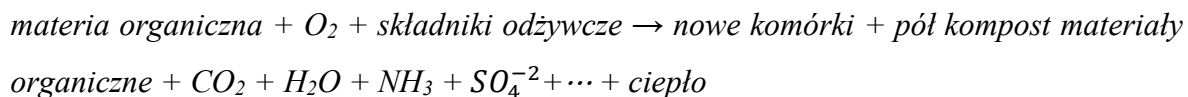
Wśród nawozów organicznych, wyróżnia się - obok obornika, gnojowicy czy pomiotu ptasiego (Kwiatkowska i Harasim, 2019) - nawozy powstające z surowców organicznych pochodzenia roślinnego (słoma, liście, trawy, trociny) lub zwierzęcego (mocz, kał), a także mieszanki substancji organicznych, w tym komposty (Kłapeć i Cholewa, 2012; Petrescu-Mag i in., 2020). Możliwość zastosowania tych ostatnich jako nawozu wspomagającego wzrost i rozwój roślin nabiera obecnie szczególnego znaczenia (Sporchia i Caro, 2023; Li i in., 2013; Zhou i in., 2020). W obliczu rosnącej produkcji odpadów organicznych, będącej skutkiem dynamicznego rozwoju cywilizacyjnego (Guo i in., 2018), ich zagospodarowanie w formie kompostu staje się doskonałą metodą zarówno na likwidację takich odpadów jak i odzyskiwanie cennych składników odżywczych, których często brakuje w glebach (Rosik-Dulewska, 2022; Pandey i in., 2016; Wei i in., 2017). Kompostowanie odpadów odgrywa także kluczową rolę w minimalizowaniu odprowadzania odpadów biodegradowalnych na składowiska, co może przełożyć się na ochronę ekosystemów poprzez ograniczenie skażenia gleb czy zanieczyszczenia wód podziemnych i emisji gazów cieplarnianych (Elmi i in., 2021; Vinti i in., 2021).

2.4.1. Podstawy i przebieg procesu kompostowania

Kompostowanie to biologiczny rozkład materii organicznej zachodzący w warunkach tlenowych (Kelley i in., 2020; Jędrzak, 2007) z udziałem różnorodnych grup mikroorganizmów (Epstein, 2017; Epstein, 2011, Cooperband, 2002). Wydaje się, że jest to ten sam proces, co proces rozkładu martwej materii organicznej w środowisku naturalnym, jednak pomimo tego, że wyraźnie go naśladuje (Siuta, 1995), nie jest z nim tożsamy (Jędrzak, 2007). Kompostowanie, w przeciwieństwie do naturalnego rozkładu, wymaga ściśle określonych i kontrolowanych warunków (Epstein, 2011) umożliwiających

przekształcenie odpadów organicznych w stabilny i higieniczny produkt, który można następnie wykorzystać (Gorlach i Mazur, 2001; Jędrszak, 2007; Adamcova i in., 2013).

Poniższe równanie przedstawia ogólny przebieg reakcji chemicznej kompostowania tlenowego (Abushammala i in., 2015).



Zgodnie z tym, co podaje Rosik-Dulewska (2022), na proces kompostowania składają się dwa równoległe zachodzące procesy biochemiczne: mineralizacja oraz humifikacja. Mineralizacja obejmuje egzotermiczne reakcje utleniania substancji organicznych zgodnie z zapisem powyższego równania (Abushammala i in., 2015). Powstające w ich wyniku ciepło przyczynia się do samozagrzewania pryzm kompostowych (Ryckeboer i in., 2003) oraz warunkuje sanityzację kompostowanych odpadów (Jędrszak, 2007). Z kolei podczas humifikacji następuje resynteza polimerów organicznych, w tym przede wszystkim związków humusowych (Goyal i in., 2005). Powstaje stabilna frakcja organiczna, czyli tzw. humus (Kończak, 2020).

Proces kompostowania warunkują określone czynniki, które można sklasyfikować w dwóch grupach (Rastogi i in., 2020):

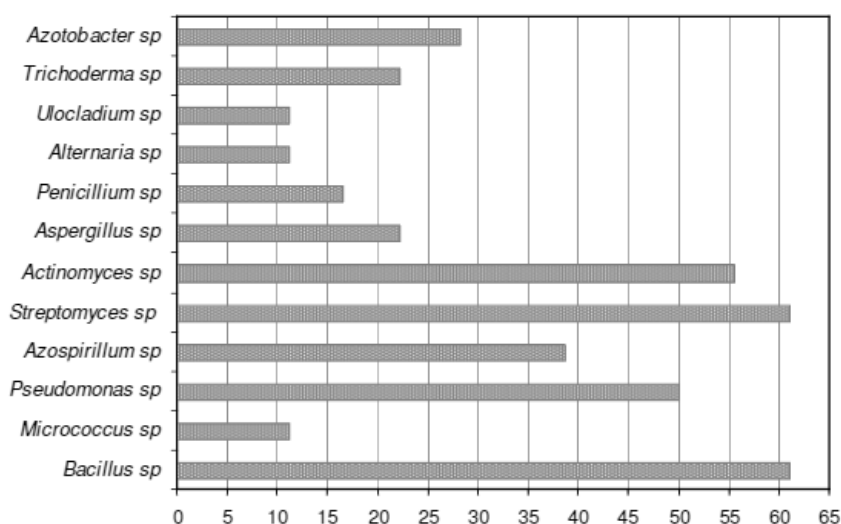
- (1) skład kompostowanych surowców, w tym bilans składników odżywczych, ich pH, wielkość cząstek, porowatość, wilgotność oraz stosunek C/N;
- (2) zarządzanie procesem, czyli początkowe parametry procesu takie jak stężenie O_2 , temperatura, zawartość wody i zagęszczenie materiałów (Li i in., 2015) oraz kontrolowanie zmian w trakcie procesu na podstawie parametrów takich jak pH, gęstość nasypowa, temperatura (Ozimek i Kopeć, 2012).

Wiadomo jednak, że główną rolę w kompostowaniu pełnią mikroorganizmy, dlatego to te czynniki, które determinują ich występowanie i funkcjonowanie decydują *de facto* o całym procesie (Ryckeboer i in., 2003a, 2003b). Wykazano, że zbyt niski poziom wilgotności, niewłaściwe pH, niska zawartość tlenu czy brak wolnej przestrzeni porów oraz niedostatek węgla lub degradable substancji organicznych w pryzmie mogą istotnie obniżyć aktywność drobnoustrojów, a zatem i spowolnić lub wręcz zahamować przebieg całego kompostowania (Epstein, 2011; Białowiec, 2018).

W publikacji z 2003 r. (2003a i 2003b) Ryckeboer i in. przedstawili obszerny przegląd literatury na temat bakterii mezofilnych i termofilnych oraz promieniowców i

grzybów uczestniczących w poszczególnych fazach kompostowania. Jak podkreślają ci autorzy, dynamika tego procesu, zarówno w czasie, jak i w przestrzeni (mikrosiedliska), jest ogromna, dlatego prowadzenie badań w tym zakresie jest trudne. Należy uwzględnić nie tylko heterogeniczność stosowanych substratów i powstających produktów pośrednich, ale również i fakt, że różnorodność mikrobiologiczna i sukcesja populacji idzie w ślad za stale zmieniającymi się wartościami wilgotności, pH, ciśnienia parcjalego tlenu czy temperatury w środowisku kompostowanej przyzmy. Badania przeprowadzone za pomocą technik molekularnych sugerują również, że w kompostach dominują liczne mikroorganizmy, których obecnie nie można wyodrębnić do czystych kultur akseńicznych w celu dalszych badań i identyfikacji (Ivors i in., 2000; Ivors i in., 2002).

Godne uwagi są wyniki prac Rebollido i in. (2008), którzy badając sukcesję populacji drobnoustrojów podczas całego procesu kompostowania frakcji organicznej stałych odpadów komunalnych oraz wpływu niektórych parametrów fizycznych i chemicznych na ich występowanie w przyzmy, wykazali, że przyzma zasiedlana była w większości przez bakterie (44,6%), promieniowce (32,3%) i w mniejszej liczbie przez grzyby (23,1%). Na rycinie 4 przedstawiono rodzaje drobnoustrojów wraz z ich procentowym udziałem, których obecność stwierdzano w kompostowanej przyzmy.



Ryc. 4. Udział procentowy rodzajów mikroorganizmów w mikrobiocie kompostów ze stałych odpadów komunalnych (Rebollido i in., 2008)

Wiele rodzajów drobnoustrojów obserwowanych przez Rebollido i in. (2008) jest także identyfikowana w obrębie typowej mikrobioty glebowej. Natomiast, wg tych autorów, nowy i charakterystyczny dla kompostu z odpadów komunalnych jest gatunek grzyba *Ulocladium atrum*.

Tabela 2. Zestawienie wzorów równań na liczność bakterii, grzybów i promieniowców w kompostowanej przyźmie [opracowanie własne na podstawie Rebollido i in. (2008) i Białowiec (2018)]

ORGANIZMY	WZÓR	OBJASNIENIE OZNACZEŃ
Bakterie	$LB = 0,498 \times pH - 0,054 \times T$	LB – liczba bakterii LG – liczba grzybów LP – liczba promieniowców T – temperatura [°C] pH – odczyn środowiska W – wilgotność [%] pe – przewodność elektryczna [S] x – symbol mnożenia
Grzyby	$LG = 0,593 \times pe + 0,026 \times W - 0,228 \times pH + 0,014 \times T$	
Promieniowce	$LP = -9,788 + 1,561 \times pH - 0,030 \times T$	

Rebollido i in. (2008), dostrzegając wyraźną korelację pomiędzy licznością bakterii, grzybów i promieniowców a mierzonymi podczas procesu parametrami fizykochemicznymi, wysunęli propozycję wzorów równań (tab. 2), na podstawie których można obliczyć ich ilość.

Zgodnie ze wzorami z tabeli nr 2 liczebność bakterii (LB) i promieniowców (LP) w kompostowanej przyźmie uzależniona jest od dwóch parametrów (pH i temperatury), z kolei liczebność grzybów (LG), oprócz pH i temperatury, dodatkowo warunkują przewodność i wilgotność notowane w środowisku.

Kompostowanie to przede wszystkim proces tlenowy, jednak Atkinson i in. (1996) oszacowali, że około 1% wszystkich bakterii znajdujących się w kompoście z odpadów komunalnych to bakterie beztlenowe.

2.4.2. Kompostowanie przydomowe

Wyróżnia się kilka form kompostowania, które różnią się metodą prowadzenia procesu, skalą oraz warunkami środowiskowymi (Sulewski i in., 2021; Sánchez, 2022). W literaturze zwykle przyjmuje się podział na kompostowanie przemysłowe (ang. *industrial composting*), prowadzone na dużą skalę w kontrolowanych warunkach oraz kompostowanie domowe (ang. *home composting*) – prowadzone na małą skalę w gospodarstwach domowych lub ogrodach. Dyrektywa Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2018/851 z dnia 30 maja 2018 r. zobowiązująca państwa członkowskie do zapewnienia, że najpóźniej od 31 grudnia 2023 r. bioodpady będą selektywnie zbierane lub poddawane recyklingowi u źródła, w tym poprzez kompostowanie, promuje obie w/w metody jako skuteczne formy przetwarzania bioodpadów.

Z uwagi na charakter niniejszej pracy i stosowanie podczas jej realizacji kompostu produkowanego w przydomowym termokompostowniku jako surowca badawczego, poniżej omówiono tę metodę kompostowania

Kompostowanie przydomowe to „ogniwo pośrednie” pomiędzy glebową humifikacją biomasy a przemysłową technologią. Określenie „ogniwo pośrednie” nawiązuje do tego, że małe skupiska masy roślinnej, kompostowanej na powierzchni ziemi lub w pojemnikach, podwyższają wprawdzie swoją temperaturę względem otoczenia, jednak w stopniu niewystarczającym, aby umożliwić intensywne procesy mineralizacji i humifikacji.

Jeszcze do 2010 roku wiedza na temat zjawisk związanych z dyskutowaną metodą recyklingu organicznego pochodziła głównie z badań prowadzonych nad kompostowaniem przemysłowym (Haug, 1996; Slater i Frederickson, 2001; Blengini, 2008; Ruggieri i in., 2008; Colón i in., 2010). Kompostowanie domowe nie było tak szeroko omawiane zarówno pod względem technicznym, jak i naukowym (Tatàno i in., 2015). Jednak w ostatniej dekadzie widać wyraźną zmianę w tym zakresie, przy czym doniesienia naukowe koncentrują się wokół porównywania jakości otrzymanego kompostu domowego z kompostem przemysłowym (Barrena i in., 2014), wpływu kompostowania domowego na środowisko i związaną z tym emisją gazów cieplarnianych (Adhikari i in., 2013), zużyciem energii oraz obciążeniami środowiskowymi (Colón i in., 2012; Martínez-Blanco, 2010) wynikającymi z jej stosowania. Niezależnie od tego uważa się, że kompostowanie domowe jest niezwykle skuteczną metodą w zagospodarowaniu biodegradowalnych odpadów komunalnych, w której wkład gospodarstw domowych jest absolutnie niezbędny (Kopaei i in., 2021). Również w Polsce obserwuje się dążenie w kierunku upowszechniania recyklingu w drodze kompostowania przydomowego, do czego szczególnie włączają się jednostki administracyjne kraju, odpowiedzialne za gospodarkę odpadami. Poprzez oferowanie mieszkańcom ulg lub częściowego zwolnienia z opłat za odpady komunalne władze miast lub gmin starają się zachęcić swoich mieszkańców do utylizowania odpadów organicznych we własnym zakresie, a więc w drodze kompostowania przydomowego^{3, 4, 5, 6}.

Praktyczne wiadomości na temat zakładania i pielęgnowania domowego kompostownika dostępne są w różnego rodzaju poradnikach (Baranowska, 2020; Krysztoforski, 2020; Mazik 2021; Mäkelä, 1993). Godnym uwagi jest fakt, że we wskazanych poradnikach kompost domowy nie jest traktowany jako stos odpadków (Mäkelä, 1993), lecz jako potencjalny nawóz. Zatem zgodnie z zawartymi w nich informacjami, nie wszystkie odpady organiczne pochodzące z gospodarstw domowych czy

ogródków działkowych można wyrzucać na przydomową pryzmę. Tabela nr 3 przedstawia szczegółowy profil odpadów, które można wyrzucać na przydomową pryzmę, natomiast tabela nr 4 – profil odpadów, których nie powinno się unieszkodliwiać tą drogą.

Z technicznego punktu widzenia kompostowanie przydomowe można prowadzić w specjalnym, plastikowym pojemniku, zwanym termokompostownikiem lub w kompostowniku wykonanym samodzielnie. Może to być na przykład kompostownik siatkowy – z siatki ogrodzeniowej, kompostownik drewniany jednokomorowy, kompostownik drewniany trójkomorowy, beczka, pryzma, itp. (ryc. 5) (Krysztoforski, 2020).

Tabela 3. Profil odpadów biodegradowalnych dozwolonych do odprowadzania na domowy kompostownik [opracowanie własne na podstawie Krysztoforski (2020) i Mäkeler (1993)]

DOZWOLONE ODPADY BIODEGRADOWALNE W DOMOWYM KOMPOSTOWNIKU		
z domu	z ogrodu	inne
skorupki jaj, fusy po kawie i herbacie, torebki po herbacie, filtry po kawie, obierki z warzyw, resztki owoców, łupiny orzechów, wysuszone pieczywo, opakowania biodegradowalne	skoszona trawa, resztki roślin po pieleniu, chwasty, ale bez dojrzałych nasion	kartony bez nadruku, papier, gazety bez barwników, trociny i słoma, chusteczki higieniczne, serwetki, wełna, włosy, pióra, odpady z hodowli małych zwierząt domowych

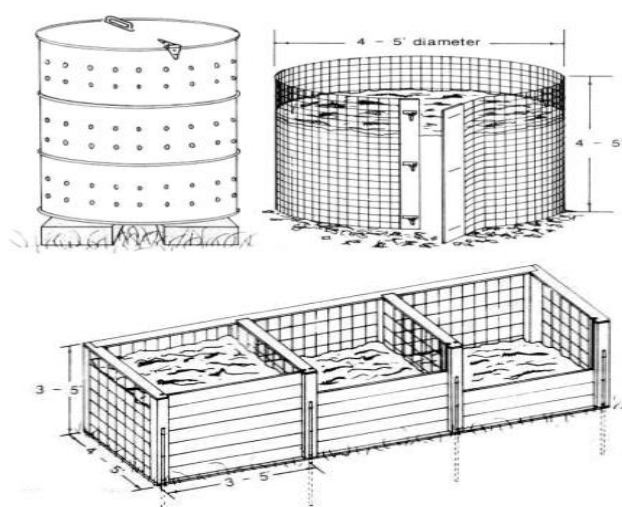
Tabela 4. Profil odpadów biodegradowalnych niedozwolonych do odprowadzania na domowy kompostownik [opracowanie własne na podstawie Krysztoforski (2020) i Mäkeler (1993)]

ZAKAZANE ODPADY BIODEGRADOWALNE W DOMOWYM KOMPOSTOWNIKU		
z domu	z ogrodu	inne
spleśniałe owoce, warzywa i pieczywo, kości, mięso i tłuszcze nieumyte skórki owoców cytrusowych, resztki nabiału, resztki marynat octowych	skażone lub toksyczne substancje i chore rośliny, chwasty z dojrzałymi nasionami, liście orzecha i dębu	popiół pochodzenia innego niż drewniane, zadrukowany papier, niedopałki papierosów

Jak zaleca Mäkeler (1993), aby uzyskać najlepsze wyniki kompostowania przydomowego, należy odpowiednio układać utylizowany materiał. Zgodnie z jego sugestią, dno kompostownika powinno być wyłożone grubą, ok. 15–20-centymetrową warstwą gałęzi i pędów, co zapewni właściwy drenaż i przewietrzanie pryzmy. Następnie na jej wierzch

należy wysypać ok. 2–5-centymetrową warstwę ziemi lub torfu, której zadaniem będzie pochłanianie wymywanych z górnych warstw składników pokarmowych. Trzecią warstwę stanowić mają właściwe odpady przeznaczone do kompostowania, czyli np. skoszona trawa oraz odpady z gospodarstw domowych (Krysztoforski, 2020).

Uważa się, że podczas tworzenia kompostu powinno się zachować zasadę naprzemiennego układania warstwy „zielonej” – cechującej się dużą ilością azotu, z warstwą zdrewniałą – wykazującą dużą ilość węgla (Mäkeler, 1993; Krysztoforski, 2020), co może dać szansę na zachowanie właściwych proporcji azotu do węgla (Jędrczak, 2007).



Reprodukcja: Wayne J. McLaurin and Gary L. Wade; The University of Georgia College of Agricultural and Environmental Sciences, Cooperative of Extension Sciences
Od góry: kompostownik beczkowy, siatkowy i trzykomorowy.

Ryc. 5. Przykład przydomowych kompostowników (źródło: Krzysztoforski, 2020)

Czas trwania kompostowania przydomowego jest zasadniczo dłuższy aniżeli kompostowania przemysłowego, a szybkość procesu zależy od rodzaju stosowanego kompostownika, pory roku oraz tego, w jakim stopniu zapewniono odpowiednie warunki do dojrzewania kompostu (Sarani i in., 2020; Woźniak, 2013).

W przebiegu kompostowania istotne jest regularne, co kilkutygodniowe przerzucanie zgromadzonej materii, co umożliwia właściwy dostęp do tlenu i ogranicza proces gnicia. Ważne jest także, aby utrzymywać należyłą wilgotności pryzmy, a w razie konieczności regularnie ją zraszać oraz dodawać do kompostu dżdżownice (Krysztoforski, 2020). Liczne badania dowodzą, że dżdżownice, trawiąc odpady organiczne, wydają niemal gotowy kompost, zapewniając przy tym doskonały drenaż kompostowanego stosu odpadów.

Według Jędrzaka (2007) czas potrzebny do przekompostowania odpadów organicznych w przydomowej/przydomowej to ok. 4– 6 miesięcy.

Powyższa technika kompostowania przydomowego, jakkolwiek nieskomplikowana w zastosowaniu, wymaga od zainteresowanych posiadania co najmniej niewielkiej, wolnej przestrzeni wokół miejsca zamieszkania (podwórka lub ogrodu), gdzie w zacienionym miejscu można ustawić taki kompostownik (Baranowska, 2020). Tym samym dla osób mieszkających w zabudowie miejskiej ta technika unieszkodliwiania bioodpadów jest raczej niedostępna (Azis i in., 2022). Dlatego w ostatnim czasie coraz częściej prezentowane są alternatywne rozwiązania dla tego problemu. Godnymi uwagi sposobami likwidowania bioodpadów u źródła ich powstania na małych przestrzeniach (mieszkania, biura) są japońskie techniki kompostowania, jak np.: metoda Takakura (ang. *Takakura composting boxes – TCBs*), (Jiménez-Antillón i in., 2018), czy Bokashi (fot. 1) (Mahapatra i in., 2022). Atrakcyjnym pomysłem są także zautomatyzowane kompostowniki elektryczne, wyposażone w rozdrabniacz bioodpadów, automatyczne obracanie i czujniki zapewniające optymalne warunki przebiegu procesu. Ich kompaktowe gabaryty pozwalają na ustawienie ich w pomieszczeniu zamkniętym, np. w kuchni (Azis i in., 2022).



Fotografia 1. Kompostownik balkonowy/mieszkaniowy/ właściwy także dla metody Bokashi i wermikompostów (źródło <https://zielonyogrodek.pl/pielęgnacja/nawozenie/7704-domowy-kompostownik-urbalive-test-redakcji-zielonyogrodek-pl>, dostęp: 20.10.2024)

Ocena produktu procesu kompostowania

Jak zauważa Purkiss i in. (2022), właściwa ocena jakości kompostu jest trudna do zdefiniowania. Przyjmuje się, że jego optymalne wykorzystanie jako nawozu i źródła

składników odżywczych dla roślin możliwe jest wtedy, gdy osiągnie on odpowiedni poziom stabilności i dojrzałości.

Stabilny kompost to taki, który nie wykazuje wysokiej aktywności mikrobiologicznej, ponieważ substancje organiczne zostały w nim rozłożone do bardziej stabilnych związków. Ocenę w tym zakresie można przeprowadzić na podstawie wskaźnika oddychania lub stopnia przekształcenia kompostowanych surowców oraz stanu ich humifikacji. Z kolei dojrzałość kompostu nawiązuje do poziomu degradacji fitotoksycznych substancji organicznych i wiąże się z potencjałem wzrostu roślin oraz przydatnością kompostu do końcowego wykorzystania. Tutaj ocena dokonywana jest zwykle za pomocą testów fitotoksyczności (wskaźnika kiełkowania lub testów biologicznych roślin) (Said-Pullicino i in., 2007)

Tabela 5. Kryteria stosowane w celu scharakteryzowania jakości kompostu (Bernal i in., 2009)

KRYTERIA I PARAMETRY TESTOWANIA DOJRZAŁOŚCI KOMPOSTU		
Fizyczne	Zapach, kolor, temperatura, wielkość cząsteczek i materiały obojętne	
Chemiczne	Analiza zawartości węgla i azotu	Proporcja C/N w ekstrakcie stałym i wodnym
	Zdolność do wymiany kationowej	CEC (pojemność wymiany kationowej informująca o zdolności do utrzymania składników odżywczych takich jak m.in. K, Mg, Ca); stosunek CEC do całkowitego C-organicznego itp.
	Ekstrakt rozpuszczony w wodzie	pH, przewodnictwo elektrolityczne (EC) C-organiczny, jony itp.
	Azot mineralny	Zawartość $\text{NH}_4\text{-N}$, stosunek $\text{NH}_4\text{-N}/\text{NO}_3\text{-N}$
	Zanieczyszczenia	Metale ciężkie i substancje organiczne
	Jakość materii organicznej	Skład organiczny: lignina, węglowodany złożone, lipidy, cukry itp.
	Humifikacja	Wskaźniki humifikacji i charakterystyka substancji humusowych: analiza pierwiastkowa i grup funkcyjnych, rozkład masy cząsteczkowej, stosunek E4/E6, piroliza GC-MS, analizy spektroskopowe (NMR i FTIR, fluorescencja itp.) itp.
Biologiczne	Wskaźniki aktywności mikrobiologicznej	Oddychanie (pobór/zużycie O_2 , produkcja CO_2 , test samonagrzewania, składniki ulegające biodegradacji)
		Aktywność enzymatyczna (fosfatazy, dehydrogenazy, proteazy itp.)
		Zawartość ATP
		Mineralizacja azotu – potencjał immobilizacji, nityfikacji itp.
		Biomasa mikrobiologiczna
	Fitotoksyczność	Testy kiełkowania nasion i wzrostu roślin
	Pozostałe	Testy na nasiona chwastów, patogeny i ekotoksyczność

Niedojrzałe komposty mogą zawierać duże ilości wolnego amoniaku, niektórych kwasów organicznych lub innych związków rozpuszczalnych w wodzie, które spowodują ograniczenie kiełkowania nasion i rozwoju korzeni (Bernal i in., 2009). Wszystkie zastosowania kompostu wymagają dojrzałego produktu wolnego od potencjalnie fitotoksycznych składników. Dlatego zaproponowano szereg kryteriów i parametrów testowania dojrzałości kompostu opierających się na jego właściwościach fizycznych, chemicznych i biologicznych (tab. 5).

W Polsce jakość kompostu określa norma BN-89/9103-00, która na podstawie stopnia zanieczyszczenia wyróżnia trzy klasy kompostów (Jędrzak, 2017). Jednocześnie z punktu widzenia wymagań jakościowych, kompost klasy I powinien charakteryzować się m.in. pH w zakresie 6,5 - 8, wilgotnością 25 - 40%, ilością substancji organicznej >40%, czy zawartością azotu organicznego >0,8% i potasu (K_2O) >0,2%.

2.5. Zanieczyszczenie kompostu plastikiem

W kontekście potencjalnego zanieczyszczenia kompostu plastikiem warto podkreślić, że podczas kompostowania przydomowego, dzięki temu, że zachodzi ono na mniejszą skalę i pod bezpośrednią kontrolą gospodarstwa domowego, możliwe jest bardziej świadome i dokładne odseparowanie resztek organicznych od pozostałych nieczystości. Tym samym ryzyko przedostania się plastiku do kompostu jest znacznie mniejsze, niż w przypadku kompostu uzyskanego w wyniku kompostowania przemysłowego.

2.5.1. Zarys problemu tworzyw sztucznych w środowisku – regulacje i przykłady aktualnych propozycji rozwiązań

Pomimo rosnącego tempa produkcji odpadów z tworzyw sztucznych (Andrady, 2011; Wright i in., 2013; Eriksen i in., 2014) problem ich zagospodarowania pozostaje otwarty, a szczególnie zagospodarowania opakowania produktów spożywczych (Jem i Tan, 2020). Ich krótkotrwałe zastosowanie skutkuje tym, że powstałe z nich odpady wraz z jednorazowymi torbami na zakupy stanowią ponad 60% wszystkich odpadów z tworzyw sztucznych odprowadzanych na wysypiska śmieci (Malinowski i in., 2018; PlasticsEurope 2019⁷).

Według raportu Global Plastics Outlook na świecie w 2019 roku, z 353 mln ton tworzyw sztucznych tylko 9% poddano recyklingowi, 19% zostało spalonych, a prawie 50%

trafiło na składowiska sanitarne. Pozostały plastik (22%) wyrzucono na niekontrolowane wysypiska, spalono na otwartej przestrzeni lub przeniknął on do środowiska (OECD, 2022), przyczyniając się do jeszcze większego zanieczyszczenia gleby oraz wód. W raporcie „Global Plastics Outlook. Policy Scenarios to 2060” przewiduje, że do 2060 roku ilość odpadów z tworzyw sztucznych wzrośnie niemal trzykrotnie⁸.

30 maja 2018 roku Parlament Europejski zaproponował dyrektywę w sprawie odpadów (Dyrektywa: 2018/851 z dnia 30 maja 2018 r. zmieniająca dyrektywę 2008/98/WE⁹), w której szczegółowo dookreślił warunki, zasady i cele recyklingu materiałowego i energetycznego właśnie dla tej kategorii odpadów. Jednocześnie 27 marca 2019 roku zatwierdził tzw. Dyrektywę Plastikową (The Single-Use Plastics Directive¹⁰), nakazującą państwom członkowskim, w tym także i Polsce, wprowadzenie do obrotu do 2025 roku nakrętek czy wieczek plastikowych przytwierdzonych na stałe do opakowania, jak również butelek plastikowych wyprodukowanych w 25% z materiału recyklingowego, a do 2030 z 30%. W wymienionej dyrektywie określono również poziom zbiórki i recyklingu plastikowych butelek jednorazowego użytku na poziomie 77% do 2025 roku i aż 90% do 2029 roku.

Propozycje rozwiązań w kwestii zagospodarowania odpadów z tworzyw sztucznych zapisane w dyrektywie unijnej opierają się głównie na recyklingu materiałowym (mechanicznym) i w założeniu mają prowadzić do realnego spadku masy odpadów opakowaniowych deponowanych na wysypiskach śmieci (Niekras i in., 2020). Tymczasem ponowne wykorzystanie recyklatów nie rozwiązuje w pełni problemu, ponieważ z każdym kolejnym cyklem przetwórczym obniżają się jego własności wytrzymałościowe, w wyniku czego zawęża się możliwość ich faktycznego zastosowania. W efekcie materiały te stają się bezużyteczne (Nowak i in., 2020).

W świetle powyższego, inicjatywa, która zmierza do wyeliminowania tradycyjnych tworzyw sztucznych na rzecz biotworzyw, wydaje się być kluczowa dla środowiska naturalnego (Imre i Pukánszky, 2013; Tokiwa i in., 2009; Mensitieri i in., 2011). Według założeń biotworzywa mają rozkładać się w warunkach naturalnych oraz mogą być produkowane z odnawialnych źródeł energii.

2.5.2. Biodegradowalne tworzywa jako alternatywa dla tworzyw sztucznych

Zgodnie z definicją European Bioplastics¹¹ biotworzywa to tworzywa sztuczne pochodzenia organicznego i/lub biodegradowalne¹². Potocznie określają one grupę materiałów polimerowych pochodzących z organizmów żywych lub naturalnie występujących w przyrodzie (tzw. biopolimery) oraz grupę materiałów wytworzonych przez człowieka na drodze syntezy chemicznej (w tym wypadku polimeryzacji) (Babu i in., 2013). Według Ferreira i in. (2016) niezwykle ważne jest rozróżnienie materiałów biodegradowalnych i biopolimerów. Według Amerykańskiego Towarzystwa Badań i Materiałów (ang. *American Society for Testing and Materials* – ASTM, Norma D-5488-94d^{13,14}) materiał biodegradowalny definiuje się jako „materiał zdolny do rozkładu na dwutlenek węgla, metan, wodę, związki nieorganiczne lub biomasę, w których dominującym mechanizmem jest enzymatyczne działanie mikroorganizmów dające się zmierzyć za pomocą znormalizowanych testów, w określonym czasie, odzwierciedlając dostępny stan utylizacji”.

Biopolimery natomiast to materiały polimerowe pochodzące z zasobów odnawialnych określane także jako „zielone polimery”. Są one produkowane z biomasy, zazwyczaj w procesie fermentacji oraz późniejszej polimeryzacji i nie ulegają przemianie w biomasę pod wpływem mikroorganizmów naturalnie występujących w środowisku. Co więcej- „zielone polimery” to odpowiedniki tradycyjnych polimerów petrochemicznych o właściwościach nieróżniących się od polipropylenu, polietylenu czy poli (tereftalanu etylenu). W celu ich oznaczenia stosuje się przedrostki „green” lub po prostu „bio”, np. Bio-PP, Green PE, Bio-PET, a ich likwidacja powinna być prowadzona tą samą metodą recyklingu, co w przypadku ich petrochemicznych odpowiedników (Malinowski, 2015). Produkcję biopolimerów uzasadnia fakt niewykorzystywania ropy naftowej i zmniejszenia emisji CO₂. Jak podaje Satti i Shah (2020), tworzywa sztuczne zużywają około 6% światowych zasobów ropy naftowej, a przewiduje się, że wartość ta wzrośnie nawet o 14%.

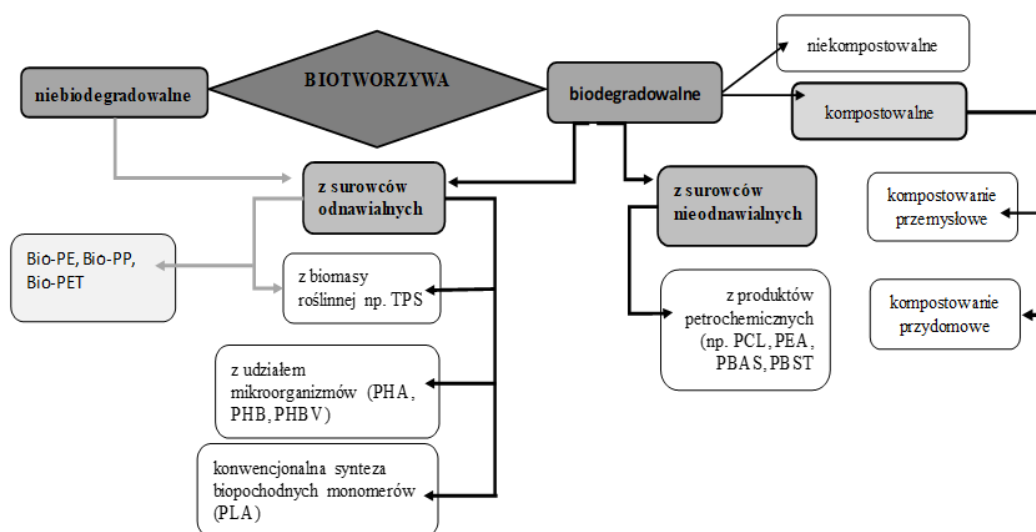
Propozycje klasyfikacji biotworzyw są różne (Mucha, 2002; Chmielnicki, 2014; Malinowski, 2015; Ghanbarzadeh i Almasi, 2013), aczkolwiek najczęściej uwzględniany aspekt obejmuje surowce wykorzystane do ich produkcji oraz podatność na biodegradację (Malinowski, 2015). Rycina 6 prezentuje, jak w obrębie biotworzyw wyróżnia się biotworzywa niebiodegradowalne i biodegradowalne oraz jak zarówno jedno, jak i drugie mogą być wykonane z surowców pochodzących ze źródeł nieodnawialnych i odnawialnych.

Najczęściej wykorzystywanym surowcem nieodnawialnym jest ropa naftowa. Z kolei wśród surowców pochodzących ze źródeł odnawialnych wykorzystywane są biomasy pochodzenia roślinnego lub zwierzęcego (polisacharydy, białka i lipidy) oraz mikroorganizmy, w komórkach których prowadzona jest ich synteza (Averous i Boquillon, 2004; Chmielnicki, 2014). Rycina 7 uwzględnia konkretne pochodzenie surowców odnawialnych (czyli ze źródeł naturalnych) biorących udział w syntezie polimerów biodegradowalnych (Smith, 2005), dopełniając tym samym schemat przedstawiony na rycinie 6.

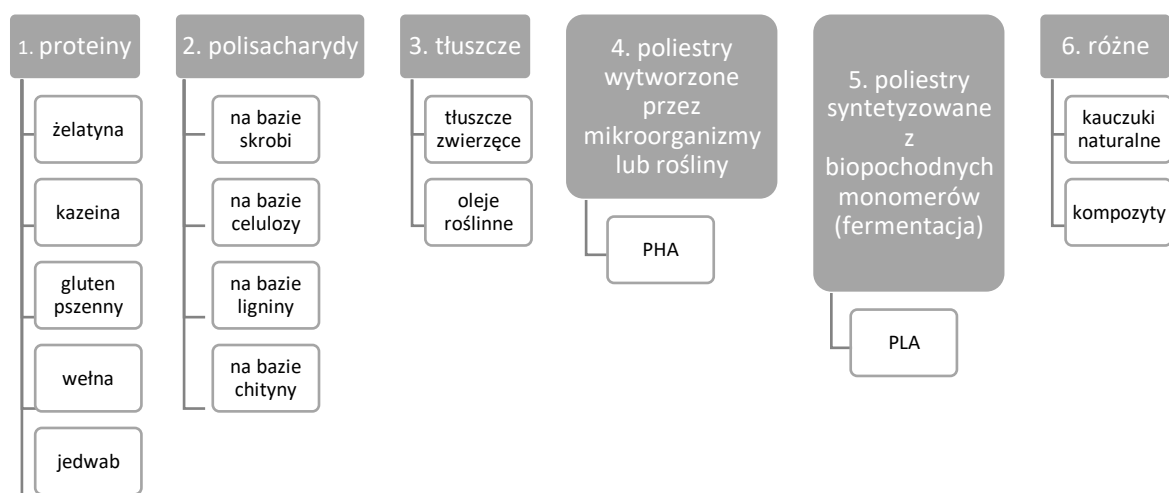
Z punktu widzenia środowiskowego najbardziej pożądaną grupą biotworzyw jest grupa „tworzywa podwójnie zielone”. Powstają one z surowców naturalnych i ulegają jednocześnie biodegradacji (Bortel i in., 2009). Należą do nich PLA, PHA, TPS.

Ważną kwestią jest możliwość unieszkodliwiania biotworzyw w drodze kompostowania (Du i in., 2008). Jednak nie każde tworzywo biodegradowalne jest równocześnie kompostowalne (ryc. 6), choć każde tworzywo kompostowalne jest już biodegradowalne (ryc. 8).

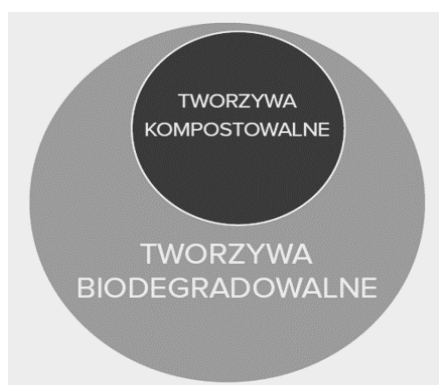
Należy również podkreślić, że tworzywa biodegradowalno-kompostowalne mogą być kompostowalne w warunkach kompostowania przemysłowego, jednak już niekoniecznie w zakresie kompostowania przydomowego (Niekras i in., 2020).



Ryc. 6. Podział biotworzyw (źródło: Niekras i in., 2020)



Ryc. 7. Podział polimerów izolowanych z biomasy (źródło: Smith, 2005)



Ryc. 8. Udział tworzyw kompostowalnych w ramach tworzyw biodegradowalnych

2.5.3. Norma EN 13432 dotycząca możliwości kompostowania biotworzyw

Aby zużyte biotworzywa mogły być kompostowane, muszą spełniać surowe wymogi normy EN 13432 (tożsamy do EN 14995). Oznacza to, że w swoim składzie powinny posiadać powyżej 50% związków organicznych (co obliczane jest na podstawie suchej pozostałości po spalaniu w temp. 550°C), limitowaną zawartość metali ciężkich oraz innych niebezpiecznych pierwiastków, takich jak np. Cu, Pb, Hg, Cd, Zn, Ni czy Cr, Mo, Se (Wolański, 2019; Topolinski, 2016; Hann i in., 2020). W testach laboratoryjnych, w warunkach tlenowych tworzywa te powinny wykazywać biodegradowalność w stopniu co najmniej 90% w ciągu maksymalnie 6 miesięcy, zaś w warunkach beztlenowych – w stopniu co najmniej 50% w ciągu maksymalnie 2 miesięcy.

Ważną kwestią jest również stopień dekompozycji przekompostowanego materiału, który powinien być na tak wysokim poziomie, aby po 12 tygodniach w warunkach

aerobowych, a po 5 tygodniach w warunkach anaerobowych, po przesianiu przez sito o wielkości oczek większym niż 2 mm pozostało na nim maksymalnie 10% z jego wyjściowej masy.

Wszystkie testy składające się na ocenę przydatności opakowań do kompostowania prowadzone są zgodnie ze standardami międzynarodowymi (ISO 14851, ISO 14852, ISO 14855) i amerykańskimi (ASTM D6400, ASTM D 5338, ASTM D 6002). Norma EN 13432 obowiązuje od 2000 r. i stanowi podstawę dla innych regulacji dotyczących biologicznego rozkładu opakowań, przyjmując przemysłowe kompostowanie za właściwe do tego celu (Emblem i Emblem, 2014). W reaktorach do kompostowania możliwe jest bowiem prowadzenie procesu w warunkach kontrolowanych, dzięki czemu takie czynniki jak wysoka temperatura, odpowiedni przepływ powietrza, właściwy poziom wilgotności i pH, utrzymane są na optymalnym poziomie, tak aby sprzyjać rozwojowi mikroorganizmów odpowiedzialnych za rozkład materii.

Norma EN 13432 nie odnosi się do kompostowania w warunkach przydomowych. Na potrzeby kompostowania przydomowego opracowano normę NF T 51-800, zgodną z australijską normą AS 5810 (Topolinski, 2016), która zakłada dwukrotnie dłuższy czas zarówno na biologiczny rozkład materiału, jak i jego dezintegrację w środowisku. Tym samym, aby biotworzywo mogło być poddane kompostowaniu w warunkach przydomowych, jego rozkład biologiczny powinien zakończyć się w ciągu 12 miesięcy (a nie 6), a jego dezintegracja po 6 miesiącach (a nie 12 tygodniach), oczywiście przy co najmniej 90% rozkładzie materiału (Topolinski, 2016; Krżan, 2013).

2.5.4. Biodegradacja polimerów biodergradowalnych

Proces biodegradacji (degradacja biologiczna/degradacja biotyczna) jest naturalnym procesem rozkładu materii organicznej spowodowanym aktywnością enzymów produkowanych przez mikroorganizmy, prowadzącym do powstania prostych związków chemicznych, takich jak woda, dwutlenek węgla, sole mineralne oraz nowa biomasa – w przypadku rozkładu w warunkach tlenowych, lub metan – w przypadku rozkładu w warunkach beztlenowych (Emblem i Emblem, 2014; Tokiwa i in., 2009). Biodegradacja materiału zachodzi w dwóch etapach, obejmując fragmentację (lub rozkład mechaniczny) oraz mineralizację będącą właściwym procesem biodegradacji (Krżan, 2013).

W pierwszym etapie pod wpływem czynników abiotycznych, w tym promieniowania słonecznego (fotodegradacja), promieniowania elektromagnetycznego, sił mechanicznych, tlenu (utlenianie), wody i ciepła, zachodzą zmiany w wyglądzie tworzyw obserwowane

w postaci utraty ich połysku, wzrostu kruchości, odbarwień oraz ogólnego pogorszenia ich właściwości mechanicznych. Zmianie ulega również ich struktura chemiczna. Pękają wiązania kowalencyjne w łańcuchu głównym polimeru, co powoduje jego rozpad na liczne, krótsze łańcuchy oraz obniżenie stopnia polimeryzacji i ciężaru cząsteczkowego. W sprzyjających warunkach proces ten kończy się depolimeryzacją z wytworzeniem związków chemicznych mogących być materiałem odżywczym dla mikroorganizmów (Stachurek, 2012; Wróblewska-Krepsztul i in., 2017).

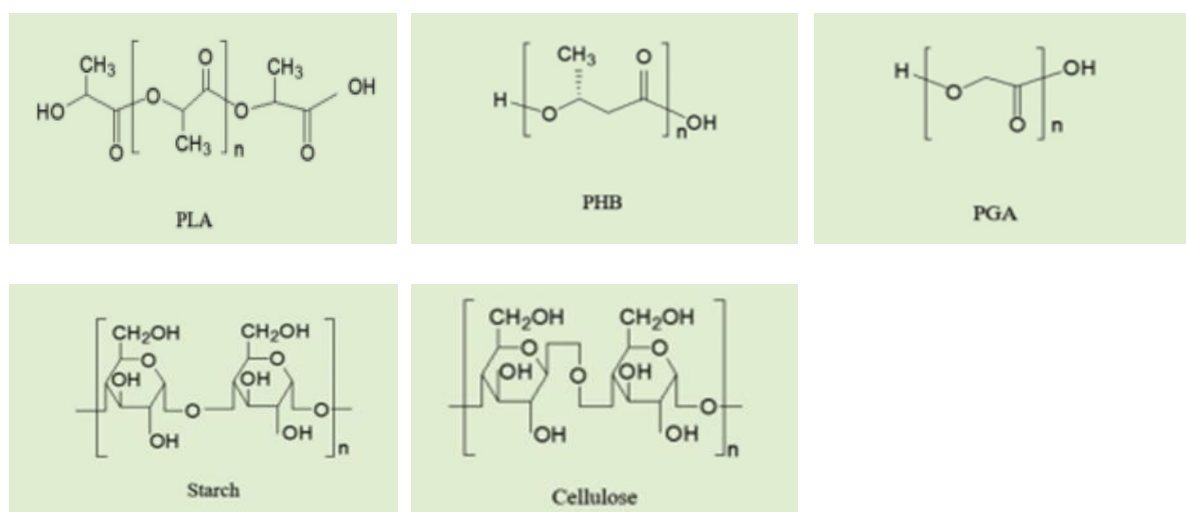
Główną rolę w rozwoju mikroorganizmów wydzielających enzymy powodujące biodegradację tworzyw odgrywają warunki środowiska, takie jak temperatura, pH, wilgotność, dostęp do tlenu i składników odżywczych. Wiadomo, że różnorodne środowiska, do których mogą trafić zużyte tworzywa biodegradowalne, w tym gleba, kompost, osad czynny czy woda morska, zasiedlają różne mikroorganizmy. Dlatego dokładne poznanie drobnoustrojów bezpośrednio zaangażowanych w proces rozkładu tworzyw biodegradowalnych wciąż pozostaje kwestią otwartą. Niemniej w literaturze wśród bakterii uczestniczących w procesie rozkładu biotworzyw wymienia się m.in. rodzaje *Bacillus*, *Staphylococcus*, *Micrococcus*, *Pseudomonas*, *Arthrobacter*, *Cellulomonas* i wiele innych oraz grzyby, m.in. *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces*, *Trichoderma*, *Gliocladium* i inne (Żmihorska-Gotfryd, 2015). Niektóre tworzywa mogą także ulec biodegradacji pod wpływem makroorganizmów takich jak ślimaki i owady. Niezależnie od tego, jakie tworzywa występują w otoczeniu, mikro- i makroorganizmy wydzielają do środowiska różne enzymy. Różne enzymy degradują różne tworzywa, w wyniku czego rozrywane są na ich powierzchni wiązania. Uważa się, że odbywa się to m.in. z udziałem proteaz, esteraz, lipaz, kutynaz, ureaz i glukozydaz (Nowak i in., 2008, Prachayawarakorn i in., 2010). Na przestrzeni kilkudziesięciu lat podejmowano liczne badania w kierunku zidentyfikowania konkretnych klas enzymów uczestniczących w procesie degradacji tworzyw, których wyniki szeroko omówiono m.in. w pracy przeglądowej Satti i Shah (2020).

Tworzywa rozkładane są do monomerów o niskiej masie cząsteczkowej, które ulegają następnie mineralizacji do CO₂ i H₂O. Czas procesu uzależniony jest nie tylko od wymienianych czynników abiotycznych i aktywności mikroorganizmów, ale również od właściwości samego tworzywa. Wykazano, że kluczowa jest budowa chemiczna tworzywa, rodzaj wiązań, stopień krystaliczności oraz jego sprężystości (Deconinck i De Wilde, 2013). Nie bez wpływu pozostaje także jego powierzchnia, grubość oraz właściwości hydrofilowe i hydrofobowe (Bajer i Kaczmarek, 2007; Chmielnicki, 2014).

2.5.5. Biodegradowalne tworzywa ulegające procesowi kompostowania

Najwyższą wartość z punktu widzenia Gospodarki o Obiegu Zamkniętym (GOZ) stanowią biotworzywa ulegające kompostowaniu. W dokumencie przygotowanym dla projektu „Innovative Value Chain Development for Sustainable Plastics in Central Europe” (PLASTiCE) w 2012 roku Krżan podkreślił, że dla tworzyw biodegradowalnych i zarazem kompostowalnych szybkość biodegradacji jest istotna i ujęta w konkretne ramy czasowe (Krżan, 2013). Przyjęto, że ich mineralizacja w procesie kompostowania przemysłowego powinna zakończyć się maksymalnie po 180 dniach. Tym samym tylko niektóre z biotworzyw będą równocześnie zdolne do mineralizacji z domowymi bioodpadami w warunkach przydomowego kompostowania, które przebiega dłużej i w dużo niższej temperaturze w porównaniu do kompostowania przemysłowego (Emblem i Emblem, 2014).

Zgodnie z tym, co podaje Przybytek i in. (2018), najpowszechniejszymi polimerami biodegradowalnymi są obecnie polilaktyd (PLA), poli(hydroksymaślan) (PHB) będący najprostszą odmianą polihydroksyalkaniany (PHA) (Lin i in. 2018), poli(kwas glikolowy) (PGA) i polimery na bazie naturalnej, takie jak skrobia (skrobia termoplastyczna TPS) oraz celuloza (ryc. 9). Spośród wymienionych polimerów wszystkie pozostałe, oprócz PGA, należą do tworzyw „podwójnie zielonych”.



Ryc. 9. Struktury wybranych polimerów biodegradowalnych (Zhong i in., 2019)

W badaniach prowadzonych w ramach niniejszej pracy użyto biotworzywo na bazie skrobi termoplastycznej.

TPS – skrobia termoplastyczna - możliwość kompostowania zgodnie z normą DIN 54900

Skrobia to naturalny biopolimer syntetyzowany z surowców odnawialnych. Jest nietoksyczna, łatwo dostępna oraz w pełni biodegradowalna, a jej produkcja w dużych ilościach odbywa się przy stosunkowo niskich kosztach (Zhong i in., 2019).

Pod względem chemicznym skrobia składa się z dwóch typów polimerów: amylozy i amylopektyny. Amyloza jest prostym łańcuchem jednostek D-glukozy, połączonych za pomocą wiązania α -1,-4 glikozydowego, z kolei amylopektyna zawiera krótkie łańcuchy jednostek D-glukozy połączone wiązaniami α -1,-4 glikozydowymi z rozgałęzionymi wiązaniami α -1,-6 (Zhong i in., 2019). W naturze polimer ten pełni funkcje substancji zapasowych, stanowiąc magazyn energii dla wielu organizmów fotosyntetyzujących. W komórkach roślin, szczególnie organów magazynujących, takich jak nasiona, bulwy czy korzenie spichrzowe, występuje w postaci ziaren, których kształt, wielkość i udział procentowy amylozy do amylopektyny jest różny i zależy od źródła botanicznego (Chandra i Rustgi, 1998; Angellier, 2006). Zawartość amylozy może się zmieniać od 0 do około 75%, choć zazwyczaj wynosi 20–25% (w/w). Proporcja ta ma istotny wpływ na jej właściwości fizyczne i chemiczne oraz na późniejsze przetwarzanie mechaniczne (Fang i Fowler, 2003). Wśród roślin uprawnych stosowanych do produkcji skrobi wykorzystuje się *Solanum tuberosum* (ziemniaki), *Zea mays* (kukurydza), *Oryza sativa* (ryż), *Triticum aestivum* (pszenicę), *Manihot esculenta* (maniok), *Ipomoea batatas* (baraty) i *Sorghum bicolor* (sorgo) (Babu i in., 2013).

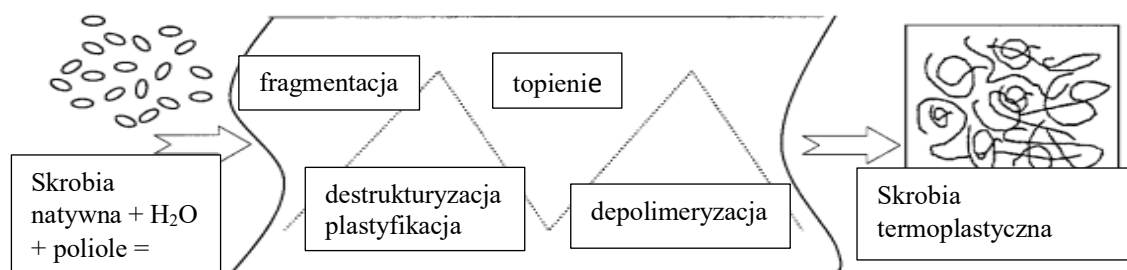
Skrobia natywna (naturalna) nie ma dobrych właściwości przetwórczych, jest krucha, ma niską odporność mechaniczną i niską odporność na czynniki zewnętrzne, w tym wilgoć (Du i in., 2008). Dodatkowo, hydrofilowa natura skrobi uniemożliwia jej kompatybilność z polimerami hydrofobowymi, a wysoka lepkość oraz temperatura topnienia wyższa od temperatury rozkładu utrudniają jej obróbkę (Zarski i in., 2021). Dlatego, aby zastosować skrobię do produkcji plastikowych toreb czy opakowań na żywność, dąży się do wyeliminowania tych ograniczeń (Babu i in. 2013). Jedną z technik jest modyfikacja prowadząca do zmiany formy natywnej skrobi w formę termoplastyczną.

Skrobia termoplastyczna (z ang. *thermoplastic starch*; TPS) jest główną formą skrobi wykorzystywaną do wyrobu tworzyw biodegradowalnych (Villadiego i in., 2021), którą można przetwarzać, stosując tradycyjne technologie wykorzystywane przy produkcji tworzyw sztucznych. TPS uzyskuje się ze skrobi natywnej, wody i/lub innych plastyfikatorów (Avérous, 2004; Kapuśniak, 2011) w procesie wytłaczania. W trakcie tego

procesu po zadziałaniu energią termiczną i mechaniczną następuje zniszczenie struktury krystalicznej (uporządkowanej) na rzecz struktury amorficznej (nieuporządkowanej) (Ghanbarzadeh i Almasi, 2013). Dodany przed wytłaczaniem odpowiedni plastyfikator wnika do granulek skrobi i pod wpływem temperatury oraz sił ścinających powoduje ich fragmentację, po której następuje rozszczepienie wiązań wodorowych (żelatynizacja) oraz częściowa depolimeryzacja polimerów (ryc. 10) (Fang i Fowler, 2003; Avérous, 2004).

Wśród plastyfikatorów skrobi wymienia się wodę, poliole (w tym: glicerol, sorbitol, politlenek winylu oraz ich mieszaniny), a także związki zawierające azot, takie jak mocznik, biuret, pochodne aminy i pochodne amoniowe (Avérous, 2004). Plastyfikatorem może być również chlorek choliny i ciecze jonowe (Decaen i in., 2020). Dodawanie takich związków w procesie obróbki skrobi prowadzi do przyciągania cząsteczek wody, zmniejszenia oddziaływań między jej makrocząsteczkami, obniżenia temperatury szklanego przejścia, i co za tym idzie - ogólnej poprawy jej możliwości przetwórczych zwiększających elastyczność (Villadiego i in., 2021).

Jednak materiał oparty tylko na skrobi, ze względu na swój hydrofilowy charakter, wciąż nie spełnia oczekiwań w zakresie odporności na czynniki zewnętrzne czy właściwości mechaniczne w porównaniu do innych tworzyw polimerowych. Dlatego łączenie/mieszanie/blendowanie skrobi (zarówno jako surowiec, jak i TPS) z innymi konwencjonalnymi lub biodegradowalnymi polimerami (Polman i in., 2012) stanowi inną drogę eliminowania tych ograniczeń (Łodyga i in., 2015).



Ryc. 10. Schemat procesu przekształcania skrobi natywnej w skrobię termoplastyczną (źródło: Avérous, 2004)

W przeszłości opracowano wiele mieszanek tego biopolimeru z polimerami syntetycznymi, co zostało przedstawione w artykułach przeglądowych m. in., przez Leszczyńskiego (1999), Avérous (2004), Villadiego i in. (2021). Zgodnie z opinią Fang i Fowler (2003) zaletą połączenia skrobi z polimerami syntetycznymi w drodze kopolimeryzacji szczepionej (np. PE czy EVOH) jest możliwość kowalencyjnego, a więc trwałego, a nie luźnego połączenia dwóch odmiennych polimerów w na tyle ścisły sposób,

aby rozdzielenie ich było mało prawdopodobne. Z drugiej strony wyniki badań dowodzą, że wraz ze wzrostem udziału procentowego skrobi w tworzywie obniżają się jego właściwości mechaniczne, zaś tempo biodegradacji przyspiesza i odwrotnie – przy wzroście udziału tworzywa słabnie jego podatność na biodegradację, a poprawia elastyczność (Leszczyński 1999; Morro i in., 2016).

TPS testowana była również w mieszaninach z innymi polimerami, a uzyskane wyniki pozwoliły na zgłoszenie wielu patentów w tym zakresie (Avérous, 2004). Przykładem jest włoska firma Novamont, która cały czas modyfikuje właściwości swoich materiałów wytwarzanych na bazie mieszanek skrobiowych z polimerami dostępnymi dla konsumentów pod komercyjną nazwą handlową Mater-Bi® (Avérous, 2004; Żakowska, 2015). Jak podają Kapuśniak i in. (2011), firma Novamont wykazała, że TPS w połączeniu z polimerami syntetycznymi może tworzyć 3 rodziny materiałów:

- 1) TPS skompleksowana z kopolimerami syntetycznymi zawierającymi fragmenty hydrofilowe i hydrofobowe, takie jak np. kopolimer alkoholu winylowego, poliestry, uretany lub kopolimer etylen/kwas akrylowy (tak skompleksowana TPS ma właściwości zbliżone do tradycyjnych tworzyw, takich jak polistyren (PS) i polietylen o małej gęstości (PE-LD);
- 2) TPS z niekompatybilnymi polimerami syntetycznymi (np. pochodne celulozy, poliestry alifatyczne, które poprawiają jej właściwości przetwórcze i biodegradację);
- 3) TPS częściowo skompleksowana i częściowo kompatybilna, wymieszana z niekompatybilnymi lub częściowo kompatybilnymi polimerami syntetycznymi. (Kapuśniak i in., 2011).

Włoska firma wytwarza 4 klasy biodegradowalnych materiałów, w skład których wchodzi skrobia i różne syntetyczne komponenty (tab. 6). Materiały te mają wszechstronne zastosowanie, m.in. służą do produkcji folii opakowaniowych, jednorazowych naczyń czy worków do gromadzenia psich odchodów oraz odpadów organicznych przeznaczonych do kompostowania, w tym kompostowania domowego. **Worki tego typu, określane jako BioBag® i wyprodukowane z tworzywa Mater-Bi® zostały wykorzystane na potrzeby realizacji niniejszej pracy.**

Łączenie skrobi z polimerami syntetycznymi nie daje materiału w pełni biodegradowalnego, a jedynie częściowo. Zgodnie z tym, co podaje Villadiego i in. (2021), mieszanie niebiodegradowalnych polimerów z 6–20% skrobi daje w praktyce tworzywo, w którym biodegradowalna jest tylko ta część, która została z niej wykonana, natomiast

nierozłożone fragmenty wykonane z polimerów syntetycznych nadal pozostają w środowisku naturalnym. Z tego też powodu utworzono inne, specjalne określenie, zamiast polimery biodegradowalne - polimery bio-fragmentowalne (ang. *bio-fragmentable*) (Avérous, 2004).

Tabela 6. Klasy biodegradowalnych materiałów na bazie skrobi produkowanych przez Novamont (na podstawie Kapuśniak i in., 2011)

KLASA	SKŁAD	CZAS BIODEGRADACJI	BIODEGRADOWALNE I KOMPOSTOWALNE
KLASA Z	TPS i poli-εkaprolakton	20–45 dni	✓
KLASA V stosowane jako zamienniki poliestru	powyżej 85% TPS	krótszy niż w klasie Z	✓ Rozpuszczalne
KLASA Y właściwości mechaniczne bardzo zbliżone do polistyrenu	TPS i pochodnych celulozy	4 miesiące w warunkach kompostowania i 30 dni w warunkach anaerobowych	✓
KLASA A stosowane w tych sektorach, gdzie kompostowanie nie jest wymagane	TPS silnie skompleksowana z kopolimerami alkoholu winylowego i etylenu (EVOH)	ok. 2 lat w roztworze ciekłym	✗ Biodegradowalny NIE(!)kompostowalny

Alternatywą dla przemysłowej produkcji tworzyw sztucznych o krótkim okresie użytkowania i redukcji śladu ekologicznego wydaje się być mieszanie TPS (naturalnego polimeru) z syntetycznymi polimerami biodegradowalnym (Villadiego i in., 2021), co między innymi uzasadnia fakt, że większość z nich wykazuje charakter hydrofobowy (Yu i in., 2006) i może poprawić właściwości mechaniczne i przetwórcze TPS. Z sukcesem prowadzone były badania w zakresie możliwości tworzenia połączeń: TPS z PCL (Amass i in., 1998; Averous i in. 2000; Carmona i in., 2014); TPS z PHB (Verhoogt i in., 1995; Florez i in., 2019); TPS z PBAT (Ave'rous i Fringant, 2001; Jian i in., 2020); TPS z PLA, (Teixeira i in., 2012; Ferri i in., 2016; Müller i in. 2016; Przybytek i in., 2018). Wykazano wprawdzie, że w pewnych przypadkach pary biopolimerów mogą nie mieszać się ze sobą, jak np. TPS i PLA (Teixeira i in., 2012), ale po zastosowaniu dodatkowych środków lub specjalnych technik obróbki możliwe jest zniwelowanie tych problemów (Teixeira i in., 2012; Przybytek i in., 2018).

Tempo rozkładu materiałów, w skład których wchodzi skrobia, jest wprost proporcjonalne do jej ilości: im większy procentowy udział skrobi w tworzywie, tym szybszy jego rozkład (Nevoralová i in., 2019; Imam i in., 1999). Ponadto dos Santos Rosa i in. (2009) zaobserwowali dodatnią zależność pomiędzy zawartością glicerolu jako plastyfikatora a szybkością biodegradacji przez α -amylazę. Większa zawartość glicerolu zwiększa szybkość żelatynizacji, a także zwiększa podatność TPS na biodegradację. Zależność tę stwierdzono również w eksperymencie kompostowania TPS, gdzie wyższa zawartość glicerolu zwiększała adsorpcję wody i zwiększała wzrost mikroorganizmów (Maran i in., 2014).

Zjawisko rozkładu skrobi wiąże się z atakiem enzymatycznym na wiązania glikozydowe znajdujące się pomiędzy cząsteczkami glukozy prowadzącym do skracania długości łańcuchów tego biopolimeru. Enzym α -amylaza (1,4- α -D-glukanoglukanohydrolaza) losowo hydrolizuje wiązania glikozydowe (1 $\rightarrow$ 4) występujące między resztami α -D-glukopiranozyłowymi w łańcuchu polisacharydowym w celu szybkiego zmniejszenia wielkości cząsteczek skrobi oraz zmniejszenia jej lepkości. Wśród mikroorganizmów wykazujących znaczną aktywność amylolityczną, powodującą hydrolizę skrobi, wymienia się bakterie rodzajów *Pseudomonas*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Moraxella*, a w szczególności rodzaju *Bacillus* (Maran i in., 2014), w tym *Bacillus licheniformis* (Jayasekara i in., 2005). Z kolei efektywnymi gatunkami grzybów degradującymi TPS są *Rhizopus oryzae* (Accinelli i in., 2012) oraz gatunki rodzajów *Aspergillus* i *Penicillium* (Accinelli i in., 2012; Maran i in., 2014).

Badania nad stopniem rozkładu toreb wykonanych z tworzywa Mater-Bi® w środowisku, m. in. gleby i kompostu, prowadzone przez Accinelli i in. (2012), wykazały, że grzyby glebowe miały większy potencjał ich degradacji niż bakterie, co – jak podkreślili autorzy – nie wyklucza roli bakterii w całym procesie biodegradacji. Na powierzchniach testowanych folii obserwowali oni kolonizację różnych grzybów strzępkowych, co pozwoliło im wysunąć hipotezę, że folie Mater-Bi® po zużyciu mogą posłużyć jako substrat odżywczy do wzrostu ważnych przemysłowo grzybów.

Potencjalne zastosowania folii skrobiowych obejmują produkcję jednorazowych opakowań na żywność i worków kompostowych. (Pedroso i Rosa, 2005).

Tymczasem odprowadzanie odpadów organicznych do kompostownika w workach biodegradowalnych może mieć wiele zalet, ale jednak istnieje ryzyko, że użycie takiego kompostu jako środka wspomagającego uprawy roślin doprowadzi do szybkiego nagromadzenia w glebie produktów ich rozkładu. Wiedząc, że tworzywa biodegradowalne

to zwykle kompozyty syntetycznych polimerów oraz skrobi, olejów roślinnych i specjalistycznych związków mających przyspieszyć czas ich degradacji (np. TDPA™, ang. *Totally Degradable Plastic Additive*), spodziewać się można rozkładu składników roślinnych, ale już niekoniecznie ich części syntetycznych. Te najprawdopodobniej pozostaną w środowisku nienaruszone (Ryan i in., 2009), w formie fragmentów mikroplastiku wielkości ok. 2 mm (co wynika z założeń wcześniej opisanej normy EN 1342).

3. CEL BADAŃ

Celem przeprowadzonych badań była ocena wpływu kompostów otrzymanych w procesie transformacji organicznych odpadów komunalnych, gromadzonych i deponowanych w biodegradowalnych workach BioBag®, na rośliny modelowe *Pisum sativum* L., *Raphanus sativus* L. var. *sativus* oraz na fizjologię przedstawiciela fitopatogenów grzybowych *Rhizoctonia solani* Kühn.

W pracy przyjęto następujące hipotezy badawcze:

1. Obecność worków BioBag® przeznaczonych do tymczasowego gromadzenia odpadów organicznych wpływa na proces transformacji kompostowanej materii organicznej oraz jakość kompostu.
2. Obecność kompostu wyprodukowanego z wykorzystaniem worków BioBag® modyfikuje parametry biologiczne testowanych organizmów.
3. Cechy fizjologiczne roślin, w tym poziom stresu oksydacyjnego, ulega modyfikacji w efekcie oddziaływania podłoża wyprodukowanego z udziałem worków BioBag®.
4. Rozrost glebowego patogena *Rhizoctonia solani* Kühn ulega zmianie w obecności podłoża wzbogaconego w kompost wyprodukowany z udziałem worków BioBag®.
5. Kompost domowy z dodatkiem worków BioBag® może stanowić zagrożenie abiotyczne dla roślin.

4. MATERIAŁY I METODY BADAWCZE

Badania prowadzono w dwóch etapach:

- w pierwszym etapie - wykorzystywano wyciąg z substratu glebowego i kompostu domowego (przygotowanego w ramach jednego gospodarstwa domowego; dokładany opis poniżej);
- w drugim etapie - w warunkach terenowych prowadzono kompostowanie nieprzemysłowe bioodpadów domowych (z wykorzystaniem termokompostowników) gromadzonych w workach biodegradowalnych BioBag® i bez nich w dwunastu gospodarstwach domowych; następnie wyprodukowane komposty stosowano w badaniach laboratoryjnych.

4.1. Materiały wykorzystane do badań laboratoryjnych

Organizmy modelowe

Materiał biologiczny wykorzystany w ramach prowadzonych badań stanowiły dwa gatunki roślin: *Pisum sativum* L. (groch siewny) i *Raphanus sativus* L. var. *sativus* (rzodkiewka), oraz jeden gatunek grzyba glebowego *Rhizoctonia solani* Kühn.

Wybrane do badań rośliny reprezentują gatunki wykorzystywane wcześniej w innych pracach badawczych jako organizmy modelowe, ponadto są to gatunki powszechnie występujące w świecie oraz stanowią przykład roślin użytecznych gospodarczo.

Stanowisko systematyczne* *Pisum sativum* L.:

Regnum /Królestwo: *Plantae* /Rośliny

Divisio /Gromada: *Angiosperms* /Okrytonasienne

Classis /Klasa: *Eudicots* /Dwuliścienne

Ordo /Rząd: *Fabales* /Bobowce

Familia /Rodzina : *Fabaceae* /Bobowate

Genus /Rodzaj: *Pisum* /Groch. *Species*/ Gatunek: *Pisum sativum* L.

P. sativum należy do roślin strączkowych (*Fabaceae/Leguminosae*) – dużej i różnorodnej rodziny okrytonasiennych (Ellis i in. 2024), które odpowiadają za ok. 27% światowej produkcji roślin użytkowych (Schaefer i in. 2012). Jednocześnie sam *P. sativum*,

jako roślina łatwa w uprawie, jest czwartą, najczęściej uprawianą rośliną strączkową na świecie (Pandey i in., 2021).

P. sativum charakteryzuje się: liczbą chromosomów wynoszącą $n = 7$, morfotypem w rozwoju ontogenetycznym o długich, wiotkich pędach, podzielonych na międzywęzła, silnym korzeniem palowy długości do 100 cm i licznymi korzeniami bocznymi (Sobolewski i in., 2017). Elastyczny pęd pokrywają pierzastozłożone liście z woskowatym nalotem, ułożone na roślinie spiralnie. W skład liścia złożonego, oprócz przylistków, w liczbie 2 - 6, i 1 - 3 listków bocznych, z wierzchołka ogonka liściowego wyrastają elastyczne 2 - 3 pary wąsów bocznych i jeden wąs szczytowy, dzięki którym roślina ta może wspinać się po podporach (Sobolewski i in., 2017). Kwiat grochu jest charakterystyczny dla rodziny *Fabeae*, tj. motylkowy z rozpoznawalnym żagielkiem, skrzydełkiem i łódeczką (Schaefer i in., 2012), przeważnie koloru białego lub fioletowego. Po jego zapyleniu przez owady lub częściej w wyniku samozapylenia (Rispaill i in., 2023) przekształca się w owoc w postaci strąków zawierających od 3 do 12 bezbielmowych nasion (Sobolewski i in., 2017).

P. sativum jest rośliną stanowiącą bogate źródło białka roślinnego w diecie człowieka (Rayner i in. 2024). Dodatkowo wykorzystywany jest w przemyśle farmaceutycznym, dla którego stanowi cenne źródło izolatów białkowych stosowanych w produkcji żywności funkcjonalnej, suplementów diety i produktów wegańskich (Rembiałowska i Hallmann, 2014).

Szczególną cechą *P. sativum* jest zdolność do tworzenia symbiozy z bakteriami brodawkowymi z rodzaju *Rhizobium*. Fakt ten umożliwia wiązanie wolnego azotu (Oldroyd i in. 2011) i powoduje, że roślina ta odgrywa kluczową rolę w naturalnym nawożeniu gleby azotem, wpływając na żyzność gleby i cykl azotowy (Wiśniewska, 2020).

P. sativum stosowany był m.in. w badaniach nad stresem abiotycznym spowodowanym suszą (Sutulienė i in. 2021), zasoleniem (Ben Gaied i in., 2024) czy obecnością w środowisku metali ciężkich, w tym kadmu uznawanego za jeden z najbardziej fitotoksycznych pierwiastków (El-Okkiah i in., 2022; Cruzado-Tafur i in., 2023). Jak dotychczas, nie był on jednak stosowany w kontekście oceny wpływu mikroplastiku na rośliny.

Stanowisko systematyczne* *Raphanus sativus* L.:

Regnum /Królestwo: *Plantae* /Rośliny

Divisio /Gromada: *Angiosperms* /Okrytonasienne

Classis /klasa: *Eudicots* /Dwuliścienne

Ordo /Rząd: *Brassicales* /Kapustowce

Familia /Rodzina: *Brassicaceae* /Krzyżowe

Genus /Rodzaj: *Raphanus* /Rzodkiewka.

Species/ Gatunek: *Raphanus sativus* L. (Varietas/Odmiana: *Raphanus sativus* L. var. *sativus*)

*Klasyfikacja zgodna z AGP (Angiosperm Phylogeny Group IV) i bazą POWO (Plant of the World Online)

R. sativus* L. var. *sativus (rzodkiewka zwyczajna) to roślina, która podczas rozprzestrzeniania się na całym świecie ewoluowała w różne warianty, takie jak *Raphanus sativus* L. var. *radiculuse* Pers, *Raphanus sativus* L. var. *oleifera*, *Raphanus sativus* L. var. *caudatus*, *Raphanus sativus* L. var. *niger* i *Raphanus sativus* L. var. *longipinnatus* Bailey (Li i in., 2021). Ze względu na częste sprowadzanie nasion z różnych regionów świata oraz trudność w zachowaniu lokalnych zasobów odmian przy jednocześnie rosnącej liczbie nowych odmian zdarza się, że różnym formom *R. sativus* nadawane są te same nazwy lub jednej nadawane są różne nazwy, co utrudnia identyfikację odmian rzodkwi (Jamali i in., 2019).

R. sativus var. *sativus* cechuje liczba chromosomów wynosząca $n = 9$ (Xing i in., 2024). W fazie siewki wykształca dwie blaszki liścieniowe i część podliścieniową (hypokotyl). Blaszki liścieniowe są płaskie, całobrzegie, kształtu sercowatego barwy zielonej lub ciemnozielonej, dolne strony blaszek pokryte są gęstymi włoskami. Wraz z rozwojem liści, które nie wykształcają przylistków, są skrętoległe i kształtu lirowatego, formują się zgrubienia łodygowo-korzeniowe będące częścią jadalną. Pęd rzodkiewki wyrasta z pąka wierzchołkowego i składa się z pędu głównego oraz rozgałęzień pierwszego, drugiego i trzeciego rzędu. Na szczycie każdego pędu znajduje się pąk wierzchołkowy, z którego powstaje groniasty kwiatostan (Janas i in. 2020).

R. sativus var. *sativus* należy do typowych roślin heterogamicznych o silnej samoniezgodności (Huang i in., 2023). Zapyłana jest głównie przez owady, a owocem jest łuszczyzna o obłym kształcie, miękka i niepekająca. W każdej łuszczyźnie mieści się od 2 do 12 owalnokulistych, lekko kanciastych nasion w kolorze jasnobrązowym. Dojrzała łuszczyzna rozpada się na jednonasienne odcinki (Janas i in., 2020).

R. sativus var. *sativus* uprawiana jest głównie ze względu na swój gruby, mięsisty korzeń¹⁵. Równocześnie wysoka zawartość składników odżywczych i witamin (Xing i in., 2024) powoduje, że stosowana jest ona w kuchniach całego świata (Selvakumar, 2023). Natomiast łatwość uprawy, również w warunkach laboratoryjnych, szybkie tempo

kiełkowania i krótki cykl życiowy, a także wrażliwość na obecność substancji toksycznych w środowisku, w tym na metale ciężkie, pestycydy oraz związki chemiczne sprawia, że gatunek ten jest bardzo dobrym modelem w testach fitotoksyczności. W wytycznej OECD nr 208¹⁶ (Guideline for the Testing of Chemicals: Terrestrial Plant Test) dotyczących testów kiełkowania i wzrostu siewek roślin lądowych jest również jedną z zalecanych roślin w ocenie fitotoksyczności kompostów (Kandegama i Rathnayaka, 2022; Afriyie i Amoabeng, 2017). Badanie w tym zakresie z jej udziałem prowadzili, m.in., Cruz i in. (2024), Rolka (2014), Almaramah i in. (2024), Imthiyas i Seran (2015). Ponadto, Gong i in. (2021) wykorzystali rzodkiew w badaniach dotyczących wpływu obecności mikro- i nanoplastików w glebie. Ze względu na jej zdolność do skutecznego gromadzenia metali ciężkich, w tym kadmu, manganu i cynku, zwrócono uwagę na jej potencjał w procesach fitoremediacji (Aslam i in., 2024).

Stanowisko systematyczne *Rhizoctonia solani* Kühn:**

Regnum /Królestwo: *Fungi* /Grzyby

Phylum /Typ: *Basidiomycota* /Podstawczaki

Subphylum /Podtyp: *Agaricomycotina*,

Classis /Klasa: *Agaricomycetes* /Pieczarniaki

Ordo /Rząd: *Cantharellales* /Pieprznikowce,

Familia /Rodzina: *Ceratobasidiaceae* /Podstawkorożkowate,

Genus /Rodzaj: *Rhizoctonia*

Species / Gatunek: *Rhizoctonia solani*

**(<https://www.indexfungorum.org/names/names.asp>)

R. solani Kühn – grzyb patogenny wybrany został na model do oceny hamującego wpływu kompostów na rozwój patogenów glebowych. Jednocześnie do testów użyto szczepu *R. solani* AG 4, pochodzącego z kolekcji stworzonej przez dr hab. E. Moliszewską, prof. UO na Uniwersytecie Opolskim, w Instytucie Inżynierii Środowiska i Biotechnologii, Katedrze Mikrobiologii i Mykologii.

Grzyby rodzaju *Rhizoctonia* występują niemal na całym świecie i powodują choroby kilkuset gatunków roślin z różnorodnych rzędów, rodzin i rodzajów (Ogoshi, 1996); mają one zdolność porażania podziemnych i nadziemnych organów roślin, powodując ich gnicie oraz zgorzele siewek (Moliszevska, 2009). Rodzaj *Rhizoctonia* DC po raz pierwszy opisany został w 1815 roku przez Augustina Pyrame de Candolle’a, natomiast *R. solani* opisał w 1858 r. Kühn, uznając go za gatunek najważniejszy w rodzaju (Ogoshi, 1996).

R. solani jako gatunek zbiorowy został podzielony na tzw. grupy anastomozowe (AG), co ułatwia badania i orientację w obrębie tego gatunku (Moliszevska, 2009). Koncepcja ta ułatwia analizy i badania nad przynależnością izolatów do poszczególnych AG oraz pozwala na ustalenie m.in. wzajemnego pokrewieństwa pomiędzy izolatami, badania nad ich patogenicznością, preferencjami w stosunku do rośliny-gospodarza, itd. (Ogoshi, 1996). Do chwili obecnej w obrębie *R. solani* wydzielono trzynaście grup anastomozowych ponumerowanych od 1 do 13, z czego siedem zostało podzielonych na podgrupy w oparciu o cechy biochemiczne, morfologiczne, patogeniczność oraz cechy genetyczne (Ogoshi, 1987; Moliszevska, 2009).

Jedną z podstawowych cech *R. solani* jest wielojądrowość jego komórek, w których liczba jąder może wahać się od kilku do kilkunastu. Obok niego zidentyfikowano szereg dwujądrowych oraz jednojądrowych *Rhizoctonia* spp. charakteryzujących się z reguły cieńszymi strzępkami (4-7 µm), a w ostatnim czasie Moliszevska i in. (2023) potwierdziła także występowanie form trzyjądrowych w obrębie grupy anastomozowej E (AG-E), stanowiącej jedną z grup w obrębie tzw. dwujądrowych *Rhizoctonia* spp.

R. solani jest patogenem gatunków dzikorosnących i wielu ważnych roślin gospodarczych, dlatego stosowany jest także jako model w badaniach nad środkami ochrony roślin (Siddhartha i in., 2022; Maaoui i in., 2025). Badania nad ograniczaniem *R. solani* za pomocą kompostów prowadzili m.in. Tuitert i in. (1998), Diab i in. (2003), Reis i in. (2013) oraz Wright (2020). Z przeprowadzonych przez nich badań wynikało, że aktywność mikrobiologiczna w dojrzałych kompostach znacząco przyczynia się do tłumienia wzrostu i rozwoju strzępek *Rhizoctonia* sp., podczas gdy konkurencja o dostępny N lub C nie wydaje się odgrywać w tym dużej roli.

Substrat glebowy

W badaniach wykorzystano podłoże firmy Biobizz Light-Mix®. Zgodnie z deklaracją producenta przedmiotowy substrat – określany w pracy jako **substrat glebowy** - wykonano z torfu o stopniu rozkładu według van Posta H6-H8, z dodatkiem mchu torfowego i perlitu. Właściwości fizykochemiczne i chemiczne deklarowane przez Producenta - Biobizz Light-Mix® - przedstawiono w tabeli 7. Szczegółowe, podane przez producenta, parametry jakości tej gleby wynosiły: pH – 6,2; zawartość soli KCl 1,170 g/L; materia organiczna – 79,3%; sucha substancja - 32,9%. Dostępną zawartość składników odżywczych podano w tabeli 7 (oznaczenie metodą fotospektrometryczną/ ICP – dane z etykiety produktu).

Tabela 7. Właściwości chemiczne substratu glebowego
<https://www.biobizz.com/producto/lightmix/> (dostęp 12.03.2025)

Nazwa	Ilość
Azot	133 mg/L
Fosforan	201 mg/L
Potas (w formie tlenku potasu)	365 mg/L
Żelazo	0,1330%
Mangan	0,0083%
Cynk	0,0029%
Bor	0,00084%
Miedź	0,0023%
Molibden	0,0009%
Kobalt	0,00013%
Selen	0,000042%

Kompost domowy

Kompost wykorzystany do przygotowania wyciągów w badaniach laboratoryjnych pobrano z jednego gospodarstwa domowego, w którym kompost produkowano w warunkach przydomowego termokompostownika o pojemności 420 litrów. Kompostowany materiał odpowiadał profilowi bioodpadów powstających w typowych gospodarstwach domowych. W jego skład wchodziły starannie wyselekcjonowane odpady domowe i odpady ogrodowe:

- odpady kuchenne, w tym oberki po warzywach i owocach, skorupki od jajek, fusy po kawie i herbacie, suche pieczywo (nie kompostowano pozostałości po posiłkach, kości, mięsa, ryb, marynat octowych, nabiału, a także spleśniałych owoców i nieumytych skórek po owocach cytrusowych) - łączny ich udział wynosił ok. 60%;
- odpady z hodowli małych zwierząt domowych (chomików, świnek morskich, królików): trociny i siano - łączny ich udział nie przekraczał 5%;
- ręczniki kuchenne, chusteczki higieniczne, tubki po papierze toaletowym - w ilości ok. 5%;
- skoszona trawa, gałęzie, rośliny ogrodowe – w łącznej ilości ok. 30%.

Udział odpadów ustalono na podstawie danych literaturowych, zgodnie z którymi 60-70% odpadów kuchennych oraz do 30% odpadów ogrodowych pozwala na uzyskanie właściwego stosunku C do N, warunkującego efektywny proces kompostowania.

Worki biodegradowalne BioBag® wykonane z folii MaterBi®

Tworzywo MaterBi®, z którego wykonane zostały worki BioBag® stosowane w badaniach, produkowane jest przez włoską firmę badawczą Novamont. Zgodnie

z informacją producenta, MaterBi® to innowacyjna rodzina biotworzyw, która wykorzystuje substancje pozyskiwane z roślin, takie jak m.in. niemodyfikowana genetycznie skrobia kukurydziana oraz biodegradowalne/kompostowalne polimery pozyskiwane zarówno z surowców odnawialnych, jak i kopalnych. Według informacji producenta MaterBi® jest pierwszym całkowicie biodegradowalnym i kompostowalnym biopolimerem, ulega on kompostowaniu zarówno w kontrolowanym procesie kompostowania przemysłowego i niekontrolowanym procesie kompostowania przydomowego. Procesy jego wytwarzania są chronione przez ponad 200 grup patentów¹⁷. W skład tworzywa wchodzi skrobia termoplastyczna (TPS), pozyskana w wyniku plastyfikacji skrobi w obecności gliceryny (60%) oraz inne poliestry mające zwiększyć jej giętkość i odporność na wilgoć, takie jak np. 1,4-butanadiol¹⁸ otrzymany w procesie fermentacji celulozy oraz kwasy, m.in. kwas azelainowy uzyskany z olejów roślinnych. Producent podaje, że folia z tworzywa MaterBi®, w warunkach kompostowych (w obecności tlenu i wyspecjalizowanych mikroorganizmów) powinna rozłożyć się w czasie 45–80 dni¹⁹.

Do doświadczenia wykorzystano worki dedykowane do gromadzenia odpadów organicznych w warunkach mieszkaniowych o pojemności 30 litrów (fot. 2). W pracy oba określenia, worki BioBag® oraz folia MaterBi®, stosowane są zamiennie.



Fotografia 2. Worek BioBag® stosowany podczas prowadzenia badań (fot. <https://biobagshop.uk/> dostęp: 20.10.2024.)

Odcieki z kompostu domowego i gleby uniwersalnej

Odcieki z kompostu domowego i gleby uniwersalnej wykonano w ten sposób, że do 200 g każdego surowca dodano po 1000 ml wody destylowanej. W badaniach wykorzystywano wodę destylowaną o pH – 6,6 i zasoleniu - 1,9 $\mu\text{S}/\text{cm}$. Mieszaniny poddawano intensywnemu, godzinnemu wytrząsaniu, a następnie pozostawiano na 15 minut

do naturalnej sedymentacji. Po tym czasie odcieki z kompostu domowego i gleby uniwersalnej zdekantowano do zlewek o pojemności 500 ml.

Kompost z workami BioBag®

Produkcję kompostów z różnym udziałem worków biodegradowalnych prowadzono w miejscowości Kłodzko w województwie dolnośląskim w ramach autorskiego projektu pt. *„Jak sobie radzić z bioodpadami? Czy domowy kompostownik to właściwe miejsce na opakowania biodegradowalne?”*, realizowanego w ramach Budżetu Obywatelskiego Powiatu Kłodzkiego (treść projektu - Zał. nr 1). Na cele tego projektu zakupiono worki biodegradowalne BioBag® wykonane z folii MaterBi® o pojemności 30 dm³ oraz 20 termokompostowników o pojemności 420 dm³ każdy. Spośród nich 12 wzięło bezpośredni udział w eksperymencie badawczym. Termokompostowniki wypożyczono zainteresowanym osobom – uczestnikom projektu, którymi byli działkowcy zrzeszeni w Rodzinnych Ogrodach Działkowych Nowy Świat w miejscowości Kłodzko.

Użyczone termokompostowniki były wykonane z tworzywa sztucznego, posiadały górną klapę, która pozwoliła na izolację rozkładanej materii, podtrzymanie wysokiej temperatury oraz ograniczenie niekontrolowanego parowania wody i utrzymania względnie stałych warunków wilgoci w kompostowanej przyźmie. Miały one również system szczelin zapewniający efektywne przewietrzanie kompostowanych surowców.

Przygotowanie surowców do kompostowania oraz cały przebieg procesu kompostowania został przedstawiony uczestnikom projektu podczas zorganizowanego szkolenia w zakresie prawidłowej segregacji odpadów kierowanych do kompostowania oraz prawidłowej pielęgnacji kompostowanej przyźmy. Szkolenie opracowała i poprowadziła autorka projektu. Uczestników podzielono na trzy czteroosobowe grupy:

- **grupa nr 1** składowała surowce w tradycyjny sposób, tj. bezpośrednio w termokompostowniku, bez worków, produkując w ten sposób **kompost kontrolny** – oznaczany dalej symbolem **K** (fot. 3);



Fotografia 3. Gromadzenie surowców do produkcji kompostu kontrolnego K (fot. L.Niekraś)

- **grupa nr 2** składowała surowce w ten sposób, że 50% objętości termokompostownika stanowiły materiały gromadzone w workach biodegradowalnych, a drugie 50% wypełniały odpadki domowe w luźnej formie, bez udziału worków; wypełnienie termokompostownika do 50% objętości materiałem gromadzonym w workach odpowiadało wprowadzeniu do niego 7 takich worków; w ten sposób otrzymano **kompost badawczy** określany dalej jako **K1** (fot. 4)



Fotografia 4. Gromadzenie surowców do produkcji kompostu badawczego K1 (fot. L. Niekraś)

- **grupa nr 3** składowała wszystkie surowce w workach biodegradowalnych, co odpowiadało 14 wypełnionym workom, produkując w ten sposób drugi rodzaj **kompostu badawczego** oznaczanego dalej jako **K2** (fot. 5)



Fotografia 5. Gromadzenie surowców do produkcji kompostu badawczego K2 (fot. L. Niekraś)

Uczestników projektu wyposażono dodatkowo w autorski poradnik/instrukcję prawidłowego kompostowania - „Mały poradnik kompostowania” (Załącznik nr 2).

Pojemniki do kompostowania przygotowano zgodnie z metodyką właściwą dla tego procesu²⁰:

- dno każdego z pojemników wyłożono ok. 15-20-centymetrową warstwą gałęzi, która zapewniała drenowanie i przewietrzanie przyzmy;
- drugą warstwę zajmowała ziemia ogrodowa (ok. 2-5-centymetrowa warstwa), pochłaniająca składniki pokarmowe wymywane z górnych partii dojrzewającej przyzmy;
- trzecią warstwę stanowiły zgromadzone bioodpady.

Aby wspomóc procesy rozkładu gromadzonej materii organicznej, do wszystkich termokompostowników dodano po 100 sztuk dżdżownic *Eisenia fetida* (Sav.). Aby uniknąć zagniwania kompostowanej masy, komposty regularnie przerzucano co dwa tygodnie.

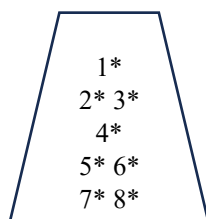
Kompostowanie prowadzono przez 9 miesięcy, w trakcie których trzykrotnie zlecano ocenę jakości uzyskiwanych kompostów. W każdej grupie poszczególne z 4 osób produkowały oddzielne komposty stanowiące odrębne powtórzenia badawcze.

Po zakończeniu procesu kompostowania oceniano jakość kompostów, wykonując organoleptyczną ocenę ich stabilności oraz dojrzałości w oparciu o wybrane wskaźniki fizyko-chemiczne wskazane w normie BN-89/9103-09 (Wasik, 1989/2015).

W ocenie jakości testowanych kompostów (K, K1, K2) po 6 i 9 miesiącach uwzględniono następujące parametry: sucha masa [%], zasolenie [N] g/dm³, pH, zawartość pierwiastków takich jak azot organiczny (N_{org}[%]), fosfor (P₂O₅[%]), potas (K₂O [%]), magnez (Mg [%]). Określono także zawartość substancji organicznej [%] oraz stosunek C/N. Wszystkie analizy zlecono do wykonania w laboratorium zewnętrznym w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Opolu. W tej samej stacji wykonano również badania ogrodnicze otrzymanych po 9 miesiącach kompostów w zakresie: pH, zasolenia [NaCl[N] g/dm³, zawartości dostępnych dla roślin form azotu: N-NO₃ (mg/dm³), N-NH₄ (mg/dm³), fosforu (P mg/dm³), potasu (K mg/dm³), wapnia (Ca mg/dm³), magnezu (Mg mg/dm³), chlorków (Cl mg/dm³), wyznaczono także stosunek K/Mg.

Pobieranie i przygotowanie próbek kompostów K, K1 i K2 do analiz w Stacji Chemiczno-Rolniczej w Opolu

Dla każdej z trzech klas kompostów (K, K1, K2) przygotowano po cztery niezależne powtórzenia zrealizowane w osobnych termokompostownikach, co dało łącznie 12 odrębnych procesów kompostowania (4 x K, 4 x K1, 4 x K2).



*próbki pierwotne łączone w 1 próbkę reprezentatywną = 1 próbka reprezentatywna x 4 dla każdej klasy kompostu K, K1, K2 (12 próbek reprezentatywnych)

Ryc. 10. Sposób pobierania próbek pierwotnych z każdego badawczego termokompostownika

Z każdego z powstałych kompostów pobierano po osiem próbek pierwotnych z różnych miejsc i głębokości kompostowej przyzmy (ryc. 10). Następnie próbki pierwotne mieszano w celu uzyskania jednej próbki reprezentatywnej dla każdego termokompostownika (tj. dla każdego powtórzenia w obrębie danej klasy kompostu).

W efekcie dla każdej klasy kompostu uzyskano po cztery próbki reprezentatywne, co łącznie dało 12 próbek do analiz przekazanych do Stacji Chemiczno-Rolniczej w Opolu.

4.2. Metody badań

4.2.1. Wpływ worka BioBag® na odczyn i przewodnictwo środowiska jego przechowywania oraz zmiany stanu materii worka

Oszacowanie proporcji wzajemnego kontaktu worków - woda

W celu ustalenia objętości cieczy pozostającej w kontakcie z jednostką worka (przy jego całkowitym napełnieniu) wyrażoną w gramach wykonano pomiar średniej masy pojedynczego worka. W tym celu zważono 5 losowo wybranych worków pochodzących z zakupionej partii, a następnie określono średnią masę pojedynczego worka. Średnia masa pojedynczego worka wynosiła 5,72 g. Jego pojemność 5,5 dm³. Zatem proporcjonalnie - 0,5 dm³ płynu styka się z powierzchnią worka o masie 0,52 g. Znajac tę proporcję, przygotowano próbki worków o masie 0,52 g, które umieszczono w zlewkach zawierających wodę destylowaną oraz odcieki z gleby i kompostu. Próbki worków, przed umieszczeniem w zlewkach, przepłukano w wodzie dejonizowanej. Doświadczenie przeprowadzono w 4 powtórzeniach dla każdego z zastosowanych wariantów. Kombinacje kontrolne stanowiły próby z odciekiem z substratu glebowego i z kompostu domowego oraz wody destylowanej bez dodatków worka biodegradowalnego.

W celu uniemożliwienia odparowywania cieczy z doświadczalnych zlewek oraz przenikania do nich substancji z powietrza zakryto je od góry folią aluminiową i przez 57 dni przechowywano w termostacie w temperaturze 24°C. Przez pierwsze 3 tygodnie próbki regularnie mieszano na mieszadle magnetycznym. Ogólnej oceny oddziaływania worka biodegradowalnego na odcieki dokonano na podstawie systematycznych pomiarów pH i przewodności elektrolitycznej. Pomiary te prowadzono we wszystkich cieczach w 1 dniu, następnie w 3, 7 i 14 dniu. Po tym czasie odczyty prowadzono co 7 dni, przez kolejne 6 tygodni. Pomiarów pH dokonywano za pomocą aparatu Elmetron CPC411, a przewodność mierzono konduktometrem Mc3 (Polska).

Ocena stopnia degradacji worka BioBag®

Ocenę stopnia degradacji badanych próbek worka BioBag® w efekcie przechowywania go w warunkach laboratoryjnych w środowisku odcieków z kompostu domowego, substratu glebowego oraz wody destylowanej przeprowadzono w oparciu o:

- ocenę wizualną makroskopowych zmian na powierzchni folii (oceniano kolor i przejrzystość) oraz wytrzymałość, gdzie przyjęto 4-stopniową skalę rozciągliwości i elastyczności folii (tab. 8);
- procentowy [%] ubytek masy folii określony poprzez porównanie masy czystych i suchych próbek sprzed inkubacji i po inkubacji; do ich ważenia użyto wagi laboratoryjnej RADWAG WPT 06C;
- obserwacje zmian mikroskopowych na powierzchni badanych próbek folii prowadzonych przy użyciu mikroskopu optycznego DeltaOptika z nakładką Nikon wyposażonego w polaryzator i aparat cyfrowy CasioQV-2900UX; stosowano powiększenia 40 x i 100 x; dodatkowo w celu lepszego uwidocznienia potencjalnych zmian powstałych na skutek przechowywania worka w badanych cieczach stosowano 0,1 mM roztwór błękitu metylenowego Löfflera

Tabela 8. Skala oceny rozciągliwości i elastyczności folii (opracowanie własne skali)

1 stopień	bardzo dobra elastyczność ; odpowiada rozciągliwości materiału przed inkubacją
2 stopień	dobra elastyczność ; do rozerwania materiału należy zastosować niewielką siłę
3 stopień	słaba elastyczność ; materiał rozrywa się bardzo łatwo
4 stopień	brak elastyczności ; materiał kruchy

4.2.2. Określenie ogólnej liczby kolonii grzybów w kompoście domowym i glebie uniwersalnej

Izolację grzybów z kompostu domowego wykonano (1) metodą rozcieńczeń z inkubacją na pożywce PDA (*Potato Dextrose Agar*) oraz (2) metodą płytek glebowych Warcupa w modyfikacji Mańki na agarze z różem bengalskim (Mańka, 1964; Strzelczyk, 1968). Punktem odniesienia dla uzyskanych rezultatów (kontrolą) była ocena liczby grzybów w substracie glebowym prowadzona tą samą metodą. Doświadczenie wykonano w 4 powtórzeniach.

Metoda rozcieńczeń

Badanie wykonano metodą rozcieńczeń. Do tego celu przygotowano po 10 g przesianego kompostu domowego i 10 g przesianego substratu glebowego. Odważone podłoża wprowadzano do 90 ml soli fizjologicznej i wytrząsano na vortexie przez 5 minut. Z uzyskanych zawiesin (odpowiadających rozcieńczeniu 1:10) pobierano jałową pipetą 10 ml zdekantowanego płynu i przenoszono do 90 ml soli fizjologicznej. Czynność tę powtarzano pięciokrotnie. Nowo otrzymane zawiesiny (będące kolejnymi

rozcieńczeniami) ponownie wytrząsano przez 1 min. Z trzech ostatnich rozcieńczeń (tj. 10^{-5} , 10^{-4} , 10^{-3}) pobrano po 200 μ l płynu i rozprowadzono go na płytkach Petriego (śr. 90 mm) zawierających pożywkę PDA z dodatkiem antybiotyku (ampicilina w dawce 50 mg/dm³) dodanego w celu zahamowania wzrostu bakterii. Inkubacje szalek prowadzono w temperaturze pokojowej przez okres 7 dni. Po tym czasie wyrosłe kolonie policzono i wykonano obliczenia wg wzoru (1):

$$L = a \cdot b \cdot 5 [jtk / g] \quad (1)$$

gdzie: **L**- liczba kolonii w 1 g substratu; **a** – średnia liczba kolonii na płytkach; **b** – odwrotność wysianego rozcieńczenia; **5** – przeliczenie na 1 ml; **jtk** – jednostki tworzące kolonie.

Metoda płytek glebowych Warcupa w modyfikacji Mańki

Metodę tę zastosowano w celu dokładniejszego wyodrębnienia z kompostu domowego i substratu glebowego grzybów w porównaniu do metody rozcieńczeń. W tym celu odważono 149 g sterylnego piasku kwarcowego i po 1 g przesianego kompostu oraz substratu glebowego. Piasek z badanym materiałem ucierano w moździerzu, a następnie otrzymaną mieszkankę wprowadzono do kolby Erlenmeyera. Przygotowane mieszanki intensywnie wytrząsano poprzez obracanie kolby przez 10 minut. Uzyskany skontaminowany drobnoustrojami (glebowymi/kompostowymi) piasek pobierano w ilości 30 mm³ przy użyciu jałowego metalowego pręta z wyżłobionym dołkiem o takiej objętości. Próby umieszczono na dnie pustych, sterylnych szalek Petriego o śr. 90 mm i zalewano je płynną, schłodzoną do temperatury ok. 50°C pożywką Martina z różem bengalskim w ilości ok. 20 ml na płytkę. Piasek z agarem równomiernie rozprowadzono po szalce poprzez wykonanie krótkotrwałych ruchów obrotowy płytki. Inkubację płytek prowadzono przez okres 7 dni w temperaturze pokojowej. Po tym czasie wyrosłe kolonie zliczono i wykonano obliczenia wg wzoru (2). Otrzymane rezultaty porównano pomiędzy badanymi materiałami oraz metodami.

$$L = A \cdot 150 / n[jtk / g] \quad (2)$$

gdzie: **L** - liczba kolonii w 1 g substratu ; **A** – średnia liczba kolonii na płytkach; **n** – naważka wysianego rozcieńczenia piaskowego; **150** – przeliczenie na 1 g substratu.

Identyfikację otrzymanych grzybní wykonano na podstawie kluczy mykologicznych dostępnych w Katedrze Mikrobiologii i Mykologii poprzez porównanie obrazów mikroskopowych badanych grzybní z informacjami zawartymi w kluczach.

4.2.3. Wpływ wyciągów z kompostu domowego i substratu glebowego z przechowywanym workiem BioBag® i bez niego, na rośliny *Pisum sativum* L.

W celu oceny wpływu przechowywania worków (BioBag®) w wyciągach z kompostu domowego i substratu glebowego oraz w wodzie destylowanej na rośliny przeprowadzono eksperyment polegający na uprawie hydroponicznej *P. sativum*. W eksperymencie oceniano oddziaływanie rozpuszczalnych składników kompostu przechodzących do fazy płynnej, czyli odcieków. Doświadczenie przeprowadzono w szklanych komorach (fot. 4) wg projektu E. Moliszewskiej (Moliszewska, 2000; Moliszewska i Schneider, 2002). Wewnątrz komór wykonano szczelne boksy, co pozwoliło na równoległe prowadzenie trzech niezależnych powtórzeń w każdym wariancie doświadczenia. Warianty doświadczenia stanowiły poszczególne odcieki, tj. odciek z kompostu domowego i odciek z substratu glebowego, natomiast w wariancie kontrolnym zastosowano wodę destylowaną. Nasiona grochu przed wysianiem poddano powierzchniowej sterylizacji. W tym celu moczone je w 3% roztworze H₂O₂ przez 8 minut. Po upływie tego czasu nasiona opłukano dokładnie sterylną wodą dejonizowaną i osuszono w sterylnej bibule. Poszczególne komory napełniono badanymi płynami do wysokości ok. 1/3 (fot. 6), następnie wstawiono do nich sterylne szklane płytki, pomiędzy którymi umieszczono płyty sterylnej bibuły przygotowane do wysiania nasion. Nasiona układano na wystającej części złożonej bibuły, a dwie szklane płytki sklejało po obu stronach taśmą.



Fotografia 6. Sposób prowadzenia uprawy grochu zwyczajnego (fot. L. Niekraś)

Każdy wariant doświadczenia wykonano w trzech powtórzeniach, z kolei w każdym powtórzeniu wysiano po dziesięć nasion grochu. Doświadczenie prowadzono w fitotronie, w temperaturze 22°C, przy fotoperiodzie 12/12 (dzień/noc) i wilgotności względnej 60%. Co dwa dni kontrolowano poziom płynów tak, by zachować przez cały czas eksperymentu

ten sam poziom we wszystkich komorach. Eksperyment prowadzono przez 14 dni, po tym czasie wykonano ocenę biometryczną roślin. Badano: długość korzeni, długość pędów i liczbę liści oraz określono suchą masę części podziemnych i nadziemnych.

4.2.4. Ocena fitotoksyczności kompostów z udziałem nasion *Raphanus sativus*

L. var. sativus

Fitotoksyczność badanych kompostów oceniono w oparciu o test biologiczny z udziałem nasion *R. sativus* L. var. *sativus* (rzodkiewki) wg metody przedstawionej przez Czop i in. (2016). W tabeli 9 przedstawiono rodzaje przygotowanych podłoży badawczych stanowiących mieszanki otrzymanych kompostów z substratem glebowym. Otrzymane mieszanki zawierały 12,5, 25 i 50% udziału objętościowego kompostów oznaczonych jako K, K1 i K2.

Tabela 9. Warianty podłoży zastosowanych w teście fitotoksyczności

Próby kontrolne		Próby badawcze								
Woda destylowana	Substrat glebowy	I wariant			II wariant			III wariant		
		Kompost domowy bez worków-K			Kompost domowy 50% workowy-K1			Kompost domowy 100% workowy-K2		
		Mieszanki kompostów z substratem glebowym								
		12,5%	25%	50%	12,5%	25%	50%	12,5%	25%	50%

Wymieszane w ww. stosunkach objętościowych próbki podłoży zwilżano wodą do uzyskania 100% poziomu wilgotności. Pomiar wilgotności dokonywano przy użyciu higrometru Elmetron PWT-411.

Szalki Petriego o śr. 90 mm napełniano wilgotnym podłożem do wysokości jednego centymetra i przykrywano warstwą bibuły filtracyjnej. Bibułę wstępnie zwilżono wodą, a następnie wykładano na nią po 10 sztuk nasion *R. sativus* var. *sativus*. Nasiona poddano sterylizacji powierzchniowej poprzez moczenie w 3% roztworze H₂O₂ przez 10 minut, opłukanie i osuszenie nasion w sterylnej bibule. Każdy wariant eksperymentu wykonano w 4 powtórzeniach. Doświadczenie prowadzono przez 7 dni w namiocie hodowlanym, w ciemności, w temperaturze 25°C. W celu utrzymania stałej wilgotności podłoży wszystkie próby zraszano codziennie stałą ilością wody. Kontrolę stanowiły nasiona rzodkiewki kiełkujące w wodzie wodociągowej.

Na podstawie pomiarów biometrycznych siewek rzodkiewki w odniesieniu do prób kontrolnych określano następujące parametry:

- zdolność kiełkowania nasion rzodkiewki po 24 godz.– Z_k [%] zdefiniowanej wzorem (3):

$$z_k[\%] = \frac{n_k}{n_c} \cdot 100[\%] \quad (3)$$

gdzie: n_k jest średnią liczbą nasion rzodkiewki wykiełkowanych w 3 powtórzeniach, n_c jest liczbą wysianych nasion w danym typie podłoża;

- współczynnik inhibicji/ stymulacji:
 - kiełkowania nasion rzodkiewki po 24 godz. (I [%])
 - długości korzenia rzodkiewki po 7 dniach (I_k [%])
 - długości łodygi rzodkiewki po 7 dniach (I_l [%])

$$\text{współczynnik } I [\%] = \frac{100 \times E_k - E_r}{E_k} [\%] \quad (4)$$

gdzie: E_k obserwowany efekt dla próbki badawczej; E_r – obserwowany efekt dla próbki testowej.

Współczynniki inhibicji (I , I_k , I_l) obliczono, odnosząc się do próby kontrolnej, co pozwala określić, czy testowane podłoża wywołują w badanej roślinie efekt zahamowania lub stymulacji jej wzrostu. Ujemna wartość współczynników wskazuje na stymulację kiełkowania lub wzrostu danej części rośliny. Na podstawie współczynników inhibicji określono efekt toksyczności testowanych podłoży w oparciu o wielkość obserwowanego efektu wywołanego u *R. sativus* var. *sativus*. Punkt odniesienia stanowił **system klasyfikacji toksyczności** przyjmujący, że jeśli % inhibicji wynosi < 25 podłoże nie jest toksyczne, 25-50 – podłoże jest nisko toksyczne, między 50,1–75 – podłoże jest toksyczne, a jeśli % inhibicji będzie wynosił 75,1 a 100-podłoże należy uznać za wysoko toksyczne (Dudziak i Kopańska, 2016).

4.2.5. Ocena zdolności *Rhizoctonia solani* do penetrowania podłoża z dodatkiem różnej ilości kompostu domowego z udziałem worków BioBag®

Zdolność strzępek *R. solani* do penetrowania podłoża wzbogaconego o różne ilości kompostów domowych K, K1, K2 oceniono w oparciu o zmodyfikowaną metodę przynęt wykałaczkowych przedstawioną przez Kumar i in. (1999). Jej założeniem jest

identyfikowanie obecności strzępek *R. solani* na sterylnych drewnianych wykałaczkach, które łatwo porastają („łapia”) tym gatunkiem grzyba. Według Paulitz i Schroeder (2005) ma to związek z umiejętnością tego organizmu do tworzenia rozległych sieci strzępek nawet w znacznej odległości od źródła pokarmu oraz kolonizowania celulozowych /złignifikowanych materiałów, np. takich jak drewniane wykałaczki. Ostateczna identyfikacja grzybni następuje na podstawie charakterystycznych cech morfologicznych grzybni *R. solania* w obrazie mikroskopowym, po uprzedniej 24-godzinnej inkubacji wykałaczek na agarze wodnym z dodatkiem antybiotyków i hymeksazolu hamujących porastanie innych szybko rosnących grzybni. Grzybnia *R. solani* charakteryzuje się strzępkami dość grubymi i rozgałęzionymi pod niemal kątem prostym.

Na potrzeby tego eksperymentu przygotowano 28 plastikowych pudełek, każde z dwoma „korytkami” pozwalającymi na jednoczesne prowadzenie dwóch niezależnych powtórzeń (fot. 7). Testowano podłoża takie jak: piasek sterylny i substrat glebowy jako podłoża kontrolne oraz warianty badawcze, które stanowiły mieszanki kompostów domowych K, K1 i K2 z substratem glebowym w stosunkach objętościowych 12,5%, 25% i 50% kompostu do substratu glebowego. Podłoża badawcze, dokładnie wymieszano i taką samą ich ilość napełniano poszczególne pudełka. Łącznie przygotowano 56 prób, po 4 powtórzenia dla każdego wariantu podłoża (fot. 7). Po starannym nawodnieniu i uzyskaniu we wszystkich próbach tej samej wilgotności, z przodu każdego pudełka umieszczono pod ok. 1 cm. warstwą podłoża, paski grzybni *R. solani* (inokulum tego grzyba). Paski grzybni miały wymiary 4 cm x 2.5 cm i wycięto je z tygodniowej hodowli grzyba prowadzonej na podłożu PDA (agar glukozowo-ziemniaczany).

W każdym wariancie doświadczenia włożono sterylne wykałaczki w odległości 1 cm od inokulum grzybni, przy czym w sterylnym piasku i substracie glebowym włożono dwie kolejne wykałaczki tj. w odległości 1 cm i 2 cm. Tak przygotowane próby doświadczalne przykryto folią spożywczą, zabezpieczając przed wyschnięciem i inkubowano w temperaturze pokojowej. Po upływie doby wyjmowano wykałaczki z odległości 1 cm od inokulum. Jednocześnie w miejsca po wyjętych wykałaczkach wkładano nowe oraz dodawano kolejny rząd w odległości następnego centymetra. W ten sposób sprawdzono „wędrówkę”/rozrost poziomy grzybni w badanych podłożach. Wyjęte wykałaczki wkładano na pożywkę selektywną promującą wzrost tego grzyba. Inkubację wykałaczek prowadzono przez 24 godziny.



Fotografia 7. Badanie wpływu dodatku kompostów do podłoża na rozrost grzybnia *R. solani* AG4 (fot. L Niekraś)

Wyłożone na pożywkę selektywną wykałaczki obserwowano po 24 godzinach pod mikroskopem (pow. 100 - 200 x) i sprawdzano obecność lub brak charakterystycznych strzępek grzybnia *R. solani*. Przyjęto zasadę: jeśli na wykałaczkach zidentyfikowano obecność strzępek *R. solani*, to w dalszej kolejności nie badano już wykałaczek ponownie umieszczonych w tych punktach, w których już ją wykryto. Natomiast ponownie inkubowano na pożywce jedynie te wykałaczki, gdzie wcześniej nie odnotowano obecności *R. solani*. Dzięki temu możliwe było śledzenie także opóźnionego rozrostu grzybnia.

Doświadczenie zakończono, gdy grzybnia w wariantcie kontrolnym (w sterylnym piasku) doszła do końca drogi, czyli krawędzi przeciwległej do startu. Uzyskane wyniki przeliczono na procent zahamowania/stymulacji wzrostu grzybnia według wzoru (Borecki 1984):

$$\Delta H[\%] = \frac{K_0 - F}{K_0} \times 100 [\%] \quad (5)$$

gdzie: $\Delta H [\%]$ – procent zahamowania/stymulacji wzrostu; K_0 – dystans grzybnia rozrastającej się w podłożu kontrolnym [mm], F – dystans grzybnia rozrastającej się w pozostałych podłożach [mm].

4.2.6. Doświadczenie wazonowe

Badania wazonowe przygotowano w celu oceny wpływu worków BioBag® na zmiany biochemiczne badanej rośliny, w tym stres oksydacyjny.

Doświadczenie prowadzono w plastikowych pojemnikach o pojemności 500 ml, wysokości 15 cm oraz średnicy 10 cm, wypełnionych badanymi podłożami będącymi mieszankami testowanych kompostów z glebą uniwersalną (fot. 8). Schemat przygotowania podłoży był taki sam jak w teście z rzodkiewką (tab. 9). Przed wysianiem nasion, podłoża w wazonach nasycono wodą destylowaną – do otrzymania przesiąku. Stopień wilgotności sprawdzano higrometrem (Elmetron PWT411). Pomiar pH testowanych podłoży wykonano

metodą potencjometryczną. W tym celu naważono po dwie dziesięciogramowe próbki poszczególnych mieszanek i umieszczono je w zlewkach o pojemności 50 ml. Do jednej zlewki każdorazowo dodawano po 25 ml wody destylowanej, a do drugiej – 25 ml 1 M KCl. Pomiar wartości pH (Elmetron CPC411) wykonano po 30 minutach w wodzie destylowanej i po 60 minutach – w KCl.



Fotografia 8. Doświadczenie wazonowe (fot. L. Niekraś)

W pojemnikach/wazonach wysiano nasiona *P. sativum*, które uprzednio poddano sterylizacji według wcześniej opisywanej procedury. Równocześnie nasiona wysiewano do wazonów wtedy, gdy wilgotność podłoża osiągnęła stały poziom 80% (pomiar wykonywano wilgotnościomierzem Elmetron PWT-411). W każdym wariancie eksperymentu (wg schematu podanego w tab. 9) przygotowano po 4 wazonu stanowiące powtórzenia doświadczalne. W każdym wazonie wysiano po 10 nasion. Hodowlę prowadzono przez okres 5 tygodni w fitotronie (fot. 8) przy stałej wilgotności podłoża (70% ppw), temperaturze $20\pm 2^{\circ}\text{C}$ i oświetleniu na poziomie $170\ \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ przy fotoperiodzie 16h/8h (dzień/noc).

4.2.7. Oznaczenie aktywności enzymów stresu oksydacyjnego w na rośliny *Pisum sativum* L.

Ekstrakt roślinny do oznaczania aktywności trzech enzymów antyoksydacyjnych: katalazy (CAT), dysmutazy ponadtlenkowej (SOD) i peroksydazy glutationowej (GSH-Px)

oraz stężenia białka przygotowano z materiału roślinnego pochodzącego z uprawy wazonowej.

Naważkę 1 g pędów grochu zwyczajnego *P. sativum* L. rozcierano w moździerzu z 2 ml schłodzonego do 4°C 0,01M buforu fosforanowego o pH = 7,0. Powstały homogenat roślinny przenoszono do probówki wirówkowej i wirowano przez 10 minut w temperaturze 4°C przy prędkości $6\,000 \times g$. Uzyskany supernatant przenoszono do probówek o pojemności 1 ml zamrażano w temperaturze 25°C, a następnie wykorzystano do oznaczania aktywności enzymów antyoksydacyjnych oraz stężenia białka.

Oznaczenie stężenia białka w materiale roślinnym

We wszystkich oznaczeniach aktywności enzymów antyoksydacyjnych stężenie białka oznaczano metodą Bradforda (1976). Do 10 µl ekstraktu roślinnego rozcieńczonego 50-krotnie dodawano 2 ml odczynnika Bradforda o składzie: 100 mg błękitu kumazyny G-250, 50 ml 95% alkoholu etylowego, 100 ml 85% kwasu ortofosforowego i 850 ml wody destylowanej. Po 10 minutach inkubacji w temperaturze pokojowej wykonywano pomiar spektrofotometryczny przy długości fali 595 nm wobec odczynnika Bradforda (Epoch, BioTek Instruments, Winooski, Vermont, USA). Jako standard zastosowano surowiczą albuminę wołową (BSA). W celu wykreślenia krzywej wzorcowej przygotowano następujące stężenia BSA: 0, 10, 20, 30 i 40 µg/ml. Następnie dodano 2 ml odczynnika Bradforda i po 10 minutach inkubacji w temperaturze pokojowej wykonywano pomiar spektrofotometryczny przy długości fali 595 nm.

Oznaczenie aktywności katalazy (CAT)

Katalaza jest enzymem, który może wydajnie i specyficznie rozkładać nadtlenek wodoru H₂O₂. Reakcja, w której katalaza rozkłada H₂O₂, może zostać szybko zatrzymana przez molibdenian amonu. Pozostały nadtlenek wodoru reaguje z molibdenianem amonu, tworząc żółtawy kompleks.

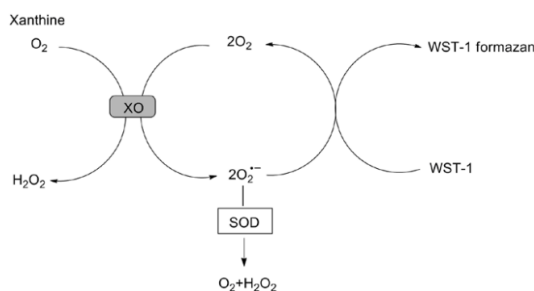
W celu oceny aktywności katalazy zastosowano zestaw (E-BC-K031-M) firmy ElabScience Biotechnology (Wuhan, Chiny). Zgodnie z załączonym protokołem producenta do probówek badawczych wprowadzano 20 µl ekstraktu roślinnego, 200 µl odczynnika 1 i 20 µl odczynnika 2. Równolegle do prób badawczych przygotowywano próby kontrolne, w skład których wchodził tylko odczynnik 1 i 2 bez ekstraktu roślinnego. Probówki wstrząsano i inkubowano w temperaturze 37°C przez minutę. Po tym czasie do wszystkich probówek dodawano 200 µl odczynnika 3 oraz 20 µl odczynnika 4, a następnie do prób kontrolnych 20 µl ekstraktu roślinnego. Zawartość probówek mieszano i pozostawiano

w temperaturze pokojowej przez 10 minut. Pomiar absorbancji barwnego produktu wykonywano za pomocą czytnika mikropłytek (Epoch, BioTek Instruments, Winooski, Vermont, USA) przy długości fali 405 nm.

Równolegle w celu wykreślenia krzywej wzorcowej sporządzono roztwory H_2O_2 o następujących stężeniach: 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60 i 100 $\mu\text{mol/ml}$. Do wzorcowych roztworów H_2O_2 w objętości 20 μl dodawano 200 μl odczynnika 1, 20 μl wody destylowanej, 200 μl odczynnika 3 i 20 μl odczynnika 4, a następnie inkubowano w temperaturze pokojowej przez 10 min. Po tym czasie mieszaninę reakcyjną przenoszono do dołków płytki 96-dołkowej w objętości 200 μl i wykonywano pomiar absorbancji przy długości fali 405 nm.

Oznaczenie aktywności dysmutazy ponadtlenkowej (SOD)

Aktywność dysmutazy ponadtlenkowej oceniano stosując zestaw (E-BC-K020-M) firmy ElabScience Biotechnology (Wuhan, Chiny) oparty na metodzie WST-1 (ryc. 15). W tej metodzie oksydaza ksantynowa (XO) może katalizować reakcję WST-1 z anionem ponadtlenkowym $\text{O}_2^{\cdot-}$, której produktem jest rozpuszczalny w wodzie barwny formazan. Dysmutaza ponadtlenkowa może katalizować dysproporcjonowanie anionów ponadtlenkowych i tym samym hamować reakcję tworzenia formazanu (ryc. 15). W konsekwencji aktywność SOD jest ujemnie skorelowana z ilością barwnego produktu.



Ryc. 15. Metoda WST-1 oznaczania aktywności dysmutazy ponadtlenkowej (ElabScience Biotechnology, Wuhan, Chiny)

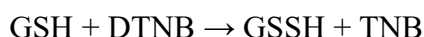
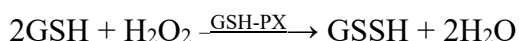
Postępując zgodnie z instrukcją producenta, do dołków kontrolnych płytki 96-dołkowej dodawano po 20 μl wody destylowanej i 20 μl roztworu roboczego enzymu. Do dołków kontrolnych („ślepych”) dodawano 20 μl wody destylowanej i 20 μl rozcieńczalnika enzymatycznego. Do dołków badanych dodawano 20 μl supernatantu (ekstraktu roślinnego) i 20 μl roztworu roboczego enzymu. Do dołków badawczych ślepych dodawano 20 μl supernatantu (ekstraktu roślinnego) i 20 μl rozcieńczalnika enzymatycznego. Następnie do wszystkich dołków płytki 96-dołkowej dodawano po 200 μl

roztworu substratu i inkubowano w 37°C przez 20 min. Wartość absorbancji barwnego produktu odczytano przy długości fali 450 nm przy użyciu czytnika mikropłytek (Epoch, BioTek Instruments, Winooski, Vermont, USA).

Oznaczenie aktywności peroksydazy glutationowej (GSH-Px)

Peroksydaza glutationowa (GSH-Px) jest ważnym enzymem katalizującym rozkład nadtlenu wodoru H₂O₂. Aktywność GSH-Px oznaczono, stosując zestaw (E-BC-K096-M) firmy ElabScience Biotechnology (Wuhan, Chiny).

W zastosowanej metodzie GSH-Px może przeprowadzić reakcję nadtlenu wodoru ze zredukowanym glutationem (GSH) z utworzeniem H₂O i utlenionej postaci glutationu (GSSG). Aktywność enzymu można obliczyć, mierząc zużycie zredukowanej postaci glutationu. GSH może reagować z kwasem dinitrobenzoesowym (DTNB), tworząc żółty anion kwasu 5-tio-dinitrobenzoesowego (TNB).



Aktywność GSH-Px oznaczano zgodnie z instrukcją producenta zestawu. Wszystkie próby badawcze przygotowywano w probówkach nieenzymatycznych i enzymatycznych. Do probówek enzymatycznych dodawano 20 µl 1 mM GSH i 20 µl supernatantu (ekstraktu roślinnego), natomiast do probówek nieenzymatycznych wprowadzano 20 µl 1 mM GSH. Następnie do wszystkich probówek dodawano 10 µl odczynnika 1. Po inkubacji w łaźni wodnej w tem. 37°C przez 5 minut do wszystkich probówek dodawano 200 µl odczynnika 2, a do probówek nieenzymatycznych dodatkowo 20 µl supernatantu (ekstraktu roślinnego). Po wymieszaniu probówki wirowano przy prędkości 3100 × g przez 10 minut w temperaturze pokojowej. Do 100 µl uzyskanego supernatantu w dołkach płytki 96-dołkowej dodawano 100 µl odczynnika 3 i 50 µl odczynnika 4 i inkubowano przez 5 min w temperaturze pokojowej. Wartość absorbancji dla każdej probówki mierzono przy długości fali 412 nm przy użyciu czytnika mikropłytek (Epoch, BioTek Instruments, Winooski, Vermont, USA). Równolegle w celu wykreślenia krzywej wzorcowej sporządzono roztwory GSH o następujących stężeniach: 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 80 i 100 µM. Roztwory w objętości 100 µl przeniesiono do dołków płytki 96-dołkowej, dodano 100 µl odczynnika 3 i 50 µl odczynnika 4, inkubowano przez 5 min w temperaturze pokojowej, a następnie wykonano pomiar absorbancji przy długości fali 412 nm.

4.2.8. Oznaczanie stopnia peroksydacji lipidów

Stopień peroksydacji lipidów wyrażono jako stężenie aldehydu dimalonowego (malondialdehydu) (MDA), głównego produktu peroksydacji lipidów. MDA może tworzyć barwne kompleksy z kwasem tiobarbiturowym TBA, których maksimum absorbancji występuje przy długości fali 532 nm (Heath i Parker, 1968). Z powodu powstawania podczas reakcji nieswoistych produktów w obliczeniach uwzględniana jest wartość absorbancji mierzona przy długości fali 600 nm.

Ekstrakt roślinny do oceny stężenia MDA przygotowano, naważając 0,3 g pędów grochu zwyczajnego i homogenizując je w moździerzu z 4 ml 0,25% TBA i z 10% kwasem trichlorooctowym (TCA). Homogenat przenoszono do probówek wirówkowych, ogrzewano w łaźni wodnej w temperaturze 90°C przez 30 minut, schładzano w wodzie z lodem do ok. 10°C i wirowano ($6000 \times g$, 20 minut, temperatura pokojowa). Uzyskany supernatant poddano pomiarom spektrofotometrycznym przy długościach fali 532 nm i 600 nm, stosując jako odnośnik mieszaninę 0,25% TBA – 10% TCA. Stężenie MDA w badanych próbach obliczono, stosując molowy współczynnik absorpcji równy $155 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$ i wyrażono jako $\mu\text{mol/g}$ świeżej masy.

4.3. Analizy statystyczne

Uzyskane wyniki badań poddano analizie statystycznej z użyciem arkusza kalkulacyjnego EXCEL oraz programu komputerowego STATISTICA. Dla wszystkich wykorzystanych statystyk przyjęto poziom istotności $p < 0,05$.

A. W pierwszym etapie badań:

- wyniki wartości pH oraz przewodności elektrolitycznej badanych odcieków przeanalizowano, stosując jednoczynnikową analizę wariancji - test F - Fishera/ANOVA;
- przetestowano siłę wpływu - η -eta kwadrat (wzór nr 6) - zmiennej niezależnej, którą stanowił worek BioBag® oraz czas jego przechowywania w testowanych cieczach na zmienne zależne - pH i przewodność; (*eta kwadrat to wartość będąca uzupełnieniem analizy wariancji, stanowiąca miarę stosunku korelacyjnego międzygrupowej sumy kwadratów (SS_m) dla danego czynnika do całkowitej sumy kwadratów (SS_c); wartość współczynnika może przyjmować wielkości z zakresu od 0 do 1; po przemnożeniu wyniku przez 100% uzyskuje się wartość procentową wyjaśnianej zmienności*):

$$\text{wartość } \eta^2 - \text{eta kwadrat [\%];} \quad \eta^2 = \frac{SSm}{SSc} \times 100\% \quad (6)$$

gdzie: SSm – międzygrupowa suma kwadratów ; SSc – całkowita suma kwadratów;

- określono współczynniki korelacji liniowej Pearsona dla zmiany wartości pH w czasie i przewodności; uzyskane wyniki zinterpretowano w oparciu o klasyfikację wg J. Guilford'a (Holley i Guilford, 1964) (tab. 10); wartość bezwzględna współczynnika „r” oznacza siłę korelacji między zmiennymi;
- stosując odpowiedni model matematyczny, obliczono test istotności statystycznej - *p-value* dla każdego wariantu prowadzonych badań;
- wyniki badań wzrostu siewek grochu w warunkach hydroponicznych poddano jednoczynnikowej analizie wariancji.

B. W drugim etapie badań:

- stosując tę samą statystykę jak wyżej, przetestowano wyniki jakościowe oraz ogrodnicze kompostów K, K1, K2;
- określono siłę wpływu (η^2) zmiennej niezależnej - obecności worka BioBag® na wszystkie badane parametry kompostu.

C. Wyniki z zakresu stresu oksydacyjnego przeanalizowano następującymi testami:

- test normalności Shapiro-Wilka dla metody na poziomie istotności $p=0,05$;
- test jednorodności wariancji na poziomie istotności $p=0,05$;
- wyniki analizy wariancji dwuczynnikowej (ANOVA efektów głównych).

D. Ocenę fungistatycznego oddziaływania badanych kompostów przeanalizowano:

- określając siłę wpływu (η^2) zmiennej niezależnej - obecności worka BioBag® na rozrost grzybni w badanych podłożach.

Tabela 10. Klasyfikacja siła korelacji (związku pomiędzy zmiennymi X i Y) według J. Guilford'a

Wartość r	Interpretacja korelacji
r = 0	brak
0,0 < r ≤ 0,1	nikła
0,1 < r ≤ 0,3	słaba
0,3 < r ≤ 0,5	przeciętna
0,5 < r ≤ 0,7	wysoka
0,7 < r ≤ 0,9	bardzo wysoka
0,9 < r < 1,0	niemal pełna
r = 1	pełna

5. WYNIKI

5.1. Wynik badań laboratoryjnych

5.1.1. Wpływ worków BioBag® na zmianę wartości pH wody destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego*¹

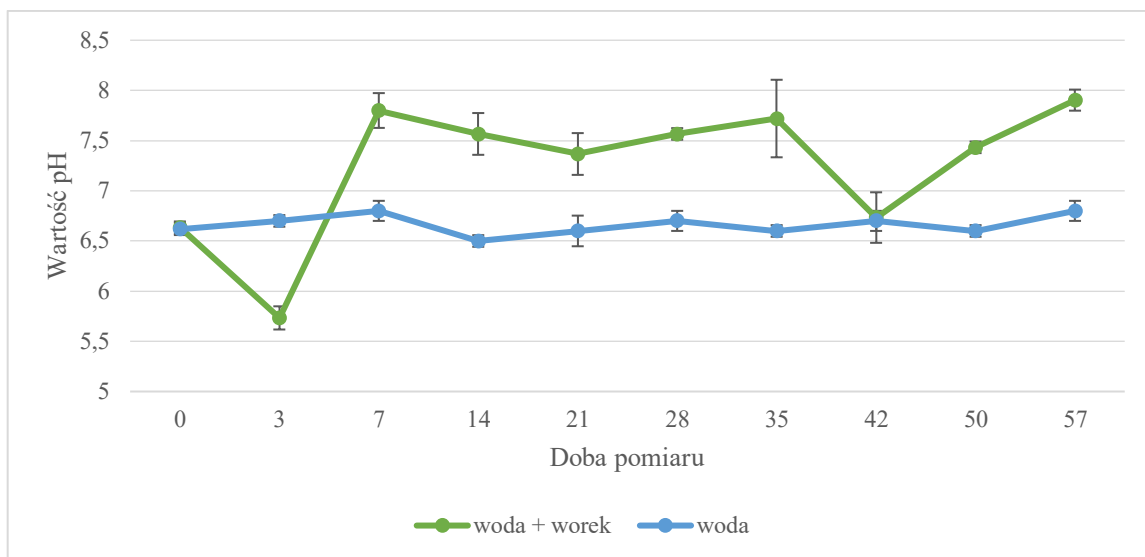
W celu oceny wpływu obecności worków z tworzywa MaterBi® na zmianę wartości pH wody destylowanej oraz kompostu domowego i substratu glebowego przeprowadzono doświadczenie z udziałem ich wyciągów. Pomiar kwasowości (pH) we wszystkich badanych ośrodkach wykonano w pierwszym dniu doświadczenia, a następnie w trzecim, siódmym i czternastym. Po tym czasie odczyty prowadzono co 7 dni przez kolejne 6 tygodni. Równolegle do pomiarów w próbach badawczych prowadzono pomiary w próbach kontrolnych niezawierających worka.

Uzyskane wyniki (wykr. 1, 2 i 3) wykazały, że w każdym z testowanych środowisk dodatek worka z tworzywa MaterBi® spowodował istotny statystycznie wzrost wartości pH w czasie ($p < 0,001$) (tab. 10). Po upływie 8 tygodni, niezależnie od początkowej wartości, w każdej próbie badawczej obserwowano odczyn zasadowy: w próbce z wodą destylowaną - wartość pH wynosiła 7,90 (wykr. 1), w wyciągach z kompostu domowego- 8,00 (wykr. 2), a w wyciągach z substratu glebowego - 8,03 (wykr. 3). Uwzględniając różnice między pierwszym i ostatnim dniem pomiaru, największą istotną statystycznie różnicę w wartości pH odnotowano w wyciągu z substratu glebowego, mniejszą w wodzie i najmniejszą w wyciągu z kompostu domowego. Różnice wynosiły odpowiednio: 1,6 dla wyciągu z substratu glebowego (początkowy odczyn był lekko kwaśny: 6,4), kolejno - 1,3 dla wody i 0,7 dla wyciągu z kompostu domowego. Równocześnie wartości pH w próbach badawczych, w przeciwieństwie do kontrolnych, rosły systematycznie przez cały okres badań. Po upływie 8 tygodni zaobserwowane zmiany utrzymały się w przedziale wartości pH 7,5 - 8,5.

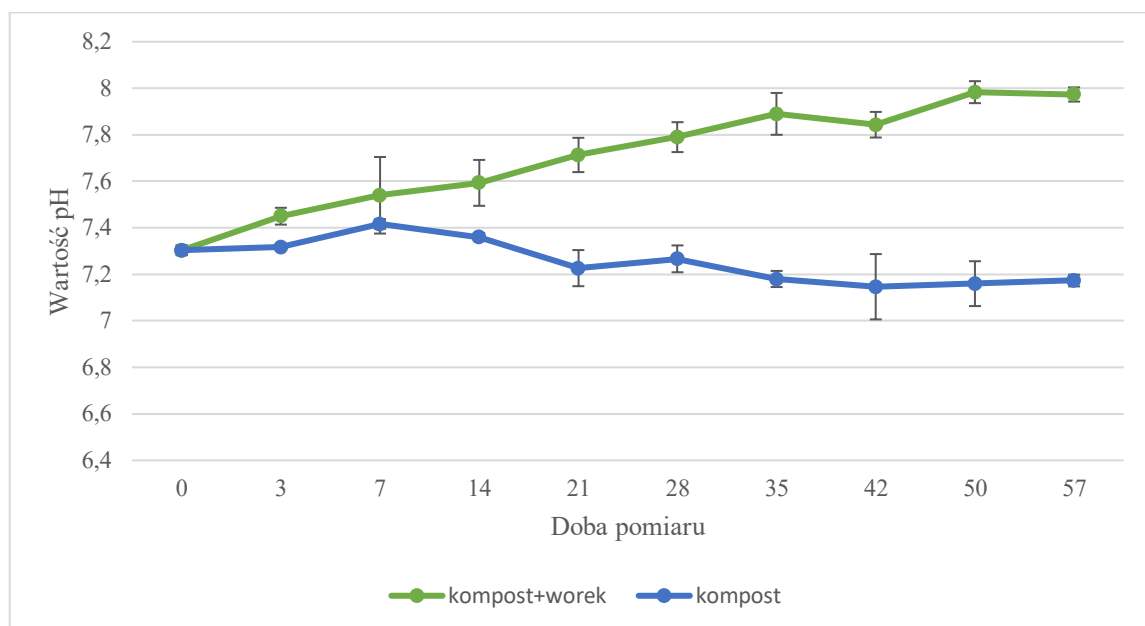
Przeprowadzona analiza wariancji (test F-Fishera, tab. 10) dla zmian wartości pH w czasie wykazała, że czas przechowywania worka w wyciągach z kompostu domowego z substratu glebowego i z wody destylowanej jest czynnikiem działającym w sposób istotny statystycznie (tab. 10). Jednocześnie siła jego wpływu na zmianę wartości pH określona miarą

* Dla uproszczenia zapisu na wykresach, rycinach, tabelach, „substrat glebowy” zastąpiono skrótem „gleba”

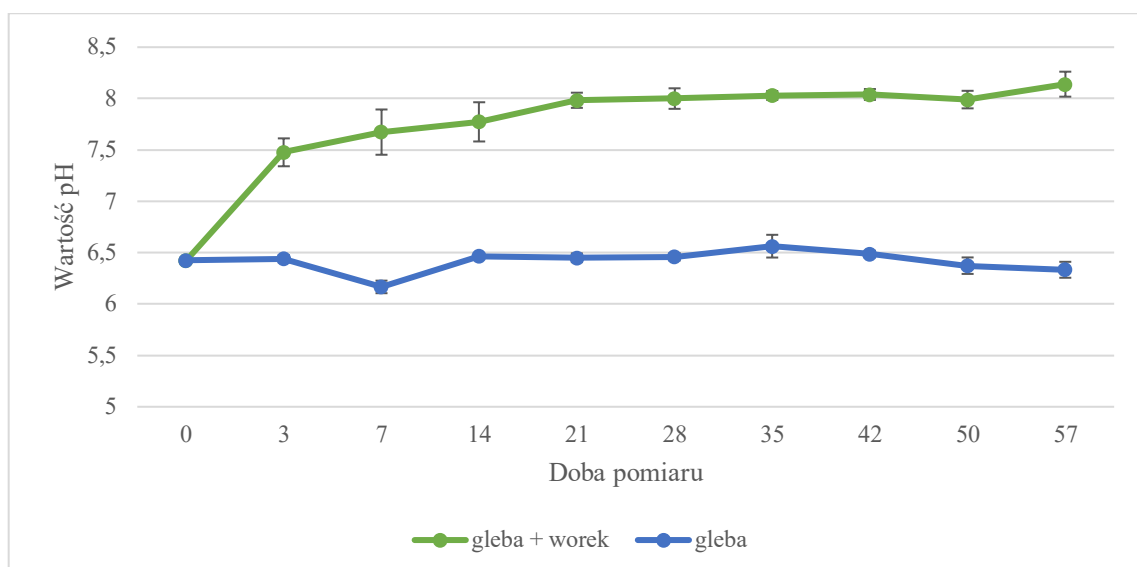
eta-kwadrat częściowym η^2 wykazała wyższą istotność dla wody - $\eta^2 = 94\%$, następnie wyciągu z kompostu domowego $\eta^2 = 88\%$ i wyciągu z substratu glebowego $\eta^2 = 79\%$ (tab. 10).



Wykres 1. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wodzie destylowanej na zmiany pH w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 2. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wyciągu z kompostu domowego na zmiany pH w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 3. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wyciągu z substratu glebowego na zmiany pH w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 10. Analiza wariancji zmiany wartości pH w czasie

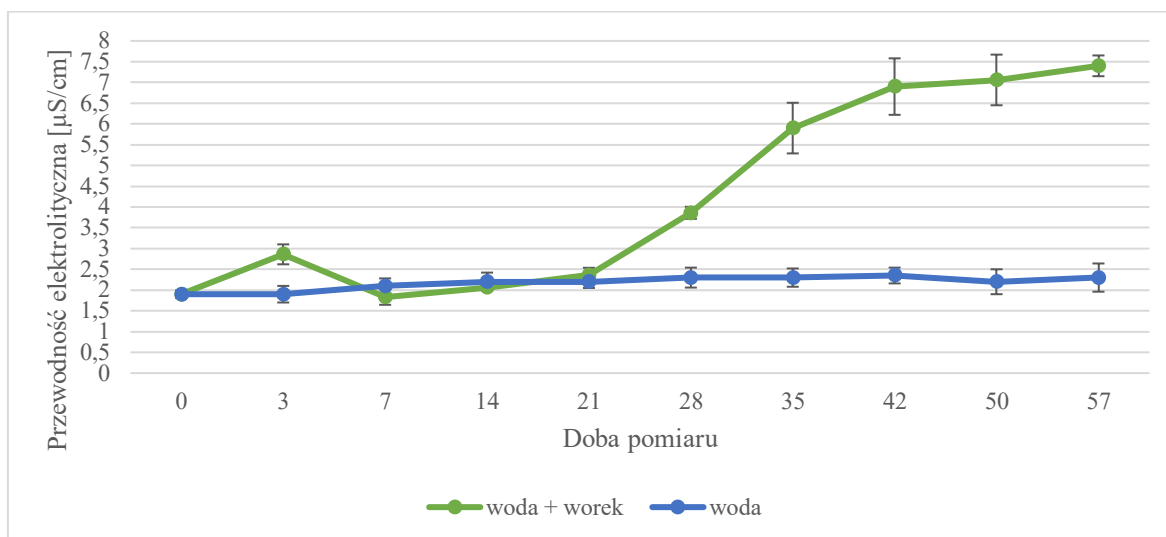
Wariant próby	F (różnica w wartościach)	F (brak równoległości w zmianach w czasie)	η-siła wpływu czynnika czasu przechowywania	F _η
Kompost	776,78	27,00	0,73	15,34
Kompost + worki			0,88	42,81
Gleba	26,15	0,57	0,15	1,00
Gleba + worki			0,79	21,19
Gleba + worki	206,92	25,65	0,79	21,19
Woda + worki			0,94	87,34
F standardowe				
Poziom istotności				
0,05	2,02	2,02		2,06
0,01	2,70	2,70		2,78
0,001	3,50	3,50		3,69

5.1.2. Wpływ worków BioBag® na zmianę przewodności elektrolitycznej wody destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego

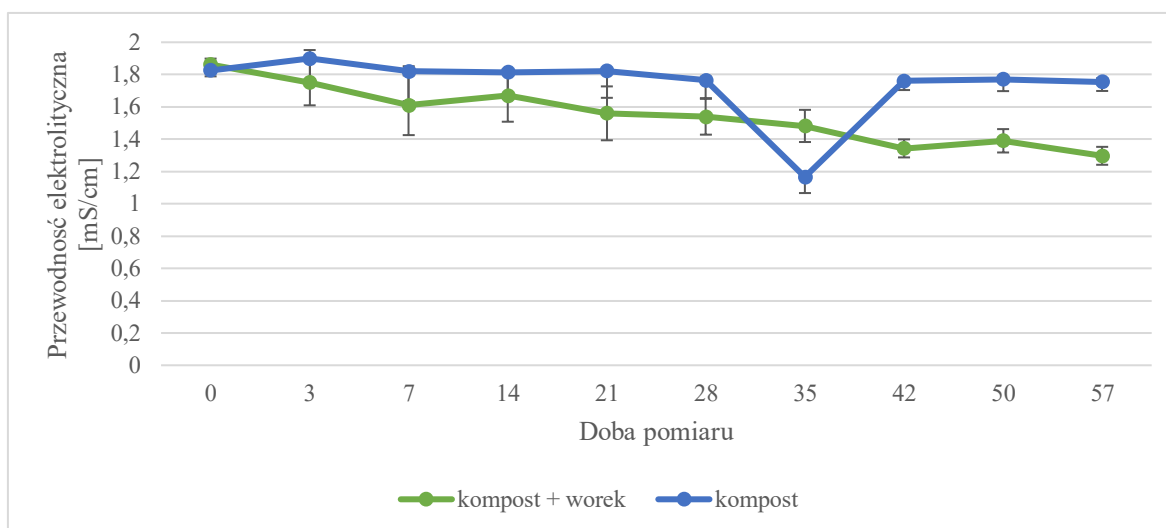
Równoległe do pomiarów pH w wodzie destylowanej i badanych wyciągach, prowadzono pomiary wartości przewodności elektrolitycznej (konduktywność, wcześniej przewodnictwo właściwe).

Zgodnie z literaturą świeża woda destylowana ma przewodność elektrolityczną $\chi = 0,5 \pm 2 \mu\text{S/cm}$ (Szczykowska i Siemienium, 2020).

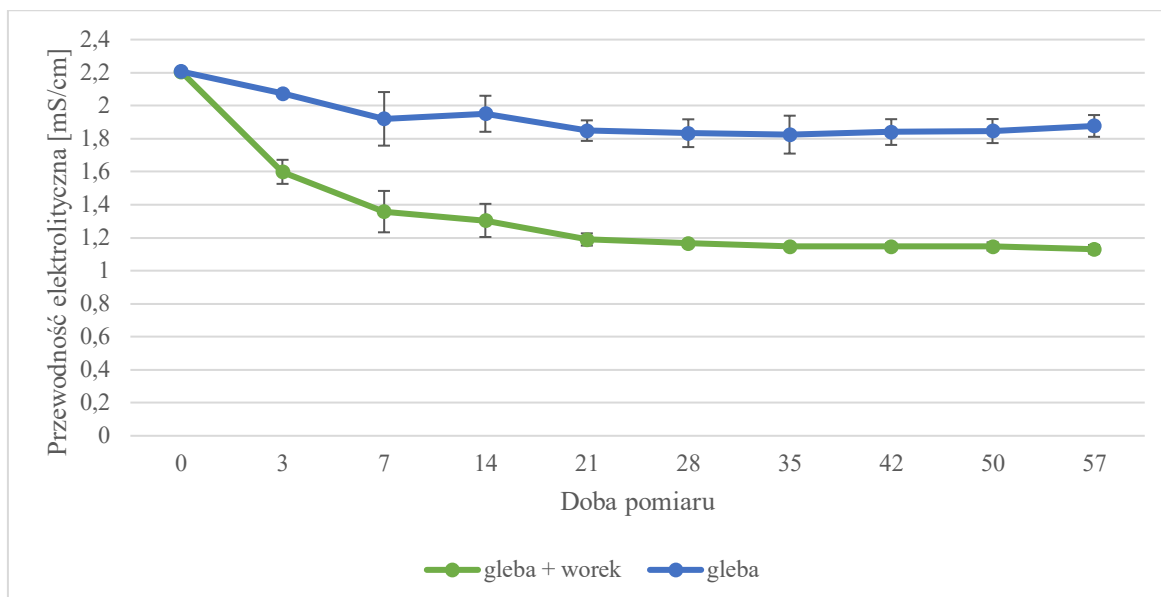
W trakcie pierwszych 21 dni przetrzymywania folii MaterBi® w wodzie destylowanej nie zarejestrowano znaczących zmian wartości przewodności elektrolitycznej wody (wykr. 4). Istotny statystycznie ($p < 0,001$) stały wzrost obserwowano od 28 dnia doświadczenia. Przewodność elektrolityczna w 57 dniu wynosiła $7,4 \mu\text{S}/\text{cm}$, co odpowiadało ponad trzykrotnemu wzrostowi w porównaniu do pomiaru z pierwszego dnia.



Wykres 4. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wodzie destylowanej na zmiany wartości przewodności elektrolitycznej w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 5. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wyciągu z kompostu domowego na zmiany wartości przewodności elektrolitycznej w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych doświadczeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 6. Wpływ obecności worka biodegradowalnego BioBag® w wyciągu z substratu glebowego na zmiany wartości przewodności elektrolitycznej w czasie. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Wyniki pomiarów konduktywności dla wyciągu z kompostu domowego i substratu glebowego (wykr. 5, 6) wykazały odwrotną tendencję w porównaniu do obserwacji dokonanych w wodzie destylowanej. Jednocześnie spadek wartości tego parametru widoczny był zarówno w próbach z dodatkiem worka jaki i bez niego (kombinacje kontrolne). Należy podkreślić, że w przypadku wyciągu z kompostu z dodatkiem worka spadek konduktywności następował systematycznie w całym okresie badania, natomiast w przypadku wyciągu z gleby uniwersalnej z dodatkiem worka – na przestrzeni dwóch jego pierwszych tygodni (wykr. 5, 6). W próbach kontrolnych po początkowych wahaniami konduktywność ustaliła się na stałym poziomie.

Przeprowadzona analiza statystyczna danych potwierdziła występowanie istotnych statystycznie różnic w zmianie przewodności w czasie ($p < 0,001$) i równoległość zmian w czasie pomiędzy wyciągiem z kompostu oraz wyciągiem z kompostu z dodatkiem worka (tab. 11). Rejestrowany efekt spadku przewodności w próbach z udziałem worków był większy w porównaniu do prób bezworkowych. Analiza wariancji (test F-Fishera, tab. 11) zmian w czasie przewodności w odcieku z kompostu wykazała, że siła wpływu czynnika, jakim był czas przechowywania worka, była istotna statystycznie. Warto zauważyć, że siła określona miarą eta-kwadrat cząstkowy (η^2) była większa dla wyciągu z kompostu bez dodatku worka ($-\eta^2 = 65\%$) niż w wyciągu z jego udziałem ($-\eta^2 = 39\%$) (tab. 11).

Obserwowany spadek przewodności w czasie w próbach z wyciągiem z substratu glebowego (wykr. 6) był zdecydowanie większy niż w przypadku wyciągu z kompostu domowego. W próbach wyciągu z substratu glebowego z udziałem folii MaterBi® wyniósł on

46,8% w stosunku do pierwszego dnia pomiaru, natomiast dla odcieku z kompostu – 27%. Szczegółowa analiza wariancji (test F-Fishera, tab. 11) wykazała różnice w zmianie przewodności w czasie ($p < 0,001$) i równoległości zmian w czasie pomiędzy wyciągiem z substratu glebowego i wyciągiem z substratu glebowego z workiem. Siła wpływu badanego czynnika określona miarą eta-kwadrat cząstkowym (η^2) wyniosła odpowiednio: $\eta^2 = 50\%$ dla odcieku z substratu glebowego bez dodatku worka i aż - $\eta^2 = 89\%$ w odcieku z jego udziałem (tab. 11). Zatem w porównaniu do prób z wyciągiem z kompostu domowego obecność worka w wyciągu z substratu glebowego powodowała gwałtowniejsze obniżenie konduktywności w czasie niż w wyciągach z substratu glebowego bez jego dodatku.

Tabela 11. Analiza wariancji zmiany w czasie przewodności elektrolitycznej

Wariant próby	F (różnica w wartościach)	F (brak równoległości w zmianach w czasie)	η^2 -siła wpływu czynnika czasu przechowywania	F η
Kompost	54,30	0,97	0,65	10,40
Kompost + worki			0,39	3,65
Gleba	1130,00	1,00	0,50	5,62
Gleba + worki			0,89	47,40
Gleba + worki	738,00	46,60	0,89	47,40
Woda + worki			0,94	85,90
F standardowe				
Poziom istotności				
0,05	2,02	2,02		2,06
0,01	2,70	2,70		2,78
0,001	3,50	3,50		3,69

Na podstawie uzyskanych danych można stwierdzić, że przechowywanie worka BioBag® w wodnych wyciągach z kompostu domowego oraz substratu glebowego stanowiło istotny statystycznie czynnik wpływający na zmianę badanego parametru. W odciekach z substratu glebowego, w których początkowa wartość przewodności była wyższa w stosunku do odcieków z kompostu domowego, obserwowano największy spadek konduktywności w rezultacie przechowywania worka (tab. 12). Jednocześnie też czas jego przechowywania miał w tych próbach większą siłę wpływu utrzymującą się na poziomie $\eta^2 = 89\%$, podczas gdy w próbach z odciekiem z kompostu domowego wartość ta wynosiła $\eta^2 = 39\%$ (tab. 11).

Na podstawie uzyskanych wyników określono współczynniki korelacji liniowej Pearsona dla zmiany wartości pH w czasie i przewodności: wody destylowanej i wyciągów z kompostu domowego oraz substratu glebowego w obecności worka biodegradowalnego i bez

nego. Dla każdego wariantu doświadczenia określono siłę korelacji (tab. 13) na podstawie parametrów podanych w tabeli nr 10.

Tabela 12. Zestawienie wyników przewodności z 1 i ostatniego dnia badania

Parametr	Wariant próby	Woda		Odciek z kompostu		Odciek z gleby	
		1 dzień	57 dzień	1 dzień	57 dzień	1 dzień	57 dzień
pH	bez worka	6,60	6,80	7,30	7,17	6,40	6,35
	+ worek	6,60	7,90	7,30	7,97	6,40	8,02
Przewodność elektrolityczna		[μS/cm]		[mS/cm]			
	bez worka	2,00	2,10	1,80	1,75	2,20	1,80
	+ worek	2,00	7,40	1,80	1,30	2,20	1,30

Tabela 13. Zestawienie wartości korelacji (r) pomiędzy wartością pH (X) a przewodnością (Y)

Wariant próby	Wartość „r” między pH a przewodnością	Istotność p	Przedział r <-1,1>	Współczynnik $ r $	Siła korelacji
woda + worek	+ 0,218	$p = 0,545$	$r > 0$	0,218	słaba
wyciąg z kompostu	+ 0,409	$p = 0,200$	$r > 0$	0,409	przeciętna
wyciąg z kompostu + worek	- 0,942	$p < 0,001$	$r < 0$	0,942	niemal pełna
wyciąg z gleby	- 0,094	$p = 0,800$	$r < 0$	0,094	nikła
wyciąg z gleby + worek	- 0,994	$p < 0,001$	$r < 0$	0,994	niemal pełna

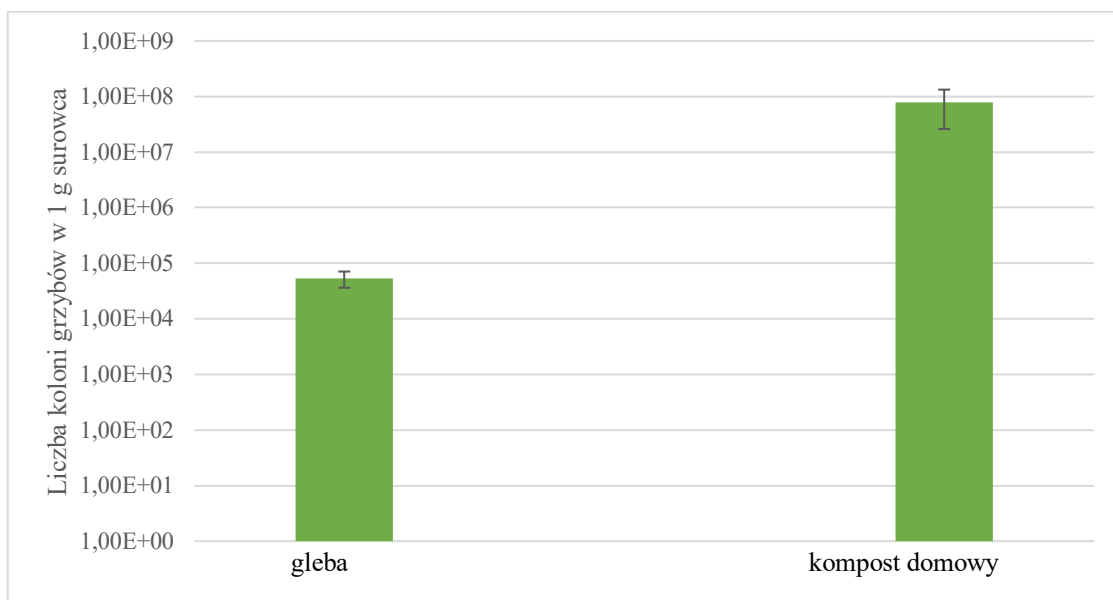
W wyciągu z kompostu domowego i substratu glebowego z dodatkiem worka BioBag® obserwowano istotną statystycznie ($p < 0,001$) korelację pomiędzy zmianą wartości pH a przewodnością. Jednocześnie zarówno w wyciągu z kompostu domowego ($r = - 0,942$) jak i substratu glebowego ($r = - 0,994$) wykazana korelacja była ujemna, a jej siła niemal pełna. W próbach bezworkowych siła zależności była nikła (odciek z substratu glebowego) lub przeciętna (odciek z kompostu domowego) i obie cechy były nieistotne statystycznie (tab. 13). W próbie w wodzie destylowanej z dodatkiem worka nie stwierdzono zależności pomiędzy badanymi parametrami. Zatem można uznać, że dodatek folii MaterBi® powoduje odwrotnie proporcjonalne zmiany konduktywności w stosunku do zmian pH w odciekach z kompostu domowego i odcieku z substratu glebowego.

5.1.3. Analiza ilościowa występowania grzybów w kompoście domowym stosowanym w pierwszym etapie badań oraz w substracie glebowym

Isolację grzybów z substratu glebowego oraz kompostu domowego prowadzono metodą rozcieńczeń na pożywce PDA oraz metodą płytek glebowych Warcupa w modyfikacji Mańki na agarze z różem bengalskim wg Martina (Mańka, 1964; Strzelczyk, 1968).

Próbki substratu glebowego zbadanego metodą rozcieńczeń zawierały $5,2 \times 10^4$ kolonii grzybów w 1 g, wśród których znacząco dominował *Aspergillus niger*, towarzyszył mu *A. terreus* oraz grzyby rodzajów *Trichoderma* i *Penicillium*. Badanie metodą Warcupa w modyfikacji Mańki potwierdziło ten wynik. W tym badaniu w próbce 1 g gleby stwierdzono ogólną liczbę grzybów na poziomie $5,36 \times 10^4$. Potwierdzono występowanie *A. niger*, *Trichoderma* spp. i *Penicillium* spp.

Badanie ogólnej liczby grzybów w kompoście domowym wykazało znacznie większą ich liczbę w porównaniu do substratu glebowego. Metoda rozcieńczeń pozwoliła na oszacowanie występowania w 1 g kompostu $7,76 \times 10^4$ kolonii, natomiast metodą Warcupa w modyfikacji Mańki uzyskano $7,95 \times 10^7$ kolonii w 1 g kompostu (wykr. 7). W składzie gatunkowym mykoflory kompostu wykrywano *A. niger*, *Trichoderma* spp. i *Penicillium* spp. oraz dodatkowo kolonie różnych drożdży i *Mucor* spp., a także inne pojedyncze, niezidentyfikowane grzybnie.

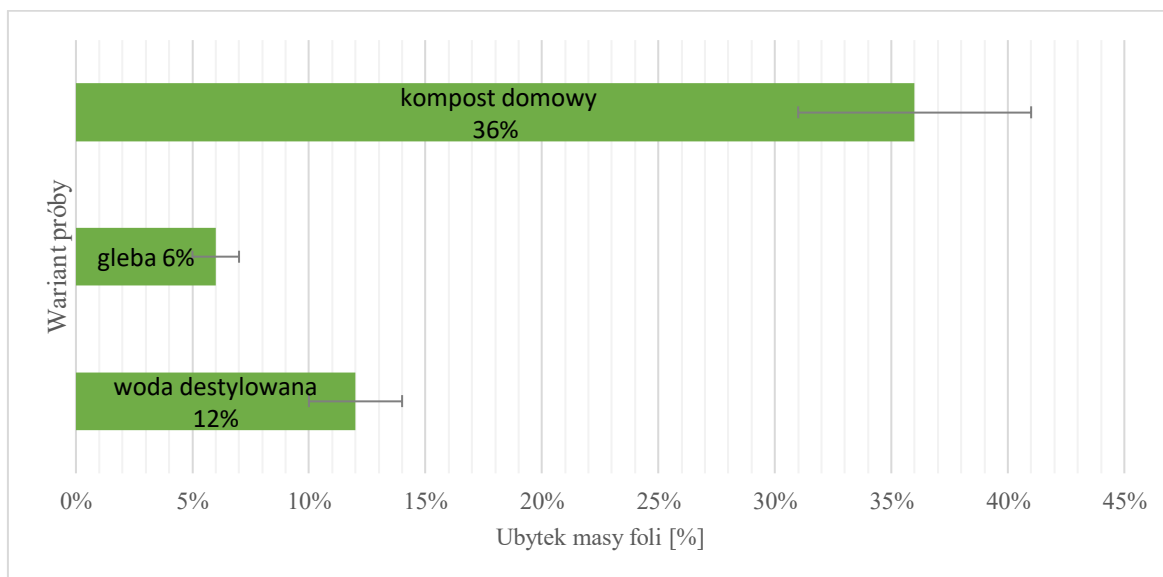


Wykres 7. Ogólna liczba grzybów w substracie glebowym i kompoście domowym; oznaczenie metodą Warcupa w modyfikacji Mańki. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

5.1.4. Ocena stopnia degradacji worka BioBag® w efekcie przechowywania go w wodzie destylowanej, wyciągu z kompostu domowego oraz wyciągu z substratu glebowego

Aby uzyskać pełniejsze zrozumienie zachodzących zjawisk w trakcie depozycji folii MaterBi® w wyciągach z kompostu domowego, substratu glebowego i w wodzie, dokonano oceny stopnia ich dezintegracji w każdym z trzech badanych środowisk. Ubytek masy oraz ocenę wyglądu worków na poziomie makro- i mikroskopowym, przeprowadzono po 6 miesiącach ich inkubacji w testowanych wyciągach z kompostu domowego, substratu glebowego i w wodzie.

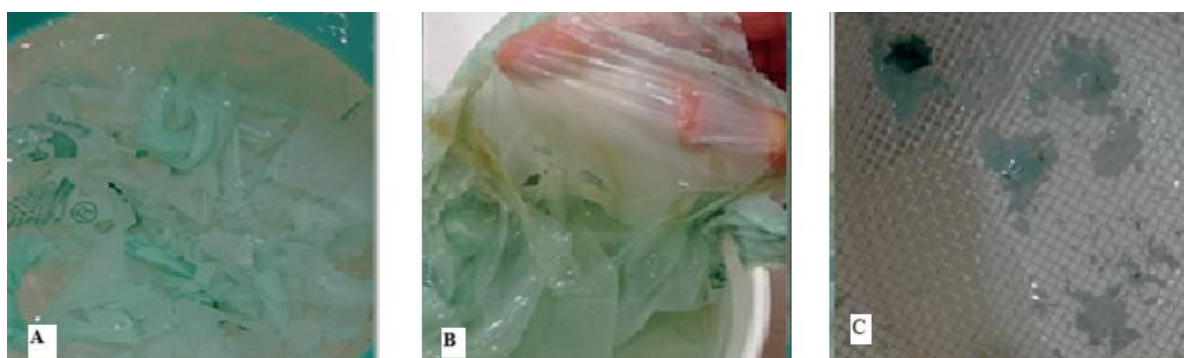
Spadek masy badanych próbek folii obserwowano w każdym z doświadczalnych środowisk. Najwyższą utratę ich masy odnotowano w próbach przechowywanych w wyciągu z kompostu domowego. W tym przypadku masa fragmentów folii w stosunku do ich masy wyjściowej spadła o 36%. Mniejszy ubytek masy obserwowano dla prób inkubowanych w wodzie. Różnica między wartością początkową a tą uzyskaną po 6 miesiącach badań wyniosła 12%. Zaskakująco niski, bo zaledwie 6% spadek masy badanej folii, zarejestrowano dla próbek inkubowanych w wyciągu z substratu glebowego (wykr. 8).



Wykres 8. Procentowy ubytek masy worka BioBag® po 6 miesiącach inkubacji w testowanych wyciągach i wodzie destylowanej. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Fotografia 9. Wygląd worków BioBag® po 6 miesiącach inkubacji w **A** w wodzie destylowanej, **B** w wyciągu z substratu glebowego, **C** w wyciągu z kompostu domowego (Fot. L. Niekraś)



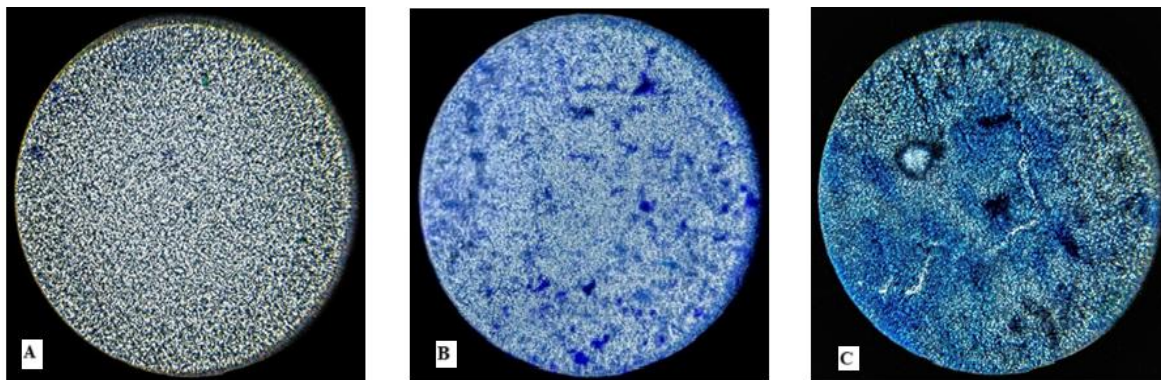
Fotografia 10. Stan worków BioBag® po 6 miesiącach inkubacji w: **A** w wodzie destylowanej, **B** w wyciągu z substratu glebowego, **C** w wyciągu z kompostu domowego (Fot. L. Niekraś)

Oceniając wygląd worków po 6 miesięcznej inkubacji w badanych wyciągach, stwierdzono, że ich przejrzystość zmieniła się w nieznacznym stopniu w wyciągu z substratu glebowego i w wodzie, natomiast w większym stopniu - w wyciągu z kompostu domowego (fot. 9, 10). Na podstawie przyjętej 4-stopniowej skali elastyczności (tab. 8) oceniono, że worek po inkubacji w wodzie destylowanej zachował słabą elastyczność w wyciągu z substratu glebowego dobrą, a w wyciągu z kompostu domowego powstałe fragmenty były kruche i rozpadające się (tab. 14) (fot. 10).

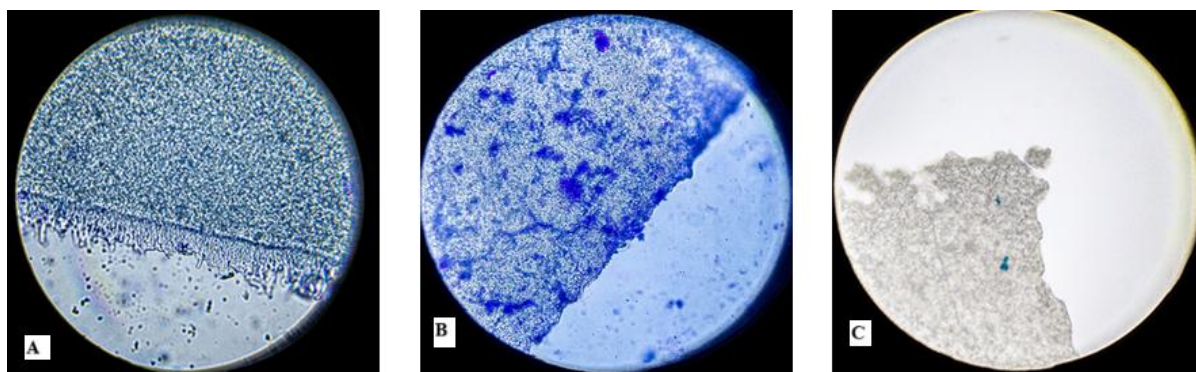
Tabela 14. Porównanie stopnia elastyczności folii MaterBi® po 6 miesiącach inkubacji

Parametr badany	Folia przed inkubacją	Folia po inkubacji w wodzie destylowanej	Folia po inkubacji w wyciągu z gleby	Folia po inkubacji w wyciągu z kompostu domowego
Stopień rozciągliwości	1 bardzo dobra elastyczność (folie trudno rozerwać)	3 słaba elastyczność (folia bardzo łatwo się rozrywa)	2 dobra elastyczność (folia łatwo się rozrywa)	4 brak elastyczności (folia kruszy się)

W doświadczeniu przeprowadzono także obserwacje mikroskopowe przy użyciu mikroskopu świetlnego. Zmiany w strukturze powierzchni testowanych worków można było dostrzec w powiększeniu 40-krotnym i 100-krotnym (fot. 11 i 12), a uzyskane obrazy stanowiły potwierdzenie makroskopowej oceny stopnia ich dezintegracji. Próbkę worków inkubowane w wodzie destylowanej, w której degradacja była możliwa głównie w drodze hydrolizy chemicznej, uległy procesowi rozluźnienia struktury (fot. 10 A).



Fotografia 11. Obraz mikroskopowy worka BioBag® po 6 miesiącach inkubacji: **A** w wodzie destylowanej, **B** w wyciągu z substratu glebowego, **C** w wyciągu z kompostu domowego (Fot. L. Niekraś)



Fotografia 12. Obraz mikroskopowy krawędzi worka BioBag® po inkubacji: **A** w wodzie destylowanej, **B** w wyciągu z substratu glebowego, **C** w wyciągu z kompostu domowego (Fot. L. Niekraś)

Makroskopowe badanie worków inkubowanych w wyciągu z substratu glebowego pokazało nieznaczne zmiany w ich wyglądzie (fot. 11 B, 12 B), nie zaobserwowano rozkładu materiału na mniejsze fragmenty. Fakt ten miał swoje odzwierciedlenie w obserwacji mikroskopowej (fot. 11 B i 12 B). Na powierzchni folii nie zaobserwowano pęknięć czy rozwarstwień. Podobnie brzegi folii nie wskazywały na zachodzenie procesów erozji. Równocześnie zastosowanie barwnika – błękitu metylenowego, w celu lepszego uwidocznienia potencjalnych zmian w strukturze inkubowanego materiału, nie ujawniło występowania znacznych spękań lub nieciągłości folii. Na brzegach widoczne były jedynie bardzo niewielkie zmiany sugerujące początek rozkładu.

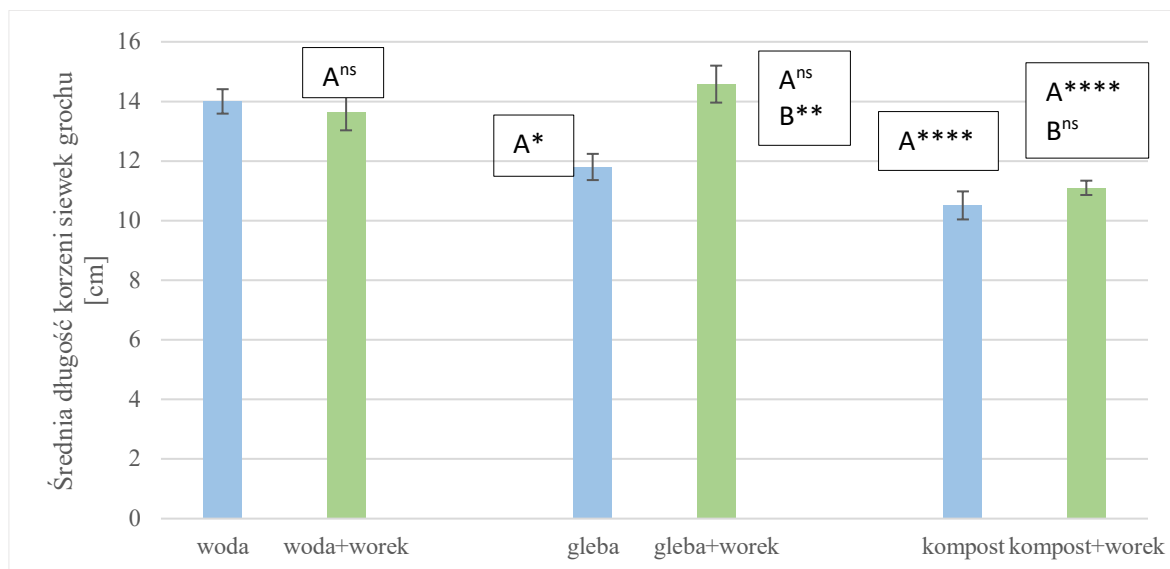
Z kolei badanie worka wyjętego z wyciągu z kompostu domowego wykazało znaczną degradację materiału (fot. 10 C i 11 C). Worek uległ fragmentacji, co potwierdził obraz mikroskopowy, na którym widoczne były pęknięcia i ubytki, zarówno w środku tworzywa jak i na jego brzegach (fot. 11 C i 12 C).

5.1.5. Wpływ zmian powstałych w efekcie przechowywania worka BioBag® w wodzie destylowanej oraz wyciągach z kompostu domowego i substratu glebowego na wzrost i rozwój *Pisum sativum* L.

W kolejnym doświadczeniu sprawdzono, czy zmiany powstałe w wyciągach z kompostu domowego i substratu glebowego oraz w wodzie destylowanej na skutek przechowywania w nich worka BioBag® miały wpływ na wzrost i rozwój roślin. W tym celu założono hydroponiczne uprawy *P. sativum*, przy czym równolegle do prób badawczych prowadzono uprawy kontrolne: w wodzie destylowanej oraz wyciągach z substratu glebowego i kompostu domowego, bez wcześniejszego przechowywania w nich worka BioBag®. Uprawy prowadzono w warunkach kontrolowanych w fitotronie. Po 14 dniach wykonano pomiary biometryczne badanych roślin, które obejmowały: pomiar długości korzeni i pędów, liczby liści właściwych oraz określenie suchej masy części podziemnych i nadziemnych.

Dowodzono, że istotnie ($p < 0,0002$) najkorzystniejsze warunki dla **wzrostu korzeni** panowały w wodzie, następnie w wyciągu z substratu glebowego i wyciągu z kompostu domowego. Średnie ich długości wynosiły odpowiednio 14,00 cm, 11,80 cm oraz 10,51 cm (wykr. 9). Jednocześnie przeprowadzona analiza wariancji uzyskanych wyników wykazała, że: **(a)** względem kontroli wodnej, siewki grochu wzrastające w wyciągu z kompostu domowego miały istotnie statystycznie ($p < 0,0005$) krótsze korzenie, o 3,50 cm (czyli o 25%); sześciomiesięczne inkubowanie w nich worków wpłynęło nieistotnie statystycznie stymulująco na wzrost korzeni względem korzeni siewek uprawianych w odcieku z kompostu bez dodatku worka oraz istotnie statystycznie ($p < 0,0008$) hamująco względem korzeni siewek grochu uprawianych w wodzie, (korzenie były krótsze o 2,90 cm, tj. o 20%); **(b)** względem kontroli wodnej, siewki grochu wzrastające w wyciągu z substratu glebowego miały istotnie statystycznie ($p < 0,02$) krótsze korzenie, o 2,20 cm (tj. o 15,7%); natomiast 6-miesięczne inkubowanie w nich worków przyczyniło się do istotnej statystycznie ($p < 0,004$) stymulacji ich wzrostu w porównaniu do siewek uprawianych w wyciągu z substratu glebowego bez worka, korzenie były dłuższe średnio o 2,78 cm, i nieistotnej statystycznie stymulacji w porównaniu do kontroli wodnej. Uwagę zwraca fakt najslabszego wzrostu korzeni w wyciągu z kompostu domowego zarówno w wariantach bez dodatku worka, jak i z jego udziałem. Jednoczynnikowa

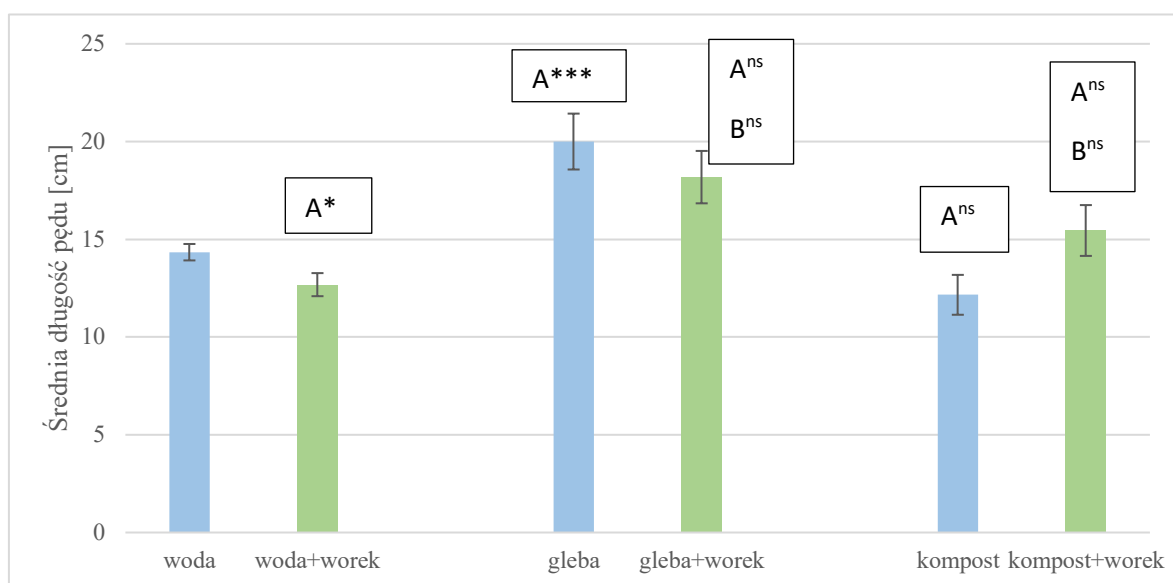
analiza wariancji dla zmienności **długości pędów** roślin grochu wykazała, że w przeciwieństwie do korzeni, istotnie ($p < 0,0002$) najkorzystniejsze warunki do ich rozwoju panowały w wyciągu z substratu glebowego, następnie w wodzie i wyciągu z kompostu domowego. Mierzone średnie długości pędów wynosiły odpowiednio 20,40 cm, 14,34 cm i 12,16 cm (wykr. 10).



Wykres 9. Wpływ obecności worka BioBag® w wodzie destylowanej, wyciągu z substratu glebowego oraz kompostu domowego, na długość korzeni roślin *P. sativum*. Literka **A** – określa różnice danej grupy względem grupy kontrolnej prowadzonej dla wody; **B** – oznacza międzygrupowe różnice między ich wariantami z dodatkiem i bez dodatku worka BioBag®; indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność (ANOVA): * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$; ns – brak istotności $p > 0,05$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

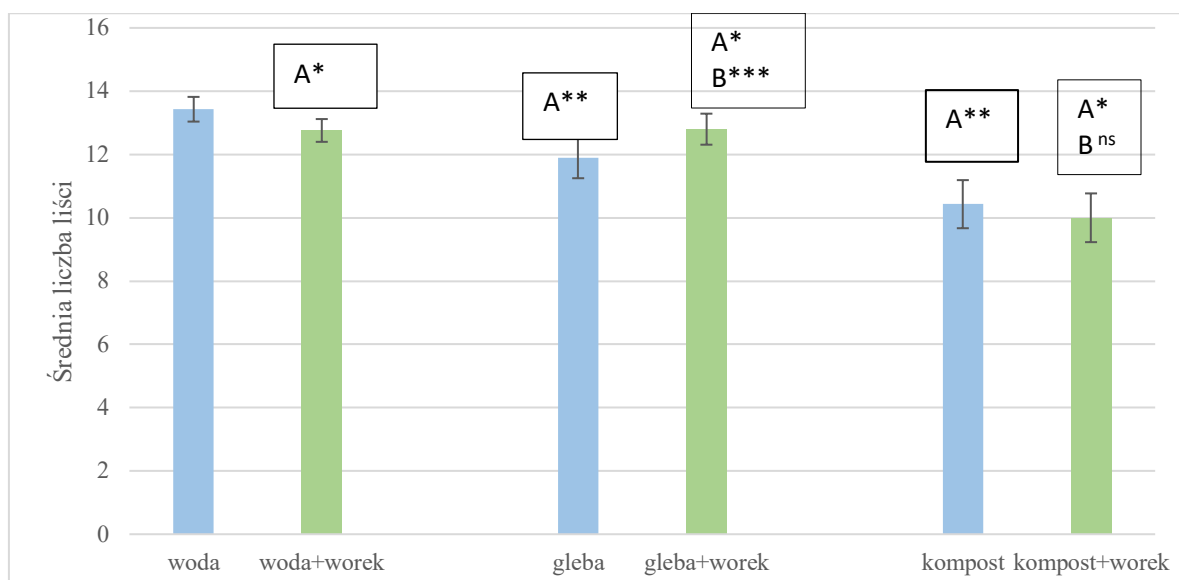
Szczegółowa analiza wariancji przeprowadzona dla tych rezultatów dowiodła, że: **(a)** w porównaniu do kontroli wodnej siewki grochu wzrastające w wodzie z dodatkiem worka miały istotnie statystycznie ($p < 0,03$) krótsze pędy, o 1,66 cm; **(b)** w porównaniu do kontroli wodnej siewki grochu wzrastające w wyciągu z kompostu domowego miały nieistotnie statystycznie krótsze pędy, jednocześnie 6-miesięczna inkubacja worka wywołała również nieistotną statystycznie stymulację ich wzrostu w stosunku do długości pędów roślin wzrastających w wodzie oraz długości pędów grochu uzyskanych w wyciągu z kompostu bez dodatku worka; **(c)** w porównaniu do kontroli wodnej siewki grochu wzrastające w odcieku z substratu glebowego miały istotnie statystycznie ($p < 0,001$) dłuższe pędy, o 5,66 cm (tj. o 39,5%); natomiast 6-miesięczna inkubacja worka miała na tę cechę nieistotny statystycznie hamujący wpływ zarówno względem długości pędów wyrosłych w wodzie, jak również względem długości pędów grochu wyrosłych w wyciągu z gleby bez worka.

Obecność worka w wyciągu z kompostu domowego wykazuje tendencję pozytywnego wpływu na wzrost wydłużeniowy pędów grochu w porównaniu do wzrostu obserwowanego próbach kontrolnych (wykr. 10), aczkolwiek wyniki te nie są istotne statystycznie.



Wykres 10. Wpływ obecności worka BioBag® w wodzie destylowanej, wyciągu z substratu glebowego oraz kompostu domowego, na długość pędu *P. sativum*. Literka **A** – określa różnice danej grupy względem grupy kontrolnej prowadzonej dla wody; **B** – oznacza międzygrupowe różnice między ich wariantami z dodatkiem i bez dodatku worka BioBag®; indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność (ANOVA): * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$; ns – brak istotności $p > 0,05$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Wyniki analizy wariancji potwierdziły występowanie istotnych różnic pomiędzy średnią liczbą liści grochu rosnącego w próbach kontrolnych oraz średnią liczbą liści grochu rosnącego w próbach badawczych. Dowiedziono ($p < 0,003$), że najbardziej sprzyjające warunki dla rozwoju liści były – tak jak w przypadku korzeni – w wodzie, następnie w wyciągu z substratu glebowego i z kompostu domowego. Obserwowana ich średnia liczba wynosiła odpowiednio 13,43; 11,90 i 10,43 sztuk. Stwierdzono ponadto, że wcześniejsza inkubacja worka miała istotny statystycznie ($p < 0,01$) wpływ na badaną cechę oraz że jego obecność w wodzie destylowanej i wyciągu z substratu glebowego wywoływała w siewkach badanej rośliny podobny efekt: średnia liczba liści wynosiła odpowiednio 12,76 i 12,80 sztuk. W tych wariantach obserwowano także występowanie istotnych statystycznie różnic pomiędzy próbami badawczymi i odpowiadającymi im próbami kontrolnymi. Wykazano, że w wyciągu z substratu glebowego obecność folii miała istotnie ($p < 0,03$) pozytywny wpływ na rozwój liści, natomiast w wodzie destylowanej odwrotnie – istotnie ($p < 0,0005$) negatywny wpływ. Istotnych statystycznie różnic nie wykazano w wyciągu z kompostu domowego z inkubowanym wcześniej workiem a odpowiadającymi im „bezworkowymi” próbami kontrolnymi (wykr. 11).



Wykres 11. Wpływ obecności worka BioBag® w wodzie destylowanej, wyciągu z substratu glebowego oraz kompostu domowego, na liczbę liści *P. sativum*. Literka **A** – określa różnice danej grupy względem grupy kontrolnej prowadzonej dla wody; **B** – oznacza międzygrupowe różnice między ich wariantami z dodatkiem i bez dodatku worka BioBag®; indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność (ANOVA): * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$; ns – brak istotności $p > 0,05$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Porównując długości korzeni, pędów i liczbę liści siewek grochu rosnących we wszystkich testowanych warunkach można stwierdzać, że ich wzrost i rozwój zależał od:

- rodzaju środowiska,
- czynnika badawczego, przy czym wielomiesięczne przechowywanie worka biodegradowalnego czy ewentualne uwalnianie się z niego substancji powodowało:
 - w wyciągu z kompostu domowego – zwykle brak negatywnego działania na wszystkie badane cechy,
 - w wyciągu z substratu glebowego – stymulowanie wzrostu części korzeniowej oraz rozwój liści, natomiast spowolnienie wzrostu pędów,
 - w wodzie destylowanej – powodowało słabszy rozwój wszystkich badanych organów roślinnych.

Uzyskane wyniki pomiarów **suchej masy** części podziemnej i nadziemnej roślin grochu zwyczajnego (tab. 15) nie wykazały istnienia istotnych statystycznie różnic pomiędzy roślinami rosnącymi w „workowych” próbach z wodą i wyciągiem z kompostu domowego a ich „bezworkowymi” odpowiednikami. Istotne statystycznie różnice ($p < 0,05$) ujawniono jedynie dla suchej masy korzeni i suchej masy części nadziemnych roślin rosnących w wyciągu z substratu glebowego z dodatkiem worka w porównaniu do „bezworkowej” kontroli. Obecność worka wpłynęła dodatnio na suchą masę korzeni, zaś ujemnie na masę części nadziemnych.

Sucha masa korzeni w tym wariantcie badawczym była o 17,80% większa względem próby kontrolnej, a z kolei masa części nadziemnych była o 10,80% od niej mniejsza.

Tabela 15. Wpływ obecności worka BioBag® w wodzie destylowanej, wyciągu z substratu glebowego oraz kompostu domowego, na procentową zawartość suchej masy części podziemnych i nadziemnych roślin *P. sativum*

Wariant doświadczenia	Sucha masa organów grochu po 14 dniach hodowli				
	Korzenie		Pędy		Cała roślina (suma)
	[g]	[%]	[g]	[%]	[g]
Woda	1,89	37,13	3,20	62,87	5,09
Woda+work	1,93 (A ^{ns})	39,53	2,97 A ^{ns}	60,47	4,90
Gleba	1,78 (A ^{ns})	37,71	2,94 (A ^{**})	62,29	4,72
Gleba+work	2,31 (A*, B ^{**})	44,42	2,89 (A ^{**} , B ^{ns})	55,58	5,20
Kompost	1,55 (A*)	46,13	1,81 (A ^{**})	53,87	3,36
Kompost+work	1,96 (A ^{ns} , B ^{ns})	46,67	2,24 (A ^{**} , B ^{ns})	53,33	4,20

5.2. Wyniki badań terenowych

5.2.1. Ocena kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 6 miesięcy kompostowania

W przeprowadzonym doświadczeniu frakcję bioodpadów skierowanych do kompostowania w termokompostowniku stanowiły starannie wyselekcjonowane odpady domowe, wyłączając z nich pozostałości po posiłkach, kości, mięso, ryby, marynaty octowe, nabiał, a także spleśniałe owoce i nieumyte skórki po owocach cytrusowych. Po upływie 6 miesięcy kompostowania przeprowadzono organoleptyczną ocenę ich stabilności oraz dojrzałości w oparciu o wybrane wskaźniki fizyko-chemiczne zawarte w normie BN-89/9103-09 (Wasik, 1989/2015).

Wykazano, że **komposty domowe (K)** (fot. 13 A) i **komposty składające się z 50% surowca gromadzonego w workach BioBag® i 50% surowca gromadzonego luzem (K1)** (fot. 14 B) spełniały kryteria dojrzałości opisane normą BN-89/9103-09 (Wasik, 1989/2015). Oznacza to, że miały barwę czarną, zapach świeżej ziemi ogrodowej oraz strukturę gruzelkowatą i sypką, a materiał swobodnie przesiano na sicie o oczkach wielkości 5 mm.



Fotografia 13. Badane komposty po 6 miesiącach kompostowania: A – kompost K, B – komposty K1, C – kompost K2 (Fot. L. Niekraś)

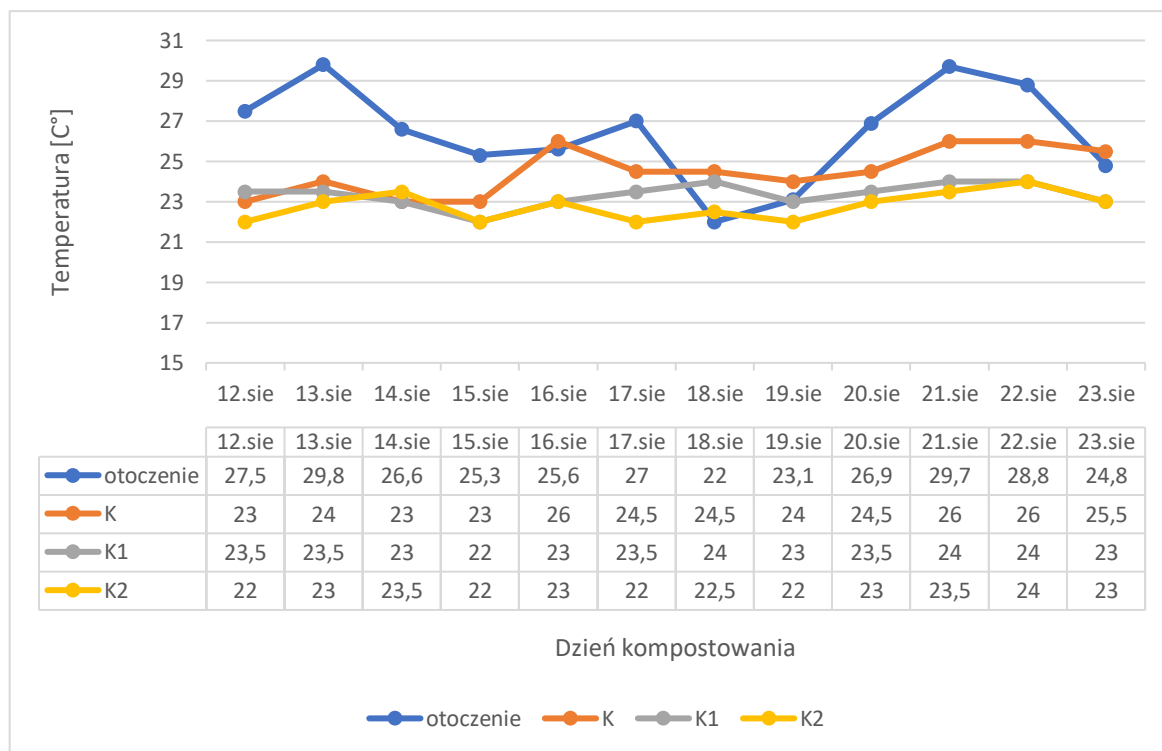
W przeciwieństwie do nich **komposty** uzyskane **z surowców w całości składowanych w workach (K2)** (fot. 13 C) miały strukturę zbitą i gliniastą, a próba przesiania ich przez sito o rozmiarze oczek 5 mm nie powiodła się. Dodatkowo po ściśnięciu próbki w dłoni obserwowano stosunkowo swobodne wypływanie cieczy. Zastrzeżeń nie wzbudzała ich czarna barwa i zapach bardzo wilgotnej ziemi, niebędący zapachem zagniwania. W obu kompostach z udziałem worków (K-1 – fot. 13 B i K-2 – fot. 13 C) obserwowano fragmentację folii MaterBi® wywołaną czynnikami abiotycznymi i biotycznymi, w tym przerzucaniem pryzmy (siły mechaniczne), dopływem tlenu i wody oraz ciepłem generowanym przez obecne w pryzmie mikroorganizmy i prowadzone przez nie procesy. Liczne drobne fragmenty o różnej wielkości uległy rozproszeniu w pryzmie. W kompoście K2, ze względu na wyższą koncentrację folii, można było zaobserwować więcej jej fragmentów (fot. 13 C).

W trakcie doświadczenia w badanych kompostach monitorowano zmianę temperatury w ciągu 12 dni poprzedzających pobranie prób do analiz jakościowych (wykr. 12). Kompost uznaje się za stabilny, kiedy przez 10 dni temperatura w pryzmie nie ulega znacznym wahaniom i jej wysokość zbliżona jest do temperatury otoczenia (Kałuża-Hałady, 2020).

We wszystkich badanych kompostach w okresie prowadzenia pomiarów odnotowywano temperaturę zbliżoną do temperatury otoczenia. Jednocześnie obserwowane wahania temperatury otoczenia nie wpływały istotnie na zmianę temperatury w doświadczalnych termokompostownikach. Różnica pomiędzy najwyższą (29,8°C) a najniższą temperaturą otoczenia (22°C) wynosiła 7,8 stopnia, podczas gdy w kompoście domowym (K) wahania temperatury wynosiły $\pm 3^{\circ}\text{C}$, w kompoście K1 - $\pm 2^{\circ}\text{C}$ i w kompoście K2 - $\pm 2^{\circ}\text{C}$ (wykr. 12). Z uwagi na okres letni przypadający na prowadzone pomiary można sądzić, że plastikowe, zamykane od góry termokompostowniki ulegały całodziennemu

nagrzewaniu i nocną porą nie wychładzały się na tyle, by dochodziło w nich do znacznych spadków temperatury.

W trakcie 12-dniowych pomiarów najniższą temperaturę (22°C) odnotowano w próbach K2, co również może mieć związek z obserwowanym w nich najwyższym nawilżeniem.



Wykres 12. Zmiany temperatury w kompostach doświadczalnych i otoczeniu

Analizę jakościową testowanych kompostów wykonano w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Opolu po pierwszych 6 miesiącach od rozpoczęcia doświadczenia (tab. 16). Wykazano, że po tym czasie komposty K i K1 charakteryzowały się podobną **zawartością substancji organicznej** wynoszącą odpowiednio 31,23% i 30,73%. W kompoście K2 ilość materii organicznej była istotnie różna ($p < 0,01$) od pozostałych wariantów i wynosiła 42,76%. Była ona o 11,63 punktu procentowego wyższa w porównaniu do kompostu K, i o 12,03 w porównaniu do kompostu K1. Oznacza to, że w materiale z kompostu K2 było jej o 37% więcej względem K i 39% więcej względem K1. Zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 18 czerwca 2008 r. w sprawie wykonania niektórych przepisów ustawy o nawozach i nawożeniu (Dz. U. z 2008 r., nr 119, poz. 765) wszystkie trzy kategorie doświadczalnych kompostów spełniały kryterium w zakresie minimalnej ilości materii organicznej na poziomie co najmniej 30%.

Procentowy udział **azotu (N)**, **fosforu (P)**, **potasu (K)** w kompoście domowym (K) wynosił odpowiednio: 0,34, 0,33 i 0,83; w kompoście K1: 0,32, 0,24 i 0,62. W przypadku

kompostu K2, w którym wszystkie odpady składowane były w workach BioBag®, procentowe zawartości N, P, K osiągnęły poziom odpowiednio 0,37, 0,13 oraz 0,40.

Tabela 16. Analiza jakościowa testowanych kompostów po 6 miesiącach trwania procesu kompostowania.

Rodzaj podłoża	Bezworkowy kompost domowy (K)	50% workowy kompost domowy (K1)	100% workowy kompost domowy (K2)
Parametr	Średnia ± błąd statystyczny	Średnia ± błąd statystyczny	Średnia ± błąd statystyczny
Sucha masa [%]	49,2 ± 1,89	51,6 ± 4,40	27,6 ± 1,77
Zasolenie [g/dm ³]	2,68 ± 0,09	2,13 ± 0,11 ^{A**}	1,74 ± 0,16 ^{A**, B*}
pH	8,40 ± 0,10	7,55 ± 0,06 ^{A**}	7,88 ± 0,13 ^{A*}
N org. [%]	0,34 ± 0,05	0,32 ± 0,01	0,37 ± 0,06
P ₂ O ₅ [%]	0,33 ± 0,05	0,24 ± 0,01	0,13 ± 0,03 ^{A**, B*}
K ₂ O [%]	0,83 ± 0,04	0,62 ± 0,11	0,40 ± 0,05 ^{A***}
Mg [%]	0,20 ± 0,02	0,17 ± 0,02	0,08 ± 0,01 ^{A***, B**}
Substancja org. [%]	31,2 ± 1,92	30,7 ± 1,99	42,8 ± 5,0 ^{A***, B***}
Stosunek C/N	31,6 ± 5,76	30,2 ± 2,39	84,2 ± 9,55 ^{A*, B**}

Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy jednoczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litery wskazują: **A** na różnice pomiędzy grupami (w wierszu) K a K1/ K2; litera **B** na różnice pomiędzy K1 i K2. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był $p > 0,05$. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$

Wiedząc, że dla nawozów organicznych, w tym kompostów, wymagane zawartości N, P, K wynoszą nie mniej niż odpowiednio: 0,30, 0,20 oraz 0,2% (Dz. U. z 2008 r., nr 119, poz. 765), można stwierdzić, że kompost K spełnił wszystkie kryteria. Podobnie kompost K1. Dla kompostów K2 procentowa zawartość N i K także osiągnęła wymaganą wartość, czego nie obserwowano już w przypadku zawartości fosforu. Oznaczona zawartość tego pierwiastka wyniosła 0,13% i była niższa od wymaganego w Rozporządzeniu (Dz. U. z 2008 r., nr 119, poz. 765) o 35%.

Analiza statystyczna nie wykazała istotnych statystycznie różnic w **zawartości azotu** pomiędzy badanymi próbkami. Jednocześnie wszystkie próby cechowały się niewysoką zawartością tego pierwiastka, mieszczącą się w przedziale między 0,32 a 0,37% (tab. 16).

Biorąc pod uwagę procentowy **udział fosforu**, wykazano istotne statystycznie różnice między kompostem K2 a pozostałymi kompostami (K i K1). Kompost K zawierał 0,33%

fosforu, K1 0,24%, a K2 0,13% fosforu w postaci P_2O_4 . Najwyższą istotną statystycznie różnicę odnotowano pomiędzy zawartością tego pierwiastka w kompostach K2 i K ($p<0,01$), niższą dla K2 i K1 ($p<0,04$). Tym samym w kompoście K2 ilość fosforu była o 60% niższa w stosunku do kompostu kontrolnego K i o 45% w stosunku do kompostu K1.

Przeprowadzona analiza wariancji dla procentowej zawartości **potasu** w postaci tlenku potasu wykazała istotną statystycznie różnicę między zawartością potasu w kompostach K2 i K ($p<0,001$). Dla K2 odnotowano 51% niższą zawartość tego pierwiastka niż w kompoście K, jednak wciąż był to wysoki poziom stanowiący dwukrotną wartość wskazaną w Rozporządzeniu ($>0,2\%$) dla nawozów organicznych (tab. 16).

Procentowy **udział suchej masy** w badanych próbach po 6 miesiącach kompostowania wynosił odpowiednio: dla kompostu K – 49,2%, kompostu K1 – 51,63% i dla kompostu K2 – 27,6%. Przeprowadzona analiza wariancji dla tego parametru nie wykazała istotnych statystycznie różnic pomiędzy badanymi kompostami (tab. 16).

Po 6 miesiącach kompostowania **stopień uwodnienia/wilgotność** poszczególnych kompostów wynosił: dla kompostu K – 50,8%, kompostu K1 – 48,37% i dla kompostu K2 – 72,4% (tab. 16).

Stopień zasolenia badanych kompostów mieścił się w granicach od 1,74 g/dm³ do 2,68 g/dm³. Najniższe zasolenie odnotowano w kompoście K2, nieco wyższe w kompoście K1 i najwyższe w kompoście bezworkowym – K. Przeprowadzona analiza wariancji dla tego parametru wykazała istotne statystycznie różnice pomiędzy uzyskanymi wynikami. W kompoście K1 stopień zasolenia był o 20% niższy względem kontroli ($p<0,02$), w kompoście K2 o 18% niższy względem K1 ($p<0,05$) oraz o 35% od K ($p<0,002$) (tab. 16).

Po upływie 6 miesięcy **wartość pH** we wszystkich badanych kompostach miała odczyn zasadowy, w kompoście K pH wynosiło 8,4, w kompoście K1 – 7,55, a w kompoście K2 – 7,88. Przeprowadzona analiza wariancji wykazała istotne statystycznie różnice pomiędzy średnią wartością pH mierzoną w kontrolnym kompoście domowym (K) a średnią wartością pH mierzoną w jego workowych odpowiednikach (K1 oraz K2). Wyższą istotną statystycznie różnicę obserwowano między K a K1 (poziom istotności $p<0,002$), niższą między K a K2 ($p<0,032$) (tab. 16).

Obserwowana różnica w **proporcji C:N** pomiędzy kompostem K2 a pozostałymi dwoma kompostami (K i K1) była istotna statystycznie ($p<0,01$). Uzyskany wynik dla dwóch ostatnich był podobny i wynosił odpowiednio 30,2 i 31,6. Natomiast w kompoście K2 iloraz C:N wynosił 84,18. Oznacza to, że na 1 jednostkę azotu przypadały aż 84 jednostki węgla (tab. 16).

Procentowa **zawartość magnezu** w kompoście K wynosiła 0,2%, w K1 – 0,17%, a w kompoście K2 – 0,08% (tab. 16). Zawartość tego pierwiastka oznaczona dla kompostu K2 była istotnie niższa w porównaniu do kompostu K1 ($p < 0,003$) oraz kompostu bezworkowego K ($p < 0,001$). W pierwszym przypadku wartość była niższa o 0,09%, co dawało o 53% mniejszą zawartość tego pierwiastka, natomiast w drugim różnica wyniosła 0,12 i odpowiadała 60% niższej jego zawartości w kompostowanym materiale (tab. 16).

Aby ocenić siłę związku między zmienną niezależną (obecność worków) a zmienną (zależną), w tym zasolenie, pH, N_{org} , P_2O_5 , K_2O , Mg, udział substancji organicznej oraz zależność C/N, obliczono wartość współczynnika η^2 – eta kwadrat (tab. 17).

Tabela 17. Siła wpływu worków BioBag® na parametry jakościowe badanych kompostów

Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowanie worków BioBag® w kompoście) na wybrane cechy testowanych kompostów (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)								
Parametr	Zasolenie	pH	N_{org}	P_2O_5	K_2O	Mg	Sub.org.	C/N
Wariant próby								
K-K1	78%	93%*	2,65%	36%	43%	27%	0,80%	1,20%
K1-K2	66%	50%	48%	74%	44%	76%	96%	90%
K-K2	92%	74%	40%	65%	92%	86%	97%	85%

* na czerwono oznaczono wartości o wysokiej sile wpływu

Na podstawie powyższego można stwierdzić, że czynnik w postaci worków BioBag® obecny w kompoście K2 lub K1 miał wpływ na następujące cechy kompostów:

- poziom zasolenia – obecność worków przyczyniała się do spadku zasolenia w porównaniu do kompostów kontrolnych K;
- wartości pH – komposty z udziałem worków miały niższe pH w porównaniu do kompostów kontrolnych K;
- procentową zawartość fosforu oraz magnezu – zwiększający się udział worków w kompoście prowadził do obniżenia ilości obu pierwiastków w porównaniu do kompostów kontrolnych K;
- ilości substancji organicznej w kompoście K2 – składowanie wszystkich odpadów organicznych przy pomocy worków powodowało wzrost jej zawartości w porównaniu do kompostów bezworkowych K i z mniejszym ich udziałem w K1;
- proporcji C/N – ich obecność uniemożliwiała ustalenie się proporcji C/N na poziomie sprzyjającym procesom kompostowania w kompoście K2.

5.2.2. Klasy testowanych kompostów na podstawie kryteriów określonych Normą BN-89/9103-09

Na podstawie uzyskanych wyników badane komposty zakwalifikowano do jednej z trzech klas kompostów powstających z odpadów domowych, których szczegółowe kryteria określa norma BN-89/9103-09 (Wasik, 1989/2015) (tab. 18).

Tabela 18. Klasy doświadczalnych kompostów na podstawie normy BN-89/9103-09

Parametr	Klasy kompostów wg BN-89/9103-09					Klasy doświadczalnych kompostów K – kontrolny, K1 – 50% workowy, K2 – 100% workowy					
	kl. I		kl. II		kl. III						
	drobny	gruby	drobny	gruby	----	K wynik	kl.	K1 wynik	kl.	K2 wynik	kl.
Wielkość cząstek [mm]	0 - 15	15- 25	0 - 15	15-25	0-40	0-15	I	0-15	I	---	P.K*
pH	6,5–8,0	6,5-8,0	6,5-8,0	6,5-8,0	6,0-9,0	8,4	III	7,6	I	7,9	I
Wilgotność [%]	25 - 40	25-40	25-40	25-40	50	50	III	48	III	72	P.K
Sub.org [%]	>40	>40	30-40	30-40	>20	31,2	II	30,7	II	42,8	I
N_{org} [%]	>0,8	>0,8	0,6-0,8	0,6-0,8	>0,3	0,34	III	0,32	III	0,37	III
P₂O₅ [%]	>0,6	>0,6	0,4-0,6	0,4-0,6	>0,3	0,33	III	0,24	III	0,13	III
K₂O [%]	>0,2	>0,2	0,1-0,2	0,1-0,2	0,1	0,83	I	0,62	I	0,40	I
Szkło [%]	<0,5	<0,5	0,5-1,0	0,5-1,0	<2,0	0,00	I	0,00	I	0,00	I

* P.K – oznacza poza klasą

Zgodnie z normą BN-89/9103-09, otrzymane komposty zakwalifikowano do klas od I do III w zależności od parametru, który rozpatrywano. Kompost K w większości ocen zaliczono do klasy III, kompost K1 – do klasy I, natomiast oceny kompostu K2 pozwalały także zaliczyć go do klasy I, z zastrzeżeniem, że niektóre parametry były poza klasą (P.K) (tab. 18).

5.2.3. Ocena kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 9 miesięcy kompostowania

Ponieważ po 6 miesiącach kompostowania w kompostach K2 wykazano największą dysproporcję w stosunku C:N oraz zbyt niski poziom fosforu, analizy jakościowe powtórzono po upływie kolejnych 3 miesięcy. Wyniki porównano z wynikami otrzymanymi po 6 miesiącach kompostowania (tab. 19). Jednocześnie przeprowadzona analiza wariancji pozwoliła wykazać występowanie pomiędzy nimi istotnych statystycznie różnic.

Tabela 19. Porównanie jakości kompostów K2 po 6 i 9 miesiącach kompostowania

Parametr	Sucha masa [%]	Zasolenie [g/dm ³]	pH	N org. [%]	P ₂ O ₅ [%]	K ₂ O [%]	Mg [%]	Subst. org. [%]	Stosunek C/N
Czas kompostowania									
6 miesięcy	27,60 ±1,77	2,07 ±0,31	7,88 ±0,13	0,37 ±0,06	0,13 ±0,03	0,40 ±0,05	0,08 ±0,01	42,76 ±5,00	84,18 ±9,55
9 miesięcy	30,90 ±0,25	2,00 ±0,15	7,83 ±0,28	0,57 ±0,01	0,21 ±0,006	0,31 ±0,004	0,14 ±0,02	46,20 ±1,60	64,30 ±1,85
Zmiana*	↑3,30	↓ 0,70	↓0,05	↑ 0,20	↑ 0,08	↓0,11	↑ 0,06	↑3,44	↓19,90

* oznaczenie: ↑ – wskazuje na wzrost wartości ↓ – wskazuje na spadek wartości w kompoście 9-miesięcznym w porównaniu do kompostu 6-miesięcznego

Po kolejnych 3 miesiącach trwania procesu kompostowania w kompoście K2 nastąpił wzrost procentowej zawartości magnezu o 75% ($p < 0,05$), azotu organicznego o 54% ($p < 0,01$) oraz fosforu (P₂O₅) o 61% ($p < 0,04$) w stosunku do ich wcześniejszych wartości. W badanym materiale odnotowano także nieistotny statystycznie wzrost suchej masy o 3,3%, co oznaczało spadek wilgotności z 72,4% do 69,1%. Obserwowano też nieistotny statystycznie wzrost substancji organicznej o 3,44% oraz nieznaczny spadek wartości pH i zasolenia (o 0,7 g/dm³) (tab. 19).

Iloraz C:N uległ wyraźnemu zawężeniu do wartości bliskiej 64, jednak różnica ta była nieistotna statystycznie ($p < 0,07$) i wciąż daleka od wartości wskazującej na dojrzałość kompostu. Niezależnie od wyników jakościowych przeprowadzona ocena organoleptyczna kompostów pozwala zakwalifikować je do kompostów dojrzałych. Miały one kolor czarny i zapach świeżej ziemi ogrodowej. W kompostach K1 fragmenty worków były niewidoczne. Natomiast we wszystkich kompostach K2 przeciwnie – obserwowane były drobne fragmenty worków BioBag®. Pomimo to w ocenie potencjalnych użytkowników tak wyglądający kompost zostałby wykorzystany jako dodatek do gleby ogrodowej (tab. 19).

5.2.4. Wyniki badań ogrodniczych kompostów domowych wyprodukowanych z udziałem worków BioBag® i bez nich po upływie 9 miesięcy kompostowania

W celu uzyskania informacji na temat ilości substancji odżywczych dostępnych dla roślin, dla badanych kompostów wykonano analizy ogrodnicze. Uzyskane wyniki przedstawiono w tabeli 21 wraz z zakresem wymagań sugerowanym dla poszczególnych parametrów w podłożach uprawnych stosowanych dla większości roślin.

Najwyższą istotną statystycznie różnicę w wartości pH wykazano dla K1 i K2 ($p < 0,001$), następnie dla K i K1 ($p < 0,005$) oraz K i K2 ($p < 0,03$). Wyższą wartość pH obserwowano w kompoście K2 – 7,85, następnie w kompoście K – 7,70, a najniższą w kompoście K1 – 7,33 (tab. 20). Analiza statystyczna wartości zasolenia wykazała istotne statystycznie różnice między kompostem bezworkowym a jego workowymi odpowiednikami na poziomie $p < 0,004$ w przypadku kompostu K1 i na poziomie $p < 0,0002$ z kompostem K2. Najwyższe zasolenie odnotowano w kompoście K1 ($3,42 \text{ g/dm}^3$), a najniższe w kompoście K ($1,45 \text{ g/dm}^3$) (tab. 20).

W każdym z badanych kompostów odnotowano większą zawartość azotu azotanowego (N-NO_3) w porównaniu do azotu amonowego (N-NH_4). Obliczony stosunek N-NH_4 do N-NO_3 wynosił odpowiednio: 0,45 w kompoście bezworkowym, 0,24 w kompoście K1 i 0,39 w kompoście K2. Zgodnie z tym, co podają Gusiatin i Kulikowska (2012), jeśli stosunek $\text{N-NH}_4/\text{N-NO}_3$ jest mniejszy od 1, to kompost uznaje się za dojrzały. Zatem w świetle tej wiedzy oraz faktu, że początkowe fazy kompostowania charakteryzują się wysokim stężeniem formy amonowej spadającej w fazie dojrzewania, i wzrastającym stężeniem formy azotanowej w dojrzałym produkcie, badane komposty należy uznać za dojrzałe.

Przeprowadzona analiza wariancji dla uzyskanych wyników analiz chemicznych badanych kompostów wykazała występowanie istotnych statystycznie różnic w zawartości nieorganicznej (N-NO_3) i organicznej (N-NH_4) formy azotu. Ilość azotanowej formy w kompoście bezworkowym (K) wyniosła 85,5 i była o 81,25% niższa od ilości oznaczonej w K1 ($p < 0,03$) i o 66,6% niższa od ilości oznaczonej w K2 ($p < 0,006$).

Podobną zależność obserwowano dla amonowej formy azotu: najniższą istotną statystycznie ilość odnotowano w kompoście K – 38,75, wyższą od niej o 190% w kompoście K1 ($p < 0,003$) i o 156% wyższą w kompoście K2 ($p < 0,01$) (tab. 20). Zatem łącznie największą ilość obu form azotu (tj. suma N-NO_3 i N-NH_4) oznaczono w kompoście K1, a najmniej w kompoście K. Dla pierwszych łączna ich ilość wyniosła 569 mg/dm^3 , dla drugich – 124 mg/dm^3 . W kompoście K2 wartość ta odpowiadała $355,25 \text{ mg/dm}^3$ (tab. 20).

Analiza statystyczna nie wykazała istotnych różnic w zawartości fosforu i chlorków pomiędzy badanymi kompostami. W przeciwieństwie do tego analiza wariancji dla kolejnych trzech pierwiastków: potasu, wapnia i magnezu, potwierdziła ich występowanie. Co więcej, w kompoście K dostrzeżono istotnie najniższą zawartość wymienionych pierwiastków, zaś w kompostach K1 istotnie najwyższą, z wyjątkiem magnezu, którego najwięcej odnotowano w kompoście K2 (tab. 20).

Tabela 20. Analiza zawartości dostępnych dla roślin form makroelementów w badanych kompostach po 9 miesiącach kompostowania

Rodzaj podłoża	Bezworkowy kompost domowy (K)	50% workowy kompost domowy (K1)	100% workowy kompost domowy (K2)	Wymagany zakres stawiany podłożom uprawnym dla większości roślin zgodnie z załączoną interpretacją Stacji Chemiczno-Rolniczej
Parametr	Średnia ± błąd statystyczny	Średnia± błąd statystyczny	Średnia± błąd statystyczny	
pH	7,70±0,03	7,33±0,06 ^{A**}	7,85±0,19 ^{A*, B***}	6,5 – 7,5
Zasolenie [g NaCl/dm ³]	1,45±0,06	3,42±0,77 ^{A**}	2,72±0,08 ^{A***}	< 1,0
Azot N-NO ₃ [mg/dm ³]	85,50 ±1,71	456,6±110 ^{A*}	256±44,3 ^{A**}	50 - 100
Azot N-NH ₄ [mg/dm ³]	38,70±9,01	113,00±4,51 ^{A**}	99,25±5,96 ^{A**}	
Fosfor [mg/dm ³]	283,0±23,6	311,0±0,0	309,25±1,31	40 - 60
Potas [mg/dm ³]	1668,0±91,6	2584±81,2 ^{A***}	2408,5±166,0 ^{A***}	150 – 250
Wapń [mg/dm ³]	413,0±37,7	1997±114,7 ^{A****}	1467,5±179,0 ^{A***, B*}	600 – 2000
Magnez [mg/dm ³]	235,8±10,5	522,0±31,6 ^{A***}	542,50±15,71 ^{A****}	60 – 80
Chlorki [mg/dm ³]	156,5±24,7	238±35,6	242,25±27,10	< 100
Stosunek K/Mg	7,12±0,46	5,00±0,32 ^{A*}	4,47±0,41 ^{A*}	do 3,5

Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy jednoczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litery wskazują: **A** na różnice pomiędzy grupami (w wierszu) K a K1/ K2; litera **B** na różnice pomiędzy K1 i K2. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był p>0,05. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * - p< 0,05; ** - p< 0,01; *** - p< 0,001; **** - p< 0,0001

Zawartość potasu w kompoście K wynosiła 1668 mg/dm³ i była niższa o 35,4% od ilości oznaczonej w K1 (p< 0,0008) i o 30,7% od ilości oznaczonej w K2 (p< 0,0008). Poziom wapnia w kompoście bezworkowym K wynosił 412,50 mg/dm³ i również był wartością niższą o 79% w stosunku do kompostu K1 (p< 0,00002) i o 72% w stosunku do kompostu K2 (p< 0,001). Magnez był pierwiastkiem, którego komposty K2 zawierały najwięcej. Ilość tego pierwiastka (542,50 mg/dm³) była o 130% wyższa od ilości oznaczonej w kompoście K (p< 0,000003), natomiast różnica w ilości Mg między kompostami K1 i K wynosząca 286 mg/dm³ oznaczała wyższą jego ilość w kompoście K1 o 121% w stosunku do kompostu K (p< 0,0002) (tab. 20).

Tabela 21. Siła wpływu worków BioBag® na zawartość dostępnych dla roślin form makroelementów

Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowanie worków BioBag® w kompoście) na zawartość dostępnych dla roślin form makroelementów w badanych kompostach (η^2 obliczona na podstawie wzoru nr 6)								
Parametr	Zasolenie	N-NH ₄	N-NO ₃	P	K	Ca	Mg	Cl
Wariant próby								
K-K1	11%	91%*	70 %	38%	94%	98%	95%	59%
K1-K2	0,1%	58%	45%	9,6%	30%	70%	16%	2%
K-K2	49%	81%	87%	37%	72%	72%	98%	58%

* na czerwono zaznaczono dane o dużej sile związku

Na podstawie obliczonej siły wpływu (tab. 21), można stwierdzić, że:

- obecność worków BioBag® miała przeważający wpływ na zwiększenie ilości makroelementów w formach przyswajalnych dla roślin: N-NH₄, N-NO₃, P, K, Ca, Mg;
- obecność worków BioBag® nie miała wpływu na zawartość fosforu;
- podwojenie ilości worków nie wpływało tak silnie na zawartości badanych makroelementów w porównaniu do zawartości uzyskiwanych w kompostach z o połowę mniejszą ich ilością, wyjątkiem były jony wapnia.

5.2.5. Wyniki testu fitotoksyczności z zastosowaniem nasion *Raphanus sativus* L. var. *sativus*

Do oceny stopnia rozkładu substancji fitotoksycznych stosuje się testy biologiczne z udziałem różnych gatunków roślin charakteryzujących się szybkim tempem kiełkowania i dalszego wzrostu. Fitotoksyczność kompostu można określić na podstawie obserwacji m.in. intensywności ich kiełkowania, intensywności wzrostu pędu i korzenia oraz oceny ich morfologii na wczesnych etapach rozwoju (Marecik i in., 2008).

W niniejszej pracy test fitotoksyczności (inhibicji ewentualnie stymulacji) przeprowadzono z wykorzystaniem nasion *R. sativus* var. *sativus*. Analizie poddano następujące parametry: zdolność kiełkowania nasion oraz przyrost na długość korzeni i pędów siewek. Ocenę przeprowadzono po upływie 7 dni od wysiania. Doświadczenie przeprowadzono w podłożach, które stanowiły otrzymane komposty (K, K1 i K2) oraz ich mieszanki w proporcjach 12,5%, 25% i 50% udziału objętościowego kompostów w mieszance z substratem glebowym (tab. 9). Uzyskane wyniki porównano do prób kontrolnych, które stanowiły testy kiełkowania wykonane w wodzie wodociągowej oraz w podłożu z substratem glebowym użytym do mieszanek badawczych.

Zdolność kiełkowania ($Z_k[\%]$) nasion rzodkiewki określono po upływie 24 h od wysiewu. Stwierdzono, że najwięcej (93%) nasion wykiełkowało w próbach, w których użyto kompostu domowego (K) w ilości 25% względem substratu glebowego (próba VII), a najmniej (56,6%) w podłożu, w którym użyto kompostu K1 (próba IV) (tab. 22). W podłożu z zastosowanym kompostem K oraz jego mieszankach 12,5% i 50% kiełkowanie nasion obserwowano na poziomie odpowiednio: 90% oraz 76% i 73% (tab. 22). Mieszanki kompostu K1 z substratem glebowym w proporcji 12,5% oraz 25% (próba IX i X) dały ten sam wynik, co nasiona kiełkujące w wodzie, tj. 86%. Zwiększenie udziału kompostu K1 w mieszance do połowy objętości podłoża (próba XI) skutkowało wyraźnym obniżeniem zdolności kiełkowania nasion rzodkiewki do poziomu 73% (tab. 22). W przypadku podłoża z kompostem K2 (próba V) oraz w jego mieszankach w proporcjach 12,5% (próba XII) i 25% (próba XIII) kiełkowanie zachodziło na podobnym poziomie, odpowiednio 83%, 80% i 83% (tab. 22).

Analizując uzyskane wyniki w oparciu o system klasyfikacji toksyczności na podstawie zdolności kiełkowania $Z_k[\%]$ i współczynnika inhibicji kiełkowania nasion $I[\%]$ (tab. 22) obliczony na podstawie wzorów (wzorów 4, 5), można stwierdzić, że bezworkowy kompost K i jego mieszanki oraz kompost K2 i jego mieszanki nie wykazywały działania fitotoksycznego.

Równocześnie współczynnik inhibicji odnoszący wynik do próby kontrolnej pozwala ujawnić, czy testowane komposty powodują zahamowanie procesu kiełkowania badanych nasion, czy pobudzają go. W przypadku hamowania współczynnik inhibicji $I[\%]$ przyjmuje wartość dodatnią, w przypadku stymulacji – wartość ujemną (Czop i in., 2016). Zauważono, że bezworkowy kompost K i jego mieszanka z substratem glebowym w stosunku 25% nie miały charakteru hamującego, jednocześnie pobudzały one kiełkowanie nasion rzodkiewki w porównaniu do nasion kiełkujących w próbach kontrolnych z wodą i substratem glebowym. Podobnej obserwacji dokonano dla prób z kompostem K2 i jego mieszanką w stosunku 25%, przy czym efekt stymulacji notowano w odniesieniu do podłoża kontrolnego z substratem glebowym, natomiast już nie dla prób kontrolnych z wodą (tab. 22).

Tabela 22. Ocena stopnia kiełkowania nasion *R. sativus* L. var. *sativus* w obecności wody, substratu glebowego oraz kompostów K, K1, K2 i ich mieszanek z 12,5%, 25% i 50% udziałem objętościowym w stosunku do substratu glebowego

Próby kontrolne									
Wariant doświadczenia	I. Woda				II. Substrat glebowy				
Z _k [%]	86,00				80,00				
I [%]	--				7,00				
Efekt	--				nietoksyczne				
	Próby badawcze (III – XIV)								
Wariant doświadczenia	III. K – kompost domowy bez worków			IV. K1 – kompost domowy (z 50% udziałem bioodpadów składowanych w workach)			V. K2 – kompost domowy (ze 100% udziałem bioodpadów składowanych w workach)		
Z _k [%]	90,00			56,60			83,00		
I [%]	- 3,85			34,61			3,85		
Efekt	Stymulacja, nietoksyczne			Inhibicja, niska toksyczność			Słaba inhibicja, nietoksyczne		
	Mieszanki kompostów z substratem glebowym								
Wariant doświadczenia	VI. 12,5%	VII. 25%	VIII. 50%	IX. 12,5%	X. 25%	XI. 50%	XII. 12,5%	XIII. 25%	XIV. 50%
Z _k [%]	76,00	93,00	73,00	86,00	86,00	73,00	80,00	83,00	76,00
I [%]	11,53	-7,7,	15,38	0,00	0,00	18,20	7,00	4,20	11,50
Efekt	Inhibicja, nietoksyczne	Stymulacja, nietoksyczne	Słaba inhibicja, nietoksyczne	Nietoksyczne	Nietoksyczne	Inhibicja, nietoksyczne	Słaba inhibicja, nietoksyczne	Słaba inhibicja, nietoksyczne	Inhibicja, nietoksyczne

Zróznicowane wyniki obserwowano w próbach z udziałem kompostu K1, kiedy podłoże stanowił sam kompost. Obliczona wartość I [%] wskazywała na niską toksyczność, gdy mieszało go z substratem glebowym w stosunku 12,5% i 25%, obserwowano dokładnie ten sam efekt, co w kontroli prowadzonej dla wody i jednocześnie efekt stymulacji w stosunku do kontroli prowadzonej dla substratu glebowego (tab. 23).

Tabela 23. Efekt inhibicji/stymulacji badanych kompostów wyznaczony względem substratu glebowego po 24 h od siewu

Próby kompostu	III. kompost domowy K (bez worków)			IV. kompost domowy K1 (50% workowy)			V. kompost domowy K2 (100% workowy)		
I [%]	-12,50 stymulacja			29,10			-4,20 stymulacja		
Efekt	nietoksyczny			niska toksyczność			nietoksyczny		
Mieszanki kompostów z substratem glebowym									
Próby mieszanek kompostów	VI. 12,5%	VII. 25%	VIII. 50%	IX. 12,5%	X. 25%	XI. 50%	XII. 12,5%	XIII. 25%	XIV. 50%
I [%]	4,35	-16,67	8,33	-8,30	-8,33	8,33	0,00	-4,20	4,20
Efekt	nietoksyczne			nietoksyczne			nietoksyczne		

Po 7 dniach od wysiewu zmierzono długość pędów i korzeni siewek oraz określono dla nich współczynnik inhibicji względem prób kontrolnych, gdzie kiełkowanie prowadzono w wodzie i substracie glebowym (wykr. 14). Największy, średni wzrost pędu rzodkiewki (72 mm) uzyskano w podłożu będącym mieszanką kompostu domowego K z substratem glebowym w stosunku 12,5%, a najmniejszy (5,3 mm) w niemieszanym podłożu K. Dla tej kategorii kompostu uzyskano również najmniejszą (4,7 mm) średnią długość korzeni, natomiast największą długość korzeni wynoszącą 56,3 mm uzyskano w przypadku siewek rosnących w substracie glebowym bez dodatku któregośkolwiek z badanych kompostów (wykr. 13).

Odnosząc otrzymane wyniki do kontroli przeprowadzonej dla wody, zauważa się, że spośród 11 testowanych wariantów podłoży tylko w trzech obserwowano siewki o krótszych pędach. Obserwację tę zanotowano:

- w siewkach rosnących w niemieszanym kompoście K1 uzyskane długości ich pędów były o 22,8 mm krótsze od pędów siewek rosnących w wodzie, wykazywały zatem aż 81% słabszy wzrost;

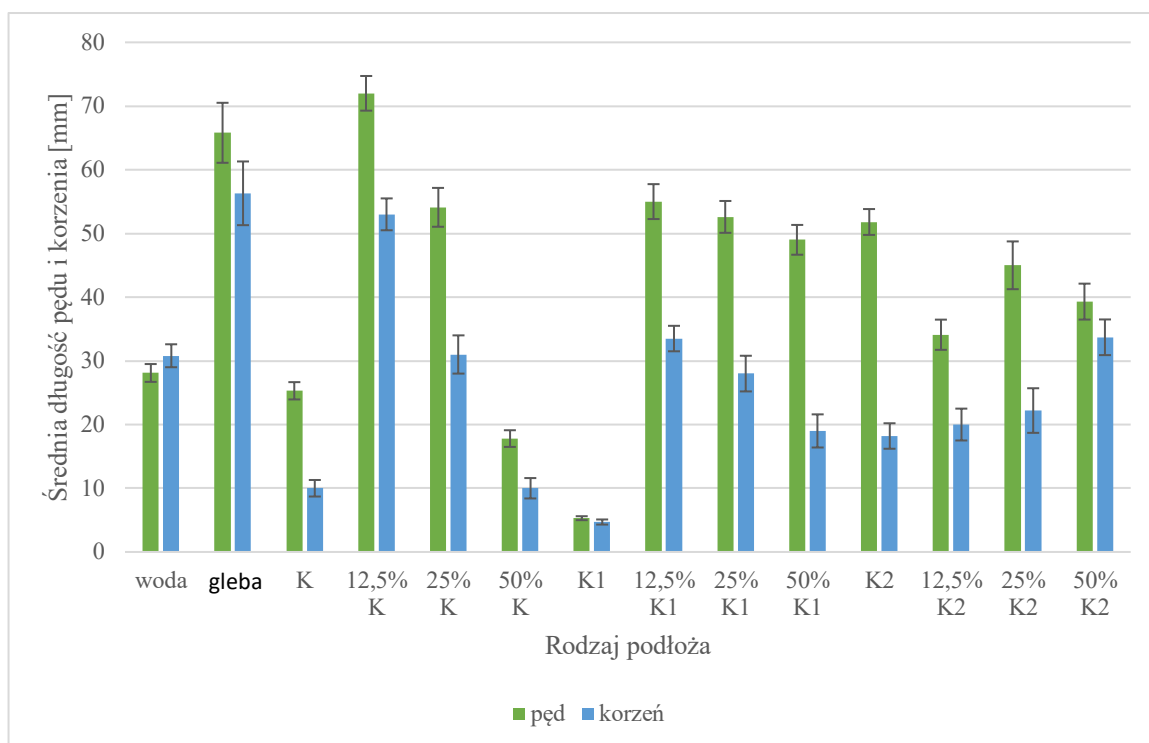
- w siewkach rosnące w podłożu będącym mieszanką kompostu K z substratem glebowym w ilości 50% uzyskane długości ich pędów były o 10,3 mm krótsze, czyli wykazywały 36% słabszy wzrost;
- w siewkach rosnących w niemieszanym podłożu kompostu K uzyskane długości ich pędów były o 2,8 mm krótsze od pędów siewek rosnących w wodzie, czyli wykazywały 10% słabszy wzrost).

Dla pozostałych podłoży obserwowano dłuższe pędy w porównaniu do pędów uzyskanych w kontroli wodnej (wykr. 13).

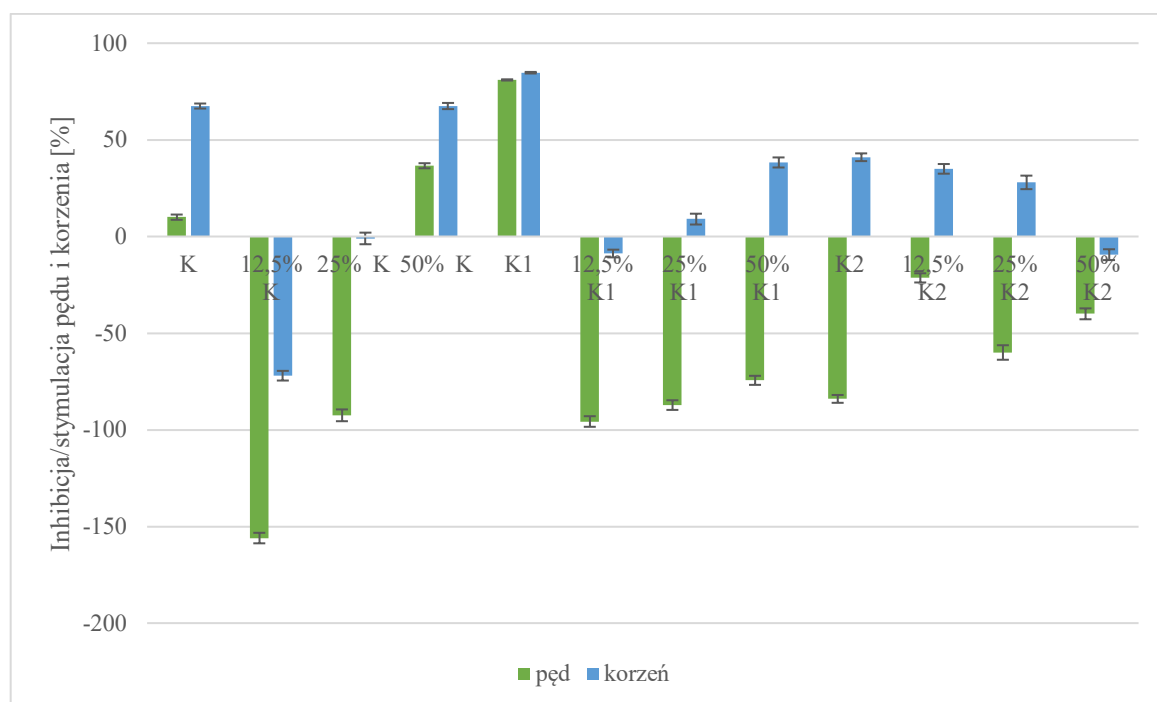
Uzyskane wyniki porównano również do kontroli wykonanej dla substratu glebowego stosowanego do przygotowania mieszanek z testowymi kompostami. Jedynie siewki rosnące w podłożu z mieszanką kompostu domowego K w proporcji 12,5% dały lepszy wzrost pędów o 6,2 mm. Siewki uprawiane na pozostałych podłożach miały od nich krótsze pędy (wykr. 13).

Godny uwagi wydaje się wynik długości pędów siewek rzodkiewki rosnących w podłożu z kompostem K2. Istotna statystycznie różnica w stosunku do siewek o najlepszym wzroście wynosiła 20,2 mm (o 28% niższy wzrost) i była to najmniejsza różnica, jaką uzyskano dla tego kompostu. W jego mieszankach z substratem glebowym siewki wykazywały już zaskakująco krótsze pędy (wykr. 13).

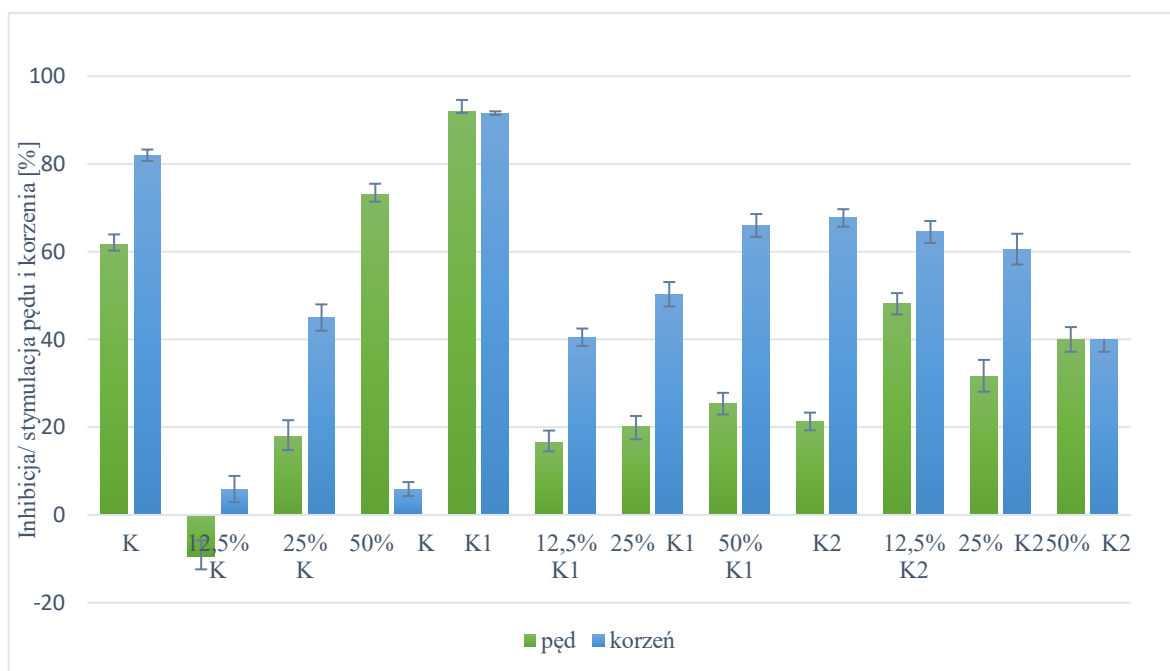
Na podstawie przeprowadzonych pomiarów długości korzeni wykazano, że w stosunku do kontroli wodnej tylko w trzech podłożach obserwowano efektywniejszy ich wzrost. W pozostałych był on słabszy lub na tym samym poziomie w porównaniu do kontroli wodnej. Dłuższe o 22,2 mm korzenie uzyskano dla siewek wzrastających w mieszance kompostu domowego z substratem glebowym w ilości 12,5%, i zaledwie o 3 mm oraz 2,8 mm w siewkach rosnących w mieszankach, odpowiednio: kompostu K1 w stosunku 12,5% i K2 w proporcji 50%. Nie uzyskano lepszego wyniku dla wszystkich podłoży przygotowanych jako mieszanki substratu glebowego z badanymi kompostami w porównaniu do kontroli wykonanej dla substratu glebowego (wykr. 13).



Wykres 13. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na długość pędów i korzeni *R. sativus* L. var. *sativus*. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 14. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na współczynnik inhibicji wzrostu pędów i korzeni *R. sativus* L. var. *sativus* w porównaniu do kontroli wodnej. Wartość ujemna oznacza stymulację. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 15. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na współczynnik inhibicji wzrostu pędów i korzeni *R. sativus* L. var. *sativus* w porównaniu do substratu glebowego. Wartość ujemna oznacza stymulację. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Na podstawie obliczonych współczynników inhibicji/stymulacji wzrostu pędu i korzenia dla rzodkiewki na testowanych podłożach zauważa się, że zarówno kompost domowy bez udziału worków biodegradowalnych, jak i z różną procentową ich zawartością działał hamująco na wzrost części nadziemnej i podziemnej w porównaniu do kontroli prowadzonej na substracie glebowym (wykr. 15). Nieznacznie stymulujący charakter (na poziomie bliskim 10%) obserwowano jedynie dla części nadziemnej siewek wzrastających w podłożu z 12,5% udziałem kompostu K. Z kolei względem kontroli wodnej (wykr. 14) hamujący charakter obserwowano przede wszystkim dla części podziemnej. Stymulację na poziomie powyżej 70% oraz ~10% obserwowano dla siewek wzrastających odpowiednio w 25% mieszance K oraz 12,5% mieszance K1 i 50% mieszance K2. Kompost K2 i wszystkie jego mieszanki działały stymulująco na wzrost części nadziemnej rzodkiewki. Podobne rezultaty obserwowano w przypadku mieszanek kompostu K1. Z kolei sam kompost K1 hamował w ponad 80% wzrost zarówno części nadziemnej, jak i podziemnej (wykr. 14 i 15).

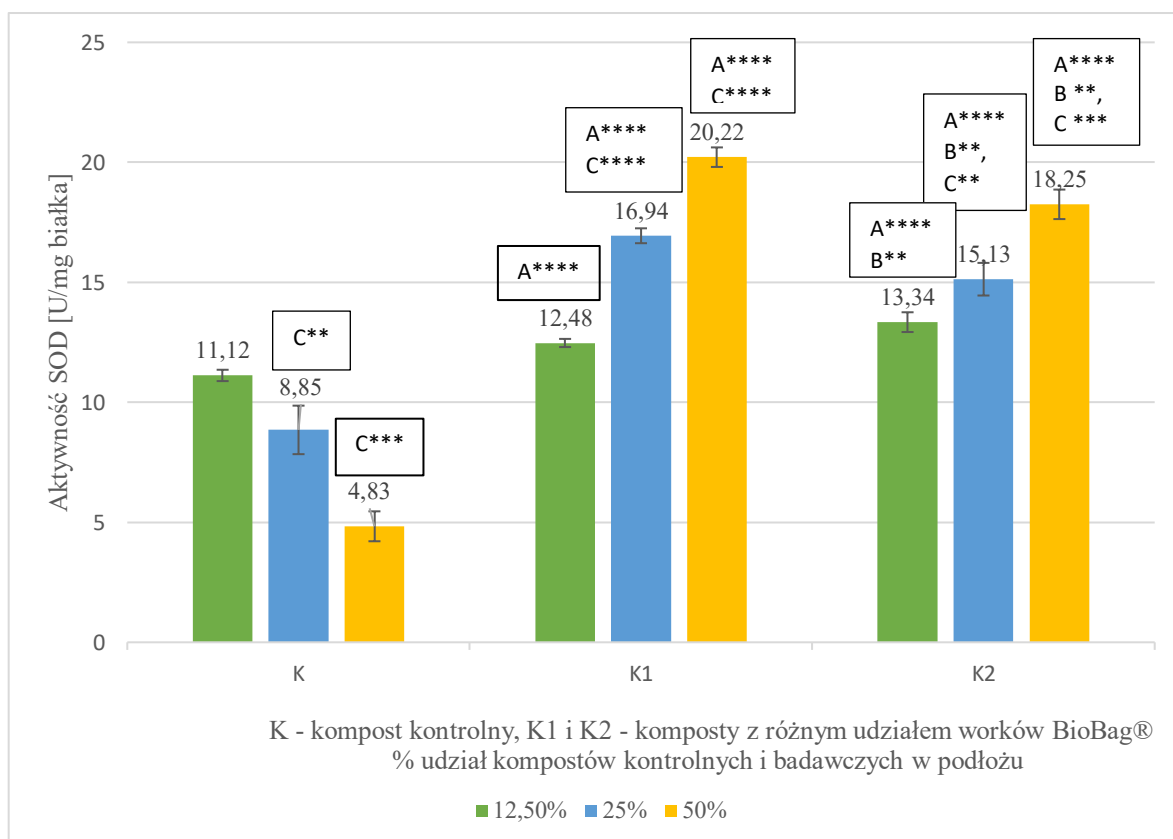
5.3. Wpływ kompostu domowego z dodatkiem worków BioBag® na wybrane markery stresu oksydacyjnego w roślinach *Pisum sativum* L.

Kolejnym etapem badań była ocena wpływu kompostu domowego z różnym udziałem worków biodegradowalnych (K1 i K2) i bez nich (K) na aktywność wybranych enzymów stresu oksydacyjnego w roślinach *P. sativum* i pojawienie się w nich potencjalnej reakcji stresowej. Obecne w środowisku czynniki stresogenne aktywują w roślinach szereg enzymów antyoksydacyjnych, w tym dysmutazy ponadtlenkowe (SOD), katalazy (CAT) i peroksydazy (GSH-Px) (Hossain i Dietz, 2016). Zatem w roślinach grochu wzrastających w podłożu skomponowanych z kompostów K, K1 i K2 oraz w ich mieszankach z substratem glebowym zbadano aktywność SOD, CAT, GSH-Px, jak również zbadano poziom aldehydu dimalanowego (MDA), końcowego produktu peroksydacji lipidów, którego zawartość oceniano w odniesieniu do świeżej masy roślin.

Jednoczynnikowa analiza wariancji wykazała, że w porównaniu do prób kontrolnych **aktywność SOD** w roślinach grochu istotnie zależała ($p < 0,05$) od obecności w mieszance uprawnej kompostów wzbogaconych o worki BioBag®. Wraz ze wzrostem udziału zawartości kompostów zawierających ten czynnik poziom aktywności SOD wzrastał. W przypadku kompostu K poziom aktywności SOD wykazywał odwrotną tendencję, czyli wraz ze wzrostem udziału kompostu K w podłożu aktywność SOD spadała (wykr. 16).

W roślinach uprawianych w obecności kompostu K2 w ilości 12,50% objętości podłoża aktywność SOD osiągnęła poziom 13,34 U/mg białka. Po zwiększeniu ilości kompostu K2 do 25% objętości aktywność enzymu w roślinach grochu wzrosła do wartości 15,13 U/mg białka i następnie do 18,25 U/mg białka, gdy kompost K2 stanowił połowę podłoża. Podobną tendencję obserwowano w roślinach rosnących w podłożu z dodatkiem kompostu K1. Przy najmniejszej jego ilości w mieszance (12,5%) odnotowana aktywność SOD wyniosła 12,5 U/mg białka. W kolejnych wariantach mieszanek zanotowano wartość aktywności SOD na poziomie 16,94 U/mg białka i 20,22 U/mg białka. Jednocześnie najwyższą aktywność SOD wynoszącą 20,22 U/mg białka ujawniono w roślinach wzrastających w podłożu z największym udziałem kompostu K1 (tj. 50% mieszanka) (wykr. 16).

Aktywność SOD w roślinach grochu wzrastających w obecności kompostu bezworkowego K we wszystkich testowanych mieszankach wykazywała niższy poziom oraz aktywności tego enzymu była odwrotnie proporcjonalna w odniesieniu do udziału kompostu w podłożu (wykr. 16).



Wykres 16. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na aktywność dysmutazy ponadtlenkowej (SOD) w roślinach *P. sativum*. Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy dwuczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litery wskazują: **A** – na różnice pomiędzy K i K1/ K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam; litera **B** – na różnice pomiędzy K1 i K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam, **C** – na różnice pomiędzy procentową zawartością tego samego kompostu w mieszance uprawnej. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był $p > 0,05$. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * - $p < 0,05$; ** - $p < 0,01$; *** - $p < 0,001$; **** - $p < 0,0001$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 24. Poziom istotności statystycznej dla wartości aktywności SOD oznaczanej w roślinach *P. sativum* wzrastających w poszczególnych mieszankach kompostów K, K1, K2

Poziom istotności statystycznej – SOD			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	$p = 0,00009$	$p = 0,000005$	$p = 0,00000001$
K – K2	$p = 0,00008$	$p = 0,00005$	$p = 0,00000008$
K1 – K2	$p < 0,008$	$p < 0,003$	$p < 0,002$

Obliczona wartość siły wpływu zmiennej niezależnej na poziom aktywności SOD w roślinach grochu wzrastających we wszystkich wariantach podłoża była niemal pełna

i mieściła się w przedziale od 83% do 99%. Dwukrotne zwiększenie udziału worków BioBag® w kompoście K2 względem kompostu K1 miała silny wpływ na aktywność SOD. Wartość eta-kwadrat cząsteczkowego mieściła się w zakresie 71%–83% (tab. 25)

Tabela 25. Siła wpływu worków BioBag® na aktywność SOD w roślinach *P. sativum*.

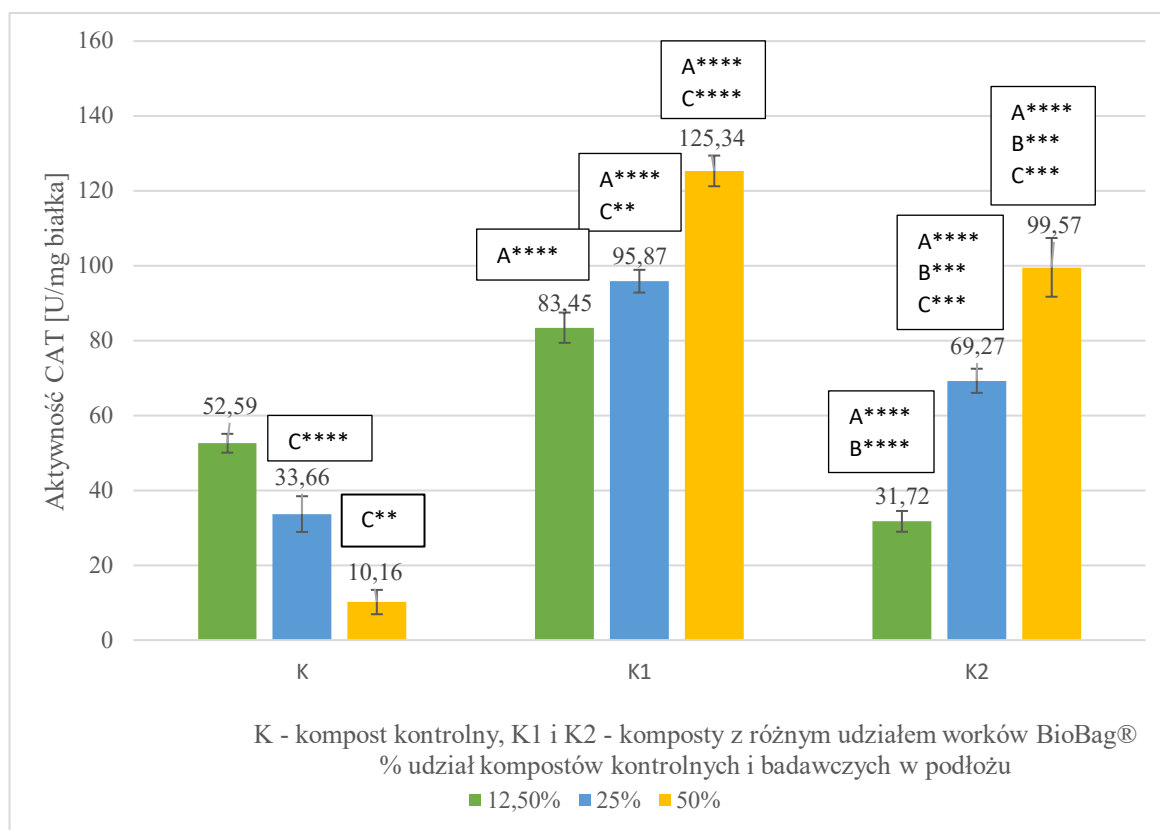
Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowania worków BioBag® w kompoście) na aktywność SOD w roślinach <i>Pisum sativum</i> (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	94%*	97%	99%
K – K2	94%	94%	99%
K1 – K2	71%	80%	83%

* na czerwono zaznaczono dane o dużej sile związku

W efekcie reakcji dysmutacji anionorodnika nadadtlenkowego powstaje nadtlenek wodoru (H₂O₂), który pomimo tego, że pełni w roślinie ważną funkcję cząstki sygnałowej, w nadmiarze jest dla niej toksyczny (Petrov i Van Breusegem, 2012). Ważne jest zatem, aby jego stężenie w organizmie utrzymywane było na właściwym poziomie. W roślinie odpowiadają za to głównie dwa enzymy z klasy oksydoreduktaz: katalaza (CAT) i peroksydaza (GSH-Px).

Przeprowadzona analiza wariancji aktywności CAT oraz GSH-Px wykazała, że w porównaniu do prób kontrolnych (mieszanek z kompostem K) aktywność obu enzymów w roślinach grochu była istotnie zależna ($p < 0,05$) od obecności kompostów z dodatkiem worków biodegradowalnych (wykr. 17).

Wartość **aktywności CAT** w roślinach rosnących w obecności 12,50% kompostu K2 wyniosła 31,72 U/mg białka. Po zwiększeniu ilości kompostu do 25%, wzrosła do 69,27 U/mg białka, a następnie do wartości 99,57 U/mg białka, gdy kompost K2 stanowił połowę mieszanki uprawnej. Podobna zależność zachodziła w roślinach rosnących w podłożu z kompostem K1. Przy najmniejszej jego ilości (12,50%) notowana aktywność CAT wyniosła 83,45 U/mg białka, następnie dla kolejnych, wyższych udziałów kompostu K1 wzrosła do 95,88 U/mg białka i 125,3 U/mg białka (wykr. 17).



Wykres 17. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na aktywność katalazy (CAT) w roślinach *P. sativum*. Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy dwuczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litery wskazują: **A** – na różnice pomiędzy K i K1/ K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam; litera **B** – na różnice pomiędzy K1 i K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam, **C** – na różnice pomiędzy procentową zawartością tego samego kompostu w mieszance uprawnej. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był $p > 0,05$. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * - $p < 0,05$; ** - $p < 0,01$; *** - $p < 0,001$; **** - $p < 0,0001$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 26. Poziom istotności statystycznej dla wartości aktywności CAT oznaczanej w roślinach *P. sativum* wzrastających w poszczególnych mieszankach kompostów K, K1, K2

Poziom istotności statystycznej dla CAT			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	$p = 0,00001$	$p = 0,0000006$	$p = 0,000000009$
K – K2	$p = 0,00003$	$p = 0,00002$	$p = 0,0000007$
K1 – K2	$p = 0,00000008$	$p = 0,00002$	$p < 0,001$

W przypadku roślin rosnących w środowisku wzbogaconym o kompost bezworkowy K aktywność katalazy była podobnie jak w przypadku SOD-u niższa oraz odwrotnie proporcjonalna do jego udziału w mieszance uprawnej. Zaobserwowano, że przy 12,5%

udziale kompostu K aktywność CAT była na poziomie 52,59 U/mg białka, następnie spadła do wartości 33,67 U/mg białka, gdy udział ten stanowił 25% podłoża i do wartości 10,16 U/mg, gdy udział ten wynosił 50% jej objętości (wykr.17).

Tabela 27. Siła wpływu worków BioBag® na aktywność CAT w roślinach *P. sativum*

Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowania worków BioBag® w kompoście) na aktywność CAT w roślinach <i>Pisum sativum</i> (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	97% *	99%	99%
K – K2	95%	96%	99%
K1 – K2	99%	96%	85%

* na czerwono zaznaczono dane o dużej sile związku

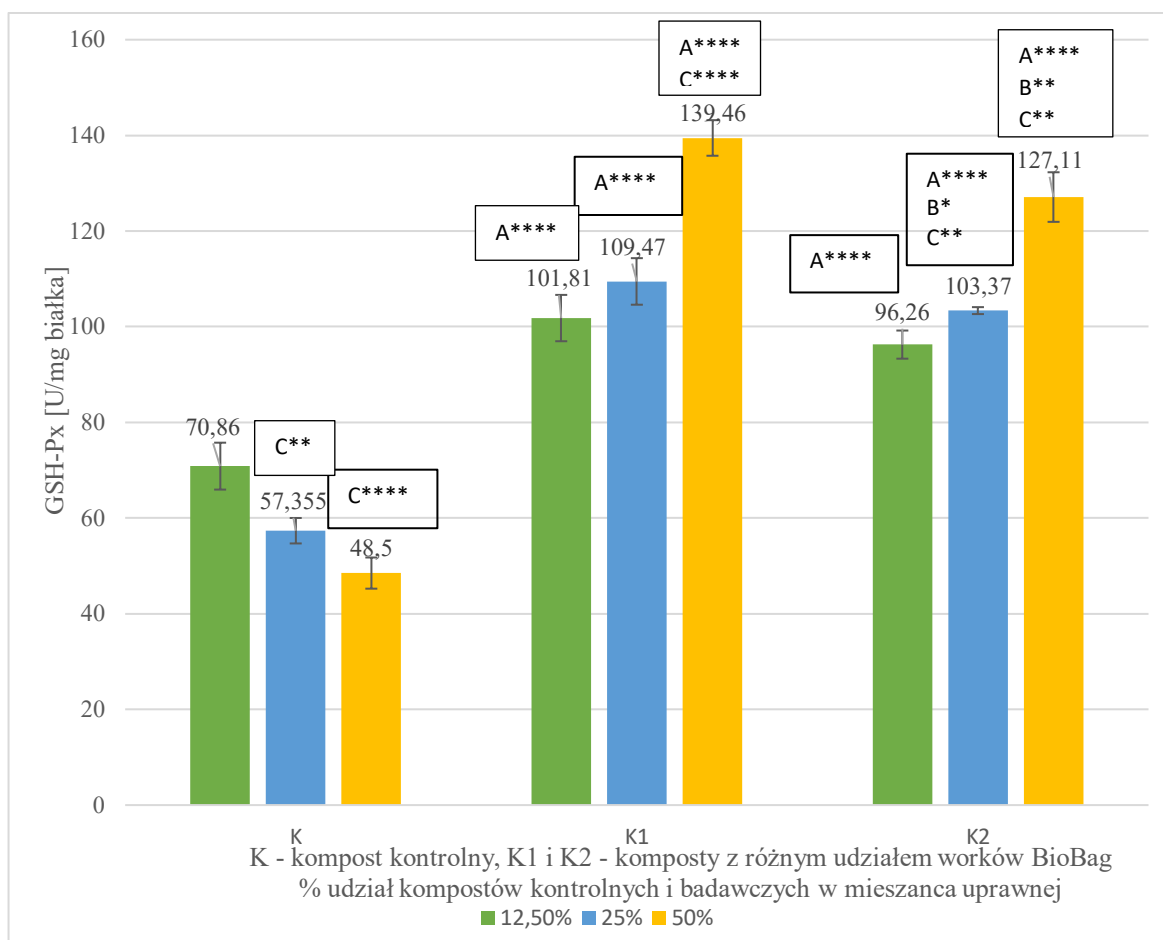
Siła wpływu testowanych worków obecnych w kompoście K1 i K2 na aktywność CAT w roślinach grochu zwyczajnego wzrastających we wszystkich wariantach podłoży była niemal pełna i mieściła się w przedziale od 95% do 99% (tab. 29). Również dwukrotne zwiększenie ich udziału w kompoście K2 względem K1 okazało się mieć bardzo silny wpływ na tę cechę. Wartość siły wpływu na aktywność CAT mieściła się w tych próbach zakresie 85%–99% (tab. 29).

Oznaczona **aktywność peroksydazy glutationowej** (GSH-Px) (wykr. 18) była, podobnie jak w przypadku wcześniej opisanych enzymów, wysoka w roślinach grochu zwyczajnego rosnących w podłożu z domieszką kompostów workowych i niższa w roślinach rosnących w podłożu z domieszką kompostów bezworkowych (wykr. 16-19). Na podstawie przeprowadzonej analizy wariancji wykazano, że w porównaniu do prób kontrolnych z kompostem K aktywność GSH-Px w roślinach grochu była istotnie zależna ($p < 0,05$) od obecności kompostów z dodatkiem worków biodegradowalnych (komposty K1 i K2) (wykr. 18; tab. 28).

W roślinach wzrastających w obecności kompostu K2 w ilości 12,50% w podłożu aktywność tego enzymu wyniosła 96,26 U/mg białka. Po zwiększeniu ilości kompostu K2 do 25% wartość ta – w przeciwieństwie do CAT – podniosła się nieznacznie, tj. do poziomu 103,37 U/mg białka. W wariancie doświadczenia, w którym kompost K2 stanowił połowę podłoża uprawnego, wzrost ten był nieco wyższy i osiągnął poziom 127,11 U/mg białka. Podobną zależność stwierdzono w roślinach rosnących w podłożu z kompostem K1. Przy jego najmniejszej (12,50%) objętości notowana aktywność peroksydazy wyniosła 101,81 U/mg białka, następnie przy 25% objętości kompostu K1 aktywność GSH-Px

wzrosła do 109,47 U/mg białka i do 139,5 U/mg białka, gdy udział kompostu K1 odpowiadał 50% podłoża wzrostowego (wykr. 18; tab. 28).

Podobnie jak w przypadku SOD i CAT najwyższą aktywność GSH-Px wynoszącą 139,5 U/mg białka obserwowano w roślinach wzrastających w podłożu z największym, tj. 50% udziałem kompostu K1. Należy jednak zauważyć, że udział peroksydazy w regulacji stężenia H_2O_2 w badanej roślinie w porównaniu do udziału katalazy różnił się. Wykazano bowiem, że wzrost objętości kompostu K2 i K1 w podłożu nie powodował tak wysokiego wzrostu aktywności tego enzymu, jak to obserwowano w przypadku katalazy (wykr.18).



Wykres 18. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na aktywność peroksydazy glutationowej (GSH-Px) w roślinach *P. sativum*. Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy dwuczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litera A – na różnice pomiędzy K i K1/ K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam; litera B – na różnice pomiędzy K1 i K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam, C – na różnice pomiędzy procentową zawartością tego samego kompostu w mieszance uprawnej. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był $p > 0,05$. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * - $p < 0,05$; ** - $p < 0,01$; *** - $p < 0,001$; **** - $p < 0,0001$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 28. Poziom istotności statystycznej dla wartości aktywności GSH-Px oznaczanej w roślinach *P. sativum* wzrastających w poszczególnych mieszankach kompostów K, K1, K2

Poziom istotności statystycznej dla GSH-Px			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	p< 0,0001	p = 0,000001	p = 0,00000003
K – K2	P< 0,0001	p = 0,00000005	p = 0,0000002
K1 – K2	p< 0,1 różnice nieistotne	p< 0,05	p< 0,008

Podobnie jak w poprzednio omawianych przypadkach enzymów rośliny grochu rosnące w środowisku wzbogaconym o kompost bezworkowy K wykazywały niższą aktywność peroksydazy oraz była ona odwrotnie proporcjonalna do procentowego udziału kompostu K w podłożu wzrostowym. Przy 12,5% udziale kompostu bezworkowego K stwierdzono aktywność GSH-Px na poziomie 70,86 U/mg białka. Wzrost zawartości kompostu K w podłożu przyczyniał się do spadku aktywności peroksydazy do poziomu odpowiadającego wartości 57,36 i 48,50 U/mg białka, gdy kompost K stanowił odpowiednio 25% i 50% podłoża wzrostowego (wykr. 18).

Tabela 29. Siła wpływu worków BioBag® na aktywność GSH-Px w roślinach *P. sativum*

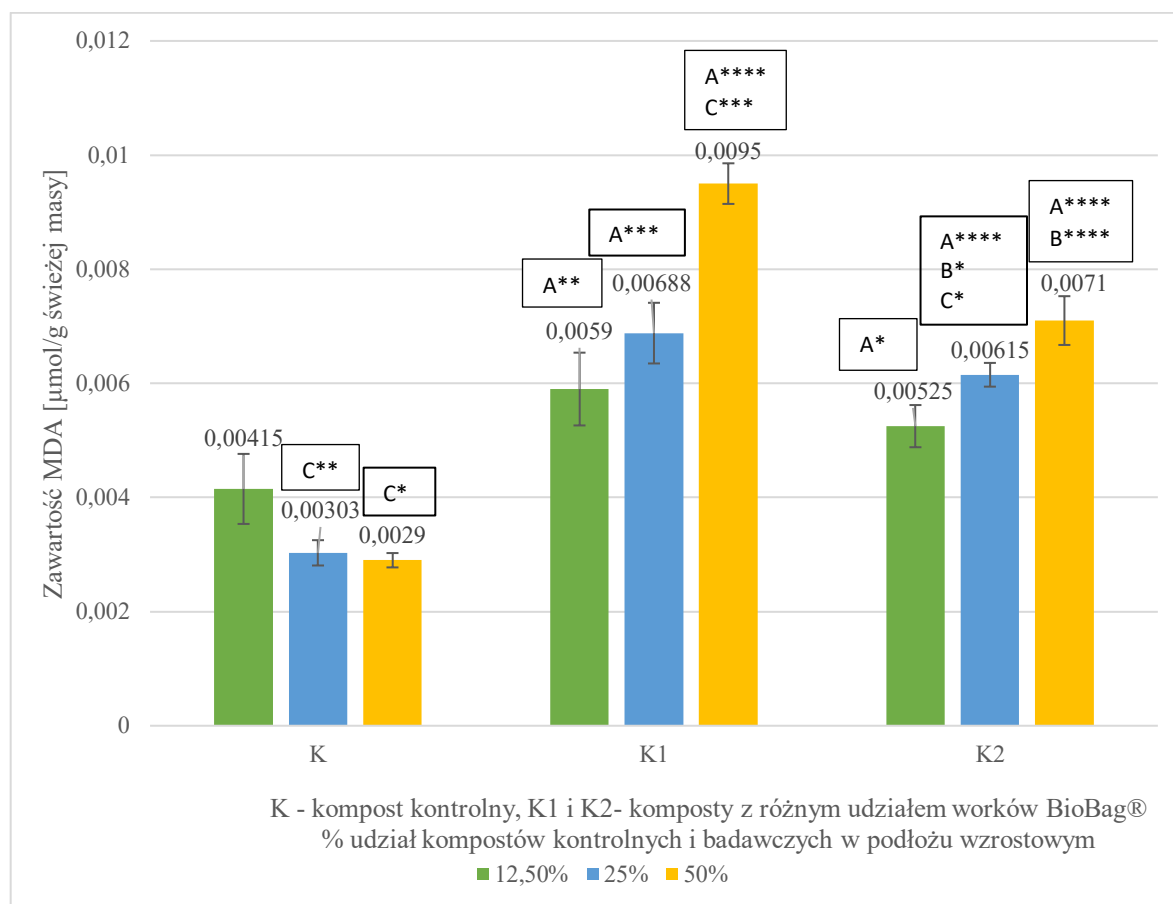
Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowania worków BioBag® w kompoście) na aktywność GSH-Px w roślinach <i>Pisum sativum</i> (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	93%*	98%	99%
K – K2	93%	99,5%	99%
K1 – K2	39% nieistotne	50%	71%

* na czerwono zaznaczono dane o dużej sile związku

Siła wpływu worków biodegradowalnych obecnych w kompoście K1 i K2 na aktywność GSH-Px w roślinach grochu uprawianych we wszystkich wariantach mieszanek była niemal pełna i mieściła się w przedziale od 93% do 99%. Jednak dwukrotne zwiększenie ich udziału w kompoście K2 względem K1 okazało się nie mieć tak silnego wpływu na aktywność GSH-Px, jak w przypadku dwóch pozostałych enzymów (tab. 31).

5.3.1. Stopień peroksydacji lipidów w roślinach *Pisum sativum* L.

Jednym z końcowych produktów utleniania lipidów i równocześnie markerem tego procesu jest dialdehyd malonowy (MDA) (Cheng i in., 2002). Gdy w komórkach wzrasta produkcja RFT, wzrasta w nich także ilość MDA (Kulbacka i in., 2009). Odwrotnie jest, gdy słabną mechanizmy antyoksydacyjne (Rombel-Bryzek i Pisarek, 2017). Jego zawartość została oznaczona w roślinach doświadczalnych wyrosłych na podłożach z różnymi udziałami badanych kompostów. Zawartość MDA określono w odniesieniu do świeżej masy roślin.



Wykres 19. Wpływ użytego podłoża: K, K1, K2 wraz z ich mieszankami w ilości 12,5%, 25%, 50% udziału objętościowego względem substratu glebowego na zawartość dialdehydu malanowego (MDA) w roślinach *P. sativum*. Oznaczenia literowe wskazują na istotne statystycznie różnice pomiędzy grupami K, K1 i K2, badane przy pomocy dwuczynnikowej analizy wariancji (ANOVA). Litery wskazują: A – na różnice pomiędzy K i K1/ K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam; litera B – na różnice pomiędzy K1 i K2, gdy udział procentowy kompostów w mieszance uprawnej był ten sam, C – na różnice pomiędzy procentową zawartością tego samego kompostu w mieszance uprawnej. Brak literki oznacza, że między grupami wynik ANOVA był $p > 0,05$. Indeksy górne przy literkach A i B oznaczają istotność: * - $p < 0,05$; ** - $p < 0,01$; *** - $p < 0,001$; **** - $p < 0,0001$. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 30. Poziom istotności statystycznej dla zawartości MDA oznaczanej w roślinach *P. sativum* wzrastających w poszczególnych mieszankach kompostów K, K1, K2

Poziom istotności statystycznej dla peroksydacji lipidów wyrażonej stężeniem MDA			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	p< 0,007	p = 0,00001	p = 0,00000004
K – K2	p< 0,02	p = 0,00000009	p = 1,43
K1 – K2	p< 0,12 nieistotne	p< 0,04	p< 0,0001

Przeprowadzona analiza wariancji dla ilości MDA w roślinach grochu wykazała, że w porównaniu do prób kontrolnych była ona istotnie zależna ($p < 0,05$) od obecności kompostu z dodatkiem worków biodegradowalnych (wykr. 19).

Zawartość dialdehydu malonowego w roślinach grochu wzrastających w obecności kompostu K2 w ilości 12,50% w podłożu wynosiła 0,00525 $\mu\text{mol/g}$. Zwiększona zawartość kompostu K2 do 25% przyczyniła się do wzrostu zawartości MDA do 0,00615 $\mu\text{mol/g}$ oraz do 0,007 $\mu\text{mol/g}$, gdy K2 stanowił połowę mieszanki uprawnej. Podobna zależność zachodziła w roślinach rosnących w podłożu z kompostem K1, w roślinach grochu wzrastających w jego obecności w ilości 12,50% zanotowana zawartość MDA wyniosła 0,0059 $\mu\text{mol/g}$. Zwiększenie ilości kompostu K1 do 25% i 50% przyczyniło się do większego stężenia MDA w badanych roślinach odpowiednio do poziomu 0,00687 oraz 0,0095 $\mu\text{mol/g}$. Zatem po raz kolejny obserwowano wysoką zawartość markera stresu oksydacyjnego w roślinach grochu wzrastających w podłożu z największym, 50% udziałem kompostu K1 (wykr. 19).

Z kolei w roślinach rosnących w podłożu wzbogaconym o kompost bezworkowy K stężenie MDA było zdecydowanie niższe oraz odwrotnie proporcjonalne do procentowego udziału kompostu K w podłożu wzrostowym. Zaobserwowano, że przy 12,5% jego udziale zawartość MDA wyniosła 0,00415 $\mu\text{mol/g}$, przy 25% – stężenie MDA spadło do wartości 0,003 $\mu\text{mol/g}$, a gdy udział K stanowił 50% mieszanki uprawnej, ponownie obserwowano niewielki spadek do wartości 0,0028 $\mu\text{mol/g}$ (wykr. 19).

Przeprowadzona analiza siły wpływu czynnika badawczego, czyli udziału worków w kompoście domowym w badanych mieszankach glebowych, wykazała, że przy ilości kompostu workowego K1 w proporcji 25% oraz 50% jego obecność, w obydwu przypadkach, miała niemal pełny istotny statystycznie wpływ na stopień peroksydacji lipidów mierzony zawartością MDA (tab. 33). Dwukrotnie większa zawartość worków

BioBag® w kompoście K2 nie miała wpływu na zawartość MDA w roślinach grochu. Istotność na poziomie 93% obserwowano dla mieszanek 50%.

Tabela 31. Siła wpływu worków BioBag® na zawartość MDA w roślinach *P. sativum*

Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowania worków BioBag® w kompoście) na zawartość MDA w roślinach <i>Pisum sativum</i> (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)			
Udział kompostu w podłożu uprawnym	12,5%	25%	50%
wariant próby			
K – K1	72%	97%*	99%
K – K2	61%	98,5%	98%
K1 – K2	nieistotne	52%	93%

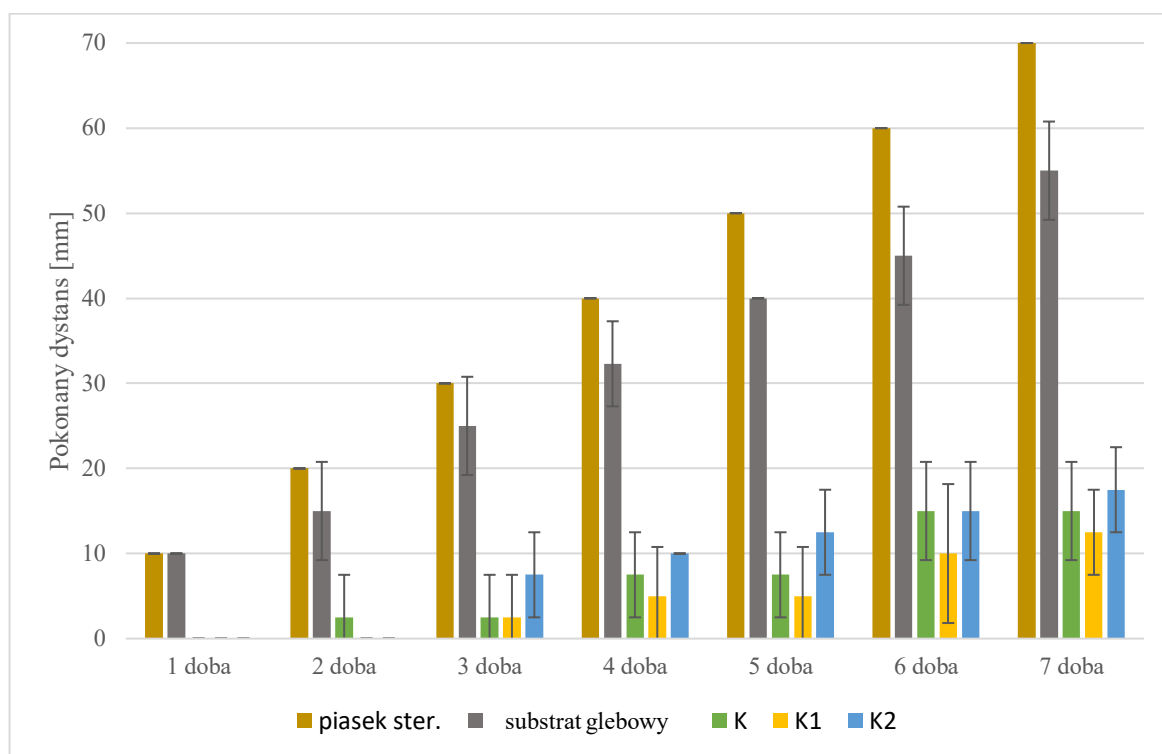
* na czerwono zaznaczono dane o dużej sile związku

5.4. Wpływ obecności worków BioBag® na fungistatyczne działanie kompostu domowego

Według Stachowiaka i in. (2008) kompost może stanowić skuteczną ochronę przed odglebowymi chorobami roślin, w tym tymi, wywołanymi przez grzyby patogenne (Marchwińska i in., 2021). Jego fungistatyczna aktywność może jednak ulec zmianie w zależności od składowanych surowców w kompostowanej przyźmie. Dlatego, aby ocenić, czy obecność worków BioBag® stosowanych do gromadzenia bioodpadów w przydomowym termokompostowniku może wpłynąć na fungistatyczny charakter wyprodukowanego w nim kompostu, zbadano zdolności strzępek *Rhizoctonia solani* do penetrowania środowiska, jakim były komposty K, K1, i K2 oraz ich mieszanki z substratem glebowym.

W trakcie 7-dniowych obserwacji wykazano, że w środowisku sterylnego piasku grzybnia *R. solani* (wykr. 20) rosła liniowo, bez przeszkód. Brak w podłożu mikroorganizmów nie ograniczał wzrostu strzępek i zasiedlania przez nie wykałaczek rozmieszczonych jako pułapki w regularnych, jednocentymetrowych odstępach. W efekcie notowany wzrost we wszystkich powtórzeniach tego wariantu doświadczenia był systematyczny przez cały okres badawczy. W porównaniu do tego, wzrost grzybni *R. solani* w substracie glebowym był nieznacznie istotnie statystycznie ($p < 0,05$) hamowany (tab. 38). W ostatnim dniu doświadczenia obliczony średni dystans pokonany przez strzępki w substracie glebowym wynosił 55 mm, co odpowiadało 21% zahamowaniu względem dystansu pokonanego w tym dniu przez strzępki wzrastające w sterylnym piasku (wykr. 20). Natomiast środowisko kompostu domowego (K) zdecydowanie mocniej hamowało wzrost

grzybni badanego patogena. W stosunku do kontroli prowadzonych w piasku sterylnym i substracie glebowym współczynnik zahamowania wzrostu ΔH [%] obliczony na podstawie wzoru nr 5 był na poziomie odpowiednio 78,6% – względem piasku oraz 66% – względem substratu glebowego (tab. 34).



Wykres 20. Wpływ użytego podłoża: piasku sterylnego, substratu glebowego i kompostu domowego: K, K1, K2 na tempo rozrostu grzybni *R. solani*. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Tabela 32. Współczynnik zahamowania/stymulacji wzrostu ΔH [%] *R. solani* w badanych podłożach

Podłoże	1 doba	2 doba	3 doba	4 doba	5 doba	6 doba	7 doba
	ΔH [%]						
Piasek vs.gleba	0,00	25,00	16,60	18,75	20,00	25,00	21,40
Piasek vs. kompost	100,00	87,50	91,00	81,25	85,00	75,00	78,60
Gleba vs. kompost	100,00	83,00	90,00	77,00	81,00	66,00	72,00
K vs. K1	-	100,0	0	33,3	33,3	33,3	16,6
K vs. K2	-	100,0	-200,0 *	-33,3	-9,9	0,0	-16,6
K1 vs. K2	-	100,0	-200,0	-100,0	-150,0	-33,3	-40,0

* wartość ujemna (-) oznacza stymulację

Wykazano jednocześnie, że dodatek do kompostu domowego worków BioBag® nie zmienił znacząco jego właściwości fungistatycznych (wykr. 20), a niekiedy wręcz je wzmacniał (tab. 34). Po 7 dniach dystans pokonany przez strzępki grzyba *R. solani* w podłożu stanowiącym kompost K1 oraz K2 był zbliżony do tego, jaki grzyb ten pokonał

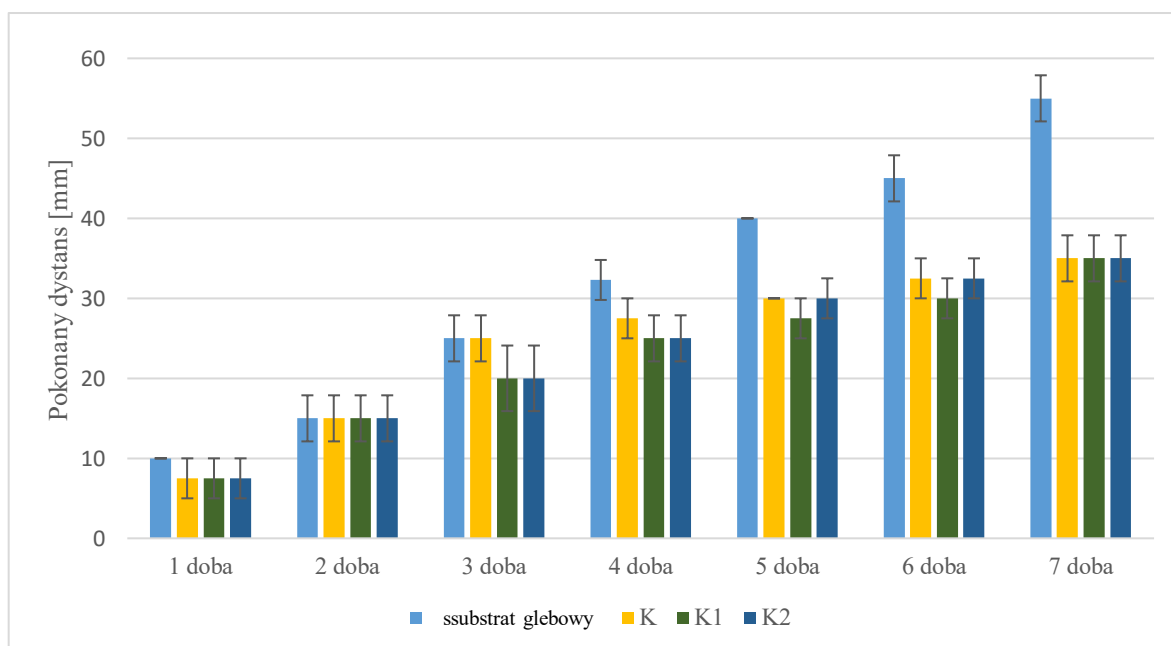
w podłożu stanowiącym kompost K (wykr. 20). Jednocześnie obliczona siła wpływu worków BioBag® na fungistatyczny charakter kompostu K względem badanego patogena nie wykazała, aby ich obecność miała istotny statystycznie wpływ na tę cechę kompostu domowego (tab. 35). W wariancie doświadczenia przeprowadzonym z udziałem kompostu K2 wykazano działanie stymulujące wzrost grzybni zarówno względem kompostu bezworkowego K, jak i kompostu K1 oraz obserwowane różnice w ostatnim przypadku były istotne statystycznie. Siódmego dnia droga pokonana przez strzępki *R. solani* wynosiła w podłożu z kompostem K – 15 mm, z kompostem K1 – 12,5 mm, natomiast w podłożu z kompostem K2 – 17,5 mm. Obliczona siła wpływu podwojonej ilości worków na aktywność fungistatyczną kompostu była jednak nikła (tab. 35).

Tabela 33. Siła wpływu obecności worków BioBag® na tempo wzrostu grzybni *R. solani*

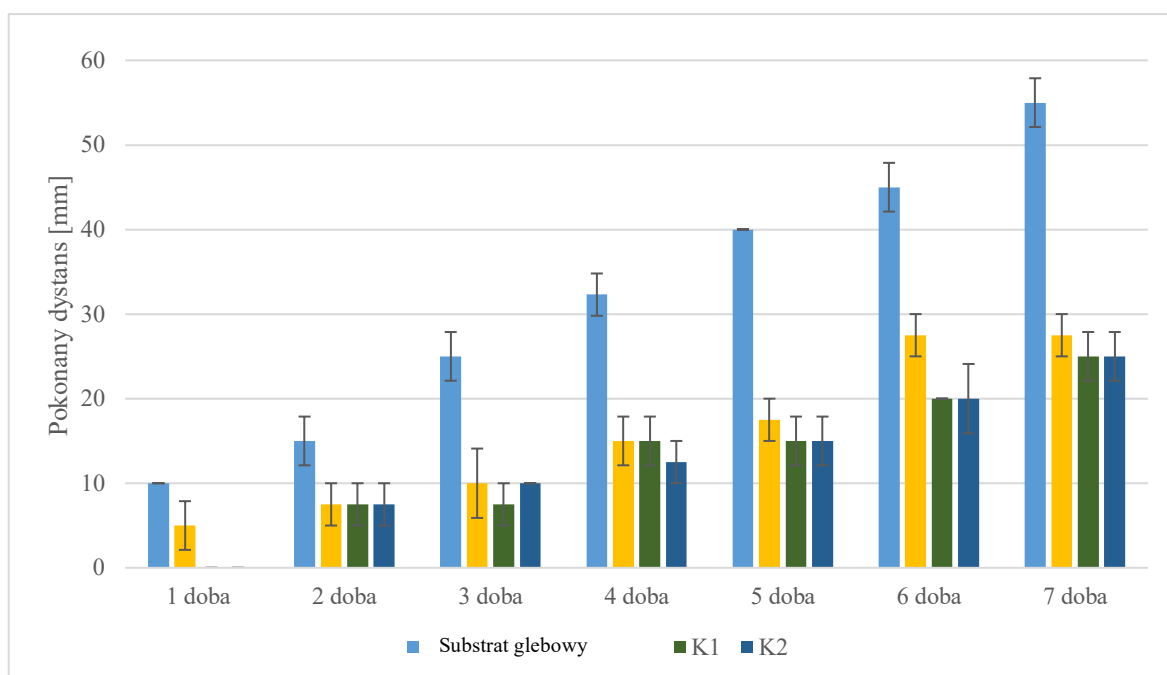
Siła wpływu zmiennej niezależnej (występowanie worków BioBag® w kompoście) na tempo wzrostu grzybni <i>Rhizoctonia solani</i> (η^2 – obliczona na podstawie wzoru nr 6)			
porównanie	K vs. K1	K vs. K2	K1 vs. K2
wartość η^2	nieistotna statystycznie	nieistotne statystycznie	Istotne statystycznie ($p < 0,03$) 0,0776 (7,76%)

Porównanie tempa wzrostu grzybni w podłożu będącym mieszanką poszczególnych wariantów kompostów (wykr. 21, 22, 23) wykazało, że przy ich 12,5% udziale zarówno kompostu K, K1, jak i K2 wzrost grzybni był najintensywniejszy, a następnie słabł przy 25% i 50% ich udziale objętościowym.

Siódmego dnia dystans pokonany przez grzybnie w podłożu z 12,5% udziałem objętościowym wszystkich klas kompostów domowych (tj. K, K1 i K2) był taki sam i osiągnął 35 mm (wykr. 21). Wzrost grzybni w podłożu stanowiącym mieszanki kompostów w proporcjach 25% był istotnie słabszy względem mieszanek z 12,5% udziałem badanych kompostów (wykr. 22). Równocześnie też od piątej doby obserwowano w próbach z 25% zawartością kompostów silniejsze hamowanie wzrostu grzybni w porównaniu do kompostu bezworkowego K. Po upływie tygodnia dystans przebyty przez *R. solani* wyniósł 27,5 mm w podłożu z kompostem K, z kolei w podłożach z kompostami K1 i K2 dystans wyniósł po 25 mm (wykr. 22).



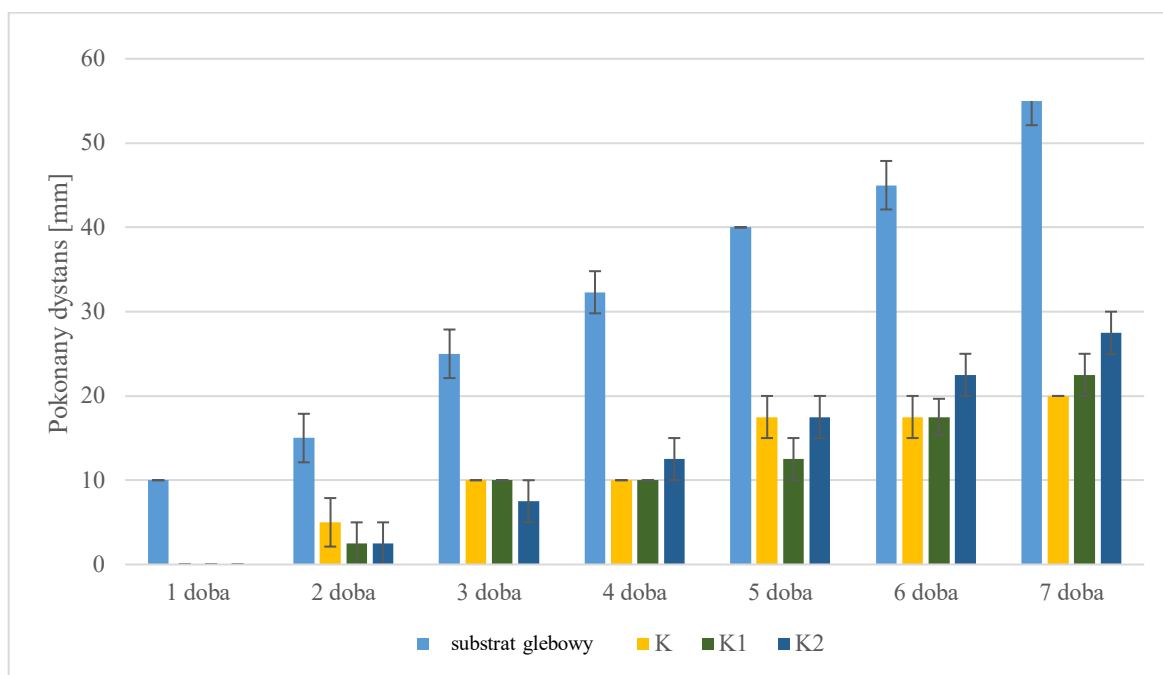
Wykres 21. Wpływ dodatku do podłoża 12,50% kompostów K, K1, K2 na tempo rozrostu grzybni *R. solani*. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym



Wykres 22. Wpływ dodatku do podłoża 25% kompostów K, K1, K2 na tempo wzrostu grzybni *Rhizoctonia solani*. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

Grzybnie wzrastające w podłożu z 50% udziałem objętościowym testowanych kompostów K, K1 i K2 po siedmiu dniach pokonały mniejsze dystanse niż w poprzednio omówionym wariancie, i tak w środowisku kompostu K przebyły 20 mm, w obecności kompostu K1 – 22,5 mm, a w obecności kompostu K2 – 27,5 mm (wykr. 23). Zwiększenie udziału kompostów produkowanych z udziałem worków (K1 i K2) wpłynęło stymulująco

na wzrost grzybni w porównaniu do kompostu bezworkowego K. Siódmego dnia droga przebyta przez grzybnie wynosiła w podłożu z K2 17,5 mm, podczas gdy w podłożu z K – 15 mm (wykr. 23).



Wykres 23 Wpływ dodatku do podłoża 50% kompostów K, K1, K2 na tempo wzrostu grzybni *R. solani*. Wyniki przedstawiają średnią wartość z czterech niezależnych powtórzeń wraz z błędem statystycznym

6. DYSKUSJA

Odpady organiczne niosą ze sobą ogromny potencjał energetyczny i nawozowy, ale aby go wykorzystać, konieczne jest odpowiednie ich wyselekcjonowanie z pozostałych odpadów komunalnych (Battista i in., 2021; Vaz i in., 2015). Używanie w tym celu tradycyjnych worków foliowych nie jest właściwe, ponieważ bioodpady zostają zanieczyszczone tworzywami sztucznymi (Jouhara i in., 2017). Wydaje się zatem, że stosowanie w tym celu biodegradowalnych worków BioBag® rozwiązuje ten problem.

Zdolność do rozkładu worków BioBag® wykonanych z folii MaterBi® wykazywano w warunkach laboratoryjnych, najczęściej w laboratoriach samych producentów lub na ich zlecenie (Müller i in., 2012; Khan, 2017). Z kolei dotychczasowe obserwacje prowadzone w środowisku naturalnym skupiły się głównie na procesach degradacji folii MaterBi®, w warunkach dna morskiego (Balestri i in., 2017), wody morskiej (Rampazzo i in., 2023; Bejgarn i in., 2015; Harrison i in., 2018), wydm morskich (Balestri i in., 2019) oraz w glebie (Neubauer, 2023). W cytowanych pracach analizowano głównie czynniki sprzyjające rozkładowi tworzyw na bazie skrobi (Hejna i in., 2023), natomiast nie określono ich wpływu na środowisko, szczególnie na środowisko kompostu domowego i wpływu takiego kompostu na rośliny (Ruggero i in., 2020; Accinelli i in., 2012; Accinelli i in., 2020). Wyniki przeprowadzonych badań mają zatem stanowić próbę odpowiedzi na powyższe pytania.

W doświadczeniu laboratoryjnym inkubację testowanych worków prowadzono w wodzie destylowanej i w wyciągach z kompostu domowego oraz substratu glebowego. Przyjęto taki sposób postępowania, ponieważ woda reguluje dostępność składników odżywczych dla roślin, natomiast kompost nie stanowi samodzielnego podłoża uprawnego, a jedynie nawóz organiczny poprawiający jakość gleby. Jednym ze sprawdzanych parametrów był odczyn badanych środowisk płynnych. Wartość pH to jeden z ważniejszych czynników determinujących możliwość rozkładu biotworzyw w warunkach naturalnych (Scaffaro i in., 2009; Scaffaro i in., 2018), jednak sama ich obecność w środowisku także wywołuje zmiany w wartości tego parametru (Bejgarn i in., 2015; Balestri i in., 2019). Pomiary wartości pH prowadzone przez 8 tygodni w wodzie oraz przygotowanych ekstraktach (z substratu glebowego i kompostu), w których przechowywano worki BioBag®, wykazały istotny statystycznie wzrost tej wartości w czasie. Zmiany te obserwowano we wszystkich badanych próbach w porównaniu do kontroli niezawierających worków (wykr. 1, 2, 3). Przeprowadzona analiza wariancji wykazała, jednocześnie, że czas przechowywania worka we wszystkich próbach miał istotny

statystycznie wpływ na wartość pH (tab. 10). Uzyskane wyniki odbiegają jednak od danych literaturowych. Niektórzy autorzy wskazywali na spadek wartości pH na skutek inkubacji folii MaterBi®. Bejgarn i in. (2015) notowali niższą wartość pH w wyciągach z worków kompostowalnych poddawanych wcześniej procesom symulowanego starzenia. Spadek wartości pH na skutek przechowywania folii MaterBi® notowano również w wodzie morskiej (Balestri i in., 2017), a także w wodzie dejonizowanej oraz w wodzie deszczowej (Balestri i in., 2019).

Rozbieżności pomiędzy wynikami własnymi a literaturowymi wydają się być spowodowane odmiennym podejściem metodycznym w sposobie przygotowania prób badawczych. W każdej z wyżej cytowanych prac ekstrakty badawcze sporządzane były poprzez dodanie do nich drobnych fragmentów kompostowalnych folii, co miało swoje uzasadnienie w wymaganiach stawianych biotworzywom w ramach normy EN 13432 (Accineli i in., 2020). W badaniu własnym nie stosowano rozdrobnionej folii. Zamiast tego do testowanych wyciągów i wody wprowadzano fragmenty worków w niezmienionej postaci, czyli takiej, w jakiej byłyby one umieszczone w kompostowej przyźmie wraz ze gromadzonymi w nich odpadami organicznymi. Jednocześnie wielkość fragmentu worka dobrano w taki sposób, aby odzwierciedlić jego rzeczywisty kontakt z płynem. Ponadto w badaniu własnym początkowe wartości pH wody (6,6) i wyciągów (6,4 – z substratu glebowego, 7,3 – z kompostu) były zdecydowanie niższe w porównaniu do początkowych wartości pH odcieków z cytowanych prac. Na przykład Bejgarn i in. (2015) notowali pH na poziomie 7,9, a Balestri i in. (2017) od 8 do 8,2. Nie można także wykluczyć, że różne wyniki mogły być spowodowane innym składem chemicznym testowanych folii. Jak zauważają Balestri i in. (2019), dokładny udział substancji, z których wykonane są worki biodegradowalne, jest nieznany i w związku z tym, pomimo użycia w doświadczeniu tego samego typu materiału, co cytowani autorzy (tj. tworzywa MaterBi®), nie można mieć pewności, że ich skład był jednakowy.

Obok pomiarów wartości pH we wszystkich próbach badawczych wykonano także pomiary wartości przewodności elektrolitycznej. Jak podają Stepnowski i in. (2010), parametr ten stanowi miarę stężenia związków mających zdolności do przewodzenia prądu elektrycznego, dlatego uważa się, że może on być wyznacznikiem zanieczyszczeń w środowisku, a szczególnie zanieczyszczeń nieorganicznych. Ciesielczuk i in. (2016) sugerują również, że przewodność elektrolityczna jest istotnym wskaźnikiem uwalniania biogenów, a Piotrowska-Cyplik i in. (2007) wskazują, że przy jego pomocy można określić ilościowe zmiany substancji rozpuszczonych w wyciągach wodnych. Przewodność

elektrolityczna nie pozwala rozróżnić poszczególnych rodzajów jonów (Szczykowska i Siemieniuk, 2020) ani substancji, które nie przewodzą prądu elektrycznego, jak np. niektórych związków organicznych, jednak uzyskany wynik jest wartością wprost proporcjonalną do łącznej ilości wszystkich jonów obecnych w próbce. Zatem przy jego pomocy podjęto się próby wstępnego oszacowania wpływu obecności worków BioBag® na zmianę ilości substancji rozpuszczonych w ich otoczeniu. Otrzymane wyniki wykazały, że obecność folii miała wpływ na wartość przewodności elektrolitycznej badanych prób (wykr 4, 5, 6; tab. 11). Inkubowanie folii w wodzie powodowała istotny statystycznie wzrost wartości przewodności elektrolitycznej w stosunku do pierwszego dnia o blisko 250%, natomiast przewodność elektrolityczna wyciągów z kompostu domowego i z substratu glebowego w obecności worka ulegała istotnemu statystycznie spadkowi o 27% w wyciągu z kompostu domowego i blisko 47% w wyciągu z substratu glebowego, w odniesieniu do pierwszego dnia pomiaru. Przechowywanie wody destylowanej przez kilkanaście dni powoduje naturalny wzrost jej przewodności elektrolitycznej do poziomu $2\div 4\ \mu\text{S}/\text{cm}$, co wiąże się z przenikaniem do niej z powietrza dwutlenku węgla i amoniaku (Szczykowska i Siemieniuk, 2020). Jednak w przeprowadzonym doświadczeniu inkubowane próbki były zabezpieczone przed dostępem powietrza, co wskazuje, że głównym możliwym czynnikiem wywołującym tę zmianę mogła być obecna folia. Makro- i mikroskopowa ocena stanu folii wskazywała na zachodzące na jej powierzchni procesy degradacji będące w tym wypadku głównie efektem hydrolizy chemicznej. Próbkę badanych folii cechowała niska elastyczność (tab. 14), materiał ulegał bardzo łatwemu rozerwaniu, a w obrazie mikroskopowym można było zauważyć ogólne rozluźnianie jego struktur (fot. 12 A. 13 A). Biorąc pod uwagę fakt, że znaczny wzrost wartości przewodności elektrolitycznej nastąpił po 3 tygodniach od rozpoczęcia doświadczenia (wykr. 4), a następnie systematycznie wzrastał przez kolejne tygodnie, można wnioskować, że od tego momentu dochodziło do uwalniania się do środowiska różnych substancji pochodzących z folii. Wniosek ten zdaje się potwierdzać 12% spadek masy folii w porównaniu do jej masy sprzed inkubacji. Jak podaje Gibczyńska (2013) wraz ze wzrostem ilość substancji rozpuszczonych w wodzie wzrasta jej przewodność elektrolityczna i odwrotnie – mała ich ilość skutkuje jej obniżeniem. Badania laboratoryjne prowadzone przez Bejgarn i in. (2015) oraz Balestri i in. (2019) wykazały, że w kontakcie z wodą makrofragmenty pochodzące z toreb kompostowalnych mogły uwalniać do otaczającego środowiska plastyfikatory i inne dodatki wprowadzone do nich podczas produkcji.

Zjawisko hydrolizy chemicznej materiału skrobiowego firmy Novamont (pełen skład tworzywa do tej pory nie został ujawniony), producenta testowanych w niniejszej pracy worków BioBag®, obserwowane było wcześniej przez Rutkowską i Heimowską (2008). Badaczki te wykazały, że w wyniku 11-miesięcznej inkubacji małych fragmentów folii w wodzie morskiej nastąpił 27,5% ubytek masy spowodowany powolną hydrolizą chemiczną. Na podstawie przeprowadzonych przez nie obserwacji mikroskopowych wynikało, że po 28 dniach inkubacji w wodzie morskiej doszło do zapoczątkowania degradacji amorficznych obszarów skrobi, a po 6 miesiącach degradacji obszarów krystalicznych oraz pojawienia się ciemnych miejsc świadczących o rozkładzie skrobi. Również Niaounakisa i in. (2019) wykazali, że po 8 miesiącach ekspozycji na wodę morską folia MaterBi® wykazała znaczne pogorszenie właściwości rozciągających na skutek utraty plastyfikatora oraz postępującej hydrolizy skrobiowego składnika. Tymczasem Balestri i in. (2017) badając zachowanie całego worka z tworzywa MaterBi® w osadzie morskim, dopiero pod koniec piątego miesiąca zaobserwowali pierwsze zmiany w strukturze folii. Notowany przez nich ubytek masy folii względem masy początkowej wynosił po 6 miesiącach około 15%. Obraz SEM ujawnił na powierzchni folii oznaki początkowej degradacji. Tym samym test biodegradacji niepofragmentowanej folii MaterBi® dał inny rezultat w porównaniu do testu, w którym używano fragmentów worka.

W odniesieniu do wykazanego w badaniu własnym istotnego statystycznie spadku wartości przewodności w czasie i równoległość w zmianach w czasie w wyciągu z substratu glebowego wydaje się, że przechowywana w płynach folia MaterBi® przyczyniała się do zmniejszania ilości dostępnych jonów. Przypuszczalnym uzasadnieniem tak znacznego (47%) spadku konduktywności w wyciągu z substratu glebowego w stosunku do pierwszego dnia badania może być wiązanie jonów przez powierzchnią folii wykonanej głównie z substancji organicznej. Mikroplastik ma stosunkowo duży stosunek powierzchni do objętości, przez co skutecznie absorbuje zanieczyszczenia hydrofobowe ze zbiorników wodnych (Sharma i Chatterjee 2017; Dong i in., 2021a; Wang i in., 2020). Co więcej mikroplastik może odgrywać ważną rolę w transporcie toksycznych substancji chemicznych, takich jak plastyfikatory, wielopierścieniowe węglowodory aromatyczne, antybiotyki i potencjalnie toksyczne pierwiastki (Sajjad i in. 2022). Jak sugerują Bandini i in. (2022), mniejsze i większe fragmenty biotworzyw powstałych na skutek biorozkładu mogą być także wektorami do przenoszenia mikroorganizmów, w tym patogennych.

Wygląd worka po kolejnych 6 miesiącach inkubacji w wyciągu z substratu glebowego wskazywał na najmniejszą jego degradację (fot. 10 B, 11B) w porównaniu do

próbek folii inkubowanych w pozostałych dwóch środowiskach. Worek zachował dobrą elastyczność (tab. 14), w jego strukturze widoczne były nieznaczne przebarwienia, a w obrazie mikroskopowym (fot. 12 B, 13 B) można było dostrzec, jedynie na brzegach, niewielkie jego zmiany wskazujące na rozpoczęcie procesu degradacji. W próbach tych notowano też najmniejszy, 6% spadek jego masy (wykr. 8). A zatem przyczyną zmniejszającej się wartości badanego parametru mógł być nie tylko efekt wiązania jonów z folią, ale także nieznaczna jej degradacja i brak wydzielania do otoczenia substancji, które *de facto* mogły powodować wzrost wartości przewodności, a co najprawdopodobniej miało miejsce w próbach badawczych z wodą. Warto dodać, że wartość przewodności w wyciągach z substratu glebowego bez dodatku worka również ulegała powolnemu spadkowi w czasie. Obniżenie to po 57 dniach było jednak dużo mniejsze i wyniosło 18% względem pierwszego dnia. Istotnie statystycznie zmiany konduktywności w następstwie przechowywania worka BioBag® zaobserwowana również w ekstraktach z kompostu domowego (wykr. 5). Podobnie jak w przypadku ekstraktów z substratu glebowego odnotowano spadek przewodności elektrolitycznej, jednak był on mniejszy i wynosił 27%. Ponadto dynamika zmian była łagodna w czasie, bez gwałtownych wahań wartości. Można zatem przypuszczać, że prawdopodobnie również w ekstraktach z kompostu domowego obecność worków BioBag® stanowiła czynnik wiążący jony. W tym przypadku pewną rolę mogły odgrywać także mikroorganizmy, w tym grzyby, których liczba była zdecydowanie większa w kompoście niż w substracie glebowym (wykr. 7). Wydaje się, że mikroorganizmy mogły wykorzystywać worek jako dodatkowe źródło pożywienia, wskutek czego do środowiska uwalniane były substancje powstające w efekcie ich aktywności metabolicznej, co w pewnym stopniu mogło niwelować efekt wiązania jonów przez samą folię. Przypuszczenie to wydaje się potwierdzać fakt, że w porównaniu z próbkami folii inkubowanymi w wodzie i wyciągach z substratu glebowego próbki folii inkubowane w wyciągach z kompostu domowego wykazały największy stopień degradacji. Co więcej, obserwowano wyraźną fragmentację worków (fot. 10 C, 11 C), a w obrazie mikroskopowym widoczne były spękania i perforacje, szczególnie w obrębie brzegów folii, świadczące o postępującej degradacji (fot. 12 C, 13 C). Ubytek masy próbek w stosunku do ich masy początkowej wynosił 35%. Obserwacja ta jest zgodna z doniesieniami innych autorów (Accinelli i in., 2012). Jak podaje Lu i in. (2021), uzyskanie tak znacznego spadku wydaje się mieć silny związek z bogatą mikroflorą kompostu oraz rozpuszczonymi w jego wyciągach enzymami. Vithanage i in. (2021) jako pozytywny aspekt obecności mikroplastików w środowisku wymienia poprawę aktywność mikrobiologicznej oraz

zapewnienie produkcji kluczowych enzymów glebowych zwiększających dostępność składników odżywczych.

Biotworzywa, po pierwszym etapie degradacji zachodzącym pod wpływem czynników fizycznych (m.in. fotodegradacja, woda czy ciepło), mogą stać się potencjalnym substratem dla mikroorganizmów heterotroficznych (Malinowski, 2015; Stachurek, 2012). Zewnątrzkomórkowe enzymy mikroorganizmów oddziałują na powierzchnię biotworzyw, powodując rozkład złożonych polimerów na cząsteczki o krótszych łańcuchach, np. na oligomery, dimery oraz monomery. Cząstki te mogą przeniknąć do wnętrza komórek bakteryjnych przez ich zewnętrzną półprzepuszczalną błonę i służyć jako źródło węgla i energii (Ruggero i in., 2020). Ekosystem kompostu domowego, w skład którego wchodzi duże ilości odpadków spożywczych, stanowi bogate źródło mikroorganizmów (Lu i in., 2021). Skrobia, na bazie której produkowane są tworzywa MaterBi® (Bastoli i in., 1993; Müller i in., 2012), jest naturalnym polisacharydem, mogącym być wykorzystywanym przez mikroorganizmy jako łatwo dostępne źródło energii (Ruggero i in., 2020). Zgodnie z tym, co podają Łabużek i in. (2003), za jej mikrobiologiczną, zewnątrzkomórkową degradację odpowiadają cztery rodzaje amylaz: α -amylaza (endoamylaza), β -amylaza (egzoamylaza), amylo- α -1,6-glukozydaza oraz glukozydaza. Potencjał do wydzielania zewnątrzkomórkowych enzymów amylolitycznych wykazuje wiele mikroorganizmów, co utrudnia wskazanie konkretnej mikroflory swoiście degradującej skrobię. Chociaż wiele badań w zakresie oddziaływania drobnoustrojów na biotworzywa koncentruje się głównie na bakteriach, dowiedziono, że w procesie degradacji bioplastiku ważną rolę odgrywają grzyby (Kim i Rhee, 2003). Badania Accinelli i in. (2012) z udziałem toreb z tworzywa MaterBi® prowadzone w glebie, kompoście oraz dwóch ekosystemach wodnych wykazały, że po 3 miesiącach przechowywania ich w badanych środowiskach na ich powierzchni pojawiło się zdecydowanie więcej grzybów niż bakterii. Szczególny potencjał do rozkładu biotworzyw na bazie skrobi przypisuje się grzybom takim jak *Aspergillus niger*, *Penicillium funiculosum* czy *Phanerochaete chrysosporium* (Tripathi, i in. 2016). Liczne badania wykazują, że na powłoce z bioplastików wytworzonych na bazie skrobi, po umieszczeniu ich w glebie, wykrywano są grzyby rodzaju *Aspergillus* wraz z innymi grzybami wytwarzającymi mykotoksyny (tj. *Fusarium* spp., *Penicillium* spp.) (Moore-Kucera i in., 2014;; Accinelli i in., 2009, 2012; Kim i Rhee, 2003). Ponadto Accinelli i in. (2020) podkreślają, że folia MaterBi® ma dużą zdolność do wspomagania wzrostu *Aspergillus flavus*, jednego z głównych gatunków grzybów mykotoksynotwórczych.

Przeprowadzona w badaniu własnym izolacja grzybów z kompostu domowego użytego do sporządzenia doświadczalnych ekstraktów wykazała obecność *Aspergillus niger*, *Penicillium* spp., jak również *Trichoderma* spp. oraz różnych kolonii drożdży, *Mucor* spp. i innych niezarodnikujących grzybní. Oznaczona ogólna liczba grzybów w 1 g kompostu wyniosła ok. $7,95 \times 10^7$. Ta sama analiza przeprowadzona na próbkach substratu glebowego wykazała ogólną ich ilość na poziomie $5,36 \times 10^4$ na 1 g surowca (wykr. 7). Tym samym identyfikowana liczba grzybów w kompoście domowym była blisko 1500 razy większa w stosunku do liczby grzybów oznaczonych w materiale glebowym użytym w doświadczeniu. Ponadto skład gatunkowy mykoflory substratu glebowego był uboższy, choć także dominowały w nim *Aspergillus niger*, któremu towarzyszyły grzyby rodzaju *Trichoderma* i *Penicillium*. Wyniki te sugerują, że obserwowany łagodny spadek przewodności elektrolitycznej w odciekach z kompostu domowego z inkubowanym workiem mógł mieć związek z aktywnością mikroorganizmów. Oprócz dostępu do rozpuszczonych w odciekach substancji pochodzących z kompostowania w warunkach naturalnych mikroorganizmy miały dostęp do dodatkowego źródła pożywienia w postaci folii MaterBi®. To może nasuwać przypuszczenie o niespowolnieniu ich sukcesji wraz ze stopniowym zużywaniem związków zawartych w wyciągach, ale wręcz o jej przyspieszeniu.

Dostęp do składników mineralnych dla roślin warunkuje w dużym stopniu wartość pH (gdy jest ona niska – dostęp do pierwiastków może być zwiększony, a gdy wysoka – dostęp do pierwiastków może być ograniczony). Wyznaczony współczynnik korelacji Pearsona ($p < 0,001$) pomiędzy zmianą wartości pH a przewodnością elektrolityczną w czasie wykazał, że zależność ta zachodziła w próbach z dodatkiem worka BioBag® zarówno w ekstrakcie z kompostu domowego, jak i ekstrakcie z substratu glebowego (tab.13). Istotna statystycznie korelacja ujemna pomiędzy uzyskanymi wartościami potwierdziła, że wraz ze wzrostem wartości pH spadała wartość przewodności elektrolitycznej. Takiej zależności nie obserwowano w próbach bez dodatku worka.

Zmiany jakie zaszły w wodzie oraz badanych ekstraktach jako efekt przechowywania w nich worka BioBag® miały zróżnicowany wpływ na wzrost i rozwój *Pisum sativum*. Pomiarów biometrycznych roślin uprawianych hydroponicznie ujawniły, że na skutek wcześniejszej inkubacji worka w wodzie, wzrost pędów był hamowany, natomiast długość korzeni nie uległa istotnej zmianie (wykr. 9, 10). Odmienny efekt obserwowano w przypadku ekstraktu z substratu glebowego – wcześniejsza inkubacja worka sprawiła, że ekstrakt ten działał stymulująco na wzrost korzeni, nie wpływając przy tym na długość

pędów (wykr. 9, 10). W przypadku *P. sativum* rosnącego w ekstrakcie z kompostu domowego, w którym także wcześniej inkubowano worek, nie stwierdzono istotnych statystycznie zmian w badanych parametrach wzrostu (wykr. 9, 10). Z kolei analiza liczby liści wykazała, że rośliny wzrastające w wodzie z inkubowanym wcześniej workiem miały ich istotnie mniej niż rośliny kontrolne, podczas gdy w ekstrakcie z substratu glebowego obserwowano odwrotną tendencję. Natomiast inkubacja worka w ekstrakcie z kompostu domowego nie miała wpływu na tę cechę (wykr. 11). Można więc stwierdzić, że reakcja rośliny modelowej na obecność worka BioBag® była zróżnicowana i zależna od rodzaju środowiska, w którym worek był przechowywany (wody, ekstraktu z substratu glebowego lub ekstraktu z kompostu domowego). Zaobserwowane różnice sugerują również że występowanie worków BioBag® w różnych środowiskach nie tylko wywołuje w nich odmienne zmiany, mogące wpływać różnie na rośliny, ale również i może wywoływać zróżnicowane efekty na poziomie poszczególnych organów tej samej rośliny.

Jak dotąd w literaturze brakuje bezpośrednich wyników odnoszących się do tego typu analiz. Dostępne są natomiast prace przedstawiające reakcje roślin na różne rodzaje mikroplastików w środowisku ich wzrostu, których wyniki są zbieżne z uzyskanymi w niniejszej pracy. Tym samym potwierdzają one, że poszczególne organy tej samej rośliny mogą reagować odmiennie na różne typy mikroplastiku. Kalčíková i in. (2017) i Boskera i in. (2019) obserwowali taki efekt w roślinach *Lemna minor* (rzęsy wodnej) oraz *Lepidium sativum* (piperzicy siewnej). Meng i in. (2021) wykazali, że *Phaseolus vulgaris* (fasola zwykła) należącej do tej samej rodziny co *P. sativum*, wzrastając w obecności biodegradowalnego mikroplastiku (Bio-MPs) w stężeniu poniżej 1,5% i 2,0%, miała dłuższe korzenie oraz liczniejsze brodawki korzeniowe w porównaniu do kontroli. Z kolei Qi i in. (2018) udowodnili, że biodegradowalny mikroplastik na bazie skrobi negatywnie wpłynął na cechy biometryczne pszenicy (*Triticum aestivum*). Co więcej jego obecność miała bardziej niekorzystny wpływ na wysokość, oraz liczbę liści i biomasę pszenicy niż makro- lub mikroplastik z folii polietylenowej. Stymulujący efekt obecności mikroplastików polietylenowych na przyrost korzeni *Vigna radiata* (fasoli mung) i brak efektu na wzrost ich pędów obserwowali również Wang i in. (2021). Dodatkowo stwierdzili oni, że mikroplastiki polietylenowe miały wyższą fitotoksyczność dla soi (*Glycine max*) niż dla fasoli mung (*Vigna radiata*), a obserwowany przez nich efekt zależał od rozmiaru i stężenia samych cząstek mikroplastików. Odmienne wyniki uzyskano w badaniach Jianga i in. (2019), gdzie występowanie polistyrenowych mikroplastików w środowisku wzrostu *Vicia faba* (bób) powodowała ograniczenie wzrostu ich korzeni.

Przeprowadzone obserwacje wpływu obecności worków BioBag® na trzy niezależne środowiska: wody destylowanej, wyciągu z kompostu domowego i substratu glebowego jednoznacznie dowiodły, że ich wcześniejsza inkubacja miała istotny wpływ na badane parametry, a powstałe zmiany nie były obojętne dla rozwoju rośliny modelowej. Biorąc pod uwagę fakt, że testy laboratoryjne nie stanowią odzwierciedlenia warunków naturalnych kompostowania (Adamcova i in., 2017), zasadnym było podjęcie dalszych badań w kierunku oceny wpływu worków BioBag® na rekomendowane środowisko ich docelowego unieszkodliwiania, jakim jest kompost domowy.

Przygotowane w tym celu komposty domowe charakteryzowały się różnym udziałem testowanych worków BioBag® wypełnianych uprzednio bioodpadami domowymi i/lub ogrodowymi. Taka metodologia jest nowatorska i pozwoliła ocenić wpływ worków BioBag® na bazie skrobi na środowisko kompostu domowego w warunkach ich rzeczywistego zastosowania, a nie jak we wcześniejszych publikacjach z tego zakresu – po ich wcześniejszym pofragmentowaniu (Kwanyun i in., 2023) lub umieszczeniu w specjalnych ramkach (Adamcová i in., 2017; Niekraś i Moliszewska, 2017; Adamcová i Vaverkova, 2016; Adamcová i in. 2013). Włożenie testowanej folii do ramki na pewno ułatwia badaczom ocenę stopnia jej degradacji, jednak nie wydaje się, aby umożliwiało pełną ocenę faktycznego oddziaływania worków na środowisko po zastosowaniu go zgodnie z przeznaczeniem. Również ocena ich wpływu na przebieg samego procesu kompostowania, gdy od początku stanowią one element kompostowanych surowców, nie wydaje się być możliwa przy takim podejściu do badań. Należy zaznaczyć, że dotychczas nie istnieją żadne metodologie opisujące procedury badawcze związane z rozkładem biotworzyw w warunkach *in situ*, jak również nie ma w tym zakresie żadnych norm (Adamcova i in., 2017).

W doświadczeniu własnym przyjęto, że w kompostach K2 wszystkie bioodpady deponowano i odprowadzano do termokompostowników w workach BioBag®. W przypadku kompostów K1 połowę bioodpadów traktowano w ten sposób, a pozostałą ich część składowano w termokompostownikach luzem. Przyjęto również, że kompost kontrolny K przygotowano wyłącznie z bioodpadów składowanych luzem w termokompostownikach bez użycia worków. Po pierwszych 6 miesiącach od założenia doświadczenia komposty K i K1 spełniały kryteria dojrzałości opisane normą BN-89/9103-09 (Wasik, 1989/2015), czego nie można było powiedzieć o kompoście K2. Mimo to w wizualnej ocenie (fot. 14), czyli takiej, jakiej zwykle poddawane są komposty domowe, wszystkie doświadczone komposty nie wzbudzały podejrzeń co do ich koloru i zapachu.

Jednocześnie też w kompostach K1 i K2 nie obserwowano worków w takiej postaci, w jakiej były one wprowadzone na początku. Podobny efekt opisali Vaverková i in. (2012) oraz Adamcová i in. (2016). Autorzy ci wykazali, że po 3 miesiącach symulowanego procesu kompostowania w skali laboratoryjnej tworzywa na bazie skrobi uległy rozpadowi.

Temperatura kompostowania stanowi jeden z kluczowych parametrów stosowanych w fizycznej ocenie stanu materii organicznej w procesie kompostowania (Azis i in., 2022). Przyjmuje się, że jeśli temperatura kompostu jest wyższa niż temperatura otoczenia, to procesy rozkładu materii organicznej wciąż w nim zachodzą, a sam kompost nie jest jeszcze stabilny (WFOŚiGW w Gdańsku). Jeśli natomiast w przyrodzie nie obserwuje się wahań temperatur przez okres 10 dni oraz rejestrowana temperatura jest w granicach temperatury otoczenia, to kompost taki można uznać za stabilny i możliwy do użycia jako nawóz organiczny (Choińska, 2013). Porównując wyniki pomiarów temperatury z wnętrza sześciomiesięcznych kompostów z wynikami pomiarów temperatury ich otoczenia (wykr. 12), stwierdzono, że wszystkie trzy warianty testowanych kompostów miały temperaturę zbliżoną do temperatury otoczenia. Zanotowany brak wpływu wahań temperatur otoczenia na zmiany temperatur doświadczalnych kompostów pozwolił przyjąć, że intensywne procesy utleniania zachodzące w temperaturze powyżej 40°C, właściwej dla fazy termofilnej, już w nich ustały. Z drugiej strony Vázquez i Soto (2017) zauważają, że w kompostownikach domowych tak wysokie temperatury nie są raczej osiąganiane, a faza termofilna może zachodzić jedynie w temperaturze o kilka stopni wyższej od temperatury otoczenia. Z kolei Arrigoni i in. (2018) zwracają uwagę na fakt, że kompostowanie w małej skali rozpoczyna się zwykle od wprowadzenia partii odpadów organicznych przez górny otwór kompostownika, a kończy w dolnej jego części. Sugerują oni, że przemiana materii organicznej skorelowana ze zmianą wartości temperatur zachodzi zgodnie z kolejnością dokładania kolejnych porcji odpadów. Mierzona przez nich temperatura na czterech różnych wysokościach kompostowanej przyzmy potwierdzała taką hipotezę.

W badaniach własnych najniższą temperaturę, tj. 22°C (notowaną w połowie sierpnia; wykr. 12) wykazano w kompoście z największym udziałem worków – K2, co być może wiązało się z obserwowaną w nich najwyższą wilgotnością. Podobny efekt uzyskali Kwanyun i in. (2023), którzy kompostując fragmenty folii skrobiowych z manioku wraz z odpadami spożywczymi wymieszanymi z obornikiem bydlęcym, notowali niższe temperatury w trakcie procesu w porównaniu do temperatury procesu kompostowania bez ich obecności. Autorzy ci uzasadniali to tym, że biodegradacja worków w porównaniu do odpadów spożywczych zachodziła wolniej, co skutkowało mniejszą aktywnością

mikroorganizmów i nieemitowaniem przez nie takiej ilości ciepła, co w procesie kompostowania łatwiej degradowalnych surowców.

Po 6 miesiącach od założenia doświadczenia we wszystkich kompostach odnotowano zasadowe wartości pH (tab. 16). Oznacza to, że zaobserwowany w doświadczeniu laboratoryjnym systematyczny wzrost wartości pH w odcieku z kompostu domowego pod wpływem przechowywania folii MaterBi® nie znalazł potwierdzenia w naturalnych warunkach przydomowego termokompostownika. Za to wynik ten pokrywał się z pracami innych autorów (Kwanyun i in., 2023), którzy obserwowali spadek pH wtedy, gdy folie skrobiowe obecne były w środowisku (Bejgarn i in., 2015; Balestri i in., 2017; Balestri i in., 2019). Notowana w doświadczalnych kompostach K1 i K2 wartość pH była także sprzyjająca procesom rozkładu samej folii MaterBi®.

Przewodność – będąca dobrą miarą zasolenia – w testach laboratoryjnych spadała w odciekach z kompostu domowego wraz z rosnącą wartością pH (wykr. 2 i 5). W doświadczeniu środowiskowym, w przydomowych termokompostownikach nie obserwowano takiej zależności. Aczkolwiek wykazano, że obecność worków w kompostach faktycznie miała istotnie silny wpływ na spadek tej wartości (tab. 17). Wydaje się zatem, że zaproponowana hipoteza dotycząca wiązania jonów przez folie, wysunięta dla wyjaśnienia obserwowanego w doświadczeniu laboratoryjnym spadku przewodności w wyciągu z kompostu domowego i wyciągu z substratu glebowego na skutek ich obecności, znalazła potwierdzenie w badaniach *in situ*.

W procesie kompostowania substancje organiczne ulegają biodegradacji do substancji nieorganicznych w postaci jonów oraz do dwutlenku węgla i wody. Im większy jest wzrost aktywności drobnoustrojów, tym większa jest ilość materiałów nieorganicznych w postaci składników odżywczych dostępnych dla roślin (Kwanyun i in., 2023). Zatem obecność worków z jednej strony stanowi dodatkowe źródło łatwo przyswajalnych substancji, z drugiej strony worki mogą adsorbować na swojej powierzchni uwolnione substancje i ograniczyć lub wręcz uniemożliwić ich biodostępność dla roślin.

Oznaczona po 6 miesiącach kompostowania ilość materii organicznej osiągnęła wymagany poziom we wszystkich badanych kompostach: K – 31,23%, K1 – 30,73% i 42,76% – w kompoście K2 (tab. 16). Czop i in. (2012), oceniając w swojej pracy podstawowe właściwości nawozowe odpadów kuchennych o składzie zbliżonym do tych, jakie wykorzystano w doświadczeniu własnym, wykazali, że ilość dostępnej w nich materii organicznej kształtuje się na poziomie 95%. Natomiast wraz z postępującym procesem

kompostowania następuje znaczna jej redukcja świadcząca o zachodzących procesach mineralizacji (Kulikowska i Bilicka, 2009; Sidelko i in., 2014; Stępień i in., 2017), i co także wykazano w doświadczeniu własnym. Ilość materii organicznej w kompostach K i K1 na poziomie ok. 30–31% może nie wydaje się wysoka, choć wg Meller i in. (2015), jej wartość nawet w dobrych kompostach rzadko przekracza 50%. Z kolei istotnie wyższa zawartość materii organicznej w kompoście K2 w porównaniu do pozostałych kompostów K i K1 po upływie tego samego czasu sugeruje, że najprawdopodobniej worki biodegradowalne, w których deponowane były wszystkie bioodpady, stanowiły bogate źródło związków organicznych dla obecnych w kompoście mikroorganizmów.

Sucha masa materii stanowi parametr podlegający dużym wahaniom w trakcie kompostowania, co wiąże się z różną wilgotnością składowanych odpadów (Czekała i Czekała, 2012). Z kolei odpowiednio wysoka wilgotność pryzmy wpływa pozytywnie na aktywność drobnoustrojów i tym samym na efektywność procesów biorozkładu, jak również na utrzymanie prawidłowej temperatury w kompostowanej pryzmie. Im niższa wilgotność, tym więcej ciepła generuje kompostowana pryzma i odwrotnie. W doświadczeniu własnym poziom wilgotności testowanych pryzm był wysoki, gdy wszystkie odpady organiczne odprowadzane były do termokompostowników w workach BioBag® (kompost K2). Po 6 miesiącach kompostowania wilgotność osiągnęła w nich wartość 72,4%, podczas gdy w kompoście kontrolnym K i K1 wilgotność wynosiła odpowiednio 50,8% i 48,37% (tab. 16). Wydaje się zatem, że warunki, jakie powstały w kompoście K2, mogły prowadzić do zakłócenia migracji tlenu oraz powodować pojawianie się w pryzmie lokalnych miejsc beztlenowych. Zgodnie z danymi literaturowymi kompostowanie przebiega z wysoką wydajnością wtedy, gdy wilgotność mieści się w przedziale od 45 do 65%, przy czym jako optimum podaje się zakres 50–55%. Jeśli wilgotność osiągnie poziom powyżej 60%, przestrzenie porów wysycą się wodą, co zwykle prowadzi do powstawania warunków beztlenowych (Zhen i in., 2023). Według Rosik-Dulewskiej i in. (2010) beztlenowy rozkład materii organicznej w dojrzewającym kompoście może być niebezpieczny z uwagi na powstawanie toksycznych węglowodorów, takich jak wielopierścieniowe węglowodory aromatyczne (WWA).

Zawartości N, P, K w kompoście kontrolnym (K) i kompoście K1 była zgodna z normami stawianymi stałym nawozom organicznym (Dz. U. nr 119, poz. 765, 2008). W kompoście K2 oznaczona procentowa zawartość N i K również spełniała niezbędne minimum, natomiast zawartość fosforu była zdecydowanie niższa od wymaganego o 35% (tab. 16). Równocześnie analiza porównawcza procentowej zawartości tlenu fosforu (P_2O_5)

pomiędzy badanymi próbami pozwalała zauważyć, że wraz ze wzrastającym udziałem worków BioBag® w kompostowanej przyźmie malała procentowa zawartość P w produkcie końcowym. Po 6 miesiącach kompostowania najwyższa jego ilość obserwowana była w kompoście bezworkowym (K), niższa w kompoście K1 i najniższa w kompoście K2 (tab. 16). Podobną zależność obserwowano dla procentowego udziału tlenu potasu i magnezu. Uzyskane wyniki sugerują, że kompostowanie odpadów organicznych w workach BioBag® w warunkach przydomowego termokompostownika wpływa negatywnie na procentowy udział P, K i Mg w produkcie końcowym.

Obecność worków BioBag® w kompostowej przyźmie miała również negatywny wpływ na wartość ilorazu C:N w kompostach K2 (tab. 16). Przyjmuje się, że wydajny proces kompostowania zachodzi, gdy proporcja C:N składowanych bioodpadów waha się między 25:1 a 40:1 (Kuo i in., 2004; Jędrzak, 2007; Białowiec, 2018). Jeśli stosunek C:N osiąga w przyźmie poziom równy 10–15:1 lub 20:1, kompost można uznać za dojrzały (Franica i in., 2018; Kujawska i in., 2016; Ciesielczuk i Kusza, 2009). W doświadczeniu własnym po 6 miesiącach kompostowania komposty K i K1 uzyskały stosunek C:N na poziomie sprzyjającym dalszym procesom biodegradacji, natomiast w kompostach K2 zanotowano wysoką wartość C:N wynoszącą 84:1 (tab. 16). Przyjmując, że mikroorganizmy zaangażowane w procesy biorozkładu zużywają ok. 30 cząsteczek węgla (stanowiącego dla nich źródło energii) na 1 cząsteczkę azotu (służącego jako materiał do syntezy związków budulcowych organelli komórkowych) (Krysztoforski, 2020), można stwierdzić, że proporcja 84 cząsteczek C na 1 cząsteczkę N była niekorzystna dla sukcesji mikroorganizmów w kompostach K2. Według Franica i in. (2018), tak duża dysproporcja między C a N może wynikać z niskiej zawartości azotu. Jednak w doświadczeniu własnym nie to wydaje się stanowić przyczynę niekorzystnego stosunku C:N, ponieważ wszystkie komposty charakteryzowały się podobną jego ilością (tab. 16), spełniającą wymagania Rozporządzenia (Dz. U. nr 119, poz. 765, 2008). Co więcej- to w kompoście K2 procentowa ilość N_{org} była najwyższa. Zatem uzyskane wyniki sugerują, że przyczyną niekorzystnej proporcji C:N mogła być wysoka zawartość węgla pochodzącego z rozkładu worków (Mohee i in., 2015), w których deponowane były wszystkie bioodpady. Potwierdza to najwyższa zawartość materii organicznej oraz wysoka zawartość węgla organicznego w kompoście K2.

Przyjmuje się, że gdy rośnie stosunek C:N, to ilość tlenu pobieranego przez działające w kompoście mikroorganizmy spada (Iranzo i in., 2004). Badania Iranzo i in. (2004) dowiodły, że przy proporcji C:N równej 16 zużycie tlenu (po 36 godzinach)

utrzymuje się na poziomie 28 mg O₂ g⁻¹ z kolei przy proporcji 24 zużycie tlenu wynosi 21 mg O₂ g⁻¹, a przy proporcji 40 już tylko 12 mg O₂ g⁻¹. Tymczasem niski pobór tlenu oznacza małą aktywność mikroorganizmów i prawdopodobnie trudność w uzyskaniu w kompoście wysokiej temperatury wskazującej na wysokie tempo metabolizmu (Sołowiej, 2012). Brak osiągnięcia w pryzmie względnie wysokiej temperatury może prowadzić do nieskutecznej higienizacji kompostowanych surowców i powstaniem produktu zawierającego niebezpieczne patogeny. Zatem rejestrowana w kompostach K2 dysproporcja C:N budzi dwie obawy: (1) składowanie bioodpadów w workach BioBag® i ,co za tym idzie, produkcja takich kompostów w warunkach przydomowych może trwać zdecydowanie dłużej w stosunku do produkcji kompostów w warunkach przydomowych bez udziału worków BioBag® lub gdy ich udział jest mniejszy; (2) kompost taki może stanowić źródło niebezpiecznych patogenów.

Przyjmując stosunek C:N<20:1 jako jedno z kryterium dojrzałości kompostów, stwierdzono, że po upływie 6 miesięcy w żadnym z testowanych kompostów nie uzyskano wymaganej proporcji. Natomiast wartość C:N powyżej 20 rodziła podejrzenie, że po zaaplikowaniu takiego kompostu do gleby mogłoby dojść do unieruchomienia azotu i tym samym ograniczenia jego wykorzystania przez rośliny (Kuo i in., 2004). Stąd też, ze względu na wysoki stosunek C:N świadczący o niedojrzałości wszystkich doświadczalnych kompostów, kontynuowano kompostowanie przez kolejne 3 miesiące. Po tym czasie dla kompostu K2 powtórzono testy w zakresie ogólnej ilości składników pokarmowych, co było podyktowane tym, że uzyskane wcześniej wyniki po 6 miesiącach najbardziej odbiegały od oczekiwanych, szczególnie w zakresie proporcji C:N oraz ilości fosforu i magnezu.

W kompostach K2, po upływie kolejnych 3 miesięcy obserwowano nieznaczny wzrost ilości magnezu, potasu i fosforu oraz obniżenie wartości proporcji C:N. Wykazano, że po 9 miesiącach kompostowania (tab. 19) ilość tego pierwiastka zwiększyła się z 0,37% do 0,57%, co – zgodnie z sugestią Huang i in. (2004) – mogło być związane ze wzmożoną aktywnością bakterii, w tym bakterii wiążących azot, które na późniejszych etapach kompostowania przyczyniają się do wzrostu całkowitej ilości tego pierwiastka w pryzmie. Oznaczony procentowy udział fosforu na poziomie 0,21% (tab. 19) pozwalał już zakwalifikować komposty K2 do nawozów spełniających w tym zakresie kryteria Rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi (Dz. U. nr 119, poz. 765, 2008).

Po 9 miesiącach kompostowania w kompostach K, K1 i K2 określono poziom makroelementów w postaci dostępnej dla roślin. W piśmiennictwie na temat rolniczego

wykorzystania nawozów zielonych zwraca się uwagę na fakt, że informacja o ogólnej ilości pierwiastków w kompoście jest ważna dla oceny jego wartości nawozowej i ewentualnego dopuszczenia do przyrodniczego wykorzystania (Gondek i Kopeć, 2012), ale poznanie zawartości makroelementów w formie przyswajalnej dla roślin jest kluczowe dla uzyskania zadowalających zbiorów.

Azot, uznawany za podstawowy czynnik plonotwórczy (Rutkowska, 2019), nie jest dostępny dla roślin w postaci organicznej. Jego przyswajalne formy to formy mineralne obecne w środowisku dzięki działalności mikroorganizmów, które najpierw – w procesie amonifikacji – przekształcają N_{org} do amoniaku (NH_3) i jonów amonowych ($N-NH_4$), a następnie w wyniku nityfikacji do jonów azotanowych ($N-NO_3$) (Shan i in., 2021). W toku kompostowania ilość dostępnych form azotu podlega zmianom, w początkowej fazie obserwuje się wzrost ilości $N-NH_4$, a następnie spadek powodowany utlenianiem i unieruchamianiem przez mikroorganizmy (Huang i in., 2004) oraz wzrost ilości jonów $N-NO_3$ wynikający głównie z działania bakterii nityfikacyjnych (Lim i in., 2018). Zależność taką obserwowano również w kompostach własnych. Po 9 miesiącach od założenia doświadczania we wszystkich próbach notowano wyższą zawartość azotu azotanowego ($N-NO_3$) w stosunku do azotu amonowego ($N-NH_4$). Równocześnie na podstawie wykazanych różnic pomiędzy poszczególnymi wariantami kompostów stwierdzono, że najmniejszą łączną ich ilość zawierały komposty kontrolne (K), a największą komposty pół-workowe (K1) (tab. 20). Oznaczona zawartość azotu w kompoście K1 była aż o 358% wyższa od ilości azotu w kompoście K. Z kolei oznaczona sumaryczna ilość obu form azotu w K2 była o 190% wyższa od ilości azotu w kompoście K. Biorąc pod uwagę fakt, że po 6 miesiącach składowania wszystkie badane komposty cechowała podobna ogólna zawartość N_{org} (tab. 16), wykazane różnice w ilościach form mineralnych tego pierwiastka pomiędzy kompostami K, K1 i K2 były zaskoczeniem. Tym bardziej, że obliczona siła wpływu badanego czynnika (η^2) nie wskazywała na to, aby obecność worków w kompoście miała mieć na nie aż tak istotny wpływ (tab. 17). Współczynnik η^2 dla K i K1 wynoszący 2,65%, świadczył wręcz o nikłej sile ich oddziaływania na ogólny poziom azotu w kompoście K1, z kolei nieco wyższy η^2 dla kompostów K i K2, wynoszący 40% – o małej sile ich oddziaływania na ilość azotu w kompoście K2. Li i in. (2016) podają, że od 24 do 77% początkowego N w mieszaninie kompostowej może zostać utracone na skutek emisji NH_3 , a kolejne 0,2 do 9,9% w postaci N_2O – jako produkt uboczny nityfikacji oraz produkt pośredniej denityfikacji. Być może

obserwowana w badaniu własnym najniższa zawartość obu mineralnych form azotu w kompostach kontrolnych po 9 miesiącach biorozkładu również była tym spowodowana. Problem strat azotu w procesie biorozkładu jest szeroko dyskutowany w literaturze. Przyjmuje się, że główną przyczyną jest emisja amoniaku, która nie tylko powoduje obniżenie jakości kompostu, ale prowadzi również do wydzielania nieprzyjemnych odorów oraz zanieczyszczenia powietrza (Azim i in., 2018; Chen i in., 2019). Dlatego poszukiwanie sposobu ich ograniczenia stanowi przedmiot licznych badań. Jednym z proponowanych rozwiązań jest wprowadzanie do kompostowanych mieszanek fizycznych dodatków (Zhu i in., 2021), które jako naturalne lub syntetyczne materiały charakteryzujące się dużą powierzchnią właściwą, zdolnością wymiany jonowej oraz dodatkowo większą zdolnością adsorpcji $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$, mają zmniejszyć konwersję NH_4^+ do NH_3 oraz promować procesy utleniania prowadzone przez bakterie nityfikacyjne (Shan i in., 2021). Nityfikacja, podczas której amoniak (NH_3) utleniany jest do hydroksyloaminy (NH_2OH), a następnie do azotynu (N-NO_2) i dalej do azotanu (N-NO_3) (Li i in. 2016), uchodzi za proces ograniczający straty azotu w kompostowaniu (Awasthi i in., 2016; Meng i in., 2016). Ograniczenie strat można także osiągnąć poprzez specjalne dodatki do kompostowania. Wśród proponowanych dodatków wymienia się łatwo degradowane źródła węgla (Meng i in., 2016), jak np. biowęgiel (Xu i in. 2023; Malińska i Dach, 2014) czy wytloki jabłkowe (Mao i in., 2017) oraz mineralne dodatki, jak np. zeolit (Taheri-Soudejani i in, 2019), montmorylonit (Zhang i Sun, 2023), kamień medyczny (Mao i in., 2019), węgiel brunatny (Malińska i in., 2017), czy bentonit (Jiang i in., 2014). Jednak pomimo tego, że wyniki badań potwierdzają ich skuteczność w ograniczaniu strat azotu w przebiegu diskutowanego procesu, to wysokie koszty ich stosowania (Shan i in., 2021) rodzą obawy co do ich komercyjnego i amatorskiego wykorzystania. Dlatego, jak sugerują Shan i in. (2021), dobrym sposobem na obniżenie kosztów byłoby zbadanie możliwości użycia takich materiałów, które nadawałyby się do recyklingu. Jak dotychczas w literaturze przedmiotu nie było doniesień o możliwości wykorzystania w tym celu folii na bazie skrobi. Tymczasem uzyskane wyniki własne wydają się przemawiać za tym, że mogłyby one stanowić dobrą alternatywę w tym zakresie. Na podstawie współczynnika eta kwadrat cząsteczkowego dowiedziono, że obecne w kompostach K1 i K2 worki BioBag® miały bardzo silny dodatni wpływ na zawartość zarówno jonów amonowych, jak i jonów azotanowych (tab. 21). Należy także podkreślić, że w obu kompostach, w których bioodpady składowano w workach BioBag®, obserwowano nie tylko ogólne zwiększenie ilości obu mineralnych form azotu w stosunku do kompostów kontrolnych K, ale przede wszystkim ilość N-NO_3 była w nich zdecydowanie

wyższa od ilości N-NH_4 . To sugeruje, że obecność dodatkowego biodegradowalnego źródła węgla w postaci worków z folii MaterBi® powodowała efektywniejszy rozwój drobnoustrojów w kompostach K1 i K2 w porównaniu do prób kontrolnych K i tym samym wzrost poboru NO_3 , co związane było z syntezą związków azotowych, do których jony azotanowe zużywane są jako substraty (Bettas Ardisson i in., 2014). Można zatem założyć, że bakterie nityfikacyjne i archeony, przekształcając NH_4^+ w NO_3^- skutecznie zapobiegały utracie azotu (Cáceres i in., 2015) w kompostach K1 i K2 w trakcie ich przechowywania.

Powstawanie azotanów przyjmowane za dobry sposób zachowania azotu w przymie uznawane jest także za wyraźny wskaźnik dojrzałości kompostu (Cáceres i in., 2018). Wskazywać ma na niego spadek ilości NH_4^+ i wzrost stężenia NO_3^- wiążący się z działalnością bakterii nityfikacyjnych aktywnych zwykle w temperaturach poniżej 40°C , (Brito i in., 2012; Sun i in., 2016). Meng i in. (2016) do oceny stopnia dojrzałości kompostu wykorzystali tzw. wskaźnik nityfikacji, będący stosunkiem $\text{N-NH}_4^+/\text{N-NO}_3^-$. Zgodnie z nim kompost uznaje się za bardzo dojrzały, jeśli jego wartość jest niższa niż 0,5, za dojrzały, jeśli wartość ta mieści się w przedziale 0,5–3, i za niedojrzały, jeśli jego wartość przekroczy 3. Gusiatin i Kulikowska (2012) sugerują nawet, że stosunek N-NH_4^+ do N-NO_3^- w dojrzałym kompoście powinien być mniejszy od 1. Uwzględniając obie te skale, po 9 miesiącach składowania wszystkie badane komposty można było sklasyfikować w kategorii kompostów bardzo dojrzałych, przy czym najniższą wartość proporcji $\text{N-NH}_4^+/\text{N-NO}_3^-$ wynoszącą 0,24 zanotowano dla kompostu K1, następnie 0,39 dla kompostu K2 i 0,45 dla kompostu K (tab. 20). Wysoki wskaźnik dojrzałości kompostu jest niezbędny do tego, aby jego skuteczność jako nawozu i środka poprawiającego właściwości gleby była duża. Również z jakościowego punktu widzenia w nawozie organicznym pożądane jest wysokie stężenie azotanów, które dla większości roślin są lepszą od jonów amonowych, przyswajalną formą tego pierwiastka (Sun i in., 2016), nawet jeśli wiąże się to z wyższym kosztem ich asymilacji w porównaniu do asymilacji jonów amonowymi. Należy jednak zaznaczyć, że rośliny pobierają zarówno N-NH_4^+ , jak i N-NO_3^- (Bożym i in., 2014), a każda z tych form inaczej wpływa na środowisko ich wzrostu i na nie same. Obie formy azotu wspomagają też rośliny w pobieraniu różnych minerałów, jon NO_3^- wspiera asymilację magnezu, wapnia, potasu i sodu, zaś jon NH_4^+ – jonów fosforu, które uważa się, że są drugim po azocie pierwiastkiem ograniczającym uprawy (Sánchez i in., 2017; Ciesielczuk i in., 2016).

Fosfor jest konieczny roślinom do prawidłowego ukorzenienia i przez to lepszego pobierania wody, natomiast na poziomie komórkowym stanowi on podstawowy składnik

kwasów nukleinowych, koenzymów, fosfolipidów, bierze udział w przemianach energetycznych oraz w regulacji aktywności enzymów poprzez ich fosforylację lub defosforylację (Kocoń, 2013). Bogatym źródłem tego pierwiastka są odpady organiczne zawierające m.in. fityniany, fosfolipidy i fosfoniany (Vassilev i in., 2006). Jednak z powodu łatwego wiązania przez inne pierwiastki, dostępność fosforu w tradycyjnym kompoście zwykle zostaje mocno ograniczona (Mohamed i in., 2022). Dlatego aktualne badania nad konwersją fosforu w trakcie procesu kompostowania skupiają się na jego oddziaływaniu z jonami metali i materią organiczną. Jak donoszą Xie i in. (2023), mikroorganizmy zwykle rozkładają niewielką część organicznego fosforu lub organicznych jego form, podczas gdy komórki roślinne największą jego ilość wchłaniają pod postacią anionów fosforanowych (H_2PO_4^- lub HPO_4^{2-}). Również to, jaką jego ilość wchłoną zależeć będzie od pH podłoża (Kalayu, 2019).

Mohamed i in. (2022) wykazali, że wprowadzenie do kompostowanych odpadów kuchennych inokulantu zawierającego bakterie przekształcające formy nierozpuszczalne fosforu do rozpuszczalnych powoduje zwiększenie aktywności enzymów, w tym fosfatazy alkalicznej, fosfatazy kwaśnej oraz fitazy i poprawia biologiczną przemianę fosforu. W badaniach własnych obecność worków w procesie kompostowania nie ograniczała dostępności fosforu (tab. 20). W porównaniu do prób kontrolnych, rejestrowana ilość tego pierwiastka w formach dostępnych dla roślin w kompostach K1 i K2 były nieznacznie, nieistotnie statystycznie wyższe. Również wyznaczony współczynnik eta kwadrat (tab. 21) wykazał, że siła związku między obecnością worków a ilością dostępnych form fosforu była mała, na poziomie 37–38%.

Potas, obok azotu i fosforu jest trzecim podstawowym makroelementem warunkującym prawidłowy rozwój roślin. Jego obecność pozwala na utrzymanie odpowiedniej gospodarki mineralnej, wymianę gazową, aktywność fotosyntetyczną czy syntezę białek i aktywację wielu enzymów (Sun i in., 2023). Pomimo powszechnego występowania potasu w przyrodzie, w ponad 90% są to niedostępne dla roślin formy tego pierwiastka (Parmar i Sindhu, 2013). Rośliny pobierają potas w formie rozpuszczonej w wodzie (tzw. frakcja mobilna) oraz w formie wymiennej (tzw. frakcja słabo mobilna), a kiedy poziom potasu wymiennego jest niski, aktywnie pobierają formy niewymienne (Rutkowska, 2019).

Zawartość potasu w badanych kompostach była znacznie wyższa od tej zalecanej przez Okręgową Stację Chemiczno-Rolniczą w Opolu (tab. 20). Analiza statystyczna wykazała istotne różnice między wariantami: w kompostach K1 ilość dostępnych form tego

pierwiastka była o 55% wyższa niż w kompoście K, natomiast w kompostach K2 o 44% wyższa w porównaniu do kompostu kontrolnego (tab. 20). Równocześnie wyznaczona siła związku między obecnością worków a ilością dostępnych form tego pierwiastka była bardzo wysoka – na poziomie 94% dla kompostu K1 i wysoka – na poziomie 72% dla kompostu K2 (tab. 21). Za uwolnienie potasu z kompostowanych surowców odpowiadają mikroorganizmy mające zdolności do jego przekształcania (Stalenga i Jończyk, 2021; Kalemelawa i in., 2012). Niewykluczone zatem, że obecność worków w badanych kompostach stworzyła tej grupie mikroorganizmów szczególnie sprzyjające warunki, dzięki którym zawartość potasu w kompostach K1 i K2 była zdecydowanie wyższa od zawartości potasu w kompoście K.

Zawartość dwóch innych pierwiastków, magnezu i wapnia, w formach dostępnych dla roślin również była wyższa w kompostach z dodatkiem worków (tab. 20). Przeprowadzona analiza statystyczna wykazała, że obserwowane różnice pomiędzy kompostem K a kompostami K1 i K2 były istotne statystycznie, a siła wpływu badanego czynnika bardzo duża (tab. 21). Magnez jest istotnym składnikiem chlorofilu, stąd też przy jego niedoborach zdolność roślin do produkcji asymilatów ulega obniżeniu. Obniżeniu ulega również transport asymilatów do organów generatywnych i wegetatywnych, w tym bulw oraz korzeni. Magnez jest też czynnikiem regulującym w roślinie pobieranie składników pokarmowych, takich jak fosfor, potas i azot, przez co ma on bezpośredni wpływ na plonowanie roślin uprawnych (Kocoń, 2013). Jednak, jak zauważa Grześkowiak (2016) w *Vademecum Nawożenia*, Mg charakteryzuje się bardzo dużą ruchliwością, co powoduje, że ulega on szybkiemu wymywaniu w głębsze warstwy gleby. Dlatego, aby zapobiec niedoborom Mg w glebie, niezbędne jest regularne jego uzupełnianie poprzez odpowiednie nawożenie. Wykazano, że nawozy organiczne charakteryzują się raczej niewysoką zawartością tego pierwiastka (Bożym i in., 2014), i co również obserwowano w doświadczalnych kompostach (tab. 16). Literatura podaje jednak, że wraz z upływem czasu ogólna ilość magnezu w pryzmach wzrasta (Czekała, 2014; Drozd, 2004; Bożym i in., 2014). Podobną tendencję zaobserwowano w kompoście K2, dla którego po upływie kolejnych trzech miesięcy powtórzono analizy jakościowe (tab. 19). Zawartość badanego pierwiastka w 9-miesięcznym kompoście K2 wzrosła z 0,08% (w kompoście 6-miesięcznym) do 0,14%, co stanowiło istotny 75% wzrost.

Tendencję wzrostową dla ogólnej ilości magnezu podczas kompostowania materiałów organicznych z dodatkiem folii otrzymanych z polietylenu i skrobi kukurydzianej obserwowali wcześniej Mierzwa-Hersztek i in. (2015). Jednak już dla

przyswajalnych form magnezu autorzy ci nie potwierdzali tej samej zależności. Po zakończeniu procesu, w przekompostowanej biomase z dodatkiem materiałów polimerowych stwierdzali oni spadek frakcji magnezu wyekstrahowanego wodą, czyli przyswajalnego. Wyniki badań własnych odbiegają od wyników cytowanej pracy. W porównaniu do kompostów kontrolnych (K), w kompostach z dodatkiem worków BioBag® zanotowano 121% wzrost przyswajalnych form magnezu w kompoście K1 oraz 130% wzrost w kompoście K2. Wydaje się zatem, że obecność dodatkowego, łatwo przyswajalnego źródła węgla, jakim były worki, jako integralnej części kompostowanych surowców i niepoddawanych żadnym zmianom w postaci cięcia, sprzyjała uwalnianiu magnezu do środowiska.

Doświadczalne komposty wzbogacone o worki BioBag® okazały się być także zasobne w dostępne dla roślin formy wapnia (tab. 20). Oznaczona ich ilość wprawdzie nie przekroczyła maksymalnej ilości sugerowanej przez Okręgową Stację Chemiczno-Rolniczą w Opolu, tj. 2000 mg/dm³, ale w porównaniu do kompostów kontrolnych była zdecydowanie wyższa, w kompoście K2 o 255%, natomiast w kompoście K1 aż o 384%. W produkcji roślinnej wapń nie tylko stanowi ważny składnik odżywczy dla roślin, ale także odpowiada za właściwości fizyczne i chemiczne gleb (Jing i in., 2024).

Niewątpliwie każda zmiana w składzie odpadów kierowanych do kompostownia będzie miała swoje odzwierciedlenie w zmianie jakości produktu końcowego, dlatego trudno odnosić się do wszystkich otrzymanych wyników. Jakkolwiek zgromadzone dane pozwalają określić pewną tendencję zmian w badanych kompostach, mianowicie użycie worków BioBag® do gromadzenia bioodpadów, a następnie składowanie ich wraz ze zgromadzoną masą na pryzmie kompostowej w przydomowym termokompostowniku zdaje się wpływać korzystnie na ogólny rozwój mikroflory kompostu, co skutkuje efektywniejszym uwalnianiem do środowiska składników mineralnych. Przy czym dla uzyskania tego efektu kluczowe wydaje się być nie tyle wprowadzenie folii/worków jako rozdrobnionego (pociętego, skruszonego) elementu do już trwającego w pryzmie procesu biodegradacyjnego, ale to, aby były one od początku jej immamentną częścią. Z chwilą wprowadzenia do worka pierwszych bioodpadów, jeszcze na etapie gromadzenia ich w mieszkaniu, rozpoczyna się proces biorozkładu, w który zaangażowane są różnorodne grupy mikroorganizmów. Worek tym samym może od początku stanowić dla nich, obok bioodpadów, dodatkowe źródło łatwo dostępnego pokarmu i stymulować ich wzrost (Kończak-Konarkowska, 2009).

Należy zaznaczyć, że oznaczone wartości wszystkich badanych parametrów (tab. 20) w doświadczalnych kompostach były zdecydowanie wyższe od proponowanych przez Okręgową Stację Chemiczno-Rolniczą w Opolu. Podobne wyniki uzyskali Kostecka i in. (2014), którzy także obserwowali w kompostach z odpadów domowych zdecydowane przekroczenie wartości P, K, Ca, Mg w stosunku do zapotrzebowania roślin. Dlatego ich sugestią było stosowanie kompostu w odpowiednich rozcieńczeniach jako dodatku do gleby. W Raporcie Unijnym przygotowanym przez Hans Saveyn i Peter Eder (2014) podkreślono, że komposty wytworzone z wsadu o większej zawartości gotowanych odpadów kuchennych mają tendencję do wyższego zasolenia, ale mają też większą zawartość składników odżywczych. Autorzy ci proponują zastosowanie kompostu jako ulepszcza gleby lub jako składnik podłoży ogrodniczych, przyjmując jego udział w ogrodnictwie hobbystycznym na poziomie 40–50% objętości. Z kolei podłoża ogrodnicze do zastosowań profesjonalnych mogą zawierać najwyżej 20–30% kompostu, maksymalnie 33% ich objętości w połączeniu z torfem i/lub innym nadającym się substratem (substratami) o niskiej zawartości składników odżywczych, takimi jak kora, przetworzone drewno, koprodukty z przemysłu leśnego czy włókna kokosowe. Wyższy procent kompostu w mieszance zwykle negatywnie wpływa na wzrost roślin. W związku z powyższym, zakładając 20%, 30%, 40% i 50% udział kompostów własnych w badanych mieszankach glebowych, obliczono potencjalną ilość oznaczonych pierwiastków, jaka byłaby z nich dostępna dla roślin. W tabelach 34, 35 i 36 zaprezentowano uzyskane symulacje odpowiednio dla mieszanek z czystym kompostem domowym (tab. 34), z kompostem workowym z 50% udziałem składników deponowanych w workach (tab. 35) i kompostem ze 100% udziałem składników deponowanych w workach (tab. 36). Czerwonym kolorem wskazano wartości, które mieściłyby się w ramach wymaganego zakresu zawartości dostępnych pierwiastków. Pod każdym parametrem zamieszczono krótki wniosek. Uzyskane prognozy wydają się zaskakiwać, ponieważ zgodnie z nimi komposty z udziałem worków biodegradowalnych wydają się być najlepszym dodatkiem do gleb.

Tabela 34. Ilość pierwiastków dostępnych dla roślin w mieszankach 20%, 30%, 40% i 50% kompostu domowego K z substratem glebowym (GU)

Wartość w kompoście K		Zasolenie [NaCl] (g/dm ³)	Azot N-NO ₃ (mg/dm ³)	Azot N-NH ₄ (mg/dm ³)	Fosfor P (mg/dm ³)	Potas K (mg/dm ³)	Wapń Ca (mg/dm ³)	Magnez Mg (mg/dm ³)	Chlorki Cl (mg/dm ³)	Stosunek K/Mg
		7,70 ± 0,03	85,50 ± 1,71	38,75 ±9,01	282,50 ± 23,56	1668,00 ± 91,57	412,00 ± 37,71	235,75 ± 0,52	156,50 ± 24,73	7,12 ±0,46
% udział kompostu K w mieszance z GU	20%	1,54	17,10	7,75	56,50	333,60	82,50	47,15	31,30	1,42
	30%	2,31	25,65	11,63	84,75	500,40	123,75	70,73	46,95	2,14
	40%	3,08	34,20	15,50	113,00	667,20	165,00	94,30	62,60	2,85
	50%	3,85	42,75	19,38	141,25	834,00	206,25	117,88	78,25	3,56
Wymagany zakres		< 1,0	50 – 100		40 – 60	150 – 250	600 – 2000	60 – 80	< 100	do 3,5
Wnioski		Bez względu na % udział K, zauważa się przekroczenie wymaganego zakresu, co potwierdza dane z cytowanego raportu.	Łączna ilość azotu w kompoście K tylko w mieszance z 50% jego udziałem spełnia oczekiwania stawiane wobec tego pierwiastka; co potwierdza informacje o niskiej zawartości N w kompostach domowych		Jedynie w mieszance z 20% udziałem kompostu K nie dochodzi do przekroczenia oczekiwanego zakresu.	Bez względu na % udział kompostu K ilość potasu w mieszankach jest znacznie zawyżona.	Ilość wapnia jest niewystarczająca nawet przy najwyższym -50% udziale kompostu w mieszance.	Najkorzystniejszy udział Mg w mieszance uzyskany jest przy 30% udziale kompostu K w mieszance; powyżej tej wartości ilość Mg jest za wysoka, z kolei poniżej 30% - ilość Mg jest za niska.	W każdej z sugerowanych mieszanek kompostów K z glebą (GU) udział chlorków oraz stosunek K/Mg jest korzystny dla roślin.	

Tabela 35. Ilość pierwiastków dostępnych dla roślin w mieszankach 20%, 30%, 40% i 50% K1 z substratem glebowym (GU)

Wartość w kompoście K		Zasolenie [NaCl] (g/dm ³)	Azot N-NO ₃ (mg/dm ³)	Azot N-NH ₄ (mg/dm ³)	Fosfor P (mg/dm ³)	Potas K (mg/dm ³)	Wapń Ca (mg/dm ³)	Magnez Mg (mg/dm ³)	Chlorki Cl (mg/dm ³)	Stosunek K/Mg
		3,42	456,70	112,70	311,00	2584,00	1997,00	521,66	238,00	5,00
		± 0,77	± 110,15	± 4,51	± 0,00	± 81,16	± 114,74	± 31,75	± 35,64	± 0,32
% udział kompostu K w mieszance z GU	20%	0,68	91,33	22,532	62,20	516,80	399,40	104,33	47,60	1,00
	30%	1,03	137,00	33,80	93,35	775,20	599,15	156,50	71,40	1,50
	40%	1,37	182,66	45,06	124,40	1033,60	798,80	208,70	95,20	2,00
	50%	1,71	228,33	56,33	155,55	1292,00	998,55	260,84	119,00	2,50
Wymagany zakres		< 1,0	50 – 100		40 – 60	150 – 250	600 – 2000	60 – 80	< 100	do 3,50
Wnioski		Bezpieczny poziom zasolenia uzyskany zostaje w mieszance do 30% udziału kompostu K1.	Łączna ilość azotu we wszystkich mieszankach z kompostem K1 jest za wysoka w stosunku do wymaganego zakresu		Przy 20% udziale kompostu K1 w mieszance zawartość fosforu jest nieznacznie zawyżona, z kolei 30% i powyżej przekroczenie jest ponad 50-krotnie.	Już przy 20% udziale kompostu K1 w mieszance, wartość potasu jest ponad 100-krotnie zawyżona	Wymagana ilość wapnia spełniona jest gdy zawartości kompostu K1 w mieszance przekracza 30%	W każdej mieszance ilość magnezu jest dużo wyższa od wymaganej	W każdej z sugerowanych mieszanek kompostów K1 z glebą (GU) udział chlorków oraz stosunek K/Mg jest korzystny dla roślin.	

Tabela 36. Ilość pierwiastków dostępnych dla roślin w mieszankach 20%, 30%, 40% i 50% kompostu K2 z substratem glebowym (GU)

Wartość w kompoście K		Zasolenie [NaCl][N]g/dm ³	Azot N- NO ₃ (mg/dm ³)	Azot N- NH ₄ (mg/dm ³)	Fosfor P (mg/dm ³)	Potas K (mg/dm ³)	Wapń Ca (mg/dm ³)	Magnez Mg (mg/dm ³)	Chlorki Cl (mg/dm ³)	Stosunek K/Mg
		2,72 ± 0,08	256,00 ± 44,31	99,25 ±5,69	309,25 ± 1,31	2408,50 ± 165,92	1467,00 ± 179,88	542,50 ± 15,71	242,25 ± 27,07	4,47 ± 0,41
% udział kompostu K w mieszance z GU	20%	0,54	51,20	19,85	61,85	481,70	293,40	108,50	48,45	0,89
	30%	0,82	76,85	29,77	92,77	722,85	440,25	162,75	72,68	1,34
	40%	1,09	102,40	39,70	123,70	963,40	5870,00	217,00	96,90	1,78
	50%	1,36	128,00	49,62	154,63	1204,25	733,75	271,25	121,13	2,24
Wymagany zakres		< 1,0	50 – 100		40 – 60	150 – 250	600 – 2000	60 – 80	< 100	do 3,50
Wnioski		Dopuszczalny poziom zasolenia nie został przekroczony wtedy, gdy udział kompostu K2 w mieszance nie przekroczył 40%	Gdy udział kompostu K2 w mieszance nie przekracza 30% zapewnia to roślinom odpowiednią ilość azotu; powyższej 30% łączna ilość azotu jest za wysoka .	W każdej z mieszanek przekracza dopuszczalną ilość w stosunku do jego wymaganego zakresu .	Bez względu na % udział kompostu K2 ilość potasu w mieszankach jest znacznie zawyżona.	50% udział kompostu K2 w mieszance dostarcza odpowiednią ilość wapnia w odniesieniu do wymaganego zakresu	W każdej z sugerowanych mieszanek kompostu K2 ilość magnezu jest za wysoka	W każdej z sugerowanych mieszanek kompostów K2 z glebą (GU) udział chlorków oraz stosunek K/Mg jest korzystny dla roślin. Wyjątek stanowi mieszanka 50%, w której ilość chlorku jest nieznacznie za wysoka		

Kompost, aby został użyty jako środek wspomagający uprawy roślin, musi być stabilny i dojrzały (Jędrczak, 2007). Jednocześnie wykonywane w tym zakresie testy fitotoksyczności, uważane za jedne z najważniejszych elementów oceny jakości kompostu i jego przydatności do potencjalnego wykorzystania, wykonywane są zwykle na roślinach o szybkim tempem kiełkowania oraz szybkim tempem wzrostu (Sobieraj i in., 2022).

Jedną z najczęściej stosowanych metod oceny fitotoksyczności jest oznaczenie wskaźnika kiełkowania (Z_k) (Siles-Castellano i in., 2020), który w doświadczeniu własnym określono dla nasion *R. sativus* var. *sativus*. Oznaczona jego średnia wartość była zróżnicowana i wahała się w granicach 56,6–93% w zależności od kategorii kompostu (K, K1, czy K2), oraz jego udziału objętościowego w mieszankach z substratem glebowym (tab. 22). Najwyższy procent kiełkowania nasion obserwowano dla podłoża będącego mieszanką kompostu kontrolnego - K z substratem glebowym w stosunku 25% oraz podłoża, w którym kompost kontrolny nie był mieszany z substratem glebowym. W pierwszym przypadku wartość ta wyniosła 93%, w drugim – 90%. Brak fitotoksycznego działania kompostów wyprodukowanych z odpadów roślinnych obserwowali wcześniej m.in. Gavilanes-Terán i in. (2016) i Sobieraj i in. (2022). Aczkolwiek według Araújo i Monteiro (2005) biotest kiełkowania nasion może być mało wrażliwy na niektóre substancje toksyczne, ponieważ wiele z substancji chemicznych nie jest wchłaniana przez nasiona, a rozwijający się zarodek *de facto* czerpie składniki odżywcze z materiałów w nich zmagazynowanych. Wykazano jednak, że częściowe gromadzenie bioodpadów w workach biodegradowalnych w kompoście K1 przyczyniło się do istotnego ograniczenia tempa kiełkowania badanej rośliny. W podłożu z jego udziałem inhibicja kiełkowania była na poziomie 34,61% (tab. 22). Tak silnego efektu nie obserwowano już dla nasion *R. sativus* var. *sativus*, kiełkujących w podłożu z kompostem K2. Dlatego, mało prawdopodobnym wydaje się, aby to obecność mikroplastiku, powstałego na skutek rozkładu worków BioBag® była bezpośrednią przyczyną tego zjawiska.

Gong i in. (2021), w badaniu nad wczesnymi reakcjami czterech wybranych roślin w tym *R. sativus* var. *sativus* na obecność w środowisku mikroplastiku polistyrenu (PS), nie obserwowali zmian we wskaźnikach kiełkowania w porównaniu do prób kontrolnych. Również Liwarska-Bizukoja (2022) wykazała, że obecność różnych tworzyw biodegradowalnych, jak np. polilaktyd (PLA) i polihydroksymaślan (PHB) w kompoście nie wpływa na proces kiełkowania m.in. *Sorghum saccharatum*, *Sinapsis alba* czy *Lepidium sativum*, natomiast ich obecność ogranicza już wzrost wydłużeniowy ich korzeni.

Balestri i in. (2019) testami fitotoksyczności z użyciem nasion *Lepidium sativum* wykazali, że torby handlowe z folii MaterBi®, podobnie jak konwencjonalne tworzywa sztuczne, po wprowadzeniu do środowiska naturalnego stanowią potencjalne zagrożenie dla roślin, m.in. poprzez niekorzystny wpływ na tworzenie się korzeni. W doświadczeniu własnym, po 7 dniach od wykiełkowania także obserwowano słabszy wzrost korzeni *R. sativus* var. *sativus*. Ich długość w roślinach wzrastających w podłożu wzbogaconym o kompost z różnym procentowym udziałem worków BioBag® była mniejsza w porównaniu do długości korzeni roślin kontrolnych kiełkujących w wodzie oraz w substracie glebowym (wykr. 14 i 15). Według Balestri i in. (2019) nieprawidłowości we wzroście korzeni można tłumaczyć obecnością nawet śladowych ilości 1,6-dioksacyklododekano-7,12-dionu oraz butano-1,4-diolu, których występowanie sugeruje pewien stopień depolimeryzacji poliestrowego poli(adypinianu butylenu) z uwolnieniem butano-1,4-diolu oraz kwasu adypinowego, o którym wiadomo, że jest toksyczny dla organizmów wodnych, w tym glonów, być może również i roślin wyższych.

Wystąpienie w środowisku niekorzystnych czynników abiotycznych wywołuje u roślin reakcje o charakterze stresowym. Popularnymi markerami tego zjawiska są enzymy należące do tzw. triady enzymatycznej, czyli dysmutaza ponadtlenkowa (SOD), katalaza (CAT) i peroksydaza (GSH-Px) (Biczak i in., 2016). Często uwzględniany jest również czwarty czynnik – aldehyd dimalonowy (MDA) będący drugorzędowym produktem peroksydacji lipidów wskazującym na możliwość nieskutecznej obrony antyoksydacyjnej roślin (Farmer i Mueller, 2013; Puzanowska-Tarasiewicz i in., 2008).

Pierwszym ogniwem w mechanizmie usuwania reaktywnych form tlenu jest dysmutaza ponadtlenkowa, dlatego jej aktywność, oceniana jest zwykle jako jeden z pierwszych markerów stresu oksydacyjnego (Biczak, 2016; Murphy i in., 2022). Przeprowadzone analizy wykazały, że aktywność tego enzymu w roślinach *P. sativum* była istotnie zależna od obecności w środowisku ich wzrostu kompostu z dodatkiem worków BioBag®, zarówno w wariancie K1, jak i K2 (wykr. 16). Jednocześnie stwierdzono, że wzrost udziału kompostu K1 i K2 (12,5%, 25% i 50%) w mieszance uprawnej prowadził do zwiększenia aktywności dysmutazy. W próbach kontrolnych, z zastosowaniem kompostu bez dodatku worków obserwowano odwrotną tendencję czyli spadek aktywności tego enzymu.

Analogiczny wynik uzyskano w przypadku katalazy. Poziom aktywność tego enzymu istotnie wzrastała w obecności kompostów K1 i K2, wykazując dodatnią korelację z ich udziałem w podłożu. W próbach kontrolnych obserwowano przeciwną zależność.

Podobny efekt odnotowano dla trzeciego badanego enzymu - peroksydazy glutationowej (GSH-Px), którego aktywność także była podwyższona w badanych roślinach rosnących w podłożu z udziałem kompostu K1 i K2, a obniżona w roślinach rosnących w podłożu z kompostem kontrolnym (K). (wykr. 17 i 18). Obserwowany wzrost aktywności GSH-Px również był dodatnio skorelowany z zastosowaną ilością kompostu workowego i ujemnie z ilością kompostu bezworkowego/kontrolnego K (wykr. 18) w mieszance uprawnej.

W prezentowanych badaniach bodźcem stresogennym wydaje się być przede wszystkim worek BioBag® i produkty jego rozpadu tj. mikro- i nanoplastiki. Jednak pomimo tego, że kompost K2 zawierał większą ich ilość w stosunku do kompostu K1, to właśnie w tych roślinach, które wzrastały w podłożu z udziałem kompostu K1 zanotowano najwyższą aktywnością wszystkich badanych enzymów tj. dysmutazy, katalazy i peroksydazy. Tym samym też wynik ten wspiera wyniki testów fitotoksyczności, w których najslabszy wzrost *R. sativus* var. *sativus*. obserwowano również w środowisku z kompostem K1 (wykr. 13). Zatem, konieczne wydaje się przeprowadzenie dalszych badań w tym zakresie, ponieważ uzyskane wyniki własne mogą sugerować, że to jaka ilość biodegradowalnej foli skrobiowej występuje w środowisku kompostu domowego może być kluczowa i wpływać na zmianę dynamiki procesów biorozkładu oraz związaną z tym sukcesją mikroorganizmów, które *de facto* odpowiadają za ten proces, a tym samym i za pojawienia się w kompoście, w różnym czasie substancji będących efektem ich działalności.

Wzrost aktywność enzymów antyoksydacyjnych: dysmutazy ponadtlenkowej, peroksydazy i katalazy w odpowiedzi na obecność w podłożu biodegradowalnego mikroplastiku [poli(tereftalan butylenu adypinian) (PBAT) i kwas polimlekowy(PLA)] obserwowali Li i in. (2024). W prowadzonych badaniach z wykorzystaniem *Taraxacum mongolicum* (mniszek lekarski) wykazali znaczny wzrost aktywności SOD w porównaniu do prób kontrolnych, a także nieco niższy, lecz nadal wyraźny wzrost aktywności CAT. Z kolei obserwowana przez nich aktywność peroksydazy była niższa niż w próbach kontrolnych. Podobnie, efekt wzrostu aktywności dysmutazy ponadtlenkowej i katalazy, jako odpowiedź na ekspozycję na niskie stężenia PBAT-BD-MP (0,025–0,05%) obserwowali w liściach *Lactuca sativa* (sałata) Adamczyk in. (2024). Natomiast Xinyang Li i in., (2024) zwiększoną aktywność tych enzymów notowali w ryzosferze *Brassica parachinensis* jako reakcja na wysokie 2% PBAT w glebie. Jednocześnie też, badacze ci wykazali, że w ślad za wzrastającą aktywnością enzymów zmiatających RFT, rosła w tych

roślinach peroksydacja lipidów mierzony za pomocą stężenia dialdehydu malonowego (MDA).

Peroksydacja lipidów prowadzi do uszkodzenia wielonienasyconych kwasów tłuszczowych wchodzących w skład fosfolipidów budujących błony komórkowe (Puzanowska -Tarasiewicz i in., 2008). Zmiany powstałe na skutek tego procesu prowadzą do obniżenia płynności błon, zwiększenia ich przepuszczalności dla jonów H^+ oraz innych substancji polarnych, ale również i zmniejszenia potencjałów elektrycznych po obydwu jej stronach czy przerwania jej integralności (Kulbacka i in., 2009; Nowicka i Kruk, 2013). Peroksydacja lipidów prowadzi także do zahamowania aktywności enzymów błonowych i białek transportowych (Kulbacka i in., 2009). Jednym z końcowych produktów utleniania lipidów i jednocześnie markerem tego procesu jest dialdehyd malonowy (MDA) (Cheng i in., 2002). Jego stężenie w komórkach wzrasta, gdy zwiększa się produkcja reaktywnych form tlenu (Kulbacka i in., 2009) oraz gdy słabną mechanizmy antyoksydacyjne (Rombel-Bryzek i Pisarek, 2017). Wzrost zawartości MDA w komórkach roślinnych stanowi niepodważalny wskaźnik stresu oksydacyjnego i pośrednio odzwierciedla stopień uszkodzenia komórek (Długosz, 2016). W przeprowadzonym doświadczeniu najwyższa zawartość MDA odnotowano w roślinach *P. sativum* wzrastających w podłożu z 50% udziałem kompostu K1, a najniższą w roślinach grochu rosnących w podłożu z kompostem K w tej samej proporcji. Ponadto, zaobserwowano wzrost zawartości MDA w komórkach wraz ze wzrostem udział kompostów workowych w mieszance uprawnej. Zależność tę obserwowano zarówno dla kompostu K1, jak i kompostu K2 (wykr. 19). W przeciwieństwie do tego, zawartości MDA obserwowane w roślinach rosnących w środowisku kompostu bezworkowego były odwrotnie proporcjonalne do ilości kompostu dodanego do podłoża (wykr. 19). Obserwowany spadek zawartości MDA w roślinach *P. sativum* hodowanych w podłożu z różnym udziałem kompostów K pozbawionych produktów rozpadu worków BioBag® wskazuje, że zastosowany bionawóz nie wywołuje stresu oksydacyjnego. Uzyskanych rezultatów nie można jednak skonfrontować z danymi literaturowymi, ponieważ jak dotychczas brak w niej doniesień w zakresie zależności pomiędzy stosowaniem kompostu domowego zawierającego produkty rozkładu biodegradowalnych folii, a reakcją roślin na czynniki stresowe mierzone stopniem peroksydacji lipidów.

Należy też zauważyć, że stwierdzona wysoka zawartość MDA w roślinach *P. sativum* rosnących w podłożu z udziałem kompostów K1 i K2, jako czynnikiem indukującym proces peroksydacji lipidów przy jednoczesnej wysokiej aktywności SOD,

CAT i GSH-Px dowodzi wystąpienia w badanej roślinie silnej reakcji stresowej. Przy czym działający enzymatyczny system antyoksydacyjny próbuje temu przeciwdziałać, jednak wydaje się to bezskuteczne. Przypuszczenie to potwierdza także wysoka aktywność katalazy, która jest bezpośrednio zależna od stężenia nadtlenu wodoru (Sikora i in., 2017). Ponieważ kompost domowy (K), bez dodatku worków nie wywołał takiej reakcji, sugeruje to, że produkty rozpadu worków BioBag® wykonanych ze skrobi termoplastycznej z domieszką polimerów syntetycznych lub/oraz ich fragmenty czy mikro i nanoplastiki występujące w kompoście domowym były dla badanych roślin istotnym czynnikiem stresogennym.

Metody ochrony przed glebowymi patogenami roślin wiążą się ze skażeniem środowiska glebowego i niepełną skutecznością zastosowanych fungicydów, takie metody stoją także w sprzeczności do założeń integrowanej ochrony roślin (Wright, 2020). Tymczasem kompost i inne organiczne dodatki mogą promować wzrost mikroorganizmów, które będą supresyjne wobec patogenów grzybowych, takich jak *R. solani* bez użycia silnych środków chemicznych (Wright, 2020). Jak podają Stachowiak i in. (2008), biologiczna aktywność kompostów wiążąca się z występowaniem w nich pewnej grupy mikroorganizmów saprotroficznych, określanych mianem pożytecznych, antagonistycznych lub czynników biokontroli, wzbudza duże nadzieje na wykorzystanie kompostu jako jednej z metod ochrony roślin przed glebowymi czynnikami patogennymi. Ich zdolność do hamowania lub uniemożliwiania rozwoju patogenów postrzegana jest także jako alternatywa dla chemicznych metod zwalczania odglebowych patogenów roślin. Zatem dojrzałe komposty, charakteryzujące się wysokim poziomem aktywności mikrobiologicznej, wywołującej intensywną konkurencję mikrobiologiczną mogą przyczyniać się do hamowania zgorzeli siewek wywoływanych m.in. przez *R. solani* (Diab i in., 2003).

Wśród mikroorganizmów izolowanych z kompostu często wymienia się niepatogeniczne szczepy *Bacillus* spp., *Enterobacter* spp., *Flavobacterium balustinum*, *Pseudomonas* spp., *Streptomyces* spp., *Penicillium* spp., *Trichoderma* spp., *Gliocladium viriens*. Jak donoszą Marchwińska in. (2021), szczepy te mogą skutecznie hamować rozwój grzybów patogennych rodzajów *Alternaria*, *Botrytis*, *Fusarium*, *Sclerotinia*, *Pythium* oraz *Rhizoctonia*.

Grzyb *R. solani* występuje na całym świecie. Infekuje on przeszło 200 gatunków roślin, przyczyniając się do porażenia korzeni, pędów oraz liści, może także doprowadzać do wygniwania nasion w glebie po wysiewie poprzez rozwój zgorzeli przedwioskowej lub

zamieranie siewek – czyli zgorzeli powschodowej (Moliszevska, 2009). Wśród roślin żywicielskich ważnych gospodarczo należy wymienić buraki cukrowe, ziemniaki, zboża oraz liczne rośliny warzywne i ozdobne. Zgodnie z zasadami ochrony roślin, możliwości ochrony chemicznej przed rizoktoniozą są bardzo ograniczone, stąd istotne jest poszukiwanie metod niechemicznych, takich jak metody biologiczne bądź hodowlane (Moliszevska i Maculewicz, 2016; Nabrdalik i Moliszevska, 2017). W badaniach własnych wykazano fungistatyczną aktywność kompostów domowych względem *R. solani* (wykr. 20). W porównaniu do prób kontrolnych prowadzonych w piasku sterylnym i substracie glebowym, procent zahamowania wzrostu grzybni *R. solani* w podłożach zawierających kompost K wyniósł odpowiednio 78,6% i 72% (tab. 32). Natomiast nie wykazano, aby worki BioBag®, w których deponowano odpady organiczne w kompostach K1 i K2, miały istotny wpływ na ich fungistatyczny charakter (tab. 33). Obserwowany efekt hamowania wzrostu grzybni był we wszystkich badanych kompostach, K, K1, K2 i ich mieszankach z substratem glebowym w stosunkach 12,5%, 25%, i 50%, podobny (wykr. 21, 22, 23). Podobne obserwacje co do aktywności fungistatycznej kompostów uzyskali także inni badacze. Tuitert i in. (1998) obserwowały działanie fungistatyczne wobec *R. solani* (AG 1) dojrzałych kompostów, ale już kompost niedojrzały stymulował fitopatogeny. Wzrost grzybni *R. solani* w warunkach *in vitro* na mieszankach z dojrzałym kompostem był zahamowany w skutek antagonizmu mikrobiologicznego. Działanie supresyjne wobec *R. solani* było wynikiem liczego występowania promieniowców, które znacznie przewyższały populacje innych bakterii w dojrzałym kompoście supresyjnym niż w kompoście sprzyjającym rozwojowi fitopatogenów. Reis i Coelho (2013) wykazały ochronne działanie kompostu przeciw *R. solani* w ochronie *Cucumber sativus* L. (ogórka), które utrzymywało się w długim okresie po wyprodukowaniu kompostu. Podobnie w badaniach Diab i in. (2003) uzyskano hamowanie zgorzeli siewek u niecierpka (*Impatiens balsamina* L.) wzrastających w podłożu zakażonym *R. solani* (AG 4). W badaniach tych wykazano, że mieszanki z dodatkiem kompostu zawierały więcej jednostek tworzących kolonie grzybów oraz bakterii tworzących endospory i bakterii oligotroficznych, a aktywność supresyjną wobec działania *R. solani* przypisano zwiększonej aktywności mikrobiologicznej mieszanki glebowej z dodatkiem kompostu. Rezultaty tego typu badań pokrywają się także z obserwacjami Wright (2020), która dodatkowo podjęła się dokładniejszego określenia składu i wzajemnych relacji mikrobioty w środowisku wzbogaconym wermikompostem. Na wzajemne relacje w mikrobiocie glebowej wpływają różne czynniki, np. region w tym środowisku (rejon korzenia/gleba), dodatki do gleby, oraz

stan zdrowotny roślin wzrastających w tym środowisku. Zatem niewątpliwie obecność w kompoście folii BioBag® wyprodukowanej na bazie skrobi termoplastycznej należy uważać za kolejny czynnik oddziałujący na skład mikrobioty glebowej. Jej obecność mogła stanowić dodatkowy czynnik stymulujący rozwój specyficznej mikroflory kompostu, która hamowała rozrost patogenicznego grzyba *R. solani*. Choć jak podkreślają w swojej pracy Lozano i in. (2023), skutki obecności mikroplastiku w środowisku glebowym dla aktywności grzybów glebowych powinny być rozpatrywane łącznie z innymi czynnikami. Autorzy ci zauważyli, że mikroplastiki zmieniają relacje między grzybami glebowymi a funkcjonowaniem ekosystemu do tego stopnia, że wiele z nich zmieniło charakter z działających pozytywnie na negatywne lub zanikły w mikrobiocie glebowej.

W świetle zgromadzonych wyników badań w zakresie wpływu biodegradowalnej folii MaterBi®, z której produkowane są worki BioBag® przeznaczone do gromadzenia domowych bioodpadów, deponowanych następnie wraz z nimi w domowym termokompostowniku, należy zauważyć, że worki te mają istotny wpływ zarówno na sam proces kompostowania, jak i na powstały w jego efekcie produkt końcowy. Otrzymany produkt – kompost, nie jest też obojętny dla wzrastających w nim roślin, co dowiedziono m.in. poprzez rezultaty badań poziomu stresu oksydacyjnego w takich roślinach. Nie ulega jednak wątpliwości, że otrzymane wyniki stanowią jedynie wstępną próbę oceny bezpieczeństwa stosowania worków biodegradowalnych w ramach składowania ich w warunkach kompostu domowego i konieczne jest dalsze, długofalowe ich kontynuowanie.

7. WNIOSKI

Na podstawie uzyskanych wyników badań można wyciągnąć następujące wnioski:

1. Rośliny grochu zwyczajnego (*Pisum sativum*) oraz rzodkiewki (*Raphanus sativus* var. *sativus*) wzrastające w środowisku zawierającym kompost wyprodukowany z udziałem worków BioBag® reagowały na jego obecność słabszym wzrostem, szczególnie części korzeniowej.
2. Zastosowanie do uprawy roślin kompostów otrzymanych z odpadów deponowanych w workach BioBag® prowadziło do wzrostu aktywności enzymów stresu oksydacyjnego, a także wzrostu peroksydacji lipidów w roślinach, co wskazuje, że uruchomiony w nich system obrony antyoksydacyjnej był niewystarczający.
3. Kompost wyprodukowany z bioodpadów częściowo składowanych w workach BioBag® wywoływał w roślinach grochu zwyczajnego (*P. sativum*) silniejszą reakcję stresową w porównaniu do kompostu wyprodukowanego z bioodpadów w całości składowanych w workach BioBag®.
4. Kompost domowy produkowany z udziałem worków BioBag® jest bezpieczny dla roślin, ale tylko wtedy, gdy jego udział w podłożu będzie wynosił mniej niż 50%.
5. Obecność w kompoście domowym worków BioBag® nie obniża jego właściwości fungistatycznych.
6. Worki z tworzywa MaterBi® przeznaczone do gromadzenia bioodpadów nie są obojętne dla otoczenia, w którym występują. Ich obecność w odcieku z kompostu domowego, odcieku z substratu glebowego i w wodzie destylowanej prowadziła do zmian ich wartości pH i wartości przewodności elektrolitycznej.
7. Składowanie wszystkich bioodpadów w przydomowym (termo)kompostowniku w workach BioBag® wydłużało proces dojrzewania kompostu, prowadziło do zaburzenia stosunku C:N w produkcie końcowym oraz utrzymywania się w nim wysokiego stopnia wilgoci.
8. Składowanie częściowo bioodpadów w przydomowym (termo)kompostowniku w workach BioBag® razem z bioodpadami luźno składowanymi na pryzmie kompostowej, przyczyniało się do zintensyfikowania procesów rozkładu materii organicznej, co skutkowało występowaniem w produkcie końcowym większej ilości przyswajalnych dla roślin form makroelementów w tym: N, K, Ca i Mg.
9. Niekontrolowane stosowanie kompostu z udziałem worków BioBag® może prowadzić do przenawożenia gleby.

8. STRESZCZENIE

Warunkiem wykorzystania domowych odpadów organicznych jako surowców do produkcji wysokiej jakości kompostu jest ich właściwa segregacja i nieskładowanie w workach plastikowych. Bioodpady, które ulegają zanieczyszczeniu tworzywami sztucznymi, nie tylko tracą swój potencjał nawozowy, ale stają się odpadami o wysokiej szkodliwości. Z drugiej strony zaletą gromadzenia bioodpadów przy użyciu worków w warunkach mieszkaniowych jest higieniczność, eliminowanie wycieków i ograniczanie emisji przykrych zapachów. Wydaje się zatem, że produkowane w tym celu worki z tworzyw biodegradowalnych spełniają te oczekiwania dodatkowo możliwe jest deponowanie ich zawartości wraz z workiem w przydomowym kompostowniku.

Dotychczasowe badania pomijały ocenę kompostów z udziałem worków biodegradowalnych produkowanych w warunkach przydomowych, a także brak jest całkowicie informacji o wpływie takiego kompostu na środowisko glebowe oraz rośliny.

Celem niniejszej pracy była ocena wpływu worków biodegradowalnych BioBag® na jakość kompostu domowego oraz wpływu kompostu domowego otrzymanego z ich udziałem na wybrane rośliny modelowe (*Pisum sativum* L. i *Raphanus sativus* L. var. *sativus*), ich fizjologię, w tym stres oksydacyjny oraz na wybranego fitopatogena glebowego - *Rhizoctonia solani* Kühn.

W pierwszym etapie badań prowadzono inkubację worków biodegradowalnych BioBag® w wodzie destylowanej oraz w ekstraktach z kompostu domowego i substratu glebowego (ziemia BioBizz Light-Mix), jako frakcji rozpuszczalnych, a zatem dostępnych dla roślin w pierwszej kolejności. W trakcie inkubacji monitorowano zmiany wartości pH oraz przewodności elektrolitycznej. Następnie oceniono, czy obserwowane zmiany, będące efektem inkubacji worka będą mogły wpływać na wzrost i rozwój roślin *P. sativum*. Wykazano, że podczas wielotygodniowego przechowywania worka w wodzie destylowanej wartości pH i przewodności elektrolitycznej ulegały istotnemu statystycznie wzrostowi. Z kolei w obu ekstraktach, odnotowano istotny wzrost wartości pH przy jednoczesnym istotnym spadku wartości przewodności elektrolitycznej. Zaobserwowane zmiany w wodzie destylowanej i w ekstraktach miały zróżnicowany wpływ na wzrost i rozwój roślin *P. sativum*. Pomiar biometryczny części nadziemnych i podziemnych dwutygodniowych roślin grochu rosnących w warunkach hydroponicznych wykazały, że przechowywanie worka BioBag® w wodzie destylowanej skutkowało istotnym osłabieniem wzrostu pędu przy jednoczesnym braku wpływu na przyrost korzeni. W przypadku zastosowania

ekstraktu z kompostu domowego, nie odnotowano wpływu na wzrost pędu, jak i korzeni grochu. Natomiast po zastosowaniu ekstraktu z substratu glebowego, w którym przetrzymywano worek BioBag®, stwierdzono istotną stymulację wzrostu korzeni bez wpływu na długość pędów.

W kolejnym etapie badań wyprodukowano trzy klasy kompostów w przydomowych termokompostownikach - kompost tradycyjny (K) bez udziału worków BioBag® (kompost kontrolny), kompost zawierający połowę odpadów gromadzonych i deponowanych w workach BioBag® (K1) oraz kompost składający się wyłącznie z odpadów gromadzonych i deponowanych w workach BioBag® (K2). Uzyskane komposty przebadano w Okręgowej Stacji Chemiczno-Rolniczej w Opolu. Badano w nich procentowy udział suchej masy, N_{org} , P_2O_5 , K_2O , Mg oraz zasolenie i pH. Otrzymane wyniki wykazały, że deponowanie odpadów w workach BioBag® skutkuje zaburzeniem stosunku C:N oraz utrzymaniem się w pryzmach wysokiego stopnia wilgoci. Dowiedziono również, że wraz ze wzrostem udziału folii BioBag® w kompoście maleje ilość fosforu, potasu i magnezu, a także spada stopień jego zasolenia. Równocześnie w ocenie organoleptycznej po 6 miesiącach kompostowania wszystkie komposty K, K1 i K2 można było traktować jak nawozy gotowe do użycia.

Badania powtórzono po kolejnych 3 miesiącach kompostowania, rozszerzając je o analizy ogrodnicze ($N-NO_3$, $N-NH_4$, P, K, Ca, Mg, Cl oraz stosunek K:Mg). Wykazano, że we wszystkich kompostach: K, K1 i K2, stosunek $N-NH_4:N-NO_3$ osiągnął wartość poniżej 1, co pozwalało traktować je jako komposty dojrzałe. W porównaniu do kompostów K, największą istotną statystycznie ilość nieorganicznego azotu, potasu i wapnia stwierdzono w kompoście K1, z kolei największą istotną statystycznie ilość magnezu – w kompoście K2. W tym ostatnim obserwowano również wysoki stosunek C:N. Po 9 miesiącach kompostowania, nie wykazano, aby obecność worków BioBag® miała wpływ na zawartość fosforu i chlorków. Tak uzyskane komposty wykorzystano w badaniach laboratoryjnych, podczas których sprawdzono ich wpływ na rośliny *Pisum sativum* i *Raphanus sativus* var. *sativus* oraz wybranego fitopatogen – *Rhizoctonia solani*.

W zrealizowanych badaniach przeprowadzono także testy fitotoksyczności. Dla kompostów K, K1 i K2 wykonano je z zastosowaniem rzodkwi (*Raphanus sativus*). Badania prowadzono na podłożach skomponowanych w proporcjach: 12,5%, 25% i 50% udziału objętościowego otrzymanych kompostów w mieszankach z substratem glebowym. Wyznaczono współczynniki inhibicji/stymulacji kiełkowania rzodkwi wobec dwóch typów kontroli, którymi były woda oraz substrat glebowy. Przeprowadzone obserwacje pozwoliły stwierdzić brak negatywnego oddziaływania kompostów oraz ich mieszanek na kiełkowanie

R. sativus. Natomiast współczynnik inhibicji/stymulacji rozwoju pędu i korzenia rzodkwi wskazał na duże zróżnicowanie stopnia oddziaływania badanych podłoży na te cechy roślin.

W kolejnym doświadczeniu oceniono potencjał stresogenny kompostów K, K1 i K2 wykorzystując *P. sativum* jako roślinę modelową. Rośliny uprawiano w wazonach, w fitotronie, w podłożach, które stanowiły otrzymane komposty oraz ich mieszankami w proporcjach 12,5%, 25% i 50% udziału objętościowego kompostów w mieszance z substratem glebowym. Po pięciu tygodniach, w roślinach zmierzono aktywność wybranych enzymów stresu oksydacyjnego, tj. dysmutazy ponadtlenkowej (SOD), katalazy (CAT) i peroksydazy glutationowej (GSH-Px), oraz określono stężenie dialdehydu malonowego (MDA) będącego nieenzymatycznym markerem peroksydacji lipidów. Otrzymane wyniki ujawniły zdecydowanie wyższy, istotny statystycznie, poziom aktywności wszystkich wymienionych enzymów oraz wyższy poziom MDA w roślinach wzrastających w podłożach wzbogaconych o różną ilość kompostów K1 i K2, w porównaniu do roślin wzrastających w podłożu z dodatkiem różnej ilości kompostów K. Dwuczynnikowa analiza wariancji wykazała ponadto, że nie tylko obecność w kompoście różnej ilości worków BioBag® wpłynęła znacząco na zmianę badanych markerów stresu oksydacyjnego, ale także to, jaką ilość każdej kategorii kompostu dodano do podłoża.

Biorąc pod uwagę potencjalny wysoki udział mikroflory, kompost uznawany jest za nawóz o właściwościach hamujących rozwój niektórych fitopatogenów. Z tego względu przeprowadzono badania oceniające możliwości stosowania kompostu z udziałem worków biodegradowalnych do hamowania wzrostu grzyba glebowego – *Rhizoctonia solani*. Stosując zmodyfikowaną metodę przynęt wykałaczkowych do oceny rozrostu grzybni, dowiedziono, że obecność w kompoście worków BioBag® nie obniżyła jego zdolności do hamowania rozrostu strzępek tego fitopatogena.

9. SUMMARY

The proper segregation of household organic waste and not storing it in plastic bags is the basic condition for the production of high-quality compost. Bio-waste contaminated with plastics, not only loses its fertilizing potential, but also becomes highly harmful waste. On the other hand, collecting biowaste using bags in residential conditions gives advantages like hygiene, elimination of leaks, and reduction of unpleasant odors. The biodegradable bags produced for this purpose meet these expectations, and also provide the opportunity to deposit their contents along with the bag in a home compost bin.

Previous studies have overlooked the assessment of composts containing biodegradable bags produced in home conditions; thus, there is a complete lack of information on the impact of such compost on the soil environment and plants.

This study aimed to assess the impact of BioBag® biodegradable bags on the home compost and the impact of home compost obtained with their participation on selected model plants (*Pisum sativum* L. and *Raphanus sativus* L. var. *sativus*) physiology, including oxidative stress, and on a selected soil phytopathogen: *Rhizoctonia solani* Kühn.

In the first stage of the study, BioBag® biodegradable bags were incubated in distilled water as well as in extracts from home compost and a soil substrate (BioBizz Light-Mix soil), representing the soluble fractions available to plants. During the incubation period, changes in pH and electrical conductivity were monitored. Subsequently, it was assessed whether the changes observed in these environments - resulting from the bag's incubation or the release of substances from it - could influence the growth and development of *Pisum sativum* plants.

It was shown that during several weeks of storage of the bag in distilled water, the pH and electrical conductivity values increased significantly. In contrast, in both extracts, a significant increase in pH was observed, accompanied by a significant decrease in electrical conductivity. The changes observed in distilled water and both extracts had a varied effect on the growth and development of *P. sativum* plants. Biometric measurements of the above-ground and underground parts of two-week-old pea plants growing in hydroponic conditions showed that storing the BioBag® bag in distilled water resulted in a significant weakening of shoot growth with no effect on root growth. The household compost extract had no effect on shoot or root growth. However, the soil substrate extract, significantly stimulated the root growth without affecting shoot length.

In the next stage of the study, three classes of compost were produced in home thermocomposters - traditional compost (K) without BioBag® bags (control compost), compost containing half of the waste collected and deposited in BioBag® bags (K1), and compost consisting exclusively of waste collected and deposited in BioBag® bags (K2). The composts were tested at the Regional Chemical and Agricultural Station in Opole. The following parameters of them were tested: percentage of dry matter, N_{org} , P_2O_5 , K_2O , Mg, salinity, and pH. The results showed that if waste was deposited in BioBag® bags, the C:N ratio was disturbed and a high degree of moisture remained in the piles. It was also demonstrated that the increases of the proportion of film in the composts leads to the decrease of the amount of phosphorus, potassium, magnesium as well as the reduction in salinity. After 6 months of composting, based on the organoleptic assessment, all three composts (K, K1, and K2) could be treated as ready-to-use fertilizers. The tests were repeated after another 3 months of composting. Then additional, horticultural analyses were included. The assessed parameters were: $N-NO_3$, $N-NH_4$, P, K, Ca, Mg, Cl, and K:Mg ratio. It was shown that in all three composts the $N-NH_4:N-NO_3$ ratio reached a value below 1, which allowed to treat them like mature composts. Compared to control (K) compost, the highest statistically significant amount of inorganic nitrogen, potassium, and calcium was found in K1 compost, while the highest statistically significant amount of magnesium was found in K2 compost. The latter compost also had a high C:N ratio. After 9 months of composting, the presence of BioBag® bags was not found to affect the phosphorus and chloride content. Next, the composts obtained in this way were used in laboratory tests to check their effect on *Pisum sativum* and *Raphanus sativus* var. *sativus* plants and a selected phytopathogen – *Rhizoctonia solani*.

Phytotoxicity tests of composts K, K1, and K2 were performed using *Raphanus sativus*. The tests were conducted on substrates containing 12.5%, 25%, and 50% (by volume) of the obtained composts mixed with soil substrate. The inhibition/stimulation coefficients of radish germination were determined in relation to the controls, which were water and soil substrate. The observations made it possible to conclude that the composts and their mixtures had no negative impact on the germination of *R. sativus*. However, the inhibition/stimulation coefficient for shoot and root development indicated a high degree of variability in the effects of the tested substrates on these plant traits.

In the next experiment, the stress potential of composts K, K1, and K2 was assessed using *P. sativum* as a model plant. The plants were grown in vases, in a phytotron, in substrates consisting of the before obtained composts and their mixtures with soil substrate

in proportions of 12.5%, 25% and 50% by volume. After five weeks, the activity of selected oxidative stress enzymes, i.e., superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT), and glutathione peroxidase (GSH-Px), were measured in the plants, and the concentration of malondialdehyde (MDA), a non-enzymatic marker of lipid peroxidation, was determined. The results revealed a significantly higher and statistically significant level of activity of all the enzymes and a higher level of MDA in tested plants growing in K1 and K2 composts mixtures, compared to plants grown in K composts mixtures. A two-factor analysis of variance showed that both the presence of varying amounts of BioBag® bags in the compost and the proportion of each compost type added to the substrate had a significant effect on the changes in the oxidative stress markers studied.

The potentially high content of microflora makes composts considered fertilizers with properties to inhibit the growth of certain soil phytopathogens. For this reason, the inhibition potential of growth of the soil fungus *Rhizoctonia solani* by compost containing biodegradable bags was studied. Using a modified toothpick bait method to assess mycelium growth, it was proven that the presence of BioBag® bags in compost did not reduce its ability to inhibit the growth of hyphae of this phytopathogen.

10. PIŚMIENNICTWO

1. Abushammala, M. F., Basri, N. E. A., Zain, S. M., Saad, N. F. M., & Zainudin, N. A. (2015). Green biological transformation of food and yard waste. *Jurnal Teknologi (Sciences & Engineering)*, 73(1), 21–26.
2. Accinelli, C., Abbas, H. K., Bruno, V., Nissen, L., Vicari, A., Bellaloui, N., ... & Shier, W. T. (2020). Persistence in soil of microplastic films from ultra-thin compostable plastic bags and implications on soil *Aspergillus flavus* population. *Waste Management*, 113, 312–318.
3. Accinelli, C., Saccà, M. L., Abbas, H. K., Zablotowicz, R. M., & Wilkinson, J. R. (2009). Use of a granular bioplastic formulation for carrying conidia of a non-aflatoxigenic strain of *Aspergillus flavus*. *Bioresource technology*, 100(17), 3997–4004.
4. Accinelli, C., Saccà, M. L., Mencarelli, M., & Vicari, A. (2012). Deterioration of bioplastic carrier bags in the environment and assessment of a new recycling alternative. *Chemosphere*, 89(2), 136–143. doi: 10.1016/j.chemosphere.2012.05.028.
5. Adamcová, D., Radziemska, M., Fronczyk, J., Zloch, J., & Vaverkova, M. D. (2017). Research of the biodegradability of degradable/biodegradable plastic material in various types of environments. *Przegląd Naukowy. Inżynieria i Kształtowanie Środowiska*, 26(1 [75]). 3–14. doi: 10.22630/PNIKS.2017.26.1.01.
6. Adamcová, D., Vaverková, M. D., Mašiček, T., & Břoušková, E. (2016). Analysis of biodegradability of degradable/biodegradable plastic material in controlled composting environment. *Journal of Ecological Engineering*, 17(4), 1–10. doi: <https://doi.org/10.12911/22998993/64564>.
7. Adamcová, D., Vaverková, M., & Toman, F. (2013). Repeated research of biodegradability of plastics materials in real composting conditions. *Acta Universitatis Agriculturae et Silviculturae Mendelianae Brunensis*, 61(6), 1557–1564. doi: 10.11118/actaun20136106155.
8. Adamczyk, S., Zantis, L. J., van Loon, S., van Gestel, C. A., Bosker, T., Hurley, R., ... & Velmala, S. (2024). Biodegradable microplastics induce profound changes in lettuce (*Lactuca sativa*) defense mechanisms and to some extent deteriorate growth traits. *Environmental Pollution*, 363, 125307.
9. Adegoke, A. A., Awolusi, O. O., & Stenström, T. A. (2016). Organic fertilizers: public health intricacies. *Organic Fertilizers—From Basic Concepts to Applied Outcomes*, 343–374. doi: 10.5772/64195.
10. Adhikari, B. K., Trémier, A., Barrington, S., Martinez, J., & Daumoin, M. (2013). Gas emissions as influenced by home composting system configuration. *Journal of environmental management*, 116, 163–171.
11. Afriyie E., & Amoabeng B. W. (2017). Effect of compost amendment on plant growth and yield of radish (*Raphanus sativus* L.). *Journal of Experimental Agriculture International*, 15(2), 1–6.
12. Agati, G., Azzarello, E., Pollastri, S., and Tattini, M. (2012). Flavonoids as antioxidants in plants: location and functional significance. *Plant Sci.*, 196, 67–76. doi: 10.1016/j.plantsci.2012.07.014.
13. Almaramah, S. B., Abu-Elsaoud, A. M., Alteneiji, W. A., Albedwawi, S. T., El-Tarabily, K. A., & Al Raish, S. M. (2024). The impact of food waste compost, vermicompost, and

- chemical fertilizers on the growth measurement of red radish (*Raphanus sativus*): A sustainability perspective in the United Arab Emirates. *Foods*, 13(11), 1608.
14. Alscher, R. G., Erturk, N., & Heath, L. S. (2002). Role of superoxide dismutases (SODs) in controlling oxidative stress in plants. *Journal of experimental botany*, 53(372), 1331-1341. <https://doi.org/10.1093/jexbot/53.372.1331>.
 15. Amass, W., Amass, A., & Tighe, B. (1998). A review of biodegradable polymers: uses, current developments in the synthesis and characterization of biodegradable polyesters, blends of biodegradable polymers and recent advances in biodegradation studies. *Polymer international*, 47(2), 89-144. doi: 10.1002/(SICI)1097-0126(1998100)47:2<89::AID-PI86>3.0.CO;2-F.
 16. Andrady A. L. (2011). Microplastics in the marine environment. *Marine Pollution Bulletin*, 62, 1596–1605.
 17. Angellier, H., Molina-Boisseau, S., Dole, P., Dufresne, A. (2006). Thermoplastic starch-waxy maize starch nanocrystals nanocomposites. *Biomacromolecules*, 7(2), 531-9. doi: 10.1021/bm050797s.
 18. Araújo, A. S. F., & Monteiro, R. T. R. (2005). Plant bioassays to assess toxicity of textile sludge compost. *Scientia Agricola*, 62, 286-290. (Piracicaba, Braz.). 62(3), 286-290.
 19. Arizmendiarieta, J. S., Planab, R., & Irigoyend, I. (2016). Decentralised composting as an organic waste management. Case study in Leintz-Gatzaga (Gipuzkoa). *Proceedings of the International Solid Waste Association World Congress, Novi Sad, Serbia, 19–21, ss. 36–51*.
 20. Arrigoni, J. P., Paladino, G., Garibaldi, L. A. & Laos, F. (2018). Inside the small-scale composting of kitchen and garden wastes: thermal performance and stratification effect in vertical compost bins. *Waste Manag*, 76, 284-293. doi: 10.1016/j.wasman.2018.03.010.
 21. Aslam, H., Anum, S., Shafique, T., Ali, A., Bashir, S., Anwar M., ... & Abbas11, A. (2024). Role of earthworms and radish for the remediation of pesticides and heavy metals in contaminated soil. *Journal of Agriculture and Food*, 5(2), 55-64.
 22. Atkinson, C. F., Jones, D. D., & Gauthier, J. J. (1996). Putative anaerobic activity in aerated composts. *J. Ind. Microbiol.*, 16, 182-188.
 23. Ave'rous, L., & Fringant, C. (2001). Association between plasticized starch and polyesters: processing and performances of injected biodegradable systems. *Polym. Eng. Sci.*, 41(5), 727– 734. doi: 10.1002/pen.10768.
 24. Avellan, A., Schwab, F., Masion, A., Chaurand, P., Borschneck, D., Vidal, V., Rose, J., Santaella, C., & Levard, C. (2017). Nanoparticle Uptake in Plants: Gold Nanomaterial Localized in Roots of *Arabidopsis thaliana* by X-ray Computed Nanotomography and Hyperspectral Imaging. *Environmental Science & Technology*, 51(15), 8682–8691. <https://doi.org/10.1021/acs.est.7b01133>
 25. Averous, L., & Boquillon, N. (2004). Biocomposites based on plasticized starch: thermal and mechanical behaviours. *Carbohydrate polymers*, 56(2), 111-122.
 26. Averous, L., Moro, L., Dole, P., & Fringant, C. (2000). Properties of thermoplastic blends: starch-polycaprolactone. *Polymer.*, 41, 4157–4167. doi: 10.1016/S0032-3861(99)00636-9.
 27. Awasthi, M. K., Pandey, A. K., Bundela, P. S., Wong, J. W. C., Li, R., & Zhang Z. (2016). Co-composting of gelatin industry sludge combined with organic fraction of municipal solid waste and poultry waste employing zeolite mixed with enriched nitrifying bacterial consortium. *Bioresour. Technol.*, 213, 181-189.

28. Ayilara, M. S., Olanrewaju, O. S., Babalola, O. O., & Odeyemi, O. (2020). Waste Management through Composting: Challenges and Potentials. *Sustainability*, 12, 4456. <https://doi.org/10.3390/su12114456>.
29. Azeem, I., Adeel, M., Ahmad, M. A., Shakoor, N., Jiangcuo, G. D., Azeem, K., ... & Rui, Y. (2021). Uptake and accumulation of nano/microplastics in plants: a critical review. *Nanomaterials*, 11(11), 2935. <https://doi.org/10.3390/nano11112935>.
30. Azim, K., Komenane S., & Soudi, B. (2017). Agro-Environmental Assessment of Composting Plants in Southwestern of Morocco (SoussMassa Region). *Int. J. Recycl. Org. Waste Agric.*, 6, 107–115.
31. Azim, K., Soudi, B., Boukhari, S., Perissol, C., Roussos S., & Alami, I.T. (2018). Composting Parameters and Compost Quality: A Literature Review. *Org. Agric.* 8, 141–158.
32. Azis, F. A., Rijal, M., Suhaimi, H., & Abas, P. E. (2022). Patent landscape of composting technology: A review. *Inventions*, 7(2), 38. doi: 10.3390/inventions7020038.
33. Bajer, K., & Kaczmarek, H. (2007). Metody badania biodegradacji materiałów polimerowych. *Polimery*, 52(1), 13-18.
34. Balestri, E., Menicagli, V., Ligorini, V., Fulignati, S., Galletti, A. M. R., & Lardicci, C. (2019). Phytotoxicity assessment of conventional and biodegradable plastic bags using seed germination test. *Ecological Indicators*, 102, 569-580.
35. Balestri, E., Menicagli, V., Vallerini, F., & Lardicci C. (2017). Biodegradable plastic bags on the seafloor: A future threat for seagrass meadows? *Sci Total Environ.*, 605-606, 755-763. doi: 10.1016/j.scitotenv.2017.06.249.
36. Bałabusta, M., Szafrńska, K., & Posmyk, M. M. (2016). Exogenous melatonin improves antioxidant defence in cucumber seeds (*Cucumis sativus* L.) germinated under chilling stress. *Front. Plant Sci.*, 7, 575. doi:10.3389/fpls.2016.00575.
37. Bandini, F., Taskin, E., Bellotti, G., Vaccari, F., Misci, C., Guerrieri, M. C., ... & Puglisi, E. (2022). The treatment of the organic fraction of municipal solid waste (OFMSW) as a possible source of micro-and nano-plastics and bioplastics in agroecosystems: a review. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 9, 1-17.
38. Baranowska, J. (2020). Jak kompostować? To proste! Wydawnictwo Korzenie.
39. Barnes, D. K., Galgani, F., Thompson, R. C., & Barlaz, M. (2009). Accumulation and fragmentation of plastic debris in global environments. *Philosophical transactions of the royal society B: biological sciences*, 364(1526), 1985-1998..
40. Barrena, R., Font, X., Gabarrell, X., & Sánchez A. (2014). Home composting versus industrial composting: influence of composting system on compost quality with focus on compost stability. *Waste Manag.*, 34(7), 1109-16. doi: 10.1016/j.wasman.2014.02.008.
41. Bartosz, G. (2003). Druga twarz tlenu. Wydawnictwo Naukowe PWN.
42. Battista, F., Frison, N., & Bolzonella, D. (2021). Can bioplastics be treated in conventional anaerobic digesters for food waste treatment?. *Environmental Technology & Innovation*, 22, 101393.
43. Bejgarn, S., MacLeod, M., Bogdal, C., & Breitholtz, M. (2015). Toxicity of leachate from weathering plastics: An exploratory screening study with *Nitocra spinipes*. *Chemosphere*, 132, 114-119. doi: 10.1016/j.chemosphere.2015.03.010.
44. Bellingeri, A., Casabianca, S., Capellacci, S., Faleri, C., Paccagnini, E., Lupetti, P., ... & Corsi, I. (2020). Impact of polystyrene nanoparticles on marine diatom *Skeletonema*

- marinoi* chain assemblages and consequences on their ecological role in marine ecosystems. *Environmental Pollution*, 262, 114268.
45. Ben Gaied, R., Brígido, C., Sbissi, I., & Tarhouni, M. (2024). Sustainable strategy to boost legumes growth under salinity and drought stress in semi-arid and arid regions. *Soil Systems*, 8(3), 84.
 46. Bernal, M. P., Albuquerque, J. A., & Moral, R. (2009). Composting of animal manures and chemical criteria for compost maturity assessment. A review. *Bioresource technology*, 100(22), 5444-5453. doi: 10.1016/j.biortech.2008.11.027.
 47. Bernal, M. P., Sommer, S. G., Chadwick, D., Qing, C., Guoxue, L., & Michel Jr, F. C. (2017). Current approaches and future trends in compost quality criteria for agronomic, environmental, and human health benefits. *Advances in agronomy*, 144, 143-233.. <https://doi.org/10.1016/bs.agron.2017.03.002>.
 48. Bettas Ardisson, G., Tosin, M., Barbale, M., & Degli-Innocenti, F. (2014). Biodegradation of plastics in soil and effects on nitrification activity. A laboratory approach. *Frontiers in Microbiology*, 5, 710.. doi: 10.3389/fmicb.2014.00710.
 49. Bhardwaj, P., Sharma, R. K., Chauhan, A., Ranjan, A., Rajput, V. D., Minkina, T., ... & Tripathi, A. (2023). Assessment of heavy metal distribution and health risk of vegetable crops grown on soils amended with municipal solid waste compost for sustainable urban agriculture. *Water*, 15(2), 228.
 50. Bhaskara, G. B., Yang, T. H., & Verslues, P. E. (2015). Dynamic proline metabolism: importance and regulation in water limited environments. *Frontiers in Plant Science*, 6, 484.. doi: 10.3389/fpls.2015.00484.
 51. Białowiec, A. (2018). *Tlenowa biostabilizacja odpadów komunalnych: obliczenia projektowe i eksploatacyjne* (No. 211). Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego we Wrocławiu.
 52. Biczak, R. (2016). Quaternary ammonium salts with tetrafluoroborate anion: Phytotoxicity and oxidative stress in terrestrial plants. *J Hazard Mater.* 304, 173-85. doi: 10.1016/j.jhazmat.2015.10.055
 53. Biczak, R., Pawłowska, B., & Feder-Kubis, J. (2016). Inhibicja wzrostu i stres oksydacyjny w roślinach pod wpływem chiralnej imidazoliowej cieczy jonowej z anionem tetrafluoroboranowym. *Chemistry, Environment, Biotechnology*, 19, 35–45.
 54. Bilska, A., Kryczyk, A., & Włodek L. (2007). Różne oblicza biologicznej roli glutationu. *Postępy Hig. Med. Dośw*, 61, 438-453.
 55. Bobrovskikh, A., Zubairova U., Kolodkin A., & Doroshkov, A. (2020). Subcellular compartmentalization of the plant antioxidant system: an integrated overview. *PeerJ*, 8, e9451. <https://doi.org/10.7717/peerj.9451>
 56. Boots, B., Russell, C. W., & Green, D. S. (2019). Effects of microplastics in soil ecosystems: above and below ground. *Environmental Science & Technology*, 53(19), 11496–11506.
 57. Borecki, Z. (1984). *Fungicydy stosowane w Ochronie Roślin*. Warszawa, PWN.
 58. Bortel, K. (2009). Materiały polimerowe w opakowaniach i ich zagospodarowanie. *Opakowanie*, 54(06), 40-45.
 59. Bosker, T., Bouwman, L. J., Brun, N. R., Behrens, P., & Vijver, M. G. (2019). Microplastics accumulate on pores in seed capsule and delay germination and root growth of the terrestrial vascular plant *Lepidium sativum*. *Chemosphere*, 226, 774-781.

60. Bożym, M., Dróżdż, N., & Siemiątkowski, G. (2014).: Zawartość makroelementów i ich form przyswajalnych w kompostach produkowanych z odpadów zielonych. *Prace Instytutu Ceramiki i Materiałów Budowlanych*, 7(18), 150-161.
61. Bradford, M. M. (1976). A Rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein -dye binding. *Anal Biochem*, 72, 248–254.
62. Brito, L. M., Mourão, I., Coutinho, J., & Smith, S. R. (2012). Simple technologies for on-farm composting of cattle slurry solid fraction. *Waste Management*, 32(7), 1332-1340.
63. Carocho, M., & Ferreira, I. C. (2013). A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food Chem Toxicol.* 51, 15-25. doi: 10.1016/j.fct.2012.09.021.
64. Cáceres, R., Malińska, K., & Marfà, O. (2018). Nitrification within composting: A review. *Waste Management*, 72, 119-137.
65. Cáceres, R., Magrí, A., & Marfà, O. (2015). Nitrification of leachates from manure composting under field conditions and their use in horticulture. *Waste management*, 44, 72-81.
66. Chae, Y., & An, Y. J. (2020). Nanoplastic ingestion induces behavioral disorders in terrestrial snails: trophic transfer effects via vascular plants. *Environmental Science: Nano*, 7(3), 975–983.
67. Chaki, M., Juan, C., Begara-Morales, J., & Barroso, B. (2020). Oxidative Stress in Plants *Antioxidants* 9(6), 481. <https://doi.org/10.3390/antiox9060481>.
68. Chandra, R. U. S. T. G. I., & Rustgi, R. (1998). Biodegradable polymers. *Progress in Polymer Science* 23(7), 1273-1335.
69. Chen, M., Huang, Y., Liu, H., Xie, S., & Abbas, F. (2019). Impact of different nitrogen source on the compost quality and greenhouse gas emissions during composting of garden waste. *Process safety and environmental protection*, 124, 326-335.
70. Chmielnicki, B. (2014). Zmiany wybranych właściwości mieszanin PE HD z recyklatami degradowanymi po ich kompostowaniu. *Przetwórstwo Tworzyw* 3, 207-215.
71. Choińska, A. (2013). Biodegradation of pig bristles in the composting process involving microbial inoculum (*Doctoral dissertation, Department of Biotechnology and Food Microbiology*), Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu.
72. Ciesielczuk T., & Kusza G. (2009), Zawartość metali ciężkich w kompostach z odpadów jako czynnik ograniczający ich wykorzystanie do celów nawozowych. *Ochrona Środowiska i Zasobów Naturalnych*, 347–354.
73. Ciesielczuk, T., Rosik-Dulewska, C., & Kusza, G. (2016). Ekstrakcja fosforu z osadów ściekowych i popiołów ze spalania osadów-analiza problemu. *Pol. J. Sust. Dev.* 20, 21-28. DOI: 10.15584/pjsd.2016.20.3.
74. Ciesielczuk, T., Rosik-Dulewska, C., Poluszyńska, J., & Polis, K. (2016). Naturalne spoiwa kostek nawozowych jako element zrównoważonej uprawy roślin. *Proceedings of ECOpole*, 10, 111–119. [https://doi.org/10.2429/proc.2016.10\(1\)013](https://doi.org/10.2429/proc.2016.10(1)013).
75. Ciesielczuk, T., Rosik-Dulewska, Cz., & Wiśniewska, E. (2015). Possibilities of coffee spent ground use as a slow action organo-mineral fertilizer. *Annual Set The Environment Protection* 17, 422-437.
76. Colón, J., Cadena, E., Pognani, M., Barrena, R., Sánchez, A., & Font, X., (2012). Determination of the energy and environmental burdens associated with the biological

- treatment of source-separated Municipal Solid Wastes. *Energy Environ. Sci.* 5, 5731-5741.
77. Colón, J., Martínez-Blanco, J., Gabarrell X., Artola, A., Sánchez, A., Rieradevall, J., & Font, X. (2010). Environmental assessment of home composting. *Resour. Conserv. Recycl.* 54, 893–904.
 78. Cooperband, L. (2002). The art and science of composting. *Center for Integrated agricultural systems*.
 79. Corradini, F., Casado, F., Leiva, V., Huerta-Lwanga, E., & Geissen, V. (2021). Microplastics occurrence and frequency in soils under different land uses on a regional scale. *Sci Total Environ.* 752, 141917. doi: 10.1016/j.scitotenv.2020.141917.
 80. Cox, K. D., Covernton, G. A., Davies, H. L., Dower, J. F., Juanes, F., & Dudas, S. E. (2019). Human Consumption of Microplastics. *Environ. Sci. Technol.* 53 (12), 7068–7074. DOI: 10.1021/acs.est.9b01517.
 81. Cruz, D. D., Natividad Huasupoma, D. E., Romero Menacho, J. U., Aponte Guevara, C. L., Nunja García, J. V., Saucedo López, M. C., & Lacherre Rodriguez, G. P. (2024). Analysis of the chemical and biological characteristics and their relationship with the yield of radish (*Raphanus sativus* L.) nourished with compost based on plant residues. *Brazilian Journal of Biology*, 84, e283287.
 82. Cruzado-Tafur, E., Orzoł, A., Gołębiowski, A., Pomastowski, P., Cichorek, M., Olszewski, J., & Głowacka, K. (2023). Metal tolerance and Cd phytoremoval ability in *Pisum sativum* grown in spiked nutrient solution. *Journal of Plant Research*, 136(6), 931-945.
 83. Czop, M., Królikowska, D., Kubik, M., & Siudra P. (2012). Badanie podstawowych właściwości nawozowych odpadów kuchennych. *Archiwum Gospodarki Odpadami i Ochrony Środowiska*, 14(4), 95-102.
 84. Czop, M., Żorawik, K., Grochowska, S., Kulkińska, L., & Januszewska, W. (2016). Badanie fitotoksyczności wybranych odpadów górniczych na danej grupie roślin. *Archiwum Gospodarki Odpadami i Ochrony Środowiska*, 18(4), 33-44.
 85. da Costa, J., P., Santos P., S., M., Duarte, A. C., & Rocha-Santos T., (2016). (Nano)plastics in the environment – Sources, fates and effects. *Science of The Total Environment*, 566-567, 15-26. doi: 10.1016/j.scitotenv.2016.05.04 .
 86. Das, K., & Roychoudhury A. (2014). Reactive oxygen species (ROS) and response of antioxidants as ROS-scavengers during environmental stress in plants. *Front. Environ. Sci.* 2, 53. doi: 10.3389/fenvs.2014.00053.
 87. de Souza Machado, A. A., Kloas, W., Zarfl, C., Hempel, S., & Rillig, M. C. (2018). Microplastics as an emerging threat to terrestrial ecosystems. *Glob Chang Biol.*, 24(4), 1405-1416. doi: 10.1111/gcb.14020.
 88. Decaen, P., Rolland-Sabaté, A., Colomines, G., Guilois, S., Lourdin, D., Della, V.G., & Leroy, E. (2020). Influence of ionic plasticizers on the processing and viscosity of starch melts. *Carbohydrate Polymers*, 230, 115591. doi: 10.1016/j.carbpol.2019.115591.
 89. del Río, L A. (2015). ROS and RNS in plant physiology: an overview. *J Exp Bot.* 6(10), 2827-37. doi: 10.1093/jxb/erv099.
 90. Deponte, M. (2012). Glutathione catalysis and the reaction mechanisms of glutathione-dependent enzymes. *Biochim Biophys Acta.*, 1830(5), 3217-66. doi: 10.1016/j.bbagen.2012.09.018. Epub 2012 Oct 2. PMID: 23036594.
 91. Diab, H. G., Hu, S., & Benson, D. M. (2003). Suppression of *Rhizoctonia solani* on impatiens by enhanced microbial activity in composted swine waste-amended potting mixes. *Phytopathology* 93:1115-1123.

92. Dissanayake, P. D., Kim, S., Sarkar, B., Oleszczuk, P., Sang, M. K., Haque, M. N., Ahn, J., Bank, M. S., & Ok, Y. S. (2022). Effects of microplastics on the terrestrial environment: A critical review. *Environmental Research*, 112734.
93. Dong, R., Liu, R., Xu, Y., Liu, W., Wang, L., Liang, X., Huang, Q., & Sun, Y. (2022). Single and joint toxicity of polymethyl methacrylate microplastics and As (V) on rapeseed (*Brassia campestris* L.). *Chemosphere*, 291(Pt 3), 133066. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.133066>
94. Dong, Y., Gao, M., Qiu, W., & Song, Z. (2021a). Effect of microplastics and arsenic on nutrients and microorganisms in rice rhizosphere soil. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 211, 111899.
95. Dong, Y., Gao, M., Qiu, W., & Song, Z. (2021b). Uptake of microplastics by carrots in presence of As (III): Combined toxic effects. *Journal of Hazardous Materials*, 411, 125055.
96. dos Santos Rosa, D., Bardi, M., Machado, L., Dias, D., Andrade e Silva, L., & Kodama, Y. (2009). Influence of thermoplastic starch plasticized with biodiesel glycerol on thermal properties of PP blends. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 97, 565-570.
97. Duddigan, S., Alexander, P. D., Shaw, L. J., & Collins, C. D. (2021). Effects of repeated application of organic soil amendments on horticultural soil physicochemical properties, nitrogen budget and yield. *Horticulturae*, 7(10), 371.
98. Dudziak, M., & Kopańska D. (2016). Ocena fitotoksyczności wybranych gruntów nasypowych. *Proceedings of ECOpole*, 10(1), 121-127.
99. Duis, K., & Coors, A. (2016). Microplastics in the aquatic and terrestrial environment: sources (with a specific focus on personal care products), fate and effects. *Environ Sci Eur.*, 28(1), 2. doi: 10.1186/s12302-015-0069-y.
100. El Hayany, B., Rumpel, C., Hafidi, M., & El Fels, L. (2022). Occurrence, analysis of microplastics in sewage sludge and their fate during composting: A literature review. *Journal of Environmental Management*, 317, 115364. doi: 10.1016/j.jenvman.2022.115364.
101. El Moukhtari, A., Cabassa-Hourton, C., Farissi M., & Saviouré A. (2020). How Does Proline Treatment Promote Salt Stress Tolerance During Crop Plant Development? *Front Plant Sci.* 11, 1127. doi: 10.3389/fpls.2020.01127.
102. Ellis, T. N., Smýkal, P., Maxted, N., Coyne, C. J., Domoney, C., Burstin, J., ... & Chayut, N. (2024). The taxonomic status of genera within the *Fabeae* (*Vicieae*), with a special focus on *Pisum*. *Diversity*, 16(7), 365.
103. Elmi, A., Al-Harbi, M., Yassin, M. F., & Al-Awadhi, M. M. (2021). Modeling gaseous emissions and dispersion of two major greenhouse gases from landfill sites in arid hot environment. *Environmental Science and Pollution Research*, 28, 15424–15434.
104. El-Okkiah, S. A., El-Tahan, A. M., Ibrahim, O. M., Taha, M. A., Korany, S. M., Alsherif, E. A., & Sharaf-Eldin, M. A. (2022). Under cadmium stress, silicon has a defensive effect on the morphology, physiology, and anatomy of pea (*Pisum sativum* L.) plants. *Frontiers in Plant Science*, 13, 997475.
105. Emblem A., & Emblem H. (2014). Technika opakowań. PWN, Warszawa, ss. 88-116.
106. Emblem, A., & Emblem H. (2014). Technika opakowań. PWN, Warszawa, ss. 399-404.

107. En-Nejmy, K., Hayany, B. E., Al-Alawi, M., Jemo, M., Hafidi, M., & El Fels, L. (2024). Microplastics in soil: A comprehensive review of occurrence, sources, fate, analytical techniques and potential impacts. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 288, 117332.
108. Epstein, E. (2011). Industrial composting. Environmental engineering and facilities management. *New York: Taylor and Francis Group*.
109. Epstein, E. (2017). The Science of Composting. doi: 10.1201/9780203736005.
110. Eriksen, M., Lebreton, L. C., Carson, H. S., Thiel, M., Moore, C. J., Borerro, J. C., ... & Reisser J. (2014). Plastic pollution in the world's oceans: more than 5 trillion plastic pieces weighing over 250,000 tons afloat at sea. *PloS one*, 9(12), e111913.
111. Fang, J.M. & Fowler P. (2003). The use of starch and its derivatives as biopolymer sources of packaging materials. *Journal of Food Agriculture and Environment*, 1(3-4), 82-84.
112. Farmer, E. E., & Mueller, M. J. (2013). ROS-mediated lipid peroxidation and RES-activated signaling. *Annual review of plant biology*, 64(1), 429-450.
113. Feng, X., Lai, Z., Lin, Y., Lai, G., & Lian, C. (2015). Genome-wide identification and characterization of the superoxide dismutase gene family in *Musa acuminata* cv. Tianbaojiao (AAA group). *BMC genomics*, 16, 1-16. doi: 10.1186/s12864-015-2046-7.
114. Ferreira, A. R., Alves, V. D., & Coelho, I. M. (2016). Polysaccharide-based membranes in food packaging applications. *Membranes*, 6(2), 22. doi: 10.3390/membranes6020022.
115. Ferri, J. M., Garcia-Garcia, D., Sánchez-Nacher, L., Fenollar, O., & Balart, R. (2016). The effect of maleinized linseed oil (MLO) on mechanical performance of poly (lactic acid)-thermoplastic starch (PLA-TPS) blends. *Carbohydrate polymers*, 147, 60-68. doi: 10.1016/j.carbpol.2016.03.082.
116. Fini, A., Brunetti, C., Di Ferdinando, M., Ferrini, F., & Tattini, M. (2011). Stress-induced flavonoid biosynthesis and the antioxidant machinery of plants. *Plant Signaling & Behavior*, 6 (5), 709–711. doi: 10.4161/psb.6.5.15069.
117. Fink, R. C., & Scandalios, J. G. (2002). Molecular evolution and structure–function relationships of the superoxide dismutase gene families in angiosperms and their relationship to other eukaryotic and prokaryotic superoxide dismutases. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 399(1), 19-36.
118. Florez, J. P., Fazeli, M., & Simão, R. A. (2019). Preparation and characterization of thermoplastic starch composite reinforced by plasma-treated poly (hydroxybutyrate) PHB. *Int J Biol Macromol.*, 123:609-621. doi: 10.1016/j.ijbiomac.2018.11.070.
119. Forlani, G., Trovato, M., Funck, D., & Signorelli, S. (2019). Regulation of proline accumulation and its molecular and physiological functions in stress defence, in *Osmoprotectant-Mediated Abiotic Stress Tolerance in Plants: Recent Advances and Future Perspectives*, [w:] Hossain M. A., V. Kumar, D. Burritt, M. Fujita, P. Mäkelä (red.), New York, NY: Springer Press, ss. 73–97. doi: 10.1007/978-3-030-27423-8_3.
120. Foyer, C. H., & Noctor, G. (2011). Ascorbate and glutathione: the heart of the redox hub. *Plant Physiol.* 2011 Jan;155(1):2-18. doi: 10.1104/pp.110.167569.
121. Franica, M., Grzeja, K., & Paszula, S. (2018). Ocena parametrów jakościowych wybranych kompostów. *Archiwum Gospodarki Odpadami i Ochrony Środowiska*, 20(1), 21-32.
122. Fuller, S. G., & Gautam, A. (2016). A procedure for measuring microplastics using pressurized fluid extraction. *Environ. Sci. Technol.* 50, 5774–5780. <https://pubs.acs.org/ccindex.cn/doi/10.1021/acs.est.6b00816>.

123. .
124. Gavilanes-Terán, I., Jara-Samaniego, J., Idrovo-Novillo, J., Bustamante, M. A., Moral, R., & Paredes, C. (2016). Windrow composting as horticultural waste management strategy - A case study in Ecuador. *Waste Manag.* 48: 127-134. doi: 10.1016/j.wasman.2015.11.026.
125. Ghanbarzadeh, B., & Almasi, H. (2013). Biodegradable polymers. *Biodegradation-life of science*, 141-185.. doi: 10.5772/56230.
126. Gibczyńska, M. (2013). *Hydrochemia*. Wydawnictwo Uczelniane Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego.
127. Giorgetti, L., Spanò, C., Muccifora, S., Bottega, S., Barbieri, F., Bellani, L., & Castiglione, M. R. (2020). Exploring the interaction between polystyrene nanoplastics and *Allium cepa* during germination: Internalization in root cells, induction of toxicity and oxidative stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 149, 170-177. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.02.014>.
128. Gondek, K., & Kopec, M. (2012). Zawartość wybranych makro i mikroelementów w przekompostowanych komunalnych odpadach biodegradowalnych. *Acta Agrophysica*, 19(3), 527-538.
129. Gorlach, E., & Mazur T. (2001) *Chemia rolna*. Wyd. Nauk. PWN, Warszawa.
130. Govrin, R., Obstbaum, T., & Sivan, U. (2019). Common source of cryoprotection and osmoprotection by osmolytes. *J. Am. Chem. Soc.* 141, 13311–13314. doi: 10.1021/jacs.9b06727.
131. Goyal, S., Dhull, S. K., & Kapoor, K. K. (2005). Chemical and biological changes during composting of different organic wastes and assessment of compost maturity. *Bioresour Technol.* 2005 Sep;96(14):1584-91. doi: 10.1016/j.biortech.2004.12.012.
132. Guo, W., Zhou, Y., Zhu, N., Hu, H., Shen, W., Huang, X., ... & Li, Z. (2018). On site composting of food waste: A pilot scale case study in China. *Resources, Conservation and Recycling*, 132, 130-138. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2018.01.033>.
133. Gusiatin, Z. M., & Kulikowska, D. (2012). Transformations of humic substances, nitrogen and heavy metal forms in sewage sludge composted in a mixture with lignocellulosic waste. *Inż. Ekol*, 28, 82-93.
134. Grześkowiak, A. (2016). Vademecum nawożenia czyli podstawowe i praktyczne informacje o zrównoważonym nawożeniu. *Police: Grupa Azoty Zakłady Chemiczne „Police“ S.A.* <https://polifoska.pl/wp-content/uploads/2023/11/vademecum-nawozenia.pdf> (data dostępu: 20. 03. 2025)
135. Hann, S., Scholes, R., Lee, T., Ettlinger, S., & Jørgensen, H. (2020). Biobased and biodegradable plastics in Denmark. *Industrial Biotechnology*, 16(3), 164-175.
136. Harrison, J.P., Boardman C., O’Callaghan K., Delort A.M., Song J. (2018): Biodegradability standards for carrier bags and plastic films in aquatic environments: a critical review, *Royal Society Open Science*, 5, 171-792.
137. Hasanuzzaman, M., Bhuyan, M. B., Zulfiqar, F., Raza, A., Mohsin, S. M., Mahmud, J. A., ... & Fotopoulos, V. (2020). Reactive oxygen species and antioxidant defense in plants under abiotic stress: Revisiting the crucial role of a universal defense regulator. *Antioxidants*, 9(8), 681. doi: 10.3390/antiox9080681.
138. Haug, R. T. (1996). Composting plant design and process management. In *The science of composting* (pp. 60-70). Dordrecht: Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-009-1569-5_7.

139. Hejna, A., Barczewski, M., Kosmela, P., Mysiukiewicz, O., Piasecki, A., & Tercjak, A. (2023). Compatibility of Sustainable Mater-Bi/poly (ϵ -caprolactone)/cellulose Biocomposites as a Function of Filler Modification. *Materials*, 16(20), 6814.. doi: 10.3390/ma16206814.
140. Ho, T. T. K., Le, T. H., Tran, C. S., Nguyen, P. T., Vo, T. D. H., Thai, V. N., & Bui, X. T. (2022). Compost to improve sustainable soil cultivation and crop productivity. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 6, 100211. <https://doi.org/10.1016/j.cscee.2022.100211>.
141. Holley, J. W., & Guilford, J. P. (1964). A note on the G index of agreement. *Educational and Psychological Measurement*, 24(4), 749–753. <https://doi.org/10.1177/001316446402400402>.
142. Hossain, M. A., Kumar, V., Burritt, D., Fujita, M., & Mäkelä P. (red.) (2019). Osmoprotectant-mediated abiotic stress tolerance: Recent advances and future perspectives. *Springer*. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-27423-8>.
143. Hossain, M. S., & Dietz, K. J. (2016). Tuning of redox regulatory mechanisms, reactive oxygen species and redox homeostasis under salinity stress. *Frontiers in plant science*, 7, 548. doi: 10.3389/fpls.2016.00548.
144. Huang, G. F., Wong, J. W., Wu, Q. T., & Nagar, B. B. (2004). Effect of C/N on composting of pig manure with sawdust. *Waste Manag.* 24(8), 805-13. doi: 10.1016/j.wasman.2004.03.011.
145. Huang, J. S., Koongolla, J. B., Li, H. X., Lin, L., Pan, Y. F., Liu, S., ... & Xu, X. R. (2020). Microplastic accumulation in fish from Zhanjiang mangrove wetland, South China. *Science of the Total Environment*, 708, 134839.
146. Huang, J., Yang, L., Yang, L., Wu, X., Cui, X., Zhang, L., ... & Duan, Q. (2023). Stigma receptors control intraspecies and interspecies barriers in Brassicaceae. *Nature*, 614(7947), 303-308. doi: 10.1038/s41586-022-05640-x.
147. Igielska-Kalwat, J., Gościańska, J., & Nowak, I. (2015). Karotenoidy jako naturalne antyoksydanty. *Advances in Hygiene & Experimental Medicine/Postepy Higieny i Medycyny Doswiadczałnej*, 69. doi: 10.5604/17322693.1148335.
148. Imam, S. H., Gordon, S. H., Shogren, R. L., Tosteson, T. R., Govind, N. S., & Greene, R. V. (1999). Degradation of starch–poly (β -hydroxybutyrate-co- β -hydroxyvalerate) bioplastic in tropical coastal waters. *Applied and environmental microbiology*, 65(2), 431-437. doi: 10.1128/AEM.65.2.431-437.1999.
149. Imre, B., & Pukánszky, B. (2013). Compatibilization in Bio-Based and Biodegradable Polymer Blends. *European Polymer Journal*, 49, 1215-1233. <https://doi.org/10.1016/j.eurpolymj.2013.01.019>.
150. Imthiyas, M. S. M., & Seran, T. H. (2015). Influence of compost with reduced level of chemical fertilizers on the accumulation of dry matter in leaves of radish (*Raphanus sativus* L.). *Journal of Agricultural Science and Engineering*, 1(1), 1-4.
151. Iranzo, M., Cañizares, J. V., Roca-Perez, L., Sainz-Pardo, I., Mormeneo, S., & Boluda, R. (2004). Characteristics of rice straw and sewage sludge as composting materials in Valencia (Spain). *Bioresource Technology*, 95(1), 107-112.
152. Ivors, K. L., Collopy, P. D., Beyer, D. M., & Kang, S. (2000). Identification of bacteria in mushroom compost using ribosomal RNA sequence. *Compost Science & Utilization*, 8(3), 247-253.
153. Ivors, K., Beyer, D., Wuest, P., & Kang, S. (2002). Survey of fungal diversity in mushroom compost using sequences of PCR-amplified genes encoding 18S ribosomal

- RNA. [w:] Insam, H., Klammer, S., Riddech N. (red.), *Microbiology of Composting*, ss. 18–24. *Heidelberg, Springer-Verlag*.
154. Jamali, S. H., Cockram, J., & Hickey, L. T. (2019). Insights into deployment of DNA markers in plant variety protection and registration. *Theor. Appl. Genet.* 132, 1911–1929. doi: 10.1007/s00122-019-03348-7.
 155. Janas, R., Szwejda, J., & Sobolewski, J. (2020). Instrukcja uprawy rzodkiewki (*Raphanus sativus* L.) na nasiona metodami ekologicznymi. *Instytut Ogrodnictwa, Skierniewice*; nhort.pl/files/program_wieloletni/PW_2015_2020_IO/spr_2020/3.4_Janas_Metodyka_Instrukcja_rzodkiewka.pdf.
 156. Jasiński, M., Mazurkiewicz, E., Rodziewicz, P., & Figlerowicz, M. (2009). Flawonoidy - budowa, właściwości i funkcja ze szczególnym uwzględnieniem roślin motylkowatych. *Biotechnologia*, 2(85), 81-94.
 157. Jaspers, P., & Kangasjärvi, J. (2010). Reactive oxygen species in abiotic stress signaling. *Physiol. Plant* 138, 405–413.
 158. Jayasekara, R., Harding, I. H., Bowater, I. C., & Lonergan, G. T. (2005). Biodegradability of a Selected Range of Polymers and Polymer Blends and Standard Methods for Assessment of Biodegradation. *Journal of Polymers and the Environment*, 13, 231-251.
 159. Jędrzak, A. (2007). Biologiczne przetwarzanie odpadów, *PWN, Warszawa*, ss. 7-24.
 160. Jędrzak, A. (2017). Wczoraj, dzisiaj i jutro polskiej gospodarki odpadami – technologie zagospodarowania odpadów komunalnych. <http://www.forum-dyrektorow.pl/zipy/mat,serock,2017/A.Jedrczak-25-lat-KFDZOM-2017.pdf> (dostęp 26.04.2024).
 161. Jia, H., Wu, D., Yu, Y., Han, S., Sun, L., & Li, M. (2022). Impact of microplastics on bioaccumulation of heavy metals in rape (*Brassica napus* L.). *Chemosphere* 288: 132576. doi: 10.1016/j.chemosphere.2021.132576
 162. Jia, L., Liu, L., Zhang, Y., Fu, W., Liu, X., Wang, Q., Tanveer, M., & Huang L (2023). Microplastic stress in plants: effects on plant growth and their remediations. *Front. Plant Sci.* 14:1226484. doi: 10.3389/fpls.2023.1226484.
 163. Jian, J., Xiangbin, Z., & Xianbo, H. (2020). An overview on synthesis, properties and applications of poly(butylene-adipate-co-terephthalate)PBAT. *Advanced Industrial and Engineering Polymer Research* 3, 19-29. doi: 10.1016/j.aiepr.2020.01.001.
 164. Jiang, X., Chen, H., Liao, Y., Ye, Z., Li, M., & Klobučar, G. (2019). Ecotoxicity and genotoxicity of polystyrene microplastics on higher plant *Vicia faba*. *Environmental Pollution*, 250, 831–838.
 165. Jiang, J., Huang, Y., Liu, X., & Huang, H. (2014). The effects of apple pomace, bentonite and calcium superphosphate on swine manure aerobic composting. *Waste Management*, 34(9), 1595-1602.
 166. Jiménez-Antillón, J., Calleja-Amador, C., & Romero-Esquivel, L. G. (2018). Food Waste Recovery with Takakura Portable Compost Boxes in Offices and Working Places. *Resources*. 2018; 7(4):84. <https://doi.org/10.3390/resources7040084>.
 167. Jopkiewicz, S. (2018). Oxidative stress Part II. Prevention of free radical damage. *Med. Srod.* 2018;21:53–59. doi: 10.19243/2018208.

168. Jouhara, H., Czajczyńska, D., Ghazal, H., Krzyżyńska, R., Anguilano, L., Reynolds, A. J., & Spencer, N. (2017). Municipal waste management systems for domestic use. *Energy*, 139, 485-506.
169. Judy, J. D., Williams, M., Gregg, A., Oliver, D., Kumar, A., Kookana, R., & Kirby, J. K. (2019). Microplastics in municipal mixed-waste organic outputs induce minimal short to long-term toxicity in key terrestrial biota. *Environmental Pollution*, 252, 522-531.
170. Kaczmarek, H., & Sionkowska, A. (2013). Wolne rodniki w chemii, biologii i medycynie; Projekt pn. „Wzmocnienie potencjału dydaktycznego UMK w Toruniu w dziedzinach matematyczno-przyrodniczych” realizowany w ramach Poddziałania 4.1.1 Programu Operacyjnego Kapitał Ludzki; Projekt współfinansowany przez Unię Europejską w ramach Europejskiego Funduszu Społecznego. UMK Toruń. <https://repozytorium.umk.pl/bitstream/handle/item/3056/Wolne-rodniki-RUMAK.pdf?sequence=1>.
171. Kalayu, G. (2019). Phosphate solubilizing microorganisms: promising approach as biofertilizers. *International Journal of Agronomy*, 2019(1), 4917256.
172. Kalčíková, G., Gotvajn, A. Ž., Kladnik, A., & Jemec, A. (2017). Impact of polyethylene microbeads on the floating freshwater plant duckweed *Lemna minor*. *Environmental Pollution*, 230, 1108-1115.
173. Kalemelawa, F., Nishihara, E., Endo, T., Ahmad, Z., Yeasmin, R., Tenywa, M. M., & Yamamoto, S. (2012). An evaluation of aerobic and anaerobic composting of banana peels treated with different inoculums for soil nutrient replenishment. *Bioresour Technol.* 126, 375-82. doi: 10.1016/j.biortech.2012.04.030.
174. Kandegama, W. M. W. W., & Rathnayaka, R. M. M. P. (2022). Effect of organic amendment on the yield of Radish (*Raphanus sativus*) to ensure food safety. *AgInsight-2022*. <http://repo.lib.sab.ac.lk:8080/xmlui/bitstream/handle/susl/2241/2022-Aginsight-Proceeding-79-82.pdf?sequence=1>.
175. Kapoor, D., Sharma, R., Handa, N., Kaur, H., Rattan, A., Yadav, P., ... & Bhardwaj, R. (2015). Redox homeostasis in plants under abiotic stress: role of electron carriers, energy metabolism mediators and proteinaceous thiols. *Frontiers in Environmental Science*, 3, 13.
176. Kapuśniak, J., Jochym, K., Bajer, K., O. F., & Bajer, D. (2011). Przegląd metod chemicznej modyfikacji skrobi. *Przemysł Chemiczny*, 90(8), 1521-1526.
177. Kelley, A., Wilkie, A. C., & Maltais-Landry G. (2020). Food-Based Composts Provide More Soil Fertility Benefits Than Cow Manure-Based Composts in Sandy Soils. *Agriculture*, 10(3), 69. <https://doi.org/10.3390/agriculture10030069>
178. Khan, B., Bilal Khan Niazi, M., Samin, G., & Jahan, Z. (2017). Thermoplastic starch: A possible biodegradable food packaging material—A review. *Journal of Food Process Engineering*, 40(3), e12447. doi:10.1111/jfpe.12447
179. Kim, D. Y., & Rhee, Y. H. (2003). Biodegradation of microbial and synthetic polyesters by fungi. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 61, 300-308. 10.1007/s00253-002-1205-3.
180. Kim, Y., Yoon, J., & Kim, K. J. (2020). Microplastic contamination in soil environment – a review. *Soil Science Annual*, 71(4), 300-308. <https://doi.org/10.37501/soilsa/131646>

181. Kłapeć, T., & Cholewa, A. (2012). Zagrożenia dla zdrowia związane ze stosowaniem nawozów organicznych i organiczno-mineralnych. *Medycyna Ogólna i Nauki o Zdrowiu*, 18(2), 131-136.
182. Kocoń, A. (2013). Potrzeby nawożenia mikroelementami. *Instytut Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach*. 34(8): 133-144. https://iung.pl/sir/zeszyt34_10.pdf (data dostępu: 20. 03. 2024). doi: 10.26114/sir.iung.2013.34.10
183. Kończak-Konarkowska, B. (2009). Podstawy zaleceń nawozowych w ogrodnictwie. *Podręcznik dla pracowni ogrodniczych stacji chemiczno-rolniczych, KSCHM w Warszawie, OSCHR w Gorzowie Wielkopolskim*.
184. Kołacz, B. (2020). Znaczenie materii organicznej w glebie oraz działania agrotechniczne wspomagające jej utrzymanie. Centrum Doradztwa Rolniczego w Brwinowie. Oddział w Radomiu. ISBN: 978–83-63411-96-1.
185. Kopaei, H. R., Nooripoor, M., Karami, A., & Ertz, M. (2021). Modeling consumer home composting intentions for sustainable municipal organic waste management in Iran. *AIMS Environ Sci*, 8(1), 1-17. doi:10.3934/environsci.2021001.
186. Kozłowska-Szerenos, B., & Ciereszko, I. (2013). Udział askorbinianu w odpowiedzi roślin na niekorzystne czynniki środowiska. W: I. Ciereszko i A. Bajguz (red.). *Różnorodność biologiczna-od komórki do ekosystemu. Rośliny i grzyby w zmieniających się warunkach środowiska*, Białystok, Pol. Tow. Botaniczne, 69-82.
187. Kranz, C. N., McLaughlin, R. A., Johnson, A., Miller, G., & Heitman, J. L. (2020). The effects of compost incorporation on soil physical properties in urban soils– A concise review. *Journal of Environmental Management*, 261, 110209.
188. Kraut-Cohen, J., Zolti, A., Rotbart, N., Bar-Tal, A., Laor, Y., Medina, S., ... & Minz, D. (2023). Short-and long-term effects of continuous compost amendment on soil microbiome community. *Computational and Structural Biotechnology Journal*, 21, 3280-3292.. doi: 10.1016/j.csbj.2023.05.030.
189. Krysztoforski, M. (2020). Sporządzanie kompostów i biopreparatów. Rolnictwo ekologiczne szansą dla rolników i konsumentów. Centrum Doradztwa Rolniczego w Brwinowie, Oddział w Radomiu, Radom, ISBN: 978–83-63411-94-7.
190. Krżan, A., (2013). Biotworzywa szansa przyszłości. Koordynator Projektu PLASTiCE, http://www.plastice.org/fileadmin/files/Advisory_scheme_PL_web.pdf.
191. Kujawska, J., Pawłowska, M., Wójcik, K., Baran, S., Żukowska, G., & Pawłowski, A. (2016). Zastosowanie odpadów wydobywczych i kompostu z odpadów komunalnych do tworzenia materiałów glebopodobnych do rekultywacji terenów zdegradowanych. *Rocznik Ochrona Środowiska*, 18(2), 709-721.
192. Kulbacka, J., Saczko, J., & Chwiłkowska, A. (2009). Stres oksydacyjny w procesach uszkodzenia komórek. *Pol. Merk. Lek*, 27(157), 44-47.
193. Kulikowska, D., & Bilicka, K. (2009). Analiza przemian materii organicznej i związków azotu podczas kompostowania osadów ściekowych. *Czasopismo Techniczne. Środowisko*, 106(3-Ś), 101-110.
194. Kumar, M., Xiong, X., He, M., Tsang, D. C., Gupta, J., Khan, E., ... & Bolan, N. S. (2020). Microplastics as pollutants in agricultural soils. *Environmental Pollution*, 265, 114980. doi: 10.1016/j.envpol.2020.114980.
195. Kumar, S., Bhardwaj, V. K., Kaachra, A., Guleria, S., Kumar, A., Purohit, R., & Kumar, S. (2021). Site-directed mutagenesis (P61G) of copper, zinc superoxide

- dismutase enhances its kinetic properties and tolerance to inactivation by H₂O₂. *Plant Physiology and Biochemistry*, 168, 221-229. doi: 10.1016/j.plaphy.2021.09.041.
196. Kumar, S., Sivasithamparam, K., Gill, J. S., & Sweetingham, M. W. (1999). Temperature and water potential effects on growth and pathogenicity of *Rhizoctonia solani* AG-11 to lupin. *Canadian Journal of Microbiology*, 45(5), 389-395.
 197. Kuo, S., Ortiz-Escobar, M. E., Hue, N. V., Hummel, R. L., & Pandalai, S. G. (2004). Composting and compost utilization for agronomic and container crops. *Recent Res. Dev. Environ. Biol*, 1(2), 451-513. https://www.ctahr.hawaii.edu/huen/composting_compost_util.pdf. (dostęp maj 2024).
 198. Kwak, J. I., & An, Y. J. (2021). Microplastic digestion generates fragmented nanoplastics in soils and damages earthworm spermatogenesis and coelomocyte viability. *Journal of Hazardous Materials*, 402, 124034.
 199. Kwanyun, P., Praditwattana, N., Phutthimethakul, L., Chart-Asa, C., Intaravicha, N., & Supakata, N. (2023). Characteristics of soil amendment material from food waste disposed of in bioplastic bags. *Fermentation*, 9(2), 97. <https://doi.org/10.3390/fermentation9020097>.
 200. Leszczyński, W. (1999). Biodegradowalne tworzywa opakowaniowe. *Biotechnologia*, 2(45), 50-64.
 201. Li, X., Zeng, G., Du, X., Zhou, R., Lian, J., Liu, J., ... & Tang, Z. (2024). Effects of polyethylene and biodegradable microplastics on the physiology and metabolic profiles of dandelion. *Environmental Pollution*, 352, 124116.
 202. Li, Q., Guo, X., Lu, Y., Shan, G., & Huang, J. (2016). Impacts of adding FGDG on the abundance of nitrification and denitrification functional genes during dairy manure and sugarcane pressmud co-composting. *Waste Management*, 56, 63-70.
 203. Li, X., Cheng, X., Wu, J., Cai, Z., Wang, Z., & Zhou, J. (2024). Multi-omics reveals different impact patterns of conventional and biodegradable microplastics on the crop rhizosphere in a biofertilizer environment. *Journal of Hazardous Materials*, 467, 133709.
 204. Li, J., Song, Y., & Cai, Y. (2020a). Focus topics on microplastics in soil: analytical methods, occurrence, transport, and ecological risks. *Environmental Pollution*, 257, 113570. doi: 10.1016/j.envpol.2019.113570.
 205. Li, Z., Li, Q., Li, R., Zhao, Y., Geng, J., & Wang, G. (2020b). Physiological responses of lettuce (*Lactuca sativa* L.) to microplastic pollution. *Environmental Science and Pollution Research*, 27, 30306–30314.
 206. Li, Z., Li, R., Li, Q., Zhou, J., & Wang, G. (2020c). Physiological response of cucumber (*Cucumis sativus* L.) leaves to polystyrene nanoplastics pollution. *Chemosphere*, 255, 127041–130314.
 207. Li, M., Witt, T., Xie, F., Warren, F. J., Halley, P. J., & Gilbert, R. G. (2015). Biodegradation of starch films: The roles of molecular and crystalline structure. *Carbohydrate Polymers*, 122, 115-122. doi: 10.1016/j.carbpol.2015.01.011.
 208. Li, R., Xin, S., Tao, C., Jin, X., & Li, H. (2017). Cotton Ascorbate Oxidase Promotes Cell Growth in Cultured Tobacco Bright Yellow-2 Cells through Generation of Apoplast Oxidation. *Int J Mol Sci*, 18(7), 1346. doi: 10.3390/ijms18071346.
 209. Li, S., Wang, T., Guo, J., Dong, Y., Wang, Z., Gong, L., & Li, X. (2021). Polystyrene microplastics disturb the redox homeostasis, carbohydrate metabolism and phytohormone regulatory network in barley. *Journal of Hazardous Materials*, 415, 125614.. doi: 10.1016/j.jhazmat.2021.125614.

210. Liang, X., Zhang, L., Natarajan, S. K., & Becker, D. F. (2013). Proline mechanisms of stress survival. *Antioxid. Redox Signal.* 19, 998–1011. doi: 10.1089/ars.2012.5074.
211. Lim, L. Y., Lee, C. T., Bong, C. P. C., Lim, J. S., Sarmidi, M. R., & Klemes, J. J. (2018). A review on the impacts of compost on soil nitrogen dynamics. *Chemical Engineering Transactions*, 63, 349-354.
212. Liu, C., Gao, Y., He, S., Chi, H.-Y., Li, Z.-C., Zhou, X.-X., & Yan, B. (2021). Quantification of nanoplastic uptake in cucumber plants by pyrolysis gas chromatography/mass spectrometry. *Environmental Science & Technology Letters* 8 (8): 633–638. DOI: 10.1021/acs.estlett.1c00369.
213. Liu, J., Wang, P., Wang, Y., Zhang, Y., Xu, T., Zhang, Y., ... & Lin, Y. (2022). Negative effects of poly (butylene adipate-co-terephthalate) microplastics on Arabidopsis and its root-associated microbiome. *Journal of hazardous materials*, 437, 129294. doi: 10.1016/j.jhazmat.2022.129294.
214. Liu, L., Zhou, Y., Wang, C., Liu, H., Xie, R., Wang, L., ... & Hu, Q. (2023). Oxidative damage in roots of rice (*Oryza sativa* L.) seedlings exposed to microplastics or combined with cadmium. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 110(1), 15. doi: 10.1007/s00128-022-03659-4.
215. Liu, M., Lu, S., Song, Y., Lei, L., Hu, J., Lv, W., ... & He, D. (2018). Microplastic and mesoplastic pollution in farmland soils in suburbs of Shanghai, China. *Environmental pollution*, 242, 855-862..
216. Liwarska-Bizukojc, E. (2022). Phytotoxicity assessment of biodegradable and non-biodegradable plastics using seed germination and early growth tests. *Chemosphere*, 289, 133132.
217. Lozano, Y. M., & Rillig, M. C (2020). Effects of Microplastic Fibers and Drought on Plant Communities. *Environmental Science and Technology* 54(10). doi: 10.1021/acs.est.0c0105.
218. Lozano, Y. M., Dueñas, J. F., Zordick, C., & Rillig, M. C. (2023). Microplastic fibres affect soil fungal communities depending on drought conditions with consequences for ecosystem functions. *Environ Microbiol.* 26(2), e16549. doi: 10.1111/1462-2920.16549.
219. Luo, Y., Li, L., Feng, Y., Li, R., Yang, J., Peijnenburg, W. J., & Tu, C. (2022). Quantitative tracing of uptake and transport of submicrometre plastics in crop plants using lanthanide chelates as a dual-functional tracer. *Nature nanotechnology*, 17(4), 424-431. <https://doi.org/10.1038/s41565-021-01063-3>
220. Łabużek, S., Nowak B., & Pająk, J. (2003). Syntetyczne modyfikowane folie polietylenowe i ich biodegradacja. *Biotechnologia* 4(63), 110-123.
221. Łodyga, A., Tyński, P., Koziół, M., Sadurski, W., Bogusz, J., & Ostrowska, J. (2015). Skrobia termoplastyczna – alternatywne źródło tworzyw biodegradowalnych. *Biotworzywa* 1/15, 23-29. https://issuu.com/biotworzywa/docs/bio1_2015 (dostęp 20.03.2024).
222. Łukaszewicz-Hussain, A. (2003). The role of glutathione and glutathione-related enzymes in antioxidative process. *Medycyna Pracy*, 54(5), 473-479.
223. Maaoui, M., Tarhouni, B., & Djébal, N. (2025). Sensitivity of *Rhizoctonia solani* to fertilizers and fungicides and their synergistic effects. *Plant Pathology*, 74(2), 378-388.. <https://doi.org/10.1111/ppa.14024>.
224. Macáková, K., Afonso, R., Saso, L., & Mladěnka, P. (2019). The influence of alkaloids on oxidative stress and related signaling pathways. *Free Radic Biol Med.*, 134, 429-444. doi: 10.1016/j.freeradbiomed.2019.01.026.

225. Mahapatra, S, Mahapatra, S., Ali, M. H., & Samal, K. (2022). Assessment of compost maturity-stability indices and recent development of composting bin. *Energy Nexus*, 6, 100062.
226. Maity, S., Guchhait, R., Sarkar, M. B., & Pramanick K. (2022). Occurrence and distribution of micro/nanoplastics in soils and their phytotoxic effects: A review. *Plant, Cell & Environment*, 45(4), 1011–1028. <https://doi.org/10.1111/pce.14248>.
227. Mäkeler, M. (1993). Nawożenie w ogrodzie ekologicznym. PWRiL Warszawa.
228. Malinowski, M., Grzelec, K., & Gutwin, M. (2018). Analiza zanieczyszczeń w selektywnie gromadzonych odpadach tworzyw sztucznych - studium przypadku. *Infrastruktura i Ekologia Terenów Wiejskich / Infrastructure and Ecology of Rural Areas* (2/1), 465–478. doi: 10.14597/infraeco.2018.2.1.031.
229. Malinowski, R. (2015). Biotworzywa jako nowe materiały przyjazne środowisku naturalnemu. *Inżynieria i Ochrona Środowiska*, 2, 215-231.
230. Malińska, K., & Dach, J. (2014). Możliwości wykorzystania biowęgla w procesie kompostowania. *Inżynieria Ekologiczna*, (36), 28-39.
231. Malińska, K., Zabochnicka-Świątek, M., & Dach, J. (2017). Effects of biochar amendment on ammonia emission during composting of sewage sludge. *Ecological Engineering*, vol. 71, pp. 474–478, 2014. doi:10.1016/j.ecoleng.2014.07.012.
232. Malone, Z., Berhe, A. A., & Ryals, R. (2023). Impacts of organic matter amendments on urban soil carbon and soil quality: A meta-analysis. *Journal of Cleaner Production*, 419, 138148.
233. Małecka, A., & Tomaszek, B. (2005). Reaktywne formy tlenu w komórkach roślinnych i enzymatyczne systemy obronne. *Postępy Biologii Komórki*, 32(2), 311-325.
234. Mańka, K. (1964). Próby dalszego udoskonalania zmodyfikowanej metody Warcupa izolowania grzybów z gleby. *Kom. Nauk Roln. I Kom. Nauk Leśn., PTPN 1694*, 17, 29-45.
235. Mao, H., Zhang, T., Li, R., Zhai, B., Wang, Z., Wang, Q., & Zhang, Z. (2017). Apple pomace improves the quality of pig manure aerobic compost by reducing emissions of NH₃ and N₂O. *Scientific reports*, 7(1), 870.
236. Mao, H., Zhang, H., Fu, Q., Zhong, M., Li, R., Zhai, B., ... & Zhou, L. (2019). Effects of four additives in pig manure composting on greenhouse gas emission reduction and bacterial community change. *Bioresource technology*, 292, 121896.
237. Maran, J. P., Sivakumar, V., Thirugnanasambandham, K., & Sridhar, R. (2014). Degradation behavior of biocomposites based on cassava starch buried under indoor soil conditions. *Carbohydrate Polymers*, 101, 20-28.
238. Marecik, R., Olejnik, A., Piotrowska-Cyplik, A., Cyplik, P., & Kowalska, K. (2008). Zastosowanie metod oceny fito-i genotoksyczności w procesie biodegradacji odpadów przemysłowych. *Aparatura Badawcza i Dydaktyczna*, 13(4), 104-110.
239. Margas, M. (2016). Zastosowanie pomiaru aktywności peroksydazy w analizie poziomu stresu oksydacyjnego u roślin. [w]: Zdunek B., Olszówka M, (red.) *Przegląd wybranych prac z zakresu enzymologii*. Lublin.
240. Martínez-Blanco, J., Colón, J., Gabarrell, X., Font, X., Sánchez, A., Artola, A., & Rieradevall J. (2010). The use of life cycle assessment for the comparison of biowaste composting at home and full scale. *Waste Manag.*, 30(6), 983-94. doi: 10.1016/j.wasman.2010.02.023.
241. Marwicka, J., & Zięba, A. (2021). Antioxidants as a defence against reactive oxygen species. [w]: *Aesth Cosmetol Med* 10 (6), S. 271–276. doi: 10.52336/acm.2021.10.6.02.

242. Marchwińska, K., Gwiazdowska, D., Juś, K., & Gwiazdowski, R. (2021). Bakterie kompostowe jako potencjalne czynniki biologicznej ochrony roślin. *Progress in Plant Protection*, 61(4).
243. Mazik, M. (2021). Zero waste w ogrodzie. Po pierwsze - nie marnuj. Gliwice: Septem.
244. McGrath, D., Henry, J., Munroe, R., & Williams, C. (2020). Compost improves soil properties and tree establishment along highway roadsides. *Urban Forestry & Urban Greening*, 55, 126851.
245. Meller, E., Niedźwiecki, E., Rogalska, P., Jarnuszewski, G., & Wilczyński D. (2015). Fertiliser value and trace element content of composts produced from different wastes. *Journal of Ecological Engineering* 16(4), 154–160. doi: 10.12911/22998993/59365.
246. Meng, F., Yang, X., Riksen, M., Xu, M., & Geissen, V. (2021). Response of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) growth to soil contaminated with microplastics. *Science of the Total Environment*, 755, 142516–1358.
247. Meng, L., Li, W., Zhang, S., Wu, C., Jiang, W., & Sha, C. (2016). Effect of different extra carbon sources on nitrogen loss control and the change of bacterial populations in sewage sludge composting. *Ecological Engineering*, 94, 238-243.
248. Mensitieri, G., Di Maio, E., Buonocore, G. G., Nedi, I., Oliviero, M., Sansone, L., & Iannace, S. (2011). Processing and shelf life issues of selected food packaging materials and structures from renewable resources. *Trends Food Sci. Technol.* 22 (2), 72e80. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.tifs.2010.10.001>.
249. Mirza, H., Kamrun, N., Mahabub, A. M., & Masayuki, F. (2020). Regulation of reactive oxygen species metabolism and glyoxalase systems by exogenous osmolytes confers thermotolerance in Brassica napus. *Gesunde Pflanzen*, 72(1), 3-16.
250. Mohamed, T. A., Wu, J., Zhao, Y., Elgizawy, N., El Kholy, M., Yang, H., ... & Wei, Z. (2022). Insights into enzyme activity and phosphorus conversion during kitchen waste composting utilizing phosphorus-solubilizing bacterial inoculation. *Bioresource Technology*, 362, 127823 doi: 10.1016/j.biortech.2022.127823.
251. Mohee, R., Boojhawon, A., Sewhoo, B., Rungasamy, S., Somaroo, G. D., & Mudhoo, A. (2015). Assessing the potential of coal ash and bagasse ash as inorganic amendments during composting of municipal solid wastes. *Journal of Environmental Management*, 159, 209-217.
252. Mojtavavi, S., Samadi, N., & Faramarzi, M. A. (2019). Osmolyte-Induced folding and stability of proteins: concepts and characterization. *Iran J. Pharm. Res.* 18(Suppl.1), 13–30. doi: 10.22037/ijpr.2020.112621.13857
253. Moliszewska E., & Maculewicz D. (2016). Dwujędrowe *Rhizoctonia* spp. jako patogeny roślin. *Edukacja Biologiczna i Środowiskowa* 3, 54-62 (in Polish) (2016).
254. Moliszewska, E. B. (2000). Wpływ wybranych herbicydów na zdrowotność siewek buraka cukrowego, rozprawa doktorska, AR Kraków, Opole – Kraków.
255. Moliszewska, E. B. (2009). Etiologia wybranych chorób korzeni buraka cukrowego. Wydawnictwo Uniwersytetu Opolskiego, Studia i Monografie nr 412, Opole.
256. Moliszewska, E. B., & Schneider J. H. M. (2002). Some pathogenic properties of *Rhizoctonia solani* to sugar beet seedlings. *Plant Protect. Sci.* 38(SI 2 - 6th Conf EFPP), 322-324. doi: 10.17221/10480-PPS.
257. Moliszewska, E., Maculewicz, D., & Stępniewska, H. (2023). Characterization of three-nucleate *Rhizoctonia* AG-E based on their morphology and phylogeny. *Scientific Reports*, 13(1), 17328. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-44448-1>.

258. Moore-Kucera, J., Cox, S. B., Peyron, M., Bailes, G., Kinloch, K., Karich, K., ... & Brodhagen, M. (2014). Native soil fungi associated with compostable plastics in three contrasting agricultural settings. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 98, 6467-6485.
259. Morales M., & Munné-Bosch, S. (2019). Malondialdehyde: Facts and Artifacts. *Plant physiology*, 180(3), 1246–1250. <https://doi.org/10.1104/pp.19.00405>
260. Morro, A., Catalina, F., Corrales, T., Pablos, J. L., Marin, I., & Abrusci, C. (2016). New blends of ethylene-butyl acrylate copolymers with thermoplastic starch. Characterization and bacterial biodegradation. *Carbohydrate polymers*, 149, 68-76.
261. Mucha, M. (2002). Polimery a ekologia. Wydawnictwo Politechniki Łódzkiej, Łódź.
262. Murphy, M. P., Bayir, H., Belousov, V., Chang, C. J., Davies, K. J., Davies, M. J., ... & Halliwell, B. (2022). Guidelines for measuring reactive oxygen species and oxidative damage in cells and in vivo. *Nature metabolism*, 4(6), 651-662.
263. Müller, C., Townsend, K., & Matschullat, J. (2012). Experimental degradation of polymer shopping bags (standard and degradable plastic, and biodegradable) in the gastrointestinal fluids of sea turtles. *Sci Total Environ*. 416, 464-7. doi: 10.1016/j.scitotenv.2011.10.069.
264. Müller, P., Bere, J., Fekete, E., Móczó, J., Nagy, B., Kállay, M., Gyarmati, B., & Pukánszky, B. (2016). Interactions, structure and properties in PLA/plasticized starch blends. *Polymer* 103:9–18. doi. org/ 10. 1016/j. polym er. 2016. 09. 031.
265. Munns, R., & Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annu Rev Plant Biol*. 2008; 59:651-81. doi: 10.1146/annurev.arplant.59.032607.092911.
266. Nabrdalik, M., & Moliszewska, E. (2017). Wykorzystanie antagonistycznych właściwości *Bacillus subtilis* wobec *Rhizoctonia solani*. *Proceedings of ECOpole*, 11(1), 231-240.
267. Neubauer, J. (2023). Degradation of biodegradable products in simulated home compost environments. *Thesis, Rochester Institute of Technology*. <https://repository.rit.edu/theses/11510>
268. Nevoralová, M., Koutný, M., Ujčić, A., Horák, P., Kredatusová, J., Šerá, J., ... & Kruliš, Z. (2019). Controlled biodegradability of functionalized thermoplastic starch based materials. *Polymer Degradation and Stability*, 170, 108995. doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2019.108995
269. Niaounakis, M., Kontou, E., Pispas, S., Kafetzi, M., & Giaouzi, D. (2019). Aging of packaging films in the marine environment. *Polymer Engineering & Science*, 59(s2), E432-E441.
270. Niekraś, L., & Moliszewska, E. (2017). Preliminary assessment of the possibility of supporting the decomposition of biodegradable packaging. In *E3S Web of Conferences* (Vol. 17, No. 00066).; doi: 10.1051/, 00066.
271. Niekraś, L., Moliszewska, E., & Rombel-Bryzek, A. (2020). Opakowania z biotworzyw – przyszłość? Czy w przyszłości nowy problem środowiskowy? [w]: *Technologie XXI wieku - aktualne problemy i nowe wyzwania. Tom 1*.
272. Nizzetto, L., Futter, M., & Langaas, S. (2016). Are agricultural soils dumps for microplastics of urban origin? *Environmental Science and Technology*, 50: 10777–10779
273. Nourozi ,N., Massahi, T., Nouri, M., Mardani, M., & Hossini, H. (2024). A systematic review of the occurrence of microplastics in compost: understanding the

- abundance, sources, characteristics and ecological risk. *Results in Engineering*, volume 24, pages 103639, DOI:10.1016/j.rineng.2024.103639
274. Nowak, B., Pająk, J., Płociniczak, T., & Łabużek, S. (2008). Enzymy uczestniczące w biodegradacji polimerów. *Biotechnologia Nr 1 (2008)*, 45-52.
 275. Nowicka, B., & Kruk, J. (2013). Reaktywne formy tlenu w roślinach-więcej niż trucizna. *Kosmos*, 62(4), 583-596.
 276. OECD (2022), Global Plastics Outlook: Economic Drivers, Environmental Impacts and Policy Options , OECD Publishing, Paryż, <https://doi.org/10.1787/de747aef-en> .
 277. Ogoshi, A. (1987). Ecology and pathogenicity of anastomosis and intraspecific groups of *Rhizoctonia solani* Kühn, *Ann. Rev. Phytopathol.* 25: 125-143.
 278. Ogoshi, A. (1996)., Introduction – the genus *Rhizoctonia*, w: *Rhizoctonia* species: taxonomy, molecular biology, ecology, pathology and disease control, [w]: Sneh B., S. Jabaji-Hare, S. Neate, G. Dijst (red.), Kluwer Academic Publishers, Dordrecht/Boston/London, 1996.
 279. Oldroyd, G. E., Murray, J. D., Poole, P. S., & Downie, J. A. (2011). The rules of engagement in the legume-rhizobial symbiosis. *Annual review of genetics*, 45(1), 119-144.
 280. Pandey, A. K., Rubiales, D., Wang, Y., Fang, P., Sun, T., Liu, N., & Xu, P. (2021): Omics resources and omics-enabled approaches for achieving high productivity and improved quality in pea (*Pisum sativum* L.). TAG. *Theoretical and applied genetics. Theoretische und angewandte Genetik*, 134(3), 755–776. <https://doi.org/10.1007/s00122-020-03751-5>
 281. Pandey, P., Lejeune, M., Biswas, S., Morash, D., Weimer, B. C., & Young, G. (2016). A new method for converting foodwaste into pathogen free soil amendment for enhancing agricultural sustainability. *Journal of Cleaner Production*, 112(1), 205-213.
 282. Parmar, P., & Sindhu, S. S. (2013). Potassium solubilization by rhizosphere bacteria: influence of nutritional and environmental conditions. *J Microbiol Res*, 3(1), 25-31.
 283. Parus, A. (2013). Przeciwtleniające i farmakologiczne właściwości kwasów fenolowych. *Postępy Fitoterapii*, 1, 48-54.
 284. Passaia, G., Caverzan, A., Fonini, L. S., Carvalho, F. E. L., Silveira, J. A. G., & Margis-Pinheiro, M. (2014). Chloroplastic and mitochondrial GPX genes play a critical role in rice development. *In: Biologia Plant.*, 58(2), 375–378. doi: 10.1007/s10535-014-0394-9.
 285. Passardi, F., Theiler, G., Zamocky, M., Cosio, C., Rouhier, N., Teixera, F., Margis-Pinheiro, M., Ioannidis, V., Penel, C., Falquet, L., & Dunand, C. (2007). PeroxiBase: the peroxidase database. *Phytochemistry*, 68(12), 1605-11. doi: 10.1016/j.phytochem.2007.04.005.
 286. Paulitz, T. C., & Schroeder, K. L. (2005). New Method for the Quantification of *Rhizoctonia solani* and *R. oryzae* from soil. *Plant Dis.*, 89(7), 767-772. doi: 10.1094/PD-89-0767.
 287. Pedroso, A. G., & Rosa, D. S. (2005). Mechanical, Thermal and Morphological Characterization of Recycled LDPE/corn starch blends, *Carbohydrate Polymers*, 59, 1-9.
 288. Petrescu-Mag, R. M., Petrescu, D. C., & Azadi, H. (2020). A Social Perspective on Soil Functions and Quality Improvement: Romanian Farmers' Perceptions. *Geoderma*, 380, 114573. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2020.114573>.

289. Petrov, V. D., & Van Breusegem, F. (2012). Hydrogen peroxide—a central hub for information flow in plant cells. *AoB Plants*, 2012, pls014.
290. Pignattelli, S., Broccoli, A., & Renzi, M. (2020). Physiological responses of garden cress (*L. sativum*) to different types of microplastics. *Sci. Total Environ.*, 727, 138609. doi: 10.1016/j.scitotenv.2020.138609.
291. Piotrowska-Cyplik, A., Cyplik, P., Czarnecki, Z., & Gumienna M. (2007). Zastosowanie pomiaru przewodności do oznaczenia indeksu dojrzałości kompostu z komunalnego osadu ściekowego. *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering*, 52(4), 18-21.
292. Polman, E. M. N., Gruter, G. M., Parsons, J. R., & Tietema A. (2012). Comparison of the aerobic biodegradation of biopolymers and the corresponding bioplastics: A review. *Sci Total Environ.*, 53, 141953. doi: 10.1016/j.scitotenv.2020.141953.
293. Porterfield, K. K., Hobson, S. A., Neher, D. A., Niles, M. T., & Roy, E. D. (2023). Microplastics in composts, digestates, and food wastes: A review. *Journal of Environmental Quality*, 52(2), 225–240. <https://doi.org/10.1002/jeq2.20450>
294. Prachayawarakorn, J., Sangnithidej, P., & Boonpasith, P. (2010). Properties of thermoplastic rice starch composites reinforced by cotton fiber or low-density polyethylene. *Carbohydr. Polym.* 81, 425–433. doi:10.1016/j.carbpol.2010.02.041.
295. Przybytek, A., Sienkiewicz, M., Kucińska-Lipka, J., & Janik H. (2018). Preparation and characterization of biodegradable and compostable PLA/TPS/ESO compositions. *In: Industrial Crops and Products* 122, 375–383. doi: 10.1016/j.indcrop.2018.06.016.
296. Purkiss, D., Allison, A. L., Lorencatto, F., Michie S., & Miodownik, M. (2022). The Big Compost Experiment: Using citizen science to assess the impact and effectiveness of biodegradable and compostable plastics in UK home composting. *Front. Sustain.*, 3, 942724. doi: 10.3389/frsus.2022.942724.
297. Puzanowska-Tarasiewicz, H., Starczewska, B., & Kuźmicka, L. (2008). Reaktywne formy tlenu. *Bromat. Chem. Toksykol.*, 41(4), 1007-1015.
298. Qi, R., Jones, D. L., Li Z., Liu, Q., & Yan, C. (2020). Behavior of microplastics and plastic film residues in the soil environment: a critical review. *Sci Total Environ.*, 703, 134722.,
299. Qi, Y., Yang, X., Pelaez, A. M., Lwanga, E. H., Beriot, N., Gertsen, H., ... & Geissen, V. (2018). Macro-and micro-plastics in soil-plant system: effects of plastic mulch film residues on wheat (*Triticum aestivum*) growth. *Science of the Total Environment*, 645, 1048-1056.. doi: 10.1016/j.scitotenv.2018.07.229.
300. Rampazzo, F., Calace, N., Formalewicz, M., Noventa, S., Gion, C., Bongiorno, L., ... & Berto, D. (2023). An FTIR and EA-IRMS Application to the Degradation Study of Compostable Plastic Bags in the Natural Marine Environment. *Applied Sciences*, 13(19), 10851.
301. Rastegari, K. H., Nooripoor, M., Karami, A., Petrescu-Mag, R., M., & Petrescu, D. C. (2021). Drivers of Residents' Home Composting Intention: Integrating the Theory of Planned Behavior, the Norm Activation Model, and the Moderating Role of Composting Knowledge. *Sustainability*, 13, 6826. <https://doi.org/10.3390/su13126826>.
302. Rastogi, M., Nandal, M., & Khosla, B. (2020). Microbes as vital additives for solid waste composting. *Heliyon*. 6(2), e03343. doi: 10.1016/j.heliyon.2020.e03343.
303. Rayner, T., Saalbach, G., Vickers, M., Paajanen, P., Martins, C., Wouters, R. H., ... & Domoney, C. (2024). Rebalancing the seed proteome following deletion of vicilin-

- related genes in pea (*Pisum sativum* L.). *Journal of Experimental Botany*, erae518., <https://doi.org/10.1093/jxb/erae518>.
304. Rebolledo, R. O. C. I. O., Martinez, J. O. R. G. E., Aguilera, Y. U. R. I., Melchor, K. E. N. I. A., Körner, I., & Stegmann, R. A. I. G. N. E. R. (2008). Microbial populations during composting process of organic fraction of municipal solid waste. *Applied ecology and environmental research*, 6(3), 61-67.
 305. Reis, M., & Coelho, L. (2013). Controlling *Rhizoctonia solani* in cucumber using compost of agro-industrial residues. *Acta Hortic.*, 1013, 499-505 doi: 10.17660/ActaHortic.2013.1013.62.
 306. Rembiałowska, E., & Hallmann E. (2014). Żywność ekologiczna i jej wpływ na zdrowie. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
 307. Rillig, M. C., Lehmann, A., de Souza Machado, A. A., & Yang, G. (2019). Microplastic effects on plants. *New Phytologist*, 223(3), 1066-1070.
 308. Rillig, M. C., Leifheit, E., & Lehmann, J. (2021). Microplastic effects on carbon cycling processes in soils. *PLOS Biology* 19(3), e3001130. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3001130>.
 309. Rillig, M. C. (2012). Microplastic in terrestrial ecosystems and the soil? *Environ Sci Technol.*, 46(12), 6453-4. doi: 10.1021/es302011r.
 310. Rispaill N., Wohor, O. Z., Osuna-Caballero, S., Barill,i E., & Rubiales, D. (2023). Genetic diversity and population structure of a wide *Pisum* spp. core collection. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(3), 2470.
 311. Rolka, E. (2014). Plonowanie wybranych roślin uprawnych w warunkach zanieczyszczenia gleby kadmem oraz stosowania substancji neutralizujących. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych*, 576, 99-109.
 312. Romanowicz, A., & Krzepiło, A. (2013). Comparison of catalase activity in various organs of *Rubus idaeus* L. raspberry cv Polana and in soil under cultivation thereof determined with the volumetric method [in Polish]. *Pol J Agric*, 15, 49-53.
 313. Rombel-Bryzek, A., & Pisarek, I. (2017). Wpływ kwasów huminowych na aktywność metaboliczną buraka cukrowego w warunkach suszy. *Proceedings of ECOpole*, 11(1), 279-286.
 314. Rosik-Dulewska, C. (2022). Podstawy gospodarki odpadami. PWN, Warszawa.
 315. Ruffell ,H., Pantos, O., Robinson, B., & Gaw, S. (2024). A method for the extraction of microplastics from solid biowastes including biosolids, compost, and soil for analysis by μ -FTIR. *MethodsX*, 12, 102761. <https://doi.org/10.1016/j.mex.2024.102761>.
 316. Ruffell, H., Pantos, O. Robinson, B., & Gaw, S. (2025). Quantification of microplastics in biowaste, including biosolids, compost and vermicompost destined for land application, *Water Emerg. Contam. Nanoplastics*, 4, 1. <http://dx.doi.org/10.20517/wecn.2024.65>.
 317. Ruggero, F., Carretti, E., Gori, R., Lotti, T., & Lubello, C. (2020). Monitoring of Degradation of Starch-Based Biopolymer Film under Dif-ferent Composting Conditions, Using TGA, FTIR and SEM Analysis. *Chemosphere*, 246, 125770. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2019.125770>.
 318. Ruggieri, L., Gea, T., Artola, A., & Sánchez, A. (2008). GICOM: Composting Research Group (2008). Influence of different co-substrates biochemical composition on raw sludge co-composting. *Biodegradation*, 19(3), 403-15. doi: 10.1007/s10532-007-9146-2.

319. Rutkowska, A. (2019). Productivity, nitrogen use efficiency and water use efficiency of maize for grain in long term field experiments. *Polish Journal of Agronomy*, 37, 11-15. doi: 10.26114/pja.iung.384.2019.37.02.
320. Rutkowska, M., & Heimowska, A. (2008). Degradacja materiałów polimerowych pochodzenia naturalnego w środowisku wody morskiej. *Polimery*, 53, 854–867.
321. Ryan, P. G., Moore, Ch., J., van Franeker, J., A., & Moloney, C. L. (2009). Monitoring the abundance of plastic debris in the marine environment. [w:] Philosophical transactions of the Royal Society of London. *Series B, Biological Sciences*, 364(1526), 1999–2012. DOI: 10.1098/rstb.2008.0207.
322. Ryckeboer, J., Mergaert, J., Coosemans, J., Deprins, K., & Swings, J. (2003a). Microbiological aspects of biowaste during composting in a monitored compost bin. *J Appl Microbiol.*, 94(1), 127-37. doi: 10.1046/j.1365-2672.2003.01800.x.
323. Ryckeboer, J., Mergaert, J., Vaes K., Klammer S., De Clercq D., Coosemans J., Insam, H., & Swings, J. (2003b). A Survey of Bacteria and Fungi Occurring during Composting and Self-Heating Processes. *Ann Microbiology*, 53, 349-410.
324. Said-Pullicino, D., Erriquens, F. G., & Gigliotti, G. (2007). Changes in the chemical characteristics of water-extractable organic matter during composting and their influence on compost stability and maturity. *Bioresour Technol.*, 98(9), 1822-31. doi: 10.1016/j.biortech.2006.06.018.
325. Sajjad, M., Huang, Q., Khan, S., Khan, M. A., Liu, Y., Wang, J., ... & Guo, G. (2022). Microplastics in the soil environment: A critical review. *Environmental Technology & Innovation*, 27, 102408.
326. Sakali, A., Egea-Corbacho, A., Coello, D., Albendín, G., Arellano, J., & Rodríguez-Barroso, R. (2024). Analysis of microplastics in the reuse of compost in three agricultural sites (Cádiz, Spain) as a circular economy strategy: detection of micropollutants and incidence of plastic ingestion levels by annelids. *Environmental Science and Pollution Research*, 31(39), 51747-51759. <https://doi.org/10.1007/s11356-024-34615-w>.
327. Sánchez, A. (2022). Decentralized composting of food waste: a perspective on scientific knowledge. *Frontiers in Chemical Engineering*, 4, 850308.
328. Sánchez, Ó. J., Ospina, D. A., & Montoya, S. (2017). Compost supplementation with nutrients and microorganisms in composting process. *Waste management*, 69, 136-153.
329. Sarani A, N., Kadir, A. A., Ikhmal Haqem Hassan, M., Hamid, N. J. A., Nabila Huda Hashar, N., Amiza Hashim, A., ... & Azura Zakarya, I. (2020, December). Home Composting Method for the Treatment Technologies of Food Waste: A Review. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 616, No. 1, p. 012054).. doi: 10.1088/1755-1315/616/1/012054.
330. Satti, S. M., & Shah, A. A. (2020). Polyester-based biodegradable plastics: an approach towards sustainable development. *Letters in Applied Microbiology*, 70(6), 413-430.
331. Saveyn, H., & Eder, P. (2014). End-of-waste criteria for biodegradable waste subjected to biological treatment (compost and digestate): Technical proposals. *EUR 26425. Luxembourg (Luxembourg): Publications Office of the European Union; 2013. JRC87124*. doi: 10.2791/6295.
332. Scaffaro, R., Maio, A., & Lopresti, F. (2018). Physical properties of green composites based on poly-lactic acid or Mater-Bi® filled with Posidonia Oceanica leaves. *Composites Part A: Applied Science and Manufacturing*, 112, 315-327.

333. Scaffaro, R., Morreale, M., Re, G. L., & La Mantia, F. P. (2009). Degradation of Mater-Bi®/wood flour biocomposites in active sewage sludge. *Polymer Degradation and Stability*, 94(8), 1220-1229. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2009.04.028>
334. Schaefer, H., Hechenleitner, P., Santos-Guerra, A., de Sequeira, M. M., Pennington, R. T., Kenicer, G., & Carine, M. A. (2012). Systematics, biogeography, and character evolution of the legume tribe *Fabeae* with special focus on the middle-Atlantic island lineages. *BMC Evolutionary Biology*, 12, 1-19.
335. Schwab, F., Zhai, G., Kern, M., Turner, A., Schnoor, J. L., & Wiesner, M. R., (2016). Barriers, pathways and processes for uptake, translocation and accumulation of nanomaterials in plants - critical review. *Nanotoxicology*, 10(3), 257–278.
336. Selvakumar, R. (2023). An Update on Radish Breeding Strategies: An Overview. *IntechOpen*. doi: 10.5772/intechopen.108725.
337. Sforzini, S., Oliveri, L., Chinaglia, S., & Viarengo, A. (2016). Application of biotests for the determination of soil ecotoxicity after exposure to biodegradable plastics. *Frontiers in Environmental Science*, 4, 68.
338. Shan, G., Li, W., Gao, Y., Tan, W., & Xi, B. (2021). Additives for reducing nitrogen loss during composting: A review. *Journal of Cleaner Production*, 307, 127308.
339. Sharma, S. S., Schat, H., & Vooijs, R. (1998). In vitro alleviation of heavy metal-induced enzyme inhibition by proline. *Phytochemistry*, 49(6), 1531-1535. doi: 10.1016/s0031-9422(98)00282-9.
340. Sharma, S., & Chatterjee, S. (2017). Microplastic pollution, a threat to marine ecosystem and human health: a short review. *Environ Sci Pollut Res Int.*, 24(27), 21530-21547. doi: 10.1007/s11356-017-9910-8.
341. Shi, R., Liu, W., Lian, Y., Zeb, A., & Wang, Q. (2023). Type-dependent effects of microplastics on tomato (*Lycopersicon esculentum* L.): Focus on root exudates and metabolic reprogramming. *Sci. Total Environ.* 859, 160025. doi: 10.1016/j.scitotenv.2022.160025.
342. Siddhartha, Verma, A., Bashyal, B. M., Gogoi, R., & Kumar, R. (2022). New nano-fungicides for the management of sheath blight disease (*Rhizoctonia solani*) in rice. *International Journal of Pest Management*, 68(3), 217-226. <https://doi.org/10.1080/09670874.2020.1818870>.
343. Sidełko, R., Siebielska, I., Szymański, K., Skubała, A., & Kołacz, N. (2014). Ocena stabilności kompostu w czasie rzeczywistym. *Inżynieria i Ochrona Środowiska*, 17(2), 221-230.
344. Sikora, N., Znajewska, Z., & Dąbrowska, G. (2017). Wybrane mechanizmy obronne organizmów przed stresem oksydacyjnym ze szczególnym uwzględnieniem dysmutaz ponadtlennokowych. *Eduk Biol i Środowiskowa*, 4, 19-31.
345. Siles-Castellano, A. B., López, M. J., López-González, J. A., Suárez-Estrella, F., Jurado, M. M., Estrella-González, M. J., & Moreno, J. (2020). Comparative analysis of phytotoxicity and compost quality in industrial composting facilities processing different organic wastes. *Journal of Cleaner Production*, 252, 119820. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2019.119820>.
346. Siuta, J. (1995): Gleba - diagnozowanie stanu i zagrożenia. IOŚ, Warszawa.
347. Slater, R. A., & Frederickson, J. (2001). Composting municipal waste in the UK: some lessons from Europe. *Resources, Conservation and Recycling*, 32(3-4), 359-374.

348. Sobieraj, K. N., Giez, K., Stegenta-Dąbrowska, S., Pawęska, K., & Białowiec A. (2022). Composting of vegan kitchen waste: applicability assessment. *Detritus*, 19, 49–62. <https://doi.org/10.31025/2611-4135/2022.15194>.
349. Sołowiej, P. (2012). Metodyka określania strat i ilości wytwarzanego ciepła w procesie kompostowania odpadów biologicznych. *Inżynieria Rolnicza*, 16(4, t. 1), 377-387.
350. Speißen, B., & van Kleunen, M. (2023). Plants forage for soil patches free of plastic pollution but cannot bag the profits. *Sci Rep.*, 13, 18506. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-45662-7>.
351. Sporchia, F., & Caro, D. (2023). Exploring the potential of circular solutions to replace inorganic fertilizers in the European Union. *The Science of the Total Environment*, 892, 164636. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.164636>.
stability indices and recent development of composting bin. *Energy Nexus* 6: 100062.
352. Stachowiak, B., Piotrowska-Cyplik, J., & Dach, J. (2008). Ocena aktywności fungistatycznej kompostu z biomasy roślinnej zawierającej odpady tytoniowe. *Ochrona Środowiska* 30(3), 27-29.
353. Stachurek, I. (2012). Problemy z biodegradacją tworzyw sztucznych w środowisku. *Zeszyty Naukowe Wyższej Szkoły Zarządzania Ochroną Pracy w Katowicach*, 1(8), 74-108.
354. Stalenga, J., & Jończyk, K. (2021). Problemy gospodarki nawozowej w ekologicznych gospodarstwach bezinwentarzowych. *Studia i Raporty INUG-PIB*, 65(19): 111-121, doi: 10.26114/sir.iung.2021.65.08.
355. Staroszczyk, J., & Skowroński, A. (2008). Prośrodowiskowe kształtowanie terenów zieleni-propozycje dla dzielnicy Ursynów m. st. Warszawy. *Studia Ecologiae et Bioethicae*, 6(1), 433-446.
356. Stepnowski, P., Synak, E., Szafranek, B., & Kaczyński, Z. (2010). Monitoring i analiza zanieczyszczeń w środowisku. *Uniwersytet Gdański, Gdańsk*.
357. Stępień W., Lange P., Jedlikowska S., Grobelak A., & Kacprzak M. (2017). Fitoremediacja wspomagana terenów zdegradowanych z wykorzystaniem cyklu zamkniętego organicznej materii odpadowej w przyrodzie. *Inżynieria Ekologiczna*, 18(5), 126-134, doi: 10.12912/23920629/76779.
358. Strzelczyk, A (1968). Metody badania grzybów glebowych, *Roczniki Gleboznawcze*, 19 (2), 405-425.
359. Sulewski, P., Kais, K., Gołaś, M., Rawa, G., Urbańska, K., & Wąs, A. (2021). Home bio-waste composting for the circular economy. *Energies*, 14(19), 6164.
360. Sultana, M. M., Kibria, M. G., Jahiruddin, M., & Abedin Md. A. (2020). Composting Constraints and Prospects in Bangladesh: A Review. *Journal of Geoscience and Environment Protection*, 8, 126-139. <https://doi.org/10.4236/gep.2020.89008>.
361. Sun, D., Lan, Y., Xu, E. G., Meng, J., & Chen, W. (2016). Biochar as a novel niche for culturing microbial communities in composting. *Waste Management*, 54, 93-100.
362. Sun, H., Shi, Y., Zhao, P., Long, G., Li, C., Wang, J., ... & He, S. (2023). Effects of polyethylene and biodegradable microplastics on photosynthesis, antioxidant defense systems, and arsenic accumulation in maize (*Zea mays* L.) seedlings grown in arsenic-contaminated soils. *Science of the total environment*, 868, 161557. doi: 10.1016/j.scitotenv.2023.161557.
363. Sun, T., Zhang, J., Zhang, Q., Li, X., Li, M., Yang, Y., ... & Zhou, B. (2023). Transcriptional and metabolic responses of apple to different potassium

- environments. *Frontiers in Plant Science*, . 10; 14:1131708. doi: 10.3389/fpls.2023.1131708.
364. Sun, X. D., Yuan, X. Z., Jia, Y., Feng, L. J., Zhu, F. P., Dong, S. S., ... & Xing, B. (2020). Differentially charged nanoplastics demonstrate distinct accumulation in *Arabidopsis thaliana*. *Nature nanotechnology*, 15(9), 755-760.
 365. Sun, Y., Wang, C., Xu, X., & Ruan, H. (2020). Responses of plants to polybrominated diphenyl ethers (PBDEs) induced phytotoxicity: A hierarchical meta-analysis. *Chemosphere*, 240, 124865. doi: 10.1016/j.chemosphere.2019.124865.
 366. Sutulienė, R., Ragelienė, L., Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Urbutis, M., & Miliauskienė J. (2021). The response of antioxidant system of drought-stressed green pea (*Pisum sativum* L.) affected by watering and foliar spray with silica nanoparticles. *Horticulturae*, 8(1), 35.
 367. Szabados, L., & Savouré, A. (2010). Proline: a multifunctional amino acid. *Trends in Plant Science*, 15 2, 89-9.
 368. Szczech, M., & Kowalska, B. (2016). Rola kompostu w zwalczaniu chorób roślin. *Postępy Mikrobiologii*, 55(1), 37-45.
 369. Szczykowska, J., & Siemieniuk, A. (2020). Ćwiczenia laboratoryjne z technologii wody. *Oficyna Wydawnicza Politechniki Białostockiej*. <https://doi.org/10.24427/978-83-66391-40-6>.
 370. Szymańska, R., & Kruk J. (2009). Występowanie oraz funkcja tokochromanoli u roślin, zwierząt i u człowieka. *Post. Biochem.*, 53, 174-181.
 371. Ścibior, D., & Czeczot, H. (2006). Katalaza - budowa, właściwości, funkcje [Catalase: structure, properties, functions]. *Postępy Hig Med Dosw (Online)*, 60, 170-80.
 372. Tatàno, F., Pagliaro, G., Di Giovanni, P., Floriani, E., & Mangani, F. (2015). Biowaste home composting: experimental process monitoring and quality control. *Waste Manag.*, 38, 72-85. doi: 10.1016/j.wasman.2014.12.011.
 373. Taheri-Soudejani, H., Heidarpour, M., Shayannejad, M., Shariatmadari, H., Kazemian, H., & Afyuni, M. (2019). Composts containing natural and mg-modified zeolite: the effect on nitrate leaching, drainage water, and yield. *CLEAN–Soil, Air, Water*, 47(8), 1800257.
 374. Teixeira, E. D. M., Curvelo, A. A. S., Corrêa, A. C., Marconcini, J. M., Glenn G. M., & Mattoso, L. H. C. (2012). Properties of thermoplastic starch from cassava bagasse and cassava starch and their blends with poly (lactic acid) Ind. *Crops Prod.*, 37, 61–68. doi: 10.1016/j.indcrop.2011.11.036.
 375. Tokiwa, Y., Calabia, B. P., Ugwu, C. U., & Aiba, S. (2009). Biodegradability of plastics. *Int J Mol Sci*. 10(9), 3722-3742. doi: 10.3390/ijms10093722.
 376. Topolinski, B. (2016). System certyfikacji biotworzyw – propozycje polskie. *Świat Biotworzyw I*, 16-19.
 377. Tran, T. K. A., Raju, S., Singh, A., Senathirajah, K., Bhagwat-Russell, G., Daggubati, L., Kandaiah, R., & Palanisami, T. (2023). Occurrence and distribution of microplastics in long-term biosolid-applied rehabilitation land: An overlooked pathway for microplastic entry into terrestrial ecosystems in Australia. *Environmental Pollution*, 336, 122464. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2023.122464>.
 378. Tripathi, S. M. R. I. T. I., Yadav, A. S. H. U. T. O. S. H., & Tripathi, D. M. (2016). Plastic waste: Environmental pollution, health hazards and biodegradation strategies. *Bioremediation of Industrial Waste for Environmental Safety; Springer Nature: Singapore*, 99-133.

379. Tripathy, B. C., & Oelmüller, R. (2012). Reactive oxygen species generation and signaling in plants. *Plant Signal. Behav.* 7, 1621–1633. <https://doi.org/10.4161/psb.22455>.
380. Tuitert, G., Szczech, M., & Bollen G. J. (1998). Suppression of *Rhizoctonia solani* in Potting Mixtures Amended with Compost Made from Organic Household Waste. *Phytopathology* 88(8):764-73. doi: 10.1094/PHYTO.1998.88.8.764. PMID: 18944881.
381. Tympa, L. E., Katsara, K., Moschou, P. N., Kenanakis, G., & Papadakis, V. M. (2021). Do microplastics enter our food chain via root vegetables? A raman based spectroscopic study on *Raphanus sativus*. *Materials*, 14(9), 2329.
382. Van Breusegem, F., Vranová, E., Dat, J. F., & Inzé, D. (2001). The role of active oxygen species in plant signal transduction. *Plant science*, 161(3), 405-414.
383. van Weert, S., Redondo-Hasselerharm, P. E., Diepens, N. J., & Koelmans, A. A. (2019). Effects of nanoplastics and microplastics on the growth of sediment-rooted macrophytes. *Sci. Total Environ.* 654, 1040–1047.
384. Vaverková, M., Toman, F., Adamcová, D., & Kotovicová, J. (2012). Study of the Biodegradability of Degradable/Biodegradable Plastic Material in a Controlled Composting Environment. *Ecological Chemistry and Engineering S*, 19(3), 347–358.
385. Vassilev, N., Vassileva, M., & Nikolaeva, I. (2006). Simultaneous P-solubilizing and biocontrol activity of microorganisms: potentials and future trends. *Applied microbiology and biotechnology*, 71(2), 137-144.
386. Vaz, J. M., Ferreira, J., S., & Dias-Ferreira, C. (2015). Biowaste separate collection and composting in a Small Island Developing State: The case study of São Tomé and Príncipe, West Africa. *Waste Manag Res.*, 33(12), 1132-8. doi: 10.1177/0734242X15611737.
387. Vázquez, M. A., & Soto, M. (2017). The efficiency of home composting programmes and compost quality. *Waste Manag.*, 64, 39-50. doi: 10.1016/j.wasman.2017.03.022.
388. Verhoogt, H., St-Pierre, N., Truchon, F. S., Ramsay, B. A., Favis, B. D., & Ramsay, J. A. (1995). Blends containing poly(hydroxybutyrate-co-12%-hydroxyvalerate) and thermoplastic starch. *Canadian Journal of Microbiology*, 41(13), 323-328. <https://doi.org/10.1139/m95-204>.
389. Verma, S., & Dubey, R. S. (2003). Lead toxicity induces lipid peroxidation and alters the activities of antioxidant enzymes in growing rice plants. *Plant Science*, 164, 645-655.
390. Villadiego, K. M., Tapia, M. J. A., Useche, J., & Macías, D. E. (2021). Thermoplastic Starch (TPS)/Polylactic Acid (PLA) Blending Methodologies: A Review. *Journal of Polymers and the Environment.*, 30, 70-91. <https://doi.org/10.1007/s10924-021-02207-1>.
391. Vinti, G., Bauza, V., Clasen, T., Medlicott, K., Tudor, T., Zurbrugg, C., & Vaccari, M. (2021). Municipal Solid Waste Management and Adverse Health Outcomes: A Systematic Review. *Int J Environ Res Public Health*, 18(8), 4331. doi: 10.3390/ijerph18084331.
392. Vithanage, M., Ramanayaka, S., Hasinthara, S., & Navaratne, A. (2021). Compost as a carrier for microplastics and plastic-bound toxic metals into agroecosystems. *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 24, 100297.
393. Vostrejs, P., Adamcová, D., Vaverková, M. D., Enev, V., Kalina, M., Machovsky, M., Šourková, M., Marova I., & Kovalcik, A. (2020). Active biodegradable packaging

- films modified with grape seeds lignin. *RSC Adv*, 10(49):29202-29213. doi: 10.1039/d0ra04074f.
394. Vranova, V., Rejsek, K., Skene, K. R., & Formanek, P. (2011). Non-protein amino acids: plant, soil and ecosystem interactions. *Plant Soil*, 342 (1-2), 31–48. doi: 10.1007/s11104-010-0673-y.
 395. Wang, H., Wang, S., Li, H., Wang, B., Zhou, Q., Zhang, X., Li, J., & Zhang, Z. (2016). Decomposition and humification of dissolved organic matter in swine manure during housefly larvae composting. *Waste Manag. Res* 34, 465–473.
 396. Wang, J., Zhu, J., Zheng, Q., Wang, D., Wang, H., He, Y., Wang, J., & Zhan X. (2023). In vitro wheat protoplast cytotoxicity of polystyrene nanoplastics. *Science of the Total Environment*, 882, 163560. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2023.163560.
 397. Wang, L., & Tanveer, M. (2023). Editorial to the special issue “Eco-physiological and molecular basis of stress tolerance in plants.” *Biology*, 12, 485. doi: 10.3390/biology12030485.
 398. Wang, L., Liu, Y., Kaur, M., Yao, Z., Chen, T., & Xu, M. (2021). Phytotoxic Effects of Polyethylene Microplastics on the Growth of Food Crops Soybean (*Glycine max*) and Mung Bean (*Vigna radiata*). *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(20), 10629. <https://doi.org/10.3390/ijerph182010629>.
 399. Wang, T., Wang, L., Chen, Q., Kalogerakis, N., Ji, R., & Ma, Y. (2020). Interactions between microplastics and organic pollutants: Effects on toxicity, bioaccumulation, degradation, and transport. *Science of The Total Environment*, 748, 142427.
 400. Wang, Z., Li, S., Jian, S., Ye, F., Wang, T., Gong, L., & Li X. (2022). Low temperature tolerance is impaired by polystyrene nanoplastics accumulated in cells of barley (*Hordeum vulgare* L.) plants. *Journal of Hazardous Materials*, 426, 127826.
 401. Welinder, K. G., Mauro, J. M., & Nørskov-Lauritsen, L. (1992). Structure of plant and fungal peroxidases. *Biochem Soc Trans.*, 20(2), 337-40. doi: 10.1042/bst0200337.
 402. WFOŚiGW w Gdańsku, Przydomowe kompostowniki dobrym przykładem ochrony środowiskai gospodarki cyrkulacyjnej, <https://sitr.slupsk.pl/files/Metody%20kompostowania,%20czyli%20jak%20zrobic%20kompost.pdf> (dostęp 2021-2025).
 403. Wiśniewska, A. (2020). Bobowate. Rośliny motylkowe. *Warmińsko-Mazurski Ośrodek Doradztwa Rolniczego z siedzibą w Olsztynie*. Olsztyn, 2020.
 404. Wiśniewska, A. (2021). Uprawa roślin bobowatych a możliwość zwiększenia produkcji białka paszowego. (Materiały podsumowujące seminarium), <https://wmodr.pl/files/YHqaOr8zek5Q23e8UYc6nKRQt27ccokqqlaQJqsC.pdf> (dostęp 10.03.2024).
 405. Wojtyła, Ł., Garnczarska, M., & Ratajczak, L. (2006). Rola reaktywnych form tlenu w procesie rozwoju i kiełkowania nasion; *Postepy Biologii Komórki*, 33(3), 543.
 406. Woźniak, J. (2013). Kompostowanie. Seria: porady eksperta; Wydawca: Buchmann.
 407. Wright Emma, C. (2020). Compost suppression of a fungal pathogen, *Rhizoctonia solani*, and its impact on root microbiomes. *UVM Honors College Senior Theses*. 372.
 408. Wright, S. L., Thompson, R. C., & Galloway, T. S. (2013). The physical impacts of microplastics on marine organisms: a review. *Environ Pollut.* 178:483-92. doi: 10.1016/j.envpol.2013.02.031.
 409. Wróblewska-Krepsztul, J., Michalska-Požoga, I., Rydzkowski, T., & Moroz. P. (2017). Biodegradacja polimerów, biopolimery w przemyśle spożywczym. [w:] Klepka T. (red.), *Nowoczesne materiały polimerowe i ich przetwórstwo.*, część 3, Lublin, ss. 16-37.

410. Xie, S., Tran, H., Pu, M., & Tao, Z. (2023). Transformation characteristics of organic matter and phosphorus in composting processes of agricultural organic waste: research trends. *Materials Science for Energy Technologies*, 6, 331-342. doi:10.1016/j.mset.2023.02.006.
411. Xing, X., Hu, T., Wang, Y., Li, Y., Wang, W., Hu, H., ... & Wang, J. (2024). Construction of SNP fingerprints and genetic diversity analysis of radish (*Raphanus sativus* L.). *Frontiers in Plant Science*, 15, 1329890. <https://doi.org/10.3389/fpls.2024.1329890>
412. Xu, G., Liu, Y., & Yu, Y. (2021). Effects of polystyrene microplastics on uptake and toxicity of phenanthrene in soybean. *Sci. Total Environ.*, 783, 147016. doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.147016
413. Xu, P., Shu, L., Li, Y., Zhou, S., Zhang, G., Wu, Y., & Yang, Z. (2023). Pretreatment and composting technology of agricultural organic waste for sustainable agricultural development. *Heliyon*, 9(5), e16311. doi: 10.1016/j.heliyon.2023.e16311.
414. Yildiztugay, E., Ozfidan-Konakci, C., Arikan, B., Alp, F. N., Elbasan, F., Zengin, G., ... & Sakalak, H. (2022). The hormetic dose-risks of polymethyl methacrylate nanoplastics on chlorophyll a fluorescence transient, lipid composition and antioxidant system in *Lactuca sativa*. *Environmental Pollution*, 308, 119651. doi: 10.1016/j.envpol.2022.119651.
415. Yin, L., Wen, X., Huang, D., Du, C., Deng, R., Zhou, Z., ... & Chen, H. (2021). Interactions between microplastics/nanoplastics and vascular plants. *Environmental pollution*, 290, 117999. doi: 10.1016/j.envpol.2021.117999.
416. Yu, L., Dean, K., & Li, L. (2006). Polymer blends and composites from renewable resources. *Prog. Polym. Sci.*, 31, 576–602. doi:10.1016/j.progpolymsci.2006.03.002.
417. Yu, L., Zhang, J., Liu, Y., Chen, L., Tao, S., & Liu, W. (2021). Distribution characteristics of microplastics in agricultural soils from the largest vegetable production base in China. *Science of the Total Environment*, 756, 143860.
418. Yu, Y., Li, J., Song, Y., Zhang, Z., Yu, S., Xu, M., & Zhao, Y. (2022). Stimulation versus inhibition: The effect of microplastics on pak choi growth. *Applied Soil Ecology*, 177, 104505. doi: 10.1016/j.apsoil.2022.104505
419. Zajączkowska, A., & Bortniak, M., (2025). Zanieczyszczenie gleb mikroplastikami i jego skutki dla roślin. *Progress in Plant Protection*, 65, 15-23. doi: 10.14199/ppp-2025-003
420. Zamocky M., Furtmüller P.G., & Obinger C. (2008). Evolution of catalases from bacteria to humans. *Antioxid Redox Signal.*, 10(9), 1527-1548. doi: 10.1089/ars.2008.2046.
421. Zámocký, M. (2022). Discovering Diverse Roles of Peroxidases and Catalases in Photosynthetic and Non-Photosynthetic Eukaryotes. *Antioxidants (Basel)*, 11(12), 2337. doi: 10.3390/antiox11122337.
422. Zapałowska, A., & Jarecki, W. (2024). Wpływ stosowania różnych typów kompostu na wzrost i plon kukurydzy. *Zrównoważony rozwój*, 16 (2), 511. <https://doi.org/10.3390/su16020511>.
423. Zarski, A., Bajer, K., & Kapuśniak, J. (2021). Review of the Most Important Methods of Improving the Processing Properties of Starch toward Non-Food Applications. *Polymers (Basel)*, 13(5), 832. doi: 10.3390/polym13050832.
424. Zemleduch, A., & Tomaszewska, B. (2007). Komórkowy system detoksykacji zanieczyszczeń organicznych u roślin. *Postępy Biologii Komórki*, 34(4,) 635-649.

425. Zhang, L., & Sun, X. (2023). Food waste and montmorillonite contribute to the enhancement of green waste composting. *Process Safety and Environmental Protection*, 170, 983-998.
426. Zhang, G. S., & Liu, Y. F. (2018). The distribution of microplastics in soil aggregate fractions in southwestern China. *Sci Total Environ.*, 642, 12-20. doi: 10.1016/j.scitotenv.2018.06.004.
427. Zhang, J., Li, Z., Zhou, X., Ding, W., Wang, X., Zhao, M., ... & Chen, Y. (2023).: Long-term application of organic compost is the primary contributor to microplastic pollution of soils in a wheat–maize rotation. *Science of the Total Environment*, 866, 161123.
428. Zhang, T., Luo, X. S., Xu, J., Yao, X., Fan, J., Mao, Y., ... & Khattak, W. A. (2023). Dry–wet cycle changes the influence of microplastics (MPs) on the antioxidant activity of lettuce and the rhizospheric bacterial community. *Journal of Soils and Sediments*, 23(5), 2189-2201. doi: 10.1007/ s11368-023-03479-x
429. Zhang, Y., Zhang, C., Jiang, M., & Zhou, G. (2022). Bio-effects of bio-based and fossil-based microplastics: Case study with lettuce-soil system. *Environ. Pollut.* 306, 119395. doi: 10.1016/j.envpol.2022.119395
430. Zhen, X., Dong, T., Liu, J., Luo, M., & Li, S. (2023). Study on the ecological succession of microbial communities during hot composting of livestock manure. *Ecological Chemistry and Engineering*, 30(1), 79-89.
431. Zhong, Y., Godwin, P., Yongcan, J., & Xiao, H. (2019). Biodegradable polymers and green-based antimicrobial packaging materials: A mini-review. *Advanced Industrial and Engineering Polymer Research* 3 (2020) 27 e 35, <http://www.keaipublishing.com/aieprhttps://doi.org/10.1016/j.aiepr.2019.11.0022>.
432. Zhou, C. Q., Lu, C. H., Mai, L., Bao, L. J., Liu, L. Y., & Zeng, E. Y. (2021). Response of rice (*Oryza sativa* L.) roots to nanoplastic treatment at seedling stage. *Journal of Hazardous Materials*, 401, 123412.
433. Zhou, X., Yang, J., Xu, S., Wang, J., Zhou, Q., Li, Y., & Tong, X. (2020). Rapid in-situ composting of household food waste. *Process Safety and Environmental Protection*, 141, 259-266.
434. Zhu, P., Shen, Y., Pan, X., Dong, B., Zhou, J., Zhang, W., & Li, X. (2021). Reducing odor emissions from feces aerobic composting: additives. *RSC advances*, 11(26), 15977-15988.
435. Zielińska, A., & Nowak, I. (2014). Tokoferole i tokotrienole jako witamina E. *CHEMIK*, 68(7), 585–591.
436. Żakowska, H. (2015). Przyszłość opakowań z biotworzyw w Polsce. *Biotworzywa* 1/15, 14-18. https://issuu.com/biotworzywa/docs/bio1_2015 (dostęp 20.03.2024.)
437. Żuchowski, J. (1999). Roślinne dysmutazy ponadtlenkowe. *Kosmos*, 48(1), 87-93.

Raporty:

1. The Impact of the Use of "Oxo-degradable" Plastic on the Environment. Final Report for the European Commission DG Environment. Project conducted under Framework Contract No ENV.A.2/FRA/2015/0008. Simon Hann, Sarah Ettlinger, Adrian Gibbs, Dominic Hogg. 07/08/2016. <https://www.bioplastics.org.au/wp-content/uploads/2017/06/The-Impact-of-the-Use-of-Oxo-degradable-Plastic-on-the->

- Environment-For-the-European-Commission-DG-Environment.pdf (dostęp październik 2024).
2. Hann S., R. Scholes, S. Molteno, M. Hilton, E. Favoino, L. G. Jakobsen. (2020): Relevance of Biodegradable and Compostable Consumer Plastic Products and Packaging in a Circular Economy. Final Report. <https://ec.europa.eu/environment/waste/compost/presentations/dewilde.pdf>.
 3. Trevor M. Letcher, Plastic Waste and Recycling (2020): Elsevier. <https://doi.org/10.1016/C2018-0-01939-8>

Dyrektywy i akty prawne:

1. Dz. U. Nr 119 poz. 765 (2008): Rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 18 czerwca 2008 r. w sprawie wykonywania niektórych przepisów ustawy o nawozach i nawożeniu.
2. Dyrektywa Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2018/851 z dnia 30 maja 2018 r. zmieniająca dyrektywę 2008/98/WE w sprawie odpadów
3. Ustawa z dnia 14 grudnia 2012 r. o odpadach Dz.U. 2013 poz. 21

Inne:

ISO (2020) RAPORT TECHNICZNY ISO / TR 21960 Tworzywa sztuczne — Aspekty środowiskowe — Stan wiedzy i metodologie Podgląd normy i Teh. 2020. ISO/TR

¹ Dane na podstawie badań Towarzystwa na rzecz Ziemi opublikowane na <https://www.teraz-srodowisko.pl/aktualnosci/dane-gospodarka-odpadowa-potrzeby-inwestycyjne-Towarzystwo-na-rzecz-Ziemi-9837.html> (dostęp 20.10.2024).

² <https://peroxibase.toulouse.inra.fr>, (dostęp: 22.03 2025)

³ <https://www.czystyregion.pl/nasz-system/znizka-za-kompostowanie.html> (dostęp: 20.10.2024.)

⁴ <https://powiatpolicki.info/kompostowanie-bioodpadow/> (dostęp: 20.10.2024.)

⁵ <https://opole.wyborcza.pl/opole/7,35086,27069942,niewielkie-zainteresowanie-znizkami-za-kompostowanie-dlaczego.html> (dostęp 20.10.2024.)

⁶ <https://www.dzialoszyn.pl/art,1291,ulga-dla-posiadaczy-kompostownikow.html> (dostęp: 20.10.2024)

⁷ <https://sip.lex.pl/akty-prawne/dzienniki-UE/opakowania-i-odpady-opakowaniowe-67427559>, (dostęp: 20.10.2024.).

⁸ https://www.oecd.org/content/dam/oecd/en/publications/reports/2022/06/global-plastics-outlook_f065ef59/aa1edf33-en.pdf

⁹ <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/pl/TXT/PDF/?uri=CELEX:32018L0851&from=EN> (dostęp: 20.10.2024.)

¹⁰ https://ec.europa.eu/environment/topics/plastics/single-use-plastics_de (dostęp: 20.10.2024.)

¹¹ <https://www.european-bioplastics.org/> (dostęp: 20.03.2025)

¹² <https://programme2014-20.interreg-central.eu/Content.Node/Biocompack-ce/Biocompack-Handbook-PL-web.pdf> (dostęp: 20.03.2025)

¹³ <https://cdn.standards.iteh.ai/samples/6593/21c6c4a487604a78847e1ace9b8bc199/ASTM-D5488-94de1.pdf> (dostęp: 26.03.2025)

¹⁴ <https://www.cogoport.com/pl-PL/knowledge-center/resources/shipping-terms/american-society-for-testing-and-materials-astm-158> (dostęp: 26.03.2025)

¹⁵ <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.1079/cabicompendium.46796> (dostęp 23.03.2025)

-
- ¹⁶ https://www.oecd.org/content/dam/oecd/en/publications/reports/2006/08/test-no-208-terrestrial-plant-test-seedling-emergence-and-seedling-growth-test_g1gh28ff/9789264070066-en.pdf (dostęp: 24.03.2025)
- ¹⁷ <https://www.biobagusa.com/about-biobag/biobag-technology/> (dostęp: 20.10.2024).
- ¹⁸ https://www.novamont.com/public/zip/factsheet_materbiotech_EN_web.pdf (dostęp: 20.10.2024).
- ¹⁹ <https://www.biobagusa.com/about-biobag/biobag-technology/> (dostęp: 20.10.2024).
- ²⁰ <https://www.cdr.gov.pl/images/wydawnictwa/2011/2011-SPORZADZANIE-KOMPOSTOW-I-BIOPREPARATOW.pdf>; Jędrczak (2007)

Załącznik nr 1

FORMULARZ ZGŁOSZENIA ZADANIA

W RAMACH BUDŻETU OBYWATELSKIEGO W POWIECIE KŁODZKIM

1. DANE WNIOSKODAWCY

- 1) imię, nazwisko / nazwa organizacji pozarządowej : Lidia Niekraś
- 2) adres zamieszkania / siedziba: Kłodzko, ul. Spółdzielcza 23/9
- 3) nr telefonu, adres email : 535250127, lniekras@wp.pl

2. INFORMACJE O ZGŁOSZONYM ZADANIU

- 1) tytuł zadania: **Jak sobie radzić z bioodpadami? Czy domowy kompostownik to właściwe miejsce na opakowania biodegradowalne?**
- 2) miejsce realizacja zadania **Kłodzko**
- 3) gmina/powiat **kłodzki**
- 4) *opis zadania (należy przedstawić opis zadania, w tym jego główne założenia i działania, które będą podjęte przy jego realizacji, ewentualnie zdjęcia lub wizualizacje projektu)*

Celem projektu jest zwiększenie świadomości ekologicznej mieszkańców Kłodzka w zakresie prawidłowej segregacji śmieci, ze szczególnym uwzględnieniem odpadów organicznych (biodegradowalnych), jak również zbadanie możliwości zastosowania worków biodegradowalnych do wyścielania koszy na domowe odpady organiczne, które - zgodnie z deklaracją producenta - po wypełnieniu powinny być zdeponowane w domowym kompostowniku. Do realizacji zadania planuje się zakupienie kompostowników, worków biodegradowalnych (w warunkach domowego kompostowania) i przeprowadzenie, we współpracy z uczniami Liceum Ogólnokształcącego im Bolesława Chrobrego w Kłodzku, monitoringu jakości dojrzewających kompostów z workami i bez nich.

Otrzymane wyniki i wnioski udostępnione zostaną mieszkańcom Kłodzka w formie plakatu, na którym będą również wiadomości o sposobach prawidłowego unieszkodliwiania odpadów organicznych, ze wskazaniem na przydomowe kompostowanie, jako najlepszą metodę ich ekologicznego zagospodarowania.

Realizację zadania zaplanowano w trzech etapach:

1. W pierwszym etapie kampanii informacyjnej zakłada się zorganizowanie spotkania z mieszkańcami Kłodzka użytkującymi miejskie ogródki działkowe. Gospodarze Ci mają najczęściej kompostowniki, jednak na ogół deponują w nich tylko ogrodowe odpady, a rzadziej już kuchenne resztki organiczne. Dlatego ukazanie im możliwości wykorzystania ogrodowych kompostowników do składowania wszystkich domowych bioodpadów, jest szansą na skuteczne ich obniżenie w naszym mieście. I - co nie pozostaje bez znaczenia - przy zastosowaniu już istniejących narzędzi. Jeśli natomiast wśród zainteresowanych mieszkańców, będą Ci którzy z różnych względów nie posiadają jeszcze kompostowników, a chcieliby, będzie okazja do tego, by bezpłatnie użyczyć je od miasta na okres 24 miesięcy.²⁰

Osoby takie powinny spełniać następujące warunki:

- ✓ mieć możliwość ustawienia pojemnika w takim miejscu, aby nie stwarzał uciążliwości dla innych działkowiczów lub mieszkańców pobliskich posesji;
 - ✓ wytwarzać odpady zielone i kuchenne, ulegające biodegradacji;
 - ✓ mieć możliwość zagospodarowania wytworzonego kompostu (np. jako ogrodowy nawóz, lub jako podłoże do upraw roślin doniczkowych).
2. W drugim etapie realizacji zadania mieszkańcy, którym użyczono kompostowniki, przez 8 miesięcy będą bezpośrednio zaangażowani w badania nad możliwością zastosowania, na szeroką skalę worków biodegradowalnych do gromadzenia domowych odpadów organicznych, takich jak: obierki po warzywach i owocach, fusy od kawy i herbaty, skorupki od jaj czy ręczniki papierowe. Zapelnione worki będą później deponowane przez nich w przydomowym kompostowniku.

Plan badań przewiduje aby w pięciu kompostownikach ich użytkownicy składowali bioodpady w workach biodegradowalnych, w pięciu kolejnych bez nich, a w pozostałych - część śmieci wyrzucana byłaby do kompostownika w workach, a część nie, tak by uzyskać stosunek 1: 1 składowanych odpadów w workach i bez nich. W następnej fazie doświadczeń, dojrzewające komposty będą regularnie badane pod kątem zachodzących w nich biologiczno-chemiczno-fizycznych zmian. A ostatecznie posłużą one jako podłoże do hodowania wybranych gatunków roślin. Na podstawie ich obserwacji będzie można wyciągnąć wnioski na temat bezpiecznego stosowania worków biodegradowalnych do estetycznego gromadzenia bioodpadów w domu. W obserwację roślin, zbieranie wyników i późniejsze ich opracowywanie, zostaną zaangażowani uczniowie liceum. Warto w tym miejscu zaznaczyć, że na chwilę obecną brak jest na ten temat jakichkolwiek doniesień w literaturze przedmiotu.

3. Ostatnim etapem realizacji zadania będzie zaprojektowanie i opracowanie plakatu informacyjnego na temat segregowania odpadów, ze szczególnym naciskiem na właściwe postępowanie z bioodpadami. Tekst zawierał będzie instrukcję o technikach zakładania domowego kompostownika, odpadkach jakie należałoby do niego wrzucać, a jakich nie, sposobach jego pielęgnacji i zabiegach przyspieszających proces otrzymania finalnego produktu w postaci kompostu, który może posłużyć później jako dobrej jakości nawóz np. pod uprawy doniczkowe, czy – obecnie bardzo modne - ogródki balkonowe. Będą na nim również informacje na temat worków biodegradowalnych i faktycznej możliwości deponowania ich w przydomowym kompostowniku, i wpływie na jego jakość. Plakaty rozwieszone zostaną między innymi przy miejskich ogródkach działkowych.

5) uzasadnienie realizacji zadania (należy uzasadnić potrzebę realizacji zadania, w tym przedstawić problem, na który odpowiada projekt i uzasadnić, w jaki sposób jego realizacja przyczyni się do rozwiązania lub wyeliminowania problemu, wskazać komu będzie służyło zadanie)

Obecny poziom konsumpcji powoduje powstawanie coraz większej ilości odpadów, co widoczne jest również w naszym mieście. Tymczasem, unijna dyrektywa o odpadach zawiera szczegółowe regulacje dotyczące zasad postępowania z określonymi kategoriami odpadów, w tym również z bioodpadami, o których wiadomo, że stanowią szczególne zagrożenie dla środowiska. Zgodnie z założeniami dyrektywy unijnej, masa odpadów organicznych, odprowadzanych na wysypiska śmieci powinna osiągnąć w 2020 roku poziom 35% z tego, co było składowane na nich w 1995 roku! Uzyskanie tego celu jest niezwykle trudne. Gdyby jednak, w większości gospodarstw domowych, prowadzona była selektywna zbiórka śmieci a bioodpady składowane były w przydomowym lub domowym kompostowniku, do czasu uzyskania sfermentowanej biomasy, realizacja założonego w dyrektywie poziomu jest możliwa. Zatem, prawidłowa segregacja śmieci, ale - co najważniejsze - już u źródła!, stanowi klucz do walki z nimi. Dlatego tak ważne jest dotarcie z tą informacją do szerokiego grona mieszkańców Kłodzka. Zadania, realizowane w ramach projektu skierowane są zarówno do młodzieży licealnej, jak i do starszej społeczności naszego miasta. Wierzę, że dzięki zastosowaniu różnych metod przekazu: od szkoleń, po wykorzystanie wiedzy w praktyce, uczestnictwo w badaniach naukowych czy stworzenie plakatu edukacyjnego, lokalna społeczność będzie mogła dostrzec, jak przy odrobinie dobrej woli i wykorzystaniu gotowych narzędzi (np. takiego ogrodowego kompostownika) można znacznie ograniczyć ilości produkowanych przez siebie śmieci. I wreszcie, w sytuacji, gdy eko - opakowania wypierają standardowe „foliówki”, im wcześniej konsumenci zapoznają się z ich możliwymi, długofalowymi skutkami stosowania, tym mniejsze jest prawdopodobieństwo ich niewłaściwego lub nadmiernemu wykorzystywania.

3. ZAŁĄCZNIKI

[] zgoda dysponenta majątku na jego wykorzystanie do celów realizacji budżetu obywatelskiego oraz zobowiązanie dysponenta do dalszego ewentualnego utrzymania.
(uwaga: Zadania inwestycyjne w ramach budżetu obywatelskiego mogą być realizowane wyłącznie na majątku powiatu lub majątku gminy)

2. Kosztorys

Etap zadania	Środki do realizacji	Szacowana kwota
1	Kompostowniki 400l Worki biodegradowalne	20 sztuk – 20 x 100 zł = 2000 30 rolka 25 szt. – 30 x 14 zł = 420 zł
2	Odczynniki do badań Badania zlecone: ocena składu chemicznego kompostów w Stacji Rolniczo – Chemicznej w Opolu	koszty enzymów w przybliżeniu 1) SOD (dysmutaza nadtlenkowa) - ok. 1200 zł 2) CAT (katalaza) - 800 zł 3) POD (peroksydaza) - 1200 zł 4) aceton 20 zł/litr 5) kwas tiobarbiturowy 300 zł i 6) kwas trichlorooctowy - 150 zł Pożywki mikrobiologiczne 1000 zł Szacowany koszt z uwzględnieniem liczby powtórzeń 3000 zł.
3	Plakat – 10 sztuk	Szacowany koszt 1000 zł

Łączna kwota:

11070 zł

Budżet obywatelski 2020 - wyniki głosowania

Po raz kolejny zdecydowaliście Państwo, które zgłoszone projekty wygrały w ramach konsultacji społecznych w zakresie **budżetu obywatelskiego powiatu kłodzkiego na rok 2020**.

9	Jak sobie radzić z bioodpadami? Czy domowy kompostownik to właściwe miejsce na opakowania biodegradowalne	Kłodzko	11 070,00	408	zatwierdzony do realizacji
---	---	---------	-----------	-----	----------------------------

Załącznik nr 2



MAŁY PORADNIK KOMPOSTOWANIA

Odpady biodegradowalne to około 70% naszych śmieci. Jeśli trafią one do kompostownika, będziemy mogli posegregować nawet 95% odpadów pozostałych po oddzieleniu resztek jedzenia. Kompost jest źródłem naturalnego, darmowego nawozu, który możemy wykorzystać do użyczenia gleby w ogrodzie czy w doniczkach.

1. Co to jest kompostowanie?

To naturalna metoda unieszkodliwiania i zagospodarowania selektywnie zebranych bioodpadów, oparta na biochemicznych reakcjach zachodzących w glebie przy udziale mikroorganizmów tlenowych.

2. Po co kompostować?

Efektom kompostowania jest kompost zwany złotem ogrodników. Jest to materiał podobny do próchnicy, najlepszy, naturalny nawóz obfitujący w substancje odżywcze poprawiające jakość gleby.

3. Co można kompostować?

Do kompostu wrzucamy bioodpady różnego pochodzenia:

z domu	z ogrodu	inne
☺ skorupki jaj ☺ fusy po kawie i herbacie ☺ torebki po herbacie i filtry po kawie ☺ obierki z warzyw ☺ resztki owoców ☺ łupiny orzechów ☺ wysuszone pieczywo ☺ opakowania biodegradowalne	☺ skoszona trawa ☺ resztki roślin po piciu ☺ chwasty bez dojrzałych nasion	☺ kartony bez nadruku ☺ papier ☺ gazety bez barwników ☺ trociny i słoma ☺ chusteczki ☺ serwetki ☺ wełna ☺ włosy ☺ pióra ☺ odpady z hodowli małych zwierząt domowych

4. Czego nie wolno kompostować?

Do kompostu NIE WOLNO wrzucać:

- ⊗ skażonych lub toksycznych substancji, chorych roślin
- ⊗ spleśniałych owoców, warzyw i pieczywa
- ⊗ kości, mięsa i tłuszczu
- ⊗ nieumytych skórek owoców cytrusowych
- ⊗ popiołu pochodzenia innego niż drewniane
- ⊗ zadrukowanego papieru
- ⊗ liści orzecha i dębu
- ⊗ niedopalków papierosów
- ⊗ resztek nabiału
- ⊗ resztek marynat octowych
- ⊗ chwastów z dojrzałymi nasionami



Właściwe ułożenie warstw kompostowanego materiału jest bardzo ważne, ponieważ zapewnia utrzymanie w jego wnętrzu optymalnych parametrów **temperatury, wilgotności i ilości tlenu**, niezbędnych do usprawnienia procesu

6. Etapy kompostowania.

W optymalnych warunkach proces kompostowania przebiega w 4 etapach:

Etap 1. Faza wstępna – krótka, niskotemperaturowa; trwa do kilku dni, a temperatura w przyłomie nie przekracza 40°C; obejmuje procesy rozkładu związków organicznych w obecności wody i ich utlenianie.

Etap 2. Faza intensywnego kompostowania – trwa od kilku dni do kilku tygodni, wysokotemperaturowa; następuje rozkład łatwo biodegradowalnych substancji organicznych; produktami tej fazy jest woda, dwutlenek węgla i amoniak.

Etap 3. Faza tzw. kompostowania właściwego – zaczyna się po ok. 3–5 tygodni i trwa przez kolejne 3–5 tygodni, temperatura spada, a rozkładowi ulegają trudno rozkładające się związki; obserwuje się zmniejszenie objętości odpadów.

5. Jak kompostować ?

Kompostownik można kupić gotowy lub wykonać samemu, np. ze starych palet czy drewnianych belek, które wkopujemy delikatnie w ziemię.

Kompostowanie zaczynamy następująco:

- na dno kompostownika układamy grubą, ok. 15-20-centymetrową warstwę gałązek i pędów (pełni ona funkcję drenującą i przewietrzającą);
- następnie układamy 2-5-centymetrową warstwę ziemi lub torfu, która będzie pochłaniała wyciekające z górnych warstw składniki pokarmowe;
- na tak przygotowany podkład będziemy wrzucać zgromadzone przez nas bioodpady, czyli np. skoszoną trawę czy odpady z gospodarstwa domowego;
- najlepiej zachować zasadę naprzemiennego układania warstwy „zielonej” (cechującej się dużą ilością azotu) i warstwy zdrewniałej (wykazującej dużą ilość węgla), co daje szansę na zachowanie właściwych proporcji azotu do węgla;
- całość możemy przykryć workiem jutowym, co zapewni ciepło i odpowiednią wilgotność procesu kompostowania.

Etap 4. Faza dojrzewania kompostu – może trwać kilka miesięcy; następuje wychłodzenie materiału i powstanie stabilnego kompostu (humusu).

Na każdym z tych etapów użytkownik kompostownika może samodzielnie dokonać pomiarów temperatury i kwasowości przy pomocy ogólnodostępnych przyrządów.

7. Ile czasu trwa kompostowanie?

Szybkość kompostowania zależy od rodzaju pojemnika, pory roku oraz tego, w jakim stopniu zapewniamy kompostowi odpowiednie warunki do dojrzewania.

- Rekordowo szybkie kompostowanie trwa 2 tygodnie w termokompostowniku.
- Kompostowanie w przyłomie ogrodowej/przydomowej 5–10 miesięcy.

8. Jak pielęgnować kompost?

- ❖ Kompostownik ustawiamy w zacienionym miejscu.
- ❖ Zawartość kompostownika mieszamy raz na kilka tygodni, aby nie dopuścić do procesów gnilnych.
- ❖ Utrzymujemy odpowiednią wilgotność kompostownika – suchy zraszamy wodą.

- ❖ Doskonałym dodatkiem do kompostu są dżdżownice, które trawiąc odpady organiczne, wydają niemal gotowy kompost, zapewniając przy tym doskonały drenaż zawartości kompostownika.

9. Dlaczego warto kompostować?

- bo to ekologiczne i ekonomiczne;
- bo kompost wzbogaci każdy rodzaj uprawy;
- bo uzyskamy darmowy, 100% zdrowy nawóz;
- bo wolniej zapelnia się kosz na śmieci i rzadziej trzeba go wynosić;
- bo można wyeliminować ryzyko rozprzestrzeniania się zagrożeń sanitarno-epidemiologicznych (w tym chorób przenoszonych przez szczury) powstających w efekcie rozkładu substancji organicznych w niekontrolowanych warunkach.



10. Czy wiesz, że:

- ✓ Kompostować można również na balkonie, w piwnicy lub garażu; warto do tego celu zakupić odpowiedni pojemnik z pokrywą, by uniknąć przykrych zapachów.
- ✓ W trakcie kompostowania w zamkniętych pojemnikach wytwarza się brązowa ciecz – tak zwana herbata kompostowa; nadaje się ona idealnie jako pełnowartościowy płyn do podlewania kwiatów i upraw.

Opracowanie:

Lidia Niekraś

Zadanie realizowane w ramach Budżetu Obywatelskiego Powiatu Kłodzkiego 2020:

„Jak sobie radzić z bioodpadami? Czy domowy kompostownik, to właściwe miejsce na opakowania biodegradowalne?”