UNIWERSYTET
TECHNOLOGICZNO-PRZYRODNICZY
IM. JANA I JĘDRZEJA ŚNIADECKICH
W BYDGOSZCZY

WYDZIAŁ ROLNICTWA
I BIOTECHNOLOGII

ROZPRAWA DOKTORSKA

mgr inż. Sebastian Sendel

WPŁYW LOTNYCH ZWIĄZKÓW ORGANICZNYCH WYDZIELANYCH PRZEZ PSZENICĘ POD WPŁYWEM ŻEROWANIA OWADÓW ORAZ SYNTETYCZNEGO DIHYDROJASMONU NA ZACHOWANIE DOROSŁYCH OSOBNIKÓW LEDNICY ZBOŻOWEJ (*Aelia acuminata* L.).

PROMOTOR
DR HAB. INŻ. DARIUSZ PIESIK, PROF. UTP

BYDGOSZCZ
2015

Praca powstała przy wsparciu projektu
„Realizacja II etapu Regionalnego Centrum Innowacyjności”
współfinansowanego ze środków Europejskiego Funduszu Rozwoju Regionalnego
w ramach Regionalnego Programu Operacyjnego
Województwa Kujawsko-Pomorskiego na lata 2007-2013

Dedykacja

Tym, którzy byli światłem potrzebnym do osiągnięcia mojego celu.

Mojej Rodzinie:

Mojej mamie	Wiesławie
Mojemu tacie	Grzegorzowi
Mojej siostrze	Katarzynie

Przyjaciołom oraz wszystkim przychylnym mi osobą, którzy wspierali mnie podczas przygotowywania rozprawy.

Podziękowania

Składam serdeczne podziękowania mojemu promotorowi dr hab. inż. Dariuszowi Piesikowi Prof. UTP za zaufanie i powierzenie mi tematu niniejszej pracy, a przez to umożliwienie i nieocenioną pomoc przy stawianiu pierwszych kroków w karierze naukowej. Dziękuje również za przyjacielskie podejście, życzliwość, cierpliwość i fachową opiekę promotorską.

Pragnę złożyć serdeczne podziękowania Pani dr inż. Amelii Dębek-Jankowskiej oraz wszystkim pracownikom Katedry Entomologii i Fitopatologii Molekularnej, a w szczególności: Pani Joannie Kutnik, Pani Prof. dr hab. inż. Marii Wawrzyniak Pani dr inż. Danucie Wrzesińskiej, Panu dr inż. Robertowi Lamparskiemu, który służyli zawsze fachową poradą oraz dobrym słowem.

Szczególne, z serca płynące podziękowania składam moim kochanym rodzicom, których wsparcie i nieustająca wiara we mnie zawsze pomagały mi przezwyciężać wszelkie trudności i dodawały sił, niezbędnych do realizacji życiowych planów.

Specjalne podziękowania pragnę złożyć przyjaciołom i znajomym a w szczególności Andrzejowi Filipiakowi, Oli i Michałowi von Ossowskim, Krzysztofowi Sobczakowi, Katarzynie Koczwarze, Pani Halinie Ziółkowskiej oraz tym, których nie wymieniłem a są równie bliscy mojemu sercu, za nieocenione wsparcie, czasami słowa krytyki twardo ściągające na ziemię, długie wieczorne rozmowy, pogodę ducha i za to że jesteście przy mnie.

SPIS TREŚCI

1. Wstęp 9
2. Przegląd literatury 10
   2.1. Charakterystyka i znaczenie gospodarcze pszenicy na świecie oraz w Polsce 10
   2.2. Ogólna charakterystyka szkodników zbóż 14
      2.2.1. Lednica zbożowa (*Aelia acuminata* L.) 14
      2.2.2. Pozostałe szkodniki zbóż 17
   2.3. Metody ochrony roślin 29
      2.3.1. Chemiczna metoda ochrony roślin 31
   2.4. Mechanizmy obronne roślin 32
      2.4.1. Lotne związki organiczne (LZO) 33
   2.5. Hipoteza badawcza 35
3. Materiał i metody badań 36
   3.1. Materiał roślinny 36
   3.2. Zbiór i hodowla owadów 38
   3.3. Uszkadzanie roślin przez szkodniki 40
   3.4. Działanie dihydrojasmonu na wydzielanie LZO przez rośliny pszenicy jarej 41
   3.5. Zbieranie LZO 42
   3.6. Analiza chromatograficzna LZO 44
   3.7. Syntetyczne LZO 45
   3.8. Mieszaniny syntetycznych LZO 45
   3.9. Ocena wpływu działania syntetycznych LZO na zachowanie Dorosłych owadów 47
   3.10. Analiza statystyczna 48

4. Wyniki 50
4.1. Analiza chromatograficzna 50
4.1.1. Lotne związki organiczne wydzielane przez rośliny pszenicy jarej po żerowaniu owadów 51
4.1.2. Lotne związki organiczne wydzielane przez pszenicę wskutek działania dihydrojasmonu.....65
4.2. Analiza zachowania owadów 70
5. Dyskusja.....72
6. Wnioski 78
7. Bibliografia 80
8. Spis fotografii, rycin i tabel.....94
8.1. Fotografie 94
8.2. Ryciny.....95
8.3. Tabele 97
9. Aneks 101
10. Streszczenie – Summary 125

1. Wstęp

W dobie szybkiego rozwoju rolnictwa oraz ciągle wzrastających potrzeb żywieniowych społeczeństwa, konieczne staje się wprowadzanie nowych technologii uprawy oraz środków chroniących rośliny uprawne. W dzisiejszych czasach coraz większą uwagę przywiązuje się do zrównoważonego rozwoju, ochrony środowiska oraz odtwarzania naturalnych zasobów gleby. W wyniku tych działań bardzo często zwraca się uwagę na odpowiednie nawożenie oraz stosowanie nowoczesnych środków ochrony roślin, które nie wywierają toksycznego wpływu na środowisko.

W ostatniej dekadzie coraz częściej próbowano wykorzystywać biologiczne środki ochrony roślin, czy to w postaci zawiesiny mikroorganizmów, wprowadzania pasożytniczych owadów, wrogów naturalnych szkodników czy też repelentów pochodzenia naturalnego. Jednak wysoka cena i pracochłonność stosowania tych zabiegów oraz nie zawsze efektywne ich działanie spowodowały, że biologiczne środki ochrony roślin w dużej mierze stosowane są w uprawach wysokowartościowych przede wszystkim w uprawach szklarniowych.

Alternatywę w ochronie roślin może stanowić poznanie mechanizmów obronnych roślin, które nie są biernymi ofiarami agrofagów, lecz w toku ewolucji wykształciły szereg sposobów obrony, wśród których można wymienić toksyny, ekdysteroidy czy lotne związki organiczne. Rośliny w wyniku uszkodzenia mechanicznego czy ataku szkodliwego organizmu wysyłają sygnały chemiczne do wrogów naturalnych, jak i samych roślinożerców. Poznanie tych mechanizmów może skutkować wzrostem efektywności działania wrogów naturalnych lub wzrostem efektywności obrony bezpośredniej związanej z odstraszaniem owadów.

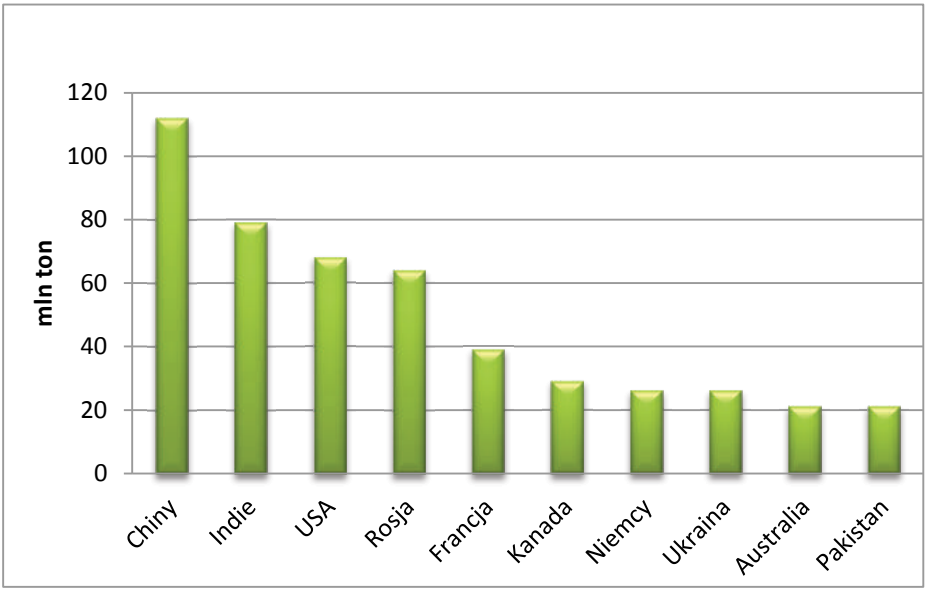
Celem niniejszej rozprawy doktorskiej było określenie wpływu stresu polegającego na żerowaniu lednicy zbożowej i działaniu syntetycznego dihydrojasmonu na wydzielanie lotnych związków organicznych (LZO) przez rośliny pszenicy jarej oraz określenie wpływu syntetycznych mieszanin LZO wydzielanych przez pszenicę na zachowanie imagines lednicy zbożowej.
Szczegółowe badania obejmowały:

- określenie wpływu żerowania imagines lednicy zbożowej na wydzielanie (LZO) przez rośliny pszenicy jarej,
- określenie działania syntetycznego dihydrojasmonu na wydzielanie LZO przez rośliny pszenicy jarej,
- reakcję imagines lednicy zbożowej na działanie mieszanin syntetycznych LZO będących odpowiednikami w stosunku do tych, które oznaczono za pomocą chromatografii gazowej ze spektometrią mas.

2. PRZEGLĄD LITERATURY

2.1. CHARAKTERYSTYKA I ZNACZENIE GOSPODARCZE PSZENICY NA ŚWIECIE ORAZ W POLSCE

Pszenica jara odmiany „Tybalt" pod względem taksonomicznym według najnowszej klasyfikacji Angiosperm Phylogeny Website (APWeb 2009) została sklasyfikowana następująco:
Klasa: *Lilipsida* Brongn. - Jednoliścienne
Podklasa: *Commelinidae* Takht. - Komeliowate
Rząd: *Poales* - Wiechlinowce
Rodzina: *Poaceae* - Wiechliniowate
Rodzaj: *Triticum* L.
Gatunek: *Triticum aestivum* L. emend. Flori et Paol.



Ryc. 1. Najwięksi producenci światowi pszenicy w roku 2008 (w mln ton), źródło: FAOSstat.

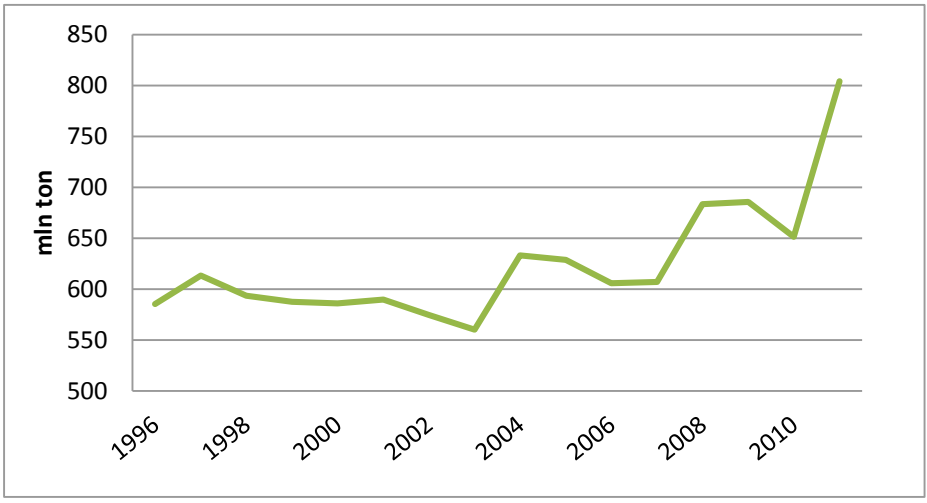
Pszenica jest najstarszym zbożem chlebowym pochodzącym z południowo-zachodniej i środkowej Azji i obok jęczmienia uprawianym od około 6 tysięcy lat. Jest ona najszerzej poznanym zbożem w zakresie cytogenetyki [Sears 1954]. Pszenica jest zbożem typowym dla klimatu umiarkowanego. Zajmuje ona 17% światowej powierzchni upraw, dostarcza 35% pożywienia i wykorzystywana jest, jako pokarm zarówno dla ludzi jak i dla zwierząt. Nazwa pszenicy nie odnosi się do jednego gatunku, ale dotyczy trzech grup gatunków, które należą do traw, a podział trzyklasowy zależy od właściwości agronomicznych

oraz od wykorzystania zboża [Oleson 1994, Moriss i Rose 1996]. Ziarno pszenicy na tle innych zbóż charakteryzuje się największą zawartością skrobi, białka i glutenu. Ponadto jest cennym źródłem estrogenów, ryboflawiny, tiaminy, niacyny, karotenu, tokoferolu, oraz zawiera znaczące ilości związków mineralnych (sodu, wapnia, potasu i in.) oraz witamin B1, B2, K, PP [Anonymous 2002]. Według FAOstat (2013) w roku 2008 ogólnoświatowa produkcja pszenicy wynosiła 690 mln ton, gdzie największym producentem były Chiny, które wyprodukowały 112 mln ton.

Ryc. 2. Światowy areał uprawy pszenicy na przestrzeni lat 1996 – 2011 (w mln ha), źródło: FAOstat.

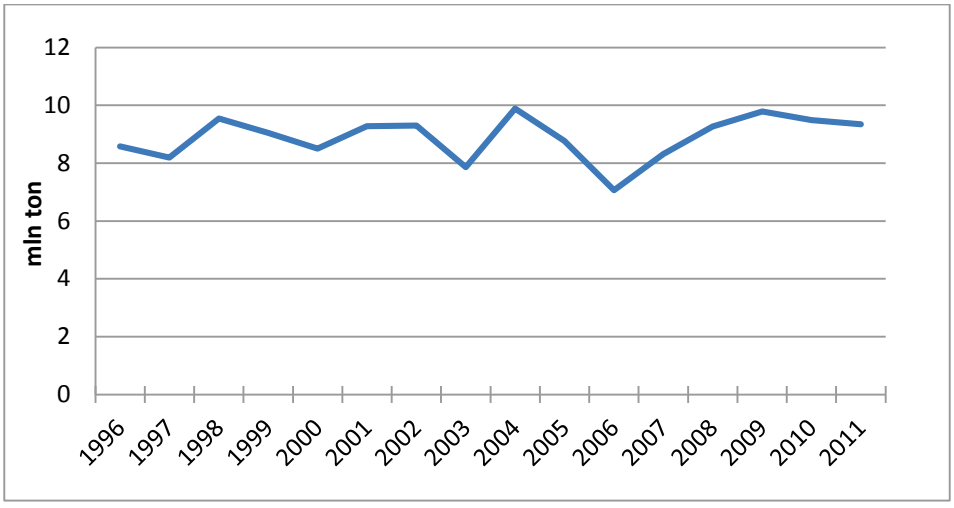
Na przestrzeni lat (1996 do 2011) światowa produkcja pszenicy przejawiała tendencję wzrostową z 585,4 do 704,1 mln ton. Najniższa roczna produkcja pszenicy miała miejsce w 2003 i wyniosła 560,3 mln ton.

Największy areał światowej uprawy tego zboża odnotowano w 1996, kiedy sięgnął 226,9 mln ha. W późniejszych latach zaobserwowano znaczący spadek aż do 2003, gdy areał uprawy sięgnął 207,7 mln ha. W kolejnych latach areał uprawy wykazywał tendencję wzrostową z nieznacznymi wahaniami sięgając w 2011 około 220,4 mln ha.



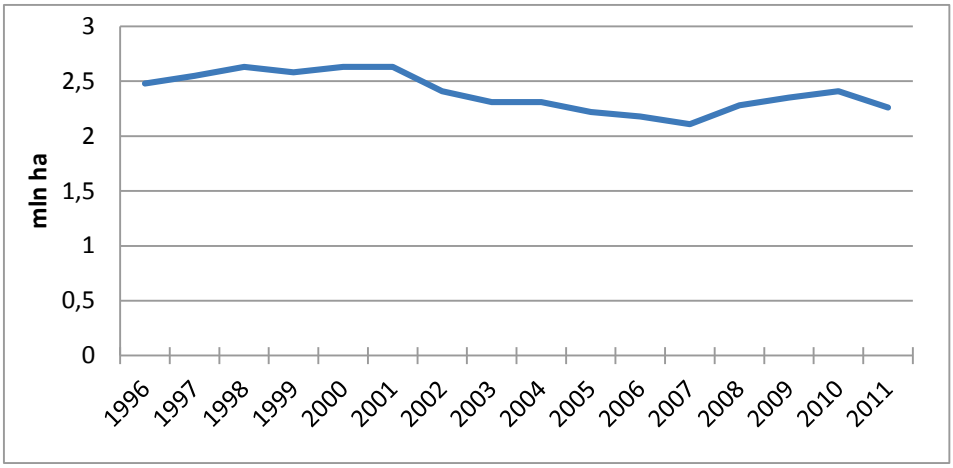
Ryc. 3. Światowa produkcja pszenicy na przestrzeni lat 1996 – 2011, źródło: FAOstat.

Na przestrzeni pięciolecia 1986-1990 produkcja pszenicy stanowiła ok. 1/3 ogólnoświatowej produkcji zbóż i wynosiła 553 mln ton [Oleson 1994]. Na tle światowej produkcji ziarna pszenicy, Polska zajmuje 16 miejsce, z produkcją sięgającą 1,9% [Rocznik Statystyczny Rolnictwa 2012]. Średnia produkcja pszenicy na jednego mieszkańca na świecie wynosi 94,5 kg, natomiast w Polsce 246 kg na osobę. Najwyższą wielkość produkcji w przeliczeniu na jednego mieszkańca ma Australia - 994,2 kg. W Polsce pszenica w strukturze zasiewów jak i zbiorów w okresie od 2000 – 2011 była wśród zbóż główną rośliną uprawną [Rocznik Statystyczny Rolnictwa 2012].



Ryc. 4. Produkcja pszenicy w Polsce na przestrzeni lat 1996 – 2011, źródło: FAOstat.

Wysokość plonów w Polsce ulega silnym wahaniom i tak w 2004 osiągnęły 98,9 mln ton, po czym dwa lata później plony były rekordowo niskie i w 2007 osiągnęły 70,6 mln ton.



Ryc. 5. Areał uprawy pszenicy w Polsce na przestrzeni lat 1996 - 2011, źródło: FAO-stat.

Areał uprawy pszenicy w Polsce na przestrzeni ostatnich piętnastu lat ulegał znacznemu zmniejszeniu. W roku 2007 osiągnął 2,1 mln ha, po czym nastąpił nieznaczny wzrost powierzchni uprawy.

Tendencja oraz tempo rozwoju ludzkiej populacji przyczyni się w przeciągu najbliższych 50 lat do konieczności zwiększenia plonowania, aby zapobiec zwiększaniu powierzchni upraw, czy niekontrolowanemu wzrostowi cen [Lobell i in. 2005, Pingali i Heisey 1999, Rosegrant i in. 2001]. Podczas zielonej rewolucji (1960 – 1980) w wyniku stopniowego wprowadzania nawadniania, nawożenia oraz stosowania chemicznych środków ochrony roślin plony ziarna pszenicy się podwoiły [Lobell i in. 2005, Pingali i Heisey 1999]. Obecnie światowy średni plon ziarna wynosi $5t \cdot ha^{-1}$ [Naylor i in. 2001].

Współczesne badania naukowców dotyczące pszenicy skupiają się głównie na analizach plonowania w czasie [Nicholls 1997, Thompson 1975], modelowaniu jej plonowania [Andresen i in. 2001, Bell i Fischer 1994, Blackmer i in. 2004], a także na przestrzennej analizie warunków wzrostu [Lobell i Asner 2003]. Nowoczesne technologie takie jak inżynieria genetyczna, przyczyniają się do szybkiego tworzenia nowych odmian między innymi kukurydzy, soi i bawełny, które obecnie uprawiane są na ogromnych obszarach na całym świecie. Pszenica jak do tej pory nie była w sferze zainteresowań biotechnologów, jednak w najbliższym czasie może to ulec zmianie. W związku z tym kładzie się duży nacisk na badania związane z wpływem nowych odmian na stan zdrowia ludzi, ekologię i żywienie zwierząt [Peterson i Shama 2005].

2.2. OGÓLNA CHARAKTERYSTYKA SZKODNIKÓW ZBÓŻ

2.2.1. LEDNICA ZBOŻOWA (*AELIA ACUMINATA* L.)

Rząd: *Hemiptera* - Pluskwiaki
Rodzina: *Pentatomidae* – Tarczówkowate
Gatunek: *Aelia acuminata* L. – Lednica zbożowa

Fot. 1. Lednica zbożowa (*Aelia acuminata* L.) Źródło: http://www.national-geographic.pl/foto/fotografia/lednica-zbozowa-288479.

Imagines lednicy zbożowej osiągają 8-10 mm długości z charakterystyczną trójkątnie wydłużoną głową. Tułów owada jest barwy żółtobrunatnej z ciemnymi podłużnymi pasami. Na spodzie ciała widoczne są cztery rzędy czarnych kropek [Staněk 1972]. Czułki pięcioczłonowe znacznie dłuższe od głowy, osadzone na spodniej stronie, nasada czułków z zewnątrz niewidoczna. Kłujka czteroczłonowa, stopy trójczłonowe. Pokrywy podzielone na przykrywkę, międzypokrywkę i zakrywkę [Pławilszczikow 1972]. Do rodzaju *Aelia* obecnie zaliczane są trzy gatunki, lednica zbożowa (*Aelia acuminata* L.), lednica kostrzewiowa (*Aelia klubi* Hahn.) oraz lednica ryjowata (*Aelia rostrata* Boh.). Wszystkie gatunki zbliżone są do siebie pod względem budowy i wyglądu zewnętrznego, a prawidłowe ich rozpoznanie możliwe jest dzięki nieznacznym różnicom w budowie anatomicznej. *A. acuminata* w odróżnieniu od pozostałych dwóch gatunków posiada na dolnej części środkowych i tylnych ud dwie

małe czarne plamki, korium i żyłka subkostalna bez czarnej smugi, natomiast boczny płatowy fałd przylegający do kłujki od strony dolnej jest prosty [Korcz 1994].

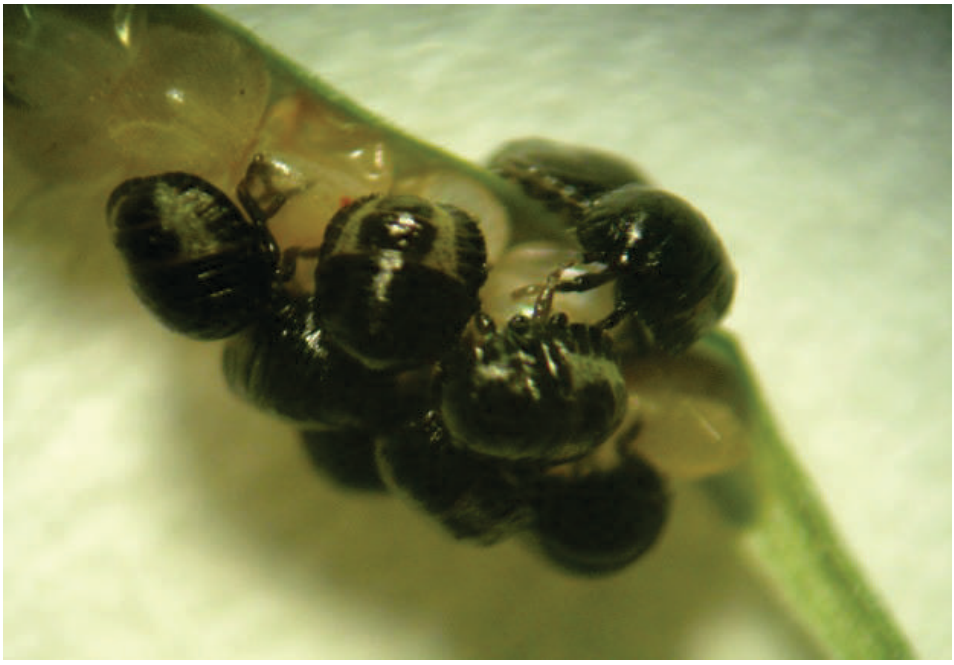
W polskich warunkach w roku występuje jedno pokolenie. Zimują owady dorosłe na przydrożach, nieużytkach, w warstwie ściółki przy ziemi [Reichholf-Riehm 1997]. W okresie kwietnia i maja, kiedy średnia dobowa temperatura wzrośnie do 5 - 10°C owady kończą okres zimowania, przelatując na pola uprawne i skupiska roślinności trawiastej celem dokonania żeru uzupełniającego. Optymalne warunki do rozwoju szkodnika to 22°C - 25°C i wilgotność względna powietrza 60 - 80% [Agroatlas 2009]. Samice składają jaja w złożach po kilkanaście sztuk na wierzchniej lub dolnej stronie liścia, na podstawie kłosa i źdźbłach. Po okresie 7 - 8 dni od złożenia jaj wylęgają się larwy L_1. Pod względem budowy larwy są zbliżone do osobników dorosłych; jedyną różnicą jest rozmiar oraz brak skrzydeł [Bunalski i Nowacki 1996]. Samce po akcie kopulacji, a samice po złożeniu jaj giną.

Pluskwiak ten jest gatunkiem palearktycznym występującym pospolicie na tym obszarze, zasiedlając suche słoneczne miejsca na trawach, zbożach i bylicy pospolitej [Korcz 1994]. Szkodliwe są zarówno osobniki dorosłe jak i larwy, które nakłuwają i wysysają soki z liści, pochew liściowych oraz kłosów i ziarniaków. Skutkiem porażenia kłosów we wczesnej fazie jest niezawiązanie ziarniaków, a uszkodzone ziarniaki nie rozwijają się [Bunalski i Nowacki 1996].

Fot. 2. Złoże pakietowe jaj *A. acuminata* L. na liści pszenicy jarej. Foto. S. Sendel.

Szczyty kłosów i ości są zdeformowane i zbielałe w wyniku działania enzymów ślinowych. Uszkodzenia dokonane przez *A. acuminata* mogą być często mylnie diagnozowane, jako uszkodzenia dokonane przez *Eurygaster maura* L. [Mrówczyński i in. 2007].Walka z tym szkodnikiem polega na limitowaniu liczebności pluskwiaka poprzez podorywkę oraz zaorywanie ścierniska po zbiorze. Uszkodzenia powodowane przez pluskwiaka minimalizuje się przez wczesny wysiew, oraz dobór wczesnych odmian zbóż. Lednica zbożowa jest zwalczana chemicznie przy okazji dokonywania oprysków preparatami zwalczającymi *Oulema melanopa* L. oraz *Haplodiplosis equestris* Wagner [Mrówczyński i in. 2007].

Do najważniejszych wrogów naturalnych limitujących liczebność lednicy zbożowej należy zaliczyć *Microphanurus vassilievi* Mayr., *Microphanurus cultratus* Mayr., *Cystogaster globosa* FLN., *Helomyia lateralis* Meig., *Cylindromyia auriceps* Meig., *Cylindromyia intermedia* Meig., *Rhodogune rotundatum* L. [Agroatlas 2009].



Fot. 3. Larwy L1 *A. acuminata* L. tuż po wykluciu z jaj Foto. S. Sendel.

2.2.2. POZOSTAŁE SZKODNIKI ZBÓŻ

Skrzypionka zbożowa (*Oulema melanopa* L.)
Rząd: *Coleoptera* - Chrząszcze
Rodzina: *Chrysomelidae* – Stonkowate
Gatunek: *Oulema melanopa* L. - Skrzypionka zbożowa

Fot. 4. Skrzypionka zbożowa (*Oulema melanopa* L.) źródło: http://www.digart.pl/praca/3388953/Skrzypionka_zbozowa.html.

Formy dorosłe szkodnika osiągają długość 4 – 5 mm, ciało ich jest wydłużone, owalne, ciemnozielone z metalicznym połyskiem. Przedplecze i odnóża są koloru czerwonego natomiast stopy czarne. Larwa ma ciało zgrubiałe pośrodku, głowę czarną, trzy pary odnóży tułowiowych. Larwy tego gatunku tuż po wykluciu tworzą wokół swojego ciała otoczkę ze śluzu i odchodów, dzięki czemu często mylone są z małymi ślimakami [Ciepielewska i in. 2001]. Zimują imagines w ściółce lub w glebie. Po zakończeniu zimowania na polach owady pojawiają się około kwietnia. Po krótkim żerowaniu uzupełniającym składają jaja koloru żółto-pomarańczowego o długości około 1 mm. Sucha i ciepła pogoda sprzyja składaniu jaj, które trwa od kwietnia do czerwca. Larwy przepoczwarczają się w glebie, młode chrząszcze wylatują w lipcu i żerują do jesieni. W roku występuje jedno pokolenie [Häni i in. 1998]. W wielu krajach chrząszcz ten jest najważniejszym szkodnikiem pszenicy [Dimitrijevic i in. 1999, Karic 2003]. Szkodniki te występują na wszystkich gatunków zbóż, szkodliwe są

zarówno osobniki dorosłe jak i larwy. Żerujące chrząszcze powodują uszkodzenia liści w formie wielu wąskich, podłużnych otworków wzdłuż nerwów liścia. Natomiast larwy, żerują na górnej stronie liścia, zeskrobując skórkę i miękisz nie przegryzając liścia na wylot. Po zakończeniu żerowania, na dolnej stronie liścia, pozostaje tylko skórka, która zasycha. Uszkodzenia te są charakterystyczne dla tego owada, ponieważ mają postać białych podłużnych pasemek [Ciepielewska i in. 2001, Korbas 1998]. Szczególnie szkodliwe są larwy, które niszczą liść flagowy, co może doprowadzić do znacznego obniżenia plonu. Najbardziej wrażliwe są zboża ozime – pszenica, pszenżyto, jęczmień oraz zboża jare. Szczególnie należy obserwować plantację zbóż w czasie żeru uzupełniającego chrząszczy. Szkodliwość tego gatunku chrząszczy polega na zmniejszeniu powierzchni asymilacyjnej blaszek liściowych o 30 – 50%, powodując zakłócenia w rozwoju roślin. Owady mogą też ograniczyć plonowanie zbóż o 30 – 40%, ponadto mogą być wektorami groźnych wirusów [Boczek 2001, Korbas 1998]. W Polsce straty ziarna spowodowane żerowaniem skrzypionki zbożowej szacuje się na poziomie 30-60% [Walczak 2005a, Walczak 2005b, Walczak i in. 1999].

Mszyca czeremchowo-zbożowa (*Rhopalosiphum padi* L.)
Rząd: *Hemiptera* - Pluskwiaki
Rodzina: *Aphididae* – Mszycowate
Gatunek: *Rhopalosiphum padi* L. – Mszyca czeremchowo-zbożowa

Fot. 5. Mszyca czeremchowo-*zbożowa* (*Rhopalosiphum padi* L.), źródło: http://www.kukurydza. org.pl/mszyce.php Fot. P. Bereś.

Jest to gatunek dwudomny, holocykliczny, stanowiący 70 – 80% populacji wszystkich mszyc zbożowych występujących w Polsce [Strażyński i Trzmiel 2008]. Bezskrzydłe mszyce są barwy oliwkowej o długości 1,8 – 2,3 mm, a formy uskrzydlone są barwy oliwkowej z czarną głową, tułowiem oraz syfonami, na odwłoku występują po bokach brązowe plamki. Ogonek wyraźnie krótszy niż syfony [Kochman i Węgorek 1997]. Zimują jaja składane na czeremsze, po czym na wiosnę rozwijają się na niej 3 pokolenia. Formy uskrzydlone pojawiają się w trzecim pokoleniu, następnie migrują na żywicieli wtórnych, a na zbożach pojawiają się na początku czerwca. Początkowo zasiedlane są dolne blaszki liściowe, a następnie wyżej położone liście [Boczek 2001]. Na zbożach występuje 8-10 pokoleń. Ponadto owady te pojawiać się mogą jesienią na oziminach i są to formy anholocykliczne, których pojaw przypisuje się postępującemu ociepleniu klimatu. Warunkiem, który musi być spełniony, aby takie formy powstały, jest średnia temperatura dobowa równa lub przekraczająca 25^{o}C, trwająca nieprzerwanie w ciągu minimum 72 godzin [Ruszkowska i Stróżyński 2007]. Największe szkody powoduje gatunek występując masowo w okresie krzewienia zbóż. Mszyce wydzielają tzw. rosę miodną, która w następstwie stwarza optymalne warunki do rozwoju grzybów z rodziny *Mycosphaerellaceae*. Symptomem szkodliwości tego gatunku jest bielenie kłosów, spowodowane wysysaniem soków z roślin. Żerowanie tego agrofaga powoduje zmniejszenie powierzchni asymilacyjnej liści, zahamowanie wzrostu oraz zmniejszenie masy ziarniaków [Korbas 1998, Ciepielewska i in. 2001]. *R. padi* jest wektorem wirusów roślinnych i może przenosić wirus żółtej karłowatości jęczmienia (Barley yellow dwarf virus BYDV). Wirus ten poraża wszystkie zboża, jednak najwięcej szkód wywołuje w oziminach. W naszym kraju BYDV przenoszony jest głównie przez formy anholocykiczne [Krawczyk i Heruj 2008].

Duże znaczenie w ochronie roślin przed tym gatunkiem mają obserwacje lotów. Na polach ustawiane są żółte naczynia wypełnione wodą lub aparaty ssące, które wcześniej pozwalają stwierdzić obecność mszyc w powietrzu. Wiosną ocena liczebności powinna odbywać się od fazy strzelania w źdźbło. Progiem szkodliwości jest obecność średnio 5 mszyc na jedno źdźbło.

Mszyca zbożowa (*Sitobion avenae* F.)
Rząd: *Hemiptera* - Pluskwiaki
Rodzina: *Aphididae* – Mszycowate
Gatunek: *Sitobion avenae* F. - Mszyca zbożowa

Fot. 6. Mszyca zbożowa (*Stibion avenae* F.) Źródło: http://www7.inra.fr/var/encyclopedie_pucrons/storage/htmlarea/3066/file/corn-Sitobion%20avenae%2039C.jpg.

Owady te są barwy żółto-zielonej, czerwono-brązowej lub zielonkawej, o ciele wrzecionowato wydłużonym długości 2,1 - 3,3 mm. Formy uskrzydlone mają głowę i tułów barwy ciemnobrązowej. Jest to gatunek jednodomny, którego jaja zimują na zaschniętych trawach. Samice (uskrzydlone) wiosną przelatują na zboża będące w fazie liścia flagowego, na których rozwija się kilka pokoleń. W jednym sezonie wegetacyjnym może rozwinąć się od 8 do 12 pokoleń. W sprzyjających warunkach rozwojowych oraz wysokim wskaźniku reprodukcji, populacja mszycy zbożowej może się podwoić w czasie 3 dni, a po 20 dniach przyrost osobników może być 50-krotny.

W Polsce gatunek ten zasiedla głównie pszenicę, jęczmień, rzadziej żyto [Boczek 2001, Ciepielewska i in. 2001, Mrówczyński i in. 2005]. Przy masowym pojawie mszyce wyrządzają różnorodne szkody. Poważne uszkodzenia powstają między kwitnieniem a dojrzałością mleczną zbóż. Od dojrzałości woskowej szkodliwość szybko maleje, ponieważ to zaatakowanie kłosów a nie liści ma wpływ na plon [Häni i in. 1998]. Przy zagęszczeniu 40 osobników na jednym kłosie w stadium dojrzałości mlecznej plon obniża się o 20%. Powodują znaczne zmniejszenie masy 1000 ziarniaków pszenicy i ich liczby w kłosie oraz

masy ziarna w kłosie. Gatunek ten powoduje szybsze starzenie się liścia flagowego i obniżenie zawartości azotu i białka w ziarnie pszenicy. Mąka z takiego ziarna ciemnieje i gorzej się wypieka. Ponadto mszyce zbożowe intensywnie spadziują (spadź wydzielana przez mszyce wpływa na rozwój chorób grzybowych) przez co zakłóca metabolizm rośliny, jest również wektorem wirusów [Boczek 2001, Ciepielewskai in. 2001, Walczak 2007].

Wciornastek pszenicznik (*Haplothrips tritici* Hurdj.)
Rząd: *Thysanoptera* - Przylżeńce
Rodzina: *Phlaeothripidae* - Kwietniczkowate
Gatunek: *Haplothrips tritici* Hurdj. - Wciornastek pszenicznik

Fot. 7. Wciornastek pszenicznik (*Haplothrips tritici* Hurdj.), Źródło: http://www.zooeco.com/int/int-nasek81-1.html.

Imagines tego gatunku są barwy ciemnobrązowej z czółkami i odnóżami zabarwienia żółtego, a długość ich ciała sięga 1 – 2 mm. *Thysanoptera* przechodzą przeobrażenie przejściowe, czyli remetabolę. Larwy przypominają owady dorosłe, jednak nie posiadają one zaczątków skrzydeł, jak i przydatków płciowych, dodatkowo posiadają dwie szczecinki na końcu odwłoka. W czasie przeobrażenia występują dwa stadia pośrednie pomiędzy larwą, a imago zwane pronimfą, oraz jedno lub dwa stadia nimfy. Stadia pośrednie nie powodują szkód [Kozłowski i in. 1994]. Larwy różnią się od dorosłych brakiem skrzydeł i dwiema szczecinkami na końcu odwłoka. Osobniki dorosłe oraz larwy zimują w wierzchniej warstwie gleby na polach uprawnych czy też nieużytkach. Na

początku okresu wegetacyjnego larwy dojrzewają, a dorosłe owady pojawiają się od początku fazy kłoszenia zbóż ozimych. Występują na liściach wierzchołkowych i w pochwach liściowych. Samice składają jaja pod plewkami kłosków oraz na liściu flagowym. Szkodliwość tego gatunku polega na wysysaniu soków z roślin, plew, zalążni i zawiązków nasion. Uszkodzone kłosy bieleją, a ziarniaki są nieprawidłowo wykształcone [Ciepielewska i in. 2001, Häni i in. 1998].

Wciornastek zęborogi (*Limothrips denticornis* Hal.)
Rząd: *Thysanoptera* - Przylżeńce
Rodzina: *Thripidae* - Wciornastki
Gatunek: *Limothrips denticornis* Hal.- Wciornastek zęborogi

Fot. 8. Wciornastek zęborogi (*Limothrips denticornis* Hal.), Źródło: http://www.ozthrips.org/terebrantia/thripidae/thripinae/limothrips-denticornis/.

Długość osobnika dorosłego tego gatunku wynosi od 1,3 do 1,5 mm. Samice wciornastka zimują w pozostawionych na polach resztkach pożniwnych. W okresie wegetacyjnym pojawiają się na 2 tygodnie przed kłoszeniem zbóż ozimych. Pojedyncze jaja składane są do pochew liściowych, w ciągu roku pojawia się jedno pokolenie. Zarówno larwy jak i osobniki dorosłe wysysają soki z liści, źdźbeł i kłosów [Węgorek 1972]. O ich obecności na plantacji świadczą uszkodzenia w postaci srebrzystych plamek, które wypełnione są powietrzem, a z czasem ciemnieją i zasychają. Żer tego szkodnika na kłosach może spowodować szczerbatość i bielenie kłosa. Występowanie wciornastka zęborogiego na plantacjach zbóż pogarsza jakość plonów, a szczególnie ma wpływ na parametry technologiczne ziarna [Ciepielewska i in. 2001].

Pryszczarek zbożowiec (*Haplodiplosis equestris* Wagner)
Rząd: *Diptera* - Muchówki
Rodzina: *Itonididae* - Pryszczarkowate
Gatunek: *Haplodiplosis equestris* Wagner – Pryszczarek zbożowiec

Fot. 9. Pryszczarek zbożowiec (*Haplodiplosis equestris* Wagner) Źródło: http://agronomija.rs/2013/sedlasta-musica-haplodiposis-equestris/.

Owad dorosły o długości ciała 3 – 6 mm, barwy wiśniowo-czerwonej. Zimują larwy zagrzebane w glebie. Przepoczwarzenie odbywa się wiosną. Samice składają jaja (od połowy maja do połowy czerwca) równolegle wzdłuż nerwów, zarówno do górnej, jak i dolnej strony blaszki liściowej. Po upływie około tygodnia wylęgają się larwy, które żerują między pochwą liściową a źdźbłem. W następstwie wysysania soków, w miejscu gdzie przebywają larwy tworzą się galasy. Można je zauważyć na najwyższych międzywęźlach i równolegle do osi podłużnej źdźbła [Babilas i in. 1991, Häni i in. 1998]. Następstwem uszkodzeń powodowanych przez pryszczarka zbożowca są niewykształcone rośliny oraz przedwczesna dojrzałość i niewypełnione ziarno. Do sygnalizacji używa się żółtych naczyń lub żółtych tablic pokrytych klejem. Obserwacje na polu należy prowadzić od połowy kwietnia, systematycznie licząc odłowione muchówki. Odłowienie 10 owadów w jednym naczyniu jest sygnałem masowego lotu tego szkodnika [Mrówczyński i in. 2005].

Łokaś garbatek (*Zabrus tenebrioides* G.)
Rząd: *Coleoptera* - Chrząszcze
Rodzina: *Carabidae* - Biegaczowate
Gatunek: *Zabrus tenebrioides* G. – Łokaś garbatek

Fot. 10. Łokaś garbatek (*Zabrus tenebrioides* G.) Źródło: http://barry.fotopage.ru/gallery/show_image.php?imageid=3314.

Chrząszcz z rodziny biegaczowatych o długości około 16 mm o zabarwieniu czarno-brązowym. Larwy zimują w glebie na głębokości 30 – 40 cm, ich żer rozpoczyna się tuż po zmroku, a podczas dnia znajdują schronienie we wcześniej wydrążonych jamkach w glebie. Metamorfoza odbywa się w maju i czerwca, dorosłe chrząszcze podobnie jak larwy również prowadzą nocny tryb życia żerując na kłosach zbóż i traw. Gatunek ma jedno pokolenie w roku. Szkodliwe są, zarówno larwy, jak i dorosłe chrząszcze. Larwy, wiosną i jesienią, wciągają pod powierzchnię gleby części lub całe rośliny i zjadają je. Dorosłe łokasie wyjadają ziarniaki z kłosków, co skutkuje szczerbatością kłosa. Jeden osobnik tego gatunku może w ciągu nocy wyjeść ziarno nawet z całego kłosa. Zaatakowane rośliny przez tego agrofaga giną lub wytwarzają dużą liczbę pędów bocznych, które już nie mają zdolności wykształcenia kłosów. Progiem szkodliwości dla tego gatunku jest stwierdzenie w zbożach ozimych 1 – 2 larw lub 4 uszkodzonych roślin na 1 m^2. W technologii uprawy zbóż ważne jest przestrzeganie poprawnego zmianowania roślin oraz odpowiednie wykonywanie zabiegów agrotechnicznych, co powoduje zmniejszenie ryzyka wystąpienia masowych pojawów tego szkodnika [Babilas i in. 1991, Boczek 2001, Mrówczyński i in. 2005].

Ploniarka zbożówka (*Oscinis frit* L.)
Rząd: *Diptera* - Muchówki
Rodzina: *Chloropidae* - Niezmiarkowate
Gatunek: *Oscinis frit* L.– Ploniarka zbożówka

Fot. 11. Ploniarka zbożówka (*Oscinis frit* L.), Źródło:http://www.diptera.info/forum/attachments/img_1029.jpg.

Gatunek należy do rodziny niezmiarkowatych. Muchówka o długości 1,5 – 2,0 mm, na wierzchniej stronie barwy czarnej, a spodniej żółtej, posiada skrzydła przeźroczyste z metalicznym połyskiem. Zimuje larwa w oziminach. Wiosną w kwietniu i maju owady składają jaja na liściach zbóż jarych, traw oraz kukurydzy [Boczek 2001]. Wylęgłe larwy wgryzają się pod pochwę liściową i wygryzają zawiązki wewnętrznych liści. W Polsce muchówka ta występuje w trzech pokoleniach. Rośliny zaatakowane przez tego szkodnika słabo rosną, liście wewnętrzne żółkną, natomiast rośliny młode w fazie 1-3 liści giną. Starsze rośliny wytwarzają pędy boczne, których kłosy są mniejsze. Często u podstawy liści można zaobserwować objawy zgnilizny. Larwy również uszkadzają dokłosie, kłosy i ziarniaki, co ma bezpośrednie odzwierciedlenie w wielkości plonu. W ograniczaniu występowania tego szkodnika ważną rolę odgrywa agrotechnika [Ciepielewska i in. 2001, Mrówczyński i in. 2005].

Niezmiarka paskowana (*Chlorops pumilionis* Bjerk)
Rząd: *Diptera* - Muchówki
Rodzina: *Chloropidae* - Niezmiarkowate
Gatunek: *Chlorops pumilionis* Bjerk – Niezmiarka paskowana

Fot. 12. Niezmiarka paskowana (*Chlorops pumilionis* Bjerk), Źródło: http://en.wikipedia.org/wiki/Chlorops_pumilionis#mediaviewer/File:Chlorops_pumilionis.jpg.

Mała muchówka, jasnożółta z charakterystyczną trójkątną czarną plamką na głowie. Larwy zimują w pędach roślin jednoliściennych u podstawy szyjki korzeniowej. Wylot muchówek po przepoczwarzeniu odbywa się od maja do czerwca. Samice składają jaja wzdłuż nerwów liścia flagowego. Larwy wgryzają się pod pochwę liściową i żerują w tworzącym się kłosie i dokłosiu [Ciepielewska i in. 2001]. Objawy żerowania są widoczne dopiero w fazie kłoszenia. Zaatakowana część źdźbła nie rośnie, dokłosie ulega redukcji, a kłos bardzo często pozostaje w pochwie liściowej. Drugie pokolenie tego gatunku uszkadza wcześnie zasiane oziminy, niszczone są pędy u podstawy. Wcześnie zasiana pszenica ozima może być silniej uszkadzana, w porównaniu do tej posianej w późniejszym terminie agrotechnicznym [Häni i in. 1998, Mrówczyński i in. 2005].

Żółwinek zbożowy (*Eurygaster maura* L.)
Rząd: *Hemiptera* - Pluskwiaki
Rodzina: *Scutelleridae* - Tarczówkowate
Gatunek: *Eurygaster maura* L. – Żółwinek zbożowy.

Fot. 13. Żółwinek zbożowy (*Eurygaster maura* L.), Źródło: http://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/1/1d/Eurygaster_maura01.jpg.

Owad wielkości około 10 mm, o trapezowatym kształcie ciała z trójkątną głową zakończoną kłująco-ssącym aparatem gębowym [Bunalski i Nowacki 1996]. Owady dorosłe są barwy szarobrązowej z czarnymi plamkami, nogi żółtoróżowe. Larwy początkowo są koloru jasnozielonego następnie szarobrunatne [Mrówczyński i in. 2007]. Zimują owady dorosłe zagrzebane w glebie lub w resztkach pożniwnych. W ciągu roku pojawia się jedno pokolenie. Na plantacjach zbóż pojawia się od połowy kwietnia. Wiosną chętnie zasiedlają pszenicę, żyto ozime i uszkadzając roślinę powodują wykształcenie dodatkowych pędów bocznych, co skutkuje osłabieniem pędu głównego. Żółwinek zbożowy żeruje nakłuwając liście, źdźbła i kłosy z zawiązującymi się ziarniakami prowadząc również do bielenia kłosów i pogorszenia wartości wypiekowej mąki. Pluskwiaki te nakłuwając ziarniaki wydzielają enzymy rozkładające gluten [Boczek 2001, Ciepielewska i in. 2001].

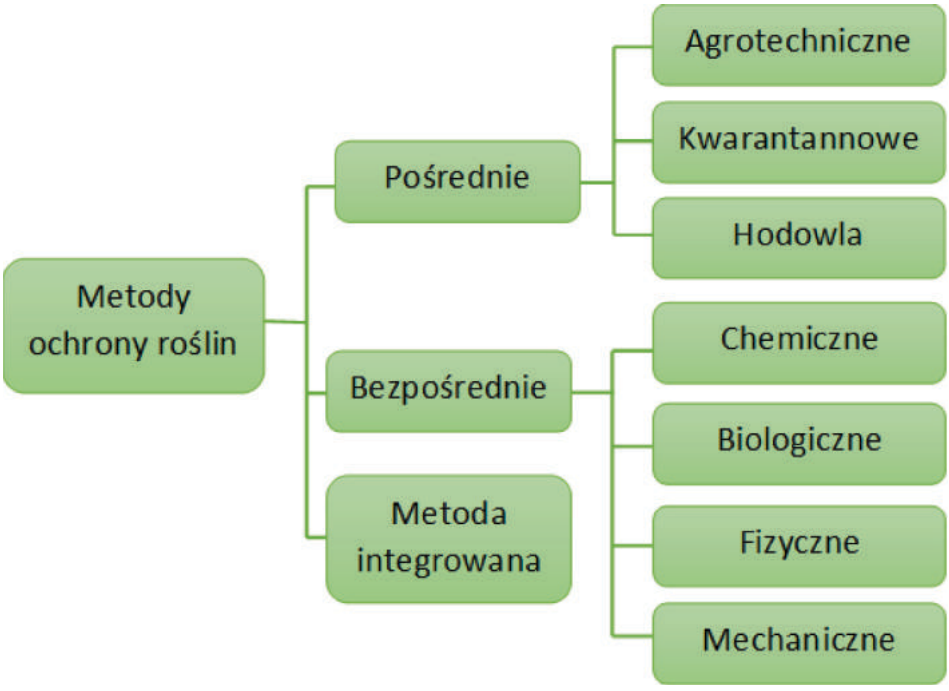
Skoczek sześciorek (*Macrosteles laevis* Rib.)
Rząd: *Hemiptera* - Pluskwiaki
Rodzina: *Cicadellidae* - Skoczkowate
Gatunek: *Macrosteles laevis Rib.* – Skoczek sześciorek

Fot. 14. Skoczek sześciozębny (Macrosteles laevis Rib.) Źródło:http://www.alfachem.com ua/ahroportal/harmful_objects/pests_cereals/macrosteles_laevis_rib/.

Pluskwiak o długości około 4 mm, barwy żółto-zielonej lub brązowej z 6 czarnymi plamkami na głowie. Larwy, w porównaniu do osobników dorosłych są nieuskrzydlone. Jaja zimują w tkankach zbóż i traw. Larwy pojawiają się w maju, czerwcu. W ciągu roku rozwijają się dwa lub trzy pokolenia. Żerowanie postaci dorosłych i larw powoduje żółkniecie i częściowe zasychanie blaszek liściowych. Na liściach można zaobserwować małe plamki, z czasem żółknące i czerwieniejące. Zamieranie roślin początkowo występuje na brzegu pola i szkodnik ten uszkadzając kolejne rośliny, przemieszcza się w głąb plantacji. Obecność na plantacji tego gatunku jest spowodowana również dobrymi warunkami pogodowymi. Występowaniu sprzyja ciepła, słoneczna pogoda i brak opadów. Straty są znaczne, a szczególnie na glebach lekkich, gdzie niedobór wody uniemożliwia roślinom wydanie nowych pędów. Skoczki przenoszą niektóre wirusy (wirus żółtej karłowatości cebuli, wirus karłowatości owsa), co zwiększa ich szkodliwość [Babilas i in. 1991; Ciepielewska i in. 2001; Mrówczyński i in. 2005].

2.3. METODY OCHRONY ROŚLIN

W najbliższym czasie wraz ze wzrostem populacji ludzi, koniecznym stanie się zwiększenie efektywności produkcji rolniczej. Główny problem w produkcji roślinnej są duże straty powodowane przez agrofagi. Naprzeciw temu wychodzi współczesna ochrona roślin, która stanowi klucz do rozwiązania kwestii strat plonów powodowanych przez szkodniki. Często zdarza się, że rośliny nie są atakowane przez jednego agrofaga, lecz przez całe ich kompleksy (patogeny, owady, nicienie, chwasty), które konkurują o zdobycie pokarmu [Kranz 2005]. W skali światowej wśród roślin uprawnych w zależności od rejonu i uprawianego gatunku straty wahają się od 25% do 80%. Przykładowo w roku 2006 straty w uprawie pszenicy wyniosły od 25% do 30% [Oerke 2006]. Wśród agrofagów największy negatywny wpływ na roślinę wywierają chwasty (34%), następnie patogeny (18%) i owady (16%). Biorąc pod uwagę ochronę roślin, najwyższą skutecznością cechuje się zwalczanie chwastów (68%), następnie owadów (39%) i patogenów (32%) [Oerke i Dehne 2004]. W skali światowej około 35,8 miliona hektarów głównych upraw rolniczych narażonych jest szczególnie na zachwaszczenie, co w istocie prowadzi do straty plonów rzędu 16,5% [Zhang 2003].



Ryc. 6. Schemat obrazujący podział metod ochrony roślin.

Kwarantanna jest jednym z najważniejszych i najczęściej stosowanych zabiegów w ochronie roślin [Dankowska 2006]. Według Międzynarodowej Konwencji Ochrony Roślin organizmem kwarantannowym jest każdy agrofag o potencjalnym znaczeniu gospodarczym dla zagrożonego kraju, w którym jeszcze nie występuje lub występuje sporadycznie i jest zwalczany z urzędu [FAO 1979]. Europejska i Śródziemnomorska Organizacja Ochrony Roślin (EPPO) odpowiedzialna jest za tworzenie i aktualizowanie listy agrofagów, która dzieli się na część A1 (lista obejmująca gatunki agrofagów nie występujące w rejonie EPPO) oraz listę A2 obejmującą agrofagi występujące w niektórych państwach członkowskich. Państwa członkowskie zobowiązane są do podejmowania kroków przeciwko agrofagom z listy A1, natomiast nie są zobowiązane do przeciwdziałania agrofagom z listy A2 jeżeli w ich ocenie nie stanowią zagrożenia [EPPO 1988]. W Polsce organem odpowiedzialnym za egzekwowanie przepisów międzynarodowych jest Państwowa Inspekcja Ochrony Roślin i Nasiennictwa, nadzorująca wszystkie rośliny, przetwory roślinne w stanie surowym, ich opakowania oraz środki transportowe przekraczające granice kraju [Lipa i Zych 1994]. W Polsce obecnie obowiązuje lista organizmów kwarantannowych opublikowana w Rozporządzeniu Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 21 lutego 2008r. w sprawie zapobiegania wprowadzaniu i rozprzestrzenianiu się organizmów kwarantannowych [Rozporządzenie Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi Dz. U. nr 46, poz. 272].

Do pośrednich metod ochrony roślin zalicza się również metoda agrotechniczna i higieniczna. Stosowanie elementów i zabiegów agrotechnicznych takich jak zmianowanie, odpowiednia uprawa roli, nawożenie, prawidłowe zaprawianie ziarna przed siewem, odpowiedni termin siewu i zbioru oraz odpowiednie przechowywanie płodów rolnych, zmniejszają straty plonów. Korzystne warunki agrotechniczne dla roślin uprawnych mogą mieć negatywny wpływ na potencjalne agrofagi. Przykładowo zwiększenie gęstości wysiewu nasion pszenicy z 300 do 500 i 600 ziarniaków na $1m^2$ w znaczącym stopniu redukuje ilość suchej masy chwastów [Haliniarz 2010, Buczek i in. 2012]. W przypadku lokalizacji plantacji roślin zbożowych, podstawową ideą przestrzegania dobrych zasad agrotechniki jest stosowanie izolacji przestrzennej i czasowej. Metody te w dużej mierze opierają się na rolnictwie zrównoważonym z całą dbałością o środowisko naturalne i traktującą gospodarstwo rolne nie tylko, jako przedsiębiorstwo produkcyjne lecz jako część otaczającego go ekosystemu [Duer i in. 2004].

Duża intensyfikacja produkcji roślin zbożowych skłania hodowców do tworzenia coraz to nowych odmian nadających się do zbioru mechanicznego. Odmiany takie cechują się krótkim źdźbłem, wysokim współczynnikiem krzewienia oraz dużą odpornością na wyleganie przy większym zagęszczeniu łanu. Kolejnym kierunkiem hodowli jest hodowla odpornościowa mająca na celu stworzenie odmian odpornych na patogeny, a nawet na niektóre szkodliwe owady i nicienie [Kochman i Węgorek 1997].

Mechaniczne metody zwalczania chorób i szkodników są z reguły proste i tracą obecnie na znaczeniu, stanowią nadal korzystne uzupełnienie chemicznych metod, a czasami stanowią jedyną alternatywę zwalczania szkodników. Wśród tych metod wyróżnić można ręczne zbieranie i niszczenie szkodników, stosowanie różnego rodzaju zapór przeciwko dostawianiu się szkodników do upraw, stosowanie różnego rodzaju pułapek i przynęt, a także niszczenie żywicieli pośrednich szkodników [Kochman i Węgorek 1997].

2.3.1. CHEMICZNA METODA OCHRONY ROŚLIN

Współczesna ochrona roślin na świecie zdominowana jest przez chemiczne środki ochrony roślin. Nowoczesne związki są najczęściej stosowanymi środkami ochrony roślin ze względu na wysoką efektywność z jednocześnie niewielkim wpływem na plon roślin. Dają one również rolnikom pełną swobodę doboru środków oraz terminu stosowania [Coble 1995]. Jednak ciągle wzrastające zużycie środków ochrony roślin przez wiele lat spowodowało wzrost odporności szkodników. Stosowanie preparatów zawierających związki szkodliwe dla ludzi, zwierząt i środowiska wraz z podniesieniem świadomości społecznej powodują, że konsumenci wywierają nacisk na producentów żywności, co ma na celu ograniczenie stosowania syntetycznych środków ochrony roślin [Matteson 1995]. Stosowane środki chemiczne są często zawodne i również mogą stwarzać nowe zagrożenia związane z uaktywnieniem nieznanych wcześniej ze swojej szkodliwości organizmów. Szkodniki nie miejące niegdyś znaczenia gospodarczego, zaczynają coraz częściej zagrażać uprawom [Matteson 1995]. W wyniku stosowania środków ochrony roślin populacje niektórych organizmów niepożądanych są redukowane, przez co zmniejsza się ich konkurencyjność względem innych organizmów, które mogą stać się groźniejszymi szkodnikami [Zhang 1996]. Stosowanie więc wyłącznie związków chemicznych z wielu względów przynosi negatywne skutki. Metoda ta pomimo swoich zalet ma również wady. Między innymi drogą selekcji tworzą się odporne biotypy, które sprawiają duże kłopoty przy zwalczaniu [Boczek 1996]. Środki te mogą w znaczącym stopniu wpływać na zmianę metabolizmu roślin, zanieczyszczać środowisko, często niszcząc naturalnych wrogów szkodliwych organizmów [Boczek 1996, Zwerger 1996] lub powodować zanieczyszczenie gleby oraz wód powierzchniowych i gruntowych [Hurle 1996].

Zjawisko uodparniania się szkodników na stosowane substancje czynne spotykane jest na całym świecie w szczególności w tych krajach, gdzie zużywa się ich najwięcej. Dzieje się tak często w skutek wieloletniego stosowania środków zawierających identyczne substancje czynne na tych samych obszarach upraw rolniczych [Moss i Rubin 1993]. Do substancji na które uodporniło się wiele gatunków owadów zaliczyć można np. endotoksyny Bt (*Bacillus thuringiensis* Berliner), czy perytroidy [Bi i Toscano 2007, Reyes i in. 2007, Raymond i in. 2007, Razaq i in. 2007]. Stosowanie disulfotonu czyli endotoksyn Bt przeciwko skrzypionce zbożowej stało się mało efektywne [Buntin i in. 2004].

Negatywne nastawienie społeczeństwa przeciwko masowemu, często nieprzemyślanemu stosowaniu środków ochrony roślin w rolnictwie, dało możliwość rozwoju metodom alternatywnym. Spowodowało to zwrócenie uwagi naukowców na biologię i ekologię agrofagów w celu zmniejszenia do minimum stosowania środków negatywnie wpływających na stan środowiska. Biologiczne metody ochrony roślin mogą stanowić długoterminową alternatywę w przeciwdziałaniu rozwijania się agrofagów [Reinhardt 2000]. Jednym z priorytetów Unii Europejskiej w sektorze rolniczym jest zmniejszenie ilości stosowanych chemicznych środków ochrony roślin na rzecz alternatywnych metod ochrony roślin, celem pogłębienia dbałości o środowisko.

2.4. MECHANIZMY OBRONNE ROŚLIN

Rośliny pod względem budowy nie są zdolne do ucieczki, jednak nie są biernymi ofiarami ataków roślinożerców, gdyż są w stanie syntetyzować cały szereg specyficznych związków chemicznych służących do ich obrony [Rasmann i in. 2005, Van Tol i in. 2007].

W okresie wegetacji rośliny narażone są na szereg niekorzystnych oddziaływań między innymi ataki roślinożernych owadów, mikroorganizmów, uszkodzenia mechaniczne itp. W efekcie rośliny są w stanie wysyłać sygnały chemiczne do roślinożerców i wrogów naturalnych szkodników, które je zaatakowały [Agrawal i in. 1999, Cardoza i in. 2002, Cardoza i in. 2003, De Moraes i in. 2001, Karban i Baldwin 1997]. Niektóre wydzielane przez roślinę lotne związki organiczne mają repelentne (odstraszające) działanie względem agrofagów [Cardoza i in. 2003; De Moraes i in. 2001]. Przeprowadzone analizy biochemiczne wykazały, że często zwiększona ilość wydzielanych związków takich jak ocimen, farnezen czy salicylan metylu powoduje przywabianie owadów [Agrawal i in. 2002]. Badania wykonane przez Farag i Paré (2002) dowodzą, że komponenty C_6 są bezpośrednimi indukatorami lotnych związków organicznych. Zrozumienie sygnałów wysyłanych przez roślinę w wyniki zagrożenia może spowodować wzrost efektywności repelentnego działania na szkodnika, czy przywabiającego działania względem wrogów naturalnych szkodników [De Moraes i in. 1998, Kessler i Baldwin 2001, Reddy i Guerrero 2004, Thaler 1999]. Pomimo szeregu badań przeprowadzonych nad ich funkcjonowaniem w naturalnych systemach obronnych roślin, ich mechanizmy nie są jeszcze dokładnie poznane [Farag i Paré 2002, Sivasankar i in. 2000].

2.4.1. LOTNE ZWIĄZKI ORGANICZNE (LZO)

Lotne związki organiczne (LZO) z ang. Volatile Organic Compounds (VOCs), są to wtórne metabolity roślin, syntetyzowane na drodze pięciu szlaków metabolizmu wtórnego [Maffei 2010]. Badania dotyczące uwalnianych przez rośliny LZO są stosunkowo nowe. Pierwsze doniesienia o zidentyfikowaniu roślinnych LZO pochodzą z końca ubiegłego wieku z USA i Holandii [Dicke i in. 1990, Turlings i in. 1990]. LZO mogą pełnić rolę repelentów, atraktantów i komunikatorów chemicznych. Wiele badań dowodzi, że rośliny na drodze chemicznych sygnałów są w stanie komunikować się zarówno między sobą, jak i innymi żywymi organizmami [Engelberth i in. 2004]. Zrozumienie relacji między LZO względem drapieżników może dostarczyć informacji do stworzenia technologii bazującej na tych związkach, w celu wzmożenia efektywności biologicznej metody ochrony roślin [Martel i in. 2005, Zhu i in. 2005]. Mechanizmy obronne zawierają zarówno chemiczne, jak i fizyczne czynniki wpływające na zachowanie się roślinożercy [Deng i in. 2004, Deng, i in. 2005] lub rozwoju patogenów [Farag i Paré 2002], aby stawić opór uszkodzeniom i stresom jakim poddawane są rośliny [Birkett i in. 2000]. Zapachy często wydzielane przez rośliny podczas ataków roślinożerców wykorzystywane są przez parazytoidy do lokalizacji gospodarza. Z reguły uszkodzenie roślin ma swoje odzwierciedlenie w zwiększonym wydzielaniu lotnych związków organicznych zielonego liścia, podczas gdy terpeny i seskwiterpeny wydzielane przez rośliny są specyficzne, jako reakcja na określony gatunek roślinożercy, a nawet sposób żerowania [Hoballah i Turlings 2005].

Rośliny nie tylko w przypadku ataku roślinożerców, ale i też uszkodzeń mechanicznych mogą wydzielać LZO, czego przykładem może być aromatyczna roślina *Minthostachys mollis*, która w wyniku uszkodzenia wydziela monoterpeny takie, jak pulegon i menton [Banchio i in. 2004]. Szacuje się, że przynajmniej 12 rodzin roślin w odpowiedzi na żerowanie owadów wydziela LZO [Dicke 1999, Neveu i in. 2002, Shiojiri i in. 2000]. W wyniku uszkodzenia wydzielane są głównie monoterpeny i seskwiterpeny. Związki te odpowiedzialne są za charakterystyczny zapach kwiatów, owoców czy olejków roślinnych, ale są też składnikiem wielu mieszanek przywabiających wrogów naturalnych [Paré i Tumlinson 1999]. Wiele monoterpenów i seskwiterpenów uwalnianych jest w wyniku specyficznych uszkodzeń powodowanych przez szkodnika [Turlings i in. 2000]. Wiele badań dowodzi że wrogowie naturalni szkodników są przywabiani poprzez LZO do roślin zaatakowanych przez szkodniki i w ten sposób przyczyniają się do zmniejszenia populacji agrofagów [Hilker i in. 2002, Hountondji i in. 2005, Paschold i in. 2006, Rasmann i in. 2005, Scascighini i in. 2005, Schnee i in. 2006, Turlings i in. 1990, Turlings i in. 2002]. LZO nazywane są sygnałami indukowanymi żerowaniem, ale określane są także jako pośrednie mechanizmy obronne [Vet i Dicke 1992]. Natomiast fizjologiczne zmiany zachodzące w roślinach będące następstwem uszkodzeń lub stresu,

określane są jako indukowane mechanizmy obronne [Mattiacci i in. 2001]. Chemiczne mechanizmy obronne skierowane przeciwko roślinożercy, definiuje się jako bezpośrednie oddziaływanie w przypadku, gdy są związane z produkcją i wydzielaniem toksyn, oraz jako działanie pośrednie wzmagając efektywność działania wrogów naturalnych [Dicke 1999].

Jednym z najlepiej poznanych komponentów indukowanych i wydzielanych w wyniku żerowania owadów jest (Z)-jasmon [Yan i Wang 2006]. W wyniku badań prowadzonych na pszenicy udowodniono że rośliny spryskiwane tym związkiem były mniej podatne na ataki mszycy zbożowej [Bruce i in. 2003]. Inne badania udowodniły że fasola spryskiwania tym związkiem przywabiała zdecydowanie więcej parazytoidów. Ponadto związek ten występuje, jako komponent mieszanek LZO wydzielanych przez kwiaty lub przez uszkodzone tkanki roślinne [Birkett i in. 2000]. (Z)-jasmon jest ponadto wykorzystywany, jako sygnał alarmowy dla sąsiednich nieuszkodzonych roślin w celu przygotowania linii obrony [Chamberlain i in. 2000, Pickett i Poppy 2001]. Dodatek tego związku do powietrza może powodować u nieuszkodzonych roślin produkcję (E)-β-ocimenu (monoterpenu), który wpływa na system obronny roślin zwiększając aktywność parazytoidów. Również kwas jaśminowy powoduje bezpośredni wpływ na system obronny stymulując roślinę do produkcji toksyn oraz antyżywieniowych protein i enzymów [Baldwin 2001].

Rośliny atakowane przez roślinożercę wydzielają szereg LZO nie tylko z miejsc uszkodzonych, a także innych niezaatakowanych części [Goff i Klee 2006]. W wielu przypadkach dzięki wydzielanym przez rośliny sygnałom, organizmy pożyteczne są w stanie rozpoznać miejsce żerowania szkodników [Agrawal 2000]. Czas między uszkodzeniem rośliny a wydzielaniem poszczególnych LZO jest różny w zależności od specyfikacji szlaku biosyntezy związku [Maffei 2010]. Niektóre z pośród tych związków uwalniane są natychmiast po uszkodzeniu np. lotne związki organiczne zielonego liścia, lub dopiero po kilku dniach, jak ma to miejsce w przypadku pozostałych LZO [Hatanaka 1993, Turlings i in. 1998]. Ponadto niektóre LZO są uwalniane jeszcze przez jakiś czas po zakończeniu żerowania owada [Pickett i in. 2003].

Rośliny mogą również selektywnie reagować na ataki roślinożerców i tak np. rośliny tytoniu *Nicotina attenuata* Torr. ex S. Wats w wyniku żerowania *Bemisia tabaci* Gennadius (*Homoptera: Aleyrodidae*) nie indukują pośrednich mechanizmów obronnych. U innych roślin w wyniku ataku roślinożerców następuje wzmożone wydzielanie (Z)-3-hesen-1-olu i linalolu, które w znaczącym stopniu obniżaja płodność, redukując przez to nawet o 90% populację owadów żerujących na roślinie [Kessler i Baldwin 2001]. Przykładowo (Z)-3-heksenyl emitowany przez uszkodzone rośliny tytoniu działa silnie repelentnie względem *Heliothis virescens* Fabricius (*Lepidoptera: Noctuidae*) w wyniku czego samice unikają składania jaj na zaatakowanych roślinach [De Moraes i in. 2001]. Z drugiej strony niektóre związki zielonego liścia emitowane przez kapustę działają, jako atraktanty dla *Trichogramma chilonis* Ishii (*Hymenoptera: Tri-*

chogrammatidae), *Cotesia plutella* Kurdjumov (*Hymenoptera: Braconidae*) i *Chrysoperla carnea Stephens* (*Neuroptera: Chrysopidae*), które są wrogami naturalnymi gąsienic *Plutella xylostella* L. (*Lepidoptera:Plutellidae*) [Reddy i in. 2002].

W roślinach pomidora (E)-2-heksenal zapoczątkowuje lokalną i systemiczną emisję LZO (Farag i Paré 2002). Natomiast u roślin kukurydzy taką funkcję pełnią (Z)-3-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol i octan (Z)-3-heksenylu, które indukują emisję sekwiterpenów [Engelberth i in. 2004]. Zauważono też, że octan (Z)-3-heksenylu wykazuje działanie przywabiające, parazytoidy takie jak *Microplitis croceios* Cresson [Whitman i Eller 1992], *Aphidius ervi* Haliday [Du i in. 1998] oraz drapieżców *Deraeocoris brevis* Uhler (*Hemiptera*: *Miridae*), *Orius tristicolor* White (*Heteroptera*: *Anthocoridae*) [James 2003].

Strategia bazująca na wykorzystaniu mechanizmów obronnych roślin, może stać się nową przyjazną środowisku alternatywną metodą ochrony roślin. Odpowiednio dostosowane mieszaniny LZO mogłyby być uwalniane w łanach roślin nieposiadających zdolności ich emitowania, zapewniając odpowiednią liczebność wrogów naturalnych i odstraszając potencjalne szkodniki. Dalsze badania nad relacjami między owadem a rośliną oraz wrogami naturalnymi mogą dostarczyć informacji na temat praktycznego zastosowania LZO w ochronie roślin [Degenhardt i in. 2003].

2.5. HIPOTEZA BADAWCZA

Dotychczasowy stan wiedzy pozwala zakładać że:

1. Ilość lotnych związków organicznych produkowanych przez pszenicę jarą odmiany ‘Tybalt’ zmienia się istotnie w wyniku żerowania imagines lednicy zbożowej.
2. Aplikacja syntetycznego indukatora mechanizmu obronnego jakim jest dihydrojasmon aktywuje mechanizmy obronne rośliny poprzez intensywniejsze wydzielanie lotnych związków organicznych.
3. Emitowanie lotnych związków organicznych przez pszenicę jest zmienne i zależy od czasu działania stresu, od czasu, który upłynął od zadziałania czynnika stresogennego, ale również od siły działania tego czynnika.

3. MATERIAŁ I METODY BADAŃ

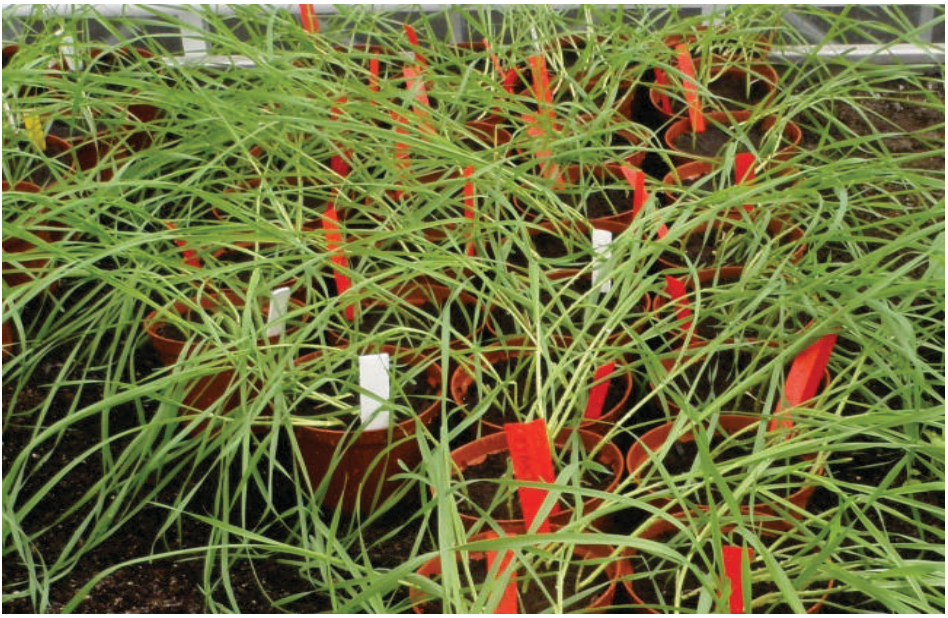
Badania przeprowadzono w latach 2012 - 2014, w Katedrze Entomologii i Fitopatologii Molekularnej Uniwersytetu Technologiczno - Przyrodniczego w Bydgoszczy, w laboratorium oceny jakościowej i ilościowej lotnych związków organicznych uwalnianych przez rośliny w reakcji obronnej na żerowanie owadów. Laboratorium to powstało w wyniku projektu pod nazwą „Realizacja II etapu Regionalnego Centrum Innowacyjności" współ-finansowanego z Europejskiego Funduszu Rozwoju Regionalnego w ramach Regionalnego Programu Operacyjnego Województwa Kujawsko-Pomorskiego na lata 2007-2013. Część analiz wykonano w Katedrze Chemii Środowiska i Bioanalityki Wydziału Chemii Uniwersytetu Mikołaja Kopernika w Toruniu w Centrum Edukacyjno - Badawczym Metod Separacyjnych i Bioanalitycznych (*Biosep*).
W roku 2012 przeprowadzono:
- uprawę laboratoryjną roślin pszenicy jarej odmiana 'Tybalt',
- zbieranie owadów dorosłych lednicy zbożowej (*Aelia acuminata*) z pól i utrzymywanie ich podczas doświadczeń laboratoryjnych,
- ekspozycję roślin na działanie owadów i pobór lotnych związków organicznych (LZO),
- ekspozycję roślin na działanie dihydrojasmonu oraz zbieranie LZO,
- oznaczenie pobranych LZO oraz porównanie uzyskanych wyników przy wykorzystaniu bibliotek komputerowych (Wiley, NIST), a także na podstawie czasów retencji i jonów charakterystycznych (m/z).

W roku 2013 przeprowadzono:
- eksperymenty związane z wpływem syntetycznych LZO na zachowanie owadów dorosłych lednicy zbożowej.

3.1. MATERIAŁ ROŚLINNY

Do badań wykorzystano kwalifikowany i zaprawiony materiał siewny udostępniony przez Przedsiębiorstwo Nasienne „Rolnas" Sp. z o.o. w Bydgoszczy. Wyboru odmiany pszenicy jarej dokonano na podstawie rejestru COBORU z grupy odmian jakościowych o wysokim współczynniku plonowania. Ze względu na dobre parametry oraz popularność wśród rolników wybrano odmianę pszenicy jarej 'Tybalt'. Odmiana ta została wpisana do Krajowego Rejestru Odmian w 2005 roku, jako wysoko plonująca. Gwarantuje ona najwyższy plon w każdych warunkach i przy każdej technologii uprawy. Laboratoryjny siew przeprowadzony został w dwóch terminach kolejno 16 i 23 kwietnia 2012. Do gleby ogrodniczej umieszczonej w plastikowych doniczkach (Ø 12cm) wysiano po 6 ziaren. Następnie doniczki zostały przetransportowane

do szklarni Katedry Genetyki i Biotechnologii Roślin, gdzie przebywały w temperaturze 25^{o}C przy 12 godzinnym oświetleniu



Fot. 15. Pszenica jara odmiana ‘Tybalt’ (autor: S. Sendel).

Fot. 16. Uprawa roślin w laboratorium (autor: S. Sendel).

Po około 3 tygodniach w każdej z doniczek dokonano selekcji roślin pod względem zdrowotności, wielkości i kondycji pozostawiając 4 rośliny w doniczce. W czasie wzrostu rośliny były podlewane, co drugi dzień. Raz w tygodniu stosowano nawóz Florovit do roślin zielonych o składzie przedstawionym w Tab. 1.

Tab. 1. Skład procentowy nawozu Florovit dla roślin zielonych.

Składnik	**Udział w [%]**
(N) azot całkowity	7,0
(N) azot amidowy	6,3
(P_2O_5) rozpuszczalny w H_2O	5,0
(K_2O) rozpuszczalny w H_2O	6,0
(B) bor, rozpuszczalny w H_2O	0,02
(Mo) molibden, rozpuszczalny w H_2O	0,002
(Fe) rozpuszczone w H_2O schelatowane przez EDTA	0,03
(Cu) rozpuszczalna w H_2O, schelatowana przez EDTA	0,008
(Mn) rozpuszczalny w H_2O schelatowany przez EDTA	0,015
(Zn) rozpuszczalny w H_2O schelatowany przez EDTA	0,015

3.2. ZBIÓR I HODOWLA OWADÓW

Dorosłe osobniki lednicy zbożowej (*Aelia acuminata* L.) pobierane były z pól uprawnych pszenicy jarej. Natomiast do testowania zachowania owadów na syntetyczne LZO, zbierano je systematycznie na przestrzeni czerwca – sierpnia 2013. Owady zbierano z powierzchni roślin przy pomocy czerpaka entomologicznego, następnie za pomocą ekshaustora przenoszone były do szklanych słoików. Owady utrzymywano w izolatorach w kontrolowanych warunkach, przy temperaturze i długości dnia odpowiadającej laboratoryjnej uprawie roślin przez cały czas trwania eksperymentu.

Fot. 17. Owady w kolbach stożkowych (autor: S. Sendel).

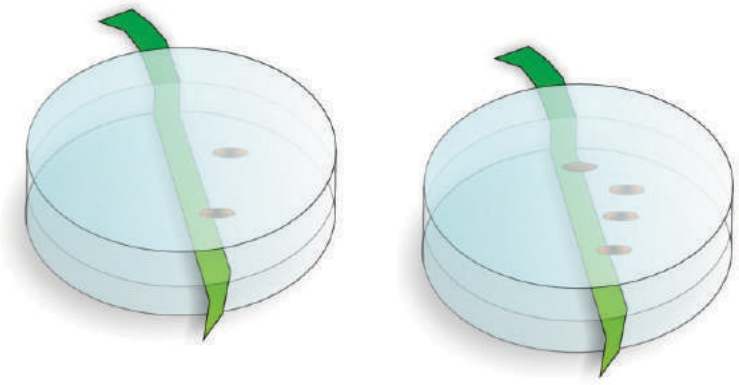
Fot. 18. Hodowla owadów w izolatorach podzielone pod względem płci (autor: S. Sendel**).**

3.3. USZKADZANIE ROŚLIN PRZEZ SZKODNIKI

Rośliny pszenicy jarej będące w fazie 32 (BBCH - skala wykorzystywana w państwach UE do identyfikacji fitofenologicznych faz roślin uprawnych) zostały poddane żerowaniu imagines lednicy zbożowej. Po upływie 6 tygodni rośliny znajdowały się w fazie 32 (BBCH), co dało możliwość rozpoczęcia ekspozycji na działanie agrofaga. Na szalkach Petriego umieszczono liście badanych roślin oraz w zależności od wariantu jedną lub dwie pary owadów (gdzie para oznacza jednego samca i jedną samicę) których okres żerowania wynosił odpowiednio 48h i 72h. Po zakończeniu ekspozycji 48 h i 72h owady usunięto z roślin i pobierano LZO w trzech kombinacjach; tj. po 24h, 48h i 72h (Tab. 2).

Tab. 2. Tabelaryczny układ doświadczenia wpływu żerowania owadów na wydzielanie LZO.

<table>
<tr><th>Czas ekspozycji roślin na działanie owada</th><th>Czas, po którym zbierano LZO</th><th>1 para owadów</th><th>2 pary owadów</th><th>Razem dla czasu ekspozycji na działanie owada</th><th>Razem dla czasu, po którym zbierano LZO</th></tr>
<tr><td rowspan="3">48h</td><td>24h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td rowspan="3">48 roślin
12 doniczek</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td>48h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td>72h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td rowspan="3">72h</td><td>24h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td rowspan="3">48 roślin
12 doniczek</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td>48h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td>72h</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>8 roślin
2 doniczki</td><td>16 roślin
4 doniczki</td></tr>
<tr><td>Kontrola</td><td></td><td colspan="2">24 rośliny
6 doniczek</td><td rowspan="2">Razem materiał roślinny użyty w doświadczeniu</td><td rowspan="2">120 roślin
30 doniczek</td></tr>
<tr><td colspan="2">Razem:</td><td>48 roślin
12 doniczek</td><td>48 roślin
12 doniczek</td></tr>
</table>



Ryc. 7. Schemat obrazujący sposób ekspozycji roślin pszenicy na działanie owada (autor S. Sendel).

3.4. DZIAŁANIE DIHYDROJASMONU NA WYDZIELANIE LZO PRZEZ ROŚLINY PSZENICY JAREJ

Związek ten (95% czystości) został rozcieńczony heksanem do uzyskania następujących stężeń: 50 ng, 5 000 ng i 500 000 ng w 50 µl roztworu. Tak sporządzone roztwory aplikowane były w ilości 50 µl na bibułę filtracyjną umieszczoną w plastikowej tubie (z ang. „microcentrifuge tube"). W celu zapewnienia możliwości stałego ulatniania się LZO w wieczku plastikowej tuby wykonana została dziurka igłą iniekcyjną o średnicy 0,5mm. W zależności od wariantu rośliny poddawane były działaniu dihydrojasmonu przez 1h i 3h, przy czym dla wariantu 3h co godzinę aplikowano nową dawkę badanego roztworu w ilości 50 µl (tab.3). Pobór LZO każdorazowo był przeprowadzany od razu po zakończeniu ekspozycji roślin na działanie dihydrojasmonu.

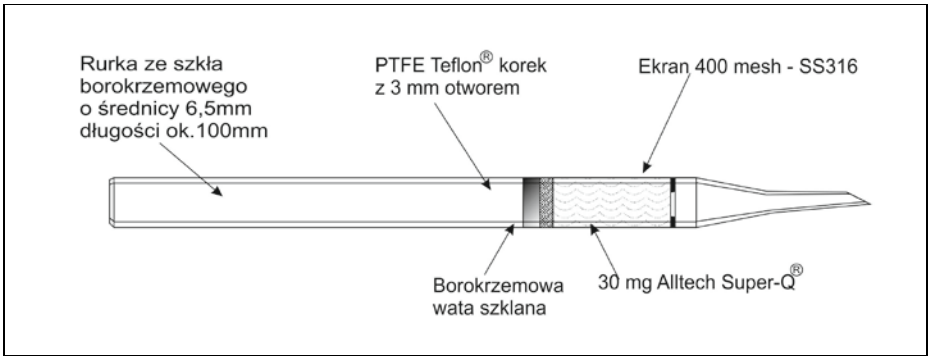
Tab. 3. Tabelaryczny układ stosowania dihydrojasmonu i pobierania LZO.

Stężenie dihydrojasmonu w ng/50µl	Czas ekspozycji na dihydrojasmon	Ilość roślin poddanych działaniu danego stężenia dihydrojasmonu	Razem dla stężenia dihydrojasmonu
50	**1h**	8 roślin 2 doniczki	24 rośliny 6 doniczki
	3h	8 roślin 2 doniczki	
5000	**1h**	8 roślin 2 doniczki	
	3h	8 roślin 2 doniczki	24 rośliny 6 doniczki
500000	**1h**	8 roślin 2 doniczki	
	3h	8 roślin 2 doniczki	
Kontrola	8 roślin 2 doniczki		8 roślin 2 doniczki
Razem:			56 roślin 14 doniczek

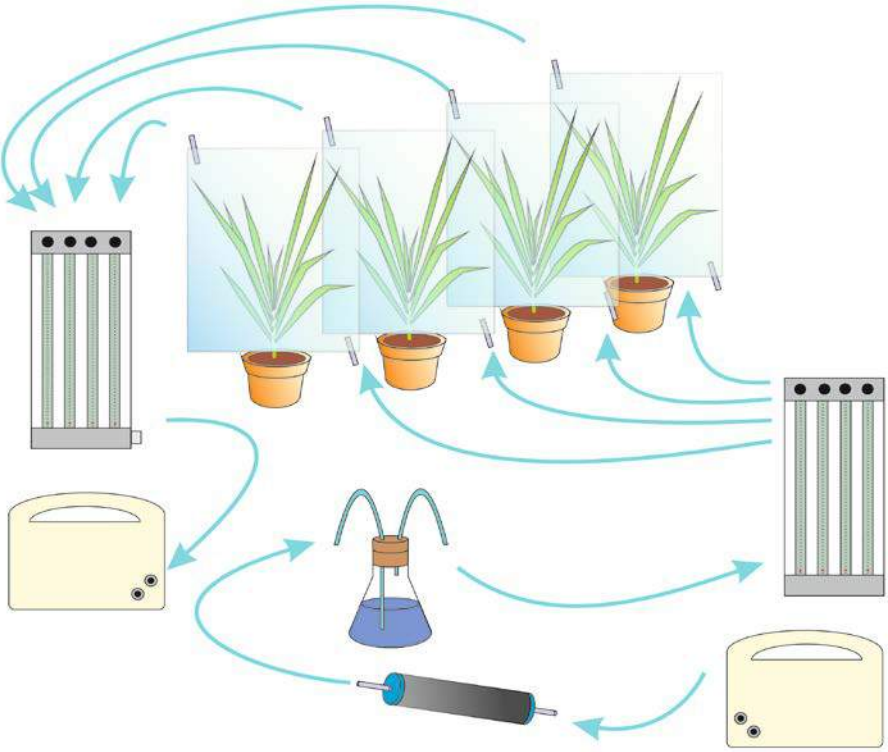
3.5. ZBIERANIE LZO

Do zbierania LZO wykorzystano aparaturę złożoną z podzespołów Fisher Scientific Biblock, VWA Supplier Partnership for Costumer Solution, ETS Charles feres, Inc. Alltech Associates.

Rośliny pszenicy jarej były umieszczone pojedynczo w foliowych rękawach Nalophan (worki wolne od zapachu; wykonane z plastikowej cienkiej warstwy odpornej na temperatury w przedziale – 60 ^{o}C do + 220^{o} C). Aparatura ta pozwalała pobierać LZO w tym samym czasie z 4 roślin. LZO zbierane były do tzw. „Super-Q traps" szklane rurki o średnicy zewnętrznej 6,35 mm i długości 76 mm wyprodukowane przez Analytical Research System, Inc., Gainesville, Floryda, USA. Każda szklana rurka „Super-Q" zawierała 30 mg absorbentu produkcji Altech Associates, Inc., Deerfield, Illinois, USA. Każda z 4 szklanych rurek była połączona z jednej strony z rękawem zawierającym roślinę, a z drugiej z giętkimi rurkami zwanymi 'Tygon', podpiętymi za pośrednictwem przepływomierza powietrza do pompy ssącej.



Ryc. 8. Schemat budowy Super Q-Traps; (autor S. Sendel).



Ryc. 9. Schemat instalacji służącej do pobierania LZO (autor: S. Sendel).

Oczyszczone i nawilżone powietrze dostarczane było za pośrednictwem tygonów od dolnej strony rękawa w ilości 1,0 $l \cdot min^{-1}$. W celu uniknięcia zasysania obcych zapachów z poza układu pompa ssąca zasysała o 20% mniej powietrza w ilości 0,8 $l \cdot min^{-1}$. Czas pobierania związków wynosił 2 h.

3.6. ANALIZA CHROMATOGRAFICZNA LZO

Przy pomocy heksanu (225 ml) ekstrahowano z „Super-Q" LZO do fiolek o pojemności 1 ml, zawierających szklany wkład „insert" (cienkościenna rurka). Następnie fiolki były szczelnie zakręcone w celu uniknięcia ulatniania się LZO. Tak przygotowane próby przechowywano w lodówce. Do prób, celem dokonania oceny ilościowej (tzw. Internal standard) dodano 7ng dekanu. LZO były analizowane przy użyciu chromatografu gazowego (GC Perkin Elmer Auto System XL z kolumną 30-m DB-5MS). W doświadczeniu przyjęto schemat, który zakładał wzrost temperatury od 40 ^{o}C do 250 ^{o}C (początkowo 2 minuty w 40 ^{o}C, następnie wzrost o 5 ^{o}C co 1 minutę do 200 ^{o}C). Analiza trwała 44 minuty. Oznaczone próby LZO scharakteryzowane zostały przy wykorzystaniu bibliotek komputerowych (Wiley, NIST), a także potwierdzone na podstawie czasów retencji i jonów charakterystycznych (m/z) widm spektralnych zakupionych w Sigma-Aldrich.

Fot. 19. Chromatograf gazowy ze spektometrią mas (GC-MS, Perkin Elmer), źródło: http:// labx.com 3329.jpg).

3.7. SYNTETYCZNE LZO

W celu prowadzenia dalszych badań z wykorzystaniem oznaczonych LZO konieczne było zakupienie ich syntetycznych odpowiedników.

Czystość związków (oprócz (Z)-3-HAL i (Z)-OCI) wynosiła ~ 98 %. Część syntetycznych LZO wykorzystano z zasobów Katedry Entomologii i Fitopatologii Molekularnej Uniwersytetu Technologiczno-Przyrodniczego w Bydgoszczy. Były to następujące związki: (Z)-3-heksenal = (Z)-3-HAL (50 % (Z)-3-HAL + 50 % triacetinu), (E)-2-heksenal = (E)-2-HAL, (Z)-3-heksen-1-ol = (Z)-3-HOL, (E)-2-heksen-1-ol = (E)-2-HOL, octan (Z)-3-heksen-1-ylu = (Z)-3-HAC oraz octan 1-heksylu = 1-HAC. Wymienione wyżej związki są określane mianem lotnych związków organicznych zielonego liścia. Pozostałe LZO potrzebne do doświadczeń zakupiono w Sigma-Aldrich (Francja) i Fluka-Buchs (Szwajcaria). Były to następujące związki: 4-heptanon = 4-HEP, β-pinen = β-PIN, β-myrcen = β-MYR, (Z)-ocimen = (Z)-OCI (70% (Z)-OCI + 25% (R)-(+) limonenu), linalol = LIN, tlenek linalolu = LOX, octan benzylu = BAC, salicylan metylu = MAT, indol = IND, β-kariofilen = β-CAR, 6,10-dimetylo-5,9-undekadien-2-on = 5,9-UND, (E)-β-farnezen = (E)-β-FAR oraz pentadekan = PEN. Badaniu poddano także obydwa stabilizatory (triacetin i limonen).

3.8. MIESZANINY SYNTETYCZNYCH LZO

Materiał wyjściowy do sporządzenia mieszanin stanowiły wyniki analizy chromatograficznej wcześniej zebranych próbek. Na podstawie analizy wyników, wybrane zostały te poziomy czynników, które powodowały największe wydzielanie LZO. Kierując się tym kryterium wybrano wartości liczbowe uzyskane w wyniku żerowania 2 par owadów, gdyż generowały one zdecydowanie wyższą produkcję LZO.

W przypadku lotnych związków organicznych zielonego liścia najwyższe wydzielanie tych związków zanotowano dla 48h czasu ekspozycji i poboru związku po 24h od zakończenia żerowania.

W celu uzyskania I mieszaniny wzorcowej zmieszano następujące ilości związków aby 50 µl zawierało następująco: 554 000 ng (Z)-3-HAL, 46 000 ng (E)-2-HAL, 133 000 ng (Z)-3-HOL, 17 000 ng (E)-2-HOL, 572 000 ng (Z)-3-HAC i 13 000 ng 1-HAC. Następnie mieszaninę związków rozcieńczono tak, aż uzyskano liczę 4, 3 i 2-cyfrową:

1. 5540 ng (Z)-3-HAL, 460 ng (E)-2-HAL, 1330 ng (Z)-3-HOL, 170 ng (E)-2-HOL, 5720 ng (Z)-3-HAC i 130 ng 1-HAC w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych,
2. 554 ng (Z)-3-HAL, 46,0 ng (E)-2-HAL, 133 ng (Z)-3-HOL, 17,0 ng (E)-2-HOL, 572 ng (Z)-3-HAC i 13,0 ng 1-HAC w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych,

3. 55,4 ng (Z)-3-HAL, 4,6 ng (E)-2-HAL, 13,3 ng (Z)-3-HOL, 1,7 ng (E)-2-HOL, 57,2 ng (Z)-3-HAC i 1,3 ng 1-HAC w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych.

Tab. 4. Średnie ilości dla poszczególnych lotnych związków organicznych zielonego liścia uzyskane w wyniku ekspozycji na owady przez 48h i czasie zbierania po 24h.

Lotne związki organiczne z zielonego liścia	Średnia ilość
(Z)-3-HAL – (Z)-3-heksenal	553,6 ng/h
(E)-2-HAL – (E)-2-heksenal	45,8 ng/h
(Z)-3-HOL – (Z)-3-heksen-1-ol	129,4 ng/h
(E)-2-HOL – (E)-2-heksen-1-ol	17,4 ng/h
(Z)-3-HAC – octan (Z)-3-hekson-1-yl	572,3 ng/h
1-HAC – octan 1-heksylu	13,4 ng/h
Razem	1331,9 ng/h

W przypadku pozostałych LZO najwyższe wydzielanie zanotowano dla 72h czasu ekspozycji i poboru związków po 48h i 72h od zakończenia żerowania owadów.

W celu uzyskania II mieszaniny wzorcowej zmieszano następujące ilości związków aby 50 µl zawierało następująco: 437 000 ng (Z)-OCI, 834 000 ng LIN, 614 000 ng BAC, 519 000 ng MAT, 527 000 ng β-CAR i 592 000 ng (E)-β-FAR w 50 µl.

Mieszaninę związków rozcieńczono tak, aż uzyskano liczę 4, 3 i 2-cyfrową:

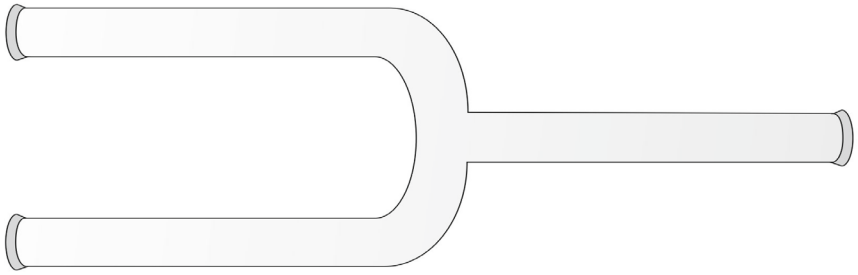
1. 4370 ng (Z)-OCI, 8340 ng LIN, 6140 ng BAC, 5190 ng MAT, 5270 ng β-CAR i 5920 ng (E)-β-FAR w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych,
2. 437 ng (Z)-OCI, 834 ng LIN, 614 ng BAC, 519 ng MAT, 527 ng β-CAR i 592 ng (E)-β-FAR w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych,
3. 43,7 ng (Z)-OCI, 83,4 ng LIN, 61,4 ng BAC, 51,9 ng MAT, 52,7 ng β-CAR i 59,2 ng (E)-β-FAR w 50 µl roztworu, które to 50 µl było wstrzykiwane na bibułę filtracyjną w badaniach olfaktometrycznych.

Tab. 5. Średnie ilości poszczególnych LZO uzyskanych w wyniku ekspozycji na owady przez 72h i czasie zbierania po 48h i 72h.

Pozostałe LZO	Średnia ilość
(Z)-OCI - (Z)-ocimen	436,8 ng/h
LIN – linalol	834,1 ng/h
BAC – octan benzylu	614,6 ng/h
MAT – salicylan metylu	519,4 ng/h
β-CAR – β-kariofilen	527,2 ng/*h*
(E)-β-FAR – β-farnezen	592,0 ng/h
Razem:	3524,1 ng/h

3.9. OCENA WPŁYWU DZIAŁANIA MIESZANIN SYNTETYCZNYCH LZO NA ZACHOWANIE DOROSŁYCH OWADÓW

Mieszaniny syntetycznych LZO sporządzone na wcześniejszym etapie w stężeniach ~5000 ng/ 500 µl, ~50 ng / 50 µl oraz ~50 ng/ 50 µl były poddane doświadczeniom określającym ich wpływ na zachowanie dorosłych osobników lednicy zbożowej. Do obserwacji zachowań owadów na zadawane mieszaniny LZO wykorzystano szklany olfaktometr (Y-tuba) o średnicy zewnętrznej 28 mm i długości całkowitej 28 cm, rozgałęziający się na dwa ramiona o długości 20 cm każde. Kąt między rozgałęzieniem dwóch ramion wynosił 120º. Y-tuba była połączona za pomocą rur 'Tygon' z pompą, która dostarczała oczyszczone i nawilżone powietrze, którego strumień regulowany był za pomocą przepływomierza. W jednym z ramion znajdowała się bibuła filtracyjna nasączona testowaną mieszaniną w odpowiednim stężeniu, a w drugim ramieniu bibuła nasączona była heksanem, który stanowił również rozcieńczalnik. Każdorazowo mieszanina o odpowiednim stężeniu jak i rozcieńczalnik nanoszony był na bibuły filtracyjne za pomocą pipety automatycznej w ilości 50 µl. Zachowanie owadów obserwowano przez 5 minut lub test kończono szybciej, gdy owad wybrał jedno z ramion olfaktometru. Po zakończeniu testu, każdorazowo zmieniano bibułę na którą nanoszono nową dawkę w odpowiednim rozcieńczeniu. W badaniach wyboru każdorazowo obserwowano reakcję 20 samców i samic w odniesieniu do stężeń (50, 500 i 5 000 $ng \cdot min^{-1}$) dla obydwu mieszanin.



Ryc. 10. Y-tuba służąca do obserwacji zachowania owadów (autor: S. Sendel).

3.10. ANALIZA STATYSTYCZNA

Doświadczenie składało się z trzech części. W pierwszej części eksperymentu przeprowadzono trój-czynnikową (Czas Ekspozycji , Czas po którym Zbierano Związki, Liczba par Owadów) analizę wariancji (ANOVA) w celu oszacowania wpływu Czasu Ekspozycji, Czas po którym Zbierano Związki i Liczby par Owadów oraz interakcji podwójnych i potrójnej na zmienność cech: Z-3-HAL, E-2-HAL, Z-3-HOL, E-2-HOL, 4-HEP, β-PIN, ß-MYR, Z-3-HAC, 1-HAC, (Z)-OCI, LIN, LOX, BAC, MAT, IND, β-CAR, β-FAR. Test Tukeya został zastosowany do oszacowania różnic pomiędzy wartościami średnimi dla poszczególnych poziomów badanych czynników różnicujących. Współzależność LZO oszacowano na podstawie odpowiednich współczynników korelacji Pearsona.

W drugiej części przeprowadzono dwu-czynnikową (Czas Ekspozycji, Stężenie Dihydrojasmonu) analizę wariancji (ANOVA) w celu oszacowania wpływu czasu ekspozycji i Mikro oraz interakcji Czas Ekspozycji x Stężenie Dihydrojasmonu na zmienność cech: Z-3-HAL, E-2-HAL, Z-3-HOL, E-2-HOL, Z-3-HAC, 1-HAC, (Z)-OCI , LIN, MAT, IND, β-CAR i β-FAR. Test Tukeya został zastosowany do oszacowania różnic pomiędzy wartościami średnimi dla poszczególnych poziomów badanych czynników różnicujących. Współzależność LZO oszacowano na podstawie odpowiednich współczynników korelacji Pearsona.

Wszystkie obliczenia statystyczne przeprowadzona z wykorzystaniem programu Statistica 10.0.

Do obliczeń wyników uzyskanych z olfaktometru zastosowano test χ^2.

$$\chi^2 = \frac{[(Obserwowana_1 - Oczekiwana) - 0{,}5]^2}{Oczekiwana} + \frac{[(Obserwowana_2 - Oczekiwana) - 0{,}5]^2}{Oczekiwana}$$

χ^2 (υ = 1),

gdzie:

χ^2v p = 0,05 = 3,84*, χ^2v p = 0,01 = 6,64**, χ^2v p = 0,001 = 10,83***

4. WYNIKI

4.1. ANALIZA CHROMATOGRAFICZNA

W przeprowadzonych badaniach laboratoryjnych zidentyfikowano w sumie 17 różnych LZO. Związki oznaczano na podstawie czasów retencji i jonów charakterystycznych dla poszczególnych związków (Tab.6).

Tab. 6. Fizykochemiczne parametry oznaczanych związków.

L.p.	Nazwa związku	Wzór sumaryczny	Masa cząsteczkowa	Jon molekularny i jony fragmentacyjne	Czas retencji (min)
1.	(Z)-3-HAL	$C_6H_{10}O$	98	41, 42, 98	5,59
2.	(E)-2-HAL	$C_6H_{10}O$	98	27, 41, 98	8,32
3.	(Z)-3-HOL	$C_6H_{12}O$	100	41, 67, 100	9,02
4.	(E)-2-HOL	$C_6H_{12}O$	100	41, 57, 100	9,16
5.	(Z)-3-HAC	$C_8H_{14}O_2$	142	43, 67, 142	13,45
6.	1-HAC	$C_8H_{16}O_2$	144	43, 56, 144	14,22
7.	4-HEP	$C_7H_{14}O$	114	43,71,114	9,23
8.	β-PIN	$C_{10}H_{16}$	136	41, 93, 136	13,33
9.	β-MYR	$C_{10}H_{16}$	136	41, 93, 136	13,37
10.	(Z)-OCI	$C_{10}H_{16}$	136	41, 93, 136	15,36
11.	LIN	$C_{10}H_{18}O$	154	41, 71, 154	17,35
12.	LOX	$C_{10}H_{18}O_2$	170	43, 59, 170	17,40
13.	BAC	$C_9H_{10}O_2$	150	91, 108, 150	18,20
14.	MAT	$C_8H_8O_3$	152	92, 120, 152	19,22
15.	IND	C_8H_7N	117	90, 117, 117	21,25
16.	β-CAR	$C_{15}H_{24}$	204	93, 133, 204	26,02
17.	(E)-β-FAR	$C_{15}H_{24}$	204	41, 93, 204	26,25

4.1.1. LOTNE ZWIĄZKI ORGANICZNE WYDZIELANE PRZEZ ROŚLINY PSZENICY JAREJ PO ŻEROWANIU OWADÓW

Zbierania lotnych związków organicznych dokonano w 32 fazie BBCH. Związki te były emitowane przez rośliny w sposób powtarzalny i były to następujące komponenty:

- (Z)-3-heksenal = (Z)-3-HAL,
- (E)-2-heksenal = (E)-2-HAL,
- (Z)-3-heksen-1-ol = (Z)-3-HOL,
- (E)-2-heksen-1-ol = (E)-2-HOL,
- β-pinen = β-PIN,
- β-myrcen = β-MYR,
- octan (Z)-3-heksen-1-ylu = (Z)-3-HAC,
- octan-1-heksylu = 1-HAC,
- (Z)-ocimen = (Z)-OCI,
- linalol = LIN,
- tlenek linalolu = LOX,
- octan benzylu = BAC,
- salicylan metylu = MAT,
- indol = IND,
- β-kariofilen = β-CAR,
- (E)-β-farnezen = (E)-β-FAR.
- 4-heptanon = 4-HEP

Rośliny pszenicy poddane zostały żerowaniu jednej i dwóch par owadów przez 48h i 72h, po czym zbierano LZO po 24h, 48h i 72h od zakończenia żerowania. Równocześnie z 8 zdrowych roślin nie eksponowanych na działanie czynnika stresogennego w postaci żerowania imagines lednicy zbożowej pobrane zostały próby kontrolne, a następnie analogiczne zostały poddane analizie chromatograficznej GC-MS.

Wyniki analizy chromatograficznej wskazują na to że rośliny niezaatakowane przez owady wydzielały w sposób powtarzalny 10 różnych LZO (Tab.7) w całkowitej ilości 4,5 $ng \cdot h^{-1}$. Wśród związków wchodzących w skład wydzielanej przez rośliny mieszaniny, najwyższym poziomem emisji charakteryzował się (Z)-3-HAC na poziomie 1,3 $ng \cdot h^{-1}$, oraz (Z)-3-HAL 1,1 $ng \cdot h^{-1}$. Emisja tych dwóch związków była silna w odniesieniu do roślin kontrolnych, mimo iż śladowa i stanowiła 53,59% całkowitej ilości LZO wydzielanych przez rośliny.

Wyniki przeprowadzonej trójczynnikowej analizy wariancji (ANOVA) wskazują istotnie statystyczny wpływ wszystkich czynników na ilość obserwowanych związków (Tab. 8). Dla wszystkich 17 związków stwierdzono interakcyjny wpływ czasu ekspozycji i czasu zbierania związków. Identyczne wyniki zaobserwowano dla czasu ekspozycji i liczby żerujących owadów. Dla czasu po którym zbierano związki i liczby owadów interakcyjny charakter na ich wydzielanie stwierdzono dla 16 z 17 LZO ((Z)-3-HAL, (E)-2-HAL, (Z)-3-HOL, (E)-2-HOL, 4-HEP, β-PIN, β-MYR, (Z)-3-HAC, 1-HAC, (Z)-OCI , LIN, LOX, BAC, MAT, β-CAR, (E)-β-FAR). Przy interakcji wszystkich trzech czynników tj. czasu ekspozycji na żerowanie owada, czasu po którym zbierano związki oraz liczby żerujących owadów stwierdzono że mają one istotny wpływ na wydzielanie 15 z 17 LZO ((Z)-3-HAL, (E)-2-HAL, (Z)-3-HOL, (E)-2-HOL,

4-HEP, β-PIN, β-MYR, (Z)-3-HAC, 1-HAC, LIN, LOX, BAC, MAT, β-CAR, (E)-β-FAR).

Tab. 7. Średnie ilości wydzielanych LZO przez rośliny nie eksponowane na działanie owadów.

L.p.	Związek	Ilość wydzielanego związku w $ng \cdot h^{-1}$	% udział związku w mieszaninie
1.	(Z)-3-HAL	1,1	24,31
2.	(E)-2-HAL	0,2	3,59
3.	(E)-2-HOL	0,2	3,59
4.	β-PIN	0,1	2,49
5.	β-MYR	0,2	4,42
6.	(Z)-3-HAC	1,3	29,28
7.	(Z)-OCI	0,4	8,29
8.	BAC	0,4	9,12
9.	IND	0,4	9,67
10.	(E)-β-FAR	0,2	5,25
Razem		4,5	100

Badając współczynnik korelacji na poziomie p=0,001 dla części z obserwowanych par był on istotny i dodatnio skorelowanie, natomiast dla pozostałych par był on istotny jednak skorelowany ujemnie. Współczynnik korelacji między następującymi parami: (Z)-OCI x 1-HAC, LIN x 1-HAC, BAC x 1-HAC oraz β-CAR x 1-HAC oraz (E)-β-FAR x 1-HAC nie był istotny (Tab. 9.).

Tab. 8. Trójczynnikowa analiza wariancji.

LZO	Czas Ekspozycji	Czas po którym Zbierano LZO	Liczba żerujących par owadów	Czas ekspozycji x Czas po którym zbierano LZO	Czas ekspozycji x Liczba żerujących owadów	Czas po którym zbierano LZO x Liczba żerujących owadów	Czas ekspozycji x Czas zbierania LZO x Liczba żerujących owadów	Reszta
df	1	2	1	2	1	2	2	84
(Z)-3-HAL	1056531,8***	257734,8***	544494,3***	43075,3***	258638,5***	70162,8***	12438,3***	199,4
(E)-2-HAL	6094,5***	1486,31***	3751,25***	335,68***	1017,25***	468,71***	39,79*	11,38
(Z)-3-HOL	56526,77***	12904,98***	29564,73***	1084,54***	12762,79***	4117,2***	1089,24***	36,42
(E)-2-HOL	630,375***	125,248***	501,42***	31,07***	87,784***	59,273***	31,475***	1,594
4-HEP	32,2017***	121,0889***	70,0417***	18,3707***	5,6067*	14,7864***	10,7657***	0,7151
β-PIN	44,8267***	126,7664***	56,1204***	35,882***	11,76***	15,9426***	11,0066***	0,4385
β-MYR	153,748***	231,757***	199,267***	96,266***	43,215***	55,171***	28,069***	1,177
(Z)-3-HAC	1260485,4***	302760,9***	620897,1***	46719,5***	285133,1***	54398,7***	9638,2***	368,7
1-HAC	209,746***	63,744***	292,951***	33,568***	40,951***	40,965***	36,552***	1,525
(Z)-OCI	568891,4***	116866,1***	779310,9***	8775,7***	135878,9***	24103,2***	325,5	385
LIN	1751572***	394964***	3149800***	66143***	497563***	90654***	12005*	2215
LOX	11,0026***	0,8497	156,3151***	6,4445***	8,8209***	5,1282***	2,4847*	0,5656
BAC	1016569,7***	218950,3***	1550111,7***	15387,8***	261396,8***	57027,6***	3901,5**	560,3
MAT	871842,5***	218396,3***	1081371,3***	38417,8***	222279,8***	50579,6***	14725,1***	672,4
IND	346,56***	99,9***	15200,67***	49,37*	87,4*	1,2	12,26	13,06
β-CAR	775944,9***	159085,8***	1129354,9***	16819,3***	182998,3***	39103,9***	5595,1**	873,1
(E)-β-FAR	1035301,4***	201634,7***	1396934***	38171,8***	221222,4***	42885,4***	4248,1**	702,3
* p<0,05; ** p<0,01; *** p<0,001								

Tab. 9. Współczynniki korelacji między ilościami badanych związków wydzielonych przez pszenice jarą w reakcji na żerowanie lednicy zbożowej.

	Z-3-HAL	E-2-HAL	Z-3-HOL	E-2-HOL	4-HEP	ß-PIN	ß-MYR	(Z)-3-HAC	1-HAC	(Z)-OCI	LIN	LOX	BAC	MAT	IND	β-CAR	E-β-FAR
(Z)-3-HAL	1																
(E)-2-HAL	0,959	1															
(Z)-3-HOL	0,979	0,947	1														
(E)-2-HOL	0,934	0,926	0,927	1													
4-HEP	0,776	0,750	0,777	0,708	1												
β-PIN	0,794	0,764	0,789	0,684	0,900	1											
β-MYR	0,832	0,827	0,815	0,739	0,858	0,918	1										
(Z)-3-HAC	0,990	0,957	0,978	0,920	0,784	0,801	0,835	1									
1-HAC	0,870	0,843	0,874	0,888	0,702	0,665	0,724	0,846	1								
(Z)-OCI	-0,354	-0,303	-0,340	-0,230	-0,247	-0,318	-0,284	-0,357	-0,145	1							
LIN	-0,315	-0,265	-0,304	-0,187	-0,226	-0,294	-0,263	-0,315	-0,125	0,969	1						
LOX	0,620	0,615	0,644	0,635	0,475	0,513	0,544	0,616	0,553	0,292	0,317	1					
BAC	-0,341	-0,290	-0,332	-0,213	-0,248	-0,305	-0,268	-0,344	-0,134	0,981	0,981	0,280	1				
MAT	-0,411	-0,357	-0,395	-0,290	-0,322	-0,373	-0,341	-0,408	-0,229	0,972	0,975	0,255	0,975	1			
IND	0,541	0,568	0,548	0,583	0,472	0,413	0,474	0,543	0,582	0,524	0,545	0,799	0,531	0,472	1		
β-CAR	-0,344	-0,293	-0,337	-0,214	-0,253	-0,308	-0,281	-0,345	-0,128	0,973	0,975	0,284	0,978	0,963	0,524	1	
(E)-β-FAR	-0,358	-0,303	-0,347	-0,224	-0,258	-0,327	-0,284	-0,361	-0,156	0,973	0,980	0,280	0,981	0,974	0,509	0,976	1

Współczynniki korelacji wyróżnione kolorem czerwonym nie są istotne na poziomie p=0,001

Wyniki uzyskane dla poszczególnych LZO wydzielanych przez pszenicę zostały uśrednione i przedstawione w tabelach od 10 do 26. Oprócz średnich dla poszczególnych czynników oznaczonych w tabelach symbolami od A do C, przedstawiono również interakcje zachodzące między nimi. Dla lepszego zobrazowania zachodzącego zjawiska emisji poszczególnych związków w aneksie zamieszczone zostały wykresy (Ryc. 11-27) wzbogacone o wartości odchyleń standardowych.

Dla (Z)-3-HAL największy poziom wydzielania odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez 48h, przy zbieraniu związków po 24h (554,0 ng·h^{-1}), oraz po 48h (405,0 ng·h^{-1}) (Tab. 10, Ryc. 11).

Tab. 10. Ilości (Z)-3-HAL (ng·h^{-1}), wydzielanych pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	181,0	137,0	71,0	130,0	63,0	5,0	4,0	24,0	122	71	37,5	77,0
2 pary	554,0	405,0	195,0	385,0	192,0	10,0	10,0	71,0	373	207,5	102,5	228,0
Średnia	368,0	271,0	133,0	257,0	127,5	7,5	7,0	47,0	248,0	139,0	70,0	152,0
NIR_A=5,75 NIR_B=7,02 NIR_C=5,73 NIR_{AxB}= 9,93 NIR_{AxC}= 8,11 NIR_{BxC}=9,93 NIR_{AxBxC}=14,04												

W przypadku (E)-2-HAL największy poziom wydzielania tego związku zaobserwowano dla żerujących przez 48h 2 par owadów i zbieraniu związków po 24h (45,8 ng·h^{-1}) od zakończenia ekspozycji czynnika stresowego na roślinę. Natomiast najniższe wydzielanie tego związku miało miejsce dla 1 pary owadów żerujących przez 72h i zbieraniu związków po 72h od zakończenia ekspozycji i wyniosło 2,4 ng·h^{-1} (Tab. 11, Ryc. 12).

Największy poziomy wydzielania (Z)-3-HOL zaobserwowano dla 2 par owadów żerujących przez 48h, przy zbieraniu związków od zakończenia ekspozycji kolejno po 24h (129,4 ng·h^{-1}). Najmniejsze wydzielanie tego związku miało miejsce dla 1 pary żerujących owadów, przy ekspozycji 72h i czasie po którym zbierano LZO równym 72h (2,0 ng·h^{-1}) (Tab. 12, Ryc. 13).

Dla (E)-2-HOL najwyższy poziom wydzielania tego związku odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez 48h, przy zbieraniu związków po 24h (17,4 ng·h^{-1}) od zakończenia żerowania. Natomiast najniższy poziom wydzielania tego związku (1,6 ng·h^{-1}), odnotowano przy żerowaniu 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu związków po 72h od zakończenia ekspozycji (Tab. 13, Ryc. 14).

Tab. 11. Ilości (E)-2-HAL (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	16,3	16,1	7,0	13,1	6,0	2,7	2,4	3,7	11,2	9,4	4,7	8,4
2 pary	45,8	32,8	17,9	32,2	19,0	4,7	5,4	9,7	32,4	18,8	11,7	20,9
Średnia	31,0	24,4	12,5	22,7	12,5	3,7	3,9	6,7	21,8	14,1	8,2	14,7
NIR_A=1,37 NIR_B=1,68 NIR_C=1,39 NIR_{AxB}= 2,37 NIR_{AxC}=1,94 NIR_{BxC}=2,37 NIR_{AxBxC}=3,35												

Tab. 12. Ilość (Z)-3-HOL (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h [B]			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	43,8	29,4	27,6	33,6	19,0	3,5	2,0	8,2	31,4	16,5	14,8	20,9
2 pary	129,4	95,8	50,2	91,8	49,7	6,0	4,9	20,2	89,5	50,9	27,5	56,0
Średnia	86,6	62,6	38,9	62,7	34,3	4,8	3,4	14,2	60,5	33,7	21,2	38,4
NIR_A=2,45 NIR_B=3,00 NIR_C=2,45 NIR_{AxB}= 4,24 NIR_{AxC}=3,46 NIR_{BxC}=4,24 NIR_{AxBxC}=6,00												

Tab. 13. Ilości (E)-2-HOL (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników oraz ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	6,3	5,1	5,1	5,5	2,8	2,5	1,6	2,3	4,5	3,8	3,3	3,9
2 pary	17,4	11,6	6,9	12,0	6,5	4,5	3,8	4,9	12,0	8,1	5,3	8,5
Średnia	11,9	8,4	6,0	8,7	4,7	3,5	2,7	3,6	8,3	5,9	4,3	6,2
NIR_A=0,51 NIR_B=0,63 NIR_C=0,51 NIR_{AxB}= 0,89 NIR_{AxC}=0,72 NIR_{BxC}=0,89 NIR_{AxBxC}=1,25												

W przypadku 4-HEP największy poziom wydzielania odnotowano dla żerowania 2 par owadów, kolejno przez 48h i pobieraniu LZO po 24h (6,0 $ng \cdot h^{-1}$) oraz 72h żerowaniu i pobieraniu LZO po 24h (5,3 $ng \cdot h^{-1}$). Natomiast w przypadku poboru związków po 72h okresie żerowania 1 pary owadów i poborze związków po 72h od zakończenia ekspozycji nie odnotowano wydzielania tego związku (Tab. 14, Ryc. 15).

Tab. 14. Ilość 4-HEP ($ng \cdot h^{-1}$), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników oraz ich interakcji.

Pary owadów [C]	**Czas ekspozycji [A]**								**Średnia dla czasu ekspozycji**			Średnia dla par owadów
	48h			**Średnia**	**72h**			**Średnia**	**Czas zbierania**			
	Czas zbierania [B]				**Czas zbierania [B]**							
	24h	**48h**	**72h**		**24h**	**48h**	**72h**		**24h**	**48h**	**72h**	
1 para	3,0	1,3	0,2	1,5	2,1	0,3	0,0	0,8	2,6	0,8	0,1	1,1
2 pary	6,0	4,8	0,2	3,7	5,3	0,2	0,7	2,0	5,6	2,5	0,4	2,9
Średnia	4,5	3,0	0,2	2,6	3,7	0,2	0,3	1,4	4,1	1,6	0,3	2,0
NIR_A=0,34 NIR_B=0,42 NIR_C=0,34 NIR_{AxB}= 0,59 NIR_{AxC}=0,48 NIR_{BxC}=0,59 NIR_{AxBxC}=0,84												

Biorąc pod uwagę ilość wydzielanego przez pszenicę β-PIN największą koncentrację tego związku w pobieranych próbach odnotowano w przypadku żerowania 2 par owadów przez 48h, kolejno po upływie 48h (6,1 $ng \cdot h^{-1}$) oraz 24h (5,7 $ng \cdot h^{-1}$) od zakończenia ekspozycji roślin na czynnik stresowy. Natomiast najmniejsze wydzielanie tego związku miało miejsce przy żerowaniu 2 par owadów przez 72h i poborze związków po upływie 72h (0,2 $ng \cdot h^{-1}$)od zakończenia ekspozycji (Tab. 15, Ryc. 16).

Tab. 15. Ilości β-PIN ($ng \cdot h^{-1}$), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	**Czas ekspozycji [A]**								**Średnio dla czasu ekspozycji**			**Średnia dla par owadów**
	48h			**Średnia**	**72h [B]**			**Średnia**	**Czas zbierania**			
	Czas zbierania [B]				**Czas zbierania [B]**							
	24h	**48h**	**72h**		**24h**	**48h**	**72h**		**24h**	**48h**	**72h**	
1 para	3,2	2,1	0,3	1,9	2,8	0,3	0,5	1,2	3,0	1,2	0,4	1,5
2 pary	5,7	6,1	0,4	4,1	5,6	0,3	0,2	2,0	5,6	3,2	0,3	3,1
Średnia	4,5	4,1	0,3	3,0	4,2	0,3	0,3	1,6	4,3	2,2	0,3	2,3
NIR_A=0,27 NIR_B=0,33 NIR_C=0,27 NIR_{AxB}= 0,46 NIR_{AxC}=0,38 NIR_{BxC}=0,46 NIR_{AxBxC}=0,66												

Dla β-MYR największy poziom wydzielania odnotowano dla żerujących 2 par owadów przez okres 48h, przy pobieraniu związków po 48h (10,1 ng·h^{-1}) oraz 24h (9,0 ng·h^{-1}) od momentu zakończenia ekspozycji roślin na działanie owadów. Najmniejszy poziom wydzielania tego związku odnotowano w przypadku ekspozycji rośliny na działanie 1 pary owadów przez okres 72h, po upływie 72h (0,1 ng·h^{-1}) od momentu usunięcia owadów z rośliny (Tab. 16, Ryc. 17).

Tab. 16. Ilości β-MYR (ng·h^{-1}), wydziałana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	3,2	3,2	0,1	2,2	2,6	0,2	0,1	1,0	2,9	1,7	0,1	1,6
2 pary	9,0	10,1	0,1	6,4	7,2	0,1	0,2	2,5	8,1	5,1	0,2	4,4
Średnia	6,1	6,6	0,1	4,3	4,9	0,2	0,2	1,7	5,5	3,4	0,1	3,0
NIR_A=0,44 NIR_B=0,54 NIR_C=0,44 NIR_{AxB}= 0,76 NIR_{AxC}=0,62 NIR_{BxC}=0,76 NIR_{AxBxC}=1,10												

W przypadku (Z)-3-HAC największy poziom wydzielania odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez okres 48h i po upływie 24h od momentu zakończenia ekspozycji (572,3 ng·h^{-1}) oraz dla 48h spoczynku (458,0 ng·h^{-1}). Natomiast najmniejsza ilość (Z)-3-HAC uwalniana była w wyniku działania 1 pary owadów przez 72h przy 72h spoczynku roślin i wynosiło 3,6 ng·h^{-1} (Tab. 17, Ryc. 18).

Tab. 17. Ilości (Z)-3-HAC (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	218,1	159,0	75,7	150,9	83,5	5,3	3,6	30,8	150,8	82,2	39,7	90,9
2 pary	572,3	458,0	232,0	420,8	221,6	15,9	10,3	82,6	397,0	237,0	121,2	251,7
Średnia	395,2	308,5	153,9	285,9	152,6	10,6	7,0	56,7	273,9	159,6	80,4	171,3
NIR_A=7,79 NIR_B=9,55 NIR_C=7,79 NIR_{AxB}= 13,5 NIR_{AxC}=11,02 NIR_{BxC}=13,5 NIR_{AxBxC}=19,10												

Rozpatrując 1-HAC największy poziom wydzielania odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez 48h dla poboru po 24h w ilości 13,4 ng·h^{-1} od

momentu zakończenia ekspozycji. Natomiast najmniejsza emisja 1-HAC zachodziła wskutek żerowania 1 pary owadów przez 72h i czasie spoczynku rośliny równym 72h (1,8 ng·h^{-1}) (Tab. 18, Ryc. 19).

Tab. 18. Ilości 1-HAC (ng·h^{-1}), wydzielana na skutek działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C}	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	7 h [B]			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	4,1	3,7	3,6	3,8	2,5	2,1	1,8	2,1	3,3	2,9	2,7	3,0
2 pary	13,4	8,0	4,4	8,6	5,2	3,3	4,5	4,3	9,3	5,6	4,4	6,4
Średnia	8,7	5,8	4,0	6,2	3,8	2,7	3,2	3,2	6,3	4,2	3,6	4,7
NIR_A=0,50 NIR_B=0,61 NIR_C=0,50 NIR_{AxB}= 0,87 NIR_{AxC}=0,71 NIR_{BxC}=0,87 NIR_{AxBxC}=1,23												

Dla (Z)-OCI największą koncentrację wydzielania tego związku odnotowano w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h, przy pobieraniu LZO po upływie 72h (459,4 ng·h^{-1}) oraz 48h (414,1 ng·h^{-1}). Najniższą zawartością tego związku charakteryzowały się próby z 1 parą owadów żerujących przez 48h przy 24h spoczynku rośliny i wynosiła (25,7 ng·h^{-1}) (Tab. 19, Ryc. 20).

Tab. 19. Ilości (Z)-OCI (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	25,7	50,1	99,1	58,3	95,8	161,3	154,0	137,0	60,8	105,7	126,6	97,7
2 pary	73,7	147,6	268,5	163,3	303,9	414,1	459,4	392,5	188,8	280,9	364,0	277,9
Średnia	49,7	98,9	183,8	110,8	199,9	287,7	306,7	264,8	124,8	193,3	245,3	187,8
NIR_A=7,96 NIR_B=9,75 NIR_C=7,96 NIR_{AxB}= 13,8 NIR_{AxC}=11,26 NIR_{BxC}=13,8 NIR_{AxBxC}=19,51												

Biorąc pod uwagę ilość wydzielanego przez pszenicę LIN największą koncentrację tego związku w pobieranych próbach odnotowano w przypadku żerowania 2 par owadów przez 72h, kolejno po upływie 48h (837,2 ng·h^{-1}) oraz dla 72h (831,0 ng·h^{-1}) od zakończenia ekspozycji roślin na czynnik stresowy.

Natomiast najmniejsze wydzielanie tego związku miało miejsce przy żerowaniu 1 pary owadów przez 48h i poborze związków po upływie 24h (48,4 ng·h^{-1}) od zakończenia ekspozycji (Tab. 20, Ryc. 21).

Tab. 20. Ilości LIN (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	48,4	103,1	197,2	116,2	185,8	275,3	265,9	242,3	117,1	189,2	231,6	179,3
2 pary	153,5	298,9	551,1	334,5	577,7	837,2	831,0	748,6	365,6	568,1	691,1	541,6
Średnia	101,0	201,0	374,2	225,4	381,8	556,3	548,5	495,5	241,4	378,6	461,3	360,4
NIR_A=19,11 NIR_B=23,4 NIR_C=19,11 NIR_{AxB}= 33,10 NIR_{AxC}=27,02 NIR_{BxC}=33,10 NIR_{AxBxC}=46,80												

W przypadku LOX największy poziom wydzielania odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez okres 48h i po upływie 48h od momentu zakończenia ekspozycji i wynosił on 6,0 ng·h^{-1}. Podobny poziom wydzielania reprezentowały próby dla 2 par owadów żerujących przez okres 72h oraz spoczynku 24h (5,4 ng·h^{-1}). Natomiast najmniejsze stężenie LOX uwalniane było w wyniku działania 1 pary owadów przez 48h przy 24h spoczynku roślin i wynosiło 1,8 ng·h^{-1} (Tab. 21, Ryc. 22).

Tab. 21. Ilości LOX (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	1,8	2,1	3,0	2,3	2,3	2,2	2,1	2,2	2,1	2,1	2,5	2,2
2 pary	5,2	6,0	5,1	5,4	5,4	3,7	3,4	4,2	5,3	4,8	4,2	4,8
Średnia	3,5	4,0	4,0	3,9	3,9	2,9	2,8	3,2	3,7	3,5	3,4	3,5
NIR_A=0,30 NIR_B=0,40 NIR_C=0,30 NIR_{AxB}= 0,53 NIR_{AxC}=0,43 NIR_{BxC}=0,53 NIR_{AxBxC}=0,75												

Dla BAC największy poziom wydzielania odnotowano w przypadku żerowania 2 par owadów przez okres 72h, przy czasie spoczynku równym 72h (627,1 ng·h^{-1}) oraz 48h (602,1 ng·h^{-1}). Natomiast najmniejszy poziom

wydzielania odnotowano dla 1 pary owadów, które żerowały przez okres 48h, przy poborze po 24h (35,1 ng·h^{-1}) od momentu zakończenia ekspozycji rośliny na działanie owadów (Tab. 22, Ryc. 23).

Tab. 22. Ilości BAC (ng·h^{-1}), wydziałana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	35,1	80,5	130,2	81,9	141,4	203,7	205,1	183,4	88,3	142,1	167,7	132,7
2 pary	106,9	219,1	369,1	231,7	396,5	602,1	627,1	541,9	251,7	410,6	498,1	386,8
Średnia	71,0	149,8	249,7	156,8	269,0	402,9	416,1	362,7	170,0	276,4	332,9	259,7
NIR_A=9,61 NIR_B=11,77 NIR_C=9,61 NIR_{AxB}=16,64 NIR_{AxC}=13,59 NIR_{BxC}=16,64 NIR_{AxBxC}=23,54												

Rozpatrując MAT największy poziom wydzielania odnotowano dla 2 par owadów żerujących przez 72h dla poboru po 48h w ilości 530,2 ng·h^{-1} oraz 72h w ilości 508,7 ng·h^{-1} od momentu zakończenia ekspozycji, Natomiast najmniejsza emisja salicylanu metylu zachodziła wskutek żerowania 1 pary owadów przez 48h i czasie spoczynku rośliny równym 24h (7,9 ng·h^{-1}) (Tab. 23, Ryc. 24).

Tab. 23. Ilość MAT (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	7,9	52,8	115,1	58,6	114,3	165,7	178,9	153,0	61,1	109,3	147,0	105,8
2 pary	26,6	150,8	346,5	174,6	345,6	530,2	508,7	461,5	186,1	340,5	427,6	318,1
Średnia	17,3	101,8	230,8	116,6	230,0	348,0	343,8	307,2	123,6	224,9	287,3	211,9
NIR_A=10,53 NIR_B=12,89 NIR_C=10,53 NIR_{AxB}=18,23 NIR_{AxC}=14,89 NIR_{BxC}=18,23 NIR_{AxBxC}=25,78												

Biorąc pod uwagę ilość wydzielanego przez pszenicę IND największą koncentrację tego związku w pobieranych próbach odnotowano w przypadku

żerowania 2 par owadów przez 72h, po upływie 24h od zakończenia ekspozycji (37,9 ng·h^{-1}), oraz 2 par owadów żerujących przez 48h i upływie 24h od momentu zakończenia ekspozycji (37,6 ng·h^{-1}). Natomiast najmniejsze wydzielanie tego związku miało miejsce przy żerowaniu 1 pary owadów przez 72h i poborze związków po upływie 48h (5,3 ng·h^{-1}) od zakończenia ekspozycji (Tab. 24, Ryc. 25).

Tab. 24. Ilości IND (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	14,1	14,6	12,0	13,6	11,6	5,3	6,8	7,9	12,8	9,9	9,4	10,7
2 pary	37,6	36,9	36,0	36,8	37,9	34,2	32,7	35,0	37,8	35,6	34,4	35,9
Średnia	25,9	25,8	24,0	25,2	24,7	19,7	19,8	21,4	25,3	22,7	21,9	23,3
NIR_A=1,47 NIR_B=1,80 NIR_C=1,47 NIR_{AxB}=2,54 NIR_{AxC}=2,07 NIR_{BxC}=2,54 NIR_{AxBxC}=3,59												

Dla β-CAR największy poziom wydzielania tego związku odnotowano przy żerowaniu 2 par owadów przez okres 72h i czasie po którym zbierano związki, równym kolejno 48h (531,9 ng·h^{-1}) oraz 72h (522,6 ng·h^{-1}). Najmniejsze wydzielanie tego związku występowało przy żerowaniu 1 pary owadów przez okres 48h i zbieraniu związków po 24h (31,9 ng·h^{-1}), Zależności te przedstawione zostały w tabeli 25 i rycinie 26.

Tab. 25. Ilości β-CAR (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	31,9	66,9	103,7	67,5	116,2	181,8	181,9	160,0	74,1	124,4	142,8	113,7
2 pary	90,0	185,0	316,4	197,1	338,3	531,9	522,6	464,3	214,2	358,5	419,5	330,7
Średnia	61,0	126,0	210,1	132,3	227,3	356,9	352,3	312,1	144,1	241,4	281,2	222,2
NIR_A=11,99 NIR_B=14,69 NIR_C=11,99 NIR_{AxB}=20,78 NIR_{AxC}=16,69 NIR_{BxC}=20,78 NIR_{AxBxC}=29,38												

Rozpatrując średnie wartości wydzielanego (E)-β-FAR, jego największy poziom odnotowano przy żerowaniu 2 par owadów, które przebywały na roślinach przez 72h, a związki pobierane były kolejno po 48h (606,9 ng·h^{-1}) oraz 72h (577,1 ng·h^{-1}) od zakończenia ekspozycji roślin na owady. Natomiast najmniejszy poziom wydzielania tego związku odnotowano w próbach które wystawione były na żerowanie 1 pary owadów przez okres 48h i zbieraniu związków po 24h od momentu zakończenia żerowania i wynosił on 31,4 ng·h^{-1} (Tab. 26, Ryc. 27).

Tab. 26. Ilości (E)-β-FAR (ng·h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Pary owadów [C]	Czas ekspozycji [A]								Średnio dla czasu ekspozycji			Średnia dla par owadów
	48h			Średnia	72h			Średnia	Czas zbierania			
	Czas zbierania [B]				Czas zbierania [B]							
	24h	48h	72h		24h	48h	72h		24h	48h	72h	
1 para	31,4	71,0	125,0	75,8	131,9	233,7	196,9	187,5	81,7	152,4	161,0	131,7
2 pary	98,0	206,0	359,2	221,1	390,3	606,9	577,1	524,8	244,2	406,5	468,2	372,9
Średnia	64,7	138,5	242,1	148,4	261,1	420,3	387,0	356,1	162,9	279,4	314,6	252,3
NIR_A=10,76 NIR_B=13,17 NIR_C=10,76 NIR_{AxB}=18,63 NIR_{AxC}=15,21 NIR_{BxC}=18,63 NIR_{AxBxC}=26,35												

Ogólnie ujmując rośliny pszenicy jarej w wyniku żerowania 1 pary owadów przez okres 48h dla czasu 24h po którym zbierano LZO średnio wydzielały 676,0 ng·h^{-1} z czego lotne związki organiczne zielonego liścia (LZOZL) stanowiły 69,55%, dla 48h 797,9 ng·h^{-1} w tym 43,9% to LZOZL, a dla 72h 975,9 ng·h^{-1} w tym LZOZL stanowiły 19,48%. Dla roślin eksponowanych na 72h żerowanie owadów średnie wydzielanie wszystkich LZO kształtowało się na poziomie 2449,8 ng·h^{-1}. Kolejno dla okresu żerowania 1 pary owadów przez okres 72h i poborze związków po 24h od zakończenia ekspozycji, średnio wydzielały 984,0 ng·h^{-1} w tym LZOZL to 18,1%, dla 48h 1250,5 ng·h^{-1} z czego 1,66% to LZOZL, a dla 72h 1207,2 ng·h^{-1} w tym LZOZL stanowiły 1,23%.

Dla 2 pary owadów, żerujących przez okres 48h i czasu spoczynku rośliny przez 24h po którym zbierano LZO średnio wydzielała 1944,1 ng·h^{-1} z czego LZOZL stanowiły 68,51%, dla 48h 2282,3 ng·h^{-1} w tym 44,3% to LZOZL, a dla 72h 2758, 5 ng·h^{-1} w tym LZOZL stanowiły 18,34%. Podczas całego 48h okresu ekspozycji roślin na działanie owadów, średnio wydzielały 2328,3 ng·h^{-1}. Następnie przy 72h okresie żerowania owadów i poborze związków kolejno dla 24h rośliny średnio wydzielały 2098 ng·h^{-1} z czego

LZOZL stanowiły 17%, dla 48h 3605,1 $ng \cdot h^{-1}$ w tym 1,23% to LZOZL, po 72h 3601,7 $ng \cdot h^{-1}$ z czego 1,07% stanowiły LZOZL. Podczas całego 72h okresu ekspozycji roślin na działanie 2 par owadów rośliny średnio wydzielały 3371,6 $ng \cdot h^{-1}$.

Rozpatrując wyniki pod względem procentowym dla poszczególnych wariantów czynników i ich poziomów uzyskano następujące wyniki. Rośliny eksponowane przez 48h na działanie 1 pary owadów i poborze związków po 24h wydzielały najwięcej (Z)-3-HAC (32,72%) oraz (Z)-3-HAL (26,87%), a udział każdego z pozostałych komponentów w mieszaninie wynosił poniżej 10% (Ryc. 28). W próbach pobranych po 48h od zakończenia ekspozycji największy procentowy udział w mieszaninę miał (Z)-3-HAC (20,0%) (Z)-3-HAL (17,0%) LIN (13,0%) oraz BAC (10,0%), a udział kolejnych poszczególnych związków w mieszaninie był mniejszy od 10% (Ryc. 29). Dla zbierania związków po 72h od zakończenia ekspozycji największy udział w mieszaninę stanowił LIN (20,21%), BAC (13,34%) oraz 4-HEP (12,81%) (Ryc. 30).

Natomiast 1 para owadów żerująca na roślinach przez 72h indukowały następujące wydzielanie związków. Przy zbieraniu związków po 24h od zakończenia ekspozycji największy procentowy udział w składzie mieszaniny wykazywał LIN (18,88%), BAC (14,37%), 4-HEP (13,41%) a pozostałe komponenty wchodziły w skład mieszaniny w ilości mniejszej niż 12% (Ryc. 31). Po 48h w składzie mieszaniny dominował LIN (22,0%), 4-HEP (18,69%) oraz BAC (16,29%), a udział pozostałych związków wynosił poniżej 15% (Ryc. 32). Przy pobieraniu związków po 72h największy udział w mieszaninie miały LIN (22,03%), BAC (16,99%), 4-HEP (16,31%), β-CAR (15,07%), pozostałe związki wykazywały udział w mieszaninie poniżej 15% (Ryc. 33).

Dla żerujących na roślinie dwóch par owadów przez okres 48h a następnie przy pobieraniu związków po upływie 24h od zakończenia żerowania dominującymi składnikami mieszanki były (Z)-3-HAC (29,44%) oraz (Z)-3-HAL (28,48%), udział każdego z pozostałych komponentów wynosił poniżej 10% (Ryc. 34). Przy poborze związków po upływie 48h dom,inującymi składnikami mieszanki były (Z)-3-HAC (20,07%), (Z)-3-HAL (17,74%) oraz LIN (13,1%), dla pozostałych komponentów ich udział wynosił mniej niż 10% (Ryc. 35). Po 72h od zakończenia ekspozycji w składzie mieszaniny dominowały LIN (23,07%), BAC (17,41%) oraz 4-HEP (16,02%), a pozostałe składniki wchodziły w skład mieszaniny w ilości mniejsze niż 15% (Ryc. 36).

Natomiast w przypadku 2 par owadów żerujących na roślinie przez 72h przy pobieraniu związków po 24h od zakończenia ekspozycji największy udział procentowy w składzie mieszaniny miał LIN (19,87%) BAC (13,63%) oraz 4-HEP (13,42%), a pozostałe związki wchodziły w skład z udziałem poniżej 10% (Ryc. 37). W próbach pobranych po 48H od zakończenia ekspozycji największy swój udział miały LIN (23,22%), 4-HEP (16,83%) oraz BAC (16,7%), a pozostałe związki wchodziły w skład z udziałem poniżej 15% (Ryc. 38). W

ostatnim wariancie, poborze związków po upływie 72h dominującymi komponentami były LIN (23,07%), BAC (17,41%) oraz 4-HEP (16,02%). Udział pozostałych poszczególnych związków wynosił poniżej 15% (Ryc. 39).

4.1.2. LOTNE ZWIĄZKI ORGANICZNE WYDZIELANE PRZEZ PSZENICĘ WSKUTEK DZIAŁANIA DIHYDROJASMONU

Rośliny pszenicy jarej w odpowiedzi na działania różnych stężeń dihydrojasmonu wydzieliły 12 LZO. Związki te były emitowane przez roślinę w sposób powtarzalny i były to następujące związki:

- (Z)-3-heksenal = (Z)-3-HAL,
- (E)-2-heksenal = (E)-2-HAL,
- (Z)-3-heksen-1-ol = (Z)-3-HOL,
- (E)-2-heksen-1-ol = (E)-2-HOL,
- (Z)-3- heksen-1-ylu = (Z)-3-HAC
- octan-1-heksylu = 1-HAC
- (Z)-ocimen = (Z)-OCI,
- linalool = LIN,
- salicylan metylu = MAT,
- indol = IND,
- β-kariofilen = β-CAR,
- β- farnezen = (E)-β-FAR

Rośliny pszenicy zostały poddane działaniu dihydrojasmonu w stężeniach 50, 5 000 i 500 000 ng/50 µl przez 1h i 3h. LZO zbierane były zaraz po zakończeniu ekspozycji, Wyniki dla prób kontrolnych zawarte zostały w tabeli 27. Równocześnie z 8 zdrowych roślin nie eksponowanych na działanie czynnika stresogennego w postaci żerowania imagines lednicy zbożowej pobrane zostały próby kontrolne, a następnie analogiczne zostały poddane analizie chromatograficznej GC-MS. W wyniku analiz prób kontrolnych stwierdzono że związki wydzielane były w ilościach śladowych i w sposób nie powtarzalny.

Wyniki przeprowadzonej dwuczynnikowej analizy wariancji (ANOVA) wskazują istotnie statystyczny wpływ obydwu równoważnych czynników na ilość wszystkich obserwowanych związków (Tab. 27). Interakcyjny wpływ czasu ekspozycji na stężenie dihydrojasmonu stwierdzono dla 11 z pośród 12 związków. Interakcji między tymi dwoma czynnikami nie wykazywał tylko (E)-2-HAL. Badając współczynnik korelacji między parami związków stwierdzono, że wszystkie czynniki są istotne na poziomie $\alpha = 0{,}001$ i są skorelowane dodatnio (Tab. 28).

Wyniki uzyskane dla poszczególnych związków wchodzących w skład mieszanin LZO wydzielanych przez pszenice jarą zostały uśrednione i przedstawione w tabeli 29. W celu lepszego zobrazowania zachodzących zjawisk emisji poszczególnych związków w aneksie zamieszczone zostały wykresy (Ryc. 40-50) wzbogacone o wartości odchyleń standardowych.

Tab. 27. Dwuczynnikowa analiza wariancji.

Związek	Czas Ekspozycji	Stężenie dihydrojasmonu	Czas Ekspozycji x Stężenie dihydrojasmonu	Reszta
d.f.	1	2	2	42
(Z)-3-HAL	23753,37***	212242,81***	8596,84***	49,02
(E)-2-HAL	45,825**	2476,176***	16,341	5,504
(Z)-3-HOL	1292,73***	9496,1***	555,32***	30,41
(E)-2-HOL	262,735***	2161,892***	108,564***	6,445
(Z)-3-HAC	21201,6***	209924,5***	6866,3***	129,9
1-HAC	114,392***	660,873***	64,668***	3,201
(Z)-OCI	229315,3***	465269,2***	169696,2***	118,6
LIN	2525,901***	5814,926***	1940,106***	6,121
MAT	67672,61***	132330,02***	51621,19***	57,19
IND	25254,19***	40964,7***	18751,37***	45,52
β-CAR	656627***	1437625***	471336***	1039
(E)-β-FAR	619688***	1532980***	460192,1***	459,7
**** p<0,01; *** p<0,001**				

Rozpatrując pojedynczo każdy ze związków wchodzących w skład wydzielanej przez roślinę mieszaniny zaobserwowano następujące prawidłowości (Tab. 29). Przy zastosowaniu stężenia 50 ng/ 50 µl w obydwu wariantach czasu ekspozycji (1h, 3h) zaobserwowano że dla wszystkich związków wydzielanie było na najniższym poziomie. Natomiast najwyższe stężenie kolejno dla (Z)-3-HAL odnotowano po zastosowaniu dawki 500 000 ng/ 50 µl. Przy 3h ekspozycji średnie wydzielanie było na poziomie 263,50 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 40). Dla (E)-2-HAL najwyższy średni poziom wydzielania odnotowano dla 3h ekspozycji i zastosowanego stężenia 500 000 ng/ 50 µl i wynosił on 24,08 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 41). W przypadku (Z)-3-HOL najwyższe średnie wydzielanie zachodziło po 3h ekspozycji przy stężeniu 500 000 ng/ 50 µl i wynosiło 57,48 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 42). Dla (E)-2-HOL podobnie jak w przypadku (Z)-3-HOL najwyższe wydzielanie miało miejsce po 3h ekspozycji przy zastosowanym stężeniu 500 000 ng/ 50 µl i wynosiło 26,90 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 43). Następnie dla (Z)-3-HAC najwyższe wydzielanie miało miejsce przy stężenia 500 000 ng/ 50 µl przy 3h ekspozycji i wynosiło 258,88 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 44).

Najwyższe poziomy wydzielania pozostałych związków również zachodziło po zastosowaniu stężenia 500 000 ng/ 50µl przy czasie ekspozycji 3h i kolejno wynosiły one dla 1-HAC 15,78 $ng \cdot h^{-1}$ (Ryc. 45), (Z)-OCI 497,80

ng·h^{-1} (Ryc. 46), LIN 54,55 ng·h^{-1} (Ryc. 47), MAT 268,61 ng·h^{-1} (Ryc. 48), IND 154,70 ng·h^{-1} (Ryc. 49), β-CAR 863,20 ng·h^{-1} (Ryc. 50), oraz dla (E)-β-FAR 870,30 ng·h^{-1} (Ryc. 51).

Ujmując pod względem procentowym ogólny udział LZO oraz LZOZL uzyskano dla okresu ekspozycji 1h oraz stosowanego stężenia 50 ng/ 50 µl średnie wydzielanie na poziomie 2,71 ng·h^{-1} z czego 100% stanowiły LZOZL. Po zastosowaniu stężenie 5 000 ng/ 50 µl rośliny wydzielały średnio 202,56 ng·h^{-1} z czego LZOZL stanowiły 34,31%, a 65,69% to LZO. Dla najwyższego stężenia 500 000 ng/ 50 µl po upływie 1h rośliny wydzielały średnio 1695,94 ng·h^{-1} z czego 28,27% to LZOZL a 71,73% stanowiły pozostałe LZO.

Tab. 28. Współczynniki korelacji między ilościami badanych związków wydzielonych przez pszenice jarą w reakcji na działanie dihydrojasmonu.

	(Z)-3-HAL	(E)-2-HAL	(Z)-3-HOL	(E)-2-HOL	Z-3-HAC	1-HAC	(Z)-OCI	LIN	MAT	IND	β-CAR	(E)-β-FAR
(Z)-3-HAL	-											
(E)-2-HAL	0,9563	-										
(Z)-3-HOL	0,9668	0,93	-									
(E)-2-HOL	0,9673	0,9301	0,9752	-								
(Z)-3-HAC	0,9893	0,9359	0,9559	0,96	-							
1-HAC	0,9525	0,8948	0,937	0,9355	0,9484	-						
(Z)-OCI	0,923	0,7981	0,9216	0,9167	0,9101	0,921	-					
LIN	0,9269	0,7976	0,9061	0,9106	0,9214	0,9361	0,9901	-				
MAT	0,9162	0,7862	0,9166	0,9142	0,9044	0,9195	0,9988	0,9897	-			
IND	0,9016	0,7612	0,8893	0,8843	0,8862	0,9237	0,9873	0,9865	0,9892	-		
β-CAR	0,9327	0,8129	0,9148	0,9038	0,9173	0,9298	0,9899	0,984	0,9874	0,9895	-	
(E)-β-FAR	0,9416	0,8237	0,9173	0,9147	0,9276	0,94	0,9928	0,9936	0,9903	0,9883	0,994	-
Wszystkie współczynniki korelacji istotne na poziomie 0,001												

Tab. 29. Średnie ilości wydzielanych lotnych związków organicznych w ng·h^{-1}, na skutek działania poszczególnych czynników oraz interakcje zachodzące między nimi.

Związek	Czas po którym zbierano LZO								
	1 h			Średnia dla stężeń dla 1h	3 h			Średnia dla stężeń dla 3 h	Średnia dla wszystkich stężeń
	Stężenie w ng/50µl				Stężenie w ng/50µl				
	50	5 000	500 000		50	5 000	500 000		
(Z)-3-HAL	1,12	26,89	192,53	73,51	3,44	53,72	263,46	106,89	90,20
(E)-2-HAL	0,05	2,71	22,77	8,51	0,09	5,76	24,08	9,98	9,24
(Z)-3-HOL	0,04	6,56	40,03	15,54	0,15	12,35	57,48	23,33	19,43
(E)-2-HOL	0,09	2,67	19,18	7,31	0,10	5,46	26,90	10,82	9,07
(Z)-3-HAC	1,38	29,27	194,95	75,20	3,36	57,94	258,88	106,73	90,96
1-HAC	0,04	1,42	10,05	3,83	0,05	2,63	15,78	6,15	4,99
(Z)-OCI	0,00	22,70	216,55	79,75	0,00	52,50	497,80	183,43	131,59
LIN	0,00	2,57	24,66	9,08	0,00	5,33	54,55	19,96	14,52
MAT	0,00	13,07	114,27	42,45	0,00	27,69	268,61	98,77	70,61
IND	0,00	7,23	61,27	22,83	0,00	17,01	154,70	57,24	40,03
β-CAR	0,00	48,05	392,20	146,75	0,00	103,40	863,20	322,20	234,48
(E)-β-FAR	0,00	39,45	407,50	148,98	0,00	87,90	870,30	319,40	234,19
Suma Średnich dla stężeń	2,71	202,56	1695,94	633,74	7,19	431,69	3355,77	1167,97	900,85

W przypadku roślin traktowanych roztworem dihydrojasmonu przez okres 3h dla stężenia 50 ng/50µl wydzielały średnio 7,19 ng·h^{-1}, w tym podobnie jak dla 1h ekspozycji LZOZL stanowiły 100%. W przypadku średniego stężenia 5 000 ng/50µl rośliny średnio wydzielały 431,69 ng·h^{-1}, z czego LZOZL stanowiły 31,94% a pozostałe LZO 68,06%, Po zastosowaniu najwyższego stężenia 500 000 ng/50µl rośliny średnio wydzielały 3355,77 ng·h^{-1} z czego LZOZL stanowiły zaledwie 19,27% a pozostałe LZO 80,73%.

Procentowy udział poszczególnych związków w wydzielanych przez rośliny mieszaninach na skutek działania poszczególnych stężeń oraz czasów ekspozycji przedstawiają wykresy (Ryc. 52– 57) zawarte w aneksie. W próbach pobranych po 1h działania na rośliny roztworem o stężeniu 50 ng/50µl w mieszaninie dominował (Z)-HAC (50,88%) oraz (Z)-3-HAL z udziałem 41,11% (Ryc. 52). Dla stężenia 5 000 ng/50µl odnotowano dla β-CAR (23,72%), (E)-β-FAR (19,48%), a udział pozostałych związków w mieszaninie był mniejszy od 15% (Ryc. 53). W przypadku stężenia 500 000 ng/50µl największy udział w mieszaninie miał (E)-β-FAR (24,03%) oraz β-CAR (23,13%), udział

pozostałych związków w mieszaninie był niższy od 15% (Ryc. 54). W przypadku traktowania roślin przez 3h stężeniem 50 ng/50µl najwyższym poziomem wydzielania charakteryzował się (Z)-3-HAL którego udział w mieszaninie wynosił 47,86%, oraz (Z)-3-HAC (46,74%) (Ryc. 55). Dla stężenia 5 000 ng/50µl najwyższy udział procentowy miał β-CAR (23,95%), (E)-β-FAR (20,36%), a udział każdego z pozostałych związków w mieszaninie wynosił mniej niż 15% (Ryc. 56). W przypadku stężenia 500 000 g/50µl największy swój udział miał (E)-β-FAR (25,93%), β-CAR (25,72%), (Z)-OCI (14,83%), a udział pozostałych poszczególnych związków w mieszaninie był niższy od 10% (Ryc. 57).

4.2. ANALIZA ZACHOWANIA OWADÓW

W ostatniej części doświadczeń przeprowadzono analizy zachowań imagines lednicy zbożowej, względem zadawanej mieszaniny związków za pomocą testu χ^2. Jednorazowo dla każdej z mieszanin i stężeń testowano po 20 samców i samic. Podczas doświadczenia każdy owad miał do wyboru ramię z danym stężeniem mieszaniny LZO (+Y) lub ramię z czystym heksanem (-Y). Wyniki wraz z wynikami testu χ^2 zawarte zostały w tabeli 30. Dla obydwu mieszanin przeprowadzono próbę kontrolną składającą się z 20 dorosłych samic i samców lednicy zbożowej, które podczas badania do wyboru miały dwa ramiona z czystym heksanem.

Mieszanina I w stężeniu 1 działała na samice wabiąco z czego 16 samic wybrało ramię z mieszaniną, a 4 ramię z czystym heksanem (-Y). W stężeniu 2 jak i 3 na obie płci mieszanina I działała repelentnie. W stężeniu 2, 17 samic wybrało ramię z czystym heksanem (-Y), a 3 ramię z zadawaną mieszaniną (+Y). W przypadku stężenia 3 miała miejsce podobna sytuacja, gdyż 18 samic wybrało ramię (-Y) a tylko 2 ramię (+Y). W przypadku samców dla stężenia 2 ramię (-Y) wybrało 15 z pośród 20 owadów. Podobnie dla stężenia 3 ramię (-Y) wybrało 16 na 20 samców (Tab. 30).

Mieszanina II w stężeniu 2 jak i 3 działała w sposób repelentny względem obydwu płci owadów. W przypadku zastosowania stężenia 2 17 spośród 20 samic wybrało ramię (–Y), a w przypadku samców 16 na 20 testowanych owadów wybrało ramię z czystym heksanem. Dla stężenia 3 18 na 20 samic wybrały ramię (–Y) a w przypadku samców 17 na 20 owadów wolało ramię bez zadawanej mieszaniny (-Y) (Tab. 30).

Tab. 30. Wyniki analizy zachowań owadów względem 2 badanych mieszanin LZO, oraz testu χ^2 dla obserwowanych stężeń.

	Stężenie w ng·min^{-1}	Ilość samic		χ^2 (1)	Ilość samców		χ^2 (1)
		+Y	–Y		+Y	–Y	
Mieszanina I	**Kontrola**	13	7	1,25 ni	10	10	0,05 ni
	Stężenie 1	**16**	4	6,05* (a)	12	8	0,45 ni
	Stężenie 2	**3**	17	8,45** (r)	5	15	4,05* (r)
	Stężenie 3	**2**	18	11,3*** (r)	4	16	6,05* (r)
Mieszanina II	**Kontrola**	9	11	0,05 ni	11	9	0,05 ni
	Stężenie 1	8	12	0,45 ni	6	14	2,45 ni
	Stężenie 2	3	17	8,45** (r)	4	16	6,05* (r)
	Stężenie 3	2	18	11,3*** (r)	3	17	8,45** (r)

Legenda:
(1) poziom istotności (ni–nie istotne), (*p<0,05), (p<0,01), (***p<0,001)**
r – repelent,
a – atraktant,
+Y – ramię tuby z testowaną mieszaniną lotnych związków organicznych rozcieńczonych w heksanie i uwalnianych z bibuły filtracyjnej,
– Y - ramię tuby tylko z heksanem uwalnianym z bibuły filtracyjnej.

5. DYSKUSJA

Badania własne, ale również wiele innych doniesień obrazuje istotność zależności między pokarmem, a lotnymi komponentami w odniesieniu do roślinożerców. Wiele państw europejskich, ale nie tylko, jest zainteresowanych obniżeniem ilości środków ochrony roślin wprowadzanych do środowiska, co obrazuje systematyczna redukcja tych preparatów, które wydają się być najbardziej szkodliwe (Bång 2007). W literaturze dotyczącej lotnych związków organicznych (LZO) wiele jest przykładów, gdzie owady rozróżniają gatunki roślin po specyficznych zapachach (Gohole i in. 2003) lub odmiany w obrębie jednego gatunku (Kappers i in. 2011), a nawet rożne fazy rozwojowe roślin (Vanbergen i in. 2007).

Rośliny są „chemicznymi fabrykami", które produkują tysiące związków organicznych od etylenu i metanolu do terpenoidów i alkaloidów. Około 100 000 związków chemicznych jest produkowanych i emitowanych przez rośliny, a 1 700 z nich to związki lotne. Związki te są uwalniane zarówno przez części wegetatywne roślin, jak i przez części generatywne. Ponadto emisja tych związków nie dotyczy tylko części nadziemnych, ale też podziemnych (Dicke i Loreto 2010, Holopainen i Gershenzon (2010).

Das i in. (2013) są przekonani, że biosynteza i emisja LZO jest główną drogą umożliwiającą kontakt z otoczeniem. McCormick i in. (2012) donoszą, że rośliny reagują na żerowanie owadów poprzez emisję mieszaniny LZO, które przywabiają wrogów naturalnych, zarówno roślinożerców jak i parazytoidy. Badania te wskazują, że związki uwalniane z uszkadzanych roślin są często specyficzne w zależności od gatunku owada, jego wieku, liczebności czy też sposobu żerowania. Sensoryczna percepcja LZO przez wrogów naturalnych roślinożerców jest także bardzo specyficzna, co zostało udowodnione w wielu badaniach dotyczących zachowań owadów. Dicke (2009), Heil (2008) oraz Fontana i in. (2011) uważają, że LZO indukowane żerowaniem owadów pełnią ważną rolę w ich przywabianiu lub odstraszaniu. Jednak ciągle mało badań dotyczy wrogów naturalnych agresorów lub parazytoidów. Kessler i Heil (2011) oraz Mumm i Dicke (2010) przekonują, że rośliny emitują mieszaniny LZO z wielu różnych organów i ich kompozycja jest ściśle uzależniona od gatunku rośliny, a więc również przynależności systematycznej. Rośliny emitują więc związki, które po żerowaniu owadów różnią się jakościowo i ilościowo od roślin nie poddanych stresowi biotycznemu. W efekcie z tym, te związki są rozpoznawalne dla określonej rodziny lub rodzaju owadów. Jednak należy pamiętać, że tak samo jak roślinożercy, inne organizmy takie jak wrogowie naturalni roślinożerców, także używają związki lotne jako sygnały informacyjne.

Gershenzon i Dudareva (2007) donoszą, że obfitość i różnorodność LZO uwalnianych przez różne gatunki roślin świadczyć może jedynie o specyficzności w komunikacji roślina-rośliożerca-wróg naturalny. Z drugiej strony Arimura i in. (2004), Danner i in. (2011), De Moraes i in. (2001), Kigathi i in. (2009)

oraz Schaub i in. (2010) sugerują, że główne komponenty uwalniane w konsekwencji żerowania owadów są uwalniane przez wiele gatunków roślin, np. monoterpeny - (E)-β-ocimen i linalol, seskwiterpeny - (E,E)-β-farnezen i (E)-β-kariofilen czy pochodne kwasów tłuszczowych znanych jako LZO zielonego liścia - (Z)-3-heksen-1-ol i octan (Z)-3-heksen-1-ylu. Agelopoulos i in. (2000) odkryli, że (E)-2-heksenal jest ważnym komponentem zdrowych liści ziemniaka, natomiast β-kariofilen, (E)-β-farnezen, (Z,Z)-α-farnezen, germacren-D i bebisabolen są raczej emitowane w śladowych ilościach.

W eksperymentach własnych także zaobserwowano znaczące różnice w wydzielaniu LZO. Rośliny kontrolne, nie poddane działaniu żerowania lednicy zbożowej nie wydzielały znaczących ilości związków lotnych. Wydzielanie to kształtowało się na poziomie śladowym, jednak wykrywalnym przez chromatograf gazowy. Z całą jednak pewnością można stwierdzić, że testowane rośliny zdrowe nie emitowały mieszaniny zapachów. W odniesieniu do roślin poddanych czynnikowi stresogennemu emisja była znacznie większa. Zidentyfikowano 17 LZO [(Z)-3-heksenal, (E)-2-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol, (E)-2-heksen-1-ol, β-pinen, β-myrcen, octan (Z)-3-heksen-1-ylu, octan-1-heksylu, 4-heptanon, (Z)-ocimen, linalol, tlenek linalolu, octan benzylu, salicylan metylu, indol, β-kariofilen, (E)-β-farnezen]. Ilościowo te same związki były produkowane i emitowane przez rośliny zarówno w odniesieniu do dwóch jak i jednej pary owadów żerujących na roślinie. Dwie pary owadów zasiedlających roślinę indukowały jednak znacznie silniejszy sygnał, przez co całkowita ilość LZO była większa w porównaniu do 1 pary owadów.

Z drugiej strony w sprzeczności do eksperymentów własnych Hare (2011) oraz Hare i Sun (2011) twierdzą, że mimo wielu znanych przykładów specyfiki w uwalnianiu LZO pod wpływem żerowania owadów w niektórych przypadkach różne gatunki owadów lub większa liczba agresorów na roślinie nie zwiększa ilości wydzielanych komponentów. Przykładem może być *Nicotiana attenuate*, która uwalnia podobne ilościowo i jakościowo związki, gdy jest atakowana przez gąsienice *Manduca quinquemaculata*, chrząszcze *Epitrix hirtipennis* lub pluskwiaki *Tupiocoris notatus*. Jednak Takabayashi i in. (1995) donoszą, że rośliny zaatakowane przez różne stadia rozwojowe tego samego gatunku owada mogą emitować różne mieszaniny lotnych związków. Przykładem może być parazytoid *Cotesia kariayi*, który był przywabiany do roślin atakowanych przez młodsze stadia rozwojowe larw *Pseudaletia separate*, gdyż potrzebują więcej czasu na dokończenie swojego rozwoju niż larwy starsze, co jest także korzystne dla parazytoida. Yoneya i in. (2009) zauważyli podobne zjawisko w przypadku drapieżcy *Aiolocaria hexaspilota*. Jednak z drugiej strony, jak podają Gouinguene i in. (2003) oraz Mattiacci i Dicke (1995) parazytoidy *Microplitis rufiventris* i *Cotesia glomerata* nie są w stanie rozróżnić różnych faz rozwojowych larw.

Leppik i Frérot (2012) twierdzą, że LZO są uważane za główne źródło informacji dla samic niektórych gatunków motyli, które używają sygnalizacji

chemicznej dla lokalizowania i rozpoznawania gospodarza. Ozawa i in. (2008) oraz Pichersky i Gershenzon (2002) twierdzą natomiast, że większość z testowanych związków w ich eksperymentach (15 LZO) np. jasmonian metylu, β-farnezen, octan (Z)-3-heksen-1-ylu, (E)-ocimen są ważne z punktu widzenia komunikacji między różnymi organizmami. Oprócz tego związki te są emitowane po żerowaniu owadów, które nie tylko odstraszają bezpośrednio owady, ale też przywabiają wrogów naturalnych i parazytoidy. Ngumbi i in. (2009) twierdzą, że w wielu badaniach dotyczących reakcji owadów na LZO często powtarzają się linalol, (E, E)-α-farnezen, (E)-2-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol i octan (Z)-3-heksen-1-ylu. Ponadto twierdzą, że zdolność owadów do rozróżniania mieszanin LZO nie jest związana z obecnością lub brakiem obecności pojedynczego komponentu w mieszaninie, ale raczej wiąże się z odpowiednimi proporcjami między poszczególnymi komponentami które tworzą tę mieszaninę. Karlsson i in. (2009) oraz Werner i in. (2009) donoszą, że w ich eksperymentach kariofilen jest dominującym seskwiterpenem i najobficiej emitowanym związkiem. Inne związki wydzielane w znacznych ilościach to (E)-β-farnezen, α-farnezen, (Z)-3-heksenol, (E)-2-heksenal, α-pinen, β-pinen, β-linalol, nonanal, α-elemen, germacren D, copaen, cubeben, β-elemen, limonen i β-myrcen. Niektóre z tych komponentów różnią się znacznie pod względem wydzielania lub były emitowane w śladowych ilościach.

McCormick et al. (2012) wskazują, że od początku odkrycia fenomenu LZO naukowcy starają się zrozumieć jaką informację niesie mieszanina tych związków uwalnianych przez rośliny po ataku agrofaga. Wrogowie naturalni nie tylko rozpoznają substancje chemiczne, ale także reagują na nie w zależności od składu tej mieszaniny i proporcji między poszczególnymi jej składnikami. Girón-Calva i in.. (2012) są przekonani, że LZO uwalniane z roślin uszkadzanych indukują odporność u roślin sąsiednich nie będących przedmiotem ataku. Heil i Karban (2010) twierdzą, że rośliny zdrowe mogą wzmocnić swoją obronę w stosunku do roślinożerców, patogenów grzybowych lub stresów abiotycznych kiedy są wystawione na działanie LZO emitowanych przez rośliny już poddane stresowi. Ten fenomen nazywany z ang. “priming” został opisany w odniesieniu do wielu roślin [Heil i Silva Bueno 2007]. i in. (2013) donoszą, że “ priming” oraz interakcja roślina-owad jest przedmiotem badań od kilkunastu lat. Heil i Karban (2010), Heil oraz Karban i Shiojiri (2009) wskazują jak ważny jest “priming” wewnątrz tej samej rośliny, gdzie jeden zaatakowany liść zapoczątkowuje obronę całej rośliny.

Webster i in. (2010) zauważają, że są znaczne różnice w tzw. chromatogramach czyli w profilach LZO w odniesieniu do indywidualnych roślin, nawet jeśli mają ten sam genotyp i są hodowane w tych samych warunkach. W związku z tym owady muszą posiadać niezwykle czułe i plastyczne mechanizmy odbierania tych związków (z ang. tzw. „odor coding system”), który będzie pozwalał na odróżnienie rośliny żywicielskiej od innego gatunku. Często główne komponenty mieszaniny odczytywanej przez owady do odróżnienia rośliny

żywicielskiej są ważniejsze niż inne występujące w mniejszych ilościach. Cha i in. (2008) podają, że usunięcie z syntetycznej mieszaniny LZO (E)-4,8-dimethylu-1,3,7-nonatrienu skutkowało silną redukcją przywabiania *Paralobesia viteana*, gdzie usunięcie z mieszaniny (E)-kariofilenu nie miało znaczącego efektu. Nojima i in. (2003) wskazują, że każda mieszanina LZO ma swoje ważne i mniej ważne komponenty. Przykładem może być mieszanina (octan etylu (54,9%), 3-methylbutan-1-ol (27,5%), octan isoamylu (0,9%), dimetyl trisulfidu (1,9%), 1-octen-3-ol (9,1%) i (E)-kariofilen (5,8%)), która przywabiała *Rhagoletis pomonella* do owoców *Cornus florida*. Dwa pierwsze komponenty okazały się być kluczowe, a inne mniej ważne. Także Van Wijk i in. (2008, 2011) dowodzą, że mieszaniny LZO mają większe znaczenie niż pojedyncze komponenty. Podają przykład mieszaniny (E)- i (Z)-β-ocimene, octanu (Z)-3-hexen-1-ylu, DMNT, TMTT i salicylanu metylu, która przywabiała drapieżne roztocza do roślinożerców. Natomiast pojedyncze komponenty z wyjątkiem salicylanu metylu były zdecydowanie mniej atrakcyjne lub w ogóle nie przywabiały drapieżców. Co bardzo ciekawe octan (Z)-3-hexen-1-ylu, gdy testowany jako pojedynczy komponent był silnym repelentem, natomiast w mieszaninie był związkiem kluczowym. Frost i in. (2007) i Rasmann i in. (2005) są przekonani, że zarówno seskwiterpeny jak i LZO zielonego liścia są ważnym elementem bezpośredniej obrony roślin. Fenomen ten jednak pozostaje ciągle niejasny, gdyż niektóre badania dowodzą, że wyższe stężenia pojedynczych związków powodują przywabianie wrogów naturalnych (Gols i in. 2003, Turlings i in. 2004), a inne doniesienia wskazują raczej, że silniejsza jest reakcja owadów, gdy mamy do czynienia z mieszaninami (Bruce i in. 2010, Das i in. 2007, Späthe i in. 2013).

W eksperymentach własnych także testowano mieszaniny LZO. Zastosowano 3 różne stężenia dla dwóch różnych mieszanin. Testowano dwie mieszaniny (mieszanina I - (Z)-3-heksenal, (E)-2-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol, (E)-2-heksen-1-ol, octan (Z)-3-heksen-1-ylu, octan 1-heksylu i mieszanina II - (Z)-ocimen, linalol, octan benzylu, salicylan metylu, β-kariofilen, (E)-β-farnezen) w trzech stężeniach (1-3). Generalnie zaobserwowano, że im większe stężenie tym silniejsza reakcja owadów dorosłych na testowane związki. W szczególności dotyczyło to samic lednicy zbożowej. Przywabianie było obserwowane tylko w przypadku samic, gdy testowano mieszaninę I w stężeniu 1. Samce reagowały nieco słabiej i nie były przywabiane do żadnej kombinacji testowanych związków.

Podobne badania przeprowadzili Von Arx i in. (2011) oraz Witzgall i in. (2005), którzy odkryli, że samce *Lobesia botrana* w badaniach elektrofizjologicznych reagowały na estry, aldehydy, alkohole, związki aromatyczne i terpeny. Cztery z tych związków (octan (Z)-3-heksen-1-ylu, 1-octen-3-ol, 1-heksanol i (E)-β-kariofilen) powodowały pozytywną (atraktant) reakcję owadów zarówno, gdy były testowane osobno jak i w mieszaninie. Tasin i in. (2007) zaobserwowali, że samice *Lobesia botrana* były przywabiane do mieszaniny LZO składającej się 10 komponentów (salicylan metylu, 1-octen-3-ol, 2-ethyl-1-

heksanol, (E)-β-kariofilen, (E)-β-farnezen, (E,E)-α-farnezen, (E)-4,8-dimethyl-1,3,7-nonatrien, linalol, (Z)-tlenek linalolu, (E)-tlenek linalolu). Becher i Guerin (2009) oraz Tasin i in. (2006) donoszą, że (E)-β-kariofilen i 1-heksanol są związkami, które pełnią kluczową rolę w „garniturze" LZO uwalnianych przez rośliny w kontekście przywabiania samic i samców *Lobesia botrana*.

Przez ostatnią dekadę nasze zrozumienie mechanizmów obronnych roślin przeciwko roślinożercom i patogenom znacznie wzrosło (Svoboda i Boland 2010). W eksperymentach własnych odnotowano, że syntetyczny dihydrojasmon stymulował rośliny do silniejszej reakcji odzwierciedlającej się zwiększoną emisją LZO. Stymulacja roślin dihydrojasmonem może być traktowana jako pierwszy element tzw. 'primingu'. Zaobserwowano następujące LZO: (Z)-3-heksenal, (E)-2-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol, (E)-2-heksen-1-ol, octanu (Z)-3-heksen-1-ylu, octanu 1-heksylu, (Z)-ocimen, linalol, salicylan metylu, indol, β-kariofilen, (E)-β-farnezen. Żadna z zastosowanych dawek nie zmieniła ilościowo bukietu LZO. Jednak aplikowane stężenia dihydrojasmonu oraz czas ekspozycji wpływał na LZO. Najwyższe zastosowane stężenie działało na rośliny najsilniej co przekładało się na całkowitą ilość uwolnionych LZO. Brak jest w literaturze światowej bezpośrednich doniesień dotyczących dihydrojasmonu, gdyż podobne zagadnienia nie były jeszcze badane. Można natomiast przytoczyć badania dotyczące (Z)-jasmonu lub salicylanu metylu, kwasu jasmonowego i kwasu salicylowego, które są uważane za bardzo ważne w aktywacji mechanizmu obronnego roślin.

Howe i Jander (2008) oraz Koo i Howe (2009) donoszą, że rośliny rozwinęły bardzo wyrafinowane strategie radzenia sobie z atakami ze strony drobnoustrojów i roślinożerców. Ich bezpośrednia obrona opiera się, na przykład, na wykorzystaniu cierni, wosków lub metabolitów wtórnych Wittstock i Gershenzon (2002), a obrona pośrednia wiąże się np. z emisją LZO uwalnianych w celu odstraszania roślinożerców lub przywabiania wrogów naturalnych Dicke i van Loon (2000).

Santino i in. (2013) zauważają, że rośliny często żyją w środowisku zdominowanym przez obecność podobnych lub różnych stresów. Wiele z mechanizmów aktywowanych przez rośliny w reakcji na czynniki abiotyczne lub biotyczne występujące w środowisku jest obecnie dobrze poznanych. Wiele fitohormonów odgrywa znaczącą rolę w rozwoju roślin, gdzie jednym z najważniejszych jest kwas jasmonowy. Das i in. (2013) donoszą, że rośliny komunikują się z roślinami sąsiednimi, owadami (roślinożercami i drapieżcami) oraz patogenami grzybowymi z włączeniem mikroorganizmów poprzez LZO, które są uwalniane w efekcie działalności szkodliwych owadów lub ataku ze strony patogenów grzybowych. Wśród tych związków najważniejsze wydają się być terpenoidy, LZO zielonego liścia, jasmonian metylu i salicylan metylu. Glazebrook (2005) oraz Spoel i in. (2007) donoszą, że kwas salicylowy odgrywa ważną rolę w wielu powiązaniach między roślinami, a patogenami poprzez aktywację mechanizmów obronnych. Ścieżki biosyntezy oparte na jasmonia-

nach i etylenie także odgrywają znaczącą rolę w interakcjach między roślinami a patogenami. Podobnie Tan i in. (2012), van Poecke i in. (2001) donoszą, że kwas jasmonowy i kwas salicylowy odgrywają ważną rolę w indukcji bezpośredniego mechanizmu obronnego roślin. Przykładem mogą być rośliny pomidora, które indukują zwiększoną koncentrację kwasu jasmonowego, którego zwiększone ilości chronią rośliny przed roślinożercami.

Cohen i Flescher (2009) podają, że jasmoniany, biosyntetyzowane i uwalniane przez rośliny w reakcji na uszkodzenia spowodowane czynnikami biotycznymi, zapewniają roślinom ochrony przeciwko infekcjom, ale również przeciwko roślinożercom. Wasternack (2014) twierdzi, że jasmoniany są kluczowymi komponentami sygnałowymi u roślin. Wiadomo, że są szeroko rozpowszechnione w całym świecie roślin. Gols i in. (2003), Schmelz i in. (2003) podają, że kwas jasmonowy jest włączony nie tylko w obronę bezpośrednią, ale także pośrednią. Jest głównym komponentem związanym z tzw. 'primingiem' oraz odpowiada za trzypoziomową interakcję między roślinami, roślinożercami i ich wrogami naturalnymi. Farag i Paré (2002), Lou i in. (2005), Thaler i in. (2002) donoszą, że zwiększony poziom zawartości w tkankach kwasu jasmonowego prowadzi bezpośrednio do biosyntezy i emisji monoterpenów, seskwiterpenów oraz LZO zielonego liścia.

Birkett i in. (2000) oraz Bruce i in. (2003) udowodnili, że cis-jasmon jest produkowany przez uszkadzane rośliny i wiadomym jest, że odgrywa on znaczącą rolę w obronie przeciwko roślinożercom. Okazał się być silnym repelentem dla mszyc *Nasonovia ribisnigri* (Mosh) i *Phorodon humuli* (Schrank), a także *Sitobion avenae* (Fabricius). Dang i in. (2012) podają, że cis-jasmon jest roślinnym aktywatorem mechanizmu obronnego bazującego na LZO i skierowanego przeciwko szkodnikom lub patogenom grzybowym. Także Brunissen i in. (2010), Glinwood i in. (2007), Rohwer i Erwin (2010), Simpson i in. (2011) udowodnili, że aplikacja cis-jasmonu lub jasmonianu metylu powoduje wzmocnienie odporności roślin na roślinożerców i pośrednio wpływało na różne gatunki mszyc. Vieira i in. (2013) oraz Yuan i in. (2009) zauważają, że u wielu roślin wtórny metabolit jakim jest cis-jasmon aktywuje metaboliczną ścieżkę, która pozwala na produkcję LZO, które odstraszają roślinożerców lub przywabiają wrogów naturalnych.

Reasumując, wyzwania i szanse dla nowoczesnej ochrony produkcji rolnej i żywności mogą zostać spełnione przez indukowanie szlaków obronnych u roślin do zwalczania szkodników, chorób i chwastów. Obecnie znanych jest wiele wtórnych metabolitów, które mogłyby być wykorzystane w nowoczesnej ochronie roślin, a także znane są ścieżki ich wytwarzania. Liczne grupy naukowe z całego świata pracują na indukcyjnych systemach obronnych. Nauka rozwija się szybko i obejmuje badania różnych szlaków obronnych oraz mechanizmów 'przełączania' możliwości obronnych w zależności od rodzaju stresu.

6. WNIOSKI

1. Wegetatywne części roślin pszenicy pod wpływem stresu biotycznego jakim było żerowanie owadów dorosłych lednicy zbożowej (*Aelia acuminata* L.). w fazie BBCH 32 emitowały kilkanaście lotnych związków organicznych.

2. Żerowanie owadów dorosłych lednicy zbożowej (zarówno 1 jak i 2 par owadów) indukowało rośliny pszenicy do biosyntezy i uwalniania 17. lotnych związków organicznych: (Z)-3-heksenalu, (E)-2-heksenalu, (Z)-3-heksen-1-olu, (E)-2-heksen-1-olu, β-pinenu, β-myrcenu, octanu (Z)-3-heksen-1-ylu, octanu 1-heksylu, 4-heptanonu, (Z)-ocimenu, linalolu, tlenku linalolu, octanu benzylu, salicylanu metylu, indolu, β-kariofilenu, (E)-β-farnezenu.

3. Rośliny pszenicy uwalniały w największych ilościach dwa spośród lotnych związków organicznych zielonego liścia - (Z)-3-heksenal i octan (Z)-3-heksen-1-ylu, zwłaszcza po 48-godzinnym czasie ekspozycji na działanie dwóch par owadów i 24-godzinnym zbiorze lotnych związków organicznych.

4. Najsilniejsza emisja innych lotnych związków miała miejsce po 72-godzinnym czasie ekspozycji w drugim i trzecim dniu zbierania związków w odniesieniu do dwóch par owadów, a dotyczyła takich komponentów, jak (Z)-ocimen, linalol, octan benzylu, salicylan metylu, β-kariofilen, (E)-β-farnezen.

5. Aplikacja syntetycznego dihydrojasmonu skutkowała syntezą i uwalnianiem przez pszenicę 12. lotnych związków organicznych: (Z)-3-heksenalu, (E)-2-heksenalu, (Z)-3-heksen-1-olu, (E)-2-heksen-1-olu, octanu (Z)-3-heksen-1-ylu, octanu 1-heksylu, (Z)-ocimenu, linalolu, salicylanu metylu, indolu, β-kariofilenu, (E)-β-farnezenu.

6. Najsilniejsza emisja lotnych związków miała miejsce po aplikacji dihydrojasmonu w stężeniu 500 000 ng/50µl i dotyczyła zarówno związków zielonego liścia, jak i pozostałych komponentów po 3h ekspozycji roślin na abiotyczny czynnik stresogenny. Były to następujące związki: (Z)-3-heksenal, octan (Z)-3-heksen-1-ylu, (Z)-ocimen, β-kariofilen, (E)-β-farnezen.

7. Zdrowe rośliny pszenicy nie poddane żadnemu z testowanych czynników stresogennych wydzielały tylko śladowe ilości lotnych związków organicznych.

8. W badaniach olfaktometrycznych z wykorzystaniem Y-tuby obserwowano silną reakcję owadów dorosłych (samice i samce lednicy zbożowej) na dwie testowane mieszaniny w trzech stężeniach.

9. Przywabianie owadów odnotowano w przypadku mieszaniny I i stężenia 1 tylko dla samic lednicy zbożowej. Pozostałe testowane stężenia obydwu mieszanin okazały się być silnymi repelentami dla owadów obydwu płci, w szczególności, gdy to stężenie wzrastało.

7. BIBLIOGRAFIA

[1] Agelopoulos N.G., Chamberlain K., Pickett J.A. 2000. Factors effecting volatile emission of intact potato plants, *Solanum tuberosum*: variability of quantities and stability of ratios. J. Chem. Ecol. 26: 497-511.

[2] Agrawal A.A. 2000. Mechanisms, ecological consequences and agricultural implications of tritrophic interactions. Curr. Opin. Plant Biol. 3: 329-335.

[3] Agrawal A.A., Janssen A., Bruin J., Posthumus M.A., Sabelis M.W. 2002. An ecological cost of plant defence: attractiveness of bitter cucumber plants to natural enemies of herbivores. Ecol. Lett. 5: 377-385.

[4] Agrawal A.A., Tuzun S., Bent E. 1999. Induced plant defenses against pathogens and herbivores. APS Press, St Paul, Minnesota.

[5] Agroatlas 2009. Interactive Agricultural Ecological Atlas of Russia and Neighboring Countries. Economic Plants ant their Diseases, Pests and Weeds 2003-2009. [online] http://www.agroatlas.ru/en/content/pests/Aelia_acuminata/. [dostęp 05.2013].

[6] Andresen J.A., Alagarswamy G., Rotz C.A., Ritchie J.T., Le Baron A.W. 2001. Weather impacts on maize, soybean, and alfalfa production in the Great Lakes region 1895-1996. Agron. J. 9: 1059-1070.

[7] Angiosperm Phylogen Website, version 13. [online] http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/. [dostęp 05.2013].

[8] Anonymous 2002. World wheat facts. Fact sheet November 2002. [online] https://www.worc.org/pdfs/world/wheatfacts.pdf. [dostęp 06.2013].

[9] Arimura G., Huber D.P.W., Bohlmann J. 2004. Forest tent caterpillars (*Malacosoma disstria*) induce local and systemic diurnal emissions of terpenoid volatiles in hybrid poplar (*Populus trichocarpa x deltoides*): cDNA cloning, functional characterization, and patterns of gene expression of (-)-germacrene D synthase, PtdTPS1. Plant J. 37: 603–616.

[10] Babilas W., Kagan F., Piekarczyk K. 1991. Poradnik ochrony roślin. PWRiL, Warszawa.

[11] Baldwin I.T. 2001. An ecologically motivated analysis of plant-herbivore interactions in native tobacco. Plant Physiol. 127: 1449-1458.

[12] Banchio E., Zygadlo J., Valladares G.R. 2004. Effects of mechanical wounding on essential oil composition and emission of volatiles from Minthostachys mollis. J. Chem. Ecol. 31(4): 719-727.

[13] Bång U. 2007. Screening of natural plant volatiles to control the potato (*Solanum tuberosum*) pathogens *Helminthosporium solani, Fusarium solani, Phoma foveata* and *Rhizoctonia solani*. Potato Res. 50: 185–203.

[14] Becher P.G., Guerin P.M. 2009. Oriented responses of grapevine moth larvae *Lobesia botrana* to volatiles from host plants and an artificial diet on a locomotion compensator. J. Insect Physiol. 55: 384–393.
[15] Bell M.A., Fischer R.A. 1994. Using yield prediction models to assess yield grains – a case study for wheat. Field Crop. Res. 36: 161-166.
[16] Bi J.L., Toscano N.C. 2007. Current status of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum*, susceptibility to neonicotinoid and conventional insecticides on strawberries in southern California. Pest Manag. Sci. 63: 747-752.
[17] Birkett M.A., Campbell C.A.M., Chamberlain K., Guerrieri E., Hick A.J., Martin J.L., Matthes M., Napier J.A., Pettersson J., Pickett J.A., Poppy G.M., Pow E.M., Pye B.J., Smart L.E., Wadhams G.H., Wadhams L.J., Woodcock C.M. 2000. New roles for cis-jasmone as an insect semiochemical and in plant defense. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 97(16): 9329-9334.
[18] Blackmer J.L., Rodriguez-Saona C., Byers J.A., Shope K.L., Smith J.P. 2004. Behavioral response of *Lygus hesperus* to conspecifics and headspace volatiles of alfalfa in a Y-tube olfactometer. J. Chem. Ecol. 30(8): 1547-1564.
[19] Boczek J. 1996. Stan i perspektywy walki biologicznej z chwastami. Postępy Nauk Roln. 4: 77-89.
[20] Boczek J. 2001. Nauka o szkodnikach roślin uprawnych. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
[21] Bruce T.J.A., Martin J.L., Pickett J.A., Pye B.J., Smart L.E., Wadhams L.J. 2003. Cis-jasmone treatment induces resistance in wheat plants against the grain aphid, *Sitobion avenae* (Faricius) (Homoptera: *Aphididae*). Pest Manag. Sci. 59: 1031-1036.
[22] Bruce T.J.A., Midega C.A.O., Birkett M.A., Pickett J.A., Khan Z.R. 2010. Is quality more important than quantity? Insect behavioural responses to changes in a volatile blend after stemborer oviposition on an African grass. Biol. Lett. 6: 314–317.
[23] Brunissen L., Vincent C., Le Roux V., Giordanengo P. 2010. Effects of systemic potato response to wounding and jasmonate on the aphid *Macrosiphum euphorbiae* (Sternorryncha: *Aphididae*). J. Appl. Entomol. 134(7): 562–571.
[24] Buczek J., Szpunar-Krok E., Tobiasz-Szalach R., Bobrecka-Jamro D. 2012. Wpływ gęstości siewu i dawki tribenuronu metylu na zachwaszczenie pszenicy jarej. Prog. Plant Prot. 52(1): 62-66.
[25] Bunalski M., Nowacki J. 1996. Szkodniki roślin uprawnych. Wydawnictwo Medix-Plus, Poznań.
[26] Buntin G.D., Flanders K.L., Slaughter R.W., De Lamar Z.D. 2004. Damage loss assessment and control of the cereal leaf beetle (Coleoptera: *Chrysomelidae*) in winter wheat. J. Econ. Entomol. 97(2): 374-382.

[27] Cardoza Y.J., Albron H.T., Tumlinson J.H. 2002. In vivo volatile emissions from peanut plants induced by simultaneous fungal infection and insect damage. J. Chem. Ecol. 28: 161-174.
[28] Cardoza Y.J., Teal P.E.A., Tumlinson J.H. 2003. Effect of peanut plant fungal infection on oviposition preference by Spodoptera exigua and on host-searching behavior by *Cotesia marginiventris*. Environ. Entomol. 32(5): 970-976.
[29] Cha D.H., Nojima S., Hesler S.P., Zhang A., Linn C.E., Roelofs W.L., Loeb G.M. 2008. Identification and field evaluation of grape shoot volatiles attractive to female grape berry moth (*Paralobesia viteana*). J. Chem. Ecol. 34: 1180–1189.
[30] Chamberlain K., Pickett J.A., Woodcock C.M. 2000. Plant signalling and induced defense in insect attack. Mol. Plant Pathol. 1: 67-72.
[31] Ciepielewska D., Kordan B., Sadej W. 2001. Szkodniki roślin uprawnych. Wydawnictwo Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego, Olsztyn.
[32] Coble H.D. 1995. Rationalizing weed control options for the future. Second Int. Weed Contr. Congr., Copenhagen 4: 1169-1174.
[33] Cohen S., Flescher E. 2009. Methyl jasmonate: a plant stress hormone as an anti-cancer drug. Phytochem. 70: 1600–1609.
[34] Dang X., Hu Ch., Chen Z., Wang S., Hu S. 2012. Electrochemical characteristics of cis-jasmone in acid media at multi-wall carbon nanotube-Nafion composite film modified electrode and its analytical application. Electrochim. Acta 81: 239– 245.
[35] Dankowska E. 2006. Słów kilka o kwarantannie. Hasło Ogrodnicze 1: 40-44.
[36] Danner H., Boeckler A., Irmisch S., Yuan J.S., Chen F., Gershenzo, J., Unsicker S., Köllner T. 2011. Four terpene synthases produce major compounds of the gypsy moth feeding-induced volatile blend of Populus trichocarpa. Phytochem. 72: 897–908.
[37] Das A., Lee S.H., Hyun T.K., Kim S.W., Kim J.Y. 2013. Plant volatiles as method of communication. Plant Biotechnol. Rep. 7: 9–26.
[38] Das P.D., Raina R., Prasad A.R., Sen A. 2007. Electroantennogram responses of the potato tuber moth, *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera*; Gelichiidae*) to plant volatiles. J. Biosci. 32: 339–349.
[39] De Moraes C.M., Lewis W.J., Paré P.W, Alborn H.T., Tumlinson J.H. 1998. Herbivore-infested plants selectively attract parasitoids. Nature 393: 570-573.
[40] De Moraes C.M., Mescher M.C., Tumlinson J.H. 2001. Caterpillar-induced nocturnal plant volatiles repel nonspecific females. Nature 410: 577-580.
[41] Degenhardt J., Gershenzon J., Baldwin I.T., Kessler A. 2003. Attracting friends to feast on foes: engineering terpene emission to make crop

plants more attractive to herbivore enemies. Curr. Opin. Biotech. 14: 169-176.

[42] Deng C.H., Li N., Zhu W.M., Qian J., Yang X.F., Zhang X.M. 2005. Rapid determination of C6-aldehydes in tomato plant emission by gas chromatography–mass spectrometry and solid-phase microextraction with on-fiber derivatization. J. Sep. Sci. 28: 172-176.

[43] Deng C.H., Song G.X., Hu Y.M. 2004. Rapid determination of volatile compounds emitted from *Chimonanthus praecox* flowers by HS-SPME-GC-MS. Z. Naturforsch. 59c(9/10): 636-640.

[44] Dicke M. 1999. Evolution of induced indirect defense of plants. [In]: The Ecology and Evolution of Inducible Defenses, Tollrian R., Harvell C.D. eds.. Princeton University Press, Princeton, New Jersey 62-88.

[45] Dicke M., Van Beek T.A., Posthumus M.A., Ben Dom N., Van Bokhoven H., De Groot A.E. 1990. Isolation and identification of volatile kairomone that affects acarine predator–prey interactions. J. Chem. Ecol. 16: 381-396.

[46] Dicke M. 2009. Behavioural and community ecology of plants that cry for help. Plant Cell Environ. 32: 654–665.

[47] Dicke M., Loreto F. 2010. Induced plant volatiles: from genes to climate change. Trends Plant Sci. 15(3): 115-117.

[48] Dicke M., van Loon J.J.A. 2000. Multitrophic effects of herbivore-induced plant volatiles in an evolutionary context. Entomol. Exp. Appl. 97: 237–249.

[49] Dimitrijevic B., Jelic M., Lomovic S. 1999. The effect of mineral nutrition on the damage degree of spring wheat by *Lema melanopus* L. (Coleoptera: *Chrysomelidae*). Acta Entomologica Serbica 4(1/2): 49-55.

[50] Du Y.J, Poppy G.M., Powell W., Pickett J.A., Wadhams L.J., Woodcock C.M. 1998. Identification of semiochemicals released during aphid feeding that attract parasitoid, *Aphidius ervi*. J. Chem. Ecol. 24(8): 1355-1368.

[51] Duer I., Fotyma M., Madaj A. (red.) 2004. Kodeks Dobrej Praktyki Rolniczej. Fundacja Programów Pomocy dla Rolnictwa, Warszawa.

[52] Engelberth J., Alborn H.T., Schmelz E.A., Tumlinson J.H. 2004. Airborne signals prime plants against insect herbivore attack P. Natl. Acad. Sci. USA 101(6): 1781--1785.

[53] EPPO 1988. EPPO lists of A1 and A2 quarantine organism. EPPO Publications Series B No. 92.

[54] FAO 1979, Revised Text of the International Plant Protection Convention. N6101. FAO, Rome, Italy.

[55] FAOStat – Food and Agriculture Organization of the United Nation Statistic Division. [online] http://faostat3.fao.org/download/Q/QC/E. [dostęp: 04.2013].

[56] Farag M.A., Paré P.W. 2002. C6-green leaf volatiles trigger local and systemic VOC emissions in tomato. Phytochem. 61: 545-554.

[57] Fontana A., Held M., Fantaye Ch.A., Turlings T.C., Degenhardt J., Gershenzon J. 2011. Attractiveness of constitutive and herbivore-induced sesquiterpene blends of maize to the parasitic wasp *Cotesia marginiventris* (Cresson). J. Chem. Ecol. 37: 582–591.
[58] Frost C.J., Appel H.M., Carlson J.E., De Moraes C.M., Mescher M.C., Schultz J.C. 2007. Within-plant signalling via volatiles overcomes vascular constraints on systemic signalling and primes responses against herbivores. Ecol. Lett. 10: 490–498.
[59] Gershenzon J., Dudareva N. 2007. The function of terpene natural products in the natural world. Nat. Chem. Biol. 3: 408–414.
[60] Girón-Calva P.S., Molina-Torres J., Heil M. 2012. Volatile dose and exposure time impact perception in neighboring plants. J. Chem. Ecol. 38: 226–228.
[61] Glazebrook J. 2005. Contrasting mechanisms of defense against biotrophic and necrotrophic pathogens. Ann. Rev. Phytopathol. 43: 205–227.
[62] Glinwood R., Gradin T., Karpinska B., Ahmed E., Jonsson L., Ninkovic V. 2007. Aphid acceptance of barley exposed to volatile phytochemicals differs between plants exposed in daylight and darkness. Plant Signal. Behav. 2: 321–326.
[63] Goff S.A., Klee H.J. 2006. Plant volatile compounds: Sensory cues for health and nutritional value? Science 311: 815-819.
[64] Gohole L.S., Overholt W.A., Khan Z.R., Vet L.E.M. 2003. Role of volatiles emitted by host and non-host plants in the foraging behaviour of *Dentichasmias busseolae*, a pupal parasitoid of the spotted stemborer *Chilo partellus*. Entomol. Exp. Appl. 107: 1–9.
[65] Gols R., Rossjen M., Dijkman H., Dicke M. 2003. Induction of direct and indirect plant responses by jasmonic acid, low spider mite densities, or a combination of jasmonic acid treatment and spider mite infestation. J. Chem. Ecol. 29: 2651–2666.
[66] Gouinguene S., Alborn H., Turlings T.C.J. 2003. Induction of volatile emissions in maize by different larval instars of *Spodoptera littoralis*. J. Chem. Ecol. 29: 145–162.
[67] Haliniarz M. 2010. Wpływ gęstości łanu na dynamikę przyrostu biomasy pszenicy jarej i chwastów. Prog. Plant Prot. 44(2): 788-790.
[68] Häni F., Popow G., Reinhard H., Schwarz A., Tanner K., Vorlet M. 1998. Ochrona roślin rolniczych w uprawie integrowanej: choroby, szkodniki, organizmy pożyteczne. PWRiL, Warszawa: 335.
[69] Hare J.D. 2011. Ecological role of volatiles produced by plants in response to damage by herbivorous insects. Ann. Rev. Entomol. 56: 161–180.
[70] Hare J.D., Sun J.J. 2011. Production of induced volatiles by *Datura wrightii* in response to damage by insects: effect of herbivore species and time. J. Chem. Ecol. 37: 751–764.

[71] Hatanaka A. 1993. The biogeneration of green odour by green leaves. Phytochem. 34: 1201-1218.
[72] Heil M. 2008. Indirect defence via tritrophic interactions. New Phytol. 178: 41–61.
[73] Heil M., Karban R. 2010. Explaining evolution of plant communication by airborne signals. Trends Ecol. Evol. 25: 137–144.
[74] Heil M., Silva Bueno J.C. 2007. Within-plant signaling by volatiles leads to induction and priming of an indirect plant defense in nature. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 104: 5467–5472.
[75] Hilker M., Rohfritsch O., Meiners T. 2002. The plant's response towards insect egg deposition [In]: Chemoecology of Insect Eggs and Egg Deposition. Hilker M., Meiners T. (eds.) Blackwell, Berlin, 61-90.
[76] Hoballah M.E.F., Turlings T.C.J. 2005. The role of fresh versus old leaf damage in the attraction of parasitic wasps to herbivore-induced maize volatiles. J. Chem. Ecol. 31(9): 2003-2018.
[77] Holopainen J.K., Gershenzon J. 2010. Multiple stress factors and the emission of plant VOCs. Trends Plant Sci. 15(3): 176-184.
[78] Hountondji F.C.C, Sabelis M.W., Hanna R., Janssen A. 2005. Herbivore-induced plant volatiles trigger sporulation in entomopathogenic fungi: the case of *Neozygites tanajoae* infecting the cassava green mite. J. Chem. Ecol. 31(5): 1003-1021.
[79] Howe G.A., Jander G. 2008. Plant immunity to insect herbivores. Annu. Rev. Plant. Biol. 59: 41–66.
[80] Hurle K. 1996. Weed management impact on the abiotic environment in particular on water and air quality. Second Int. Weed Contr. Congr. Copenhagen 3: 1153-1158.
[81] James D.G. 2003. Synthetic herbivore-induced plant volatiles as field attractants for beneficial insects. Environ. Entomol. 32: 977-982.
[82] Kappers I.F., Hoogerbrugge H., Bouwmeester H.J., Dicke M. 2011. Variation in herbivory-induced volatiles among cucumber (*Cucumis sativus* L.) varieties has consequences for the attraction of carnivorous natural enemies. J. Chem. Ecol. 37: 150–160.
[83] Karban R., Baldwin I.T. 1997. Induced responses to herbivory. Univ. Press Chicago.
[84] Karban R., Shiojiri K. 2009. Self-recognition affects plant communication and defense. Ecol. Lett. 12: 502–506.
[85] Karic N. 2003. Effects of temperature on the development of *Oulema melanopus* L. (Coleoptera: *Chrysomelidae*). Works of the Faculty of Agriculture University of Sarajevo 48(52): 57-68.
[86] Karlsson M.F., Bigersson G., Prado A.M.C., Bosa F., Bengtsson M., Witzgall P. 2009. Plant odor analysis of potato: response of Guatemalan moth to above and belowground potato volatiles. J. Agr. Food Chem. 57: 5903–5909.

[87] Kessler A., Baldwin I.T. 2001. Defensive function of herbivore-induced plant volatile emissions in nature. Science 291: 2141-2144.
[88] Kessler A., Heil M. 2011. The multiple faces of indirect defences and their agents of natural selection. Funct. Ecol. 25: 348–357.
[89] Kigathi R.N., Unsicker S.B., Reichelt M., Kesselmeier J., Gershenzon J., Weisser W.W. 2009. Emission of volatile organic compounds after herbivory from *Trifolium pretense* L. Under laboratory and field conditions. J. Chem. Ecol. 35: 1335–1348.
[90] Kochman J., Węgorek W. (red.) 1997. Ochrona roślin. Wydawnictwo Plantpress. Kraków: 701.
[91] Koo A.J.K., Howe G.A. 2009. The wound hormone jasmonate. Phytochem. 70: 1571–1580.
[92] Korbas M. 1998. Choroby i szkodniki zbóż. Wydawnoctwo Multum H M, Poznań.
[93] Korcz A. 1994. Diagnostyka szkodników roślin i ich wrogów naturalnych. Wydawnictwo SGGW, Warszawa: 246 -248.
[94] Kozłowski M., Boczek J., Miczulski B., Zawirska I., Achramowicz J., Wiech K., Wnuk A., Korcz A., Burdajewicz S., Romanow-Żmudowska A. 1994. Diagnostyka szkodników roślin i wrogów naturalnych. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
[95] Kranz J. 2005. Interactions in pest complexes and their effects on yield. Z. Pflanzenk. Pflanzen. 112(4): 366-385.
[96] Krawczyk A., Heruj M. 2008. Pojaw form anholocyklicznych mszycy czeremchowo-zbożowej (*Rhopalosiphum padi* L.) w województwie opolskim. Prog. Plant Prot. 48 (3): 898 – 902.
[97] Leppik E., Frérot B. 2012. Volatile organic compounds and host-plant specialization in European corn borer E and Z pheromone races. Chemoecology 22: 119–129.
[98] Lipa J. J., Zych A. 1994. Kwarantannowe agrofagi Europy. Inspektorat Kwarantannowy Roślin. Warszawa: 1-7.
[99] Lobell D., Asner G. 2003. Climate and management contributions to recent trends in US agricultural yields. Science 299: 1032.
[100] Lobell D.B., Ortiz-Monasterio J.I., Asner G.P., Matson P.A., Naylor R.L., Falcon W.P. 2005. Analysis of wheat yield and climatic trends in Mexico. Field Crop. Res. 94: 250-256.
[101] Lou Y.G., Du M.H., Turlings T.C., Cheng J.A., Shan W.F. 2005. Exogenous application of jasmonic acid induces volatile emissions in rice and enhances parasitism of *Nilaparvata lugens* eggs by the parasitoid *Anagrus nilaparvatae*. J. Chem. Ecol. 31: 1985–2002.
[102] Maffei M. E. 2010. Site of syntesis, biochemistry and functional role of plant volatiles. South Afr. J. Bot. 76: 612-631.
[103] Marocchi G. 1989. New Problems in weed control in Italy. Proc. VII Int. Symp. Biol. Contr. Weeds, Rome Italy, 633-637.

[104] Martel J.W., Alford A.R., Dickens J.C. 2005. Laboratory and greenhouse evalu-ation of a synthetic host volatile attractant for Colorado potato beetle, *Leptinotarsa decemlineata* (Say). Agr. Forest Entomol. 7: 71-78.
[105] Matteson P.C. 1995. The 50% pesticide cuts in Europe: a glimpse of our future? Am. Entomol. 41: 210-220.
[106] Mattiacci L., Dicke M. 1995. The parasitoid *Cotesia glomerata* (Hymenoptera: *Braconidae*) discriminates between first and 5th larval instars of its host *Pieris brassicae*, on the basis of contact cues from frass, silk, and herbivore-damaged leaf tissue. J. Insect Behav. 8: 485–498.
[107] Mattiacci L., Rocca B.A., Scascighini N., D'Alessandro M., Hern A., Dorn S. 2001. Systemically induced plant volatiles emitted at the time of „danger". J. Chem. Ecol. 27(11): 2233-2252.
[108] Mc Cormick A.C., Unsicker S.B., Gershenzon J. 2012. The specificity of herbivore-induced plant volatiles in attracting herbivore enemies. Trends Plant Sci. 17(5): 303-310.
[109] Morris C. F., Rose S. P. 1996. Wheat. [In] Henry R. J. (eds.) 1996. Cereale Grain Quality, Springer-Science + Business Media B.V.
[110] Moss S.R., Rubin B. 1993. Herbicide – resistant weeds: a wordlwide perspective. J. Agric. Sci. 120: 141-148.
[111] Mrówczyński M., Boroń M., Wachowiak H. 2005. Ochrona zbóż przed szkodnikami. Agroserwis 2: 68-80
[112] Mrówczyński M., Kaniuczka Z., Bereś P. K., Pruszyński G., Bubniewicz P., Wachowiak H. 2007. Podręczny atlas szkodników pszenicy. Plantpress Sp. z o.o., Kraków.
[113] Mumm R., Dicke M. 2010. Variation in natural plant products and the attraction of bodyguards involved in indirect plant defense. Can. J. Zool. 88: 628–667.
[114] Naylor R.L., Falcon W.P., Puente-Gonzalez A. 2001. Policy Reforms and Mexican Agriculture: Views from the Yaqui Valley. CIMMYT Economics Program Paper No. 01-01. CIMMYT, Mexico, D.F.
[115] Neveu N., Grandgirard J., Nenon J.P., Cortesero A.M. 2002. Systemic release of herbivore-induced plant volatiles by turnips infested by concealed root-feeding larvae *Deliaradicum* L. J. Chem. Ecol. 28: 1717-1731.
[116] Ngumbi E., Chen L., Fadamiro H.Y. 2009. Comparative GC-EAD responses of a specialist (*Microplitis croceipes*) and a generalist (*Cotesia marginiventris*) parasitoid to cotton volatiles induced by two caterpillar species. J. Chem. Ecol. 35: 1009–1020.
[117] Nicholls N. 1997. Increased Australian wheat yield due to recent climate trends. Nature 387: 484-485.
[118] Nojima S., Linn C., Roelofs W. 2003. Identification of host fruit volatiles from flowering dogwood (*Cornus florida*) attractive to

dogwood origin *Rhagoletis pomonella* flies. J. Chem. Ecol. 29: 2347–2357.
[119] Oerke E.C. 2006. Crop losses to pests. J. Agr. Sci. 144(1): 31-43.
[120] Oerke E.C., Dehne H.W. 2004. Safeguarding production - losses in major crops and the role of crop protection. Crop Prot. 23(4): 275-285.
[121] Oleson B. T. 1994. World wheat production, utilization and trade. In Bushuk W., Rasper V. F. (eds.) 1994. Wheat. Springer-Science+Business Media B.V.
[122] Ozawa R., Shiojiri K., Sabelis M., Takabayashi J. 2008. Maize plants sprayed with either jasmonic acid or its precursor, methyl linolenate, attract armyworm parasitoids, but the composition of attractants differs. Entomol. Exp. Appl. 129: 189–199.
[123] Paré P.W., Tumlinson J.H. 1999. Plant volatiles as a defense against insect herbivores. Plant Physiol. 121: 325-331.
[124] Paschold A., Halitschke R., Baldwin I.T. 2006. Using 'mute' plants to translate volatile signals. Plant J. 45: 275-291.
[125] Pearse I.S., Hughes K., Shiojiri K., Ishizaki S., Karban R. 2013. Interplant volatile signaling in willows: revisiting the original talking trees. Oecologia 172: 869–875.
[126] Peterson R.K.D., Shama L.M. 2005. A comparative risk assessment of genetically engineered, mutagenic, and conventional wheat production systems. Transgenic Res. 14: 859-875.
[127] Pichersky E., Gershenzon J. 2002. The formation and function of plant volatiles: perfumes for pollinator attraction and defense. Curr. Opin. Plant Biol. 5: 237–243.
[128] Pickett J.A., Poppy G.M. 2001. Switching on plant genes by external chemical signals. Trends Plants Sci. 6: 137-139.
[129] Pickett J.A., Rasmussen H.B., Woodcock C.M., Matthes W., Napier J.A. 2003. Plant stress signalling: understanding and exploiting plant-plant interactions. Biochem. Soc. 31: 123-127.
[130] Pingali P.L., Heisey P.W. 1999. Cereal Productivity in Developing Countries: Past Trends and Future Prospects. CIMMYT Economics Program Paper 99–03. CIMMYT, Mexico.
[131] Pławilszczikow N. 1972. Klucz do oznaczania owadów. Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne. Warszawa.
[132] Rasmann S., Köllner T.G., Degenhardt J., Hiltpold I., Toepfer S., Kuhlmann U., Gershenzon J., Turlings T.C.J. 2005. Recruitment of entomopathogenic nematodes by insect-damaged maize roots. Nature 434: 732-737.
[133] Raymond B., Sayyed A.H., Hails R.S., Wright D.J. 2007. Exploiting pathogens and their impact on fitness costs to manage the evolution of resistance to *Bacillus thuringiensis*. J. Appl. Ecol. 44: 768-780.

[134] Razaq M., Suhail A., Arif M.J., Aslam M., Sayyed A.H. 2007. Effect of rota-tional use of insecticides on pyrethroids resistance in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: *Noctuidae*). J. Appl. Entomol. 131(7): 460-465.
[135] Reddy G.V.P., Guerrero A. 2004. Interactions of insect pheromones and plant semiochemicals. Trends Plant Sci. 9: 253-261.
[136] Reddy G.V.P., Holopainen J.K, Guerrero A. 2002. Olfactory responses of *Plutella xylostella* natural enemies to host pheromone, larval frass, and green leaf volatiles. J. Chem. Ecol. 28: 131-143.
[137] Reichholf-Riehm H. 1997. Leksykon przyrody – Owady. Bertelsmann Publishing, Warszawa.
[138] Reinhardt C.F. 2000. Weed management practices in natural ecosystems: a critical overview. Koedoe 43(1): 67-74.
[139] Reyes M., Franck P., Charmillot P.J., Ioriatti C., Olivares J., Pasqualini E., Sau-phanor B. 2007. Diversity of insecticide resistance mechanisms and spectrum in European populations of the Codling moth, *Cydia pomonella*. Pest Manag. Sci. 63: 890-902.
[140] Rocznik Statystyczny Rolnictwa 2012. GUS, Warszawa 2012.
[141] Rohwer C.L., Erwin J.E. 2010. Spider mites (*Tetranychus urticae*) perform poorly on and disperse from plants exposed to methyl jasmonate. Entomol. Exp. Appl. 137: 143–152.
[142] Rosegrant M., Paisner M., Meijer S., Witcover J. 2001. Global food projections to 2020: Emerging trends and alternative futures. International Food Policy Research Institute, Washington, D.C.
[143] Rozporządzenie Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 21 lutego 2008r. w sprawie zapobiegania wprowadzaniu i rozprzestrzenianiu się organizmów kwarantannowych, Dz. U. nr 46, poz. 272.
[144] Ruszkowska M., Stróżyński P. 2007. Mszyce na oziminach. IOR – PIB, Poznań.
[145] Santino A., Taurino M., De Domenico S., Bonsegna S., Poltronieri P., Pastor V., Flors V. 2013. Jasmonate signaling in plant development and defense response to multiple (a)biotic stresses. Plant Cell Rep. 32: 1085–1098.
[146] Scascighini N., Mattiacci L., D'Alessandro M., Hern A., Rott A.S., Dorn S. 2005. New insights in analysing parasitoid attracting synomones: early volatile emission and use of stir bar sorptive extraction. Chemoecology 15: 97-104.
[147] Schaub A., Blande J.D., Graus M., Oksanen E., Holopainen J.K., Hansel A. 2010. Real-time monitoring of herbivore induced volatile emissions in the field. Physiol. Plant. 138: 123–133.
[148] Schmelz E.A., Alborn H.T., Banchio E., Tumlinson J.H. 2003. Quantitative relationships between induced jasmonic acid levels and volatile emission in *Zea mays* during *Spodoptera exigua* herbivory. Planta 216: 665–673.

[149] Schnee C., Kollner T.G., Held M., Turlings T.C.J., Gershenzon J., Degenhardt J. 2006. The products of a single maize sesquiterpene synthase form a volatile defense signal that attracts natural enemies of maize herbivores. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 103(4): 1129-1134.
[150] Sears E. R. 1954. The aneuploids of common wheat. Missouri Agr. Expt. Sta. Res. Bull. 572:59
[151] Shiojiri K., Takabayashi J., Yano S., Takafuji A. 2000. Flight response of parasitoids toward plant-herbivore complexes: A comparative study of two parasi-toid herbivore systems on cabbage plants. Appl. Entomol. Zool. 35: 87-92.
[152] Simpson M., Gurr G.M., Simmons A.T., Wratten S.D., James D.G., Leeson G., Nicol H.I., Orre-Gordon G.U.S. 2011. Attract and reward: combining chemical ecology and habitat manipulation to enhance biological control in field crops. J. Appl. Ecol. 48: 580–590.
[153] Sivasankar S., Sheldrick B., Rothstein S.J. 2000. Expression of allene oxide syn-thase determines defense gene activation in tomato. Plant Physiol. 122: 1335-1342.
[154] Späthe A., Reinecke A., Olsson S.B., Kesavan S., Knaden M., Hansson B.S. 2013. Plant species and status-specific odorant blends guide oviposition choice in the moth Manduca sexta. Chem. Senses 38: 147–159.
[155] Spoel S.H., Johnson J.S., Dong X. 2007. Regulation of tradeoffs between plant defenses against pathogens with different lifestyles. Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 104: 18842–18847.
[156] Staněk V.J. 1972. Wielki atlas owadów. Państwowe wydawnictwo rolnicze i leśne, Warszawa: 99.
[157] Stażyński P., Trzmiel K. 2008. Struktura jesiennych populacji mszycy czeremchowo – zbożowej (*Rhopalosiphum padi* L.) – ocena realnego zagrożenia żółtą karłowatością jęczmienia w zróżnicowanych klimatycznie regionach Polski. Prog. Plant Prot. 48 (3): 805 – 807.
[158] Svoboda J., Boland W. 2010. Plant defense elicitors: Analogues of jasmonoyl–isoleucine conjugate. Phytochem. 71(2010): 1445–1449.
[159] Takabayashi J., Takahashi S., Dicke M., Posthumus M.A. 1995. Developmental stage of herbivore *Pseudaletia separata* affects production of herbivore-induced synomone by corn plants. J. Chem. Ecol. 21: 273–287.
[160] Tan Ch.W., Chiang S.Y., Ravuiwasa K.T., Yadav J., Hwang S.Y. 2012. Jasmonate-induced defenses in tomato against *Helicoverpa armigera* depend in part on nutrient availability, but artificial induction via methyl jasmonate does not. Arth. Plant Int. 6: 531–541.
[161] Tasin M., Bäckmann A., Bengtsson M., Ioriatti C., Witzgall P. 2006. Essential host plant cues in the grapevine moth. Naturwissenschaften 93: 141–144.

[162] Tasin M., Bäckman A.C., Coracini M., Casado D., Ioriatti C., Witzgall P. 2007. Synergism and redundancy in a plant volatile blend attracting grapevine moth females. Phytochem. 68: 203–209.
[163] Thaler J.S. 1999. Jasmonate-inducible plant defences cause increased parasitism of herbivores. Nature 399: 686-688.
[164] Thaler J.S., Farag M.A., Pare P.W., Dicke M. 2002. Jasmonate-deficient plants have reduced direct and indirect defenses against herbivores. Ecol. Lett. 5: 764–774.
[165] Thompson L.M. 1975. Weather variability; climatic change; and grain production. Science 188: 535-541.
[166] Turlings T.C.J., Davison A.C., Tamó C. 2004. A six-arm olfactometer permitting simultaneous observation of insect attraction and odour trapping. Physiol. Entomol. 29: 45–55.
[167] Turlings T.C.J., Alborn H.T., Loughrin J.H., Tumlinson J.H. 2000. Volicitin, an elicitor of maize volatiles in oral secretion of *Spodoptera exigua*: Isolation and bioactivity. J. Chem. Ecol. 26(1): 189-202.
[168] Turlings T.C.J., Gouinguené S., Degen T., Fritzsche-Hoballah M.E. 2002. The chemical ecology of plant–caterpillar–parasitoid interactions. [In]: Multitrophic Level Interactions, eds. T. Tscharntke, B. Hawkins, Cambridge University Press, UK: 148-173.
[169] Turlings T.C.J., Lengwiler U.B., Bernasconi M.L., Wechsler D. 1998. Timing of induced volatile emissions in maize seedlings. Planta 207: 146-152.
[170] Turlings T.C.J., Tumlinson J.H., Lewis W.J. 1990. Exploitation of herbivore in-duced plant odors by host-seeking parasitic wasps. Science 250: 1251-1253.
[171] Vanbergen A.J. Jones T.H., Watt A.D. 2007. Consequences for a host–parasitoid interaction of host-plant aggregation, isolation, and phenology. Ecol. Entomol. 32: 419–427.
[172] Van Poecke R.M., Posthumus M.A., Dicke M. 2001. Herbivore-induced volatile production by *Arabidopsis thaliana* leads to attraction of the parasitoid *Cotesia rubecula*. chemical, behavioral, and gene-expression analysis. J. Chem. Ecol. 27: 1911–1928.
[173] Van Tol R.W.H.M., James D.E., De Kogel W.J., Teulon D.A.J. 2007. Plant odours with potential for a push–pull strategy to control the onion thrips, (*Thrips tabaci*). Entomol. Exp. Appl. 122: 69-76.
[174] Van Wijk M., De Bruijn P.J.A., Sabelis M.W. 2008. Predatory mite attraction to herbivore induced plant odors is not a consequence of attraction to individual herbivore-induced plant volatiles. J. Chem. Ecol. 34: 791–803.
[175] Van Wijk M., De Bruijn P.J.A., Sabelis M.W. 2011. Complex odor from plants under attack: herbivore's enemies react to the whole, not its parts. PLOS ONE 6: 21742.

[176] Vet L.E.M., Dicke M. 1992. Ecology of infochemical use by natural enemies in a tritrophic context. Annu. Rev. Entomol. 37: 141-172.
[177] Vieira C.R., Moraes M.C.B., Borges M., Sujii E.R., Laumann R.A. 2013. Cis-jasmone indirect action on egg parasitoids (Hymenoptera: *Scelionidae*) and its application in biological control of soybean stink bugs (Hemiptera: *Pentatomidae*). Biol. Control 64: 75–82.
[178] Von Arx M., Schmidt-Büsser D., Guerin P.M. 2011. Host plant volatiles induce oriented flight behaviour in male European grapevine moths, *Lobesia botrana*. J. Insect Physiol. 57: 1323–1331.
[179] Walczak F. 2005a. Determination of developmental periods of leaf beetle (*Oulema spp.*) for short-term forecasting. J. Plant Prot. Res. 45(3): 145-153.
[180] Walczak F. 2005b. Studies on leaf beetles (*Oulema spp*.) development for short-term forecasting – evaluation of effect of temperature and humidity on duration of egg incubation. J. Plant Prot. Res. 45(3): 135-143.
[181] Walczak F. 2007. Groźne szkodniki zbóż i metody ich zwalczania. Ochr. Roś. 6: 22-27.
[182] Walczak F., Mrówczyński M., Wachowiak H. 1999. Skrzypionki zbożowe i ich zwalczanie. Ochr. Rośl. 43(6): 10-11.
[183] Wasternack C. 2014. Action of jasmonates in plant stress responses and development — Applied aspects. Biotechnol. Adv. 32: 31–39.
[184] Webster B., Gezan S., Bruce T., Hardie J., Pickett J. 2010. Between plant and diurnal variation in quantities and ratios of volatile compounds emitted by Vicia faba plants. Phytochem. 71: 81–89.
[185] Werner B.J., Mowry T.M., Bosque-Pérez N.A., Ding H., Eigenbrode S.D. 2009. Changes in green peach aphid responses to Potato leafroll virus-induced volatiles emitted during disease progression. Environ. Entomol. 38: 1429–1438.
[186] Węgorek W. 1972. Nauka o szkodnikach roślin. Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa.
[187] Whitman D.W., Eller F.J. 1992. Orientation of *Microplitis croceips* (Hymenoptera: *Braconidae*) to green leaf volatiles: dose-response curves. J. Chem. Ecol. 18, 1743-1753.
[188] Wittstock U., Gershenzon J. 2002. Constitutive plant toxins and their role in defense against herbivores and pathogens. Curr. Opin. Plant Biol. 5: 300–307.
[189] Witzgall P., Tasin M., Buser H.R., Wegner-Kiss G., Mancebon V.S.M., Ioriatti C., Bäckman A.C., Bengtsson M., Lehmann L., Francke W. 2005. New pheromone components of the grapevine moth *Lobesia botrana*. J. Chem. Ecol. 31: 2923–2932.
[190] Yan Z.G., Wang C.Z. 2006. Wound-induced green leaf volatiles cause the re-lease of acetylated derivatives and a terpenoid in maize. Phytochem. 67: 34-42.

[191] Yoneya K., Kugimiya S., Takabayashi J. 2009. Can herbivore-induced plant volatiles inform predatory insect about the most suitable stage of its prey? Physiol. Entomol. 34: 379–386.
[192] Yuan J.S. Himanen S.J., Holopainen J.K., Chen F., Stewart C.N. 2009. Smelling global climate change: mitigation of function for plant volatile organic compounds. Trends Ecol. Evol. 24: 323–331.
[193] Zhang Z.P. 1996. Developing chemical weed control and attaching importance to integrated weed menagment. [In]: Proceedings of the National Symposium of IPM in China., eds. Z.L. Zhang, Y.F. Piao, J.W. Wu, China Agricultural Science and Technology Press, Beijing: 1110-1114.
[194] Zhang Z.P. 2003. Development of chemical weed control and integrated weed management in China. Weed Biol. Manag. 3: 197-203.
[195] Zhu J., Obrycki J.J., Ochieng S.A., Baker T.C., Pickett J.A., Smiley D. 2005. Attraction of two lacewing species to volatiles produced by host plants and aphid prey. Naturwissenschaften 92: 277-281.
[196] Zwerger P. 1996. Integrated weed management in developed nations. Second Int. Weed Contr. Congr., Copenhagen 3: 933-942.

8. SPIS FOTOGRAFII, RYCIN I TABEL

8.1. FOTOGRAFIE

Fot. 1. Lednica zbożowa (*Aelia acuminata* L.) Źródło: http://www.national-geo-grphic.pl/foto/fotografia/lednica-zbozowa-288479.

Fot. 2. Złoże pakietowe jaj *A. acuminata* L. na liści pszenicy jarej. Foto. S. Sendel.

Fot. 3. Larwy L1 *A. acuminata* L. tuż po wykluciu z jaj Foto. S. Sendel.

Fot. 4. Skrzypionka zbożowa (*Oulema melanopa* L.) źródło: http://www.di-gart.pl/praca/3388953/Skrzypionka_zbozowa.html.

Fot. 5. Mszyca czeremchowo-*zbożowa* (*Rhopalosiphum padi* L.), źródło: http://www.kukurydza. org.pl/mszyce.php Fot. P. Bereś.

Fot. 6. Mszyca zbożowa (*Stibion avenae* F.) Źródło: http://www7.inra.fr/var/en-cyclopedie_pucrons/storage/htmlarea/3066/file/corn-Sitobion%20ave-nae%2039C.jpg.

Fot. 7. Wciornastek pszenicznik (*Haplothrips tritici* Hurdj.), Źródło: http://www.zooeco.com/int/int-nasek81-1.html.

Fot. 8. Wciornastek zęborogi (*Limothrips denticornis* Hal.), Źródło: http://www.ozthrips.org/terebrantia/thripidae/thripinae/limothrips-denti-cornis/.

Fot. 9. Pryszczarek zbożowiec (*Haplodiplosis equestris* Wagner) Źródło: http://agronomija.rs/2013/sedlasta-musica-haplodiposis-equestris/.

Fot. 10. Łokaś garbatek (*Zabrus tenebrioides* G.) Źródło: http://barry.foto-page.ru/gallery/show_image.php?imageid=3314.

Fot. 11. Ploniarka zbożówka (*Oscinis frit* L.), Źródło:http://www.dip-tera.info/forum/attachments/img_1029.jpg.

Fot. 12. Niezmiarka paskowana (*Chlorops pumilionis* Bjerk), Źródło: http://en.wikipedia.org/wiki/Chlorops_pumilionis#mediavie-wer/File:Chlorops_pumilionis.jpg.

Fot. 13. Żółwinek zbożowy (*Eurygaster maura* L.), Źródło: http://upload.wiki-media.org/wikipedia/commons/1/1d/Eurygaster_maura01.jpg.

Fot. 14. Skoczek sześciozębny (Macrosteles laevis Rib.) Źródło:http://www.al-fachem.com.ua/ahroportal/harmful_objects/pests_cereals/macroste-les_laevis_rib/.

Fot. 15. Pszenica jara odmiana Tybalt (autor: S. Sendel).

Fot. 16. Uprawa roślin w laboratorium (autor: S. Sendel).

Fot. 17. Owady w kolbach stożkowych (autor: S. Sendel).

Fot. 18. Hodowla owadów w izolatorach podzielone pod względem płci (autor: S. Sendel**).**

Fot. 19. Chromatograf gazowy ze spektometrią mas (GC-MS, Perkin Elmer), źródło: http:// labx.com 3329.jpg.

8.2. RYCINY

Ryc. 1. Najwięksi producenci światowi pszenicy w roku 2008 (w mln ton), źródło: FAOSstat.

Ryc. 2. Światowy areał uprawy pszenicy na przestrzeni lat 1996 – 2011 (w mil ton), źródło: FAOstat.

Ryc. 3. Światowa produkcja pszenicy na przestrzenie lat 1996 – 2011, źródło: FAOstat.

Ryc. 4. Produkcja pszenicy w Polsce na przestrzeni lat 1996 – 2011, źródło: FAOstat.

Ryc. 5. Areał uprawy pszenicy w Polsce na przestrzeni lat 1996 - 2011, źródło: FAOstat.

Ryc. 6. Schemat obrazujący podział metod ochrony roślin.

Ryc. 7. Schemat obrazujący sposób ekspozycji roślin pszenicy na działanie owada (autor S. Sendel).

Ryc. 8. Schemat budowy Super Q-Traps; (autor S. Sendel).

Ryc. 9. Schemat instalacji służącej do pobierania LZO (autor: S. Sendel).

Ryc. 10. Y-tuba służąca do obserwacji zachowania owadów (autor: S. Sendel).

Ryc. 11. Średnie wydzielanie (Z)-3-HAL w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 12. Średnie wydzielanie (E)-2-HAL w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 13. Średnie wydzielanie (Z)-3-HOL w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 14. Średnie wydzielanie (E)-2-HOL w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 15. Średnie wydzielanie 4-HEP w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 16. Średnie wydzielanie β-PIN w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 17. Średnie wydzielanie β-MYR w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 18. Średnie wydzielanie (Z)-3-HAC w $ng \cdot h^{-1}$ na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.

Ryc. 19. Średnie wydzielanie 1-HAC w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 20. Średnie wydzielanie (Z)-OCI w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 21. Średnie wydzielanie LIN w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 22. Średnie wydzielanie LOX w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 23. Średnie wydzielanie BAC w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 24. Średnie wydzielanie MAT w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 25. Średnie wydzielanie IND w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 26. Średnie wydzielanie β-CAR w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 27. Średnie wydzielanie β-FAR w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.
Ryc. 28. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 29. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 30. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 31. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 32. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 33. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 34. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 35. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.

Ryc. 36. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 37. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 38. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 39. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.
Ryc. 40. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HAL przez rośliny pszenicy.
Ryc. 41. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (E)-3-HAL przez rośliny pszenicy.
Ryc. 42. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HOL przez rośliny pszenicy.
Ryc. 43. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (E)-2-HOL przez rośliny pszenicy.
Ryc. 44. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HAC przez rośliny pszenicy.
Ryc. 45. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie 1-HAC przez rośliny pszenicy.
Ryc. 46. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie Z-OCI przez rośliny pszenicy.
Ryc. 47. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielania LIN przez rośliny pszenicy.
Ryc. 48. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie MAT przez rośliny pszenicy.
Ryc. 49. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie IND przez rośliny pszenicy.
Ryc. 50. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie β-CAR przez rośliny pszenicy.
Ryc. 51. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie β-FAR przez rośliny pszenicy.
Ryc. 52. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 50ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.
Ryc. 53. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 5 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.

Ryc. 54. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 500 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.
Ryc. 55. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 50ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.
Ryc. 56. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 5 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.
Ryc. 57. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 500 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.

8.3. TABELE

Tab. 1. Skład procentowy nawozu Florovit dla roślin zielonych.

Tab. 2. Tabelaryczny układ doświadczenia wpływu żerowania owadów na wydzielanie LZO.

Tab. 3. Tabelaryczny układ stosowania dihydrojasmonu i pobierania LZO.

Tab. 4. Średnia ilość dla poszczególnych lotnych związków organicznych zielonego liścia uzyskanych w wyniku ekspozycji na owady 48h i czasu zbierania po 24h.

Tab. 5. Średnia ilość poszczególnych LZO uzyskanych w wyniku ekspozycji na owady 72h i czasu zbierania po 48h i 72h.

Tab. 6. Fizykochemiczne parametry oznaczanych związków.

Tab. 7. Średnie ilości wydzielanych LZO przez rośliny nie eksponowane na działanie owadów.

Tab. 8. Trójczynnikowa analiza wariancji.

Tab. 9. Współczynniki korelacji między ilościami badanych związków wydzielonych przez pszenice jarą w reakcji na żerowanie lednicy zbożowej.

Tab. 10. Ilości (Z)-3-HAL ($ng \bullet h^{-1}$), wydzielanych pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 11. Ilości (E)-2-HAL ($ng \bullet h^{-1}$), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 12. Ilość (Z)-3-HOL (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 13. Ilości (E)-2-HOL (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników oraz ich interakcji.

Tab. 14. Ilość 4-HEP (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników oraz ich interakcji.

Tab. 15. Ilości β-PIN (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 16. Ilości β-MYR (ng•h^{-1}), wydziałana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 17. Ilości (Z)-3-HAC (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 18. Ilości 1-HAC (ng•h^{-1}), wydzielana na skutek działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 19. Ilości (Z)-OCI (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 20. Ilości LIN (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 21. Ilości LOX (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 22. Ilości BAC (ng•h^{-1}), wydziałana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 23. Ilość MAT (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 24. Ilości IND (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 25. Ilości β-CAR (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

Tab. 26. Ilości (E)-β-FAR (ng•h^{-1}), wydzielana pod wpływem działania poszczególnych czynników i ich interakcji.

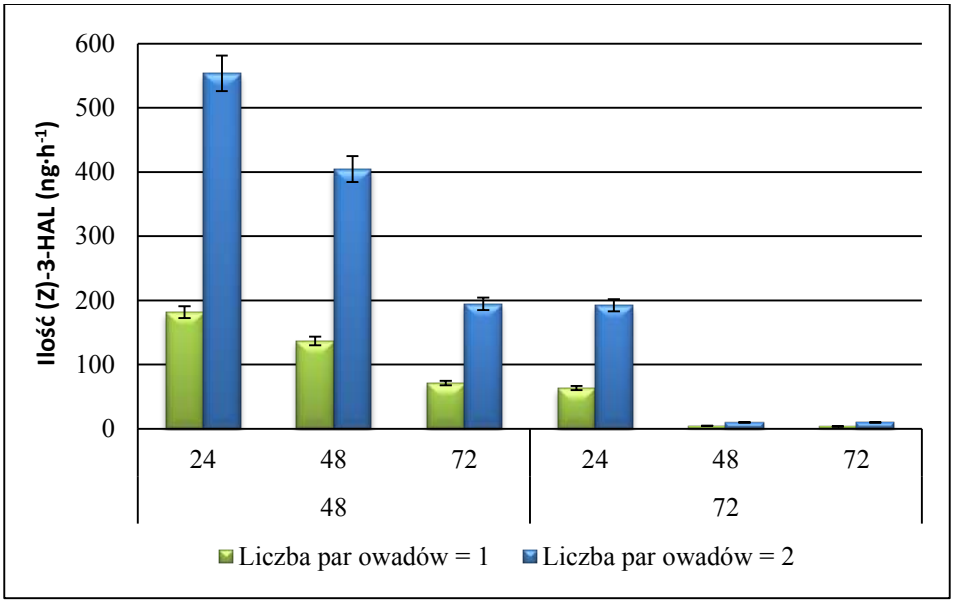
Tab. 27. Dwuczynnikowa analiza wariancji.

Tab. 28. Współczynniki korelacji między ilościami badanych związków wydzielonych przez pszenice jarą w reakcji na działanie dihydrojasmonu.

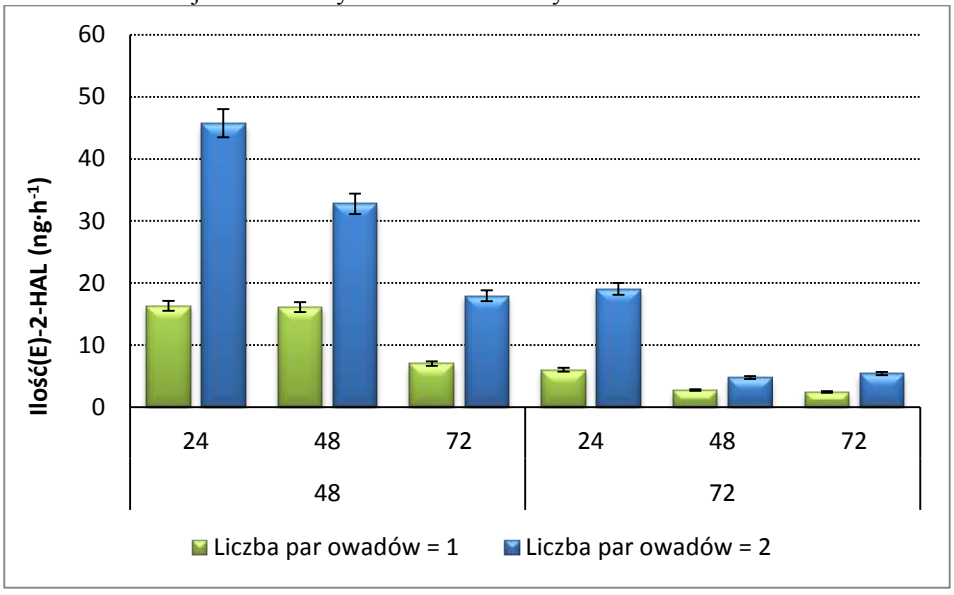
Tab. 29. Średnie ilości wydzielanych lotnych związków organicznych w $ng \cdot h^{-1}$, na skutek działania poszczególnych czynników oraz interakcje zachodzące między nimi.

Tab. 30. Wyniki analizy zachowań owadów względem 2 badanych mieszanin LZO, oraz testu χ^2 dla obserwowanych stężeń.

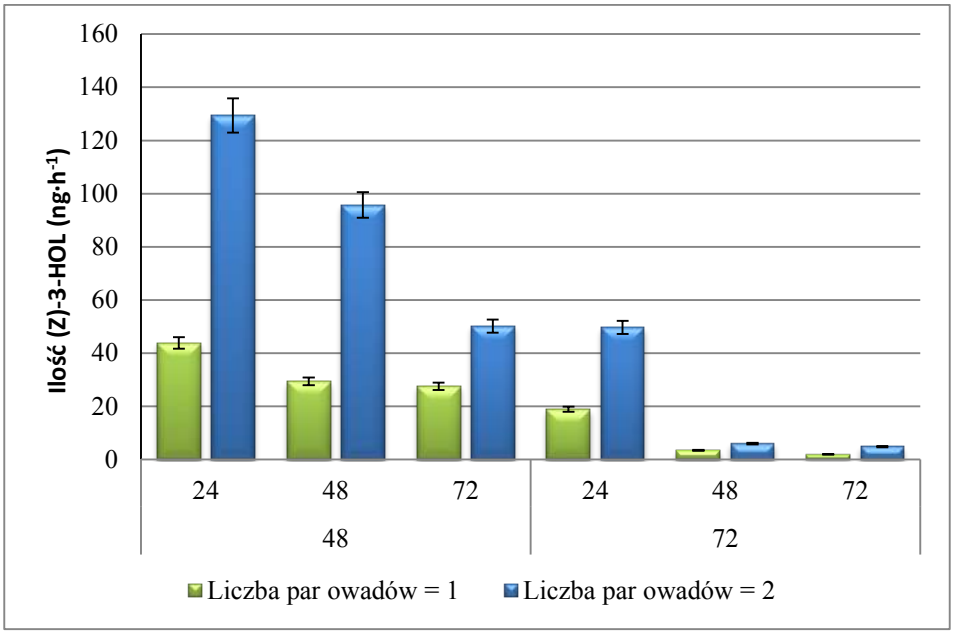
9. ANEKS



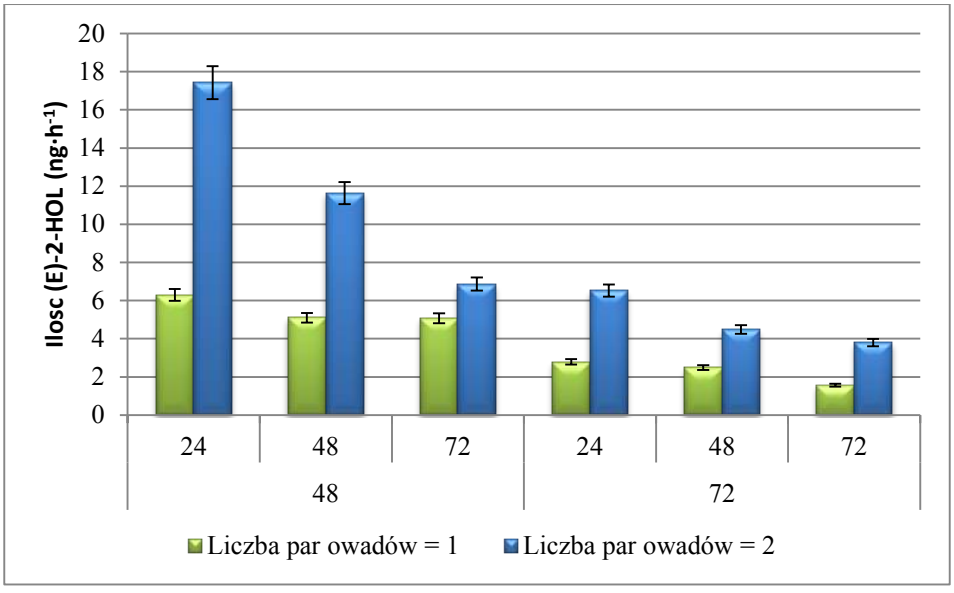
Ryc. 11. Średnie wydzielanie (Z)-3-HAL w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



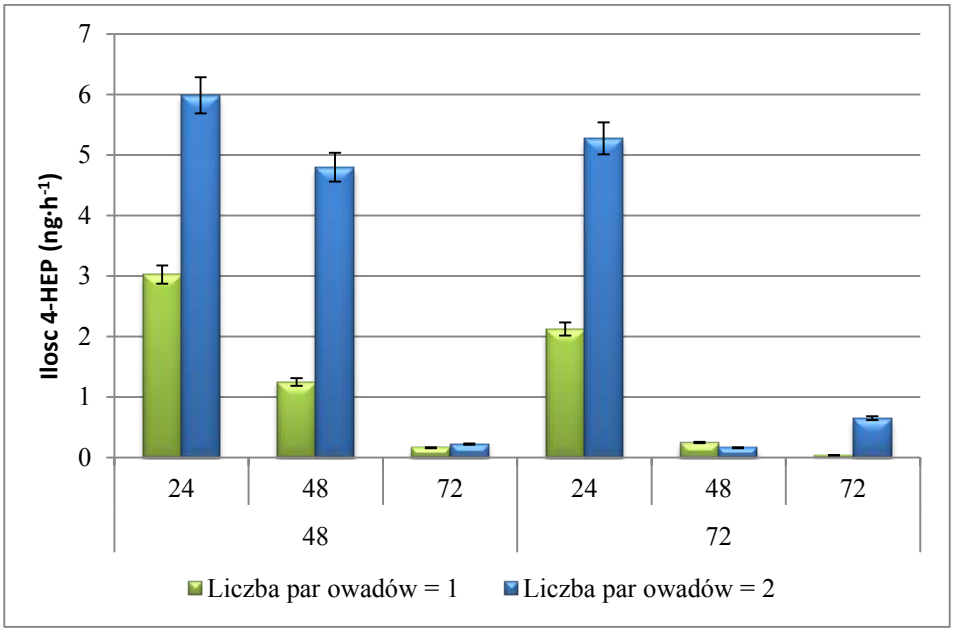
Ryc. 12. Średnie wydzielanie (E)-2-HAL w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



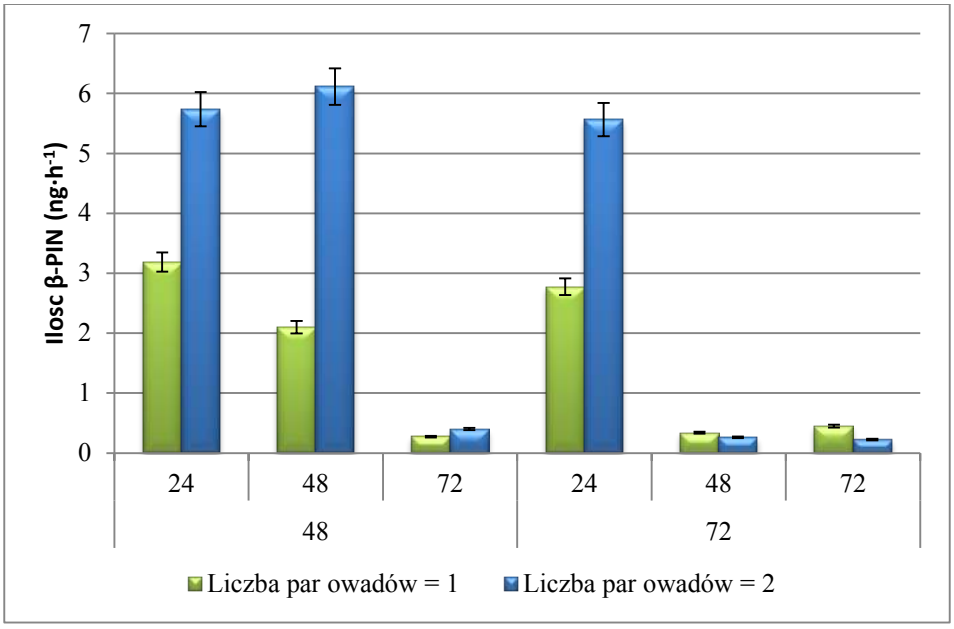
Ryc. 13. Średnie wydzielanie (Z)-3-HOL w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



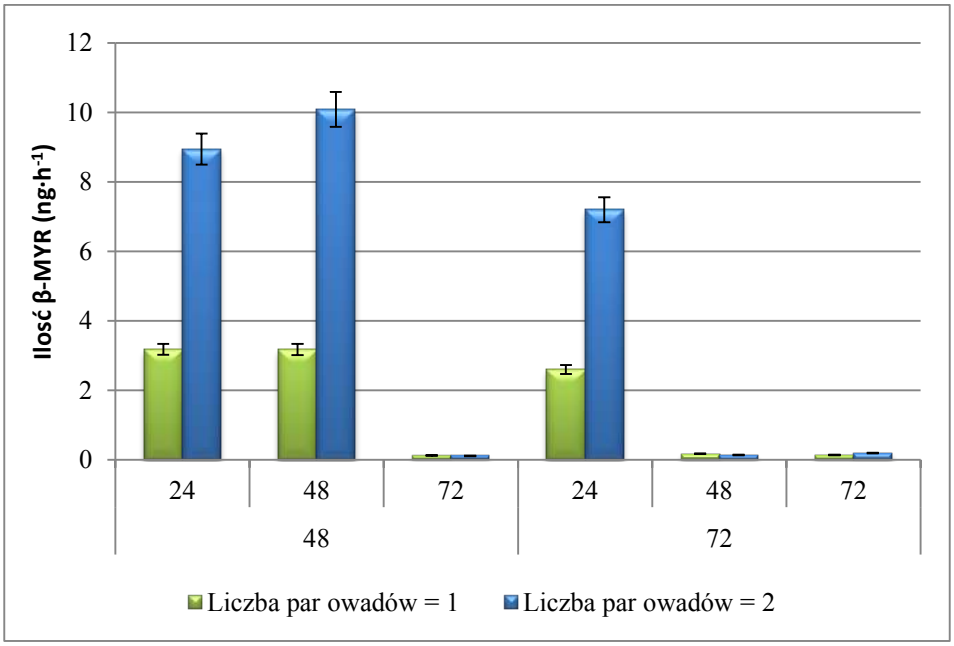
Ryc. 14. Średnie wydzielanie (E)-2-HOL w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



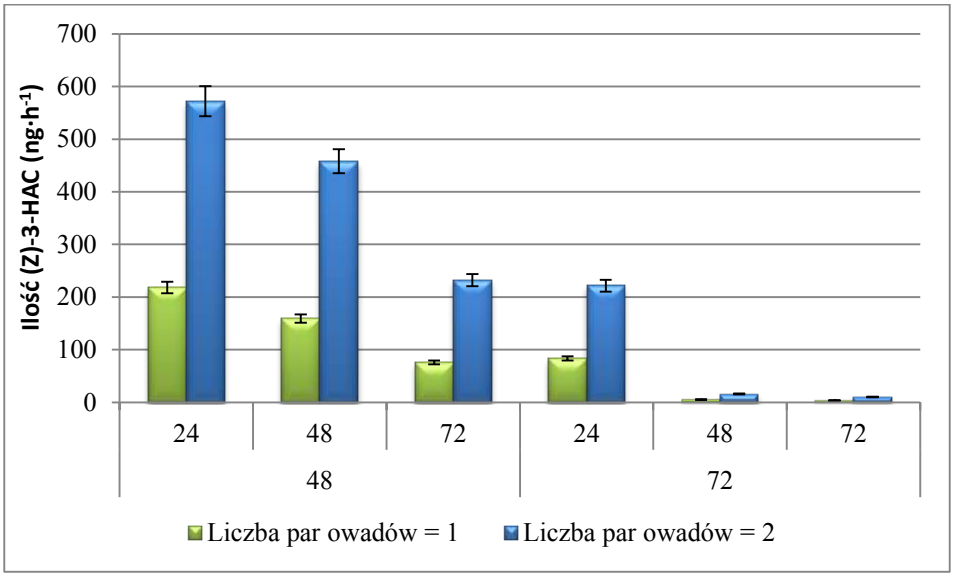
Ryc. 15. Średnie wydzielanie 4-HEP w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



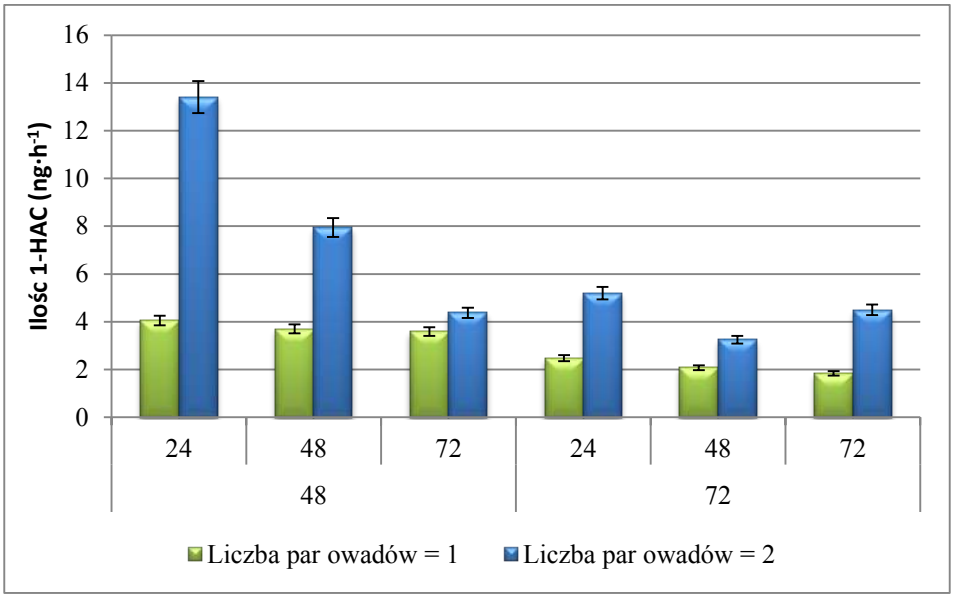
Ryc. 16. Średnie wydzielanie β-PIN w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



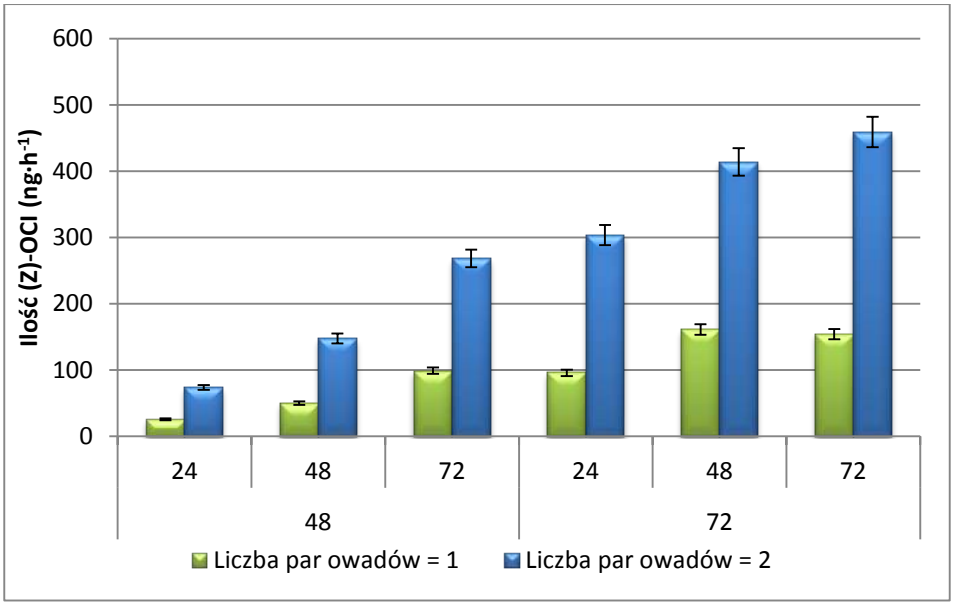
Ryc. 17. Średnie wydzielanie β-MYR w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



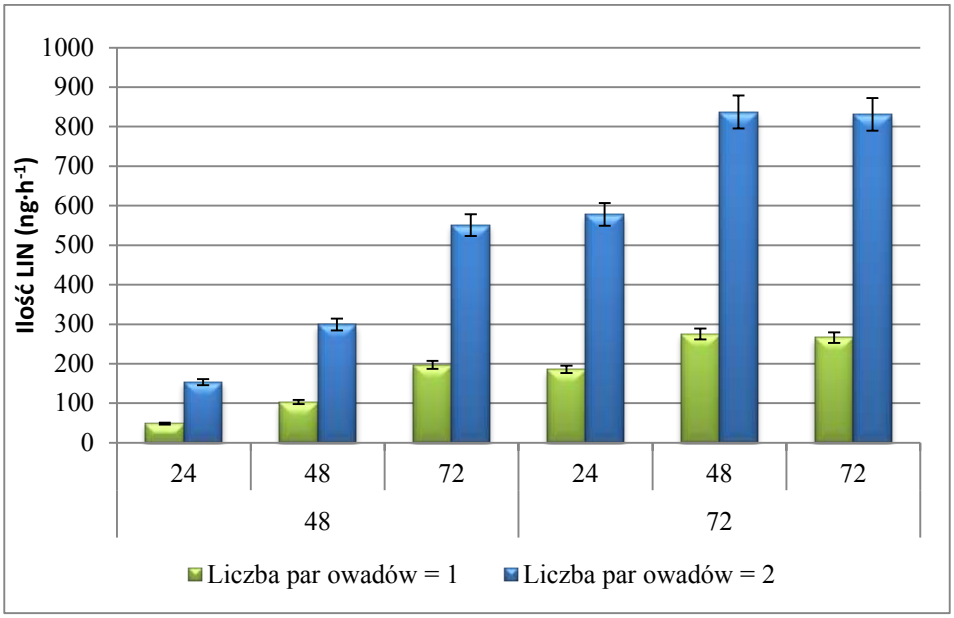
Ryc. 18. Średnie wydzielanie (Z)-3-HAC w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



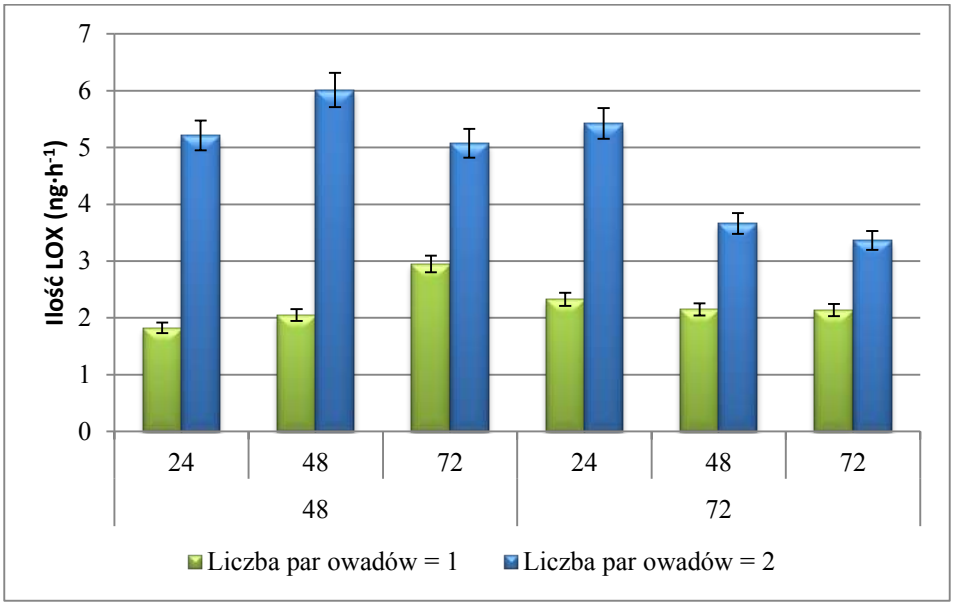
Ryc. 19. Średnie wydzielanie 1-HAC w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



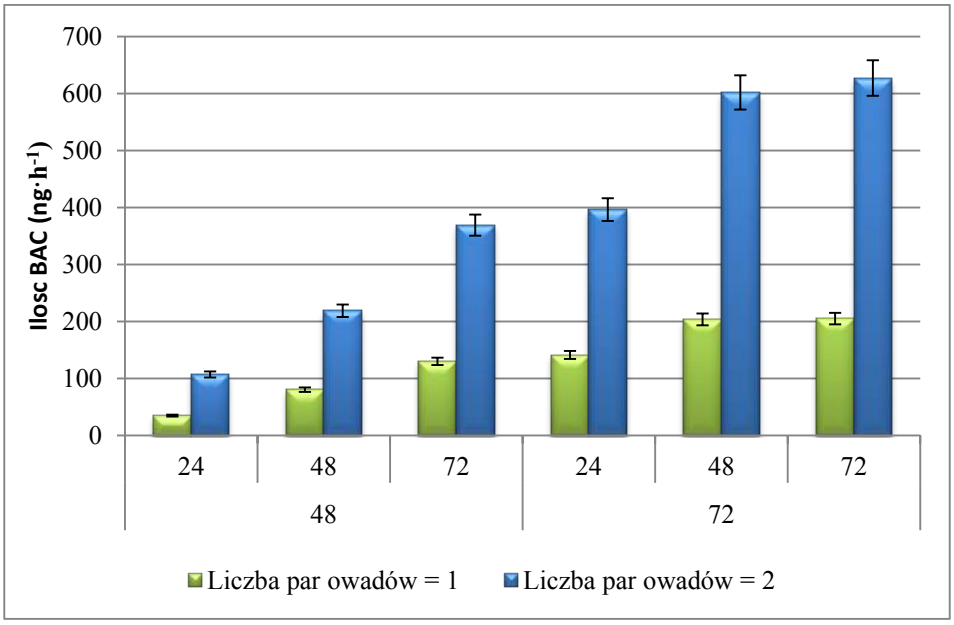
Ryc. 20. Średnie wydzielanie (Z)-OCI w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



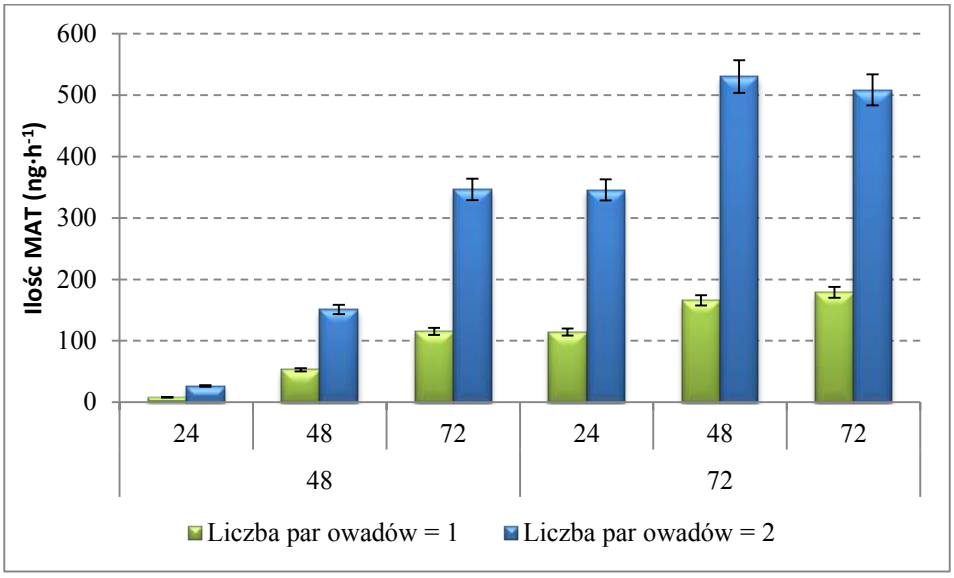
Ryc. 21. Średnie wydzielanie LIN w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



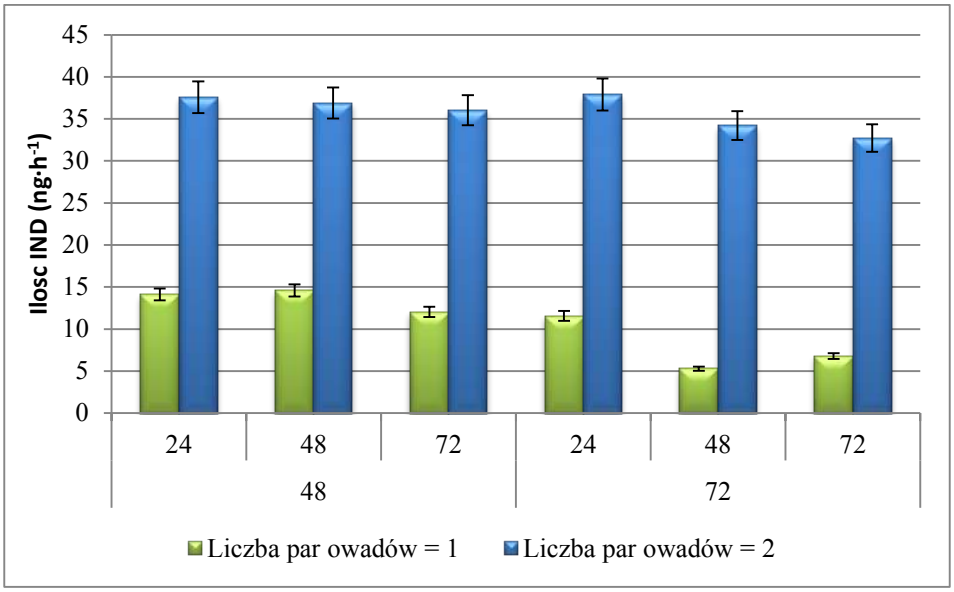
Ryc. 22. Średnie wydzielanie LOX w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



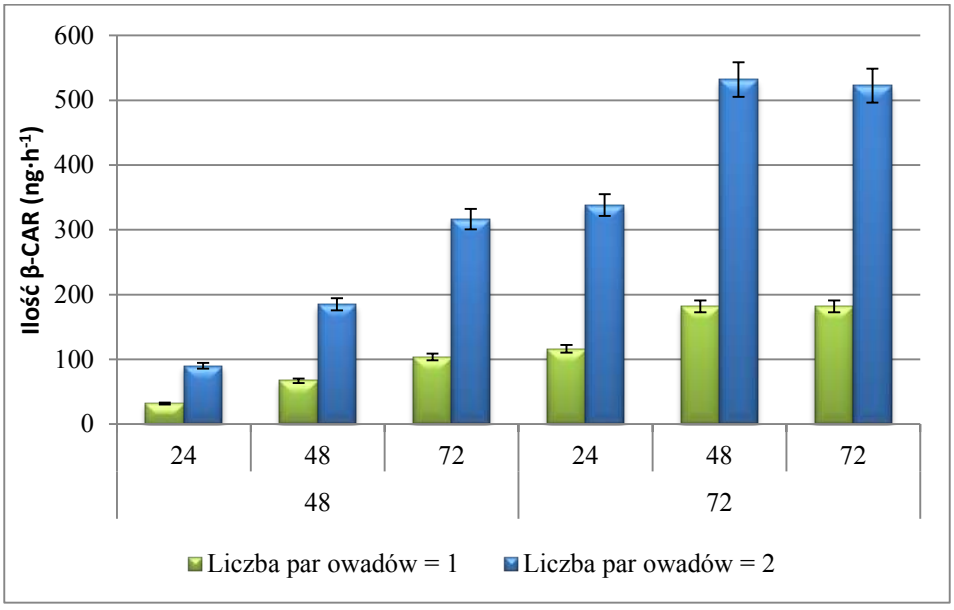
Ryc. 23. Średnie wydzielanie BAC w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



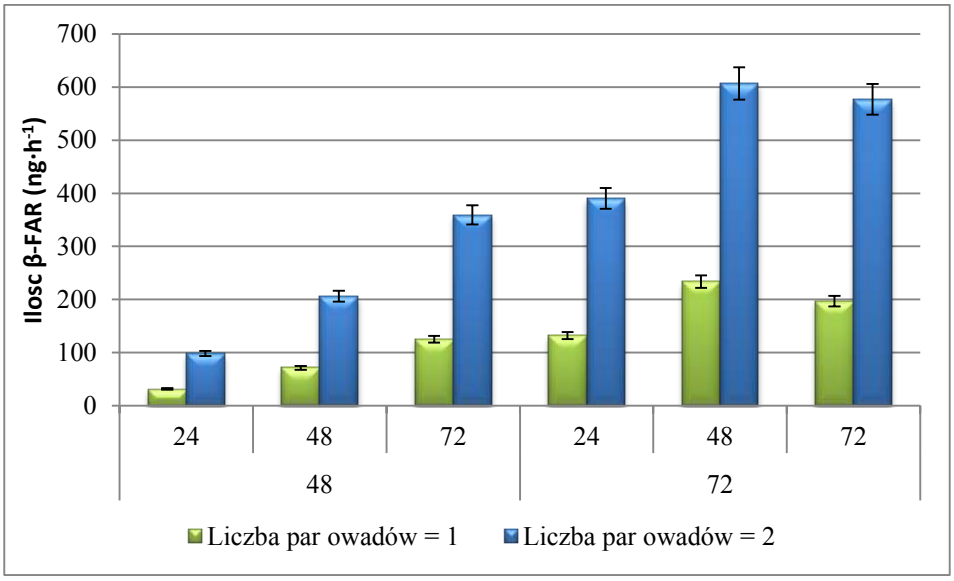
Ryc. 24. Średnie wydzielanie MAT w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



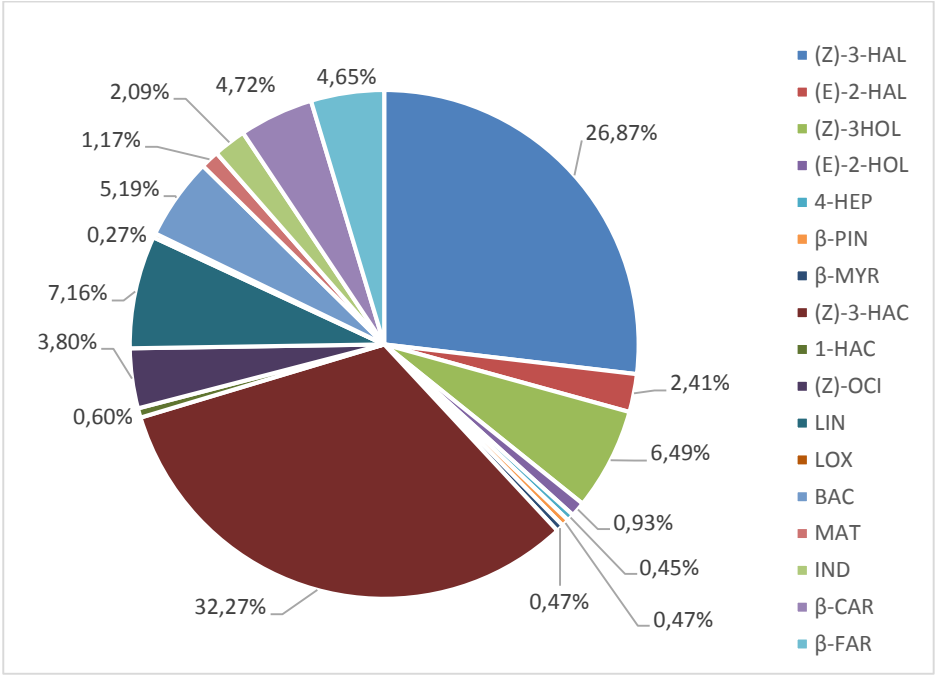
Ryc. 25. Średnie wydzielanie IND w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



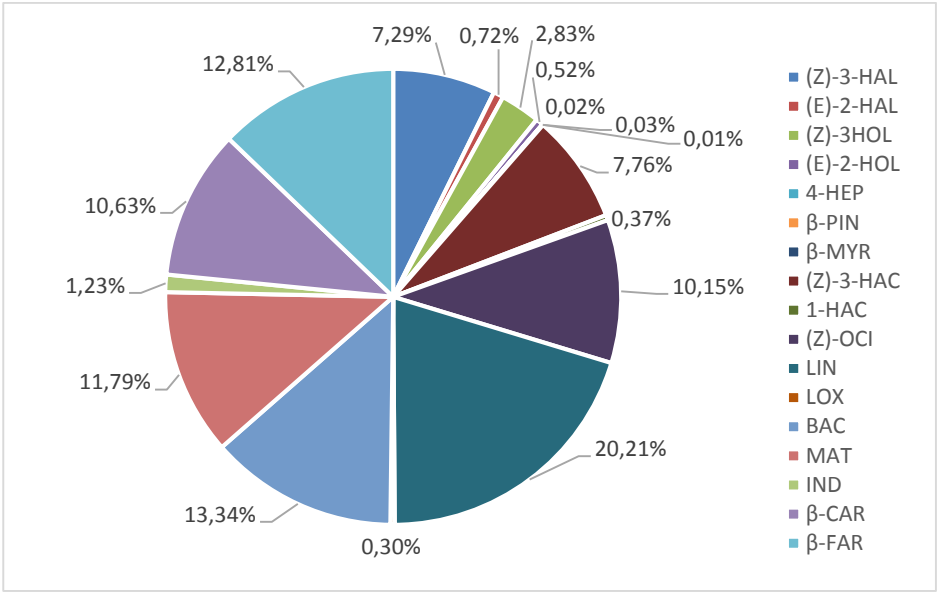
Ryc. 26. Średnie wydzielanie β-CAR w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



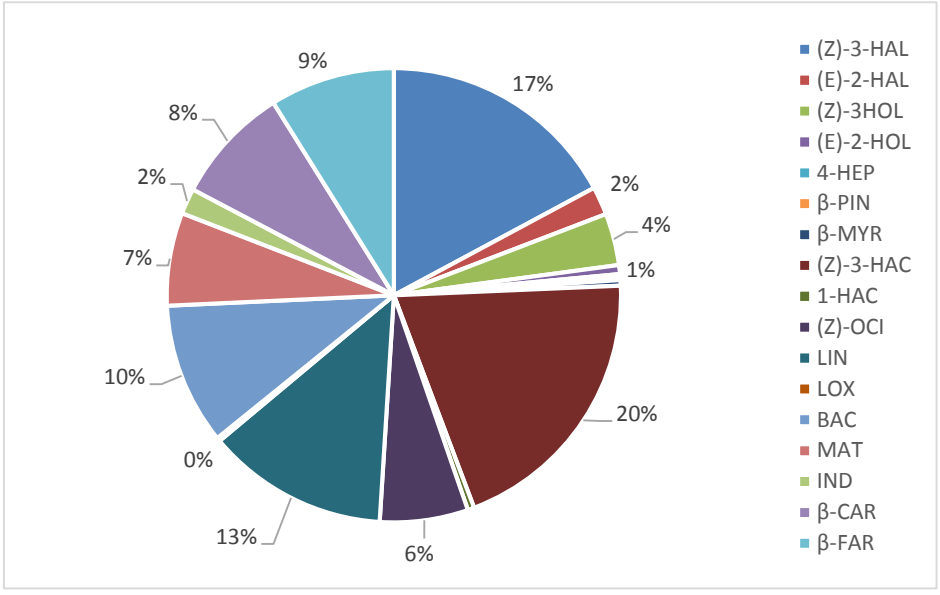
Ryc. 27. Średnie wydzielanie β-FAR w ng·h^{-1} na skutek żerowania imagines lednicy zbożowej wraz z odchyleniem standardowym.



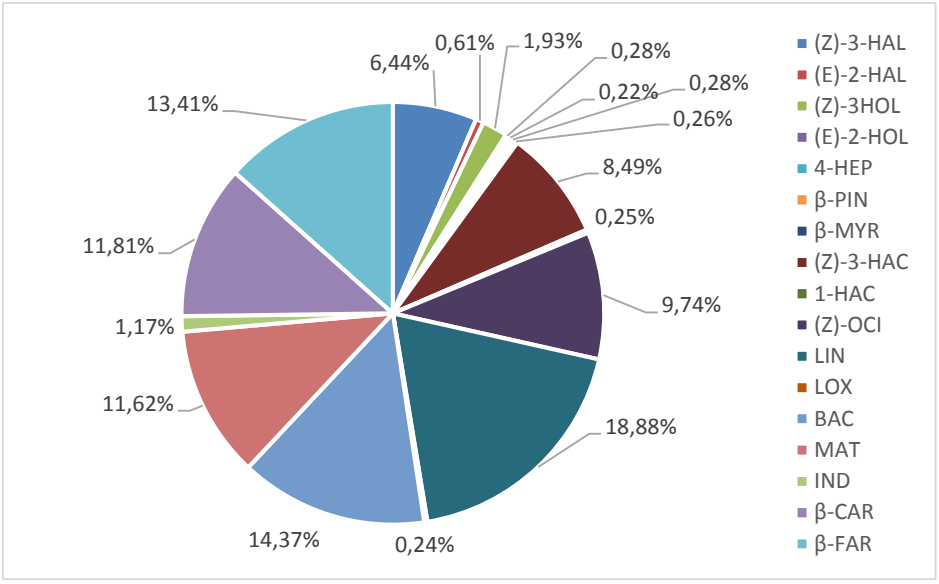
Ryc. 28. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.



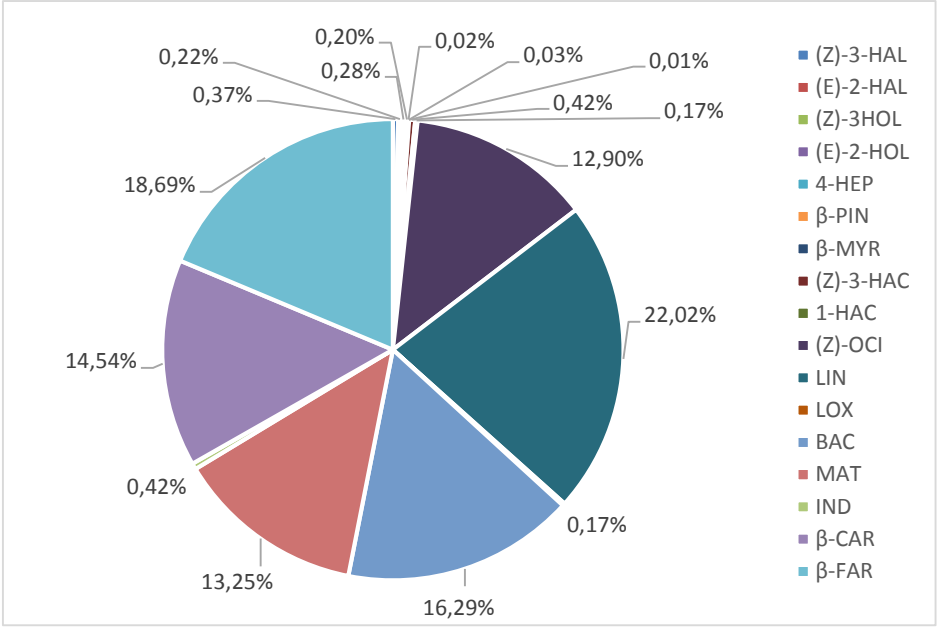
Ryc. 29. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.



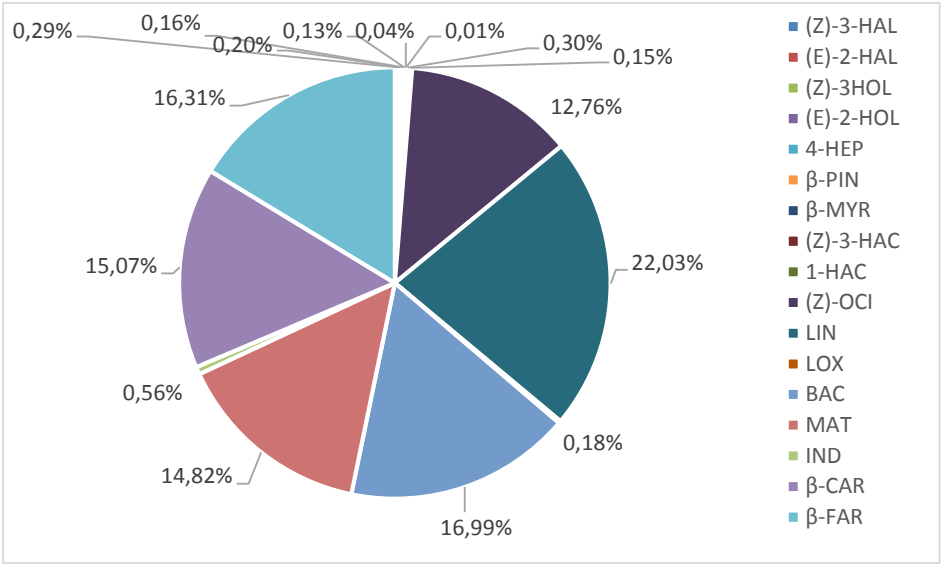
Ryc. 30. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.



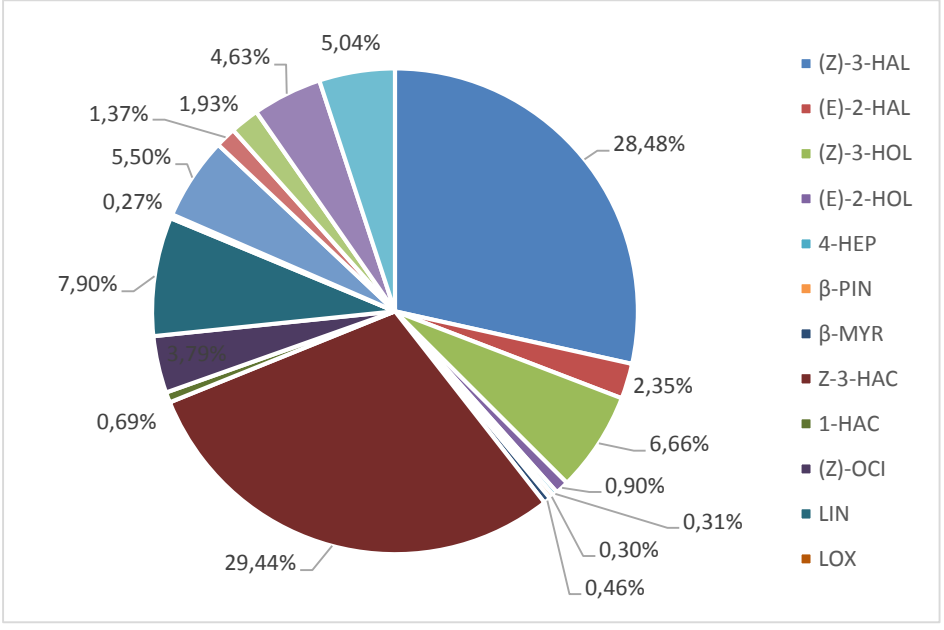
Ryc. 31. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.



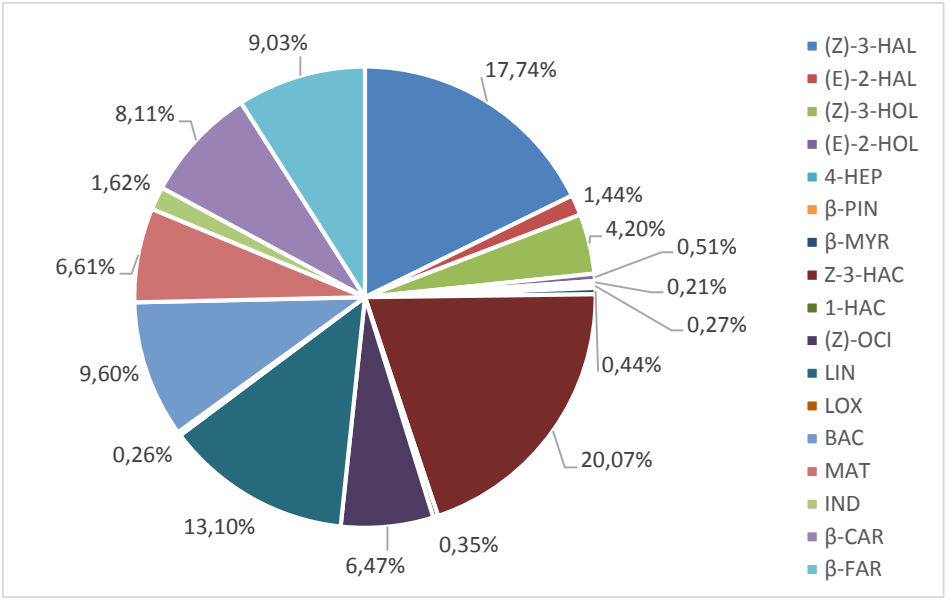
Ryc. 32. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.



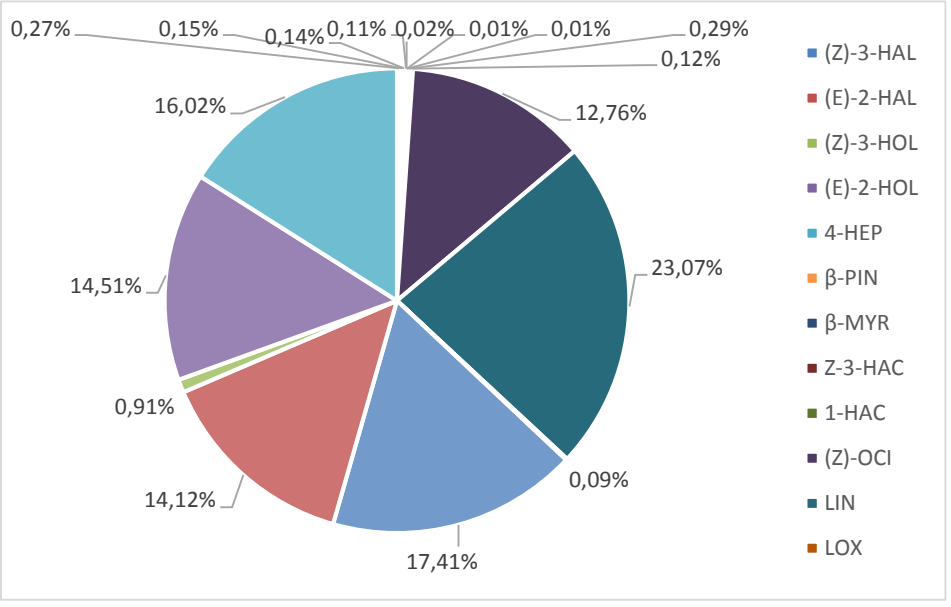
Ryc. 33. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 1 pary owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.



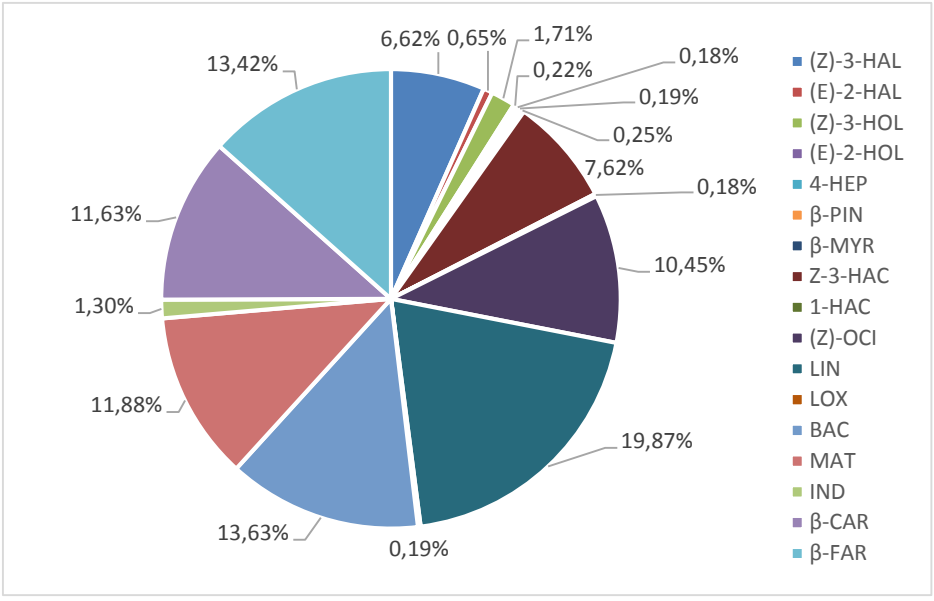
Ryc. 34. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.



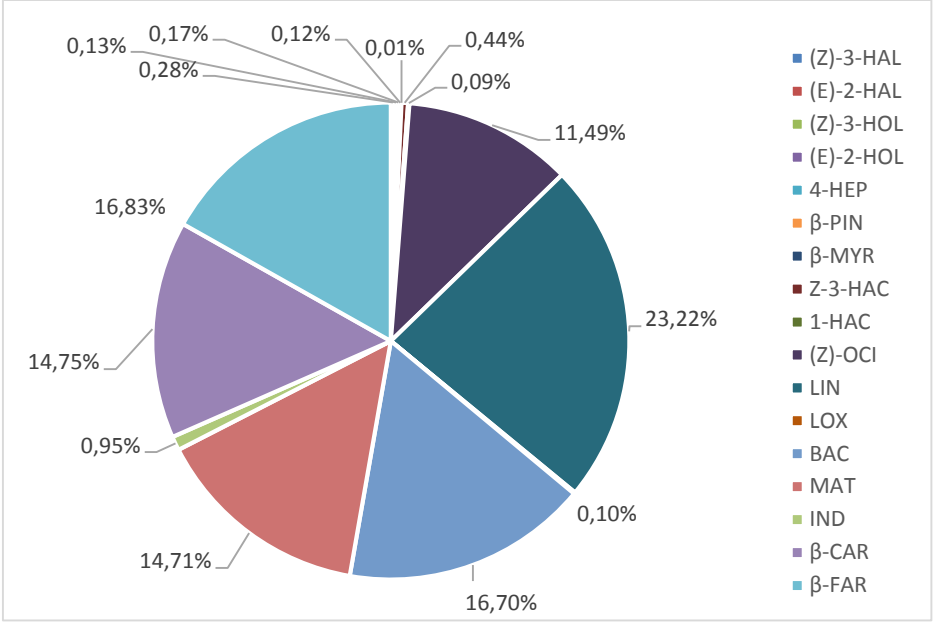
Ryc. 35. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.



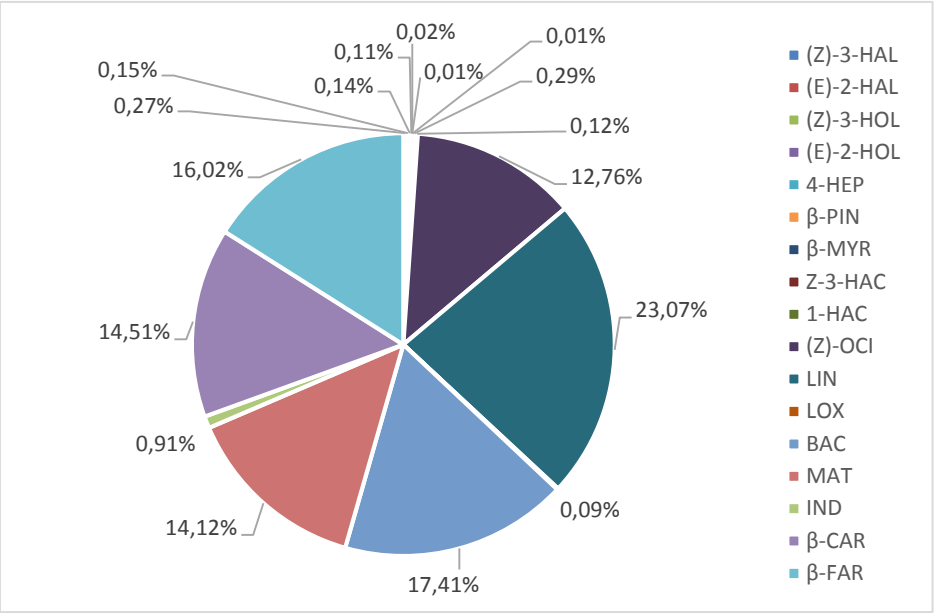
Ryc. 36. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 48h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.



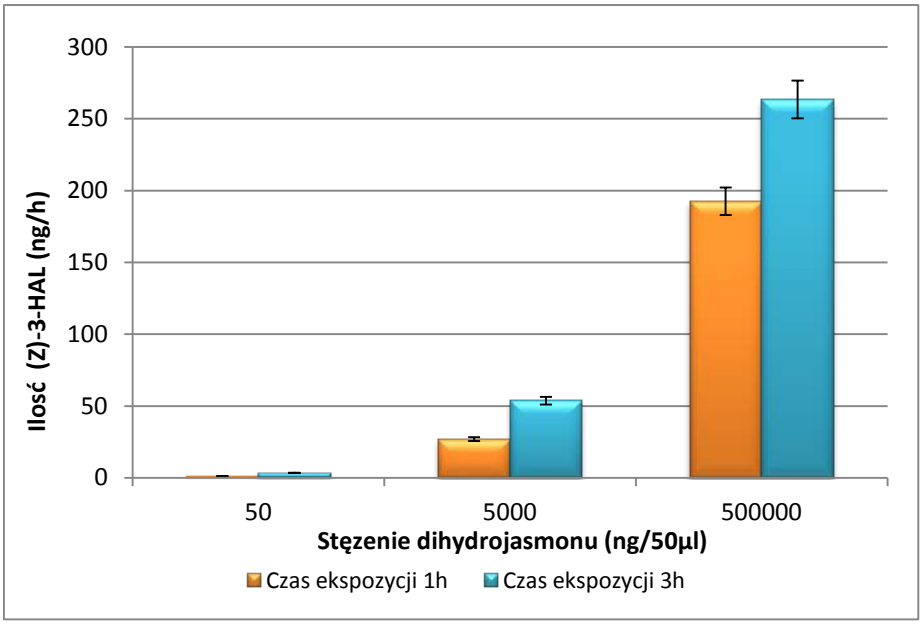
Ryc. 37. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 24h od zakończenia ekspozycji.



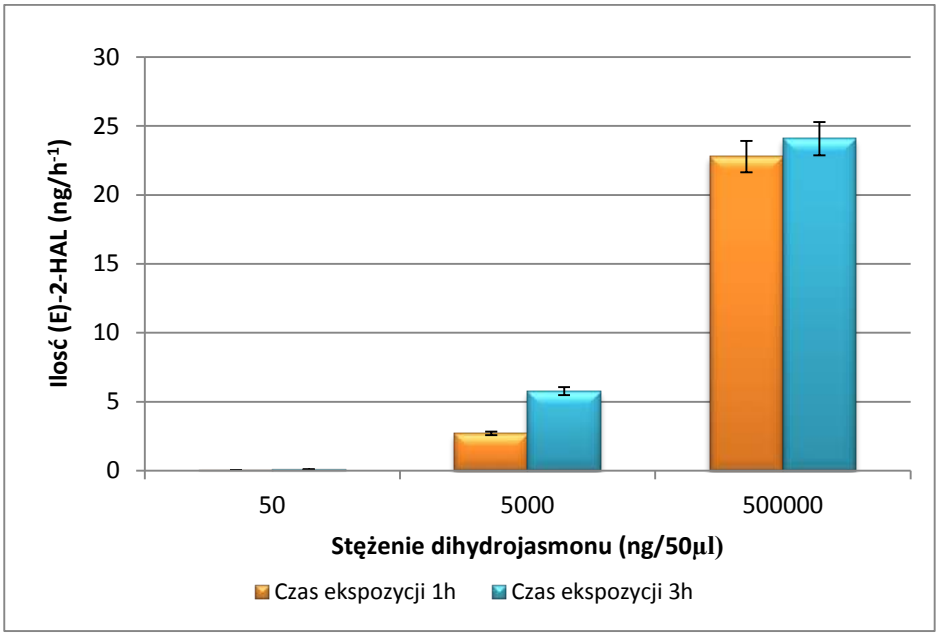
Ryc. 38. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 48h od zakończenia ekspozycji.



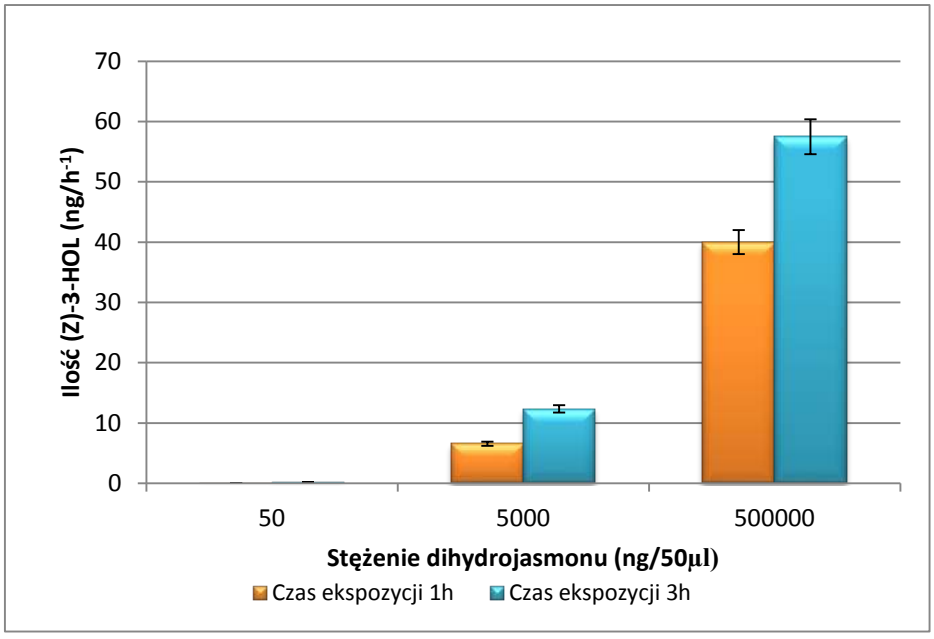
Ryc. 39. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku żerowania 2 par owadów przez 72h i zbieraniu tych związków po upływie 72h od zakończenia ekspozycji.



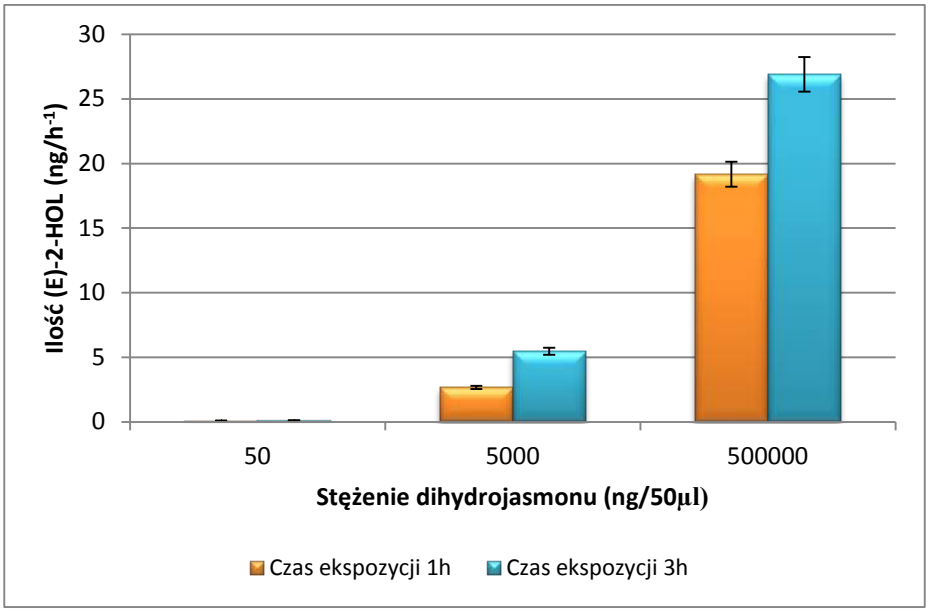
Ryc. 40. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HAL przez rośliny pszenicy



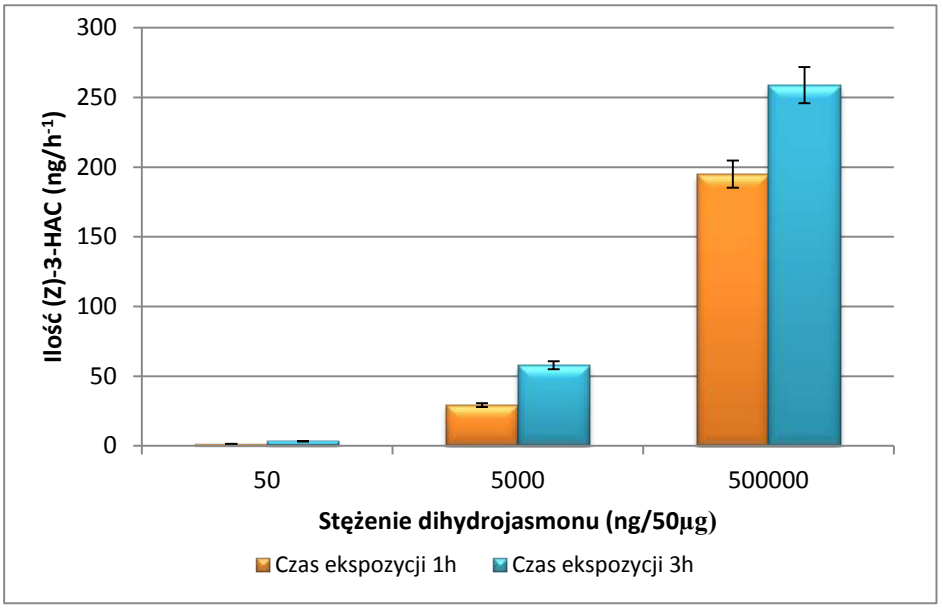
Ryc. 41. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (E)-3-HAL przez rośliny pszenicy



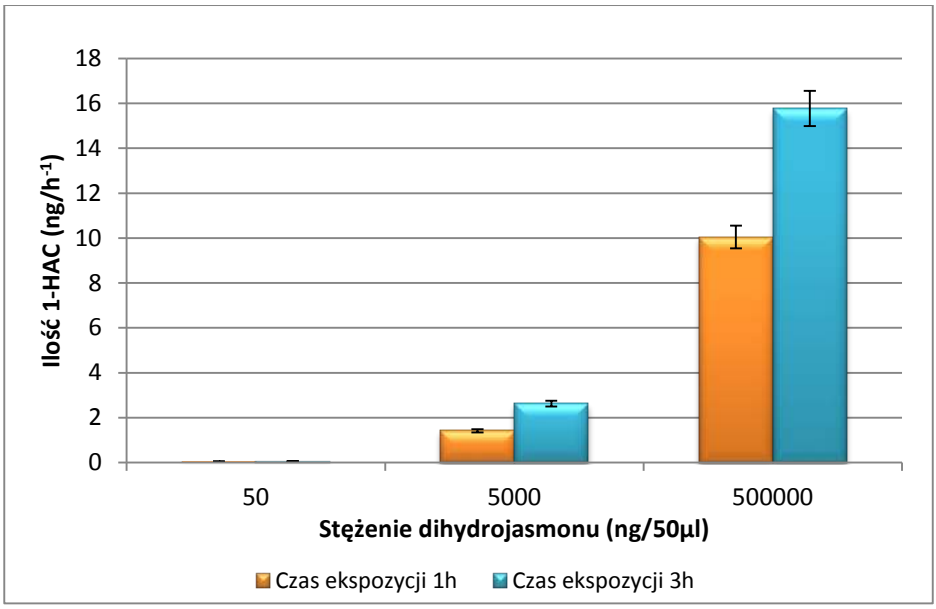
Ryc. 42. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HOL przez rośliny pszenicy



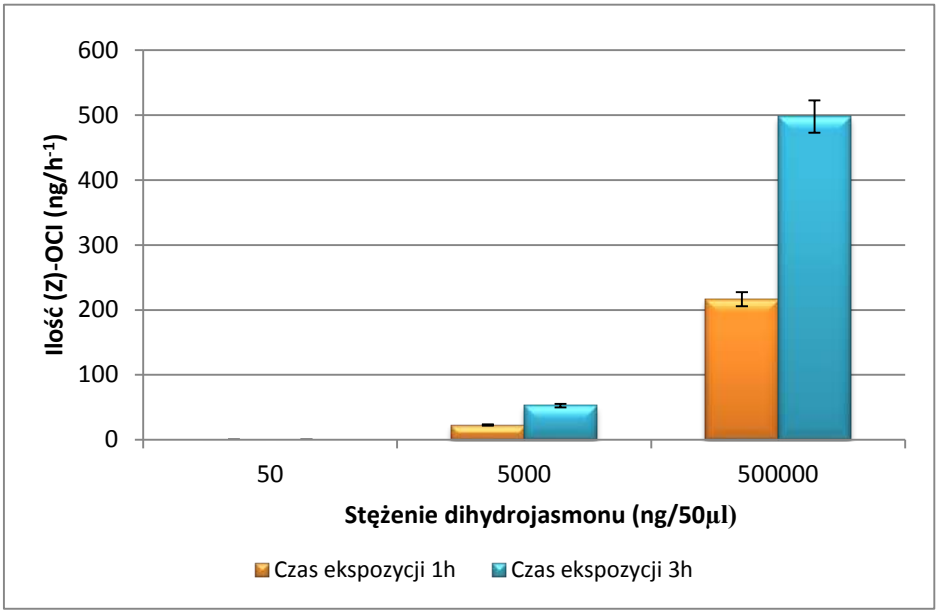
Ryc. 43. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (E)-2-HOL przez rośliny pszenicy



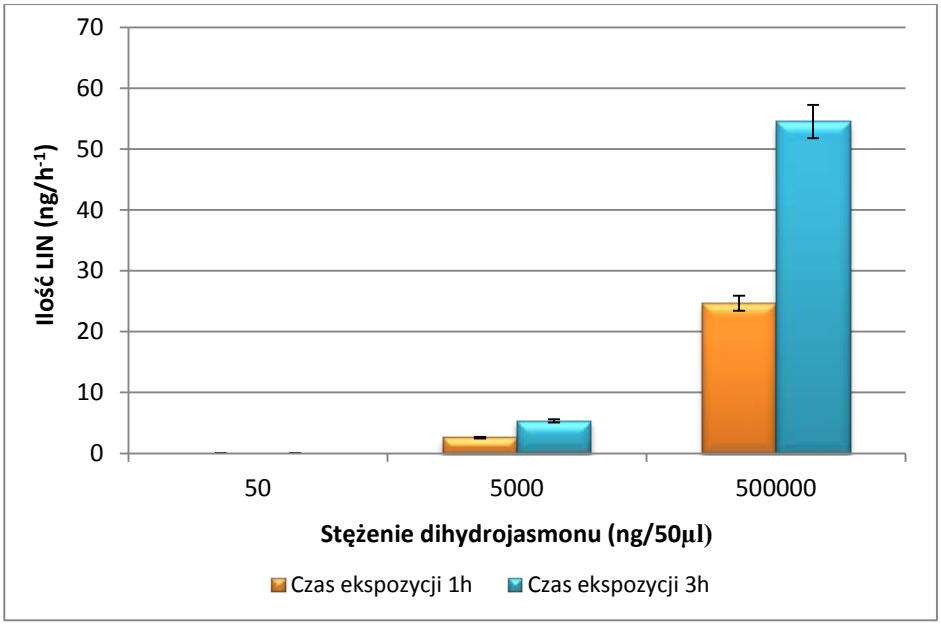
Ryc. 44. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie (Z)-3-HAC przez rośliny pszenicy



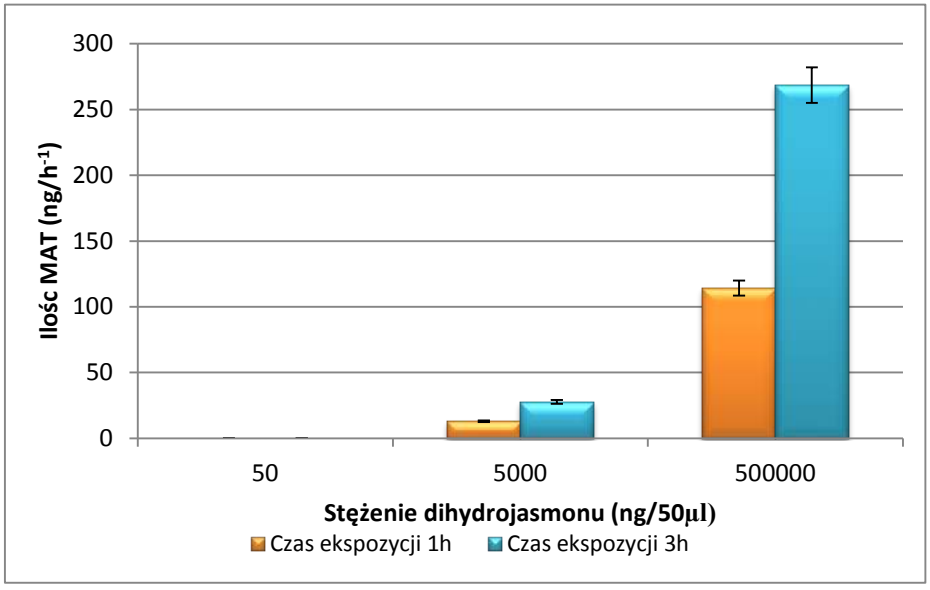
Ryc. 45. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie 1-HAC przez rośliny pszenicy



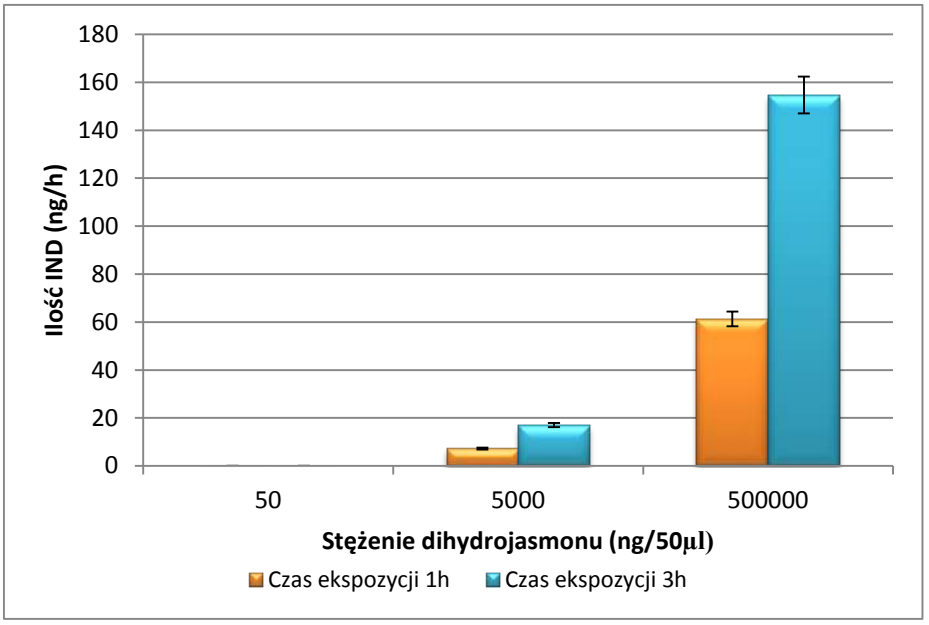
Ryc. 46. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie Z-OCI przez rośliny pszenicy



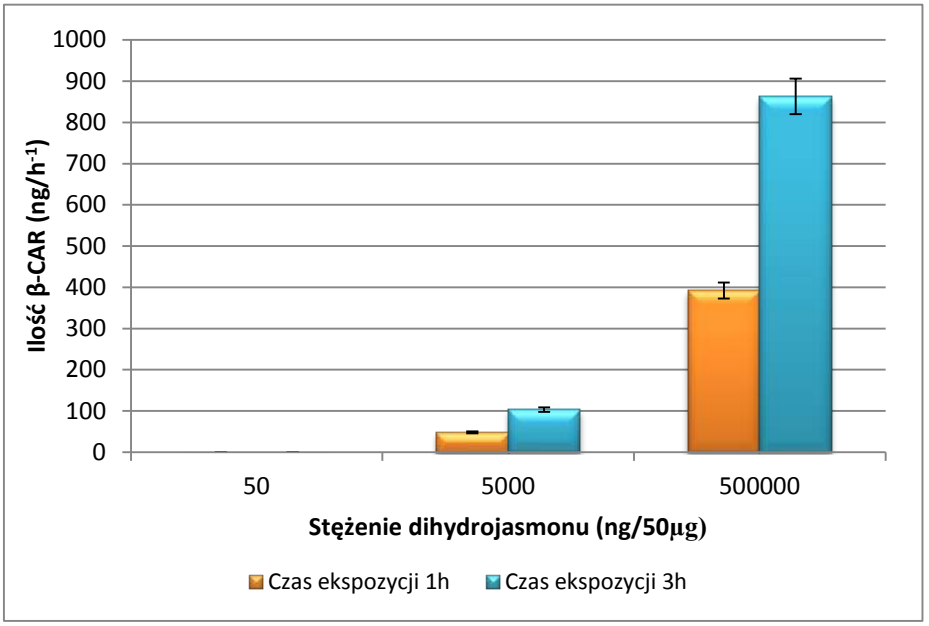
Ryc. 47. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielania LIN przez rośliny pszenicy



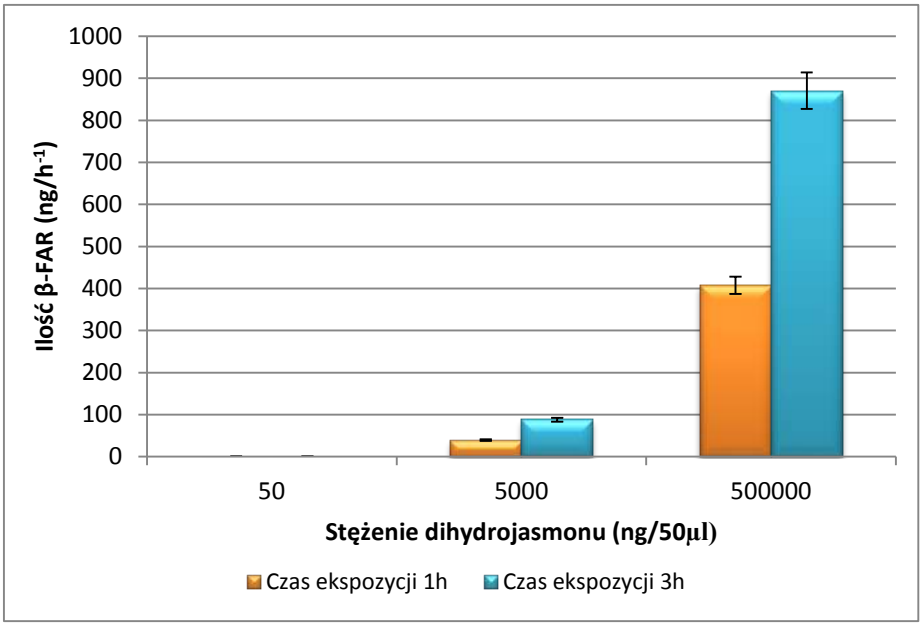
Ryc. 48. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie MAT przez rośliny pszenicy



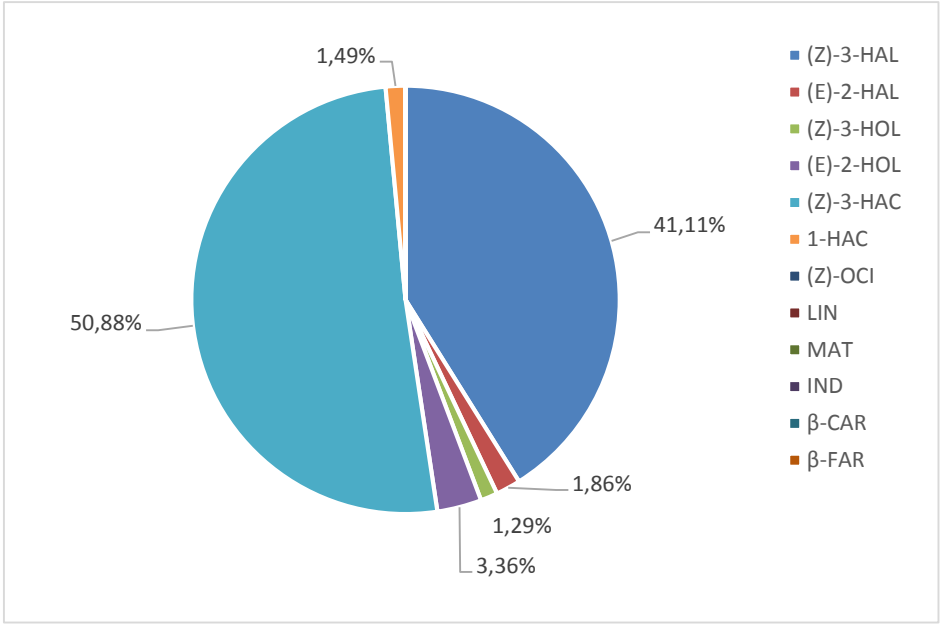
Ryc. 49. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie IND przez rośliny pszenicy



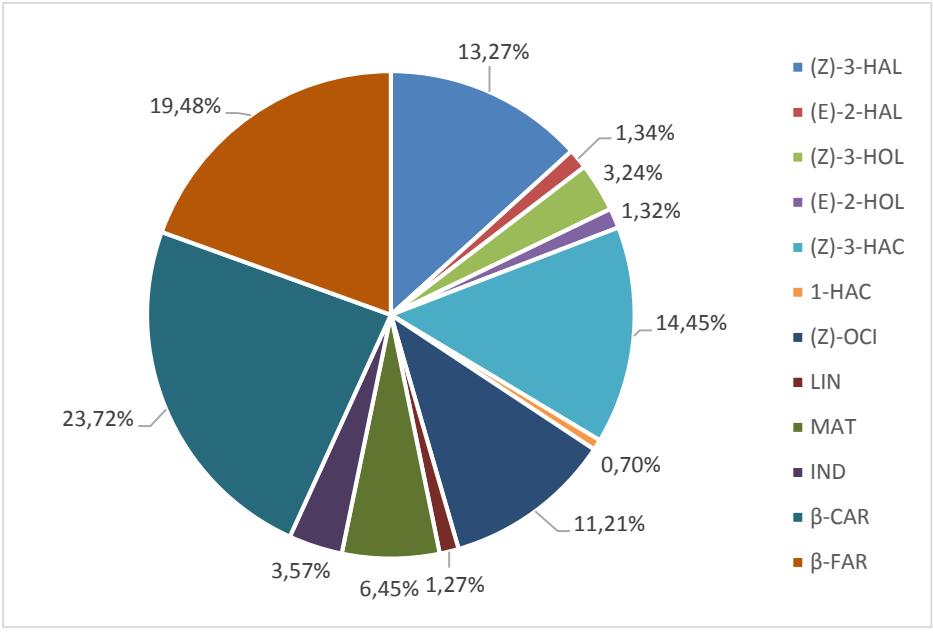
Ryc. 50. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie β-CAR przez rośliny pszenicy



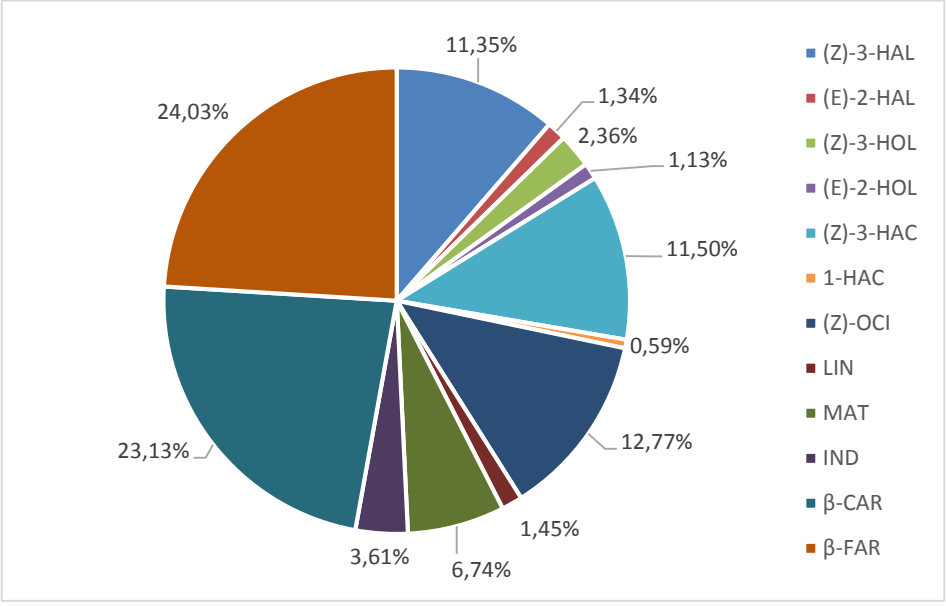
Ryc. 51. Wpływ stężenia dihydrojasmonu oraz czasu ekspozycji na wydzielanie β-FAR przez rośliny pszenicy



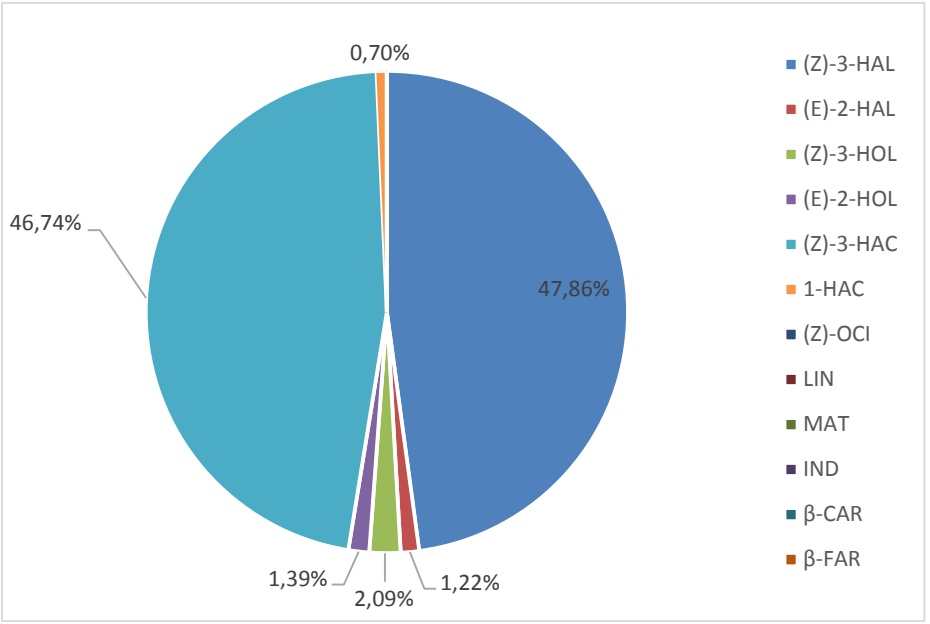
Ryc. 52. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 50ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.



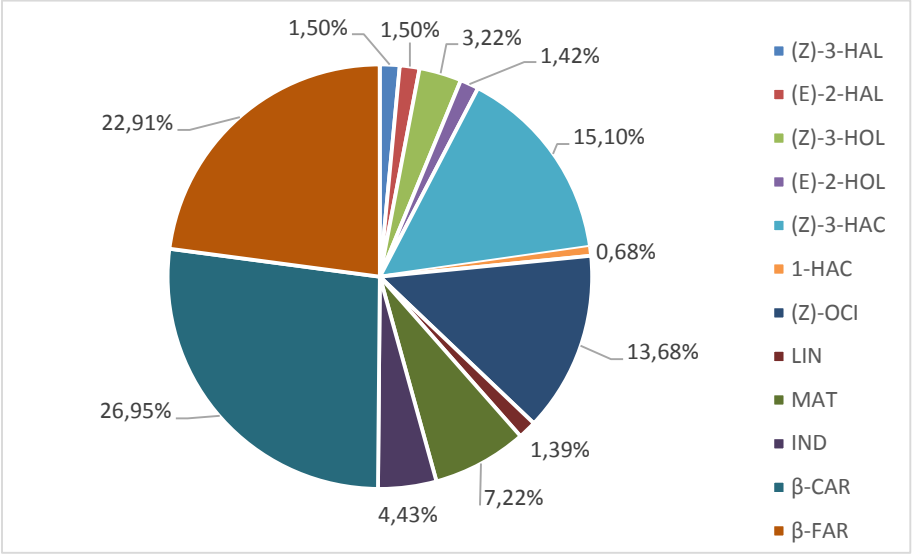
Ryc. 53. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 5 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.



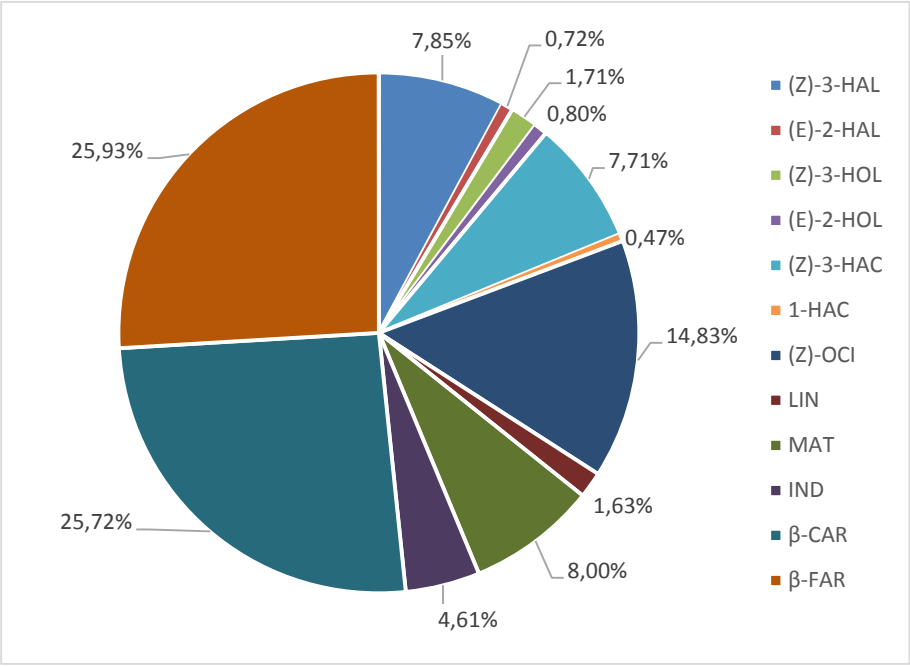
Ryc. 54. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 1h stężenia 500 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.



Ryc. 55. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 50ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.



Ryc. 56. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 5 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.



Ryc. 57. Procentowy udział poszczególnych związków wydzielanych w wyniku działania przez 3h stężenia 500 000ng dihydrojasmonu zawartego w 50µl roztworu.

10. STRESZCZENIE

Wpływ lotnych związków organicznych wydzielanych przez pszenicę pod wpływem żerowania owadów oraz syntetycznego dihydrojasmonu na zachowanie dorosłych osobników lednicy zbożowej (*Aelia acuminata* L.).

Produkcja pszenicy odgrywa wyjątkową rolę w żywieniu i poprawie bezpieczeństwa żywnościowego na świecie. Jej produkcja stanowi około 20% całkowitej ilości kalorii i białka w diecie na całym świecie. Jest to obecnie najczęściej uprawiane zboże na świecie, z ponad 220 mln ha obsiewanymi corocznie w szerokim zakresie warunków klimatycznych, a także w wielu regionach geograficznych. W zależności od warunków rolno-klimatycznych produkuje się około 670 mln ton zboża rocznie. W związku z tym, pszenica jest jednym z najważniejszych upraw dla globalnej żywności. Produkcja pszenicy jest podzielona mniej więcej po równo między kraje rozwijające się i rozwinięte, choć metody produkcji mogą się różnić.

Rolnictwo opiera się na intensywnej produkcji (wysokie zużycie energii z paliw kopalnych i zastosowania na szeroką skalę pestycydów i nawozów). Jednak konsumenci oczekują systemów produkcji bardziej zrównoważonych, ochrony środowiska naturalnego i różnorodności biologicznej. Jednym z głównych wyzwań w przyszłości dla europejskiego rolnictwa jest ograniczenie stosowania środków ochrony roślin poprzez promowanie integrowanej ochrony roślin (IPM). W szczególności dyrektywa 2009/128 /WE ustanawia ramy dla osiągnięcia zrównoważonego stosowania środków ochrony roślin.

Jednym ze sposobów rozwiązania tego problemu są lotne związki organiczne (LZO). Rośliny są atakowane przez wiele owadów, a prawie połowa z opisanych gatunków owadów są roślinożerne. Jednak rośliny nie są jedynie biernymi ofiarami ataku roślinożerców i rozwinęły wiele mechanizmów, które pozwalają wytrzymać uszkodzenia spowodowane przez czynniki biotyczne. Jeden z mechanizmów obronny włącza LZO w odpowiedzi na atak. Rośliny wytwarzają i emitują LZO z ich organów wegetatywnych do otaczającej atmosfery. Podczas gdy niektóre substancje lotne są prawdopodobnie wspólne dla prawie wszystkich roślin, inne są specyficzne tylko dla jednego lub kilku powiązanych taksonów. Najczęściej spotykane są LZO zielonego liścia (C_6 alkohole, aldehydy) oraz terpeny, zwłaszcza monoterpeny i seskwiterpeny. Emisja LZO jest różna w zależności od gatunku, stadium rozwojowego i warunków środowiskowych. Czynniki środowiskowe, zarówno biotyczne i abiotyczne, mają szczególnie duży wpływ na związki lotne uwalniane z wegetatywnych części roślin. LZO są uwalniane obficie po ataku roślinożerców, ale nieuszkodzone rośliny, zwłaszcza gatunki drzew, charakteryzują się również wysokimi wskaźnikami emisji.

Rośliny mają ogromną zdolność do przeciwdziałania roślinożercom i patogenom. W odpowiedzi na żerowanie owadów rośliny wydzielają aktywnie i systematycznie różne substancje lotne. Uznaje się, że te indukowane żerowaniem

substancje lotne (HIPVs) można wykorzystać w zwalczaniu szkodników upraw rolniczych, ponieważ mogą one odstraszać roślinożerców i dlatego że służą jako atraktanty dla wrogów naturalnych roślinożerców. Te indukowane żerowaniem związki są emitowane nie tylko w efekcie żerowania owadów, ale także systematycznie z nieuszkodzonych części roślin.

W pierwszej części eksperymentu stwierdzono, że żerowanie *Aelia acuminata* (1 lub 2 pary dorosłych) istotnie indukował emisję LZO przez rośliny pszenicy. Większe ilości (Z)-3-heksenalu, (E)-2-heksenalu, (Z)-3-heksen-1-olu, (E)-2-heksen-1-olu, β-pinenu, β-myrcenu, octanu (Z)-3-heksen-1-ylu, octanu 1-heksylu, 4-heptanonu, (Z)-ocimenu, linalolu, tlenku linalolu, octanu benzylu, salicylanu metylu, indolu, β-kariofilenu, (E)-β-farnezenu były uwalniane w efekcie stresu biotycznego w porównaniu do kontroli. Zgodnie z oczekiwaniami 2 pary owadów powodowały istotnie silniejszą reakcję roślin.

W drugiej części eksperymentu potwierdzono także, że aplikacja dihydrojasmonu (trzy testowane stężenia) także powodowała emisję LZO przez rośliny pszenicy. Większe ilości (Z)-3-heksenalu, (E)-2-heksenalu, (Z)-3-heksen-1-olu, (E)-2-heksen-1-olu, octanu (Z)-3-heksen-1-ylu, octanu 1-heksylu, (Z)-ocimenu, linalolu, salicylanu metylu, indolu, β-kariofilenu, (E)-β-farnezenu były uwalniane w efekcie stresu abiotycznego w porównaniu do kontroli. Największe stężenie (500 000 ng/50µl) powodowało najsilniejszą reakcję roślin.

W trzeciej części doświadczeń badano również zachowanie owadów dorosłych lednicy zbożowej w odniesieniu do syntetycznych mieszanek LZO przy użyciu olfaktometru (Y-tuba). Dotychczas żadne badania nie były podjęte, aby odpowiedzieć na pytanie czy owady preferują wysoki czy niskie stężenia mieszanek lotnych związków. Testowano dwie mieszaniny (mieszanina I - (Z)-3-heksenal, (E)-2-heksenal, (Z)-3-heksen-1-ol, (E)-2-heksen-1-ol, octan (Z)-3-heksen-1-ylu, octan 1-heksylu i mieszanina II - (Z)-ocimen, linalol, octan benzylu, salicylan metylu, β-kariofilen, (E)-β-farnezen) w trzech stężeniach. Samce lednicy zbożowej nie były przywabiane do żadnej z testowanych mieszanek o różnych stezeniach. Przywabianie było obserwowane tylko w przypadku samic, gdy testowano mieszaninę I w stężeniu 1. W odniesieniu do pozostałych stężeń obydwu mieszanek samice i samce były odstraszane. Generalnie większe stężenie powodowało silniejszą reakcję owadów.

Wpływ LZO na pszenicę i inne zboża wymaga dalszych badań, aby wyjaśnić ekologiczną rolę tych substancji. Powszechnie wiadomo, że manipulacja emisją lotnych związków w roślinach ma ogromny potencjał w stosunku do ochrony przed szkodnikami w kontekście rolnictwa. Może ona pomóc w zwiększeniu efektywności przywabiania parazytoidów i innych wrogów naturalnych.

SUMMARY

Effect of volatile organic compounds emitted by wheat after insect feeding and synthetic dihydrojasmone on bahavior of adults of *Aelia acuminata* L.

Wheat is fundamental to human civilization and plays an outstanding role in feeding and improving global food security. The crop contributes about 20% of the total dietary calories and proteins worldwide. It is now the most widely cultivated cereal in the world with more than 220 million ha planted annually under wide ranges of climatic conditions and in many geographic regions. Depending on agro-climatic conditions, about 670 million tons are produced annually. Consequently, wheat is one of the most important crops for global food. Wheat production is split roughly equally between the developing and developed world, although production methods may differ.

Agricultural systems is based on intensive production (high fossil energy consumption and large-scale use of pesticides and fertilizers). However, consumers expect the production systems to be more sustainable and to preserve the environment and biodiversity. One of the major future challenges for European agriculture is the reduction of pesticide use on human health and the environment by promoting the use of integrated pest management (IPM). In particular the Directive 2009/128/EC establishes a framework to achieve the sustainable use of pesticides.

One of the solution of this problem are volatile organic compounds (VOCs). Plants are attacked by many herbivorous insects, and almost half of described insect species are herbivorous. However, plants are not merely passive victims of herbivore attack and have evolved a variety of mechanisms that withstand the damage and stresses caused by biotic attack. One defensive mechanism involves VOCs induction in response to attack. Plants produce and emit a VOCs from their vegetative organs into the surrounding atmosphere. Whereas some volatiles are probably common to almost all plants, others are specific to only one or a few related taxa. The most common are green leaf volatiles (green leaf volatiles, C_6 alcohols, aldehydes), and terpenes, especially monoterpenes and sesquiterpenes. The emission of VOCs varies depending on the species, developmental stage and environmental conditions. Environmental factors, both biotic and abiotic, have an especially large impact on volatiles released from the vegetative parts of plants. VOCs are released abundantly after herbivore attack, but undamaged plants, especially tree species, also show high emission rates.

Thus, plants have a tremendous capacity to counteract herbivores and pathogens. In response to feeding plants actively and systemically emit various volatile substances. It has been proposed that these herbivore-induced volatiles (HIPVs) can be exploited in agricultural pest control because they might repel herbivores and because they serve as attractants for the enemies of the herbivores.

These herbivore-induced volatiles are emitted not only at the site of herbivore feeding, but also systemically from undamaged portions of the plant.

In a first part of the experiment, was confirmed that attack of *Aelia acuminata* (1 or 2 pairs of adults) significantly induced wheat VOCs emission. In this work, greater amounts of (Z)-3-hexenal, (E)-2-hexenal, (Z)-3-hexen-1-ol, (E)-2-hexen-1-ol, β-pinene, β-myrcene, (Z)-3-hexen-1-yl acetate, 1-heksyl acetate, 4-heptanone, (Z)-ocimene, linalool, linalool oxide, benzyl acetate, methyl salicylate, indole, β-caryophyllene, (E)-β-farnesene were released by biotic stress to compare to control plants. Not surprisingly, two pairs of insects caused significantly greater reaction of plants.

In a second first part of the experiment, was confirmed that dihydrojasmone (three tested concentration) application also significantly induced wheat VOCs. In this work, greater amounts of (Z)-3-hexenal, (E)-2-hexenal, (Z)-3-hexen-1-ol, (E)-2-hexen-1-ol, (Z)-3-hexen-1-yl acetate, 1-heksyl acetate, (Z)-ocimene, linalool, methyl salicylate, indole, β-caryophyllene, (E)-β-farnesene were released by abiotic stress to compare to control plants. The highest concentration (500 000ng/50µl of hexane) induced plants to the largest VOCs emission.

In a third experiment, *A. acuminata* (adults) behavioral responses to synthetic mix of VOCs using Y-tube olfactometer choice tests were studied. So far, no studies have addressed the question whether *A. acuminata* prefers high or low mix of volatiles. Two blends of VOCs (blend I – (Z)-3-hexenal, (E)-2-hexenal, (Z)-3-hexen-1-ol, (E)-2-hexen-1-ol, (Z)-3-hexen-1-yl acetate, 1-heksyl acetate, and blend II – ((Z)-ocimene, linalool, benzyl acetate, methyl salicylate, β-caryophyllene, (E)-β-farnesene) in three concentration (1-3) were tested. Males of *A. acuminate* were not attracted to any od tested blend or solution. Attraction was observed only for females when solution 1 of blend I was tested. A significantly greater proportion of female and male adults were repelled from the other tested concentration of both blends. Generally larger concentration caused stronger reaction of insects.

VOC induction effects on wheat and other cereal grasses will need further investigation to explore the ecological role of these active substances. It is well known that manipulation of volatile emission in plants has enormous potential in relationship to pest management in agricultural contexts. Manipulating these signals may help increase the effectiveness of attracting parasitoid and predatory natural enemies.