

Badanie obecności pestycydów w kwiatostanach rzepaku



SPIS TREŚCI:

●	Wstęp	4
●	Co szkodzi pszczołom i innym zapylaczom?	6
	Kryzys klimatyczny	7
	Pestycydy	8
	Struktura upraw rolnych	13
	Gospodarka pszczelarska	16
	Patogeny	18
	Zanieczyszczenie środowiska	19
●	Pestycydy w rzepaku – badanie Greenpeace	22
●	Cel i zakres badań	22
●	Metodyka	23
	Metody zbierania danych	23
	Analiza laboratoryjna	24
	Metody opracowania danych	24
●	Wyniki	25
	Wyniki 2014	29
	Wyniki 2015	30
	Wyniki 2016	31
	Wyniki 2017	32
	Wyniki 2018	33
	Wyniki 2019	34
●	Omówienie wyników	35
●	Podsumowanie badań	41
●	Rekomendacje	42
●	Literatura	45

Wstęp

Owady i inne zwierzęta zapylają około 75% gatunków roślin uprawnych, co stanowi mniej więcej 1/3 światowej produkcji rolnej (Zych. 2018). W Europie od zapylania przez owady przynajmniej częściowo uzależnione są plony około 84% odmian roślin uprawnych, a wartość tego rodzaju zapylania szacuje się na co najmniej 22 mld euro rocznie (Gallai i in., 2009). Dla Polski jest to kwota 4,1 mld zł rocznie (stan na 2015. Jobda i Rzepkowski 2016).

Badania wskazują, że procentowo największy udział w zapylaniu mają dzikie owady zapylające, np. dzikie pszczoły (*Hymenoptera: Anthophila*) i muchówki bzygowate (*Diptera: Syrphidae*). Hodowlane pszczoły miodne (*Apis mellifera*), choć zapewniają dodatkowe zapylanie, nie są w stanie zrekompensować strat w populacji dzikich owadów zapylających (Breeze i in., 2011). Właściwemu zapylaniu upraw służy wielość gatunków owadów dzikich w połączeniu z dużą liczebnością ich populacji. Z tego powodu dla zagwarantowania plonów roślin uprawnych ważniejsze jest odpowiednie zarządzanie biologiczną różnorodnością funkcjonalną niż tylko pojedynczym gatunkiem, np. pszczołą miodną (Garibaldi i in., 2013).

Owady zapylające pełnią kluczową rolę w zapewnieniu bezpieczeństwa żywnościowego ludzkości. Niestety obecnie ich populacje mierzą się z całym szeregiem zagrożeń, za które w dużej mierze odpowiada człowiek (szczegóły na ten temat zaprezentowaliśmy w rozdziale *Co szkodzi pszczołom i innym zapylaczom?*). Jednym z głównych czynników determinujących tę sytuację są pestycydy używane w rolnictwie. Naukowcy, pszczelarze oraz organizacje ekologiczne od lat apelują o działania, które zredukowałyby wpływ, jaki na owady ma współczesny intensywny model rolnictwa, a wraz z nim wzrastające zużycie pestycydów. Poszczególne kraje oraz Unia Europejska wprowadzają ograniczenia w stosowaniu tych środków, jednak są one z reguły niewystarczające i niekoniecznie przyczyniają się do wyeliminowania szkodliwych dla zapylaczy substancji z upraw i środowiska. By przyrzeć się bliżej temu problemowi, Fundacja Greenpeace Polska w roku 2014 podjęła decyzję o rozpoczęciu kilkuletnich badań nad obecnością pestycydów w najbardziej popularnej z upraw zależnych od zapylaczy, czyli rzepaku (założenia metodologiczne badań przedstawione są w rozdziale *Cel i zakres badań* zaś wnioski z nich płynące w rozdziale *Zalecenia*).

Badania i raport zostały zrealizowane w ramach akcji społecznej *Adoptuj Pszczołę*, której celem jest poprawa sytuacji owadów zapylających w Polsce. ●

Co szkodzi pszczołom i innym zapyłaczom?

Istnieje szereg badań naukowych prowadzonych w Europie i na świecie wskazujących, że stan populacji owadów zapyłających ulega znacznemu pogorszeniu. Wprawdzie brakuje dokładnych danych na temat spadku liczebności w populacji zapyłaczy w Polsce, jednak dysponujemy danymi z niemieckich obszarów chronionych, opublikowanymi w 2017 roku. Wskazują one, że w ciągu ostatnich trzech dekad ubyło ponad 75% biomasy owadów latających (Hallmann i in., 2017). Z dużym prawdopodobieństwem można stwierdzić, że niebezpieczeństwo utraty różnorodności gatunkowej i spadku liczebności tych niezwykle ważnych owadów jest ogromne.

Według najnowszych badań – przeprowadzonych na 150 powierzchniach próbnych w Niemczech – opublikowanych w październiku 2019 r. (Seibold i in., 2019) liczba osobników stawonogów na trwałych użytkach zielonych spadła w przeciągu dziewięciu lat o 78%, ich łączna biomasa o 67%, a liczba gatunków o 34%. Na powierzchniach leśnych, które próbowano co roku, liczba osobników w badanym okresie nie zmieniła się w sposób istotny, natomiast spadły biomasa (o 41%) i liczba gatunków (o 36%). To ogromne spadki, które bez wątpienia przekładają się na wiele

aspektów funkcjonowania ekosystemów. Spadki liczebności najmocniej dotknięty gatunków, które już na początku badania były rzadkie: część z nich prawdopodobnie zmierza ku wymarciu.

W związku z postępującą degradacją środowiska (intensyfikacją produkcji rolnej, zwiększaniem powierzchni upraw monokulturowych, fragmentacją naturalnych siedlisk, erozją gleb, nadmiernym użyciem pestycydów, patogenami, kryzysem klimatycznym) rosną obawy, że stan populacji zapylaczy może ulec dalszemu znacznemu pogorszeniu (Imperatriz-Fonseca, V.L. i in., IPBES 2016). Skutkować to będzie zakłóceniem reprodukcji większości gatunków roślin tworzących ziemskie ekosystemy, w tym tych będących podstawą naszej diety. Co istotne, praktycznie każdy z wyżej wymienionych czynników pogarszających sytuację owadów zapylających jest związany z działalnością człowieka. Poniżej przedstawiamy skrótowo najważniejsze z zagrażających zapylaczom czynników.

● Kryzys klimatyczny

Jednym z najważniejszych czynników wpływających na zaburzenia w biologii owadów zapylających są stale postępujące zmiany klimatu.

Istnieją naukowe dowody na to, że zasięg niektórych owadów zaczął się zmieniać na skutek zmian klimatu (Goulson 2019), np. europejskie i północnoamerykańskie trzmiele znikają z południowych krańców ich zasięgu (Kerr i in., 2015) i zajmują wyższe wysokości w regionach górskich (Pyke i in., 2016). Istnieją również dowody na to, że czas pojawienia się niektórych owadów roślinożernych i zapylających jest różny od czasu pojawienia się ich roślin żywicielskich; na przykład niektóre rośliny górskie w Kolorado kwitną, zanim trzmiele wyłonią się z hibernacji (Pyke i in., 2016).

Również klimat Polski wykazuje systematyczną tendencję do wzrostu temperatury powietrza, ze znaczącym wzrostem obserwowanym od roku 1989; opady nie wykazują jednokierunkowych tendencji i występują okresy mniej lub bardziej wilgotne; zmieniła się natomiast struktura opadów głównie w ciepłej porze roku: opady są bardziej

nawalne, krótkotrwałe, niszczycielskie, powodujące coraz częściej gwałtowne powodzie. Jednocześnie zanikają opady poniżej 1 mm/dobę; skutkiem zmian klimatu jest wzrost występowania groźnych zjawisk pogodowych (atmosferycznych), tj. wiatry huraganowe. Wskazane zjawiska mają też znaczący wpływ na rośliny i zwierzęta, w tym w sposób szczególny na owady (Sadowski i Gworek, 2013).

W roku 2018 wczesna wiosna i stosunkowo wysokie temperatury na początku sezonu spowodowały nakładanie się niektórych masowych pożytków (roślin, których pyłkiem i nektarem żywią się zapylacze), takich jak: rzepak i robinia akacjowa, gatunków tradycyjnie kwitnących w sezonie po sobie. Następstwem wspólnego kwitnienia wczesnym latem było powstanie luki pożytkowej po przekwitnięciu wiosennych pożytków (Szentgyörgyi, 2018).

Jeśli rozwój roślin zależy od innych czynników niż pojawienie się owadów (np. długość dnia vs. temperatura powietrza), może okazać się, że owady wylecą na łąki, na których nie ma jeszcze (albo już) kwiatów roślin, do których zapylania są najlepiej przystosowane. Może to w istotny sposób wpłynąć na obniżenie efektów zapylania, szkodząc zarówno roślinom (które nie będą prawidłowo się rozwijać), jak i owadom (które będą głodować) (Shukla i in., IPCC, 2019).

● Pesticydy

Współczesna intensywna i wielkoobszarowa gospodarka rolna opiera się na wykorzystaniu ogromnej ilości różnego rodzaju środków chemicznych służących nawożeniu czy ochronie roślin uprawnych przed zagrażającymi im owadami, grzybami i innymi organizmami. Pesticydy zabijają jednak nie tylko szkodniki upraw, ale często szkodzą również – bezpośrednio i pośrednio – owadom zapylającym.

Pesticydy możemy podzielić na:

- Zoocydy – środki do zwalczania lub odstraszania zwierząt (w tym m.in. insektycydy – do zwalczania owadów; akarycydy – przeciwko roztoczom)

- Herbicydy – środki chwastobójcze
- Fungicydy – grzybobójcze lub grzybobostatyczne

Zoocydy, ze względu na metody intoksykacji możemy podzielić na: oddechowe (gazowe), kontaktowe i żołądkowe (pokarmowe), choć zwykle jednak wykazują działanie mieszane.

Insektycydy należą do grupy pestycydów zorientowanych na eliminowanie owadów uznawanych za szkodniki upraw. W dawkach odpowiednio wysokich (leśalnych) substancje te zabijają lub odstraszają owady, w niskich (subleśalnych) natomiast mogą wywierać niezamierzony wpływ na owady niebędące ich celem, w tym na naturalnych wrogów szkodników oraz na owady zapylające (Desneux i in., 2007). W dotychczasowych badaniach naukowych najczęściej uwagi poświęcono ostrym następstwom działania pestycydów na owady zapylające. Efekty subleśalne, które mogą mieć wpływ na zdrowie owadów zapylających i ograniczać produkcję rolną są słabiej rozpoznane i udokumentowane, jednak można wskazać pewne przykłady tych efektów:

- Efekty fizjologiczne (np. zakłócenie tempa wzrostu, tj. czasu potrzebnego do osiągnięcia postaci dorosłej, wzrost liczby wad rozwojowych (w komórkach pszczoelich wewnątrz ula). W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że deltametryna z grupy pyretroidów wpływa na liczne funkcje komórkowe u pszczoł miodnych (Desneux i in., 2007), tiametoksam może wywoływać u zafrykanizowanej pszczoły miodnej uszkodzenia w mózgu i w jelicie środkowym (Oliveira i in., 2013), imidachlopyryd natomiast zaburza rozwój kolonii trzmieli (Whitehorn i in., 2012). W jednym z eksperymentów trzmieli z gatunku *Bombus impatiens* wystawione na działanie imidachlopyrydu i klotianidyny wykazywały zdecydowanie mniejszy przyrost masy (Scholer i Krischik, 2014).
- Wpływ na rozwój rodzin i sukces reprodukcyjny (np. budowanie gniazd, wytwarzanie larw). W tej grupie efektów

wykazano, że trzmiele ziemne, którym podawano tiametoksam w dawkach zbliżonych do polowych, zmniejszały aktywność związaną z budowaniem gniazd, a niektóre osobniki wcale nie wytwarzały larw (Elson i in., 2013). Murarki ogrodowe wystawione na działanie klotianidyny nie wykazywały zachowań związanych z budową gniazda i nie inicjowały konstruowania komór lęgowych, a u trzmieli stwierdzono spowolniony wzrost rodzin oraz gorsze wyniki rozmnażania (Rundlöf i in., 2015).

- Zaburzenia poszukiwania pokarmu u pszczoł miodnych (np. zakłócenie systemu nawigacyjnego). W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że imidachlopyrd w małej dawce wpływa na ruchliwość pszczoł miodnych (Suchail i in., 2001; Mędrzycki i in., 2003), deltametryna zmniejsza liczbę powrotów zbieraczek do ula (Vandame i in., 1995), z kolei pszczoły wystawione na działanie bardzo niskich dawek tiametoksamu mogą się gubić (Henry i in., 2012).
- Zakłócenia karmienia (np. chemiczne odstraszenie lub zniechęcenie do karmienia, obniżenie sprawności węchowej pszczoł). W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że fipronil może zmniejszać u pszczoł zdolność wykrywania źródeł pokarmu (El Hassani i in., 2005), imidachlopyrd zaś sprawia, że owady zapylające unikają upraw, w których zastosowano tę substancję (Easton i Goulson 2013).
- Zaburzenia procesów uczenia się u pszczoły miodnej (np. utrudnienie rozpoznawania kwiatów i gniazda, zaburzenie orientacji przestrzennej). W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że subletalne dawki tiametoksamu i fipronilu osłabiają pamięć węchową pszczoł (Aliouane i in., 2009), a imidachlopyrd, fipronil, deltametryna i endosulfan w dłuższym okresie upośledzają uczenie się pszczoł miodnych (Decourtye i in., 2003; Decourtye i in., 2004; Decourtye i in., 2005).

- Wpływ na układ odpornościowy (podatność na choroby wywołane przez pasożyty i inne patogeny). Stwierdzono, że narażenie pszczoł miodnych zarażonych *Nosema ceranae* na imidachlopyrd ograniczało ich zdolność do oczyszczania gniazda (Alaux i in., 2010). Ponadto wykazano, że subletalne dawki klotianidyny mają negatywny wpływ na odporność przeciwwirusową pszczoły miodnej (Di Prisco i in., 2013). W badaniach polowych wykryto również korelację dodatnią między narażeniem na neonikotynoidy, a inwazją rozłocza *Varroa* i wiremiami w rodzinach pszczoły miodnej (Divley i in., 2015; Alburaki i in., 2015).

W Niemczech w ramach ogólnokrajowego projektu badaniu poddano pierzgę pobraną w latach 2005–2006. Ze 105 próbek wyizolowano 42 składniki aktywne, przy czym w niektórych próbkach wykryto więcej niż jedną substancję. Kryteria czystości chemicznej spełniało jedynie 25 próbek (Genersch i in., 2010).

Wyniki badania przeprowadzonego przez Greenpeace (Johnston i in., 2014) wskazują z kolei, że ponad dwie trzecie pyłku zebranego na polach i przyniesionego do ula przez pszczoły robotnice było skażone co najmniej jedną toksyczną substancją chemiczną. W czasie jednego sezonu zbierania pokarmu przez pszczoły do analizy pobrano ponad 100 próbek w 12 krajach Europy.

Owady zapylające mogą być narażone na działanie pestycydów nie tylko w wyniku bezpośrednich oprysków, lecz także wskutek wcześniejszego zastosowania tych substancji na rośliny. Pestycydy charakteryzujące się działaniem systemicznym wnikają do organizmu rośliny i przenikają do jej układu naczyniowego. Niektórych substancji z grupy neonikotynoidów używa się do zaprawiania materiału siewnego, co ma zapewnić ochronę rośliny od chwili wysiewu. W momencie zakiełkowania i późniejszego wzrostu, neonikotynoidy zostają rozprowadzane wewnątrz całej rośliny – kumulują się w łodygach i liściach oraz mogą przedostawać się do kropelek wody wydzielanych w procesie gutacji (roślina wydziela krople wody osadzające się

na czubkach młodych liści), a ostatecznie do pyłku i nektaru roślinnego. Coraz powszechniejsze stosowanie neonikotynoidów oznacza większe ryzyko wydłużenia okresu wystawienia owadów zapylających na negatywne oddziaływanie tych substancji – na przestrzeni czasu systemiczne środki owadobójcze osadzają się bowiem w różnych częściach rośliny. Taki skażony pyłek lub nektar pszczoły przynoszą następnie do ula, przez co stwarzają zagrożenie dla pozostałych jego mieszkańców.

Szczególnym zagrożeniem dla owadów są mieszaniny różnych pestycydów (koktajle pestycydowe), z którymi stykają się coraz częściej w wyniku postępującej intensyfikacji rolnictwa. Chociaż wiadomo, że niektóre z tych substancji działają toksycznie na pszczoły i inne owady, to jednak nie sposób w ujęciu empirycznym dokładnie określić wpływu sumy tak wielu substancji. Na przeszkodzie staje bardzo duża liczba kombinacji, w jakich związki te występują. Dotyczy to zwłaszcza rzeczywistych warunków polowych, w których istnieje wiele sposobów ekspozycji owadów (i innych grup zwierząt) na działanie pestycydów, a w grę wchodzi jeszcze inne czynniki stresu środowiskowego (Krupke i in., 2012). Badania próbek pobranych w różnych rejonach Unii Europejskiej wykazały skażenie odłowionego pyłku i pierzgi pszczelej przez wiele różnych pestycydów, należących do różnych grup. Związki chemiczne stosowane w rolnictwie i w innych obszarach działalności człowieka dają się wykryć nawet w ulach. Wiadomo, że łączne stosowanie substancji z grup insektycydów i fungicydów powoduje zwiększoną ich toksyczność, pomimo stosowania mniejszych dawek. Znakomitym przykładem jest ponad 1100-krotny wzrost toksyczności tiakloprydu wobec pszczół spowodowany jednoczesnym narażeniem na triflumizol (Iwasa i in., 2004). Wobec powyższego prawnie niedopuszczalne powinno być łączne stosowanie różnych środków ochrony roślin, bowiem względnie bezpieczne substancje mogą stworzyć silnie toksyczną mieszaninę (Zych, 2018).

Badania opublikowane w magazynie „Science” w 2017 roku, wykazały obecność neonikotynoidów w miodzie pszczelim. Spośród 198 próbek miodu zebranych w kilkudziesięciu różnych krajach świata aż 75% zawierało neonikotynoidy. Nie stwierdzono wyraźnych różnic

pomiędzy próbkami pochodzącymi z różnych kontynentów, co pozwoliło stwierdzić, że narażenie pszczół na neonikotynoidy jest powszechne na całym świecie. Ponadto 45% próbek zawierało więcej niż jeden neonikotynoid (Mitchell i in., 2017). Nie oznacza to, że spożywanie miodu jest niebezpieczne dla zdrowia, ale wskazuje na powszechność kontaktu pszczół z neonikotynoidami.

● Struktura upraw rolnych

Obecnie około 35% wolnej od lodu powierzchni Ziemi zajmują obszary rolne (w tym tereny uprawne i pastwiska). Należą do jednego z największych ekosystemów na naszej planecie, skalą dorównując obszarom zajmowanym przez lasy (Foley i in., 2011). W Polsce ok. 5% powierzchni to tereny zurbanizowane i zabudowane, a 60% to tereny rolne. Spośród terenów użytkowanych rolniczo aż 70% to grunty orne, a jedynie 21% stanowią łąki i pastwiska, czyli trwałe użytki zielone (Głębocki, 2014). Kolejne 31% obszaru kraju to lasy i tereny zadrzewione, 1,5% to nieużytki i jedynie 0,1% stanowią tereny uprawiane ekologicznie (Rozkrut, 2017). Według raportu Najwyższej Izby Kontroli (NIK, 2019), mimo że obserwuje się stały wzrost udziału bioproduktów w rynku produktów spożywczych, to w latach 2014–2017 zmniejszyła się liczba producentów ekologicznych z 25 427 do 21 400 oraz powierzchnia upraw ekologicznych z 658 tys. ha do 495 tys. ha (*rys.1*)

Tereny naturalne, półnaturalne i trwałe użytki zielone stanowią niewielki procent powierzchni obszarów rolnych kraju. Oznacza to zanik siedlisk, pogorszenie się ich jakości, ich fragmentację oraz degradację. Negatywne zmiany w jakości siedlisk lub ich całkowite zniknięcie skutkują zanikiem wielu gatunków zapylaczy związanych z tymi terenami lub ograniczeniem ich liczebności (Fisher i Lindenmayer, 2007). Ograniczanie powierzchni łąk, terenów podmokłych i wrzosowisk już wyraźnie przyczyniło się do zmniejszenia liczebności i różnorodności np. trzmieli na terenie Europy (Goulson i in., 2005).

Rolnictwo przemysłowe wpływa na życie pszczół i innych zapylaczy na różne sposoby, jednak w szczególności powoduje znikanie

Rys. 1. Udział producentów ekologicznych oraz areal upraw ekologicznych w latach 2014–2018.
Źródło: opracowanie własne NIK na podstawie danych z GIJHARS.



i fragmentację cennych naturalnych i półnaturalnych siedlisk zapylaczy, takich jak systemy agroleśne, łąki, nieużywane obszary polne, tereny pokryte krzakami, lasy i żywopłoty. Proces ten ma mniejsze znaczenie w przypadku pszczoł miodnych, jednak jest czynnikiem wpływającym w znacznym stopniu na dzikie owady zapylające. Typowe dla intensywnego rolnictwa monokultury, a także brak bioróżnorodności na terenach wokół pól uprawnych ograniczają ilość pożywienia dostępnego dla zapylaczy.

Wielkoobszarowe uprawy wiatropylne, a więc na przykład zboża, które same nie produkują pożytku dla owadów zapylających, stanowią barierę nie do przebycia dla większości zapylaczy. Rozdzielają istniejące tereny naturalne lub półnaturalne, co powoduje ich fragmentację i zmniejszenie powierzchni siedlisk przyjaznych zapylaczom. Możliwości przelatywania owadów nad takimi obszarami są nieraz bardzo ograniczone. Motyle i niektóre dzikie pszczoły są w stanie pokonać zaledwie kilkaset, a niektóre tylko kilkadziesiąt metrów. Dla tych gatunków jednolite kilkudziesięciohektarowe uprawy stanowią barierę nie do pokonania. Jedyną możliwość przemieszczania się owadów na takich obszarach stwarzają miedze, zakrzewienia, ugory lub łąki śródpolne. Zanikanie, a często celowe niszczenie takich naturalnych korytarzy ekologicznych jest przyczyną zmniejszania się liczebności populacji owadów oraz spadku różnorodności genetycznej (Hartl i Clark, 2006), przez co osłabia się odporność populacji na niekorzystne warunki środowiska i przyspiesza ich zanik na danym terenie (Krauss i in., 2010). Skala tego zjawiska będzie zależała oczywiście od indywidualnych zdolności danego gatunku, jednakże dla większości dzikich zapylaczy mobilność jest znacząco ograniczona. Gatunki społeczne, jak pszczoła miodna czy trzmiele, są mniej narażone dzięki swojej dużej mobilności i zdolność do pokonywania dużych odległości (Bommarco i in., 2010). Inne, jak np. motyle, są bardziej wrażliwe. Niektóre gatunki z jednej z najważniejszych grup zapylaczy, czyli samotnych pszczoł, mogą w takim środowisku bardzo szybko wymierać (Bommarco i in., 2014). Prowadzi to do zmniejszenia różnorodności zapylaczy, a co za tym idzie do zmniejszenia efektywności zapylania tych roślin, które tego wymagają.

Intensyfikacja działalności rolniczej jest skorelowana ze spadkiem liczebności i zróżnicowania dzikich owadów zapylających, a zatem ze spadkiem jakości usług ekosystemu, które te owady świadczą na rzecz roślin uprawnych (Kremen i in., 2007). Oznacza też zwiększone zużycie nawozów sztucznych, wykorzystanie coraz bardziej toksycznych chemicznych środków ochrony roślin i intensywną ekspansję upraw na nowe obszary. Wszystkie te czynniki razem wzięte decydują o tym, że współczesne rolnictwo wywiera zdecydowanie szkodliwy wpływ na środowisko naturalne (Tilman i in., 2001; Foley i in., 2011; Rockstrom i in., 2009).

● Gospodarka pszczelarska

Aby lepiej zrozumieć interakcje zachodzące pomiędzy hodowlaną pszczołą miodną a dzikimi owadami zapylającymi, należy się bliżej przyjrzeć biologii rozwojowej tych owadów. Nie bez powodu rój pszczoły jest nazywany nadorganizmem lub superorganizmem (Wilson, 1979). U owadów społecznych, a takim jest pszczoła miodna, osobniki tego samego gatunku tworzą trwałą kolonię, w której występują co najmniej dwa pokolenia zdolne do wykonywania pracy na rzecz kolonii, w kolonii występuje podział na kasty – reprodukcyjną oraz niebiorącą udziału w procesie reprodukcji, a także występuje współdziałanie w opiece nad potomstwem. Pszczoły samotnice, w przeciwieństwie do pszczoły miodnej, trzmieli i niektórych innych, mniej znanych społecznych gatunków pszczół, nie żyją w rodzinach i nie produkują miodu. Każda samica zakłada własne gniazdo, które zaopatruje w pyłek i nektar (pokarm dla larw, które będą się w nim rozwijać). Wbrew nazwie wiele gatunków gniazduje w koloniach, jednak osobniki nie pomagają sobie wzajemnie, a nawet często ze sobą konkurują (Kierat, 2018).

Pojawienie się w ustabilizowanym siedlisku choćby jednego ula oznacza nagły wzrost liczby owadów o kilkadziesiąt tysięcy (30–70 tysięcy). Gwałtownie wzrasta konkurencja o pokarm, co dla większości owadów samotnych może zakończyć się deficytem substancji odżywczych. Podobnie w przypadku wędrownej gospodarki pasiecznej, gdzie

przewozi się ule na pożytki. Jednorazowo przewozi się kilkadziesiąt uli, co oznacza od miliona do kilku milionów owadów jednocześnie. Metoda taka ma uzasadnienie na wielkoobszarowych monokulturach, gdzie populacja owadów dzikich będzie zapewne niewystarczająca, aby skutecznie zapylić uprawy, lecz jej wpływ na owady zamieszkujące miedze i otoczenie pól będzie bardzo znaczący.

W ostatnich latach hodowla pszczoły miodnej, zarówno towarowa, jak i amatorska stała się zajęciem popularnym. Efektem dużego zainteresowania rozwojem pasiek są negatywne skutki tzw. przepszczczenia, którego objawem jest niedobór pokarmu dla utrzymywanych rodzin pszczoły miodnej i słaby ich rozwój. Powszechny brak pokarmu i nieodpowiednia jego jakość prowadzą często do rabunków dokonywanych przez rodziny silniejsze w rodzinach słabszych, roznoszenia czynników zakaźnych i mniejszej wydajności jednostkowej miodu z ula (Olszewski 2019). Według badań przeprowadzonych w Małopolsce w 2018 r. napszczczenie wyniosło tutaj 7,35 rodziny na 1 km² i przekroczyło 2–3-krotnie poziom umożliwiający niezakłócone funkcjonowanie zespołów dzikich zapylaczy. W latach 1990–2019 prowadzono badania, które wykazały, że w rejonie pasieki procesowi zaniku uległo 46% lokalnej entomofauny (Flaga, 2019).

Przepszczczenie powoduje osłabienie rodzin pszczelich, co sprzyja rozprzestrzenianiu się patogenów, rozwojowi chorób oraz przekazywanie ich innym gatunkom (Goulson, 2003). Ponadto zbyt duże zagęszczenie osobników pszczoły miodnej, konkurującej w ekosystemach naturalnych z dzikimi zapylaczami, które są często bardziej efektywne przy zapylaniu niektórych gatunków roślin, wpływa na spadek ich reprodukcji (Geldmann i González-Varo, 2018).

Duże znaczenie ma stosowanie w hodowli obcych linii genetycznych, np. trzmieli. Owady te mogą się krzyżować z lokalnymi populacjami, co prowadzi do tzw. erozji genetycznej, obniżając dostosowanie osobników do lokalnie panujących warunków. Zjawisko takie zaobserwowano także w Polsce (Kraus i in., 2011).

Zarówno obecne, jak i planowane działania w ramach Wspólnej Polityki Rolnej opierają się na założeniach, że „rozkład terytorialny

gospodarki pasiecznej nie stwarza zagrożenia przepszczeniem, tzn. pszczoły nie będą rywalizowały na pożytkach”. Zakłada się wsparcie finansowe i materialne pszczelarstwa towarowego, przemysłową uprawę roślin miododajnych, z pominięciem rolnictwa ekologicznego, potrzeb środowiskowych, a przede wszystkim doniesień naukowych na temat sytuacji zapylaczy w Polsce.

● Patogeny

Patogeny i powiązane z nimi choroby u pszczoły miodnej zostały już dość dobrze zbadane. Wiadomo także, że od 2006 roku obserwuje się w Polsce wysokie straty rodzin pszczelich, zwłaszcza zimowe. Niestety wciąż brakuje nam danych na temat chorób u innych gatunków i grup zapylaczy. Przyczyn strat u pszczoły miodnej jest wiele, ale najważniejszymi są warroza (powodowana przez pasożytnicze roztocze *Varroa destructor*) wraz z towarzyszącymi jej zakażeniami wirusowymi, oraz nosemoza C (powodowana przez pasożytniczy grzyb *Nosema ceranae*) z wirusem choroby czarnych mateczników. Obecnie największym wyzwaniem dla pszczelarzy jest walka z warrozą. Jest to główny czynnik ograniczający przeżywalność pszczoły miodnej. Pszczoły miodne, jako najliczniejsi reprezentanci polskich zapylaczy, mogą stanowić źródło patogenów wywołujących choroby u innych dzikich owadów zapylających. Odkryto na przykład, że dwa wirusy atakujące pszczoły miodne (wirus zdeformowanych skrzydeł i wirus czarnych mateczników) były częściej spotykane u trzmieli, które wylapano w odległości mniejszej niż 300 metrów od komercyjnych pasiek (Algeri in., 2019).

Odporność pszczół jest zależna od wielu czynników, w szczególności jednak zależy od warunków żywieniowych, a także od ekspozycji na szkodliwe agrochemikalia. Stwierdzono na przykład, że równoczesne oddziaływanie imidachlopyrydu, pestycydu z grupy neonikotynoidów i pasożyta *Nosema ceranae* powoduje osłabienie pszczół (Alaux i in., 2010). Połączone działanie obydwu czynników skutkowało bowiem wzmożoną śmiertelnością poszczególnych owadów i obniżeniem zdolności pszczół do sterylizacji, czyli czyszczenia i odkażania rodziny oraz

pożywienia. A zatem w dłuższym okresie, w efekcie równoczesnego negatywnego oddziaływania obu tych czynników, może dochodzić do zwiększenia wrażliwości rodziny na inne patogeny. W innym eksperymencie wykazano także, że śmiertelność pszczoł zakażonych *Nosema ceranae*, narażonych na subletalne dawki pestycydów – fipronilu i tiakloprydu – jest istotnie wyższa w porównaniu z pszczołami niezakażonymi (Vidau i in., 2011). Należy pamiętać, że wspomniane badania skupiały się wyłącznie na pszczołach miodnych. Tymczasem inne zapylacze, np. trzmiele, są również wrażliwe na pestycydy i pasożyty i ich liczebność podobnie spada (Williams i Osborne, 2009; Alaux i in., 2010; Winfree i in., 2009; Cameron i in., 2011). Istnieje pilna potrzeba prowadzenia dalszych badań oraz bardziej zdecydowanych działań, w celu ograniczenia oddziaływania potencjalnie interaktywnych czynników – a tym samym ochrony zdrowia zapylaczy w skali globalnej.

● Zanieczyszczenie środowiska

Zapylacze, podobnie jak inne żywe organizmy, są narażone na zanieczyszczenie wód, gleb i powietrza. Bezpośredni wpływ zanieczyszczeń na owady nie jest jednak dostatecznie zbadany. Poprzez „zanieczyszczenie” rozumiemy w tym wypadku takie czynniki jak zanieczyszczenie metalami ciężkimi, związkami lotnymi oraz związkami selenu i arsenikiem. Są to najczęściej zanieczyszczenia powstałe w wyniku działalności człowieka: spalania paliw kopalnych, produkcji przemysłowej, w tym np. metalurgii, produkcji plastiku. Większość tych zanieczyszczeń jest przenoszona przez powietrze i często gromadzi się w glebie, skąd może przedostać się przy suchej, wietrznej pogodzie ponownie do powietrza lub wraz z wodą deszczową spływać do wód gruntowych i powierzchniowych.

Badania naukowe dowodzą, że pszczoły mogą kumulować w swoim ciele zanieczyszczenia pochłonięte ze środowiska. Z tej przyczyny mogą być wykorzystywane jako bioindykatory (organizmy wskaźnikowe) jakości środowiska (Van der Steen i in., 2012; Conti i Botré, 2001). Substancje te pojawiają się też w produktach pszczelich

(np. neonikotynoidy w miodzie), jednak wciąż brakuje badań, jak wpływają one na same owady.

Badanie prowadzone przez kilka lat na terenach zanieczyszczonych metalami ciężkimi w pobliżu huty cynku koło Olkusza wskazuje, że podwyższony poziom zanieczyszczeń powoduje zmniejszenie różnorodności gatunków zapylaczy (Moroń i in., 2012), ale także upośledza rozwój osobników wychowanych na tych terenach (Moroń i in., 2014). Wrażliwość gatunków na zanieczyszczenie środowiska jest jednak różna, a gatunki społeczne, takie jak np. trzmiele, radzą sobie w takich środowiskach lepiej (Szentgyörgyi i in., 2011), natomiast pszczoły samotne wymierają szybciej. ●



Pestycydy w rzepaku – badanie Greenpeace

● Cel i zakres badań

Celem opisanych niżej badań jest zebranie aktualnych danych o używanych w Polsce pestycydach, a przede wszystkim o sposobach ich wykorzystania na uprawach rzepaku, który jest jedną z najbardziej popularnych roślin uprawnych zapylanych przez owady. W ostatnich latach kilkakrotnie zmieniano przepisy prawne dotyczące używania niektórych środków, zwłaszcza neonikotynoidów. Ponieważ istnieje uzasadniona obawa, że niektóre środki tego typu mogą być używane niezgodnie z prawem i zaleceniami producentów, Greenpeace zdecydował się przeprowadzić 6-letnie badania zawartości pestycydów w kwiatostanach w okresie kwitnienia rzepaku. Dodatkowo badania miały na celu sprawdzenie, jak długo te środki mogą utrzymywać się w środowisku nawet po zaprzestaniu ich stosowania.

Wyniki badań pokazują pilną potrzebę stworzenia krajowego planu ochrony owadów zapylających, wyznaczenia celów redukcji zużycia pestycydów w rolnictwie oraz wyznaczenia ilościowych celów zwiększania areалу upraw ekologicznych. Ponadto wskazują konieczność

zwiększenia finansowania badań i rozwoju ekologicznych praktyk rolnych, polegających na odchodzeniu od chemicznych metod ochrony roślin i stosowaniu rozwiązań chroniących przed szkodnikami oraz wzmacniających odporność całego ekosystemu opartych na różnorodności biologicznej.

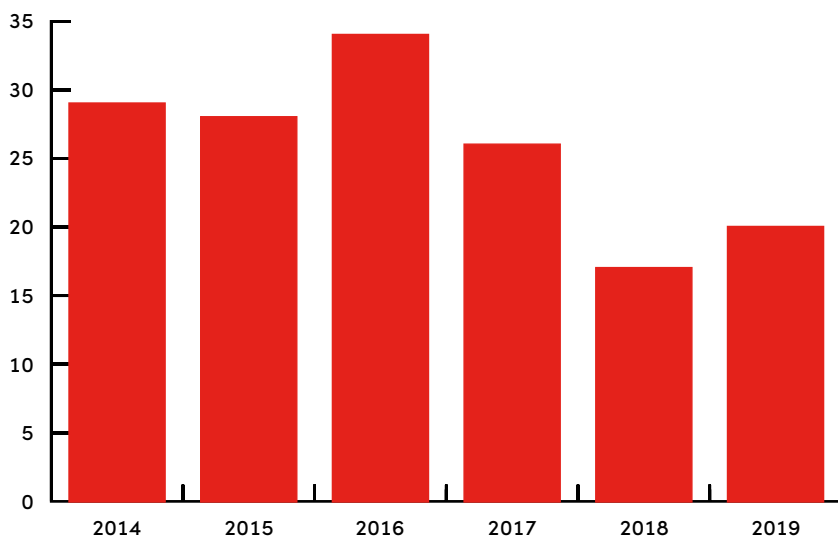
● Metodyka

Metody zbierania danych

Badania prowadzono w latach 2014–2019 we wczesnej fazie kwitnienia rzepaku. Zebrano łącznie 108 próbek. Każdorazowo pobierano ok 400–500 g materiału badawczego. Zbierano całe kwiatostany. Próbkę pobierano z zachowaniem odpowiednich zasad – w jednorazowych rękawiczkach, umieszczano w plastikowych workach, które następnie szczelnie zamykano i transportowano do laboratorium w warunkach chłodniczych.

Materiał do badań zbierany był na terenach województw kujawsko-pomorskiego i dolnośląskiego. Pola dobierano losowo.

Wykr. 1. Liczba zebranych próbek w poszczególnych latach



Analiza laboratoryjna

Analizy próbek dokonano w laboratorium Zakładu Badania Bezpieczeństwa Żywności Instytutu Ogrodnictwa w Skierniewicach. Próbkę poddano analizie jakościowej i ilościowej. Pozostałości środków ochrony roślin analizowano zgodnie z metodami:

- PN-EN 15662:2008 – Technika GC-MS/MS
- PN-EN 15662:2008 – Technika LC-MS/MS

Próbki w laboratorium do analiz przygotowano metodą ekstrakcji QuEChERS z buforem cytrynianowym (EN 15662), po czym poddano analizie za pomocą chromatografii gazowej i cieczowej sprzężonej z tandemową spektrometrią mas (GC-MS/MS i LC-MS/MS). Przed ekstrakcją próbki zmielono na proszek przy użyciu suchego lodu, a następnie przechowywano w zamrażarce w przeznaczonych do tego torbach polietylenowych (zastosowano specjalną procedurę odparowania suchego lodu). Wszystkie próbki przebadano pod kątem obecności 276 pestycydów przy użyciu metody GC-MS/MS oraz 212 pestycydów za pomocą metody LC-MS/MS z dolnymi granicami wykrywalności podanymi przez laboratorium.

Metody opracowania danych

Na potrzeby niniejszego raportu podzielono wszystkie wykryte substancje na 3 kategorie:

- Pestycydy i akarycydy– substancje owado- i roztoczobójcze, w tym substancje odstraszające, które w wyższych stężeniach mają również działanie letalne
- Herbicydy– środki chwastobójcze
- Fungicydy– środki do zwalczania patogenów grzybowych

Proporcje występowania poszczególnych kategorii pestycydów przedstawiono na wykresie kołowym, zarówno dla poszczególnych sezonów

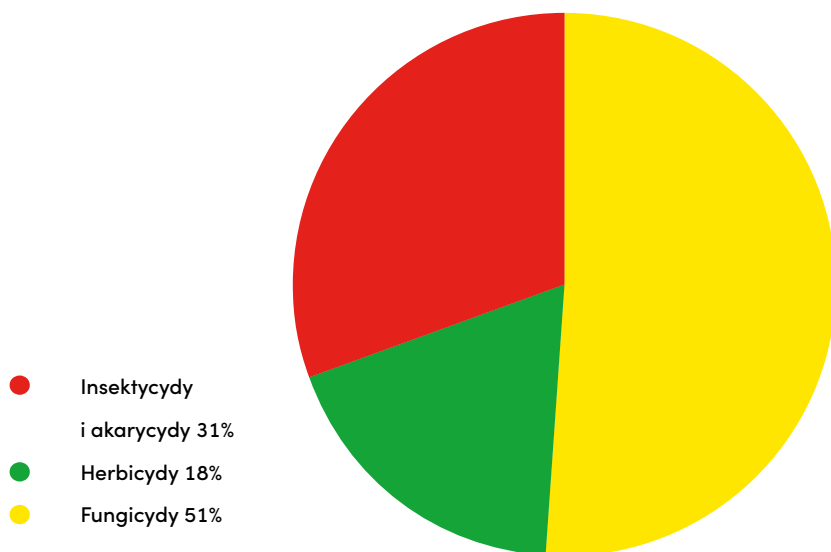
badawczych, jak i w ujęciu łącznym dla całości projektu badawczego. Obliczono średnią liczbę substancji w próbkach w poszczególnych latach, wyniki przedstawiono w tabeli. Porównano proporcje występowania poszczególnych grup środków ochrony roślin w poszczególnych latach, wyniki przedstawiono na wykresie słupkowym.

W tabeli przedstawiono wykaz wszystkich wykrytych substancji. Szczegółowo omówiono wybrane środki, ze szczególnym uwzględnieniem środków o udokumentowanym wpływie na owady zapylające, a także środki, których stosowanie jest zabronione.

● Wyniki

W wyniku przeprowadzonych badań w latach 2014–2019 w kwiatostanach rzepaku wykryto łącznie 49 substancji czynnych. Spośród wykazanych środków najliczniejszą grupę stanowiły fungicydy (51%), następnie insektycydy i akarycydy (31%), ostatnią grupę stanowiły herbicydy (18%).

Wykr. 2. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w latach 2014–2019

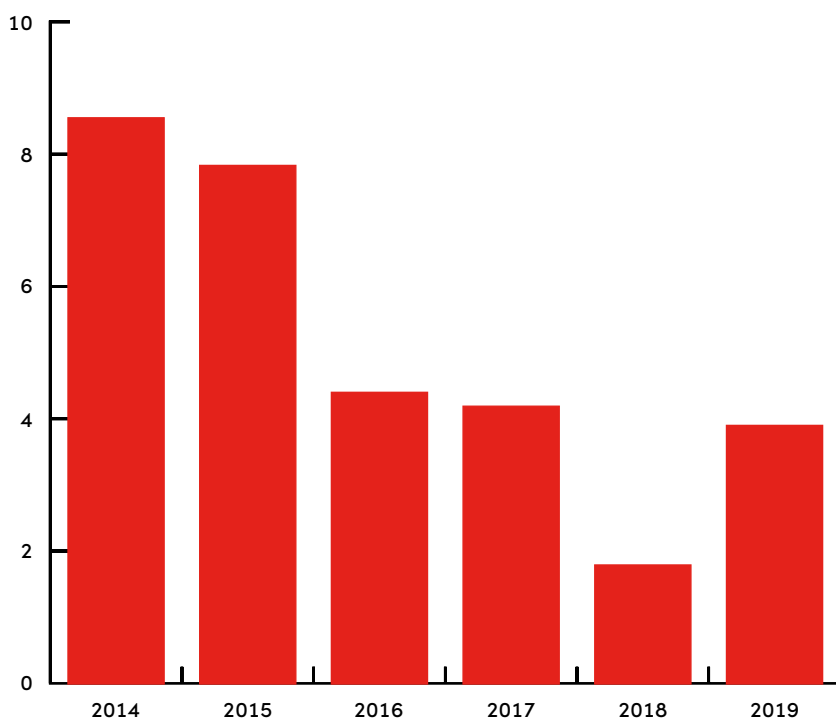


Tab.1. Łączna liczba wykrytych substancji

Łącznie 2014–2019				
Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akaricydy	Herbicydy	Fungicydy
108	49	15	9	25

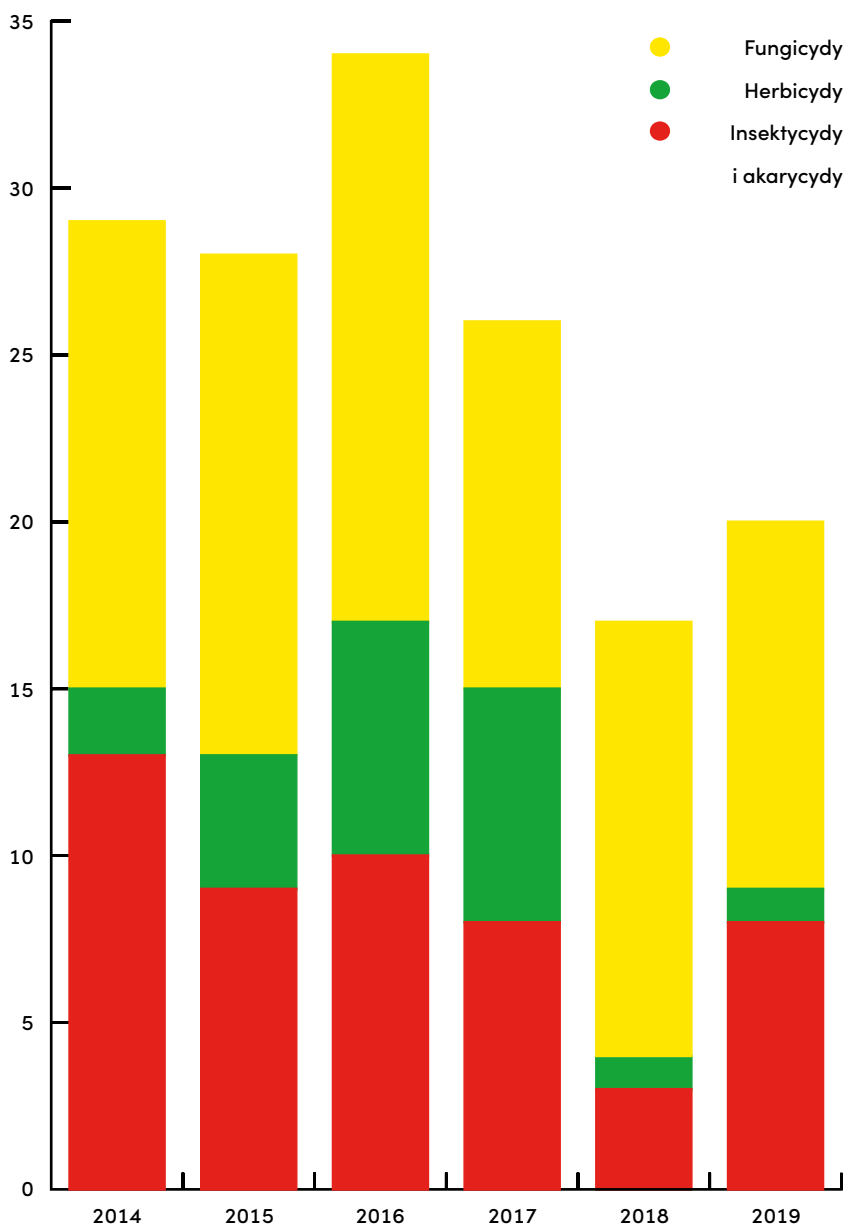
Spośród 108 przebadanych próbek w 11 przypadkach nie stwierdzono obecności pestycydów, w pozostałych 89,8% próbek wykryto przynajmniej jedną substancję, przy czym zazwyczaj liczba substancji wahała się w przedziale od 4 do 8. Maksymalną liczbę pestycydów w liczbie 13, wykryto w pojedynczych próbkach w latach 2014 i 2016.

Wykr. 3. Średnia liczba wykrytych substancji w przeliczeniu na próbkę w latach 2014–2019



We wszystkich sezonach badawczych najliczniejszą grupę stanowiły fungicydy, najmniej liczną stanowiły herbicydy. Proporcje poszczególnych grup środków różniły się znacznie w poszczególnych sezonach.

Wykr. 4. Liczba pestycydów wykrytych w próbkach rzepaku w latach 2014–2019



Tab. 2. Lista wszystkich wykrytych substancji czynnych w latach 2014–2018

lp.	Fungicydy	Insektycydy i akarocydy	Herbicydy
1	Tebukonazol	Etofenproks	Pendimetalina
2	Tetrakonazol	DEET	Terbutylazyna
3	Karbendazym	Chloropiryfos	Desmedifam
4	Protiokonazol-destio	Acetamipryd	Izoproturon
5	Spiroksamina	Akrynatryna	Fenmedifam
6	Azoksystrobina	Lambda-Cyhalotryna	Linuron
7	Cyprokonazol	Cypermetyryna	Prosulfokarb
8	Fenpropimorf	Deltametryna	Lenacyl
9	Pikoksystrobina	Klotianidyna	Metamitron
10	Fluopyram	Tiachlopyrd	
11	Flutriafol	Dimetoat	
12	Cyprodynil	Fluwalinat	
13	Tiofanat metylowy	Tiametoksam	
14	Boskalid	Imidachlopyrd	
15	Metalaksyl	Indoksakarb	
16	Epoksykonazol		
17	Izopyrazam		
18	Metrafenon		
19	Prochloraz		
20	Dimoksystrobina		
21	Metkonazol		
22	Difenokonazol		
23	Propikonazol		
24	Kaptan (+THPI)		
25	Dichlorobenzamid		

Wyniki 2014

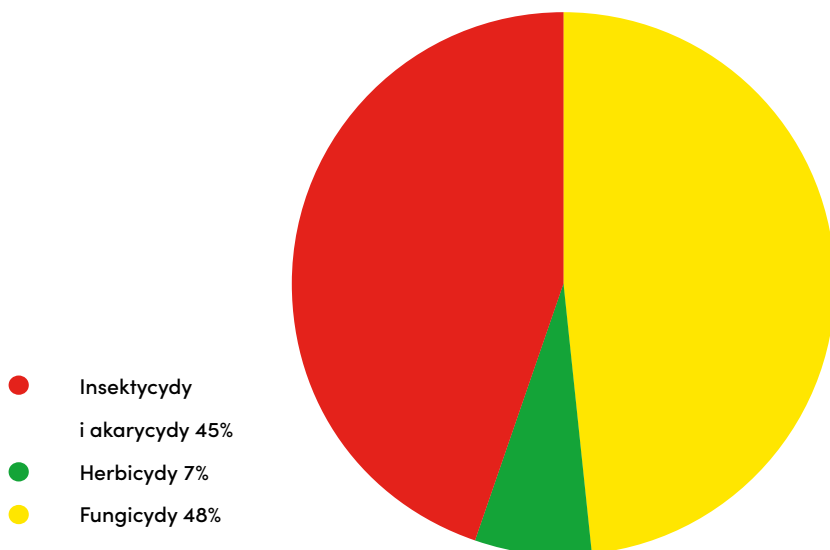
W sezonie badawczym 2014 wykryto łącznie 29 pestycydów w 13 próbkach. Nieznaczną większość (48%) stanowiły fungicydy. Wykazano obecność dwóch z trzech zakazanych neonikotynoidów: tiametoksam i klotianidynę, przy czym były to zapewne rośliny zaprawione neonikotynoidami rok wcześniej, gdy użycie tych substancji było dopuszczalne.

Najczęściej wykrywanym insektycydem był chloropiryfos (9 próbek). Spośród innych najbardziej szkodliwych dla pszczół pestycydów wykryto deltametrynę (7 próbek) i cypermetrynę (3 próbki). W 9 próbkach wykryto tiachlopryd, a w 1 acetamipryd, obie substancje również mają udokumentowaną szkodliwość dla zapylaczy.

Tab. 3. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2014

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarycydy	Herbicydy	Fungicydy
13	29	13	2	14

Wykr. 5. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2014



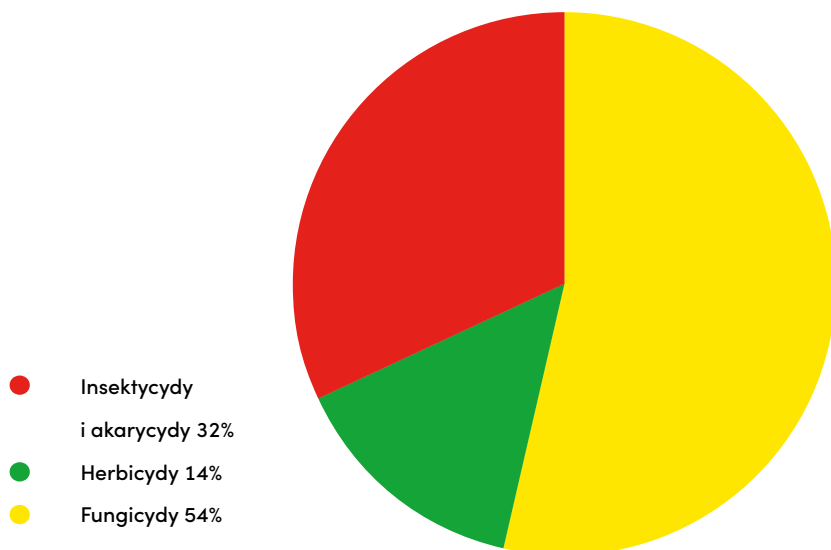
Wyniki 2015

W sezonie 2015 wykryto 28 substancji w 11 próbkach. Zdecydowaną większość stanowiły fungicydy (54%). Mimo obowiązywania zakazu wykryto wszystkie trzy najbardziej niebezpieczne neonikotynoidy: tiametoksam, klotianidynę i imidachlopyrd. Ponadto stwierdzono chloropiryfos (9 próbek), cypermetrynę (3 próbki) i deltametrynę (2 próbki).

Tab. 4. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2015

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarocydy	Herbicydy	Fungicydy
11	28	9	4	15

Wykr. 6. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2015



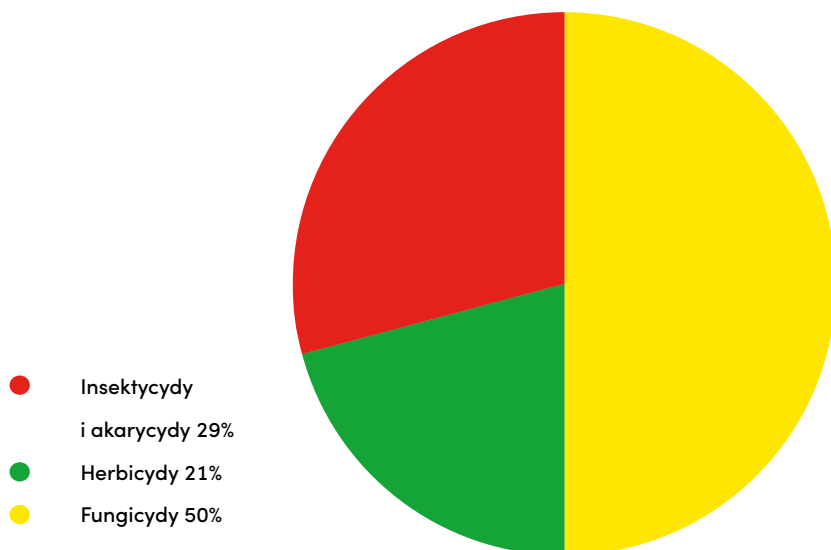
Wyniki 2016

Podczas badań w roku 2016 przeanalizowano 31 próbek, w których wykryto łącznie 34 substancje czynne z czego połowę stanowiły fungicydy. Spośród insektycydów ponownie wykryto tiametoksam, neonikotynoid zakazany od 2013 roku przez Komisję Europejską, a także chloropiryfos (15 próbek), deltametrynę (4 próbki) i cypermetrynę (3 próbki). W 5 próbkach nie wykryto żadnych substancji.

Tab. 5. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2016

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarycydy	Herbicydy	Fungicydy
31	34	10	7	17

Wykr. 7. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2016



Wyniki 2017

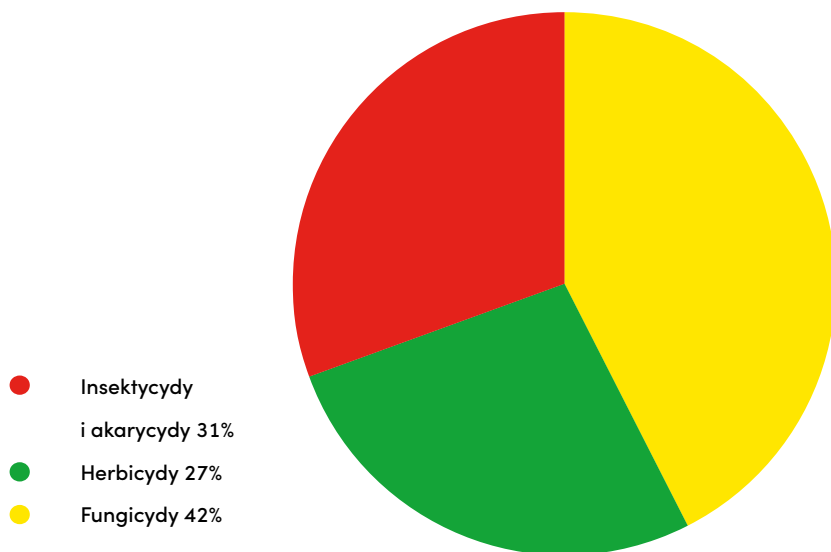
W sezonie badawczym 2017 zebrano 17 próbek rzepaku. Wykryto 26 substancji chemicznych, wśród których fungicydy stanowiły 42%. Mimo zakazu stosowania wykryto tiametoksam i imidachlopyrd – dwa niebezpieczne dla pszczoł neonicotynoidy. W 8 próbkach wykazano chloropirifos, w 4 cypermetrynę, a w 2 deltametrynę.

W jednej próbce nie wykryto żadnych chemicznych środków ochrony roślin.

Tab. 6. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2017

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarocydy	Herbicydy	Fungicydy
17	26	8	7	11

Wykr. 8. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2017



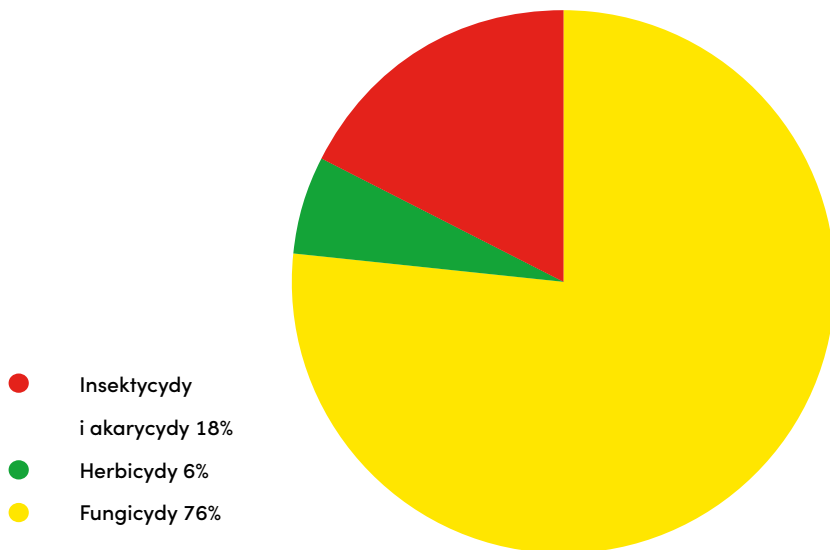
Wyniki 2018

W sezonie 2018 na 18 próbek wykryto 17 pestycydów. Był to jedyny rok, w którym nie wykazano śladów obecności zakazanych neonicotynoidów (5 lat od wprowadzenia zakazu). W 5 próbkach wykryto chloropiryfos, a w 4 tiachlopyrd. Zdecydowaną większość stanowiły fungicydy (aż 76%).

Tab. 7. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2018

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarycydy	Herbicydy	Fungicydy
18	17	3	1	13

Wykr. 9. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2018



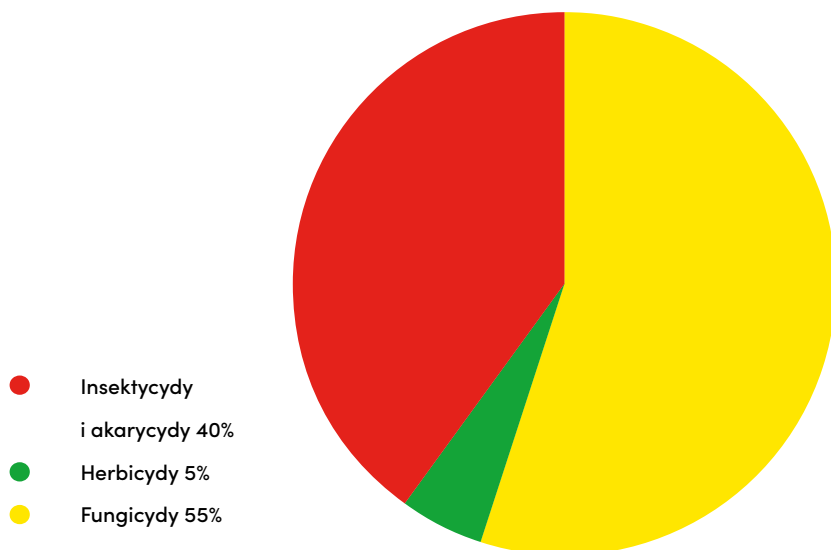
Wyniki 2019

W roku 2019 pobrano 18 próbek, w których wykryto 20 substancji czynnych. Ponad połowę stanowiły fungicydy. Spośród szkodliwych neoni-
kotynoidów wykryto tiametoksam i imidachlopyryd, przy czym z powodu niskich stężeń nie da się stwierdzić, czy substancje te pochodziły z zaprawiania nasion w roku ubiegłym, czy też z oprysku dokonanego już w roku 2019. Chloropiryfos stwierdzono jedynie w 4 próbkach, za to deltametrynę aż w 9.

Tab. 8. Liczba wykrytych substancji w sezonie 2019

Liczba próbek	Łącznie [N] substancji	Insektycydy i akarocydy	Herbicydy	Fungicydy
18	20	8	1	11

Wykr. 10. Procentowy udział poszczególnych grup pestycydów w sezonie 2019



● Omówienie wyników

Najbardziej niepokojącym wynikiem przeprowadzonych badań jest potwierdzenie obecności trzech neonikotynoidów, których stosowanie jest zabronione od 2013 r., a ich obecność stwierdza się jeszcze w roku 2017.

W roku 2014 kwitły rośliny wysiane w roku 2013 z zaprawionych neonikotynoidami nasion, a więc mogły to być jeszcze nasiona z legalnego źródła. Śladowe stężenia tych pestycydów w roku 2015 można tłumaczyć długim czasem rozkładu neonikotynoidów. Neonikotynoidy mogą zalegać w glebie i być pobierane przez rośliny w latach następnych. Zbliżone stężenia tych pestycydów wykrywano jeszcze w latach 2016 i 2017, co może świadczyć o użyciu tych środków mimo zakazu. Próbkę z 2019 roku pochodzą od roślin wysianych w roku 2018, a więc z roku, w którym wprowadzono czasowe odstępstwo od zakazu zaprawiania nasion neonikotynoidami.

Tiametoksam

Tiametoksam jest neonikotynoidem – środkiem o działaniu systemicznym, transportowanym do wszystkich części rośliny. Powstrzymuje żerowanie owadów, oddziałuje drogą pokarmową oraz przez bezpośredni kontakt. Wpływa na przewodnictwo nerwowe, paraliżując owady. Działa przeciwko mszycom, wciornastkom, chrząszczom, parecznikom, dwuparcom, rośliniarkom, owadom minującym, kózkowatym i termitom. Stosowany w uprawach kukurydzy, ryżu, ziemniaków, słoneczników, buraków cukrowych, warzyw owocowych i liściastych, bawełny, cytrusów, tytoniu i soi.

Szeroko stosowany do zaprawy nasion, charakteryzujący się już w niskich dawkach toksycznością i efektami subletalnymi w stosunku do pszczoł. W stężeniach toksycznych dla pszczoł wykrywany w kropelkach wody wydzielanych w procesie gutacji przez rośliny wyhodowane z nasion zaprawianych (Girolami i in., 2009). W stężeniach subletalnych powoduje gubienie się pszczoł miodnych w drodze powrotnej do ula po zebraniu pokarmu, co osłabia rodzinę pszczelą i zwiększa ryzyko jej załamania (Henry i in., 2012), powoduje pogorszenie średniookresowej pamięci węchowej (Aliouane i in., 2009), pogarsza pracę mózgu

i środkowej części jelit, skraca długość życia zafrykanizowanej pszczoły miodnej (Oliveira i in., 2013).

Imidachlopyrd

Insektycyd ogólnoustrojowy z grupy neonikotynoidów. Zakłóca działanie transmisji bodźców w układzie nerwowym owadów. Powoduje blokadę receptorów nikotynowych, prowadząc do akumulacji neuroprzekaźnika – acetylocholino, co skutkuje paraliżem lub śmiercią owada. Działa przez kontakt bezpośredni i drogą pokarmową. Jest najszersze używanym środkiem owadobójczym na świecie według danych sprzed 1999 roku (Yamamoto i Casida, 1999).

Charakteryzuje się już w niskich dawkach toksycznością i efektami subletalnymi w stosunku do pszczół. W stężeniach toksycznych dla pszczół wykrywany w kropelkach wody wydzielanych w procesie gutacji przez rośliny wyhodowane z nasion zaprawianych (Girolami i in., 2009), może wykazywać działanie synergistycznie z pasożytem *Nosema* (Pettis i in., 2012; Alaux i in., 2010), odstrasza dziko żyjące muchy i chrząszcze zapylające od roślin będących potencjalnym źródłem ich pożywienia (Easton i Goulson, 2013). W stężeniach subletalnych pogarsza pamięć średniookresową i metabolizm mózgu pszczół miodnych (Decourtye i in., 2004), zaburza zachowania pszczół miodnych zbierających pokarm (Schneider i in., 2012; Yang i in., 2008), nawet w bardzo niskich dawkach wywiera szkodliwy wpływ na rozwój kolonii trzmieli; szczególnie negatywny wpływ na matki (Whitehorn i in., 2012), negatywny wpływ na rozwój systemu nerwowego i zdolność poruszania się u nowo wygrzyzionych robotnic dziko żyjących gatunków pszczół (Tomé i in., 2012), w niskich dawkach (porównywalnych ze stężeniami odnajdywanymi w warunkach polowych) i w połączeniu z pyretroidem (lambda-cyhalotryną) zwiększa śmiertelność robotnic i zmniejsza zdolności zbierania pokarmu u trzmieli, szkodząc zdrowiu całej kolonii (Gill i in., 2012).

Klotianidyna

Neonikotynoid szeroko stosowany do zaprawy nasion, charakteryzujący się już w niskich dawkach toksycznością i efektami subletalnymi

w stosunku do pszczoł. Podobnie jak imidachlopyrd oraz tiametoksam, działa na ośrodkowy układ nerwowy owadów. W stężeniach toksycznych dla pszczoł wykrywany w kropelkach wody wydzielanych w procesie gutacji przez rośliny wyhodowane z nasion zaprawianych (Girolami i in., 2009). W stężeniach subletalnych u pszczoł miodnych wywołuje spadek ilości oblotów w poszukiwaniu pokarmu i dłuższy czas ich trwania (Schneider i in., 2012).

Acetamipryd

Neonikotynoid do zwalczania słodyszka, chowacza i przyszcarka. Odmienne od omawianych wyżej trzech neonikotynoidów, acetamipryd jest stosunkowo bezpieczny dla pszczoły miodnej. W badaniach laboratoryjnych wykazano średnią szkodliwość dla szczerów, ale bardzo wysoką dla ptaków. Obecny w próbkach z lat 2014, 2016, 2017 i 2019.

Tiachlopyrd

Neonikotynoid o działaniu systemicznym. Średnio toksyczny dla pszczoły miodnej, ale już wysoce toksyczny dla pszczoł bezżądłowych (Lewis i in., 2016). Wykryty we wszystkich latach badań próbek rzepaku. Zgodnie z Rozporządzeniem Komisji (UE) 2020/23 z dnia 13 stycznia 2020 r. państwa członkowskie cofają zezwolenia na środki ochrony roślin zawierające tiachlopyrd jako substancję czynną najpóźniej do dnia 3 sierpnia 2020 r. Dodatkowy okres na zużycie zapasów przyznany przez państwa członkowskie upływa najpóźniej dnia 3 lutego 2021 r.

Chloropiryfos

Środek wykazuje udokumentowaną bardzo wysoką toksyczność dla owadów zapylających (Lewis i in., 2016). Jest to jeden z najlepiej przebadanych pod tym względem pestycydów. Szkodliwość została wykazana zarówno dla pszczoły miodnej, jak i dla trzmieli oraz murarki ogrodowej. Udowodniono toksyczność zarówno kontaktową, pokarmową, jak i gazową. Stosując się do zasady przeczności, można założyć podobny wpływ na inne owady zapylające.

Środek ten stosowany jest do zwalczania stodyszka rzepakowego oraz chowacza czterozębego. Stodyszek powoduje znaczne szkody w uprawach rzepaku poprzez nadgryzanie nasady pąka kwiatowego. Zgodnie z Kodeksem Dobrej Praktyki Ochrony Roślin (Kierzek i in., 2018), a także z instrukcją zawartą w ulotce środka, zabiegów chloropiryfosem nie należy stosować w fazie kwitnienia, z uwagi na ochronę zapylaczy. Stodyszek pojawia się przed kwitnieniem, jednakże zabiegi ochronne wykonuje się dopiero po około 7–10 dniach od pierwszych nalotów, co w praktyce powoduje, że opryski wykonuje się w fazie żółtego pąka, a więc tuż przed kwitnieniem, a czasem nawet w momencie, gdy otwarte są już pierwsze kwiaty (rzepak zakwita nierównomiernie). Ponadto środek ten zachowuje swoją aktywność i toksyczność pokarmową przez 14 dni od aplikacji, czyli okres jego działania pokrywa się z okresem kwitnienia, nawet jeśli został zastosowany przed kwitnieniem. Może się wydawać, że np 10% rozkwitniętych pąków to niewiele, należy jednak pamiętać, że dla owadów zapylających te 10% kwiatów stanowić będzie 100% ich pożytku w tym okresie.

Obecność stodyszka rzepakowego w późniejszym okresie, czyli w fazie pełnego rozkwitu, ma paradoksalnie odwrotny skutek. Owad ten żywi się pyłkiem kwiatowym, jednocześnie przenosząc go na inne rośliny i zapylając je. Z groźnego „szkodnika” zmienia się w owada „pożytecznego”.

Organizacje ekologiczne zajmujące się ochroną owadów zapylających od lat apelują o wprowadzenie całkowitego zakazu stosowania chloropiryfosu. W związku z decyzją UE insektycydy zawierające chloropiryfos oraz chloropiryfos metylowy można będzie stosować w rzepaku ozimym tylko do 16 kwietnia 2020 r. Po tym terminie substancje zawierające chloropiryfos oraz chloropiryfos metylowy będą musiały być zutylizowane.

Deltametryna

Neurotoksyna działająca zarówno kontaktowo, jak i pokarmowo. Wykazano wysoką toksyczność dla pszczoł miodnych, trzmieli, murarek, miesierek, smuklików. Z tych ostatnich, większość krajowych

gatunków znajduje się na czerwonej liście zwierząt ginących i zagrożonych w Polsce. Greenpeace zaleca wprowadzenie zakazu stosowania tego środka celem ochrony owadów zapylających (Tirado i in., 2013). Wykryto ją w próbkach rzepaku we wszystkich latach poza rokiem 2018.

Cypermetyryna

Ma działanie kontaktowe i pokarmowe. Jest wysoce toksyczna dla owadów, jak również dla organizmów wodnych, zwłaszcza ryb. Wykazano też szkodliwość dla ssaków, w tym dla człowieka. Ponadto cypermetyryna jest środkiem trudno biodegradowalnym mającym tendencję do akumulacji. Udokumentowano wysoką szkodliwość dla pszczoł miodnych, trzmieli oraz pszczoł bezżądłowych (Lewis i in., 2016). Działa na układ nerwowy owadów. Ze względu na udokumentowaną szkodliwość dla zapylaczy, zaleca się wprowadzenie zakazu jego stosowania. Wykryta w latach 2014–2017.

Etofenprox

Działanie kontaktowe. W rzepaku ozimym stosowany do zwalczania słodyszka i chowaczy. Udokumentowano wysoką toksyczność dla murarek, miesierek i pszczoł miodnych (Lewis i in., 2016). Wykrywany w próbkach z lat 2014 i 2015.

Akrynatryna

Insektycyd i akarycyd stosowany w uprawach warzyw, kwiatów, tytoniu, winorośli i drzew owocowych, a także jako środek do zwalczania warrozy u pszczoł przy jednoczesnej toksyczności zarówno kontaktowej, jak i pokarmowej dla pszczoły miodnej (Lewis i in., 2016). Środek nie jest przeznaczony do stosowania w uprawach rzepaku. Wykryto go w 2014 r. w próbkach z dwóch powierzchni badawczych w stosunkowo niskich stężeniach. Mógł pochodzić z niedostatecznie opróżnionego zbiornika opryskiwacza po zabiegu na innych uprawach, do których jest przeznaczony, mógł zostać użyty omyłkowo lub błędnie zinterpretowano jego przeznaczenie.

Lambda-cyhalotryna

Ma działanie kontaktowe i pokarmowe. Jest neurotoksyną stosowaną w uprawach zbóż, warzyw, owoców i roślin ozdobnych. Wykryto ją w badaniach próbek z lat 2014, 2016 i 2019. Wysoce toksyczny dla pszczoły miodnej, trzmieli oraz murarki ogrodowej (Lewis i in., 2016).

Dimetoat

Insektycyd i akarycyd stosowany w uprawach zbóż, buraka cukrowego, roślin warzywnych oraz ozdobnych, do zwalczania mszyc i skrzypionki. Wykazuje działanie systemiczne. Ma działanie kontaktowe i żółdkowe. Wycofany przez Komisję Europejską z obrotu od stycznia 2020 r. Stwierdzono potencjalną szkodliwość dla organizmów niepodlegających zwalczaniu (Lewis i in., 2016). Mowa tu nie tylko o pszczołach miodnych, ale również innych stawonogach czy ssakach. Nie wykluczono również narażenia ludzi na czynniki mutagenne. W badaniach kwiatostanów rzepaku prowadzonych przez Greenpeace wykryto go w próbkach z lat 2014–2018.

Fluwalinat

Akarycyd stosowany między innymi do zwalczania warrozy u pszczoł, przy czym nie jest dopuszczony do użytku w Polsce. W rolnictwie insektycyd stosowany do zwalczania słodyszka i chowacza. Wykazano synergistyczne działanie fluwalinatu w połączeniu z prochlorazem – fungicydem, wykrytym w tej samej próbce na jednym z pól w badaniu z 2016 roku. Takie połączenie powoduje 2000-krotny wzrost toksyczności fluwalinatu dla pszczoł.

Indoksakarb

Insektycyd pokarmowy i kontaktowy do zwalczania larw motyli z rodziny zwójkowatych, karaluchów i mrówek. Znacznie rzadziej stosowany w uprawach rzepaku do zwalczania chowacza i słodyszka. Wykazano wysoką szkodliwość dla pszczoł i trzmieli oraz średnią dla murarki ogrodowej (Lewis i in., 2016).

● Podsumowanie badań

Wszystkie opisane w raporcie insektycydy wykazują udokumentowany badaniami naukowymi negatywny wpływ na owady zapylające (Lewis i in., 2016). Występowanie w poszczególnych próbkach więcej niż jednej substancji oznacza duże prawdopodobieństwo stosowania w tych sytuacjach kombinacji różnych środków, co skutkuje wystąpieniem koktajlu pestycydowego o działaniu synergistycznym.

Można przyjąć, że w zdecydowanej większości przypadków zidentyfikowane środki stanowiły poważne zagrożenie dla zdrowia i życia zarówno pszczoł miodnych, jak i dzikich zapylaczy.

Ponadto zdecydowana większość badań naukowych dotyczących wpływu pestycydów na owady opiera się na modelowym przykładzie pszczoły miodnej. Jak zauważają Wood i Goulson w raporcie podsumowującym dostępne dane naukowe zebrane po 2013 roku (opublikowany przez Greenpeace w 2017 roku), w Europie znanych jest około 2000 gatunków pszczoł. Biologia, behavior i ekologia każdego z nich różni się od tych u pszczoły miodnej. W rezultacie, biorąc pod uwagę szeroki zakres względnej wrażliwości, ekstrapolowanie ograniczonych danych toksykologicznych dostępnych dla 19 gatunków pszczoł, na wpływ neonikotynoidów na pozostałe gatunki Europy, jest utrudnione. Uzyskane do tej pory dane sugerują, że – biorąc pod uwagę bezpośrednią śmiertelność – pszczoły dzikie są porównywalnie lub nieznacznie bardziej wrażliwe na neonikotynoidy niż pszczoły miodne. Jednakże trzeba podchodzić z ostrożnością do rozważań nad indywidualnymi gatunkami, rodzajami i rodzinami pszczoł, jako że różne grupy taksonomiczne mogą wykazywać odmienny indywidualny poziom wrażliwości. Większość europejskich dzikich pszczoł jest mniejsza niż pszczoły miodne i w związku z tym mogą mieć większą wrażliwość wyrażoną w ng/pszczołę. Ogólnie rzecz ujmując, metryki wrażliwości pszczoły miodnej na neonikotynoidy są prawdopodobnie racjonalnym wskaźnikiem pomocniczym w ocenie bezpośredniej wrażliwości dzikich społeczności pszczoł (Arena i Sgolastra, 2014), lecz potrzeba dalszych badań, aby objąć szeroki zakres gatunków pszczoł występujących w środowiskach rolniczych. ●

Rekomendacje

Biorąc pod uwagę z jednej strony znaczenie, jakie dla ekosystemów lądowych oraz bezpieczeństwa żywnościowego ludzkości mają owady zapylające, a z drugiej strony – występujące dla tych owadów zagrożenia, ze szczególnym uwzględnieniem zagrożeń tworzonych w wyniku działalności człowieka, powinniśmy pilnie działać na rzecz ograniczenia czynników negatywnych. Co więcej – jak można wnioskować na podstawie badań opisanych w raporcie – podejmowane do tej pory działania (w tym przypadku – w zakresie ograniczenia stosowania szkodliwych dla owadów zapylających pestycydów) nie zawsze są skuteczne.

Greenpeace rekomenduje:

- Przyjęcie narodowego międzyresortowego programu ochrony owadów zapylających. Obecnie los zapylaczy zależy od regulacji prawnych leżących w kompetencjach kilku ministerstw, przede wszystkim Ministerstwa Rolnictwa i Rozwoju Wsi, Ministerstwa Środowiska, Ministerstwa

Klimatu oraz Ministerstwa Rozwoju. Należy wprowadzić ujednoliconą prawną ochronę owadów zapylających, uwzględniającą dostępną wiedzę naukową na temat zagrożeń dla ich populacji, poprzez przyjęcie (wzorem m.in. Irlandii, Wielkiej Brytanii i Norwegii) Narodowej Strategii Ochrony Owadów Zapylających.

- Zakaz stosowania najbardziej szkodliwych pestycydów oraz uszczelnienie przepisów odnośnie stosowania pozostałych środków ochrony roślin. Greenpeace, powołując się na opinie naukowców, od roku 2013 postuluje o wprowadzenie zakazu stosowania siedmiu pestycydów wykazujących największą szkodliwość dla owadów zapylających, są to: imidachlopyryd, tiametoksam, klotianidyna, fipronil, chloropiryfos, cypermetryna i deltametryna. Dla części z tych związków już wprowadzono w Unii Europejskiej prawne obostrzenia, jednakże państwa członkowskie (w tym Polska) skutecznie je obchodzą, wprowadzając okresowe derogacje. Ponadto system kontroli nad prawidłowym korzystaniem z dopuszczonych środków jest niewystarczający, co skutkuje stosowaniem szkodliwych pestycydów w okresie kwitnienia roślin, a tym samym w okresie aktywności zapylaczy, co najwyraźniej można zauważyć na przykładzie chloropiryfosu.
- Zwiększenie środków na badania i rozwój ekologicznych metod produkcji rolnej. Przy obecnym modelu intensywnej produkcji rolnej, na który nakładają się niekorzystne zmiany klimatyczne, a co za tym idzie także wzrost zagrożenia ze strony „szkodników”, trudno sobie wyobrazić wielkoobszarową produkcję rolną bez pestycydów. Jedy-
nym rozsądnym kierunkiem może być zmiana obecnego systemu na rzecz rolnictwa ekologicznego oraz na rzecz naturalnych metod zwalczania „szkodników” i patogenów upraw rolnych. Podjęcie takich kroków jest niezbędne dla zahamowania negatywnych trendów spadkowych

(ilościowych i jakościowych) w świecie owadów, będących kluczowym elementem w procesie zapylania, a tym samym w zachowaniu łańcucha dostaw żywności. Rozwiązania oparte na bioróżnorodności wzmacniają odporność całego ekosystemu (Tirado i in., 2013). Odchodzenie od chemicznych metod ochrony roślin powinno iść w parze z rozwojem metod biologicznych. Przykłady gospodarstw ekologicznych pokazują, że jest możliwe zmniejszenie zużycia pestycydów przy jednoczesnym zachowaniu przychodów z tytułu działalności rolniczej (Allsopp i in., 2015). Dodatkowo zmniejsza to narażenie właścicieli i ich pracowników na kontakt ze szkodliwymi pestycydami. Niezbędne są dalsze badania nad biologicznymi metodami ochrony roślin, tak aby stały się one powszechnie dostępne i osiągalne finansowo.

- Przeciwdziałanie niekorzystnym zmianom klimatycznym poprzez odejście od spalania paliw kopalnych i przejście na niskoemisyjne metody wytwarzania energii. W ostatnich latach spadek populacji owadów jest tak gwałtowny, że mówi się już o tzw. szóstym wymieraniu gatunków, porównywalnym do tego sprzed 66 mln lat, gdy ginęły dinozaury (Kierat i Łukasik, 2019). Przyczynami tego spadku są między innymi: wzrost średniej temperatury; częstsze występowanie ekstremalnych zjawisk pogodowych (nawałnic, huraganów, suszy i upałów); zwiększona koncentracja dwutlenku węgla w atmosferze; anomalie w cyklach pór roku. Oznacza to, że zintensyfikowanie walki z kryzysem klimatycznym, co w przypadku Polski oznacza przede wszystkim szybkie odejście od spalania węgla w energetyce, jest niezbędne także ze względu na bezpieczeństwo populacji owadów zapylających. ●

● Literatura

1. C. Alaux, J. L. Brunet, C. Dussaubat, F. Mondet, S. Tchamitchan, M. Cousin, J. Brillard, A. Baldy, L. P. Belzunces, Y. Le Conte. *Interactions between Nosema microspores and a neonicotinoid weaken honeybees (Apis mellifera)*. Environmental Microbiology. 2010
2. M. Alburaki, S. Boutin, P. L. Mercier, Y. Loubier, M. Chagnon, N. Derome. *Neonicotinoid-treated Zea mays seeds indirectly affect honeybee performance and pathogen susceptibility in field trials*. Plos One. 2015
3. S. A. Alger, P. A. Burnham, A. K. Brody. *Flowers as viral hot spots: Honey bees (Apis mellifera) unevenly deposit viruses across plant species*. Plos One. 2019
4. Y. Aliouane, A. K. el Hassani, V. Gary, C. Armengaud, M. Lambin, M. Gauthier. *Subchronic exposure of honeybees to sublethal doses of pesticides: Effects on behavior*. Environmental Toxicology and Chemistry. 2009
5. M. Allsopp, R. Tirado, P. Johnston, D. Santillo, P. Lemmens. *Przyszłość bez pszczół – świat bez pestycydów. W stronę rolnictwa ekologicznego*. Greenpeace. 2015
6. M. Arena, F. Sgolastra. *A meta-analysis comparing the sensitivity of bees to pesticides*. Ecotoxicology. 2014
7. R. Bommarco i in., *Dispersal capacity and diet breadth modify the response of wild bees to habitat loss*. Proc. Roy. Soc. 2010
8. R. Bommarco, R. Lindborg, L. Marini, E. Öckinger, M. van Kleunen. *Extinction debt for plants and flower-visiting insects in landscapes with contrasting land use history*. Diversity and Distribution. 2014
9. T. D. Breeze, A. P. Bailey, K. G. Balcombe, S. G. Potts. *Pollination services in the UK: how important are honeybees?* Agriculture, Ecosystems and Environment. 2011
10. S. A. Cameron, J. D. Lozier, J. P. Strange, J. B. Koch, N. Cordes, L. F. Solter, T. L. Griswold. *Patterns of*

- widespread decline in North American bumble bees.*
Proceedings of the National Academy of Sciences. 2011
11. M. E. Conti, F. Botré. *Honeybees and their products as potential bioindicators of heavy metal contamination.*
Environmental Monitoring and Assessment. 2001
12. A. Decourtye, E. Lacassie, M. H. Pham-Delegue. *Learning performances of honeybees (Apis mellifera) are differentially affected by imidacloprid according to the season.* Pest Management Science. 2003
13. A. Decourtye, C. Armengaud, M. Renou, J. Devillers, S. Cluzeau, M. Gauthier, M. H. Pham-Delegue. *Imidacloprid impairs memory and brain metabolism in the honeybee (Apis mellifera L).* Pesticide Biochemistry and Physiology. 2004
14. A. Decourtye, J. Devillers, E. Genecque, K. Le Menach, H.. Budzinski, S. Cluzeau, M. H. Pham-Delegue. *Comparative sublethal toxicity of nine pesticides on olfactory learning performances of the honeybee Apis mellifera.* Archives of Environmental Contamination and Toxicology. 2005
15. N. Desneux, A. Decourtye, J. M. Delpuech. *The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods.* Annu. Rev. Entomol. 2007
16. G. Di Prisco, V. Cavaliere, D. Annoscia, P. Varricchio, E. Caprio, F. Nazzi, G. Gargiulo, F. Pennacchio. *Neonicotinoid clothianidin adversely affects insect immunity and promotes replication of a viral pathogen in honey bees.* Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 2013
17. G. P. Divley, M. S. Embrey, A. Kamel, D. J. Hawthorne, J. S. Pettis. *Assessment of chronic sublethal effects of imidacloprid on honey bee colony health.* Plos One. 2015
18. A. H. Easton, D. Goulson. *The Neonicotinoid Insecticide Imidacloprid Repels Pollinating Flies and Beetles at Field-Realistic Concentrations.* Plos One. 2013
19. A. K. El Hassani, M. Dacher, M. Gauthier, C. Armengaud. *Effects of sublethal doses of fipronil*

- on the behavior of the honeybee (*Apis mellifera*).
Pharmacology Biochemistry and Behavior. 2005
20. C. Elston, H. M. Thompson, K. M. Walters. *Sub-lethal effects of thiamethoxam, a neonicotinoid pesticide, and propiconazole, a DMI fungicide, on colony initiation in bumblebee (Bombus terrestris) micro-colonies*. Apidologie. 2013
21. J. Fisher, D. B. Lindenmayer. *Landscape modification and habitat fragmentation: a synthesis*. Global Ecology and Biogeography. 2007
22. S. Flaga. *Presja pszczoły miodnej Apis mellifera na dziko występujące gatunki owadów zapylających*. 2019
23. J. A. Foley, N. Ramankutty, K. A. Brauman, E. S. Cassidy, J. S. Gerber, M. Johnston, N. D. Mueller, C. O'Connell, D. K. Ray, P. C. West, C. Balzer, E. M. Bennett, S. R. Carpenter, J. Hill, C. Monfreda, S. Polasky, J. Rockstrom, J. Sheehan, S. Siebert, D. Tilman, D. P. M. Zaks. *Solutions for a cultivated planet*. Nature. 2011
24. N. Gallai, B. E. Vaissière. *Guidelines for the economic valuation of pollination services at a national scale*. Rome. FAO. 2009
25. L. A. Garibaldi i in., *Wild pollinators enhance fruit set of crops regardless of honey bee abundance*. Science. 2013
26. J. Geldmann, J. P. González-Varo. *Conserving honey bees does not help wildlife*. Science. 2018
27. E. Genersch, W. von der Ohe, H. Kaatz, S. Schroeder, C. Otten, R. Bachler, S. Berg, W. Ritter, W. Mohlen, S. Gisder, M. Meixner, G. Liebig, P. Rosenkranz. *The German bee monitoring project: a long term study to understand periodically high winter losses of honey bee colonies**. Apidologie. 2010
28. R. J. Gill, O. Ramos-Rodriguez, N. E. Raine. *Combined pesticide exposure severely affects individual – and colony-level traits in bees*. Nature. 2012
29. V. Girolami, L. Mazzon, A. Squartini, N. Mori, M. Marzaro, A. D. Bernardo, M. Greatti, C. Giorio, A. Tapparo. *Translocation of Neonicotinoid Insecticides from Coated Seeds to*

- Seedling Guttation Drops: A Novel Way of Intoxication for Bees.* Journal of Economic Entomology. 2009
30. B. Głębocki (red.). *Zróżnicowanie przestrzenne rolnictwa.* GUS, Warszawa. 2014
 31. D. Goulson. *Effects of introduced bees on native ecosystems.* Annual Review of Ecology Evolution and Systematics. 2003
 32. D. Goulson, M. E. Hanley, B. Darvill, J. S. Ellis, M.E. Knight. *Causes of rarity in bumblebees.* Biological Conservation. 2005
 33. D. Goulson. *Insect declines and why they matter.* South West Wildlife Trusts. 2019
 34. C. A. Hallmann, M. Sorg, E. Jongejans, H. Siepel, N. Hofland, H. Schwan, W. Stenmans, A. Müller, H. Sumser, T. Hörren, D. Goulson, H. de Kroon. *More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas.* Plos One. 2017
 35. M. G. Hartl, A. G. Clark. *Principles of population genetics.* Sinauer Associates. 2006
 36. M. I. Henry, M. Beguin, F. Requier, O. Rollin, J. F. Odoux, P. Aupinel, J. Aptel, S. Tchamitchian, A. Decourtye. *A Common Pesticide Decreases Foraging Success and Survival in Honey Bees.* Science. 2012
 37. V. L. Imperatriz-Fonseca i in., *The assessment report of the Intergovernmental Science-Policy Platform on Biodiversity and Ecosystem Services on pollinators, pollination and food production.* IPBES, Bonn. 2017
 38. T. Iwasa, N. Motoyama, J. Ambrose, R. Roe. *Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honey bee, Apis mellifera.* Crop Protection. 2004
 39. M. Jobda, R. Rzepkowski. *Nie tylko miód. Wartość ekonomiczna zapylania upraw rolniczych w Polsce w roku 2015.* Greenpeace. 2016
 40. P. Johnston, C. Huxdorff, G. Simon, D. Santillo. *Trudny los pszczół. Analiza pozostałości pestycydów w pierdzie*

- pszczelej i pyłku odłowionym od pszczoły miodnej (Apis mellifera) w 12 krajach europejskich.* Greenpeace. 2014
41. J. T. Kerr, A. Pindar, P. Galpern, L. Packer, S. G. Potts, S. M. Roberts, P. Rasmont, O. Schweiger, S. R. Colla, L. L. Richardson, D. L. Wagner, L. F. Gall, D. S. Sikes, A. Pantoja. *Climate change impacts on bumblebees converge across continents.* Science. 2015
42. R. Kierzek, M. Korbas, E. Matyjaszczyk, M. Mrówczyński, J. Rosada, A. Tratwal, P. Węgorek. *Kodeks Dobrej Praktyki Ochrony Roślin. Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi.* 2018
43. J. Kierał. *Pszczoły samotne.* Nauka dla przyrody. 2018
44. J. Kierał, P. Łukasik. *Globalna apokalipsa owadów.* Nauka dla przyrody. 2019
45. J. Krauss i in., *Habitat fragmentation causes immediate and time-delayed biodiversity loss at different trophic levels.* Ecology Letters. 2010
46. F. B. Kraus, H. Szentgyörgyi, E. Rožej, M. Rhode, D. Moroń, M. Woyciechowski, R. F. A. Moritz. *Greenhouse bumblebees (Bombus terrestris) spread their genes into the wild.* Conservation Genetics. 2011
47. C. Kremen, N. M. Williams, M. A. Aizen, B. Gemmill-Herren, G. LeBuhn, R. Minckley, L. Packer, S. G. Potts, T. Roulston, I. Steffan-Dewenter, D. P. Vazquez, R. Winfree, L. Adams, E. E. Crone, S. S. Greenleaf, T. H. Keitt, A. M. Klein, J. Regetz, T. H. Ricketts. *Pollination and other ecosystem services produced by mobile organisms: a conceptual framework for the effects of land-use change.* Ecology Letters. 2007
48. C. H. Krupke, G. J. Hunt, B. D. Eitzer, G. Andino, K. Given. *Multiple route of pesticide exposure for honeybees living near agricultural fields.* Plos One. 2012
49. K. A. Lewis, J. Tzilivakis, D. Warner and A. Green. *An international database for pesticide risk assessments and management.* Human and Ecological Risk Assessment: An International Journal. 2016

50. P. Medrzycki, R. Montanari, L. Bortolotti, A. G. Sabatini, S. Maini, C. Porrini. *Effects of imidacloprid administered in sublethal doses on honey bee behaviour. Laboratory tests*. Bulletin of Insectology. 2003
51. E. A. D. Mitchell, B. Mulhauser, M. Mulot, A. Mutabazi, G. Glauser, A. Aebi. *A worldwide survey of neonicotinoids in honey*. Science. 2017
52. D. Moroń, I. M. Grześ, P. Skórka, H. Szentgyörgyi, R. Laskowski, S. G. Potts, M. Woyciechowski. *Abundance and diversity of wild bees along gradients of heavy metal pollution*. Journal of Applied Ecology. 2012
53. D. Moroń, I. M. Grześ, P. Skórka, H. Szentgyörgyi, R. Laskowski, S. G. Potts, M. Woyciechowski. *Survival, reproduction and population growth of the important pollinator bee, Osmia rufa, along gradients of heavy metal pollution*. Insect Conservation and Diversity. 2014
54. Najwyższa Izba Kontroli. *Wspieranie rozwoju rolnictwa Ekologicznego*. Warszawa. 2019
55. R. A. Oliveira, T. C. Roat, S. M. Carvalho, O. Malaspina. *Sideeffects of thiamethoxam on the brain and midgut of the africanized honeybee Apis mellifera (Hymenoptera: Apidae)*. Environmental Toxicology. in press. 2013
56. K. Olszewski. *Jak dalece ingerencja ludzka zmieniła super-organizm rodziny pszczoły miodnej*. Seminarium. UG. 2019
57. J. Pettis, D. van Engelsdorp, J. Johnson, G. Dively. *Pesticide exposure in honey bees results in increased levels of the gut pathogen Nosema*. Naturwissenschaften. 2012
58. G. H. Pyke, J. D. Thomson, D. W. Inouye, T. J. Miller. *Effects of climate change on phenologies and distributions of bumble bees and the plants they visit*. Ecosphere. 2016
59. J. Rockstrom, W. Steffen, K. Noone, A. Persson, F. S. Chapin, E. F. Lambin, T. M. Lenton, M. Scheffer, C. Folke, H. J. Schellnhuber, B. Nykvist, C. A. de Wit, T. Hughes, S. van der Leeuw, H. Rodhe, S. Sorlin, P. K. Snyder, R. Costanza,

- U. Svedin, M. Falkenmark, L. Karlberg, R. W. Corell, V. J. Fabry, J. Hansen, B. Walker, D. Liverman, K. Richardson, P. Crutzen, J. A. Foley. *A safe operating space for humanity*. Nature. 2009
60. D. Rozkrut (red.). *Mały rocznik statystyczny Polski*. GUS. Warszawa. 2017
61. M. Rundlöf, G. K. S. Andersson, R. Bommarco i in., *Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees*. Nature. 2015
62. M. Sadowski, B. Gworek. *Opracowanie i wdrożenie strategicznego planu adaptacji dla sektorów i obszarów wrażliwych na zmiany klimatu*. Warszawa. PIW. 2013
63. S. Seibold, M. M. Gossner, N. K. Simons. *Arthropod decline in grasslands and forests is associated with landscape-level drivers*. Nature. 2019
64. C. W. Schneider, J. Tautz, B. Grünewald, S. Fuchs. *RFID tracking of sublethal effects of two neonicotinoid insecticides on the foraging behaviour of *Apis mellifera**. Plos One. 2012
65. J. Scholer, V. Krischik. *Chronic exposure of imidacloprid and clothianidin reduce queen survival, foraging, and nectar storing in colonies of *Bombus impatiens**. Plos One. 2014
66. P. R. Shukla, J. Skea, E. Calvo Buendia, V. Masson-Delmotte, H. O. Pörtner, D. C. Roberts, P. Zhai, R. Slade, S. Connors, R. van Diemen, M. Ferrat, E. Haughey, S. Luz, S. Neogi, M. Pathak, J. Petzold, J. Portugal Pereira, P. Vyas, E. Huntley, K. Kissick, M. Belkacemi, J. Malley. *Climate Change and Land: an IPCC special report on climate change, desertification, land degradation, sustainable land management, food security, and greenhouse gas fluxes in terrestrial ecosystems*. In press. 2019
67. S. Suchail, D. Guez, L. P. Belzunces. *Discrepancy between acute and chronic toxicity induced by imidacloprid and its metabolites in *Apis mellifera**. Environmental Toxicology and Chemistry. 2001

68. H. Szentgyörgyi, A. Blinov, N. Ereemeeva, L. Luzyanin, I. M. Grześ, M. Woyciechowski. *Bumblebees (Bombidae) along pollution gradient . Heavy metal accumulation, species diversity, and Nosema bombi infection level*. Polish Journal of Ecology. 2011
69. H. Szentgyörgyi. *Wpływ zmiany klimatu na pszczoły. Wieś i doradztwo*. 2018
70. D. Tilman, J. Fargione, B. Wolff, C. D'Antonio, A. Dobson, R. Howarth, D. Schindler, W. H. Schlesinger, D. Simberloff, D. Swackhamer. *Forecasting Agriculturally Driven Global Environmental Change*. Science. 2001
71. R. Tirado, G. Simon, P. Johnston. *Spadek populacji pszczół. Przegląd czynników zagrażających owadom zapylającym i rolnictwu w Europie*. Greenpeace. 2013
72. H. V. V. Tomé, G. F. Martins, M. A. P. Lima, L. A. O. Campos, R. N. C. Guedes. *Imidacloprid-Induced Impairment of Mushroom Bodies and Behavior of the Native Stingless Bee Melipona quadrifasciata anthidioides*. Plos One. 2012
73. A. J. Vanbergen. *Threats to an ecosystem service: pressures on pollinators*. Frontiers in Ecology and the Environment. 2013
74. R. Vandame, M. Meled, M. E. Colin, L. P. Belzunces. *Alteration of the homing-flight in the honey-bee Apis mellifera exposed to sublethal dose of deltamethrin*. Environmental Toxicology and Chemistry. 1995
75. J. J. M. Van der Steen, J. de Kraker, T. Grotenhuis. *Spatial and temptral variation of metal concentrations in adult honeybees (Apis mellifera)*. Environmental Monitoring and Assessment. 2012
76. C. Vidau, M. Diogon, J. Aufauvre i in., *Exposure to sublethal doses of fipronil and thiacloprid highly increases mortality of honeybees previously infected by Nosema ceranae*. Plos One. 2011

77. P. R. Whitehorn, S. O'Connor, F. L. Wackers, D. Goulson. *Neonicotinoid Pesticide Reduces Bumble Bee Colony Growth and Queen Production*. Science. 2012
78. P. Williams, J. Osborne. *Bumblebee vulnerability and conservation world-wide*. Apidologie. 2009
79. E. O. Wilson. *Spółeczeństwa Owadów*. 1979
80. R. Winfree, R. Aguilar, D. P. Vázquez, G. LeBuhn, M. A. Aizen. *A meta-analysis of bees' responses to anthropogenic disturbance*. Ecology. 2009
81. T. Wood, D. Goulson. *Neonikotynoidy: zagrożenie nie tylko dla pszczoł. Przegląd danych naukowych uzyskanych po 2013 roku*. Greenpeace. 2017
82. I. Yamamoto, J. E. Casida (red.). *Nicotinoid Insecticides and the Nicotinic Acetylcholine Receptor*. Tokyo: Springer Japan. 1999
83. E. C. Yang, Y. C. Chuang, Y. L. Chen, L. H. Chang. *Abnormal Foraging Behavior Induced by Sublethal Dosage of Imidacloprid in the Honey Bee (Hymenoptera: Apidae)*. Journal of Economic Entomology. 2008
84. M. Zych (red.). *Narodowa Strategia Ochrony Owadów Zapylających (NSOOZ)*. Greenpeace. 2018





Badanie obecności pestycydów w kwiatostanach rzepaku

Autor:

Krzysztof Beznar

Projekt graficzny i skład:

Tomek Głowacki

Korekta:

Ludmiła Laskowska

Ilustracja/Zdjęcia

s. 2 © Fred Dott / Greenpeace

s. 21, 53–54 © Paul Langrock / Greenpeace

Greenpeace, Warszawa 2020

Raport powstał w ramach akcji [Adoptuj Pszczolę](http://adoptujpszczole.pl)
adoptujpszczole.pl

Wydrukowano na papierze ekologicznym

Greenpeace to niezależna, międzynarodowa organizacja pozarządowa działająca od 1971 roku na rzecz środowiska naturalnego i pokoju na świecie. Organizacja koncentruje swoje działania na najważniejszych zagrożeniach dla różnorodności biologicznej i ekosystemów. Biura Greenpeace znajdują się w czterdziestu krajach świata. Polskie biuro istnieje od 2004 roku. W celu zachowania niezależności Greenpeace nie przyjmuje pieniędzy ani dotacji od rządów, partii politycznych ani biznesu.

GREENPEACE