



BADANIE OBECNOŚCI PESTYCYDÓW W KWIATOSTANACH RZEPAKU W POLSCE

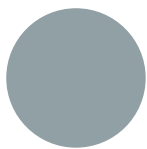
RAPORT
SIERPIEŃ 2015

GREENPEACE



SPIS TREŚCI

Wstęp	3
1 Przyczyny spadku populacji owadów zapylających	4
2 Szczególne właściwości neonikotynoidów	5
3 Czynniki szkodliwe dla pszczół	8
3.1 Oddziaływanie letalne i subletalne pestycydów	9
3.2 Ekspozycja na pestycydy	10
3.3 Synergistyczne działanie pestycydów	11
3.4 Pestycydy i patogeny	12
4 Migracja insektycydów systemicznych w roślinach	13
5 Badanie obecności pestycydów w kwiatostanach rzepaku	14
5.1 Sposób pobrania i dostarczenia próbek do laboratorium	15
5.2 Metody analizy	15
5.3 Wyniki analizy	16
5.3.1 Wyniki z roku 2014	18
5.3.2 Wyniki z roku 2015	19
5.4 Omówienie wyników	20
6 Wnioski	23
Zalecenia	25
Bibliografia	27



W ciągu ostatnich lat w Polsce obserwuje się stały wzrost powierzchni upraw rzepaku, który stanowi jeden z głównych i najatrakcyjniejszych pożytków dla pszczół hodowlanych oraz dziko żyjących. Według danych GUS od 2000 roku nastąpiło podwojenie areálu tych upraw i obecnie wynosi on ponad 800 tysięcy hektarów. Dla producentów rzepaku obecność owadów zapylających jest niezwykle ważna, ponieważ odpowiednie zapylenie zapewnia większy plon lepszej jakości, co potwierdza szereg polskich i zagranicznych badań naukowych. Zarówno producenci rzepaku jak i firmy wprowadzające do obrotu pestycydy zdają sobie z tego sprawę, dlatego na rynku dostępne są tzw. atraktanty, czyli substancje sprawiające, że kwiaty rzepaku stają się jeszcze bardziej atrakcyjne dla pszczół. Zwyżka plonu w wysokości 30% dzięki dobremu zapyleniu przekłada się na poważny zysk z darmowej pracy owadów zapylających. Wprawdzie brak dokładnych ilościowych danych na temat wykorzystania pestycydów w produkcji rzepaku, jednak wiadomo, że w Polsce, obok Łotwy, ma najwyższą dynamikę wzrostu zużycia syntetycznych środków ochrony roślin, włączając w to te najbardziej zabójcze dla pszczół.

Naukowcy ostrzegają, że w Polsce największa liczba zatruc pszczół odbywa się właśnie na uprawach rzepaku.

W około 75% światowej produkcji rolnej kluczową rolę odgrywają zwierzęta, głównie owady (Klein i in. 2007). Obecnie jednak populacje owadów zapylających, zarówno dzikich, jak i hodowlanych (pszczola miodna), są zagrożone; w ciągu ostatnich 120 lat zmniejszyła się też ilość i jakość zapylenia (Burkle i in. 2013; Vanbergen i in. 2013). W Europie od zapylenia przez owady przynajmniej częściowo uzależnione są plony około 84% odmian roślin uprawnych, a wartość tego rodzaju zapylenia szacuje się na co najmniej 22 mld euro rocznie (Williams i in. 1994; Gallai i in. 2009). Niedawne badania wskazują, że procentowo największy udział w zapyleniu mają dzikie owady zapylające, np. dzikie pszczoły (*Hymenoptera: Apidae*) i muchówki bzygowate (*Diptera: Syrphidae*), hodowlane pszczoły miodne (*Apis mellifera*) natomiast, choć mogą zapewniać dodatkowe zapylenie, nie są w stanie zrekompensować strat w populacji dzikich owadów zapylających (Breeze i in. 2011; Tylianakis 2013). To właśnie wielość gatunków owadów dzikich w połączeniu z dużą liczebnością ich populacji ma kluczowe znaczenie dla zapylenia upraw. Z tego powodu dla zagwarantowania plonów roślin uprawnych bardziej potrzebne jest odpowiednie zarządzanie biologiczną różnorodnością funkcjonalną niż tylko pojedynczym gatunkiem, np. pszczołą miodną (Burkle i in. 2013; Garibaldi i in. 2014). W utrzymaniu zróżnicowanych populacji dzikich owadów zapylających, zwłaszcza jeśli chodzi o gatunki zanikające, bardzo istotną rolę odgrywa zapewnienie odpowiedniej jakości siedlisk (Scheper i in. 2014). Wielkość plonów zależy także od tego, na ile zróżnicowana jest populacja naturalnych wrogów szkodników, np. chrząszczy biegaczowatych (*Coleoptera: Caribidae*) i pajaków (*Araneae: Anyphaenidae*). Coraz częściej wskazuje się na to, że dla utrzymania plonów istotne jest równoczesne zarządzanie populacjami obu tych grup (Woodcock i in. 2014; Pékar i in. 2015).

PRZYCZYNY SPADKU POPULACJI OWADÓW ZAPYLAJĄCYCH

Przyczyny zanikania w Europie populacji owadów zapylających są złożone. Wśród głównych czynników wymienia się rosnącą liczbę patogenów niektórych gatunków, zmiany w strukturze użytkowania ziemi i związaną z nimi utratę siedlisk, a także ich degradację, często spowodowaną powszechnym skażeniem agrochemikaliami (Vanbergen i in. 2013). W Unii Europejskiej jedynie 5,4% gruntów rolnych (dane z 2011 r.) jest uprawianych za pomocą metod rolnictwa ekologicznego. Na pozostałych 166,5 mln ha ziem uprawnych – stanowiących około 38% powierzchni UE – powszechnie używa się ogromnych ilości pestycydów. Praktyki rolnicze stosowane na tym obszarze mają kluczowe znaczenie dla przetrwania wielu zanikających gatunków roślin i zwierząt, i to nie tylko tych pożytecznych dla rolnictwa (Bredemeier i in. 2015; Cardador i in. 2015).

Dyrekcja Generalna ds. Rolnictwa i Rozwoju Obszarów Wiejskich w Komisji Europejskiej stara się propagować bardziej zrównoważone rolnictwo, które wykorzystuje mniejszą ilość środków chemicznych. Jest to jednak proces powolny, oparty na zasadzie substytucji, czyli zamianie szkodliwych substancji na ich bezpieczniejsze odpowiedniki i zasadzie ostrożności, która pozwala szybko reagować w obliczu możliwego zagrożenia dla zdrowia ludzi, zwierząt lub roślin, lub w celu ochrony środowiska. W przypadku gdy w oparciu o dane naukowe nie można dokonać pełnej oceny zagrożenia, przywołanie tej zasady pozwala na przykład zapobiec dystrybucji produktów, które mogą stwarzać zagrożenie dla zdrowia, a nawet wycofać je z rynku (TFUE). W ostatnich latach wzrosło zaniepokojenie szkodliwym wpływem na owady zapylające nowej grupy pestycydów, tzw. neonikotynoidów. W rezultacie w kwietniu 2013 r. Komisja Europejska wprowadziła w trybie pilnym dwuletnie moratorium na stosowanie trzech substancji z tej grupy (imidaklopryd, klotianidyna i tiametoksam) ze względu na związany z nimi „wysoki poziom ostrego ryzyka” (EFSA 2013). Rezultatem tego zakazu był również wzrost nakładów na badania naukowe dotyczące zagrożeń, jakie dla owadów zapylających stwarzają neonikotynoidy.

SZCZEGÓLNE WŁAŚCIWOŚCI NEONIKOTYNOIDÓW

Neonikotynoidy są to pestycydy o charakterze neurotoksyn działających na układ nerwowy owadów. Wprowadzenie tych substancji postrzegano początkowo jako przełom w zintegrowanych programach zarządzania szkodnikami i ich odpornością. Wynikało to z szerokiego spektrum działania neonikotynoidów, ich stosunkowo niskiej toksyczności dla ssaków, systemicznego rozprzestrzeniania się w tkankach rośliny, a także różnorodności sposobów wykorzystania. Wieloletnie obserwacje efektów użycia tych środków spowodowały jednak, że zaczęto stawiać pytania o faktyczny wpływ neonikotynoidów, a także licznych innych środków syntetycznych stosowanych w uprawach, na funkcjonalną różnorodność biologiczną w ekosystemach rolniczych oraz na naszą zdolność do utrzymania lub zwiększenia plonów w ekosystemie, który już znajduje się pod presją.



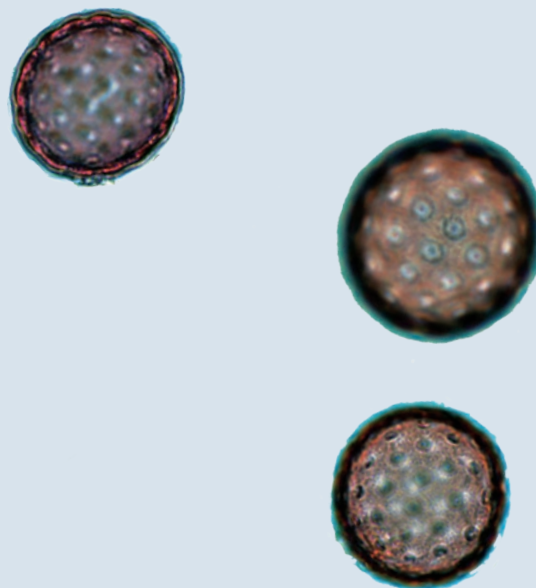
Neonikotynoidy mogą być wykorzystywane do zwalczania szkodników nie tylko w postaci tradycyjnych oprysków upraw, lecz także do zaprawiania nasion, przez co insektycydy te rozprzestrzeniają się we wszystkich tkankach roślin w kolejnych fazach jej wzrostu i można je wykryć w pyłku, nektarze i płynie gutacyjnym. Niestety, takie działanie systemiczne zaobserwowano również w roślinach niecelowych – dziko rosnących, otaczających wysiane uprawy (Marzaro i in. 2011; Blacquière i in. 2012). W praktyce oznacza to, że na obszarach rolniczych, na których stosuje się nasiona zaprawione neonikotynoidami, na kontakt z pyłem wydostającym się z maszyn rozsiewających nasiona na polach są narażone wszystkie owady (Fairbrother i in. 2014), podobnie w przypadku wszystkich innych form aplikacji tych środków.

© Bernhard Nimtsch / Greenpeace

Obawy związane z neurotoksycznym działaniem neonikotynoidów budzi też ich oddziaływanie subletalne na owady zapylające. Ocenie wpływu tych substancji na zdrowie europejskiej pszczoły miodnej oraz badaniu ich związku z pogarszającą się przeżywalnością pszczół w okresie zimowania, ich niższą skutecznością w poszukiwaniu pożywienia oraz zjawiskiem masowego wymierania kolonii poświęcono wiele prac (Staveley i in. 2014). Wyniki badań wskazują, że czynników powodujących wymieranie pszczół, zarówno miodnych, jak i dzikich, jest wiele. Neonikotynoidy mają prawdopodobnie działanie stresogenne; nie ulega też kwestii, że potęgują one problemy związane z chorobami, niedoborami składników odżywczych u gatunków hodowlanych oraz utratą siedlisk przez pszczoły dziko żyjące (Scheper i in. 2014; Staveley i in. 2014). W opracowaniach, z których większość poświęcono wpływowi neonikotynoidów na pszczoły hodowlane, a w niektórych wypadkach na trzmiele (*Bombus terrestris*), wymienia się takie negatywne skutki, jak ostra toksyczność, zwiększone ryzyko chorób oraz zaburzenia płodności, zachowania, uczenia się i pamięci (Decourtye i in. 2003; Desneax i in. 2007; Laycock i in. 2012; Di Prisco i in. 2013; Fairbrother i in. 2014). Zdaniem badaczy reakcje owadów na neonikotynoidy różnią się w zależności od gatunku, co sprawia, że niezależnie od trudności w zmierzeniu faktycznych dawek w warunkach polowych, określenie skutków działania pestycydów na inne gatunki staje się problematyczne (Cresswell i in. 2012).

© Fred Dott / Greenpeace





Niewiele jest analiz dotyczących wpływu neonikotynoidów na owady zapylające inne niż pszczoły lub na gatunki pożyteczne w naturalnym zwalczaniu szkodników. Dotychczasowe badania wskazują, że dziko żyjące owady zapylające i drapieżne chrząszcze mogą do pewnego stopnia unikać upraw wykorzystujących neonikotynoidy. Tym samym stosowanie tych środków może prowadzić do niezamierzonego ograniczenia naturalnej kontroli biologicznej i obniżenia plonów ze względu na niekorzystny wpływ na drapieżne stawonogi, takie jak chrząszcze (Easton i Goulson 2013; Douglas i in. 2015).

Neonikotynoidy i inne pestycydy są powszechnie stosowane w rolnictwie konwencjonalnym. Obecnie jednak brakuje danych na temat wpływu tych substancji na owady niebędące ich bezpośrednim celem oraz na inne organizmy. Nie ulega zaś kwestii, że do zachowania funkcjonalnej różnorodności biologicznej w systemach rolniczych potrzeba większej ilości informacji o rzeczywistych poziomach ekspozycji owadów w warunkach polowych i o sposobach tej ekspozycji. Ma to szczególne znaczenie w kontekście obecnych decyzji Unii Europejskiej, takich jak zniesienie obowiązujących moratoriów lub zastępowanie neonikotynoidów alternatywnymi środkami syntetycznymi. Przypomnijmy, że w wyniku oceny ryzyka związanego z wykorzystaniem trzech substancji z grupy neonikotynoidów (klotianidyny, imidaklprydu i tiametoksamu), dokonanej przez Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA) [1], w kwietniu 2013 r. UE ograniczyła na dwa lata niektóre sposoby ich zastosowania. Chodzi w szczególności o zaprawianie nasion, a także użycie doglebowe (granulat) oraz dolistne na roślinach i zbożach atrakcyjnych dla pszczół miodnych [2].

Dla ochrony pszczół i dzikich owadów zapylających kluczowe byłoby wprowadzenie zakazu stosowania również innych pestycydów znanych z wysokiej toksyczności. Oprócz imidaklprydu, tiametoksamu i klotianidyny grupę tę tworzą fipronil, chloropiryfos, cypermetryna i deltametryna.

CZYNNIKI SZKODLIWE DLA PSZCZÓŁ

W środowisku naturalnym zdominowanym przez przemysłowe uprawy rolne pszczoły i inne owady zapylające są bez wątpienia narażone na liczne niebezpieczeństwa.

Wśród tych zagrożeń można wskazać zmiany klimatyczne i spadek różnorodności biologicznej, a także utratę siedlisk oraz rozprzestrzenianie się chorób i pasożytów. Towarzyszą temu zagrożenia wynikające z ekspozycji owadów na pozostałości pestycydów w pyłku, nektarze i płynie gutacyjnym.

ODDZIAŁYWANIE LETALNE I SUBLETALNE PESTYCYDÓW

Insektycydy należą do grupy pestycydów zorientowanych na eliminowanie owadów uznawanych za szkodniki upraw. W dawkach odpowiednio wysokich (letalnych) substancje te zabijają lub odstraszaają szkodniki, w niskich (subletalnych) 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 najwięcej uwagi poświęcono ostrym następstwom działania pestycydów na owady zapylające. Słabiej rozpoznane i udokumentowane są natomiast zagadnienia efektów subletalnych, które mogą mieć wpływ na zdrowie owadów zapylających i ograniczać produkcję rolną. Da się jednak wskazać pewne przykłady tych efektów (Desneux i in. 2007). Można je podzielić na cztery grupy w zależności od rodzaju zaobserwowanych następstw:

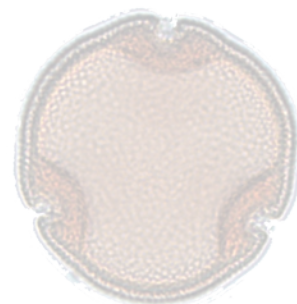
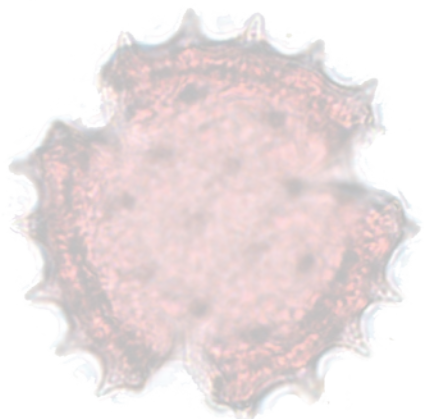
- Efekty fizjologiczne (np. zakłócenie tempa wzrostu, tj. czasu potrzebnego do osiągnięcia postaci dorosłej, wzrost ilości wad rozwojowych (w komórkach pszczelich wewnątrz ula).
W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że deltametryna z grupy pyretroidów wpływa na liczne funkcje komórkowe u pszczoł miodnych (Desneux i in. 2007), tiametoksam może wywoływać u zafrykanizowanej pszczoły miodnej uszkodzenia w mózgu i w jelicie środkowym (Oliveira i in. 2013), imidaklopyrd natomiast zaburza rozwój kolonii trzmieli (Whitehorn i in. 2012).
- Zaburzenia poszukiwania pokarmu u pszczoł miodnych (np. zakłócenie systemu nawigacyjnego).
W odniesieniu do efektów tej grupy wykazano, że imidaklopyrd 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), imidaklopyrd 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. 2008), a imidaklopyrd, fipronil, deltametryna i endosulfan w dłuższym okresie upośledzają uczenie się pszczoł miodnych (Decourtye i in. 2003; Decourtye i in. 2004; Decourtye i in. 2005).

EKSPOZYCJA NA PESTYCYDY

Owady zapylające mogą być narażone na działanie pestycydów nie tylko w wyniku bezpośrednich oprysków, lecz także wskutek wcześniejszego zastosowania tych substancji w odniesieniu do roślin lub środowiska. 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.

Z powodu postępującej industrializacji rolnictwa zagrożenie dla pszczół i innych owadów zapylających stanowią mieszaniny pestycydów. 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. Przykładowo w Niemczech w ramach ogólnokrajowego projektu badani 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).

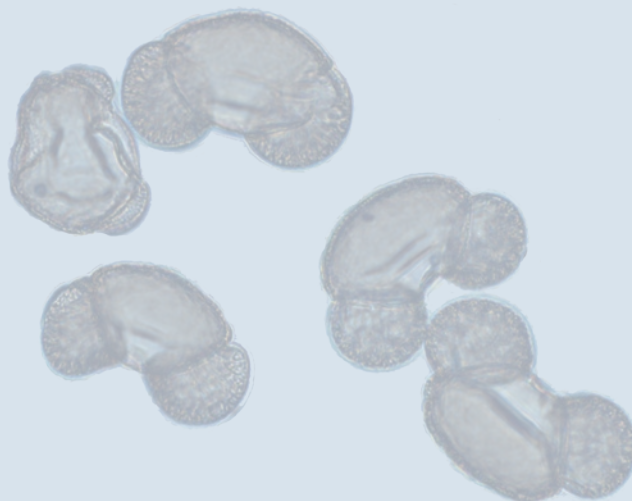
Wyniki badania przeprowadzonego przez Greenpeace (Trudny los pszczół, 2013) wskazują z kolei, że ponad dwie trzecie pyłku zebranego na polach i przyniesionego do ula przez pszczoły robotnice było skażone co najmniej jedną toksyczną substancją chemiczną. W czasie jednego sezonu zbierania pokarmu przez pszczoły do analizy pobrano ponad 100 próbek w 12 krajach Europy. W próbkach odłowionego pyłku zidentyfikowano obecność co najmniej jednego z 53 pestycydów, a w próbkach pierzgi pszczelej wykryto pozostałości co najmniej jednego z 17 pestycydów.



SYNERGISTYCZNE DZIAŁANIE PESTYCYDÓW

Coraz więcej wyników badań wskazuje na to, że składniki mieszanek pestycydów mogą wchodzić w interakcje synergistyczne. Szkodliwe w obecności innych pestycydów okazują się nawet niektóre fungicydy (środki grzybobójcze), powszechnie uznawane za względnie bezpieczne dla pszczoł. Dowiedziono między innymi, że fungicydy hamujące biosyntezę steroli (SBI) wykazują działanie najbardziej synergistyczne w obecności stosowanych w ulach akarycydów (Johnson i in. 2013). Przykładowo prochloraz z grupy fungicydów spowodował 2000-krotny wzrost toksyczności tau-fluwalinatu. Stwierdzono również, że ekspozycja pszczoł miodnych na deltametrynę w dawkach, które przy oddzielnym stosowaniu tego środka nie wywierały znaczącego wpływu na termoregulację, w połączeniu z prochlorazem lub difenokonazolem wywołuje u tych owadów hipotermię (Vandame i in. 1995). W innym badaniu wykazano, że tiaklopyrd i acetamipryd z grupy neonikotynoidów są dla pszczoł bardziej toksyczne, jeśli równocześnie występuje ekspozycja na fungicydy. W wypadku pszczoł miodnych toksyczność acetamiprydu w obecności triflumizolu wzrastała 244 razy, a łącznie z propikonazolem – 105 razy. Toksyczne działanie tiaklopyrdy w tych samych kombinacjach zwiększało się jeszcze bardziej – odpowiednio 1141 i 559 razy (Iwasa i in. 2004).

W odniesieniu do trzmieli badacze opracowali realistyczny scenariusz polowy, w którym owady te przez długi czas (4 tygodnie) były wystawione na działanie dwóch popularnych insektycydów – imidaklopyrdy i, należącej do grupy pyretroidów, lambda-cyhalotryny – w dawkach stosowanych w uprawach (Gill i in. 2012). Zaobserwowano zaburzenia naturalnych zachowań zbierania pokarmu i zwiększenie śmiertelności robotnic, co osłabiło rozwój czerwiu. Połączone działanie tych insektycydów było silniejsze niż w wypadku oddzielnej ekspozycji. Wyniki przytoczonych badań skłaniają do stwierdzenia, że synergistyczne działanie pestycydów nasila tendencję do wymierania kolonii.



PESTYCYDY I PATOGENY

W wielu krajach za główną przyczynę masowego wymierania pszczół uznano pasożyty *Varroa destructor* i *Nosema ceranae* oraz wirusy. Liczne badania wskazują, że pestycydy osłabiają układ odpornościowy owadów, co czyni je bardziej podatnymi na choroby. Dowiedziono na przykład, że połączone działanie imidaklopyrydu i zakażenia *Nosema ceranae* znacznie osłabia pszczoły – powoduje ich wysoką śmiertelność i podnosi poziom stresu, hamuje zdolność pszczół do sterylizowania kolonii i pokarmu, a w rezultacie osłabia całą kolonię (Alaux i in. 2010). W innych badaniach wykazano związek między obniżoną odpornością owadów na *Nosema ceranae* a ich ekspozycją na pestycydy (Wu i in. 2012). Zaobserwowano też, że tiaklopyrd z grupy neonikotynoidów powoduje znacznie wyższą śmiertelność pszczół miodnych zainfekowanych uprzednio *Nosema ceranae* (Vidau i in. 2011). W badaniach prowadzonych we Włoszech wykazano, że klotianidyna i imidaklopyrd mogą upośledzać działanie systemu odpornościowego pszczół, co sprzyja namnażaniu się wirusa zdeformowanych skrzydeł (DWW) i przekształcaniu się utajonych infekcji wirusowych w jawną chorobę (Di Prisco i in. 2013). DWW ma również złożone powiązania z zakażeniami *Varroa*. Nawet producent pestycydów, firma Bayer, wskazuje wprost w swoich materiałach reklamowych, że imidaklopyrd może upośledzać u owadów naturalne mechanizmy obronne organizmu (Mason 2012).

© Fred Dott / Greenpeace



MIGRACJA INSEKTYCYDÓW W ROŚLINACH

© Fred Dott / Greenpeace

Pestycydy systemiczne zastosowane w odniesieniu do rośliny lub zwierzęcia przemieszczają się z obszaru pierwotnej aplikacji do pozostałych tkanek. Wykorzystanie na szerszą skalę neonicotynoidów wiąże się z narażeniem owadów zapylających na działanie tych substancji w dłuższym czasie, ponieważ insektycydy systemiczne mogą się znajdować w różnych częściach rośliny wyrastającej z zaprawionych nasion na każdym etapie jej wzrostu – od płynu gutacyjnego po pyłek i nektar przez cały okres kwitnienia (Ellis 2010).

Wiadomo, że insektycydy z grupy neonicotynoidów stosowane do zaprawiania nasion oraz doglebowo w formie granulatu są obecne w płynie gutacyjnym rozmaitych roślin uprawnych. Jeśli pszczoły spożyją płyn gutacyjny z roślin, które wyrosły z nasion zaprawianych neonicotynoidami, mogą umrzeć w kilka minut.

Przedmiotem badania przeprowadzonego przez Greenpeace był płyn gutacyjny wytwarzany przez liście kukurydzy uprawianej w warunkach polowych na Węgrzech (Simon i in. 2013). Na jednym z pól wysiano nasiona zaprawiane środkiem Poncho, którego aktywnym składnikiem jest klotianidyna, na drugim – nasiona zaprawiane środkiem Cruiser, zawierającym tiametoksam. Z każdego pola przez określoną liczbę dni zbierano próbki płynu gutacyjnego, które analizowano następnie za pomocą metody UPLC-MS/MS. Badanie wykazało znaczące stężenie neonicotynoidów.

W płynie gutacyjnym z roślin zaprawianych Poncho wykryto stężenie klotianidyny sięgające 11 709 $\mu\text{g/l}$, a w płynie z roślin zaprawianych Cruiserem – tiametoksam w stężeniu do 55 260 $\mu\text{g/l}$. Te wysokie wartości dorównują poziomowi stężenia składników aktywnych do oprysków zalecanemu w insektycydach komercyjnych lub nawet go przewyższają. Co więcej, nawet po miesięcznym okresie wzrostu, rośliny nadal wydzielają pestycydy w stężeniu dorównującym dawce (lub od niej wyższym) wywołującej ostrą toksyczność doustną LD50 u pojedynczej pszczoły w wyniku jednokrotnego wypicia płynu.

BADANIE OBECNOŚCI PESTYCYDÓW W KWIATOSTANACH RZEPAKU

W badaniu przeprowadzonym przez Greenpeace analizie poddano substancje występujące w próbkach kwiatostanów rzepaku (*Brassica napá*) zebranych w Polsce. Celem badania było wykrycie obecności pestycydów szkodliwych dla pszczół lub innych owadów zapylających w pąkach kwiatowych.

5.1

SPOSÓB POBRANIA I DOSTARCZENIA PRÓBEK DO LABORATORIUM

Do badania pobrano 13 próbek kwiatów w maju 2014 r. oraz 11 próbek kwiatów w czerwcu 2015 r. Rośliny zebrane w 2014 r. mogły pochodzić z nasion zaprawianych neonikotynoidami, ponieważ zostały wysiane jesienią 2013 r., kiedy stosowanie szkodliwych dla pszczół pestycydów było jeszcze dozwolone.

W 2014 r. próbki pobrano z 13 różnych pól zlokalizowanych w województwie kujawsko-pomorskim. Próbki z 2015 r. pochodziły z 11 różnych pól, również z terenu województwa kujawsko-pomorskiego. Pola dobierano losowo. Zbierano tylko kwiatostany, każdorazowo w ilości około 400 g. Podczas gromadzenia materiału badawczego używano rękawiczek (na każdym polu innej pary), aby uniknąć zanieczyszczenia obcymi substancjami. Użyte rękawiczki przechowywano oddzielnie od próbek. Każdą próbkę umieszczono w szczelnie zamkniętej plastikowej torebce. Na czas transportu próbki zostały dodatkowo opakowane. Do laboratorium dostarczono je natychmiast po zebraniu.

5.2

METODY ANALIZY

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 224 pestycydów przy użyciu metody GC-MS/MS oraz 143 pestycydów za pomocą metody LC-MS/MS z dolnymi granicami wykrywalności podanymi przez laboratorium.

Procedura przygotowania próbki obejmowała następujące etapy:

- w 50-mililitrowej teflonowej probówce wirówkowej odważono $10 \text{ g} \pm 0,1 \text{ g}$ materiału do analizy;
- dodano 10 ml acetonitrylu, po czym wstrząsano probówką przez 1 minutę;
- dodano $4 \text{ g} \pm 0,2 \text{ g}$ bezwodnego siarczanu magnezu, $1 \text{ g} \pm 0,05 \text{ g}$ chlorku sodu, $1 \text{ g} \pm 0,05 \text{ g}$ dwuwodnego cytrynianu trójsodowego oraz $0,5 \text{ g} \pm 0,03 \text{ g}$ seskwihydratu wodorocytrynianu dwusodowego, po czym

wstrząsano probówką przez 1 minutę;

- probówkę wirowano przez 5 minut przy prędkości 7100 obr./min;
- do próbki zawierającej 240 mg drobno sproszkowanego bezwodnego siarczanu magnezu i 50 mg PSA przeniesiono 1,5 ml supernatantu acetonitrylu, po czym wstrząsano probówką przez 1 minutę;
- probówkę wirowano przez 1 minutę przy prędkości 8600 obr./min;
- do 2-mililitrowej próbki Eppendorfa przeniesiono 1000 µl ekstraktu (do analizy GC) lub 250 µl ekstraktu (do analizy LC), po czym dodano 750 µl wody;
- dodano 50 µl acetonitrylu oraz 50 µl wzorca wewnętrznego TPP;
- roztwór energicznie mieszano i filtrowano przy użyciu filtra strzykawkowego 0,2 µm bezpośrednio do próbki HPLC do analizy chromatograficznej.

5.3

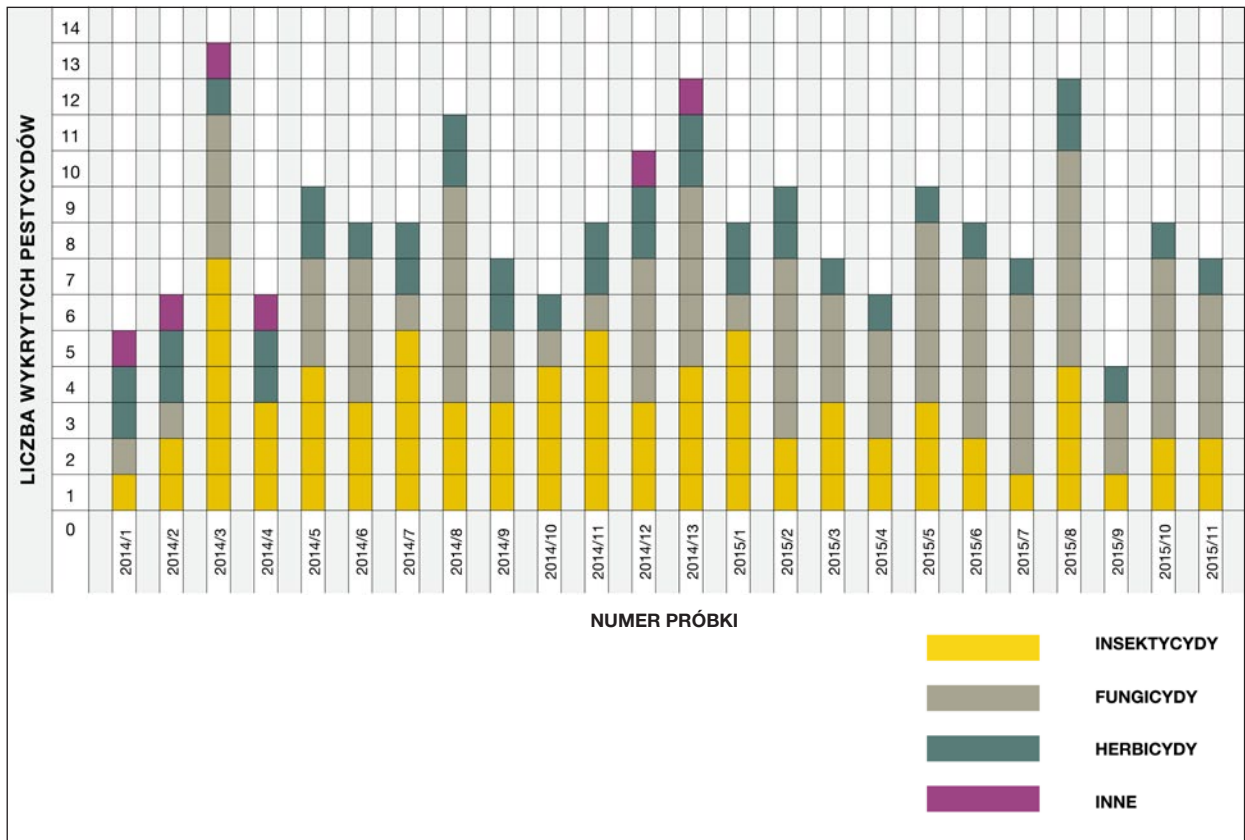
WYNIKI ANALIZY

Wszystkie próbki kwiatostanów rzepaku zebrane w Polsce w roku 2014 i 2015 zawierały pozostałości pestycydów. Łącznie wykryto obecność 35 różnych składników aktywnych. Spośród 24 próbek aż 23 (96%) zawierały co najmniej jeden insektycyd uważany za szkodliwy dla pszczół miodnych (Tirado i in. 2013), w wielu wypadkach jednak stężenie tych środków było bardzo niskie. W kwiatach rzepaku zebranych zarówno w roku 2014, jak i 2015 wykryto wszystkie trzy zakazane substancje z grupy neonikotynoidów.

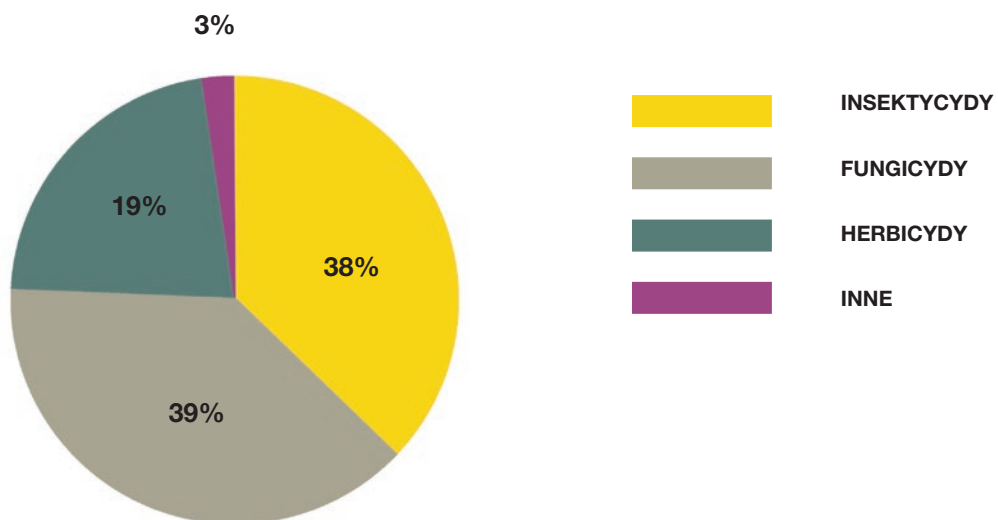
Przeciętnie w każdej próbce znaleziono więcej niż 8 substancji aktywnych. W pierwszej partii próbek większość wykrytych pestycydów stanowiły insektycydy, w drugiej natomiast, pochodzącej z 2015 r. – znaleziono więcej fungicydów. Może to wynikać stąd, że w roku 2015 próbki pobrano w okresie kwitnienia późniejszym niż w roku 2014, co oznaczało więcej czasu na metabolizowanie insektycydów. Poza tym stosowanie fungicydów jest w okresie kwitnienia rzepaku dozwolone, użycie większości insektycydów zaś – zabronione.

ROK	2014		2015		OGÓŁEM	
LICZBA PRÓBEK	13		11		24	
INSEKTYCYDY	48	44%	27	31,4%	75	38%
FUNGICYDY	31	28%	45	52,3%	76	39%
HERBICYDY	24	22%	14	16,3%	38	19%
INNE	6	6%	0	0%	6	3%
OGÓŁEM	109	100%	86	100%	195	100%

Tabela 1. Liczba pestycydów wykrytych w kwiatostanach rzepaku z próbek zebranych w Polsce w latach 2014 – 2015



Wykres 1. Liczba pestycydów wykrytych w kwiatostanach rzepaku z próbek zebranych w Polsce w latach 2014 – 2015



Wykres 2. Liczba pestycydów wykrytych w kwiatostanach rzepaku z próbek zebranych w Polsce w latach 2014–2015

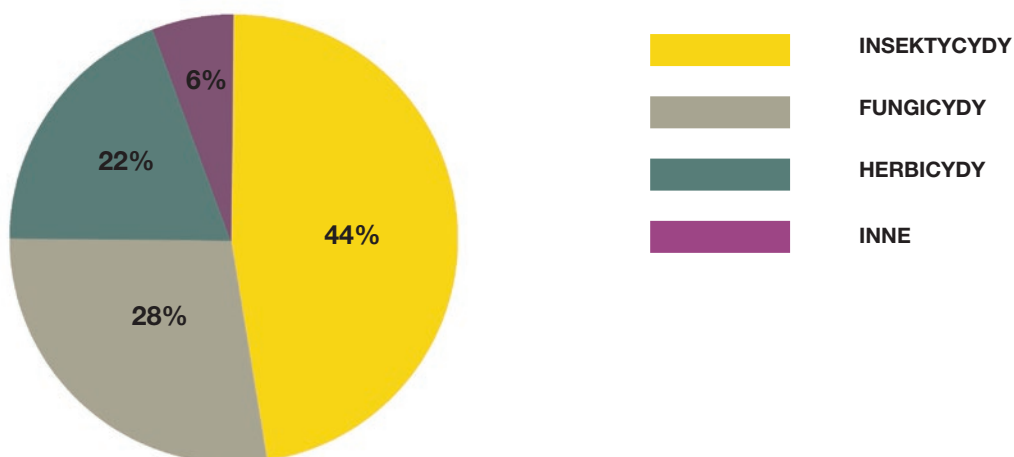
5.3.1

WYNIKI Z ROKU 2014

W 13 próbkach kwiatostanów rzepaku zebranych w 2014 r. wykryto łącznie 29 substancji aktywnych. We wszystkich próbkach zidentyfikowano pestycydy, a ponadto 12 spośród 13 próbek zawierało substancje toksyczne dla pszczoł miodnych (Tirado i in. 2013): chloropiryfos, klotianidynę, cypermetrynę, deltametrynę i tiametoksam. Dwa z tych związków (tiametoksam i klotianidyna) zostały zakazane na mocy moratorium na stosowanie neonikotynoidów wprowadzonego przez Komisję Europejską w 2013 r., co sugeruje, że ich obecność w kwiatostanach jest rezultatem wcześniejszego skażenia lub użycia zaprawianych nasion, które wysiano przed wprowadzeniem zakazu. W próbkach wykryto przeciętnie 8,8 pestycydu; jedna z próbek zawierała 13 różnych substancji.

Obecność insektycydów z grupy neonikotynoidów stwierdzono 20 razy. Szkodliwe dla pszczoł klotianidynę i tiametoksam wykryto w bardzo niskim stężeniu, imidaklopyrydu nie stwierdzono. W 10 innych wypadkach zidentyfikowano acetamipryd, relatywnie mniej szkodliwy dla pszczoł (1 próbka), oraz tiaklopyryd. Ten ostatni może być neonikotynoidem alternatywnym, stosowanym po zakazaniu trzech związków z tej grupy silnie szkodliwych dla pszczoł. W 9 próbkach stwierdzono wykrywalny poziom tiaklopyrydu, często w wysokim stężeniu, sięgającym w jednej z próbek nawet 0,78 mg/kg.

Innymi często wykrywanymi substancjami były fungicydy i herbicydy, a także akarycydy (w tym badaniu zakwalifikowane również jako insektycydy). Dla każdej z 13 lokalizacji, z których pobierano próbki, uzyskano zbliżone wyniki.

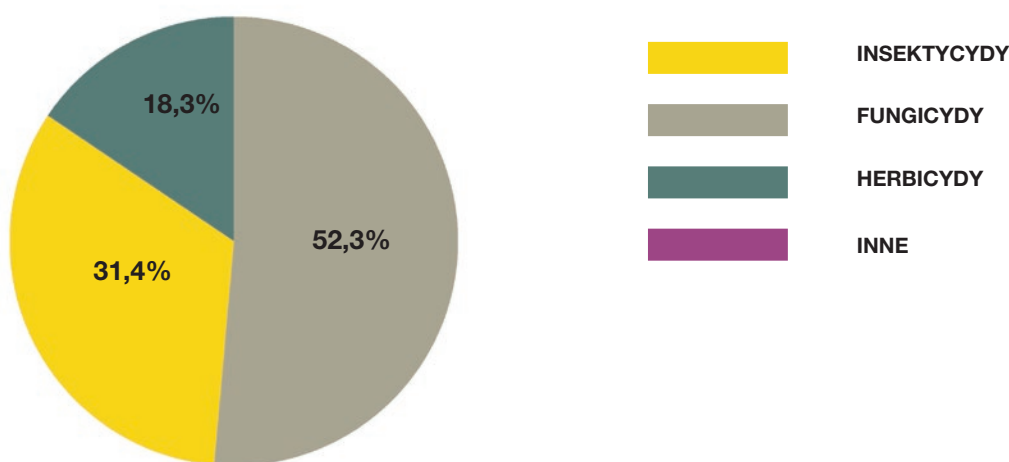


Wykres 3. Udział procentowy różnych rodzajów pestycydów wykrytych w kwiatostanach rzepaku z próbek zebranych w Polsce w 2014 r. Kategoria INNE odnosi się do DEET.

5.3.2

WYNIKI Z ROKU 2015

W czerwcu 2015 r. – w fazie kwitnienia późniejszej niż w roku poprzednim – zebrano w Polsce 11 próbek kwiatostanów rzepaku. Ponownie we wszystkich próbkach stwierdzono pozostałości w sumie 28 różnych składników aktywnych pestycydów powyżej granicy wykrywalności. Tym razem zidentyfikowano głównie fungicydy, które stanowiły 53% wszystkich wykrytych pestycydów.



Rysunek 4. Udział procentowy różnych rodzajów pestycydów wykrytych w kwiatostanach rzepaku z próbek zebranych w Polsce w 2015 r. Kategorie INNE odnosi się do DEET.

W materiale pochodzącym z 2015 r. insektycydy stanowiły około jednej trzeciej wykrytych pestycydów, ale występowały w stężeniu znacznie mniejszym niż w roku 2014. We wszystkich 11 próbkach zebranych w 2015 r. stwierdzono obecność insektycydów toksycznych dla pszczoł miodnych (Tirado i in. 2013): chloropiryfos, klotianidynę, cypermetrynę, deltametrynę, tiametoksam i imidaklopyrd. Ponownie najczęściej wykrywanym insektycydem był chloropiryfos, stwierdzony w 82% próbek.

Cypermetrynę z grupy pyretroidów zidentyfikowano w próbkach dwukrotnie (w zakresie: 0,012–0,1 mg/kg), deltametrynę – również dwukrotnie (w zakresie: 0,006–0,031 mg/kg). Stężenie 0,1 mg/kg jest porównywalne z wartością 0,2 mg/kg, tj. wyznaczonym przez Unię Europejską najwyższym dopuszczalnym poziomem pozostałości pestycydów dla nasion rzepaku (załącznik I do rozporządzenia nr 396/2005). Co oznacza, że dla człowieka jest to poziom względnie bezpieczny, ale nie ma pewności, czy dla pszczoł również.

Insektycydy z grupy neonikotynoidów wykryto 10 razy, w 9 spośród 11 próbek. Stwierdzono obecność wszystkich trzech substancji z grupy neonikotynoidów, których stosowania w uprawach rzepaku Komisja Europejska zakazała w 2013 r. (imidaklopyrd, tiametoksam i klotianidyna). Ich stężenie było bardzo niskie, może to więc być wynikiem przeniknięcia z zaprawianych nasion lub z gleby skażonej neonikotynoidami. Obecność tiaklopyrdy, stosunkowo mniej toksycznego dla pszczoł, wykryto w 55% próbek.

Jeśli chodzi o fungicydy, to we wszystkich próbkach stwierdzono obecność spiroksaminy, azoksytrobiny z kolei wykryto w 73% próbek. Karbendazym – zakazany przez Unię Europejską od 1 grudnia 2014 r. – pojawił się w dwóch próbkach. Karbendazym to metabolit tiofanatu metylu, która to substancja również była obecna w tych samych próbkach, co sugeruje pochodzenie karbendazymu właśnie od niej. Karbendazym jest także metabolitem benomylu, innej substancji zakazanej w UE. Jak utrzymuje Pesticide Action Network (PAN) Europe, związek ten szkodliwie wpływa na procesy rozrodcze, wywołuje zaburzenia endokrynne i ma działanie genotoksyczne (PAN Europe 2014). Karbendazym pojawił się również dwukrotnie w próbkach z roku 2014. Z kolei tetrakonazol z grupy fungicydów stwierdzono w 45% próbek.

We wszystkich próbkach zidentyfikowano obecność terbutylazyny z grupy herbicydów. Jedynie w 2 próbkach znalazły się pozostałości pendymetaliny.

5.4

OMÓWIENIE WYNIKÓW

Uzyskane wyniki wskazują, że w okresie kwitnienia w kwiatostanach rzepaku były obecne różne rodzaje pestycydów, spośród których najpowszechniej wystąpiły insektycydy. Łącznie w 24 przebadanych próbkach wykryto 35 substancji. Na tej podstawie stwierdzono również, że owady zapylające były narażone na kontakt z pestycydami w postaci mieszanek zawierających do 13 różnych związków, w tym 8 różnych insektycydów. Pięć próbek zawierało po 10 lub więcej składników aktywnych. Choć większość badań koncentruje się na toksyczności tych substancji dla pszczoł miodnych, to należy podkreślić, że insektycydy, najczęściej wykrywane w prezentowanym badaniu (chloropiryfos, tiaklopryd, tiametoksam, klotianidyna), znane są z działania zarówno letalnego, jak i subletalnego przy różnych poziomach ekspozycji (Iwasa i in. 2004; Blacquièrre i in. 2012; Stanley i in. 2015). Niemniej jednak bardzo trudno jest zmierzyć synergistyczne działanie tych substancji, zwłaszcza w rzeczywistych warunkach polowych, w których poziom i sposoby ekspozycji owadów zostały jak dotąd słabo zbadane.

Poziom wykrytego w kwiatach rzepaku tiakloprydu z grupy neonikotynoidów był 10 razy wyższy niż we wcześniejszych pomiarach przeprowadzonych w warunkach polowych - 0,78 mg/kg, niniejsze badanie całych kwiatów; 0,0656 mg/kg – kwiaty i nektar (Pohorecka i in. 2012); 0,199 mg/kg – pyłek (Genersch i in. 2010). W badanych próbkach powszechnie występowały również fungicydy, a w dwóch próbkach wykryto współistniejący wysoki poziom tiakloprydu oraz protokonazolu z grupy triazoli, co by wskazywało, że kwiatostany były prawdopodobnie wysoce toksyczne dla pszczoł.

**PESTYCYDY ZNALEZIONE W PRÓBKACH KWIATOSTANÓW RZEPAKU
POBRANYCH W 2014 ROKU**

A = AKARYCYD, F = FUNGICYD, H = HERBICYD, I = INSEKTYCYD

PESTYCYD / NR PRÓBK	POTENCJALNIE TOKSYCZNY (EFEKT SYNERGISTYCZNY)			ZABÓJCZY DLA PSZCZÓŁ				WYSOCE TOKSYCZNY DLA PSZCZÓŁ					
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
acetamipryd (I)		x											
akrynatryna (I/A)			x								x		
azoksystrobina (F)					x	x		x			x		x
boskalid (F)												x	
karbendazym (F)		x							x				
chlorpyrifos (I)		x	x	x	x	x	x		x	x		x	x
cyprodynil (F)								x				x	
chlotianidyna (I)			x	x	x		x	x					
lambda-cyhalotryna (I)			x								x		
cypermetryna (I)			x							x	x		
cyprokonazol (F)					x	x		x			x		
deltametryna (I)			x		x			x	x	x	x		x
dimetoat (I)				x									
DEET	x	x	x	x						x	x		
etofenproks (I)	x												
fenpropimorf (F)					x	x				x		x	
fluopyram (F)			x				x						
flutriafol (F)							x						
fluwalinat (A/I)						x	x						
pendimetalina (H)	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
pikoksystrobina (F)							x						
protiokonazol-destio (F)			x				x						
spiroksamina (F)			x								x		x
terbutylazyna (H)	x	x		x	x		x	x	x		x	x	x
tiaklopyrd (I)			x		x		x	x	x	x	x	x	x
tiametoksam (I)						x	x				x	x	x
tebukonazol (F)	x		x							x			x
tetrakonazol (F)									x				
ŁĄCZNA LICZBA PESTYCYDÓW W PRÓBCE	5	6	13	6	9	7	11	8	7	8	12	8	9

Tabela 2. Pesticidy znalezione w próbkach kwiatostanów rzepaku pobranych w 2014 roku.

**PESTYCYDY ZNALEZIONE W PRÓBKACH KWIATOSTANÓW RZEPAKU
POBRANYCH W 2015 ROKU**

A = AKARYCYD, F = FUNGICYD, H = HERBICYD, I = INSEKTYCYD

	POTENCJALNIE TOKSYCZNY (EFEKT SYNERGISTYCZNY)		ZABÓJCZY DLA PSZCZÓŁ		WYSOCE TOKSYCZNY DLA PSZCZÓŁ		SUBSTANCJA ZAKAZANA W UE				
PESTYCYD / NR PRÓBK	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
azoksystrobina (F)	x	x	x	x	x	x	x			x	
karbendazym (F)		x						x			
chlorpyrifos (I)	x	x	x	x	x	x	x	x			x
chlotianidyna (I)			x								
cypermetryna (I)	x	x						x			
cyprokonazol (F)					x		x				
deltametryna (I)	x									x	
dimetoat (I)			x								
desmedifam (H)		x									
epoksykonazol (F)										x	
etofenproks (I)								x			
fenpropimorf (F)	x					x	x	x			
fluopyram (F)					x					x	
flutriafol (F)											x
imidaklopryd (I)				x	x						
izoproturon (H)								x			
izopirazam (F)										x	
metalaksyl i metalaksyl-M (F)						x					
pendimetalina (H)	x							x			
pikoksystrobina (F)											x
protiokonazol-destio (F)					x						
spiroksamina (F)	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
terbutylazyna (H)	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
tiaklopryd (I)	x				x	x		x		x	x
tiametoksam (I)									x		
tebukonazol (F)	x					x	x				
tetrakonazol (F)		x	x	x				x	x		
tiofanat metylowy (F)		x						x			
ŁĄCZNA LICZBA PESTYCYDÓW W PRÓBCE	10	9	7	6	9	8	7	12	4	8	6

Tabela 3. Pestycydy znalezione w próbkach kwiatostanów rzepaku pobranych w 2015 roku.

WNIOSKI

Wyniki badania obecności pestycydów w kwiatostanach rzepaku, przeprowadzonego przez Greenpeace, dostarczają dodatkowych danych na temat stężenia różnego rodzaju pestycydów w reprezentatywnych próbkach zebranych na polach uprawnych w krajach Unii Europejskiej. Pestycydy w kwiatostanach rzepaku wykryto w postaci złożonych mieszanek, tzw. koktajli pestycydowych. Choć 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).



© Fred Dott / Greenpeace

W ostatnich latach pojawia się natomiast coraz więcej dowodów przemawiających na korzyść strategii ochrony roślin i zarządzania plonami przy wykorzystaniu praktyk rolnictwa zrównoważonego oraz ekologicznego. Potencjalne obniżenie plonów w wyniku ograniczenia stosowania nawozów sztucznych i pestycydów jest neutralizowane przez takie praktyki, jak zróżnicowanie upraw i płodozmian, a także zwiększony poziom zapylenia (Poniso i in. 2014; Motzke i in. 2015). Coraz częściej zwraca się też uwagę na rolę innych pożytecznych organizmów, w tym naturalnych wrogów szkodników (zarówno wyspecjalizowanych, jak i ogólnych), co wskazuje, jak ważną rolę w zarządzaniu plonami ma podejście ekosystemowe zorientowane na funkcjonalną różnorodność biologiczną (Pekár i in. 2015; Ramsden i in. 2015).

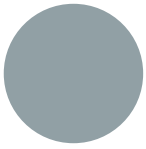
Zaprezentowane tu wyniki badań przeprowadzonych przez Greenpeace jasno wskazują, że gatunki zwierząt pożyteczne dla rolnictwa – zarówno te biorące udział w zapylaniu, jak i te uczestniczące w naturalnym zwalczaniu szkodników – są narażone na działanie mieszanek insektycydów i innych substancji toksycznych, przy czym w niektórych wypadkach stężenie tych związków przewyższa poziom znany z wcześniejszych raportów. W opracowaniu podano również przykłady sytuacji, w których takie stężenie może mieć działanie subletalne na owady zapylające na danym obszarze. Wpływ mieszanek pestycydów na inne pożyteczne owady pozostaje nieznan, a jego pomiar jest bardzo trudny.

Kluczowe znaczenie dla bezpieczeństwa żywnościowego w przyszłości, szczególnie w czasach zmian w środowisku, ma promowanie wiedzy o znaczeniu funkcjonalnej różnorodności biologicznej oraz zapewnienie dobrej jakości siedlisk dla owadów zapylających i organizmów zapewniających kontrolę biologiczną. Niniejsza analiza wskazuje na konieczność zmiany sposobu zarządzania uprawami na taki, który uznaje podejście ekosystemowe i uwzględnia nie tylko owady zapylające, lecz także inne pożyteczne gatunki.

Badania przeprowadzone w Polsce przez Greenpeace wskazują, że owady zapylające są narażone na działanie wielu rodzajów pestycydów. Dlatego należy niezwłocznie wprowadzić w życie najważniejsze zalecenia EFSA (EFSA 2014), dotyczące dokładniejszej oceny ryzyka stwarzanego przez pestycydy i ponownej analizy licznych czynników stresogennych wpływających na zdrowie tych owadów.

© Fred Dott / Greenpeace





ZALECENIA

Pszczoły miodne i dzikie owady zapylające odgrywają kluczową rolę w procesie produkcji żywności. Niestety, obecnie stosowany model rolnictwa oparty na agresywnym wykorzystaniu substancji chemicznych zagraża zarówno jednemu, jak i drugiemu, przez co stwarza zagrożenie dla bezpieczeństwa żywnościowego. Opublikowane przez Greenpeace raporty oraz liczne badania naukowe przedstawiają mocne dowody wskazujące, że neonikotynoidy i inne pestycydy są w dużym stopniu odpowiedzialne za ginięcie pszczół.

Mając to na uwadze, politycy powinni podjąć działania, które doprowadzą do:

- Stworzenia krajowego planu ochrony owadów zapylających oraz wyznaczenia ilościowych celów zwiększania arealu upraw ekologicznych.
- Wyznaczenia celów redukcji zużycia pestycydów w rolnictwie.
- Zwiększenia finansowania badań i rozwoju ekologicznych praktyk rolnych, polegających na odchodzeniu od chemicznych metod ochrony roślin i stosowaniu rozwiązań opartych na różnorodności biologicznej, chroniących przed szkodnikami, wzmacniających odporność całego ekosystemu.

Jednocześnie przemysły rolno-spożywczy i biopaliwowy powinny podejmować realne działania, pozostające nie tylko w sferze wizerunkowej, ale prowadzące do faktycznej ochrony owadów zapylających. Wśród najważniejszych z nich powinno być zagwarantowanie, że skupowane produkty rolne (szczególnie pochodzące z upraw atrakcyjnych dla pszczół) będą pochodziły z upraw wolnych od pestycydów szkodliwych dla populacji pszczelich. Dotyczy to w szczególności siedmiu najbardziej niebezpiecznych, dopuszczonych do stosowania na obszarze Unii Europejskiej substancji: imidaklopyrydu, tiametoksamu, klotianidyny, fipronilu, chloropiryfosu, cypermetryny i deltametryny.

Przemysły rolno-spożywczy i biopaliwowy mają ogromny wpływ na kształtowanie produkcji rolnej w Polsce, dlatego też powinny priorytetyzować metody produkcji zrównoważonej oraz ekologicznej, przyczyniając się tym samym do ochrony krajowych zasobów naturalnych oraz zapewnienia bezpieczeństwa żywnościowego.





BIBLIOGRAFIA

- Alaux, C., Brunet, J.-L., Dussaubat, C., Mondet, F., Tchamitchan, S., Cousin, M., Brillard, J., Baldy, A., Belzunces, L. P. & Le Conte, Y. 2010. Interactions between *Nosema* microspores and a neonicotinoid weaken honeybees (*Apis mellifera*). *Environmental Microbiology*, 12: 774-782.
- Bonmatin, J. M., Marchand P. A., Charvet R., Moineau I., Bengsche E. R., Colin M. E. 2005. Quantification of Imidacloprid Uptake in Maize Crops, *J. Agric. Food Chem.* 53, 5336-5341
- Decourtye, A., Armengaud, C., Renou, M., Devillers, J., Cluzeau, S., Gauthier, M. & Pham-Delegue, M. H. 2004. Imidacloprid impairs memory and brain metabolism in the honeybee (*Apis mellifera* L.). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 78: 83-92.
- Decourtye, A., Devillers, J., Genecque, E., Le Menach, K., Budzinski, H., Cluzeau, S. & Pham-Delegue, M. H. 2005. Comparative sublethal toxicity of nine pesticides on olfactory learning performances of the honeybee *Apis mellifera*. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 48: 242-250.
- Decourtye, A., Lacassie, E. & Pham-Delegue, M. H. 2003. Learning performances of honeybees (*Apis mellifera* L) are differentially affected by imidacloprid according to the season. *Pest Management Science*, 59: 269-278.
- Desneux, N., Decourtye, A. & Delpuech, J.-M. 2007. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu. Rev. Entomol.*, 52: 81-106.
- DiPrisco, G, Cavaliere, V, Annoscia, D, Varrichio, P, Caprio, E, Nazzi, F, Gargiulo, G & Pennachio, F (2013). Neonicotinoid clothianidin adversely affects insect immunity and promotes replication of a viral pathogen in honeybees. *Proceedings of the National Academy of Science Early Edition*. www.pnas.org/cgi/doi/10.1073/pnas.1314923110
- Easton, A. H. & Goulson, D. 2013. The Neonicotinoid Insecticide Imidacloprid Repels Pollinating Flies and Beetles at Field-Realistic Concentrations. *PLoS ONE*, 8: e54819.
- EFSA (2014). Scientific Report of EFSA: Towards an integrated environmental risk assessment of multiple stressors on bees: review of research projects in Europe, knowledge gaps and recommendations. *Publ. European Food Safety Authority, EFSA Journal* 12 (3): 102. <http://www.efsa.europa.eu/en/efsajournal/doc/3594.pdf>
- El Hassani, A. K., Dacher, M., Gauthier, M. & Armengaud, C. 2005. Effects of sublethal doses of fipronil on the behavior of the honeybee (*Apis mellifera*). *Pharmacology Biochemistry and Behavior*, 82: 30-39.
- Ellis, M. D. 2010. Managed pollinator CAP coordinated agricultural project: Pesticides applied to crops and honey bee toxicity. *American Bee Journal*, 150: 485-486.
- Genersch, E., von der Ohe, W., Kaatz, H., Schroeder, A., Otten, C., B \ddot{u} chler, R., Berg, S., Ritter, W., M \ddot{u} hlen, W., Gisder, S., Meixner, M., Liebig, G. & Rosenkranz, P. 2010. The German bee monitoring project: a long term study to understand periodically high winter losses of honey bee colonies*. *Apidologie*, 41: 332-352.
- Gill, R.J., Ramos-Rodriguez, O. & Raine, N.E., 2012. Combined pesticide exposure severely affects individual- and colony-level traits in bees.

Nature, 491, 105–119. doi: 10.1038/nature11585

Girolami, V., Mazzon, L., Squartini, A., Mori, N., Marzaro, M., Bernardo, A. D., Greatti, M., Giorio, C. & Tapparo, A. 2009. Translocation of Neonicotinoid Insecticides from Coated Seeds to Seedling Guttation Drops: A Novel Way of Intoxication for Bees. *Journal of Economic Entomology*, 102: 1808-1815.

Henry, M. I., Beguin, M., Requier, F., Rollin, O., Odoux, J.-F., Aupinel, P., Aptel, J., Tchamitchian, S. & Decourtye, A. 2012. A Common Pesticide Decreases Foraging Success and Survival in Honey Bees. *Science* 1215039 Published online 29 March 2012 [DOI:10.1126/science.1215039].

Iwasa, T., Motoyama, N., Ambrose, J., Roe, R., 2004. Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honey bee, *Apis mellifera*. *Crop Protection*, 23: 371–378

Johnson RM, Dahlgren L, Siegfried BD, Ellis MD,. 2013. Acaricide, Fungicide and Drug Interactions in Honey Bees (*Apis mellifera*). *PLoS ONE* 8(1): e54092. doi:10.1371/journal.pone.0054092

Johnston P., Huxdorff C., Simon G., Santillo D. 2014. Trudny los pszczół: Analiza pozostałości pestycydów w pierzdze pszczelej i pyłku odłowionym od pszczoły miodnej (*Apis mellifera*) w 12 krajach europejskich; Raport techniczny Greenpeace Research Laboratories, 03-2014, http://www.greenpeace.org/poland/PageFiles/604791/Raport_GP_Trudny_los_pszczol.pdf

Mason R, Tennekes HA, Sanchez-Bayo F, Jepsen PU, (2012) Immune suppression by neonicotinoid insecticides at the root of global wildlife declines. *Journal of Environmental Immunology and Toxicology* 2013; 1:3-12. DOI: 10.7178/jeit.1

Oliveira, R. A., Roat, T. C., Carvalho, S. M. & Malaspina, O. 2013. Side-effects of thiamethoxam on the brain and midgut of the africanized honeybee *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). *Environmental Toxicology*, in press: n/a-n/a.

PAN Europe, 2014. Factsheet Carbendazim, <http://www.pan-europe.info/Resources/Factsheets/PANE%20-%202014%20-%20Factsheet%20carbendazim%202014.pdf>

Simon G., Huxdorff C., Santillo D., Johnston P. 2013. Dripping poison; Greenpeace Research Laboratories Technical Report 05-2013

Suchail, S., Guez, D. & Belzunces, L. P. 2001. Discrepancy between acute and chronic toxicity induced by imidacloprid and its metabolites in *Apis mellifera*. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 20: 2482-2486.

Tapparo A, Giorio C, Marzaro M, Marton D, Solda L & Girolami V (2011). Rapid analysis of neonicotinoid insecticides in guttation drops of corn seedlings obtained from coated seeds. *Journal of Environmental Monitoring* 13: 1564-1568.

Tirado R., Simon G., Johnston P., 2013 Spadek populacji pszczół. Przegląd czynników zagrażających owadom zapylającym i rolnictwu w Europie. Raport techniczny Greenpeace Research Laboratories 01/2013: [46.] http://www.greenpeace.org/poland/PageFiles/269578/Spadek_Populacji_Pszczol_RAPORT.pdf

Vandame, R., Meled, M., Colin, M. E. & Belzunces, L. P. 1995. Alteration of the homing-flight in the honey-bee *Apis mellifera* L exposed to sublethal dose of Deltamethrin. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 14: 855-860.

Vidau, C., Diogon, M., Aufauvre, J., Fontbonne, R. g., Vigu, B., Brunet, J.-L., Texier, C., Biron, D. G., Blot, N., El Alaoui, H., Belzunces, L. P. & Delbac, F. d. r. 2011. Exposure to Sublethal Doses of Fipronil and Thiacloprid Highly Increases Mortality of Honeybees Previously Infected by *Nosema ceranae*. *PLoS ONE*, 6: e21550.

Whitehorn, P. R., O'Connor, S., Wackers, F. L. & Goulson, D. 2012. Neonicotinoid Pesticide Reduces Bumble Bee Colony Growth and Queen Production. *Science* 1215025 Published online 29 March 2012 [DOI:10.1126/science.1215025].

Wu, J. Y., Smart, M. D., Anelli, C. M. & Sheppard, W. S. 2012. Honey bees (*Apis mellifera*) reared in brood combs containing high levels of pesticide residues exhibit increased susceptibility to *Nosema* (Microsporidia) infection. *Journal of Invertebrate Pathology*, 109: 326-329.

European Parliament (2012). Directorate General for Internal Policies, Policy Department Economic and Scientific Policy A: Environment, Public Health and Food Safety. Existing Scientific Evidence of the Effects of Neonicotinoid Pesticides on Bees. [27 pp.]

<http://www.europarl.europa.eu/committees/en/studiesdownload.html?file=79433&languageDocument=EN>

PRZYPISY:

[1] <http://www.efsa.europa.eu/en/press/news/130116.htm>

[2] http://ec.europa.eu/food/archive/animal/liveanimals/bees/neonicotinoids_en.htm

[3] <http://www.syngenta.com/eame/plightofthebees/en/blog/Pages/080213.aspx>

<http://www.syngenta.com/eame/plightofthebees/en/bee-research/Pages/research-faqs.aspx>

<http://beecare.bayer.com/datafiles/content/24VarroaMite.pdf>

[4] http://www.pesticideinfo.org/Detail_Chemical.jsp?Rec_Id=PC33194



Publikacja pod redakcją Katarzyny Jagiełło

Opieka merytoryczna: Gergerly Simon

Korekta: Magdalena Wanot-Miśtura

Zdjęcie na okładce © Fred Dott / Greenpeace

Sierpień 2015

GREENPEACE

Greenpeace to międzynarodowa organizacja pozarządowa, działająca na rzecz ochrony środowiska naturalnego.

Organizacja koncentruje swoje działania na najbardziej istotnych, zarówno globalnych jak i lokalnych, zagrożeniach dla bioróżnorodności i środowiska.

Biura Greenpeace znajdują się w 55 państwach świata.

Aby zachować swoją niezależność, Greenpeace nie przyjmuje dotacji od rządów, partii politycznych i korporacji.

Działania Greenpeace finansowane są dzięki wsparciu indywidualnych darczyńców.

W Polsce Greenpeace działa od 2004 roku z siedzibą główną w Warszawie.

Fundacja Greenpeace Polska
ul. Altowa 4
02-386 Warszawa
pszczoly@greenpeace.pl
www.greenpeace.pl