



Uniwersytet Rzeszowski

PRZEBIEG PRACY ZAWODOWEJ
ORAZ OPIS DOROBKU NAUKOWEGO
I OSIĄGNIĘĆ NAUKOWO-BADAWCZYCH

Autoreferat w języku polskim (załącznik IIa)

dr Bartosz Piechowicz
Wydział Biotechnologii

Rzeszów 2018 r.

Spis treści

| | |
|---|----|
| I. Dane personalne | 4 |
| II. Posiadane dyplomy, stopnie naukowe – z podaniem nazwy, miejsca i roku ich uzyskania oraz tytułu rozprawy doktorskiej..... | 4 |
| III. Informacje o dotychczasowym zatrudnieniu w jednostkach naukowych..... | 5 |
| IV. Wskazanie osiągnięcia wynikającego z art. 16 ust. 2 ustawy z dnia 14 marca 2003 r. o stopniach naukowych i tytule naukowym oraz o stopniach i tytule w zakresie sztuki (dz. u. 2016 r. poz. 882 ze zm. w dz. u. z 2016 r. poz. 1311.) | 5 |
| a) Tytuł osiągnięcia naukowego | 5 |
| b) Publikacje (wymienione w kolejności omawiania) składające się na osiągnięcie naukowe | 5 |
| c) Omówienie celu naukowego ww. prac i osiągniętych wyników wraz z omówieniem ich ewentualnego wykorzystania | 7 |
| 1. Wstęp..... | 7 |
| 2. Cel | 8 |
| 3. Wyniki | 8 |
| 3.1. Ekspozycja pszczoły miodnej <i>A. mellifera</i> na składniki aktywne środków ochrony roślin zastosowanych w uprawach | 8 |
| 3.1.1. Występowanie składników aktywnych zastosowanych środków ochrony roślin w uprawie maliny deserowej | 9 |
| 3.1.1.1. Występowanie składników aktywnych zastosowanych środków ochrony roślin w ciele robotnicy pszczoły miodnej <i>A. mellifera</i> umieszczonej na plantacjach maliny deserowej oraz w czerwiu i miodzie | 10 |
| 3.1.1.2. Występowanie składników aktywnych zastosowanych środków ochrony roślin w uprawie rzepaku | 11 |
| 3.1.1.2.1. Występowanie składników aktywnych zastosowanych środków ochrony roślin w ciele robotnicy pszczoły miodnej <i>A. mellifera</i> umieszczonej w uprawie rzepaku oraz w czerwiu i miodzie..... | 12 |
| 3.1.2. Występowanie składników aktywnych zastosowanych środków ochrony roślin w uprawie jabłoniowo-gruszowym | 12 |
| 3.1.2.1. Występowanie składników aktywnych środków ochrony roślin w ciele robotnicy pszczoły miodnej <i>A. mellifera</i> umieszczonej w sadzie jabłoniowo-gruszowym oraz w czerwiu i miodzie..... | 13 |
| 3.1.3. Ekspozycja pszczoły miodnej <i>A. mellifera</i> na składniki aktywne środków ochrony roślin zastosowanych w uprawach – dyskusja | 13 |
| 3.2. Dobowa zmienność podatności <i>A. mellifera</i> na biocydy | 17 |
| 3.2.1. Dobowa zmienność podatności robotnic-zbieraczek <i>A. mellifera</i> na preparaty pyretroidowe | 17 |
| 3.2.2. Dobowa zmienność podatności robotnic-zbieraczek <i>A. mellifera</i> na preparaty biobójcze z różnych grup chemicznych..... | 18 |

| | |
|--|----|
| 3.2.3. Dobowa zmienność podatności młodych robotnic <i>A. mellifera</i> na preparaty biobójcze z różnych grup chemicznych..... | 19 |
| 3.2.4. Dobowa zmienność podatności <i>A. mellifera</i> na biocydy – dyskusja | 20 |
| 3.3. Formalno-prawna ocena poziomu pozostałości stwierdzanych w miodzie pszczelim..... | 21 |
| 3.3.1. Ocena poziomu pozostałości stwierdzanych w miodzie malinowym..... | 21 |
| 3.3.2. Ocena poziomu pozostałości stwierdzanych w miodzie rzepakowym | 22 |
| 3.3.3. Ocena poziomu pozostałości stwierdzanych w miodzie jabłoniowo-gruszowym..... | 22 |
| 3.3.4. Formalno-prawna ocena poziomu pozostałości stwierdzanych w miodzie pszczelim – dyskusja | 23 |
| 4. Podsumowanie | 24 |
| 5. Aspekt praktyczny badań stanowiących podstawę osiągnięcia naukowego..... | 24 |
| 6. Aspekt naukowy badań stanowiących podstawę osiągnięcia naukowego | 25 |
| 7. Cytowana literatura | 26 |
| d) Omówienie pozostałych osiągnięć naukowo-badawczych | 31 |
| 1. Osiągnięcia naukowe przed uzyskaniem tytułu doktora | 31 |
| 2. Osiągnięcia naukowe po uzyskaniu tytułu doktora | 32 |
| 3. Udział w realizacji tematów statutowych realizowanych w Zakładzie Ekotoksykologii/ Katedrze Chemii Analitycznej Uniwersytetu Rzeszowskiego..... | 36 |
| V. Osiągnięcia dydaktyczne | 37 |
| VI. Zestawienie dorobku publikacyjnego | 38 |
| a) Liczbowe zestawienie dorobku naukowego przed i po uzyskaniu stopnia doktora | 38 |
| b) Zestawienie dorobku naukowego wg nazwy czasopisma..... | 39 |
| VII. Podsumowanie najważniejszych osiągnięć stanowiących wkład w rozwój dyscypliny naukowej..... | 40 |

I. DANE PERSONALNE

Imię i nazwisko: Bartosz Piechowicz

Miejsce pracy: Uniwersytet Rzeszowski, Wydział Biotechnologii, Katedra Chemii Analitycznej, ul. Pigoń 1, 35-310 Rzeszów

II. POSIADANE DYPLOMY, STOPNIE NAUKOWE – Z PODANIEM NAZWY, MIEJSCA I ROKU ICH UZYSKANIA ORAZ TYTUŁU ROZPRAWY DOKTORSKIEJ

2001 magister: Uniwersytet imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu, Wydział Biologii i Nauk o Ziemi, kierunek: Ochrona środowiska, specjalność: Ochrona i kształtowanie krajobrazu,

tytuł pracy magisterskiej: *Modyfikacja termoregulacji u szarańczy wędrowniej (*Locusta migratoria*) wywołana podaniem pestycydu Steward 30 WG.*

Promotor: dr hab. Eugenia Tęgowska, prof. UMK

2006 doktor nauk biologicznych: Uniwersytet imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu, Wydział Biologii i Nauk o Ziemi, Studium Doktoranckie Biologii,

tytuł rozprawy doktorskiej: *Wpływ insektycydów modyfikujących funkcjonowanie kanałów sodowych na owady o odmiennej genetyce potencjału czynnościowego.*

Promotor: prof. zw. dr hab. Eugenia Tęgowska

2012 technik bezpieczeństwa i higieny pracy: Policealna Szkoła Centrum Nauki i Biznesu Żak w Rzeszowie

2013 dyplom ukończenia studiów podyplomowych: Uniwersytet Rzeszowski, Wydział Biologiczno-Rolniczy, dwusemestralne studia podyplomowe: Analityka i bezpieczeństwo zdrowotne żywności

III. INFORMACJE O DOTYCHCZASOWYM ZATRUDNIENIU W JEDNOSTKACH NAUKOWYCH

Praca na Wydziale Biotechnologii Uniwersytetu Rzeszowskiego na stanowiskach:

- Adiunkt 1. stycznia 2007 – 15. lutego 2016
- Wykładowca (1/2 etatu) 16. lutego 2016 – 15. lutego 2017
- Starszy wykładowca (1/2 etatu) 16. lutego 2017 –

IV. WSKAZANIE OSIĄGNIĘCIA WYNIKAJĄCEGO Z ART. 16 UST. 2 USTAWY Z DNIA 14 MARCA 2003 R. O STOPNIACH NAUKOWYCH I TYTULE NAUKOWYM ORAZ O STOPNIACH I TYTULE W ZAKRESIE SZTUKI (DZ. U. 2016 R. POZ. 882 ZE ZM. W DZ. U. Z 2016 R. POZ. 1311.)

a) TYTUŁ OSIĄGNIĘCIA NAUKOWEGO

„Studium zagrożeń pszczoły miodnej (*Apis mellifera*) w aspekcie ochrony wybranych upraw”

b) PUBLIKACJE (WYMIENIONE W KOLEJNOŚCI OMAWIANIA) SKŁADAJĄCE SIĘ NA OSIĄGNIĘCIE NAUKOWE:

[1] **PIECHOWICZ B.**, SZPYRKA E., ZARĘBA L., PODBIELSKA M., GRODZICKI P. (2018). Transfer of the active ingredients of some plant protection products from raspberry plants to beehives. Archives of Environmental Contamination and Toxicology. <https://doi.org/10.1007/s00244-017-0488-4>; **IF₂₀₁₆ - 2,467**, **MNiSW₂₀₁₆ - 25 pkt.**

[2] **PIECHOWICZ B.**, MRÓZ K., SZPYRKA E., ZWOLAK A., GRODZICKI P. (2018). Transfer of plant protection products from raspberry crops of Laszka and Seedling varieties to beehives. Environmental Monitoring and Assessment, 190(3), 135. <https://doi.org/10.1007/s10661-018-6491-1>; **IF₂₀₁₆ - 1,687**, **MNiSW₂₀₁₆ - 25 pkt.**

[3] **PIECHOWICZ B.**, GRODZICKI P., PODBIELSKA M., TYRKA N., ŚLIWA M. (2018). Transfer of active ingredients from plant protection products to a honeybee (*Apis mellifera* F.)

hive from winter oilseed rape crops protected with conventional methods. Polish Journal of Environmental Studies, 27(3), 1219–1228. <https://doi.org/10.15244/pjoes/76362>; **IF₂₀₁₆ - 0,793, MNiSW₂₀₁₆ - 15 pkt.**

[4] **PIECHOWICZ B.**, WOŚ I., PODBIELSKA M., GRODZICKI P. (2018). The transfer of active ingredients of insecticides and fungicides from an orchard to beehives. Journal of Environmental Science and Health, Part B, Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes, 53(1), 18–24. <https://doi.org/10.1080/03601234.2017.1369320>; **IF₂₀₁₆ - 1,362, MNiSW₂₀₁₆ - 20 pkt.**

[5] **PIECHOWICZ B.**, GRODZICKI P., STAWARCZYK K., PIECHOWICZ I., STAWARCZYK M., ZWOLAK A. (2016). Circadian and seasonal changes in honeybee (*Apis mellifera*) worker susceptibility to pyrethroids. Polish Journal of Environmental Studies, 25(3), 1177–1185. <https://doi.org/10.15244/pjoes/61635>; **IF₂₀₁₆ - 0,793, MNiSW₂₀₁₆ - 15 pkt.**

[6] **PIECHOWICZ B.**, GRODZICKI P., STAWARCZYK K., STAWARCZYK M. (2013). Circadian and seasonal changes in honeybee (*Apis mellifera*) worker susceptibility to diazinon, teflubenzuron, pirimicarb, and indoxacarb. Polish Journal of Environmental Studies, 22(5), 1457–1463; **IF₂₀₁₃ - 0,600, MNiSW₂₀₁₃ - 15 pkt.**

[7] **PIECHOWICZ B.**, STAWARCZYK K., STAWARCZYK M. (2012). Circadian changes in susceptibility of young honeybee workers to intoxication by pyrethroid, carbamate, organophosphorus, benzoyl urea and pyridine derivative insecticides. Journal of Plant Protection Research, 52(2), 286–289. <https://doi.org/10.2478/v10045-012-0046-z>; **MNiSW₂₀₁₃ - 9 pkt.**

Łącznie: IF - 7,702; MNiSW - 124 pkt.

c) **OMÓWIENIE CELU NAUKOWEGO WW. PRAC I OSIĄGNIĘTYCH WYNIKÓW WRAZ
Z OMÓWIENIEM ICH EWENTUALNEGO WYKORZYSTANIA**

1. **WSTĘP**

Środki ochrony roślin są stosowane głównie w celu ochrony upraw przed sprawcami chorób pochodzenia grzybowego (patogenami) i owadami roślinożernymi (szkodnikami). Niepożądanym dla konsumenta skutkiem aplikacji tych związków są ich pozostałości na i w roślinach, w produktach roślinnych (SADŁO I WSP. 2018; PIECHOWICZ I WSP. 2016; SADŁO I WSP. 2014), w glebie (JAŻWA I WSP. 2009) i wodzie (LARI I WSP. 2014). Stosowanie tych preparatów to także ekspozycja na ich działanie organizmów pożytecznych (POTTS I WSP. 2010), w tym także pszczoły miodnej (*Apis mellifera*) (POHORECKA I WSP. 2017; ŁOZOWICKA 2013; WALORCZYK I GNUSSOWSKI 2009).

Pośród polinatorów roślin uprawnych pszczoła miodna jest gatunkiem dominującym, a jej udział w procesie zapylania szacowany jest na 86,8% łącznego nakładu pracy wszystkich zapylaczy (SANJEREHEI 2014), co przekłada się na 9,5% światowej produkcji rolnej (GALLAI I WSP. 2009).

Od zapylania uzależnionych jest 60 gatunków roślin rolniczych i 140 gatunków ogrodniczych, czyli ponad 80% gatunków uprawianych w Polsce, co daje zysk rzędu od 4,1 do 7,4 mld złotych (NIK 2017). Powszechny udział pszczół w procesie zapylania chronionych chemicznie roślin uprawnych oznacza jednocześnie to, że rodziny pszczele w okresie kwitnienia są intensywnie ekspozowane na fungicydy, stosowane w okresie kwitnienia przeciw infekcjom organów generatywnych roślin, ale również na insektycydy stosowane przeciw szkodnikom owadom. Dodatkowym czynnikiem zagrożenia dla *A. mellifera* jest fakt, że gatunek ten cechuje się wyjątkowo słabą odpornością na działanie chemicznych środków ochrony roślin. Genom *A. mellifera* posiada tylko 46 genów odpowiedzialnych za działanie cytochromu P450, co, w porównaniu do innych owadów, u których takich genów występuje 80 lub więcej (CLAUDIANOS I WSP. 2006), jest niewielką liczbą. Genom pszczół zawiera również tylko niewielkie ilości materiału genetycznego odpowiadającego za syntezę enzymów należących do rodziny CYP4, silnie związanych z opornością owadów na powszechnie stosowane w uprawach syntetyczne pyretroidy (HGSC 2006), które również były zastosowane w badanych uprawach [1-4]. Duża podatność *A. mellifera* na środki ochrony roślin w połączeniu z olbrzymimi zyskami, jakie generuje ten

gatunek dla gospodarki, i, generalnie, dla bioróżnorodności biosfery, sprawiają, że pszczoła miodnej należy się specjalna ochrona ze strony człowieka.

Ważnym rezultatem ekspozycji pszczoły miodnej na środki ochrony roślin jest również zanieczyszczenie miodu pszczelego, powszechnie uznawanego za zdrowy i bezpieczny nie tylko dla konsumenta, lecz także dla całej rodziny pszczelej, dla której miód jest podstawowym źródłem energii zapewniającym przetrwanie rodziny w okresie zimy.

2. CEL

Celem badań przedstawionych, i omówionych w przedłożonych do oceny pracach, było ustalenie wielkości ekspozycji pszczoły miodnej na plantacji maliny deserowej i rzepaku oraz w sadzie jabłoniowo-gruszowym, na pozostałości składników aktywnych środków ochrony roślin stosowanych nalistnie w okresie kwitnienia, a także pozostałości chloropiryfosu po jego doglebowej aplikacji w formie insektycydu o nazwie handlowej Dursban 480 EC. Oceniono również wpływ pory doby, w jakiej doszło do intoksykacji środkami ochrony roślin, na przeżywalność robotnic pszczelich. Dodatkowo oszacowano narażenie konsumentów miodu powodowane transferem pozostałości składników aktywnych zastosowanych preparatów do ula pszczelego.

3. WYNIKI

3.1. EKSPOZYCJA PSZCZOŁY MIODNEJ *A. MELLIFERA* NA SKŁADNIKI AKTYWNE ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN ZASTOSOWANYCH W UPRAWACH

Badania polowe nad ekspozycją pszczoły miodnej na środki ochrony roślin zastosowane nalistnie w okresie kwitnienia [1-4], i doglebowo, przeciwko larwom chrabąszcza majowego (*Melolontha melolontha*) [1-2], przeprowadzono na komercyjnych plantacjach maliny deserowej odmian Laszka [1] oraz Seedling i Laszka [2], w uprawach rzepaku ozimego [3] oraz w sadzie jabłoniowo-gruszowym [4].

3.1.1. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ZASTOSOWANYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W UPRAWIE MALINY DESEROWEJ

W uprawie maliny deserowej odmiany Laszka [1] przebadano występowanie pozostałości chloropiryfosu i cypermetryny (insektycydy), propyzamidu (herbicyd), oraz iprodionu, piraklostrobiny, boskalidu, difenokonazolu, azoksystrobiny i pirymetanilu (fungicydy). Oszacowano koncentracje wymienionych wyżej składników aktywnych w kwiatach, liściach i owocach oraz w glebie, pobranej w bezpośrednim sąsiedztwie krzewów malinowych, jak również w pszczołach, czerwiu i miodzie pochodzących z uli umieszczonych na terenie plantacji. W próbkach kwiatów i liści wykryto chloropiryfos, piraklostrobinę, boskalid, cypermetrynę, difenokonazol, azoksystrobinę oraz pirymetanil, przy czym największe stężenie pozostałości wykazano w przypadku pirymetanilu (odpowiednio 24,5 mg/kg kwiatów i 206,3 mg/kg liści). W owocach, powyżej granicy oznaczalności, wykryto piraklostrobinę, boskalid, cypermetrynę, difenokonazol, azoksystrobinę i pirymetanil, w tym najwięcej boskalidu i piraklostrobiny (odpowiednio 1,34 i 0,27 mg/kg owoców). W glebie obecne były tylko dwa związki: propyzamid (do 0,16 mg/kg gleby) oraz chloropiryfos (do 0,08 mg/kg gleby).

Badania polowe nad ekspozycją pszczoły miodnej na środki ochrony roślin, zastosowane w okresie kwitnienia nalistnie i doglebowo, zostały powtórzone w następnym roku na plantacjach maliny deserowej: Laszka i Seedling [2], położonych od siebie w odległości około 4 km. W badaniach, w porównaniu do roku poprzedniego, wprowadzono zmiany metodyczne, których celem było oszacowanie stopnia rozdzielenia depozytów pestycydów pomiędzy powierzchnię i tkankę roślin. W tym celu wykonano najpierw ekstrakcję pozostałości znajdujących się na powierzchni liści i kwiatów, a następnie z ich wnętrza (owoców nie analizowano).

W pobranych próbkach kwiatów i liści odmiany Laszka [2] poszukiwano zastosowanych składników aktywnych preparatów chemicznych, a mianowicie: chloropiryfosu i cypermetryny (insektycydy), oraz difenokonazolu, cyprodynilu i trifloksystrobiny (fungicydy). Na powierzchni kwiatów stwierdzono obecność tylko cypermetryny i trifloksystrobiny, odpowiednio w stężeniach do 0,003 i 0,04 µg/kwiat, a w ich wnętrzu chloropiryfos, difenokonazol i cyprodynil, w tym najwięcej difenokonazolu (do 0,023 µg/kwiat). Na powierzchni i wewnątrz liści odnotowano w każdym przypadku obecność trzech składników aktywnych: cypermetryny, cyprodynilu i trifloksystrobiny, oraz

chloropiryfosu, cyprodynilui trifloksystrobiny (do 0,01 i do 0,042 μg trifloksystrobiny/ cm^2 liścia).

W pobranych próbkach kwiatów i liści maliny deserowej odmiany Seedling poszukiwano zastosowanych składników aktywnych preparatów chemicznych, a mianowicie: chloropiryfosu i cypermetryny (insektycydy), oraz boskalidu, piraklostrobiny, difenokonazolu i azoksystrobiny (fungicydy). Na kwiatkach wykazano obecność chloropiryfosu, boskalidu, piraklostrobiny, cypermetryny i difenokonazolu, w tym największe stężenie odnotowano w przypadku cypermetryny (do 0,028 μg /kwiat). Wewnątrz kwiatów, oprócz cypermetryny, znaleziono wszystkie oznaczane związki (do 0,018 μg /kwiat boskalidu i difenokonazolu). Na liściach wykryto obecność boskalidu, piraklostrobiny, cypermetryny i difenokonazolu (do 0,057 $\mu\text{g}/\text{cm}^2$ liścia w przypadku boskalidu), a w ich wnętrzu, podobnie jak w kwiatkach, wszystkie oznaczane związki, także oprócz cypermetryny (do 0,033 μg boskalidu / cm^2 liścia).

3.1.1.1. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ZASTOSOWANYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W CIELE ROBOTNICZY PSZCZOŁY MIODNEJ *A. MELLIFERA*, UMIESZCZONEJ NA PLANTACJACH MALINY DESEROWEJ, ORAZ W CZERWIU I MIODZIE

W próbkach robotnic [1] pobranych z uli umieszczonych na plantacji maliny deserowej odmiany Laszka (w grupie pobranej do analizy znajdowały się zarówno zbieraczki, jak i opiekunki oraz strażniczki) wykazano obecność pięciu składników aktywnych: chloropiryfosu, iprodionu, boskalidu, difenokonazolu i pirymetanilu, przy czym największe stężenie wykazano w przypadku iprodionu (do 0,63 mg/kg pszczoł) i difenokonazolu (do 0,12 mg/kg pszczoł). W czerwcu, w ilości przekraczającej granice oznaczalności, pojawił się wyłącznie chloropiryfos (do 0,02 mg/kg), a w miodzie, tylko raz i tylko na poziomie równym dolnej granicy oznaczalności (DGO), wykryto boskalid (0,01 mg/kg miodu).

W próbkach robotnic [2] pobranych z uli umieszczonych na plantacji maliny deserowej odmiany Laszka w kolejnym roku (w grupie pobranej do analizy znajdowały się zarówno zbieraczki, jak i opiekunki oraz strażniczki) wykazano obecność trzech składników aktywnych: chloropiryfosu, cypermetryny i trifloksystrobiny (najwyższe stężenie odnotowano w przypadku chloropiryfosu, do 7,3 $\mu\text{g}/\text{kg}$ pszczoł), w czerwcu – wyłącznie chloropiryfosu (do 1,6 $\mu\text{g}/\text{kg}$ czerwcu), a w miodzie chloropiryfosu i trifloksystrobiny (do 4,7 μg chloropiryfosu/kg miodu).

W próbkach robotnic, czerwiu i miodu [2], pobranych z uli umieszczonych na plantacji maliny deserowej odmiany Seedling, wykryto wszystkie oznaczane składniki aktywne, przy czym w każdym przypadku w najwyższym stężeniu występował boskalid (odpowiednio do 28,6 µg/kg pszczoł, do 37,0 µg/kg czerwiu i do 33,9 µg/kg miodu).

3.1.2. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ZASTOSOWANYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W UPRAWIE RZEPAKU

Badania polowe nad ekspozycją pszczoły miodnej na środki ochrony roślin, zastosowane nalistnie w okresie kwitnienia [3], przeprowadzono na dwóch komercyjnych plantacjach rzepaku ozimego. Określono koncentracje składników aktywnych środków ochrony roślin na powierzchni i wewnątrz kwiatów, na powierzchni liści oraz w wierzchniej warstwie gleby, jak również w pszczołach, czerwiu i miodzie pochodzących z uli umieszczonych na terenie uprawy. W próbkach, pobranych z plantacji pierwszej, przebadano występowanie chloropiryfosu, deltametryny, esfenwaleratu i cypermetryny (insektycydy), oraz difenokonazolu, pikoksystrobiny i flutriafolu (fungicydy). Na powierzchni kwiatów stwierdzono obecność wszystkich oznaczanych składników aktywnych, a w ich wnętrzu znajdowano: chloropiryfos, esfenwalerat, cypermetrynę, difenokonazol i flutriafol (odpowiednio do 0,058 i 0,012 µg flutriafolu/kwiat). Na liściach znaleziono wszystkie związki prócz difenokonazolu (do 0,039 µg esfenwaleratu/cm² liścia). W glebie, powyżej DGO znalazły się trzy składniki aktywne: chloropiryfos, esfenwalerat oraz, w największym stężeniu, deltametryna (do 21,8 µg/kg gleby).

W próbkach pobranych z drugiej plantacji rzepaku przebadano występowanie pozostałości chloropiryfosu i cypermetryny (insektycydy), oraz cyprokonazolu, difenokonazolu i azoksystrobiny (fungicydy). Na powierzchni oraz wewnątrz kwiatów, jak również na powierzchni liści, stwierdzono obecność pozostałości wszystkich badanych składników aktywnych, w tym w każdym przypadku w największym stężeniu wystąpiła azoksystrobina (odpowiednio do 0,037 i 0,013 µg/kwiat oraz 0,042 µg/cm² liści). W glebie, w ilości powyżej granicy oznaczalności, wykryto trzy związki: chloropiryfos, azoksystrobinę i, występujący w największym stężeniu, cyprokonazol (do 16,2 µg/kg gleby).

3.1.2.1. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ZASTOSOWANYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W CIELE ROBOTNICZY PSZCZOŁY MIODNEJ *A. MELLIFERA* UMIESZCZONEJ W UPRAWIE RZEPAKU ORAZ W CZERWIU I MIODZIE

W próbkach robotnic pszczoły miodnej, pobranych z uli umieszczonych na plantacji pierwszej, stwierdzono obecność chloropiryfosu, esfenwaleratu, cypermetryny, difenokonazolu i flutriafolu (do 25,5 µg flutriafolu/kg pszczoł), w czerwiu – chloropiryfosu, esfenwaleratu, difenokonazolu, pikoksystrobiny i deltametryny (do 3,4 µg chloropiryfosu/kg czerwiu), a w miodzie – chloropiryfosu, cypermetryny i difenokonazolu (do 1,9 µg difenokonazolu/kg miodu).

W próbkach robotnic pobranych z uli umieszczonych na plantacji drugiej wykryto chloropiryfos, difenokonazol i azoksystrobinę, w czerwiu – chloropiryfos i cyprokonazol, a w miodzie – chloropiryfos, difenokonazol i azoksystrobinę, przy czym w każdym przypadku w największym stężeniu oznaczono chloropiryfos (odpowiednio do 19,5 µg/kg pszczoł, do 2,8 mg/kg czerwiu i do 0,8 mg/kg miodu).

3.1.3. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ZASTOSOWANYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W SADZIE JABŁONIOWO-GRUSZOWYM

Badania polowe nad ekspozycją pszczoły miodnej na środki ochrony roślin zastosowane nalistnie w okresie kwitnienia [4] przeprowadzono w kwaterach sadu, w których rosły jabłonie odmiany Idared i Ligol, oraz grusze odmiany Konferencja. Określono koncentracje składników aktywnych środków ochrony roślin takich, jak lambda-cyhalotryna (insektycyd), oraz cyprodynil, kaptan, fluopyram, krezoksym metylu, pentiopyrad i trifloksystrobina (fungicydy) na powierzchni kwiatów jabłoni i gruszy, jak również w pszczołach, czerwiu i miodzie, pobranych do badań z uli umieszczonych na terenie sadu.

Na powierzchni kwiatów jabłoni odmiany Ligol wykryto kaptan i fluopyram (do 0,621 µg fluopyramu/kwiat), kwiatów odmiany Idared – wszystkie analizowane związki oprócz lambda cyhalotryny (do 165,7 µg kaptanu/kwiat), a na kwiatach gruszy – kaptan, fluopyram i krezoksym metylu (do 0,705 µg kaptanu/kwiat).

3.1.3.1. WYSTĘPOWANIE SKŁADNIKÓW AKTYWNYCH ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN W CIELE ROBOTNICZY PSZCZOŁY MIODNEJ *A. MELLIFERA* UMIESZCZONEJ W SADZIE JABŁONIOWO-GRUSZOWYM ORAZ W CZERWIU I MIODZIE

W próbkach robotnic pszczoły miodnej wykryto cyprodynil, kaptan, fluopyram, krezoksym metylu i trifloksystrobinę, a ich pozostałości osiągały, w przypadku kaptanu, poziom 585 µg/kg pszczoł. W czerwiu wykryto cyprodynil, kaptan, fluopyram, krezoksym metylu, pentiopyrad i trifloksystrobinę, jednakże ich stężenie było mniejsze niż w pszczole miodnej (do 126 µg kaptanu/kg czerwiu). Również w miodzie, głównym produkcie zapasowym, wykryto cyprodynil, kaptan, fluopyram i trifloksystrobinę, przy czym i tu w najwyższym stężeniu wystąpiły: kaptan i cyprodynil (odpowiednio do 51,5 i 21,4 µg/kg miodu).

3.1.4. EKSPOZYCJA PSZCZOŁY MIODNEJ *A. MELLIFERA* NA SKŁADNIKI AKTYWNE ŚRODKÓW OCHRONY ROŚLIN ZASTOSOWANYCH W UPRAWACH – DYSKUSJA

Uzyskane wyniki [1-4] potwierdzają możliwość znaczącego transferu składników aktywnych środków ochrony roślin z chronionej chemicznie plantacji do uli pszczelich, przy czym w pszczołach, jako organizmach narażonych na bezpośredni kontakt z zastosowanymi środkami ochrony roślin, substancji tych znajdowano zwykle więcej, niż w czerwiu i miodzie. Od zasady tej jednakże były wyjątki i dotyczyły one chloropiryfosu (czerw i miód), boskalidu (czerw i miód), piraklostrobiny i cypermetryny (czerw) oraz difenokonazolu (miód) w doświadczeniu przeprowadzonym odmianie maliny Seedling [2], pikoksystrobiny i deltametryny (czerw) oraz cypermetryny (miód) w uprawie rzepaku na plantacji pierwszej, jak również cyprokonazolu (czerw) i azoksystrobiny (miód) w uprawie rzepaku na plantacji drugiej [3], a także fluopyramu (czerw i miód) oraz pentiopyradu (czerw) w sadzie [4]. We wskazanych przypadkach, w niektórych terminach poboru próbek, stężenia składników aktywnych stwierdzone w pszczołach były mniejsze niż w wymienionych matrycach pochodzących z uli. Nie zaobserwowano też wpływu mechanizmu działania związku na roślinie na zdolność do jego przenikania do czerwiu czy miodu, w próbkach tych matryc znajdowano bowiem zarówno związki o działaniu systemicznym (boskalid [1 i 2], trifloksystrobinę, piraklostrobinę, difenokonazol i azoksystrobinę [2], cyprokonazol, difenokonazol, flutriafol i azoksystrobinę [3], fluopyram, krezoksym metylu, pentiopyrad

i trifloksystrobinę [4]), węglbnym (chloropiryfos [1-3], pikoksystrobinę [3], cyprodynil [4]), jak i kontaktowym (cypermetrynę [2 i 3], esfenwalerat i deltametrynę [3] oraz kaptan [4]).

Uzyskane wyniki wskazują, że składniki aktywne środków ochrony roślin, stosowanych w danej uprawie, w bardzo szybkim tempie są rozprowadzane wewnątrz rodziny pszczelej, i w rezultacie pojawiają się krótko po zabiegu nie tylko w pszczołach, ale również w czerwiu czy miodzie. Zjawisko to zaobserwowano w przypadku pszczoł zapylających plantację maliny odmiany Seedling [2]. W tym przypadku cypermetryna, boskalid i piraklostrobina w próbkach zebranych dzień po zabiegu były już wykrywane w czerwiu i miodzie.

Na szczególną uwagę zasługuje zachowanie się chloropiryfosu, składnika aktywnego preparatu Dursban 480 EC, zastosowanego do zwalczania larw *M. melolontha*. Ze względu na lokalizację zwalczanego szkodnika, Dursban 480 EC, w odróżnieniu od wszystkich innych środków chemicznych stosowanych w uprawach maliny [1 i 2], aplikowany był nie nalistnie, lecz doglebowo za pomocą systemu irygacyjnego. Ten preparat owadobójczy z grupy insektycydów fosforoorganicznych o węglbnym mechanizmie działania nie tylko długo zalegał w glebie, gdzie był obecny, w sukcesywnie obniżających się stężeniach, przez cały okres trwania doświadczeń polowych (czyli jeszcze 55 dni po aplikacji) [1], ale jego pozostałości znajdowane były również w kwiatach i liściach. Prawdopodobnie to właśnie wraz z nektarem oraz wodą pobieraną przez pszczoły z liści i gleby przenikał on do pszczoł i, w rezultacie, za ich pośrednictwem, trafiał do czerwiu.

Podobne zjawisko zaobserwowano w badaniach przedstawionych w **publikacji 2**, w której wykazano obecność chloropiryfosu wewnątrz próbek kwiatów i liści maliny odmiany Laszka, oraz w kwiatach i liściach odmiany Seedling, a także, w jednym terminie, na kwiatach. Uzyskane wyniki wskazują, że chloropiryfos jest pobierany przez system korzeniowy krzewów i transportowany wraz z prądem transpiracyjnym do ich nadziemnych części, co oznacza, że pszczoły, nawet mimo braku bezpośredniego kontaktu z depozytem środka, są eksponowane na działanie tego składnika aktywnego jeszcze długo po aplikacji preparatu.

Z uwagi na fakt, że chloropiryfos, w uprawie maliny deserowej odmiany Laszka, aplikowany był doglebowo [1], wyznaczono dodatkowo współczynnik transportu tej substancji z podłoża do kwiatów i liści. Wykazano, że ten związek, zaliczany do substancji o węglbnym, mechanizmie działania na roślinie, łatwo przenika do rośliny przez system korzeniowy i skutecznie rozprowadza się wraz z prądem transpiracyjnym do jej tkanek. W przypadku kwiatów wartość współczynnika transportu wyniosła 150%, w przypadku liści

wartość ta wyniosła nawet 600%, co wskazuje, że związek ten cechuje się raczej systemicznym, a nie głębokim mechanizmem działania.

Wykorzystując metody statystyczne oceniono również źródło transferu substancji czynnych środków ochrony roślin z uprawy do uli pszczelich [1] i wykazano, że wahania poziomu chloropiryfosu w glebie dodatnio korelują ze stężeniem tej substancji w tkankach czerwiu, co może wskazywać, że jest on pobierany do uli bezpośrednio z gleby (np. poprzez wodę do picia i chłodzenia uli lub, kontaktowo, przez robotnice spędzające noc poza ulem). Podobnie pozostałości boskalidu (ale już nie piraklostrobiny, drugiego składnika aktywnego preparatów takich jak Bellis 38WG i Signum 33 WG), obecne na kwiatach i liściach, dodatnio korelują z obecnością tego związku w pszczołach i miodzie, a dodatkowo zawartość boskalidu w miodzie również dodatnio koreluje z jego obecnością w ciele robotnic, co wskazuje, że to właśnie one odpowiadają za przenikanie zanieczyszczeń do miodu. Wykazano jednakże, że czas, a w związku z tym zmieniające się warunki środowiskowe, mogą istotnie statystycznie wpływać na poziom transferu poszczególnych związków z uprawy do uli.

Wartość LD₅₀ (Lethal Dose), czyli średnia dawka, która, po jednorazowym podaniu ksenobiotyku, powoduje śmierć 50% organizmów użytych do doświadczenia laboratoryjnego, służy do klasyfikacji jego toksyczności. W badaniach [2], stwierdzone poziomy intoksykacji pszczół składnikami aktywnymi porównano do LD₅₀ ustalonych dla tych zwierząt (STONER I EITZER 2016; TOMLIN 2000). Pszczoły z uli umieszczonych na plantacji maliny odmiany Laszka i Seedling, pobrały niewielkie ilości zastosowanych substancji, nieprzekraczające 1,27% LD₅₀ (narażenie kontaktowe) i 0,72% LD₅₀ (narażenie pokarmowe) u pszczół ulokowanych w malinach odmiany Laszka i odpowiednio, 12,5% LD₅₀ i 7,2% LD₅₀ u pszczół zapylających odmianę Seedling (w każdym przypadku najwyższe wartości dotyczyły cypermetryny). Tak niskie wartości narażenia, zwłaszcza stwierdzone w przypadku robotnic z uli umieszczonych w odmianie Laszka, wskazują, że zagrożenie pszczół zapylających uprawy jest niewielkie. Uwzględnić tu jednak należy, że wartości te dotyczą całej dorosłej populacji pszczoły miodnej *A. mellifera*, a poszczególne kasty, w tym zwłaszcza zbieraczki, będą prawdopodobnie bardziej ekspozowane na działanie stosowanych w sadzie biocydów, niż strażniczki czy, tym bardziej, przebywające cały czas w ulu opiekunki. Istotnym jest także zjawisko synergizmu różnych biocydów przeniesionych z plantacji do ula, które może znacząco zwiększać toksyczność niewielkich dawek składników aktywnych w przypadku pszczół (GLAVAN I BOŽIČ 2013; IWASA I WSP. 2004), czy nawet dziesięciokrotnie bardziej od nich podatnego na działanie środków ochrony roślin czerwiu (ZHU I WSP. 2014). Zjawisko

synergistycznego oddziaływania na pszczołę miodną syntetycznych pyretroidów, czyli związków, które były stosowane w każdej badanej uprawie [1-4], z innymi środkami ochrony roślin, opisali m.in. THOMPSON I WILKINS (2003). Oddziaływania synergistyczne (tu: wydłużenie czasu zanikania u pszczoły miodnej lambda-cyhalotryny w efekcie jednoczesnego narażenia owadów na działanie grzybobójczej azoksystrobiny) zaobserwowała w trakcie prowadzenia badań niezbędnych do napisania pracy inżynierskiej, moja dyplomantka - pani inż. EDYTA POCZĄTEK (2018; materiał w trakcie przygotowania do publikacji w recenzowanym czasopiśmie).

Subletalne dawki składników aktywnych zastosowanych środków, mimo, że nie powodują śmierci zwierząt bezpośrednio po ich intoksykacji, nie są jednak obojętne dla funkcjonowania pszczół, gdyż, jak wykazano, wpływają one na zdolności poznawcze pszczół (WILLIAMSON I WRIGHT 2013; WILLIAMSON I WSP. 2013; FAROOQUI 2013), lub zaburzają ich odporność na patogeny i pasożyty (SÁNCHEZ-BAYO I WSP. 2016; PETTIS I WSP. 2012; VIDAU I WSP. 2011). Te niskie dawki mogą również modyfikować behavior odżywczy (KESSLER I WSP. 2015; HENRY I WSP. 2012; RIETH I MARSHALL 1988) i zakłócać działanie białek w układzie nerwowym, które prawdopodobnie odpowiadają m.in. za odporność na działanie patogenów, apoptozę, zdolności pamięciowe, czy też wzrok (ROAT I WSP. 2014).

Przeprowadzone badania wykazują, że pszczoła miodna, mimo nieograniczonego dostępu do położonego w bezpośrednim sąsiedztwie pokarmu, poszukuje go również w innych miejscach. Zjawisko takie zaobserwowano w przypadku iprodionu [1], związku o powierzchniowym mechanizmie działania na roślinie, który nie mógł się w niej akumulować i którego nie wykryto ani w próbkach kwiatów, ani też liści i gleby, natomiast w dużej ilości pojawił się w tkankach pszczół (do 0,63 mg/kg pszczół w próbkach pobranych 25 czerwca). W przypadku badań nad możliwością transferu środków ochrony roślin z sadu jabłoniowo-gruszowego do uli [4] pozostałości trifloksystrobiny stwierdzono w próbkach pszczół zebranych 27 kwietnia, która została zastosowana w formie preparatu Zato 50 WG 16 maja, co wskazuje, że, przynajmniej w początkowym okresie po umieszczeniu uli w sadzie (przetransportowano je do sadu dwa dni wcześniej, 25 kwietnia), pszczoły intensywnie latały poza jego obręb.

Uzyskane wyniki analiz chemicznych wykazują, że na plantacji maliny deserowej odmiany Laszka [2] w okresie kwitnienia zastosowano Dursban 480 EC czy Cyperkill Super 25 EC, których aplikacja w tym okresie nie jest wskazana ze względu na okres prewencji dla pszczół i innych polinatorów. W sadzie jabłoniowo-gruszowym [4], aplikacja preparatów

Kaptan 80 WP i Discus 50 WG (12 maja), czy Zato 50 WG (16 maja), miały miejsce prawdopodobnie w okresie oblotu pszczół lub krótko przed nim, co wyraźnie uwidoczniło się w uzyskanych wynikach. Zawartość kaptanu w próbkach pszczół pobranych 12 maja stanowiła 1009% wartości w próbkach z 9 maja. W przypadku krezoksymu metylu, jego obecność wykryto tylko w dniu zabiegu (6,7 µg/kg). Także trifloksystrobina wystąpiła w próbkach pszczół i czerwiu zebranych w dniu zabiegu, czyli 16 maja. W każdym przypadku w instrukcji stosowania wspomnianych preparatów zapisane jest, aby pszczoły nie miały bezpośredniego kontaktu z cieczą użytkową zawierającą stosowane fungicydy.

3.2. DOBOWA ZMIENNOŚĆ PODATNOŚCI *A. MELLIFERA* NA BIOCYDY

Stosowanie środków ochrony roślin w okresie oblotu pszczół jest szczególnie niebezpieczne dla *A. mellifera* nie tylko dlatego, że owady te są wtedy znacznie bardziej ekspozowane na działanie substancji toksycznych i więcej zanieczyszczeń przetransportują do uli, ale również dlatego, że pszczoła miodna charakteryzuje się zmienną w rytmie dobowym podatnością na działanie środków ochrony roślin, w tym na te najbardziej dla niej toksyczne, czyli insektycydy [5-7].

3.2.1. DOBOWA ZMIENNOŚĆ PODATNOŚCI ROBOTNIC-ZBIERACZEK *A. MELLIFERA* NA PREPARATY PYRETOIDOWE

Dobową zmienność podatności robotnic-zbieraczek *A. mellifera* na syntetyczne pyretroidy [5] oszacowano w przypadku następujących preparatów pyretroidowych: Bulldock 025 EC (s.a.: beta-cyflutryna), Decis 005 UL (s.a.: deltametryna), Fastac 100 EC (s.a.: alfa-cypermetyryna), Karate-Zeon 050 CS (s.a.: lambda-cyhalotryna), Sumi-Alpha 050 EC (s.a.: esfenwalerat) oraz Talstar 100 EC (s.a.: bifentryna). Badania przeprowadzono w warunkach laboratoryjnych w temperaturze $27 \pm 0,5^{\circ}\text{C}$ zachowując naturalny rytm oświetlenia w zakresie światła widzialnego. Roztwory preparatów aplikowano ręcznie za pomocą pipety automatycznej. Założony czas trwania testu wyniósł 72 godziny. W badaniach wykazano, że w rytmie dobowym przeżywalność pszczół ekspozowanych na taką samą dawkę preparatów pyretroidowych różniła się istotnie i wyniosła wiosną od 100% w przypadku kontaktu pszczół z pestycydami w godzinach nocnych (we wszystkich przypadkach) do 57,4% w przypadku działania na te owady beta-cyflutryny i tylko 11,1% – deltametryny i esfenwaleratu, gdy zwierzęta miały kontakt z preparatami

owadobójczymi zawierającymi te składniki aktywne w dzień (aplikacja odpowiednio o godzinie 16:00, 14:00 i 14:00). Podobne zjawisko wystąpiło po aplikacji preparatów latem, przy czym poziom przeżywalności wyniósł wtedy od maksymalnie 91,7% w grupie pszczoł narażonych na działanie bifentryny (aplikacja o godzinie 20:00), 84,3% u pszczoł traktowanych deltametryną (aplikacja pomiędzy godziną 20:00 i 04:00) i 100% u pozostałych grup owadów traktowanych pyretroidami po aplikacji w godzinach wieczornych i nocnych do 27,8% w przypadku zwierząt traktowanych deltametryną oraz 4,6% w grupie robotnic poddanej działaniu bifentryny po aplikacji w dzień (aplikacja odpowiednio o godzinie 12:00 i 06:00). Analiza sezonowych zmian podatności pszczoł na pyretroidy wykazała, że, poza przypadkiem pszczoł traktowanych beta-cyflutryną, najsilniejsze toksyczne działanie stosowanych pyretroidów po aplikacji latem występowało po kontakcie pszczoł z pestycydami we wcześniejszych godzinach dnia, niż zjawisko to obserwowane u pszczoł intoksykowanych wiosną.

3.2.2. DOBOWA ZMIENNOŚĆ PODATNOŚCI ROBOTNIC-ZBIERACZEK *A. MELLIFERA* NA PREPARATY BIOBÓJCZE Z RÓŻNYCH GRUP CHEMICZNYCH

Dobową zmienność podatności robotnic *A. mellifera* na preparaty biobójcze z różnych grup chemicznych [6] oszacowano w przypadku preparatów owadobójczych zawierających składniki aktywne należące do różnych grup chemicznych wyznaczając przeżywalność dorosłych robotnic-zbieraczek pszczoły miodnej w zależności od pory doby i pory roku, w jakich doszło do aplikacji środków. W badaniach prowadzonych analogicznie jak te przedstawione w **publikacji 5**, przebadano wpływ na robotnice-zbieraczki *A. mellifera* takich preparatów, jak: Diazol 500 EW (s.a.: diazynon; z grupy insektycydów fosforoorganicznych), Nomolt 150 EC (s.a.: teflubenzuron; związek z grupy pochodnych benzoilomocznika, inhibitor syntezy chityny), Pirimor 500 WG (s.a.: pirymikarb; związek z grupy karbaminianów), oraz Steward 30 WG (s.a.: indoksakarb; związek z grupy oksadiazyn). Podobnie jak w badaniach dotyczących oddziaływania na pszczoły związków z grupy syntetycznych pyretroidów również w tym przypadku wykazano, że owady traktowane preparatami w ciągu nocy, zarówno wiosną (przeżywalność na poziomie 100% poza pszczołami traktowanymi indoksakarbem, u których największa przeżywalność wyniosła 97,2%), jak i latem (najwyższa przeżywalność pszczoł traktowanych diazynonem – 100%, teflubenzuronem – 94,4%, pirymikarbem – 92,6% i indoksakarbem – 99,1%), cechowały się znacznie większą przeżywalnością niż osobniki *A. mellifera* poddane takim

samym dawkom badanych preparatów w ciągu dnia. W tym przypadku w badaniach przeprowadzonych wiosną przeżywalność wyniosła od 40,7% (osobniki traktowane indoksakarbem) do 27,8% (pszczoły intoksykowane pirymikarbem; aplikacja w obu przypadkach o godzinie 12:00). Latem przeżywalność wyniosła od 43,5% w grupie pszczoł traktowanych teflubenzuronem do 31,5% w grupie robotnic poddanych działaniu pirymikarbu (aplikacja w obu przypadkach o godzinie 10:00). Również i tu, podobnie jak w przypadku badań opisanych wcześniej [5], zaobserwowano, że w okresie letnim najwyższa podatność pszczoł na badane związki występuje ok. dwie – cztery godziny wcześniej niż w przypadku organizmów traktowanych tymi samymi związkami wiosną.

3.2.3. DOBOWA ZMIENNOŚĆ PODATNOŚCI MŁODYCH ROBOTNIC *A. MELLIFERA* NA PREPARATY BIOBÓJCZE Z RÓŻNYCH GRUP CHEMICZNYCH

Oceniono wpływ pory doby podania preparatów biobójczych z różnych grup chemicznych na przeżywalność dopiero przepoczwarczonych robotnic pszczoł [7], które w warunkach naturalnych nie opuszczają jeszcze gniazda, a więc i nie są ekspozowane na cykliczne zmiany środowiska. W trakcie badań zwierzęta były trzymane w ciemności w temperaturze 36°C, czyli w warunkach zbliżonych do panujących wewnątrz ula. W testach przebadano w większości te same preparaty, jakie zostały wykorzystane do testów na robotnicach zbieraczkach [5 i 6], czyli syntetyczne pyretroidy: Sumi-Alpha 050 EC (s.a.: esfenwalerat), Karate-Zeon 050 CS (s.a.: lambda-cyhalotryna), Fastac 100 EC (s.a.: alfa-cypermetryna), Bulldock 025 EC (s.a.: beta-cyflutryna), Decis 005 UL (s.a.: deltametryna), a także preparaty zawierające składniki aktywne z innych grup chemicznych: Pirimor 500 WG (s.a.: pirymikarb, związek z grupy metylokarbaminianów), Diazol 500 EW (s.a.: diazynon, związek z grupy insektycydów fosfoorganicznych), Nomolt 150 EC (s.a.: teflubenzuron, związek z grupy pochodnych benzoilomocznika) oraz, nie omawiany wcześniej [5 i 6], Admiral 100 EC (s.a.: piryproksyfen, związek z grupy pochodnych pirydyny).

Uzyskane wyniki wskazują, że dopiero przepoczwarczone młode robotnice są podatne na działanie zastosowanych w badaniach preparatów [7], a podatność ta w mniejszym stopniu niż w u zbieraczek [5 i 6] jest związana z rytmemi dobowymi. W przypadku osobników traktowanych beta-cyflutryną 100% śmiertelność odnotowano zarówno po intoksykacji o godzinie 14:00, jak i o godzinie 22:00 oraz 24:00. Piryproksyfen cechował się największą toksycznością dla pszczoł po kontakcie z nim w godzinach 14:00-16:00 i 20:00-22:00,

a lambda-cyhalotryna była toksyczna dla młodych imaginalnych form *A. mellifera* po kontakcie z nią o godzinie 10:00 i 22:00. Jednocześnie i w przypadku młodych robotnic [7], tak jak obserwowano to w populacji robotnic-zbieraczek [5 i 6], większość aplikowanych preparatów cechowała się największą skutecznością owadobójczą po ich aplikacji w dzień, w godzinach 10:00-14:00. Uzyskane wyniki potwierdzają, że młode robotnice również cechują się zmienną w cyklu dobowym podatnością na działanie zoocydów. Oznacza to, że zabiegi stosowane w porze oblotu zbieraczek mogą stanowić realne zagrożenie także dla pszczoł młodych, jeszcze nie opuszczających uli, bowiem i one w tym okresie cechują się obniżonym poziomem odporności na działanie syntetycznych biocydów.

3.2.4. DOBOWA ZMIENNOŚĆ PODATNOŚCI *A. MELLIFERA* NA BIOCYDY – Dyskusja

W warunkach polowych najczęstszą przyczyną zatrucia pszczoł związkami o działaniu kontaktowym jest bezpośrednie zetknięcie się zbieraczek ze stosowanymi w uprawie preparatami biobójczymi. Z kolei toksyczność żołądkowa jest w większym stopniu związana z działaniem związków o charakterze systemicznym, które po zabiegu przenikają do pokarmu (pyłek, nektar, spadź), wraz z którym zostają pobrane przez pszczoły i zaniezione do ula. Zatruciu może ulec wówczas cała rodzina pszczela, w tym robotnice, które nie opuszczają jeszcze gniazda (choć jak wskazano wcześniej [2-4], do ula przeniesione zostają również związki o działaniu kontaktowym).

Uzyskane wyniki [5-7] wskazują, że pszczoły miodne cechują się zmienną w rytmie dobowym podatnością na działanie środków ochrony roślin, przy czym u osobników starszych, eksponowanych na działanie zewnętrznych modulatorów rytmu, takich jak światło, temperatura czy pory maksymalnego nektarowania roślin zmienność ta jest bardziej widoczna niż w przypadku organizmów nie eksponowanych na dobowe zmiany otoczenia.

Cykliczne zmiany oświetlenia (DEVLIN I KAY 2001; GIEBULTOWICZ 1999) i temperatury (PAGE 1985; SAUNDERS 1971) to podstawowe modulatory rytmów biologicznych. To prawdopodobnie brak ich zmienności w ulu odpowiada za obserwowaną u młodszych robotnic mniejszą w rytmie dobowym zmienność podatności na insektycydy, tym bardziej, że u owadów trzymanyh w ciemności zaobserwowano niezależne generowanie rytmów przez różne okołodobowe zegary (PYŻA I CYMBOROWSKI 2001). Istotne jest również to, że związki biobójcze same mogą wpływać na pracę zegara biologicznego. W badaniach chronotoksykologicznych zaobserwowano wpływ biocydów na zaburzenia rytmów pracy

struktur molekularnych wielu wewnętrznych organów, takich jak tarczyca czy nerki (NICOLAU 1983, 1982) oraz zaburzenia cyklu konsumpcji tlenu (NATARAJAN 1985).

Obecność zależnych od wieku czy sezonu cyklicznych zmian w funkcjonowaniu organizmów pszczoł zaobserwował CRAILSHEIM (1985). W cyklu sezonowym u pszczoł zmieniają się składniki diety (GEBREMEDHN I WSP. 2013) czy atakujące pszczoły choroby (RUNCKEL I WSP. 2011), co może odpowiadać za zmieniającą się w poszczególnych porach roku dobową podatność *A. mellifera* na pestycydy obserwowaną tak w badaniach zaprezentowanych w **publikacjach 5 i 6**, jak i w badaniach innych naukowców (MELED I WSP. 1988).

3.3. FORMALNO-PRAWNA OCENA POZIOMU POZOSTAŁOŚCI STWIERDZANYCH W MIODZIE PSZCZELIM

Miody odmianowe, zwłaszcza wytwarzane przez pszczołę miodną zapylającą kwitnące drzewa i krzewy owocowe chronione przed chorobami i szkodnikami za pomocą preparatów chemicznych, mogą zawierać pozostałości ich składników aktywnych. W **publikacjach 1-4** przedstawiono wyniki oceny formalno – prawnej jakości miodu.

3.3.1. OCENA POZIOMU POZOSTAŁOŚCI STWIERDZANYCH W MIODZIE MALINOWYM

Miód z uprawy maliny deserowej odmiany Laszka [1], chronionej preparatami chemicznymi zawierał niewielkie ilości boskalidu (0,01 mg/kg), i to wyłącznie w jednym terminie. Wartość ta nie przekroczyła Najwyższego Dopuszczalnego Poziomu pozostałości (NDP) ustalonego dla boskalidu na poziomie 0,05 mg/kg.

Badania zrealizowane w następnym roku [2] wykazały, że miód pozyskany w efekcie zapylania przez pszczoły kwiatów malin odmiany Laszka zawierał pozostałości chloropiryfosu i trifloksystrobiny, a miód pochodzący z uli ustawionych pośród malin odmiany Seedling - pozostałości wszystkich oznaczanych składników aktywnych.

Analiza uzyskanych wyników wykazała, że w żadnej próbce pozostałości nie przekroczyły poziomu NDP ustalonego na poziomie 0,05 mg/kg dla każdego z oznaczanych składników aktywnych, a to dowodzi że miód pozyskany w trakcie prowadzonych badań spełniał wymogi formalno-prawne. W próbkach miodu pobieranych z uli ustawionych na plantacji odmiany Laszka pozostałości chloropiryfosu nie przekraczały 9,4% NDP, a w miodzie wyprodukowanym przez rodziny zapylające odmianę Seedling –

pozostałości boskalidu nie przekraczały 67,8% NDP. Dzielne pobranie poszczególnych składników aktywnych, oszacowane na podstawie dziennego spożycia miodu i średnich stwierdzonych pozostałości, nie przekroczyło 0,1% akceptowalnego dziennego pobrania (ADI; Acceptable Daily Intake), zatem miód pozyskany w trakcie doświadczeń był całkowicie bezpieczny dla konsumenta. Poziom jednorazowego bezpiecznego spożycia miodu z plantacji malin odmiany Laszka obliczony na podstawie znajdujących się w nim składników aktywnych środków ochrony roślin wyniósł 16,2 kg, a z plantacji malin odmiany Seedling – 17,3 kg.

3.3.2. OCENA POZIOMU POZOSTAŁOŚCI STWIERDZANYCH W MIODZIE RZEPAKOWYM

W miodach rzepakowych [3] wykryto obecność chloropiryfosu, cypermetryny i difenokonazolu (miód z uprawy pierwszej) oraz chloropiryfosu, difenokonazolu, i azoksystrobiny (miód z uprawy drugiej). W żadnym przypadku ich wartości nie przekroczyły poziomu NDP i wyniosły maksymalnie, w przypadku uprawy pierwszej, 3,8% NDP (difenokonazol) i, w przypadku uprawy drugiej, 1,6% NDP (chloropiryfos). Także w tym przypadku możliwe dziennie pobranie tych substancji nie przekroczyło 0,1% ADI, a poziom bezpiecznego, jednorazowego spożycia miodów, z punktu widzenia zawartych w nich zanieczyszczeń składnikami aktywnymi środków ochrony roślin, wyniósł 45 kg (uprawa pierwsza) i 95 kg (uprawa druga).

3.3.3. OCENA POZIOMU POZOSTAŁOŚCI STWIERDZANYCH W MIODZIE JABŁONIOWO-GRUSZOWYM

Tylko w przypadku miodu pochodzącego z uli pszczół zapylających sad jabłoniowo-gruszowy [4] zaobserwowano przekroczenie wartości NDP składników aktywnych środków ochrony roślin. W miodzie wykryto obecność czterech składników aktywnych: cyprodynilu, kaptanu, fluopyramu i trifloksystrobiny, a zawartość kaptanu wyniosła 103% NDP, a zatem w tym jednym przypadku miód zebrany w trakcie doświadczeń polowych nie spełnia wymogu formalno-prawnego, co, dyskwalifikuje ten produkt jako nadający się do sprzedaży. Mimo tego oszacowane dziennie pobranie, podobnie jak w przypadku innych miodów, nie przekroczyło w żadnym przypadku poziomu 0,1% ADI, a zatem także i miód jabłkowo-gruszowy spełniał wymóg bezpieczeństwa zdrowotnego konsumenta. Bezpieczne, jednorazowe spożycie tego miodu ze względu na obecność w nim

kaptanu, wyniosło 147,5 kg, a w przypadku najbardziej restrykcyjnie traktowanego fluopyramu, dla którego ustalone ADI wynosi 0,012 mg/kg miodu – 83,6 kg.

3.3.4. FORMALNO-PRAWNA OCENA POZIOMU POZOSTAŁOŚCI STWIERDZANYCH W MIODZIE PSZCZELIM – DYSKUSJA

Miód pszczeli przez blisko 6 tysięcy lat był stosowany jako podstawowy produkt słodzący (WHITE I DONER 1980). Obecnie jest uznawany za produkt naturalny, czysty i zdrowy (BOGDANOV 2006), stosowany w diecie dzieci, osób starszych i chorych, szczególnie w krajach rozwijających się. Jednakże ochrona roślin oparta na środkach chemicznych generuje szereg problemów, w tym dotyczących ich pozostałości w żywności (WANG I WSP. 2010), stanowiących potencjalne zagrożenie dla ludzkiego zdrowia. Przepisy prawa oraz kontrola pozostałości środków ochrony roślin ma na celu zapewnienie ochrony zdrowia konsumentów. Dla wszystkich składników aktywnych dopuszczonych do stosowania na obszarze Unii Europejskiej ustalone są NDP uwzględniające poszczególne rodzaje produktów spożywczych.

Pomimo wymagań jakościowych stawianych produktom żywnościowym, nie można wykluczyć, że ich spożycie może doprowadzić do narażenia zdrowia konsumenta na pozostałości składników aktywnych środków ochrony roślin, które się w nich i na nich znajdują. Dlatego też, na podstawie danych o poziomach pozostałości tych związków obecnych w poszczególnych rodzajach żywności oraz danych dotyczących spożycia danego produktu, szacuje się poziom narażenia populacji ogólnej.

Do oszacowania narażenia stosuje się modele matematyczne i wytyczne opublikowane przez Światową Organizację Zdrowia. W celu oceny narażenia długoterminowego (chronicznego) obliczone wartości pobrania składników aktywnych porównuje się z wartościami ADI, czyli ilością substancji chemicznej (w żywności lub wodzie pitnej), jaka może być spożywana codziennie przez okres całego życia nie powodując przy tym ryzyka dla zdrowia konsumenta (FAO/WHO 2009).

Badania przedstawione w **publikacjach 1-4** wskazują, że miód wyprodukowany przez pszczoły w trakcie badań polowych na uprawach chronionych chemicznie jest, pomimo przekroczenia NDP w jednym przypadku [4], w pełni bezpieczny do spożycia, a zawarte w nim pestycydy nie powinny generować ich pobrania z miodem przekraczającego poziomu ADI, co oznacza, że spożywanie takiego miodu nie stanowi zagrożenia dla zdrowia

konsumentów. Podobne wnioski ze swoich badań, w których zanalizowano miody pochodzące z 18 pasiek, wyciągnęli również EISSA I WSP. (2014).

4. *PODSUMOWANIE*

Wyniki badań przedstawione w publikacjach stanowiących osiągnięcie naukowe jednoznacznie dowodzą, że:

- transfer pestycydów do ula jest faktem, zarówno po ich aplikacji nalistnie, jak i doglebowo;
- pozostałości środków ochrony roślin znajdujące w ulach pochodzą nie tylko z kwiatów odwiedzanych przez pszczoły, ale m.in. również z gleby, z której pszczoły mogą pobierać wodę do picia;
- pszczoły są bardziej podatne na toksyczne działanie zoocydów po kontakcie z nimi w dzień (w porze żerowania), niż w nocy;
- w miodzie produkowanym przez pszczoły zapylające intensywnie chronione chemicznie uprawy rzepaku, uprawy maliny deserowej oraz sad jabłoniowo-gruszowy może dochodzić do przekroczeń NDP, miód ten jest jednakże całkowicie bezpieczny do spożycia z toksykologicznego punktu widzenia, bowiem poziom pozostałości składników aktywnych środków ochrony roślin w żadnym przypadku nie przekroczył 0,1% ADI.

5. *ASPEKT PRAKTYCZNY BADAŃ STANOWIĄCYCH PODSTAWĘ OSIĄGNIĘCIA NAUKOWEGO*

Badania te są odpowiedzią na zapotrzebowanie pszczelarzy oraz plantatorów, z którymi od lat współpracowałem przy realizacji innych tematów badawczych. Sadownicy i producenci maliny deserowej, czy rzepaku, są zainteresowani wykorzystywaniem pszczół jako zapylaczy ich upraw, bowiem bez ich pomocy uzyskany plon, a więc i zysk ekonomiczny, byłby istotnie mniejszy. Wskazują oni jednocześnie, że w uprawach wielkoobszarowych wykonywanie zabiegów z zastosowaniem środków ochrony roślin wyłącznie w porach, gdy pszczoły nie żerują, z przyczyn logistycznych jest bardzo trudne do wykonania. Dlatego też zaistniała potrzeba wskazania pór doby, w jakich stosowanie zabiegów z zastosowaniem środków ochrony roślin będzie na tyle bezpieczne dla żerujących

pszczoł, aby właściciele uli nie obawiali się lokować rodzin pszczelich w ich uprawach lub też (w przypadku właścicieli upraw rzepaku będących jednocześnie właścicielami pasiek) aby nic nie zagrażało rodzinom pszczelim w ich własnych pasiekach.

Z drugiej strony właściciele pasiek, którzy lokują swoje rodziny w uprawach chronionych z zastosowaniem środków ochrony roślin w celu uzyskania rzadszych, a więc i droższych, miodów odmianowych, chcieli wiedzieć, czy stosowanie ochrony chemicznej w uprawach nie wpłynie w istotny sposób na pszczoły oraz, przede wszystkim, czy nie spowoduje, że pozyskany z uli miód nie będzie nadawał się do sprzedaży. Uzyskane wyniki potwierdziły, że w określonych porach dnia podatność robotnic *A. mellifera* na działanie środków owadobójczych istotnie się różni, tak więc istnieje, przynajmniej potencjalna, możliwość takiego doboru pory zabiegów w godzinach oblotu pszczoł, aby możliwie w największym stopniu ograniczyć szkodliwe działanie tych związków na owady. Jednocześnie wykazano, że intensywne ochrona chemiczna upraw przed szkodnikami i patogenami, prowadzona często w okresie żerowania pszczoł, w większości przypadków nie powoduje przekroczeń NDP pestycydów w produkowanym przez nie miodzie, co oznacza, że uzyskany produkt jest, z formalno-prawnego punktu widzenia, pełnowartościowy. Dodatkowo zanieczyszczenia pestycydowe miodu na poziomie dalekim od górnej granicy ADI sprawiają, że produkt taki, pomimo pozyskania go z upraw intensywnie chronionych chemicznie oraz ewentualnych przekroczeń NDP, wydaje się całkowicie bezpieczny do spożycia. Wyniki te oznaczają, że przeciętny konsument nie powinien mieć obaw związanych ze spożywaniem miodów odmianowych pochodzących z upraw intensywnie chronionych środkami ochrony roślin.

6. ASPEKT NAUKOWY BADAŃ STANOWIĄCYCH PODSTAWĘ OSIĄGNIĘCIA NAUKOWEGO

W literaturze naukowej wskazuje się wiele przyczyn obserwowanego w ostatnich latach ginięcia rodzin pszczelich. Jedną z nich jest ekspozycja pszczoły miodnej na działanie insektycydów. Dlatego też coraz częściej badacze starają się określić zarówno źródła transferu środków ochrony roślin z upraw do uli pszczelich, jak i ustalić odpowiednie dla pszczoł dawki środków ochrony roślin. W badaniach stanowiących podstawę osiągnięcia naukowego udało się wykazać, że składniki aktywne środków ochrony roślin znajdujące w ulu mają swoje źródło nie tylko w samych kwiatach, na których żerują pszczoły, ale również pochodzą z liści i gleby, co może w przyszłości zostać wykorzystane

w poszukiwaniu innych, niż tylko związanych z nektarującymi lub pokrytymi spadzią roślinami, źródeł zatruc pszczoł. Potwierdzono również, że pora doby istotnie wpływa na podatność tych owadów na działanie syntetycznych biocydów, co może znaleźć zastosowanie w planowaniu badań na pszczołach, w tym przy ustalaniu efektywnych dawek środków ochrony roślin. Potwierdzenie zjawiska transferu środków ochrony roślin z upraw do uli oraz ustalenie jego poziomu może w przyszłości pomóc w badaniu zjawisk synergistycznych zachodzących u pszczoł w oparciu o wykorzystanie dawek tych związków, na jakie owady te są realnie ekspozowane w uprawach.

7. CYTOWANA LITERATURA

- BOGDANOV S. (2006). Contaminants of bee products. *Apidologie*, 37(1), 1–18. <https://doi.org/10.1051/apido:2005043>.
- CLAUDIANOS C., RANSON H., JOHNSON R. M., BISWAS S., SCHULER M. A., BERENBAUM M. R., FEYEREISEN R., OAKESHOTT J. G. (2006). A deficit of detoxification enzymes: pesticide sensitivity and environmental response in the honeybee. *Insect Molecular Biology* 15(5), 615–636. <https://dx.doi.org/10.1111%2Fj.1365-2583.2006.00672.x>.
- CRAILSHEIM K. (1985). Distribution of haemolymph in the honeybee (*Apis mellifica*) in relation to season, age and temperature. *Journal of Insect Physiology*, 31(9), 707–713. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(85\)90051-4](https://doi.org/10.1016/0022-1910(85)90051-4).
- DEVLIN P. F., KAY S. A. (2001). Circadian photoperception. *Annual Review of Physiology*, 63, 677–694. <https://doi.org/10.1146/annurev.physiol.63.1.677>.
- EISSA F., EL-SAWI S., ZIDAN N. E.-H. (2014). Determining pesticide residues in honey and their potential risk to consumers. *Polish Journal of Environmental Studies*, 23(5), 1573–1580.
- FAO/WHO. Principles and methods for the risk assessment of chemicals in food. Annex 1. Glossary of terms. World Health Organization, ISBN 978 92 4 157240 8, ISSN 0250-863X, pp. 45. http://www.inchem.org/documents/ehc/ehc/ehc240_annex1.pdf.
- FAROOQUI T. (2013). A potential link among biogenic amines-based pesticides, learning and memory, and colony collapse disorder: A unique hypothesis. *Neurochemistry International* 62(1), 122–136. <https://doi.org/10.1016/j.neuint.2012.09.020>.
- GALLAI N., SALLES J.-M., SETTELE J., VAISSIERE B. E. (2009). Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. *Ecological Economics*, 68(3), 810–821. <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2008.06.014>.

- GEBREMEDHN H., TESFAY Z., MURUTSE G., ESTIFANOS A. (2013). Seasonal honeybee forage availability, swarming, absconding and honey harvesting in Debrekidan and Begasheka Watersheds of Tigray, Northern Ethiopia. *Livestock Research for Rural Development*, 25(4).
- GIEBULTOWICZ J. M. (1999). Insect circadian clocks: is it all in their heads? *Journal of Insect Physiology*, 45, 791–800. [https://doi.org/10.1016/S0022-1910\(99\)00055-4](https://doi.org/10.1016/S0022-1910(99)00055-4).
- GLAVAN G., BOŽIČ J. (2013). The synergy of xenobiotics in honey bee *Apis mellifera*: mechanisms and effects. *Acta Biologica Slovenica*, 56(1), 11–25.
- HENRY M., BÉGUIN 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*. 336(6079), 348–350. <https://doi.org/10.1126/science.1215039>.
- HGSC (The Honeybee Genome Sequencing Consortium). (2006). Insights into social insects from the genome of the honeybee *Apis mellifera*. *Nature*. 443, 931–949, <https://doi.org/10.1038/nature05260>.
- IWASA T., MOTOYAMA N., AMBROSE J. T., ROE R. M. (2004). Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honey bee, *Apis mellifera*. *Crop Protection*, 23(5), 371–378. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2003.08.018>.
- JAŻWA A., SZPYRKA E., SADŁO S. (2009). Disappearance of pendimethalin in soil and its residue in ripe fennel. *Journal of Central European Agriculture*, 10(2), 153–158.
- KESSLER S. C., TIEDEKEN E. J., SIMCOCK K. L., DERVEAU S., MITCHELL J., SOFTLEY S., RADCLIFFE A., STOUT J. C., WRIGHT G. A. (2015). Bees prefer foods containing neonicotinoid pesticides. *Nature*, 521, 74–76. <https://doi.org/10.1038/nature14414>.
- LARI S. Z., KHAN N. A., GANDHI K. N., MESHAM T. S., THACKER N. P. (2014). Comparison of pesticide residues in surface water and ground water of agriculture intensive areas. *Journal of Environmental Health Science & Engineering*, 12, 11. <https://doi.org/10.1186/2052-336X-12-11>.
- ŁOZOWICKA B. (2013). The development, validation and application of a GC-dual detector (NPD-ECD) multi-pesticide residue method for monitoring bee poisoning incidents. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 97, 210–222. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2013.07.010>.

- MELED M., THRASYVOULOU A., BELZUNCES L. P. (1998). Seasonal variations in susceptibility of *Apis mellifera* to the synergistic action of prochloraz and deltamethrin. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 17(12), 2517–2520. <https://doi.org/10.1002/etc.5620171220>.
- NATARAJAN G. M. (1985). Disruption of circadian rhythm of tissue respiration in *Channa striatus* by metasystox. *Experimentia*, 41(5), 612–614.
- NICOLAU G. Y. (1982). Circadian rhythms of RNA, DNA and protein content in the rat thyroid, adrenal and testis in chronic pesticide exposure. I. Effects of fungicide (mancozeb). *Endocrinologie*, 20(4), 249–257.
- NICOLAU G. Y. (1983). Circadian rhythms of RNA, DNA and protein content in the rat thyroid, adrenal and testis in chronic pesticide exposure. III. Effect of insecticides (dichlorvos and trichlorphon). *Physiologie*, 20(2), 93–101.
- NIK (Najwyższa Izba Kontroli) (2017). Wsparcie pszczelarstwa w Polsce. Informacja o wynikach kontroli. Departament Rolnictwa i Rozwoju Wsi. <https://www.nik.gov.pl/plik/id,14397,vp,16854.pdf>.
- PAGE T. L. (1985). Circadian organization in cockroaches: effects of temperature cycles on locomotor activity. *Journal of Insect Physiology*, 31(3), 235–242. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(85\)90125-8](https://doi.org/10.1016/0022-1910(85)90125-8).
- PETTIS J. S., VAN ENGELSDORP D., JOHNSON J., DIVELY G. (2012). Pesticide exposure in honey bees results in increased levels of the gut pathogen *Nosema*. *Naturwissenschaften*, 99(2), 153–158. <https://doi.org/10.1007/s00114-011-0881-1>.
- PIECHOWICZ B., SADŁO S., SZPYRKA E., STAWARCZYK K., STAWARCZYK M., GRODZICKI P. (2016). Disappearance of some fungicides in mature apples immediately before supplying fruit to the consumer. *Fresenius Environmental Bulletin*, 25(10), 4246–4252.
- POCZĄTEK E. (2018). Wpływ wybranych środków ochrony roślin na preferencje zapachu gniazda u robotnic pszczoły miodnej (*Apis mellifera*). Praca inżynierska wykonana w Katedrze Chemii Analitycznej Uniwersytetu Rzeszowskiego. Promotor: dr Bartosz Piechowicz.
- POHORECKA K., SZCZĘSNA T., WITEK M., MISZCZAK A., SIKORSKI P. (2017). The exposure of honey bees to pesticide residues in the hive environment with regard to winter colony losses. *Journal of Apicultural Science*, 61(1), 105–125. <https://doi.org/10.1515/JAS-2017-0013>.

- POTTS S. G., BIESMEIJER J. C., KREMEN C., NEUMANN P., SCHWEIGER O., KUNIN W. E. (2010). Global pollinator declines: trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology and Evolution*, 25(6), 345–353. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.01.007>.
- PYŻA E., CYMBOROWSKI B. (2001). Circadian rhythms in behaviour and in the visual system of the blow fly, *Calliphora vicina*. *Journal of Insect Physiology*, 47, 897–904. [https://doi.org/10.1016/S0022-1910\(01\)00062-2](https://doi.org/10.1016/S0022-1910(01)00062-2).
- RIETH J. P., MARSHALL D. L. (1988). The repellent effect of two pyrethroid insecticides on the honey bee. *Physiological Entomology*, 13(2), 213–218. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3032.1988.tb00925.x>.
- ROAT T. C., DOS SANTOS-PINTO J. R., DOS SANTOS L. D., SANTOS K. S., MALASPINA O., PALMA M. S. (2014). Modification of the brain proteome of Africanized honeybees (*Apis mellifera*) exposed to a sub-lethal doses of the insecticide fipronil. *Ecotoxicology*, 23(9), 1659–1670. <https://doi.org/10.1007/s10646-014-1305-8>.
- RUNCKEL C., FLENNIKEN M. L., ENGEL J. C., RUBY J. G., GANEM D., ANDINO R., DERISI J. L. (2011). Temporal analysis of the honey bee microbiome reveals four novel viruses and seasonal prevalence of known viruses, Nosema, and Crithidia. *PLoS One*, 6(6), e20656. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0020656>.
- SADŁO S., PIECHOWICZ B., PODBIELSKA M., SZPYRKA E. (2018). A study on residue levels of fungicides and insecticides applied according to the program of raspberry protection. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(8), 8057–8068. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-1098-4>.
- SADŁO S., SZPYRKA E., STAWARCZYK M., PIECHOWICZ B. (2014). Behavior of pyrimethanil, pyraclostrobin, boscalid, cypermethrin and chlorpyrifos residues on raspberry fruit and leaves of Laszka variety. *Journal of Environmental Science and Health Part B, Pesticides Food Contaminants and Agricultural Wastes*, 49(3), 159–168. <https://doi.org/10.1080/03601234.2014.858005>.
- SÁNCHEZ-BAYO F., GOULSON D., PENNACCHIO F., NAZZI F., GOKA K., DESNEUX N. (2016). Are bee diseases linked to pesticides? – A brief review. *Environmental International*, 89/90, 7–11. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2016.01.009>.
- SANJEREHEI M. M. (2014). The economic value of bees as pollinators of crops in Iran. *Annual Research & Review in Biology*, 4(19), 2957–2964. <https://doi.org/10.9734/ARRB/2014/10200>.
- SAUNDERS D. S. (1971). The temperature- compensated photoperiodic clock ‘programming’ development and pupal diapause in the flash flu, *Sarcophaga*

- argyrostoma*. Journal of Insect Physiology, 17, 801–812. [https://doi.org/10.1016/0022-1910\(71\)90098-9](https://doi.org/10.1016/0022-1910(71)90098-9).
- STONER K. A., EITZER B. D. (2016). Correction: Using a hazard quotient to evaluate pesticide residues detected in pollen trapped from honey bees (*Apis mellifera*) in Connecticut. PLoS One, 11(7), e0159696. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0159696>.
- THOMPSON H. M., WILKINS S. (2003). Assessment of the synergy and repellence of pyrethroid/fungicide mixtures. Bulletin of Insectology, 56(1), 131–134.
- TOMLIN C. D. S. (2000). The pesticide manual. 12th Ed. Version 2.2. The British Crop Protection Council.
- VIDAU C., DIOGON M., AUFAUVRE J., FONTBONNE R., VIGUES B., BRUNET J. L., TEXIER C., BIRON D. G., BLOT N., EL ALAOU H., BELZUNCES L., DELBAC F. (2011). Exposure to sublethal doses of fipronil and thiacloprid highly increases mortality of honeybees previously infected by *Nosema ceranae*. PLoS One. 6(6), e21550. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0021550>.
- WALORCZYK S., GNUSOWSKI B. (2009). Development and validation of a multi-residue method for the determination of pesticides in honeybees using acetonitrile-based extraction and gas chromatography- tandem quadrupole mass spectrometry. Journal of Chromatography A, 1216(37), 6522–6531. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2009.07.045>.
- WANG J., KLIKS M. M., JUN S., LI Q. X. (2010). Residues of organochlorine pesticides in honeys from different geographic regions. Food Research International, 4(9), 2329–2334. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.08.006>.
- WHITE J. W. (JR), DONER L. W. (1980). Honey composition and properties. w: Beekeeping in the United States. Agriculture handbook, 335, p. 82. <http://beesource.com/resources/usda/honey-composition-and-properties>.
- WILLIAMSON S. M., BAKER D. D., WRIGHT G. A. (2013). Acute exposure to a sublethal dose of imidacloprid and coumaphos enhances olfactory learning and memory in the honeybee *Apis mellifera*. Invertebrate Neuroscience, 13(1), 63–70. <https://doi.org/10.1007/s10158-012-0144-7>.
- WILLIAMSON S. M., WRIGHT G. A. (2013). Exposure to multiple cholinergic pesticides impairs olfactory learning and memory in honeybees. Journal of Experimental Biology, 216, 1799–1807. <https://doi.org/10.1242/jeb.083931>.

ZHU W., SCHMEHL D. R., MULLIN C. A., FRAZIER J. L. (2014). Four common pesticides, their mixtures and a formulation solvent in the hive environment have high oral toxicity to honey bee larvae. PLoS One, 9(1), e77547. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0077547>.

d) OMÓWIENIE POZOSTAŁYCH OSIĄGNIĘĆ NAUKOWO-BADAWCZYCH

1. OSIĄGNIĘCIA NAUKOWE PRZED UZYSKANIEM TYTUŁU DOKTORA

Od początku mojej kariery naukowej zajmuję się różnymi aspektami stosowania chemicznych środków ochrony roślin. W 2001 roku ukończyłem studia na Wydziale Biologii i Nauk o Ziemi Uniwersytetu imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu uzyskując stopień magistra na podstawie pracy dyplomowej *Modyfikacja termoregulacji u szarańczy wędrowniej (Locusta migratoria) wywołana podaniem pestycydu Steward 30 WG*.

1. października 2001. roku zostałem słuchaczem Studiów Doktoranckich w Uniwersytecie imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu na Wydziale Biologii i Nauk o Ziemi. W trakcie tych studiów prowadziłem badania naukowe oraz realizowałem zajęcia, początkowo w Zakładzie Fizjologii Zwierząt, a następnie w nowo utworzonym Zakładzie Toksykologii Zwierząt pod kierunkiem naukowym prof. zw. dr hab. Eugenii Tęgowskiej. W trakcie studiów doktoranckich zapoznawałem się z funkcjonowaniem laboratorium naukowego i prowadzeniem badań naukowych zarówno na zwierzętach bezkręgowych, jak i na kręgowcach (płazy, gryzonie). Odbyłem również sześciodniowe szkolenie: *Letnia Szkoła Zoobiologii* organizowane przez Ogród Zoologiczny w Poznaniu, podczas którego zapoznałem się z teoretycznymi i praktycznymi aspektami funkcjonowania ogrodów zoologicznych, ze szczególnym uwzględnieniem działu zwierząt bezkręgowych. Uzyskana podczas tego szkolenia wiedza została przeze mnie wykorzystana w trakcie organizacji i późniejszego prowadzenia przyzakładowej zwierzętarni, w której hodowano owady, gryzonie oraz żaby.

Jednym z ważniejszych aspektów mojej pracy naukowej w czasie studiów magisterskich oraz doktoranckich było prowadzenie badań nad nowo wprowadzonym na polski rynek indoksakarbem, składnikiem aktywnym preparatu o nazwie handlowej Steward 30 WG, który został dopuszczony do stosowania w 2002 roku. Badania te prowadziłem we współpracy z prof. dr hab. Remigiuszem Olszakiem z Instytutu Sadownictwa i Kwiaciarstwa w Skierniewicach a ich rezultatem są dwie wspólne publikacje

(załącznik IV, punkt II A, pozycja 1; punkt II D, podpunkt *Publikacje naukowe w pozostałych czasopiśmiech umieszczonych w wykazie czasopiśm naukowych MNiSW*, pozycja 2) oraz dwa komunikaty naukowe (załącznik IV, punkt II D, podpunkt *Materiały z konferencji międzynarodowych w formie streszczeń*, pozycja 1, 3 i 4).

24. listopada 2006 roku uzyskałem stopień doktora nauk biologicznych broniąc pracy pt. *Wpływ insektycydów modyfikujących funkcjonowanie kanałów sodowych na owady o odmiennej genezie potencjału czynnościowego*. W trakcie studiów doktoranckich byłem współautorem siedmiu publikacji naukowych (w tym sześciu indeksowanych na liście Ministra Nauki i Szkolnictwa Wyższego) oraz dziewiętnastu komunikatów naukowych (w tym dziesięciu z konferencji międzynarodowych w formie streszczeń, trzech z konferencji międzynarodowych w formie pełnego tekstu, pięciu z konferencji krajowych w formie streszczeń i jednego z konferencji krajowej w formie pełnego tekstu), z których większość dotyczyła wpływu insektycydów na zmiany parametrów fizjologicznych u owadów.

2. OSIĄGNIĘCIA NAUKOWE PO UZYSKANIU TYTUŁU DOKTORA

W Uniwersytecie Rzeszowskim jestem zatrudniony od 1. stycznia 2007 roku. Od początku wchodziłem w skład zespołu Zakładu Ekotoksykologii na Wydziale Agrobiologii, przekształconym w 2008 r. w Wydział Biotechnologii UR. Ze względu na znaczne obciążenie dydaktyczne, jak również na braki aparaturowe, w latach 2007-2012 zajmowałem się głównie działalnością dydaktyczną, w tym również opieką nad studentami jako promotor w trakcie pracowni dyplomowych, metodycznych, specjalistycznych i magisterskich (pełna lista prac dyplomowych, których byłem promotorem, zawarta jest w załączniku IV, punkt III, podpunkt J).

W latach 2010-2012, po uzyskaniu przez Uczelnię funduszy w ramach Programu Operacyjnego Rozwój Polski Wschodniej 2007-2013, zajmowałem się organizowaniem Pracowni Toksykologii Środowiska (nazwa projektu: Zakup Wyposażenia dla Pracowni Toksykologii Środowiska, Laboratorium Toksykologii Środowiska), w której znalazł się m.in. chromatograf gazowy Agilent 7890 z detektorem μ ECD i zestawy: respirometryczny MCGES firmy Qubit Systems, gradientów termicznych do badania termopreferencji małych zwierząt, olfaktometryczny do analizy preferencji węchowych bezkręgowców (urządzenie zbudowane wg własnego pomysłu), a także komory do hodowli i aklimatyzacji roślin i zwierząt oraz przenośna stacja meteorologiczna. Dostęp do tak bogatego zaplecza aparaturowego umożliwił mi intensyfikację badań naukowych (aktywności publikacyjnej)

w oparciu o własną bazę sprzętową bez konieczności wyjazdów do innych ośrodków naukowych, czy ponoszenia dodatkowych kosztów w celu wykonania badań. Wraz z zakupem aparatury badawczej w 2012 r. rozpocząłem badania naukowe, które prowadziłem kilkoma niezależnymi torami, a mianowicie:

- zajmowałem się badaniem przebiegu zanikania pozostałości składników aktywnych środków ochrony roślin w surowcach roślinnych, w tym przeznaczonych do produkcji odżywek dla niemowląt i małych dzieci. Ich głównym celem było doskonalenie technik i programów ochrony sadów i jagodników, które miały na celu ograniczenie strat powodowanych przez szkodniki i patogeny przy jednoczesnej redukcji ilości zużywanych preparatów ochronnych. Badania te wpisywały się w tematy statutowe realizowane w tym czasie w Zakładzie Ekotoksykologii (załącznik IV, punkt II, podpunkt I, tematy nr 2, 3 i 7), w których byłem wykonawcą. Efektem tych badań są liczne publikacje naukowe wymienione w załączniku IV (punkt II, podpunkt A, pozycja 2, 4, 5, 6, 8, 9, 10, 11, 12, 14, 16, 17; podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopiśmiech umieszczonych w wykazie czasopiśmiech naukowych MNiSW*, pozycja 16);
- badałem wpływ środków ochrony roślin na bardzo powszechne na terenach Polski południowo-wschodniej inwazyjne ślimaki z gatunku *Arion lusitanicus* non-Mabille, jak również poszukiwałem alternatywnych środków do ich zwalczania. Do realizacji tego zadania zorganizowałem zespół naukowców z różnych jednostek (Uniwersytet Rzeszowski, Wydział Biologiczno-Rolniczy: Katedra Chemii i Toksykologii Żywności oraz Katedra Gleboznawstwa, Chemii Środowiska i Hydrologii; Uniwersytet Rzeszowski, Wydział Matematyczno-Przyrodniczy: Katedra Analizy Matematycznej; Uniwersytet imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu: Zakład Fizjologii Zwierząt), co pozwoliło mi, i moim studentom uczestniczącym w badaniach, skorzystać z szerokiego spektrum aparatury badawczej, w tym chromatografu gazowego z detekcją mas, analizatora respirometrycznego i olfaktometrycznego, jak też z pomocy doskonałych naukowców z różnych dziedzin (chemii, fizjologii i statystyki). Badania nad ślimakami z gatunku *A. lusitanicus* non-Mabille wpisywały się w tematy statutowe nr 1 i 5 realizowane w Zakładzie Ekotoksykologii (załącznik IV, punkt II, podpunkt I), których byłem kierownikiem. Zaowocowały one opublikowaniem trzech recenzowanych manuskryptów dotyczących tego szkodnika (załącznik IV, punkt II, podpunkt A, pozycja 7; podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopiśmiech umieszczonych*

w wykazie czasopism naukowych MNiSW, pozycja 15 i 17; w artykułach tych jestem pierwszym autorem) oraz materiałów konferencyjnych (Załącznik IV, punkt II, podpunkt D, podrozdział *Materiały z konferencji międzynarodowych opublikowane w formie streszczeń*, pozycja 12; podrozdział *Materiały z konferencji krajowych opublikowane w formie streszczeń*, pozycje 7, 8 i 9). W 2012 r. uzyskałem z Uniwersyteckiego Centrum Transferu Technologii Uniwersytetu Rzeszowskiego dofinansowanie projektu o charakterze innowacyjnym *Wpływ ekstraktów roślinnych na żerowanie ślinika luzytańskiego (Arion lusitanicus Mab)*. Kwota dofinansowania wyniosła: 4400 PLN. Wyniki uzyskane w trakcie badań są w trakcie przygotowywania manuskryptu;

- prowadzę badania dotyczące ochrony pszczoły miodnej przed działaniem szkodliwych dla tego organizmu środków ochrony roślin. W ramach tych badań wykonuję zarówno testy laboratoryjne (przeżyciowe, respirometryczne, analizy zmian termopreferencji) dotyczące cyklicznych zmian podatności pszczół na stosowane w uprawach biocydy, jak również badam proces transferu składników aktywnych środków ochrony roślin z upraw do uli pszczelich (pszczół, czerwiu i miodu). Badania te wpisują się w tematy statutowe nr 4 i 6 realizowane w Zakładzie Toksykologii (obecnie Katedrze Chemii Analitycznej) i stanowią podstawę mojego osiągnięcia naukowego. W badaniach tych pełnię zarówno rolę kierowniczą (temat 4), jak i wykonawczą (temat 6). Badania te zaowocowały opublikowaniem siedmiu publikacji naukowych (Załącznik IV, punkt I, podpunkt A, pozycje 1-7). Obecnie przygotowywane są 3 kolejne manuskrypty związane z wpływem chemicznych środków ochrony roślin na pszczołę miodną oraz prowadzone badania, które zaowocują napisaniem kolejnych tekstów naukowych dotyczących tego tematu.

Od wielu lat prowadzę również badania dotyczące takich aspektów, jak:

- wpływ środków ochrony roślin w połączeniu z czynnikami środowiskowymi na parametry fizjologiczne organizmów, które zostały opublikowane w formie siedmiu recenzowanych publikacji (załącznik IV, punkt II, podpunkt A, pozycje 3 i 15; podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW*, pozycje 6, 11, 14, 18 i 19). W sześciu z nich jestem pierwszym autorem;
- rytmika pszczoły miodnej. Badania opublikowane zostały dotychczas w formie jednego artykułu (załącznik IV, punkt II, podpunkt A, pozycja 1), a dwa kolejne manuskrypty są w trakcie przygotowywania;

- hałas w środowisku. Badania zostały opublikowane w formie jednej recenzowanej publikacji (Załącznik IV, punkt II, podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW*, pozycja 10).

Jestem również autorem i współautorem 4 recenzowanych prac przeglądowych dotyczących:

- wpływu chemicznych środków ochrony roślin na człowieka (Załącznik IV, punkt II, podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW*, pozycja 7 i 13);
- znaczenia temperatury w środowisku pracy (Załącznik IV, punkt II, podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW*, pozycja 12); oraz
- historii kontaktów człowieka ze ślimakami bezskorupowymi (Załącznik IV, punkt II, podpunkt D, podrozdział *Publikacje naukowe w pozostałych czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW*, pozycja 8).

Stale podnoszę kwalifikacje zawodowe. W 2012 r. uzyskałem kwalifikacje zawodowe Technika Bezpieczeństwa i Higieny Pracy, a w 2013 r. ukończyłem roczne studia podyplomowe *Analityka i bezpieczeństwo zdrowotne żywności* realizowane na Wydziale Biologiczno-Rolniczym Uniwersytetu Rzeszowskiego. W trakcie swojej pracy zawodowej ukończyłem 8 szkoleń zewnętrznych dotyczących zarówno naukowej, jak i dydaktycznej części mojej pracy, w tym odbyłem trzymiesięczny staż praktyczny w firmie Centrum Ogrodnicze AGRICO G. Tomaka.

W roku 2018 w związku z zainteresowaniem się moimi badaniami przez naukowców ze Słowacji skorzystałem z zaproszenia do udziału w 2-tygodniowym stażu w Katedrze Anatomii Histologii i Fizjologii Instytutu Fizjologii na Uniwersytecie Medycyny Weterynaryjnej i Farmacji w Koszycach (Słowacja).

Czynnie współpracuję z plantatorami z województw podkarpackiego i lubelskiego, w tym m.in. z Gospodarstwem Ogrodniczym Stanisław Szurek (Opolska 33g, 24-340 Józefów Nad Wisłą), firmą Pro-Agro (Grabówka-Kolonia 25, 23-235 Grabówka-Kolonia) i Centrum Ogrodniczym AGRICO G. Tomaka (36-001 Trzebownisko 934T) oraz pszczelarzami z Terenowego Koła Pszczelarskiego w Kolbuszowej, głównie z panem Kazimierzem Czepielą, co zaowocowało dotychczas opublikowaniem osiemnastu publikacji naukowych. Badania prowadzę we współpracy z pracownikami Wydziału Biologiczno-Rolniczego oraz

Wydziału Matematyczno-Przyrodniczego Uniwersytetu Rzeszowskiego, a także naukowcami z Uniwersytetu imienia Mikołaja Kopernika w Toruniu (dr Przemysławem Grodzickim, współautorem piętnastu publikacji ze współczynnikiem IF, sześciu recenzowanych publikacji naukowych bez współczynnika IF oraz posteru i wystąpienia na konferencjach międzynarodowych i dr Justyną Maliszewską, współautorką jednej publikacji ze współczynnikiem IF i jednego posteru na konferencji krajowej). Przez wiele lat współpracowałem również z dr Ewą Szpyrką, kierowniczką Laboratorium Badania Pozostałości Środków Ochrony Roślin w Terenowej Stacji Doświadczalnej IOR-PIB w Rzeszowie (Langiewicza 28, 35-101 Rzeszów), która zaznajomiła mnie z teoretycznymi i praktycznymi zagadnieniami związanymi z pracą na chromatografii gazowej. Ta współpraca zaowocowała opublikowaniem siedmiu publikacji ze współczynnikiem IF i jednej publikacji w czasopiśmie recenzowanym bez współczynnika IF).

Jestem autorem i współautorem dwudziestu trzech opublikowanych prac ze współczynnikiem IF i dwudziestu jeden innych publikacji recenzowanych. Wyniki moich badań były prezentowane na konferencjach krajowych (trzy referaty i trzynaście posterów) i międzynarodowych (jeden referat i szesnaście posterów). Należę do Polskiego Towarzystwa Ochrony Roślin (od 2010 r. do chwili obecnej pełnię funkcję członka zarządu Podkarpackiego Oddziału PTOR w Rzeszowie).

3. UDZIAŁ W REALIZACJI TEMATÓW STATUTOWYCH REALIZOWANYCH W ZAKŁADZIE EKOTOKSYKOLOGII/KATEDRZE CHEMII ANALITYCZNEJ UNIwersYTETU Rzeszowskiego

2010-2012 *Wpływ insektycydów o różnym spektrum działania na przeżywalność i preferencje pokarmowe ślimaków z rodziny ślinikowatych (Arionidae) – kierownik.*

2010-2012 *Zanikanie pozostałości niektórych fungicydów w sadach jabłoniowych – wykonawca.*

2013-2017 *Doskonalenie metod, technik i programów ochrony owoców i warzyw w aspekcie ekotoksykologii – wykonawca.*

2013-2014 *Ochrona pszczół *Apis mellifera* przed szkodliwym działaniem środków ochrony roślin – kierownik.*

2015-2016 *Wykorzystanie napojów sfermentowanych jako atraktantów w ochronie roślin przed szkodliwymi ślimakami – kierownik.*

2017-2018 *Chemiczna ochrona roślin nektarujących a pszczoła miodna (*Apis mellifera*) – wykonawca.*

2017-2018 *Występowanie i zanikanie składników aktywnych pestycydów w materiale roślinnym i próbkach środowiskowych – wykonawca.*

V. OSIĄGNIĘCIA DYDAKTYCZNE

Jestem promotorem pomocniczym prac doktorskich pani mgr Kingi Stawarczyk i pana mgr Michała Stawarczyka realizowanych na Uniwersytecie Rzeszowskim. Wypromowałem też 28 magistrów (kolejne obrony planowane są na czerwiec 2018 r.), 15 licencjatów i 15 inżynierów (kolejne obrony planowane są na luty 2019 r.). Jestem opiekunem naukowym pani inż. Izabeli Woś, stypendystki MNiSW.

W okresie mojej pracy dydaktycznej prowadziłem zajęcia z takich przedmiotów, ujętych w przydziale czynności, jak: *Fizjologia Zwierząt* (ćwiczenia; UMK), *Analiza instrumentalna* (ćwiczenia; UR), *Biochemiczna analiza instrumentalna* (wykład; UR), *Biofizyka* (ćwiczenia; UR), *Biotechnologia w ochronie środowiska* (wykład, ćwiczenia; UR), *Ekologia biochemiczna* (ćwiczenia; UR), *Ekotoksykologia* (wykład, ćwiczenia; UR), *Ochrona przyrody* (ćwiczenia; UR), *Systemy zarządzania jakością w praktyce laboratoryjnej* (wykład; UR), *Systemy zarządzania laboratorium ISO* (wykład; UR), *Techniki laboratoryjne w biologii eksperymentalnej* (wykład; UR), *Techniki laboratoryjne w biotechnologii* (ćwiczenia; UR), *Toksykologia* (wykład, ćwiczenia; UR), *Toksykologia środowiska* (ćwiczenia; UR) i *Toksykologia żywności* (wykład, ćwiczenia; UR).

Prowadziłem też pracownie: *dyplomową* (UR), *magisterską* (UMK, UR), *metodyczną* (UMK, UR), oraz *specjalistyczną* (UMK, UR), jak również seminaria: *dyplomowe* (UR) i *magisterskie* (UR). Przygotowałem i prowadziłem na Uniwersytecie Rzeszowskim również 3 wykłady monograficzne: *Wybrane zagadnienia z toksykologii*, *Wybrane wiadomości o życiu owadów* i *Rola owadów w życiu człowieka*. Prócz tego od kilku lat realizuję dla Podkarpackiego Towarzystwa Edukacji Alternatywnej Wszechnica sp. z o.o. (Krosno), w ramach studiów podyplomowych biologii, zajęcia z przedmiotu *Ekologia i ochrona środowiska*, jak również prowadziłem w latach 2014-2016, w ramach organizowanych przez

Uniwersytet Rzeszowski studiów podyplomowych Zioloznawstwo, zajęcia z przedmiotów *Toksykologia roślin* (wykład, ćwiczenia), *Prawne aspekty zioloznawstwa* (zajęcia w formie e-learningu) i *Analiza instrumentalna* (ćwiczenia). Od lat również prowadzę zajęcia dydaktyczne i popularyzatorskie dla innych podmiotów, w tym szkół średnich, Uniwersytetu Trzeciego Wieku Uniwersytetu Rzeszowskiego, czy Koła Pszczelarskiego w Kolbuszowej (pełna lista jest podana w Załączniku IV, punkt III, podpunkt I).

VI. ZESTAWIENIE DOROBKU PUBLIKACYJNEGO

Sumaryczny Impact Factor wg listy Journal Citation Reports: **27,813**

Sumaryczna liczba punktów wg MNiSW: **551**

Liczba cytowań artykułów wg bazy Web of Science (All databases): **39**

Liczba cytowani (bez autocytowań) artykułów wg bazy Web of Science (All databases): **9**

Index Hirscha wg bazy Web of Science: **4**

a) LICZBOWE ZESTAWIENIE DOROBKU NAUKOWEGO PRZED I PO UZYSKANIU STOPNIA DOKTORA

| Rodzaj publikacji | Przed uzyskaniem stopnia doktora | Po uzyskaniu stopnia doktora | Ogółem |
|--|----------------------------------|---------------------------------|----------------------------------|
| Publikacje naukowe w czasopismach ze współczynnikiem wpływu Impact Factor (IF) znajdujących się w bazie Journal Citation Reports | 1 (IF - 0,767; MNiSW - 8 pkt) | 22*(IF-27,046; MNiSW - 450 pkt) | 23* (IF-27,813; MNiSW - 458 pkt) |
| Pozostałe prace naukowe opublikowane w czasopismach umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW | 5 (MNiSW - 15 pkt) | 15** (MNiSW - 78 pkt) | 20** (MNiSW - 93 pkt) |
| Pozostałe prace naukowe opublikowane w czasopismach nie umieszczonych w wykazie czasopism naukowych MNiSW | 1 | - | 1 |
| Materiały z konferencji międzynarodowych w formie pełnego tekstu | 3 | 0 | 3 |
| Materiały z konferencji międzynarodowych w formie streszczeń | 10 | 2 | 12 |

| | | | |
|---|---|---|----|
| Materiały z konferencji krajowych w formie pełnego tekstu | 1 | 2 | 3 |
| Materiały z konferencji krajowych w formie streszczeń | 5 | 7 | 12 |
| Rozdziały w monografii | 0 | 2 | 2 |

* - w tym sześć publikacji wchodzących w skład osiągnięcia stanowiącego podstawę postępowania habilitacyjnego (IF 7,702; 115 pkt MNiSW)

** - w tym jedna publikacja wchodząca w skład osiągnięcia stanowiącego podstawę postępowania habilitacyjnego (9 pkt MNiSW)

b) ZESTAWIENIE DOROBKU NAUKOWEGO WG NAZWY CZASOPISMA

| Nazwa czasopisma | Liczba publikacji | Sumaryczna liczba punktów wg MNiSW | Sumaryczna liczba punktów IF |
|--|-------------------|------------------------------------|------------------------------|
| <i>Czasopisma ze współczynnikiem wpływu (Impact Factor, IF) znajdujące się w bazie Journal Citation Reports</i> | | | |
| Acta Neurobiologiae Experimentalis | 1* | 8 | 0,767 |
| Polish Journal of Environmental Studies | 4 | 60 | 3,057 |
| Archives of Environmental Contamination and Toxicology | 1 | 25 | 2,467 |
| Journal of Environmental Science and Health B, Pesticides, Food Contaminants, and Agricultural Wastes | 5 | 100 | 6,535 |
| Environmental Monitoring and Assessment | 2 | 50 | 3,374 |
| Apidologie | 1 | 40 | 2,196 |
| Food Additives and Contaminants A | 1 | 30 | 2,341 |
| Journal of Plant Diseases and Protection | 2 | 40 | 0,97 |
| Annals of Animal Science | 1 | 15 | 0,731 |
| Fresenius Environmental Bulletin | 2 | 30 | 0,85 |
| Ozone: Science & Engineering | 2 | 30 | 1,784 |
| Environmental Science and Pollution Research | 1 | 30 | 2,741 |
| <i>Pozostałe czasopisma umieszczone w wykazie czasopism naukowych MNiSW</i> | | | |
| Zoologica Poloniae | 1* | 3 | - |
| Pestycydy | 2* | 6 | - |
| Acta Universitatis Wratislaviensis | 2* | 6 | - |
| Journal of Plant Protection Research | 1 | 9 | - |
| Zeszyty Naukowe Południowo-Wschodniego Oddziału Polskiego | 2 | 3 | - |

| | | | |
|--|----|----|---|
| Towarzystwa Inżynierii Ekologicznej z siedzibą w Rzeszowie i Polskiego Towarzystwa Gleboznawczego. Oddział w Rzeszowie | | | |
| Bezpieczeństwo Pracy | 3 | 15 | - |
| Etnobiologia Polska | 1 | 1 | - |
| Chemia - Dydaktyka - Ekologia - Metrologia | 3 | 15 | - |
| Zeszyty Naukowe Wyższej Szkoły Zarządzania Ochroną Pracy w Katowicach | 1 | 4 | - |
| Folia Malacologica | 1 | 14 | - |
| Ochrona Środowiska i Zasobów Naturalnych | 1 | 5 | - |
| Acta Scientiarum Polonorum. Silvarum Colendarum Ratio et Industria Lignaria | 2 | 13 | - |
| <i>Recenzowane czasopisma naukowe nie umieszczone w wykazie czasopism naukowych MNiSW</i> | | | |
| International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants, West Palaearctic Regional Section Bulletin | 1* | - | - |

* -publikacje opublikowane przed osiągnięciem tytułu doktora

VII. PODSUMOWANIE NAJWAŻNIEJSZYCH OSIĄGNIĘĆ STANOWIĄCYCH WKŁAD W ROZWÓJ DYSCYPLINY NAUKOWEJ

Najważniejsze osiągnięcia stanowiące wkład w rozwój dyscypliny naukowej, to:

- ocena jakościowa i ilościowa transferu składników aktywnych środków ochrony roślin zastosowanych nalistnie w sadach jabłoniowo – gruszowych i plantacjach rzepaku oraz nalistnie i doglebowo na plantacjach maliny deserowej, do uli pszczelich;
- potwierdzenie zjawiska dobowej cykliczności u *A. mellifera* oraz ustalenie pór doby, w jakich ekspozycja robotnic pszczoły miodnej na działanie preparatów owadobójczych powoduje najmniejsze straty w rodzinach pszczelich;
- wskazanie znaczenia pory doby intoksykacji na skuteczność działania środków ochrony roślin u owadów z uwzględnieniem tempa zanikania w ich ciele składników aktywnych preparatów owadobójczych;

- ocena wpływu temperatury otoczenia na skuteczność owadobójczego działania wybranych insektycydów;
- potwierdzenie, że środki ochrony roślin mogą wpływać na metabolizm bezkręgowców;
- ocena występowania zanieczyszczeń składnikami aktywnymi ochrony roślin w miodzie wyprodukowanym przez pszczoły wykorzystywane do zapylania upraw chronionych chemicznie;
- oszacowanie narażenia konsumentów na działanie składników aktywnych środków ochrony roślin w miodzie;
- optymalizacja warunków stosowania środków ochrony roślin w uprawie jabłek i malin, z uwzględnieniem produkcji przeznaczonej na odżywkę dla niemowląt i małych dzieci;
- zbadanie zanikania wybranych składników aktywnych środków ochrony roślin w materiale roślinnym;
- ocena narażenia konsumentów, w tym zarówno osób dorosłych, jak i małych dzieci, na pozostałości składników aktywnych środków ochrony roślin pobieranych z żywnością pochodzenia roślinnego;
- potwierdzenie, że piwo jest atraktantem dla inwazyjnych ślimaków z gatunku *A. lusitanicus* non-Mabille;
- wskazanie, które ze składników frakcji lotnej produktów sfermentowanych odpowiadają za ich atrakcyjność dla inwazyjnych ślimaków z gatunku *A. lusitanicus* non-Mabille.

Baboz
Pieloncz