

Autoreferat

dr Anna Mazurkiewicz-Woźniak

Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie

Instytut Nauk o Zwierzętach

Katedra Biologii Środowiska Zwierząt

anna_mazurkiewicz@sggw.edu.pl

Spis treści

1. Dane osobowe	- 3 -
2. Posiadane dyplomy, stopnie naukowe lub artystyczne – z podaniem podmiotu nadającego stopień, roku ich uzyskania oraz tytułu rozprawy doktorskiej	- 3 -
3. Informacja o dotychczasowym zatrudnieniu w jednostkach naukowych lub artystycznych...	3 -
4. Omówienie osiągnięć, o których mowa w art. 219 ust. 1 pkt. 2 ustawy z dnia 20 lipca 2018 r. Prawo o szkolnictwie wyższym i nauce (Dz. U. z 2021 r. poz. 478 z późn. zm.)	- 3 -
4.1. Tytuł osiągnięcia naukowego	- 4 -
4.2. Prace stanowiące osiągnięcie naukowe	- 4 -
4.3. Omówienie celu naukowego osiągnięcia	- 6 -
4.4. Omówienie przebiegu badań i uzyskanych wyników	- 14 -
4.5. Podsumowanie i plany na przyszłość	- 22 -
5. Informacja o wykazywaniu się istotną aktywnością naukową albo artystyczną realizowaną w więcej niż jednej uczelni lub instytucji naukowej	- 24 -
5.1. Staże badawcze	- 26 -
6. Informacja o osiągnięciach dydaktycznych, organizacyjnych oraz popularyzujących naukę lub sztukę	- 27 -
6.1. Osiągnięcia dydaktyczne	- 27 -
6.2. Osiągnięcia organizacyjne i popularyzacja wiedzy	- 29 -
7. Omówienie pozostałych osiągnięć	- 30 -
7.1. Udział w projektach	- 39 -
7.2. Wykonane ekspertyzy lub inne opracowania na zamówienie	- 41 -
7.3. Nagrody i wyróżnienia	- 42 -
8. Szkolenia i uzyskane certyfikaty	- 43 -
9. Piśmiennictwo	- 45 -

1. Dane osobowe

Imię i nazwisko:

Anna Mazurkiewicz-Woźniak (*de domo* Mazurkiewicz)

2. Posiadane dyplomy, stopnie naukowe lub artystyczne – z podaniem podmiotu nadającego stopień, roku ich uzyskania oraz tytułu rozprawy doktorskiej

1994 – tytuł zawodowy: magister biologii (specjalność: biologia ogólna)

Wydział Biologii i Nauk o Ziemi, Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie.

2000 – stopień naukowy: doktor nauk biologicznych

Wydział Biologii i Nauk o Ziemi, Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie.

Tytuł rozprawy doktorskiej: „Motyle minujące Kazimierskiego Parku Krajobrazowego.”

Promotor: prof. dr hab. Jacek Łętowski.

3. Informacja o dotychczasowym zatrudnieniu w jednostkach naukowych lub artystycznych

2002 - obecnie: adiunkt, Katedra Biologii Środowiska Zwierząt, Instytut Nauk o Zwierzętach, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie.

1995 - 2000: **dziennie studia doktoranckie**, Katedra Zoologii, Wydział Biologii i Nauk o Ziemi, Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie.

1.10.2001 - 30.06.2002: **Wyższa Szkoła Humanistyczno-Przyrodnicza w Sandomierzu** (zatrudnienie na stanowisku pracownika dydaktycznego).

4. Omówienie osiągnięć, o których mowa w art. 219 ust. 1 pkt. 2 ustawy z dnia 20 lipca 2018 r. Prawo o szkolnictwie wyższym i nauce (Dz. U. z 2021 r. poz. 478 z późn. zm.)

4.1. Tytuł osiągnięcia naukowego:

Osiągnięcie naukowe stanowi cykl pięciu, powiązanych tematycznie, oryginalnych prac naukowych, opublikowanych w czasopismach naukowych znajdujących się w bazie *Journal Citation Reports* (JCR) pt. „**Potencjał rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych w biologicznej ochronie roślin uprawnych przed agrofagami**”.

4.2. Prace stanowiące osiągnięcie naukowe:

PI Mazurkiewicz A., Jakubowska M., Tumialis D., Pezowicz E., Skrzecz I., **2016**. Sensitivity of *Agrotis exclamationis* L. (Lepidoptera: Noctuidae) larvae to native strains of entomopathogenic nematodes. *Acta Scientiarum Polonorum. Hortum Cultus*, 15 (2): 121-127. (15 pkt. MNiSW; IF = 0,523)

Udział w badaniach i współautorstwo: opracowanie koncepcji i metodyki badań, przeprowadzenie doświadczeń, udział w analizie i interpretacji zgromadzonej literatury oraz przygotowaniu manuskryptu do druku. Udział własny w powstaniu publikacji szacuję na 65%.

PII Mazurkiewicz A., Tumialis D., Pezowicz E., Skrzecz I., Błazejczyk G., **2017**. Sensitivity of *Pieris brassicae*, *P. napi* and *P. rapae* (Lepidoptera: Pieridae) larvae to native strains of *Steinernema feltiae* (Filipjev, 1934). *Journal of Plant Diseases and Protection*, 124(5): 521-524. DOI: 10.1007/s41348-017-0118-4 (25 pkt. MNiSW; IF = 0,622)

Udział w badaniach i współautorstwo: opracowanie koncepcji i metodyki badań, przeprowadzenie doświadczeń, udział w analizie i interpretacji zgromadzonej literatury oraz przygotowaniu manuskryptu do druku. Udział własny w powstaniu publikacji szacuję na 60%.

PIII Mazurkiewicz A., Jakubowka M., Tumialis D., Skrzecz I., Roik K., Pezowicz E., Gross A., **2019**. Laboratory Bioassay of Selected Entomopathogenic Nematodes as Mortality Factors of *Oulema melanopus* (Coleoptera: Chrysomelidae). *Journal of Entomological Science*, 54(4): 390-400. DOI: <https://doi.org/10.18474/JES18-118>
(20 pkt. MNiSW; IF = 0,677)

Udział w badaniach i współautorstwo: opracowanie koncepcji badań, przeprowadzeniu badań, gromadzenie literatury oraz jej analiza i interpretacja, przygotowanie manuskryptu. Udział własny w powstaniu publikacji szacuję na 65%.

PIV Mazurkiewicz A., Tumialis D., Jakubowska M., **2020**. Biological control potential of native entomopathogenic nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) against *Mamestra brassicae* L. (Lepidoptera: Noctuidae). *Agriculture*, 10(9), 388; DOI: [10.3390/agriculture10090388](https://doi.org/10.3390/agriculture10090388)
(100 pkt. MNiSW; IF=3,408)

Udział w badaniach i współautorstwo: opracowanie koncepcji badań, zaplanowanie, przygotowanie i przeprowadzenie doświadczeń, analiza i interpretacja uzyskanych wyników oraz przygotowanie manuskryptu. Udział własny w powstaniu publikacji szacuję na 65%.

PV Mazurkiewicz A., Jakubowska M., Tumialis D., Bocianowski J. Roik K., **2021**. Foliar application of entomopathogenic nematodes against cereal leaf beetle *Oulema melanopus* L. (Coleoptera: Chrysomelidae) on Wheat. *Agronomy*, 11(8), 1662, <https://doi.org/10.3390/agronomy11081662>
(100 pkt. MNiSW; IF=3,949)

Udział w badaniach i współautorstwo: opracowanie koncepcji badań, przygotowanie materiałów do wykonania doświadczeń w terenie, opracowanie wyników oraz przygotowanie pracy do druku. Udział własny w powstaniu publikacji szacuję na 60%.

Łączna punktacja zbioru publikacji zgodnie z listą Ministerstwa Nauki i Szkolnictwa Wyższego na dzień wydania publikacji wynosi 260 punktów, natomiast łączny Impact Factor opublikowanych prac według bazy *Journal Citation Reports* na dzień ich opublikowania wynosi: 8,554.

Kopie artykułów, stanowiących główne osiągnięcie naukowe oraz oświadczenia współautorów określające indywidualny wkład sześciu Współautorów w powstanie tych publikacji znajdują się w Załącznikach, odpowiednio 4 i 5 do Wniosku.

4.3. Omówienie celu naukowego osiągnięcia

Jednym z głównych problemów współczesnej zootechniki jest zapewnienie zwierzętom gospodarskim odpowiedniej jakości paszy, co nierozdzielnie wiąże się z metodami stosowanymi w ochronie roślin. Rosnąca świadomość społeczeństwa w zakresie zagrożeń dla zdrowia ludzi i zwierząt gospodarskich w istotny sposób przyczyniła się do podejmowania działań mających na celu ograniczenie ryzyka w tym zakresie. W ochronie roślin działania te odnoszą się głównie do ryzyka związanego z powszechnym stosowaniem chemicznych insektycydów. Chemiczne środki ochrony roślin ograniczają wprawdzie szybko liczebność szkodnika, ale rozwój odpornych ras owadów, problem pozostałości pestycydów i związane z tym zagrożenie środowiska, w licznych przypadkach ograniczają ich stosowanie. Intensywne i wieloletnie stosowanie mało selektywnych insektycydów spowodowało znaczne zmniejszenie bioróżnorodności oraz zaburzenia w łańcuchach troficznych różnorodnych ekosystemów (Sierpińska 2000, Makles i Domański 2008). Wysoka toksyczność tych substancji i ich szeroki zakres działania negatywnie wpływają na liczebność organizmów niebędących celem zwalczania. Chemiczne zabiegi ochronne mogą powodować 70% śmiertelność naturalnych wrogów zwalczanych szkodników (Armenta i in. 2003), podczas gdy same szkodniki szybko nabierają odporności na te środki. Największym problemem związanym ze stosowaniem chemicznych środków ochrony roślin jest, nie tylko ich ujemny wpływ na środowisko, ale również na zdrowie i życie ludzi oraz zwierząt gospodarskich.

Nadmierne stosowanie chemicznych środków ochrony roślin stało się problemem globalnym, którego rozwiązanie wymagało uregulowań prawnych. W 2009 roku cele strategii

tematycznej w sprawie zrównoważonego stosowania pestycydów znalazły odzwierciedlenie w dwóch aktach prawnych UE: Dyrektywie Parlamentu Europejskiego i Rady 2009/128/WE ustanawiającej ramy wspólnotowego działania na rzecz zrównoważonego stosowania pestycydów oraz Rozporządzeniu Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1107/2009 dotyczącym wprowadzenia do obrotu środków ochrony roślin. Dokumenty te są częścią tzw. „pakietu pestycydowego”, obowiązującego we wszystkich państwach członkowskich Unii Europejskiej od 2011 roku (Matyjaszczyk 2012, Pruszyński i Pruszyński 2013). Warto wspomnieć, że już wcześniej – w Dyrektywie Rady z 1991 r. (Dyrektywa 91/414/EWG) znalazł się zapis: „Ochrona zdrowia ludzi i zwierząt, jak również środowiska, ma pierwszeństwo przed poprawą poziomu produkcji rolniczej”. Środki ochrony roślin, nawet bardzo skuteczne, ale nieprzyjazne środowisku naturalnemu człowieka, nie mogą być dopuszczone do obrotu i stosowania (Boczek i Lewandowski 2016). Zaimplementowanie do prawodawstwa krajowego zapisów Dyrektywy 2009/128/WE spowodowało wprowadzenie nakazu dla profesjonalnych użytkowników środków ochrony roślin (od 1 stycznia 2014) obowiązkowego stosowania zasad integrowanej ochrony roślin (IPM). W IPM priorytet mają metody agrotechniczne i biologiczne, których ważnym elementem jest stosowanie biopreparatów opartych na organizmach chorobotwórczych dla owadów (m.in. bakterie, wirusy, grzyby i nicienie), a zabiegi chemiczne powinny być ostatecznością stosowaną po wyczerpaniu innych metod i w przypadkach zagrażających trwałości upraw. Implementacja nowych aktów prawnych przyczyniła się do stopniowego wycofania większości chemicznych środków ochrony roślin. Ponadto, państwa członkowskie UE zostały zobligowane do zaostrzenia zasad dotyczących rejestracji pestycydów, przez co sama procedura dopuszczenia ich do obrotu jest znacznie utrudniona. Mając na uwadze obowiązujące wymagania unijne, w wielu krajach Europy trwają poszukiwania skutecznych i bezpiecznych dla środowiska metod zwalczania owadów szkodliwych (Matyjaszczyk 2012, Pruszyński i Pruszyński 2013, Głowacka i in. 2018, Skwiercz i Zapałowska 2018).

Postępujące zmiany klimatyczne mają negatywny wpływ na ekosystemy pól uprawnych nie tylko poprzez bezpośrednie oddziaływanie wysokich temperatur na rośliny, ale także poprzez stwarzanie sprzyjających warunków dla rozwoju owadów szkodliwych. Prognozowany dalszy wzrost średnich temperatur na całym świecie, spowoduje niewątpliwie wzrost aktywności wielu szkodników owadzych (Boczek i Lewandowski 2016). Wobec powyższego sytuacja w ochronie roślin staje się coraz trudniejsza a poszukiwanie niechemicznych środków coraz pilniejsze.

Zapewnienie trwałości agroekosystemów, podczas gdy konieczna jest ochrona środowiska, zdrowia ludzkiego i zwierząt w sytuacji ocieplającego się klimatu rodzi potrzebę opracowania szerokiej gamy biopestycydów przeznaczonych do zwalczania szkodników upraw, w różnych warunkach.

Alternatywą dla chemicznych insektycydów są biopreparaty zawierające jako czynnik aktywny: patogeny (bakterie, grzyby, wirusy) lub ich metabolity, pasożyty (np. nicienie entomopatogeniczne) i parazytoidy (Neale 1997, Sierpińska 2000). Na szczególną uwagę w biologicznej ochronie roślin zasługują nicienie entomopatogeniczne (EPNs) z rodziny Steinernematidae i Heterorhabditidae.

Nicienie entomopatogeniczne są organizmami kosmopolitycznymi występującymi na całej kuli ziemskiej, za wyjątkiem Antarktydy (Hominick i in. 1996). Ze względu na rozmieszczenie możemy wyróżnić gatunki o zasięgu globalnym oraz takie, których występowanie potwierdzone jest tylko w niektórych rejonach bądź krajach. Jednym z najbardziej powszechnych gatunków na całym świecie jest *Steinernema feltiae* (Filipjev, 1934), który preferuje obszary strefy umiarkowanej. Gatunkiem rzadziej izolowanym, jednak również o zasięgu globalnym, jest *Steinernema carpocapsae* (Weiser, 1955). Występowanie pozostałych gatunków nicieni z rodziny Steinernematidae ograniczone jest to regionów zoogeograficznych, kontynentów lub ekosystemów. Spośród rodziny Heterorhabditidae najczęściej izolowanym gatunkiem jest *Heterorhabditis bacteriophora* (Poinar, 1979). Drugim gatunkiem izolowanym w wielu częściach świata półkuli północnej jest *Heterorhabditis megidis* (Poinar, Jackson i Klein, 1987) (Hominick 2002). Jednak nicienie z rodziny Heterorhabditidae są gatunkami stosunkowo rzadko izolowanymi na terenie Europy (Hominick i in. 1996).

Nicienie entomopatogeniczne są letalnymi pasożytami larw, poczwerek i dorosłych owadów z różnych rzędów. W ich cyklu życiowym występują cztery stadia larwalne. W środowisku glebowym występuje trzecie stadium - wolnożyjące larwy inwazyjno – przetrwalnikowe (IJs) (Wouts 1991). Larwy te zawierają w przewodzie pokarmowym komórki symbiotycznych bakterii, w przypadku *Heterorhabditis* są to bakterie *Photorhabdus* sp., a w przypadku *Steinernema* to *Xenorhabdus* sp. (Spiridonov 1991). Stadium larwy inwazyjno - przetrwalnikowej jest odpowiedzialne za odszukiwanie i infekowanie owada - żywiciela. Larwa IJs nicieni wnika do ciała owada przez jego naturalne otwory (otwór gębowy, odbytowy, przetchlinki), znacznie rzadziej przez uszkodzenia oskórka (Poinar 1990, Wang i Gaugler 1998). W ciele owada larwy IJs przechodząc w dalsze etapy rozwoju, uwalniając z jelit symbiotyczne bakterie. W hemolimfie i narządach wewnętrznych owada

bakterie bardzo szybko zaczynają się namnażać, kolonizować ciało owada i produkować toksyny i egzoenzymy, które niszczą system odpornościowy owada i doprowadzają w przeciągu 24-48 godzin do jego śmierci (Forst i Clarke 2002). Namnażające się wewnątrz owada bakterie stwarzają dogodne warunki dla rozwoju nicieni, które w ciele martwego owada przechodzą cykl rozwojowy (1 – 3 generacje). Liczba generacji nicieni rozwijających się w ciele owada bezpośrednio zależy od ilości dostępnego pokarmu. Gdy źródło pożywienia zostanie wyczerpane nicienie kończą swój rozwój na stadium larw inwazyjno - przetrwalnikowych, pobierają do swojego przewodu pokarmowego komórki bakterii, uwstecznieniu ulega ich torebka gębowa, zamknięte zostają otwory: gębowy oraz odbytowy i w takim stadium nicienie migrują z żywiciela do środowiska w poszukiwaniu kolejnego owada (Adams i in. 2006, Popiel 1989). Długość takiego cyklu rozwojowego trwa od 10 do 16 dni u nicieni Heterorhabditidae, a u Steinernematidae od 10 do 14 dni (Burnel i Stock 2000).

Nicienie entomopatogeniczne dzięki wysokiej skuteczności owadobójczej, wytwarzaniu stadium larwy inwazyjno - przetrwalnikowej oraz możliwości masowego namnażania na podłożach sztucznych stały się jednym z ważniejszych czynników biologicznego zwalczania szkodników roślin paszowych. Mają one ponadto wiele innych cech doskonałego czynnika biologicznej ochrony roślin: są bezpieczne dla środowiska zarówno dla ludzi, jak i zwierząt niebędących przedmiotem zwalczania, nie są fitotoksyczne, nie generują szkodliwych pozostałości, mają wysoki potencjał reprodukcyjny, larwy inwazyjno - przetrwalnikowe mogą stosunkowo długo przetrwać w glebie, po aplikacji (Adams i in. 2006, Ehlers 2001). Dzięki tym właściwościom nicienie entomopatogeniczne mogą stanowić również efektywne narzędzie w biologicznej kontroli owadów szkodliwych w chowie zwierząt, przede wszystkim do ograniczania populacji larw much, które stanowią istotny problem w miejscach intensywnego utrzymywania zwierząt, takich jak obory, chlewnie czy kurniki. Larwy much, będące wektorami chorób oraz przyczyną stresu u zwierząt, mogą prowadzić do degradacji pasz i środowiska hodowlanego. Efektywność EPNs jest szczególnie wysoka w warunkach wilgotnych, co czyni je odpowiednim rozwiązaniem w miejscach o podwyższonej wilgotności, takich jak gnojowiska i zbiorniki na odpady zwierzęce.

Obecnie na świecie biopreparaty oparte na bazie różnych gatunków/izolatów nicieni produkowane są przez kilka firm. Preparaty te nie podlegają procedurom rejestracyjnym i co ważne można je stosować przy użyciu standardowego sprzętu do aplikacji chemicznych środków ochrony roślin. Długoterminowe korzyści wynikające z zastosowania

EPNs obejmują nie tylko skuteczne zarządzanie populacjami szkodników, ale także przeciwdziałanie rozwojowi oporności na chemiczne środki owadobójcze, co stanowi istotne wyzwanie w konwencjonalnych strategiach ochrony zdrowia zwierząt. Wprowadzenie EPNs do ochrony roślin paszowych i systemów hodowlanych przyczynia się do zrównoważonego rozwoju i poprawy warunków zoohigienicznych.

Ograniczeniem w stosowaniu nicieni entomopatogenicznych w uprawach jest m.in. ich cena, która w porównaniu z pestycydami chemicznymi jest o wiele wyższa, dlatego też zarówno w rolnictwie, leśnictwie jak i w uprawach na mniejszą skalę nadal dominują insektycydy chemiczne. Ponadto o ile stosowanie EPNs na szkodniki glebowe jest skuteczne to aplikacje naliściowe nadal są dużym wyzwaniem. Obecnie różne ośrodki naukowe, w kraju i zagranicą, prowadzą badania dotyczące optymalizacji stosowania preparatów nicieniowych, które obejmują m.in. opracowanie nowych i tańszych metod produkcji i przechowywania EPNs oraz udoskonalenia technik aplikacji stosowanych w warunkach polowych (Burnel i Stock 2000), poszukiwanie najbardziej skutecznych izolatów/gatunków w stosunku do konkretnego gatunku owada szkodliwego, jak również najbardziej predysponowanych do określonych warunków terenowych (m.in. wilgotność, temperatura). Najistotniejszym okresem krytycznym dla przeżycia larw IJs, często są minuty i godziny bezpośrednio po aplikacji, a za gwałtowny spadek liczby IJs w tej fazie (rzędu $40 \pm 80\%$), odpowiedzialne jest promieniowanie UV i co z tym związane szybkie wysychanie larw na powierzchni gleby (Smits 1996). Dane literaturowe potwierdzają, że rodzime szczepy nicieni entomopatogenicznych charakteryzują się doskonałymi cechami, powstałymi na skutek adaptacji do lokalnych warunków klimatycznych i siedliskowych, co w konsekwencji przyczynia się do uzyskania większej ich skuteczności (Choo i in. 1995).

Podjęte przeze mnie badania miały na celu:

- ocenę skuteczności rodzimych izolatów EPNs w redukcji liczebności wybranych gatunków owadów szkodliwych w uprawach polowych,
- wytypowanie najbardziej patogenicznych izolatów wobec konkretnego agrofaga,
- ocenę skuteczności wybranego izolatu (na podstawie badań laboratoryjnych) w warunkach polowych.

Prace składające się na niniejsze osiągnięcie naukowe są próbą oceny możliwości wykorzystania metod biologicznych – opartych na nicieniach entomopatogenicznych w ochronie upraw przed agrofagami. Dzięki temu, że preparaty nicieniowe są całkowicie bezpieczne dla zwierząt kręgowych, ich szerokie zastosowanie w praktyce ochrony upraw

pozwole ograniczyć użycie środków chemicznych, a to przełoży się na lepszą jakość surowców paszowych (głównie zbóż). Dobra jakość paszy jest jednym z elementów dobrostanu zwierząt. W związku z taką tematyką badawczą prace zostały opublikowane w czasopismach z zakresu rolnictwa, ogrodnictwa i ochrony roślin oraz nauk biologicznych.

W swoich badaniach skupiałam się na kilku gatunkach owadów, które powodują znaczące straty ekonomiczne w uprawach zbóż i warzyw, są to: skrzypionka zbożowa *Oulema melanopus* (L.), rolnica czopówka *Agrotis exclamationis* L., piętnówka kapustnica *Mamestra brassicae* L., bielinki *Pieris brassicae* L. i *P. rapae* L.

Produkcja zbóż jest jednym z głównych kierunków produkcji rolniczej w Polsce. Powierzchnia uprawy zbóż plasuje Polskę na drugim miejscu w Unii Europejskiej (po Francji), a w zbiorach zbóż – trzecie (po Francji i Niemczech). Pszenica, z uwagi na duże znaczenie w żywieniu człowieka i zwierząt oraz wysoki potencjał plonowania, odgrywa w polskiej gospodarce znaczącą rolę (ponad 22% w strukturze zasiewów) (Jaśkiewicz i Sulek 2017). Ziarno pszenicy jako surowiec chlebowy i paszowy ma znaczenie strategiczne. Monokultury zbożowe są bardzo podatne na wiele szkodników, zarówno nalistnych jak i uszkadzających korzenie, które w znacznym stopniu wpływają na plonowanie i obniżenie jakości zbioru. Do poważniejszych owadów szkodliwych w Polsce i wielu innych krajach należą m.in., skrzypionka zbożowa – *Oulema melanopus* (L.) (Coleoptera: Chrysomelidae) oraz kilka gatunków motyli z rodzaju *Agrotis* (Lepidoptera: Noctuidae).

W przypadku skrzypionki zbożowej zarówno larwy jak i imagines żerują na liściach pszenicy. Większe szkody powodują larwy - ich żerowanie może zredukować powierzchnię asymilacyjną liści flagowych i podflagowych do 50%, a niekiedy nawet do 80%, przy stracie plonu głównego do 10-25% (Kaniuczak i in. 2011, Bereś 2014). Ponadto w wyniku żerowania larw liście zbóż pokryte zostają wydzielaną przez nie lepłą substancją i kałem. Próg szkodliwości ekonomicznej wynosi 1-1,5 larwy na 1 źdźbło zbóż ozimych oraz 0,5-1 larwy na 1 źdźbło zbóż jarych.

Larwy rolnic *Agrotis* sp. uszkadzają korzenie i szyjki korzeniowe oraz wciągają do ziemi liście i całe młode rośliny. Infekują również rośliny mikroorganizmami. Zwykle obserwuje się dwa okresy żerowania: 1) wiosną, na młodych roślinach różnych gatunków i 2) pod koniec lata, na młodych oziminach. Są to typowe szkodniki dużych pól (Boczek i Lewandowski 2016).

Jeżeli chodzi o uprawy warzyw kapustnych to w ujęciu gospodarczym stanowią one jedną z najważniejszych gałęzi warzywnictwa w Polsce. Według danych GUS z 2017 roku produkcja kapusty głowiastej w ogólnej strukturze upraw warzywniczych w Polsce

wynosiła 18% i stanowiła największy odsetek spośród wszystkich pozostałych gatunków warzyw (Kowalski 2020).

Rośliny kapustne (Brassicaceae) są powszechnie atakowane przez wiele gatunków agrofagów. Do owadów powodujących duże straty ekonomiczne należą m.in. piętnówka kapustnica *Mamestra brassicae* L. (Lepidoptera: Noctuidae) i motyle z rodzaju bielinek *Pieris* sp. (Lepidoptera: Pieridae).

Larwy piętnówki kapustnicy są polifagiczne, oprócz roślin z rodziny kapustowatych tj. kapusty, brokuła, kalafiora, brukselki itd., żerują na ponad 70 gatunkach roślin z 22 rodzin (m.in.: sałacie, burakach, cebuli, ziemniakach, grochu, pomidorach, chryzantemach) (Rojas 1999). Gąsienice początkowo uszkadzają zewnętrzne liście, wygryzając otwory pomiędzy nerwami. Następnie wgryzają się do wnętrza główek kapusty, a także róż kalafiora bądź brokuła. Całkowity czas rozwoju larwalnego wynosi od czterech do sześciu tygodni (Tratwal i in. 2017). W przypadku ich epidemicznego wystąpienia, powierzchnia roślin może być zredukowana nawet do 30%, przy stracie plonu głównego do 10-15%. Próg ekonomicznej szkodliwości stanowi od 4 do 5 gąsienic na 50 roślinach.

Larwy motyli z rodzaju bielinek *Pieris* sp. mogą w znaczący sposób obniżać plony i zmniejszać wartość handlową roślin z rodziny Brassicaceae, a zwłaszcza różnych odmian gatunku *Brassica oleracea* takich jak kapusta *Brassica oleracea* var. *capitata*, rzepa *Brassica napus* var. *napobrassica*, kalafior *B. oleracea* var. *botrytis*, rzepak *B. napus* ssp. *oleifera* oraz chrzan *Armoracia rusticana*.

W Polsce występują cztery gatunki z rodzaju *Pieris* sp.: bielinek kapustnik *P. brassicae*, bielinek rzepnik *P. rapae*, bielinek bytomkowiec *P. napi* oraz występujący na terenach górskich bielinek bryonie *P. bryoniae* (Warecki 2010). Szkody gospodarcze powodują głównie larwy II pokolenia *P. brassicae* i *P. rapae*. Gromadny żer gąsienic bielinka kapustnika prowadzi do szkieletowania liści, natomiast pojedyncze gąsienice bielinka rzepnika wygryzają dziury oraz wchodzi do luźnych główek kapusty, róż kalafiorów i brokułów (Boczek i Lewandowski 2016). Ponadto gąsienice obu gatunków pozostawiają liczne odchody na roślinach (Jögar i in. 2008). Próg ekonomicznej szkodliwości dla bielinka kapustnika to 1 gąsienica na 40 roślinach a bielinka rzepnika 1-3 gąsienice na 10 roślinach.

Dotychczas w Polsce nie prowadzono badań nad oceną skuteczności EPNs w stosunku do wymienionych wyżej gatunków. Pomimo, że *A. exclamatoris* i *M. brassicae* są jednymi z poważniejszych szkodników upraw polowych, to nadal w literaturze brak jest danych na temat możliwości wykorzystania rodzimych izolatów EPNs, jak również preparatów komercyjnych na ich bazie, do zwalczania tych agrofagów.

Jak wspomniałam wyżej skuteczne wykorzystanie EPNs do zwalczania szkodliwej entomofauny wymaga badań dotyczących optymalizacji ich stosowania. Konieczne jest zatem przeprowadzanie testów laboratoryjnych, mających na celu ocenę ich właściwości/cech parazytologicznych. Badania te umożliwiają określenie optymalnej dawki nicieni, odpowiedniej temperatury działania, a także identyfikację gatunków lub izolatów w obrębie gatunku, które powodują najwyższą śmiertelność szkodnika.

Zastosowane w badaniach (PI – PIV) układy metodyczne – liczba izolatów, dawki EPNs, temperatura, ustalono w zależności od cech ekologicznych i biologicznych poszczególnych szkodników (liczba pokoleń w ciągu roku, preferencje w stosunku do temperatury, cechy morfologiczne larw i itp.). Przeprowadzone wcześniejsze badania, w których brałam udział, dotyczące składu gatunkowego EPNs w Polsce (Tumialis i in. 2016) wykazały, że najczęściej występującym gatunkiem jest *S. feltiae*. Mając na uwadze, że jest to gatunek kosmopolityczny i typowo ubikwistyczny, do moich badań wybrałam głównie izolaty tego gatunku. W badaniach przeprowadzonych w warunkach polowych (PV) do ograniczenia liczebności szkodnika zbóż – skrzypionki zbożowej zastosowałam rodzimy izolat *S. feltiae* i w celach porównawczych preparat komercyjny.

W badaniach (PI – PV) wykorzystano łącznie 9 rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych, należących do dwóch gatunków: *S. feltiae* i *H. megidis*. Nicienie te zostały wyizolowane w latach 2010 – 2011 z gleb pobranych w różnych rejonach i siedliskach Polski (Tabela 1). Przynależność gatunkową wyizolowanych nicieni określono metodami genetycznymi (Tumialis i in. 2016). Izolaty utrzymywane są w hodowli ciągłej (Katedra Biologii Środowiska Zwierząt SGGW), w butelkach do hodowli tkankowej, w temperaturze 4°C. Co 3 – 4 miesiące konieczne jest ich „odświeżanie” poprzez namnażanie wg metody Kaya i Stock (1997), na larwach motyla *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Pyralidae). W Katedrze Biologii Środowiska Zwierząt, od wielu lat prowadzona jest również hodowla tego owada.

Tabela 1. Wykaz izolatów zastosowanych w badaniach (PI – PV) wraz z miejscem pobrania z próbek gleby

Gatunek	Izolat	Miejsce pobrania gleby	Współrzędne geograficzne
<i>S. feltiae</i>	ZWO4	łąka, w dolinie rzeki Zwolenka (Puszcza Kozienicka)	N51°23'10.5" E 21°33'33.7"
<i>S. feltiae</i>	ZWO21	łąka, w dolinie rzeki Zwolenka	N 51°23'21.7"

		(Puszcza Kozienicka)	E 21°33'38.9"
<i>S. feltiae</i>	ZWO23	łąka, w dolinie rzeki Zwolenka (Puszcza Kozienicka)	N51°23'1.2" E 21°33'10.1"
<i>S. feltiae</i>	ZAG11	las liściasty, w dolinie rzeki Zagożdżonka (Puszcza Kozienicka)	N 51°30'19.3" E 21°29'13.9"
<i>S. feltiae</i>	ZAG15	łąka, w dolinie rzeki Zagożdżonka (Puszcza Kozienicka)	N51° 23'10.4820" E21° 33'15.5412"
<i>S. feltiae</i>	K10	nieużytki w okolicy Katowic	N 50°10'27.5" E 18°56'51.3"
<i>S. feltiae</i>	K11	uprawa pszenicy w okolicy Katowic	N50°20'5.5968" E19°2'14.0388"
<i>S. feltiae</i>	K13	uprawa <i>Miscantus giganteus</i> , Śląsk	N50° 15' 58.68" E 19° 5' 52.08"
<i>H. megidis</i>	Wipsowo	pole pszenicy, Wipsowo - Pojezierze Olsztyńskie	N 53°54' 32.0" E 20°47' 54.4"

4.4. Omówienie przebiegu badań i uzyskanych wyników

W pracach wchodzących w skład mojego osiągnięcia naukowego do analizy statystycznej używano programów: STATISTICA wersja 8.0; 10; 12 (StatSoft®Polska) i PQStat 1.4.

Prace dotyczące wykorzystania EPNs do zwalczania agrofagów roślin kapustnych:

W pracy **PII** oceniano skuteczność dwóch rodzimych izolatów gatunku *S. feltiae* (ZAG15 oraz K11) w zwalczaniu larw trzech gatunków z rodzaju *Pieris*: bielinka rzepnika *P. rapae* (L.), bielinka bytomkowca *P. napi* (L.), bielinka kapustnika *P. brassicae* (L.).

Larwy tych gatunków bielinków wyhodowano w laboratorium: zapłodnione samice motyli *P. rapae*, *P. napi*, *P. brassicae* odławiano latem 2013 r. w okolicy poletek doświadczalnych SGGW na Ursynowie. Motyle przetrzymywano w plastikowych pojemnikach do momentu złożenia jaj. Wylęgłe larwy karmiono liśćmi kapusty (*Brassica oleracea* var. *capitata*). Badania przeprowadzono na larwach III stadium. Larwy *Pieris* sp. z fragmentem liścia kapusty umieszczano na szalkach Petriego (Ø 9 cm) wyłożonych bibułą

filtracyjną, w liczbie 5 larw/szalkę. Nicienie aplikowano na szalki w dawce 50 IJs/larwę *Pieris* sp. Następnie szalki umieszczano w komorze inkubacyjnej Sanyo w temperaturze 20°C i wilgotności ok. 60%. Każdym z izolatów zarażono po 30 larw każdego gatunku bielinka (w dwóch powtórzeniach). Po 48 godzinach od zarażenia martwe larwy poddawano sekcji i przy użyciu binokularu określono:

- ekstensywność zarażenia (procent zarażonych larw w badanej próbie),
- średnią intensywność zarażenia (średnia liczba nicieni w jednej larwie motyla).

Wyniki

Badania wykazały m.in., że oba izolaty *S. feltiae* charakteryzowały się wysoką patogenicznością w stosunku do wszystkich trzech gatunków motyli (ekstensywność zarażenia $\geq 80\%$). Stwierdzono istotne statystycznie różnice w ekstensywności zarażenia między gatunkami motyli - najbardziej wrażliwym gatunkiem okazał się *P. brassicae* - zarówno izolat *S. feltiae* ZAG15 jak i *S. feltiae* K11 spowodowały 100% ekstensywność zarażenia. Różnice w intensywności zarażania między izolatami były istotne statystycznie – wyższa intensywność cechowała izolat *S. feltiae* K11, natomiast spośród badanych gatunków motyli najwyższą intensywność zarażenia wykazano dla *P. brassicae*. Jest to o tyle istotne, że właśnie ten gatunek powoduje największe straty ekonomiczne spośród krajowych gatunków bielinków. Wysoka intensywność wskazuje na bardzo wysoki potencjał reprodukcyjny nicieni, w badanym gatunku żywiciela, co jest jednym z kryteriów branych pod uwagę przy wyborze izolatów do prób terenowych. Uzyskane w niniejszych badaniach wyniki były wyższe niż podawane dotychczas w literaturze, zarówno dla izolatów *S. feltiae* jak i innych gatunków EPNs.

Praca **PIV** dotyczyła wrażliwości larw piętnówki kapustnicy *Mamestra brassicae* L. na rodzime izolaty nicieni. W badaniach zastosowano osiem izolatów gatunku *S. feltiae* (K10, K11, K13, ZAG11, ZAG15, ZWO4, ZWO21, ZWO23) oraz jeden izolat *H. megidis* (Wipsowo).

Imago piętnówki odławiano za pomocą pułapki świetlnej. Odłowy trwały od czerwca do końca sierpnia. Motyle w parach wpuszczano do szklanych izolatorów umieszczonych w fitotronie. W izolatorach znajdowały się fiolki z pokarmem dla motyli (10% roztwór miodu) oraz rośliny (życica trwała *Lolium perenne* L., lub gwiazdnica pospolita *Stellaria media* L.), jako podłoże do składania jaj. Złożone jaja przenoszono do plastikowych pojemników wyłożonych wilgotnymi krążkami bibuły filtracyjnej, a następnie przykrywano je liśćmi kapusty lub sałaty. Obserwacje rozwoju gąsienic prowadzone były w kabinie

fitotronowej (fotoperiod L16: D8, temperatura $22^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ wilgotność względna powietrza $65 \pm 5\%$). W testach laboratoryjnych wykorzystano gąsienice w dwóch stadiach rozwojowych: L₄ i L₅. Gąsienice *M. brassicae* wraz z kawałkiem liścia kapusty umieszczano na szalkach Petriego (Ø 9 cm) na mokrej bibule filtracyjnej, po 5 osobników na szalkę. Nicienie aplikowano na szalki w dawkach 25 IJs, 50 IJs i 100 IJs/gąsienicę, po czym płytki umieszczano w komorach inkubacyjnych Sanyo w temperaturach 17°C i 22°C i wilgotności ok. 60%, w ciemności. Każdym izolatem zarażano po 210 owadów (35 gąsienic na każdy zestaw parametrów). Po 72 godzinach od zarażenia martwe larwy poddawano sekcji i przy użyciu binokularu określono ekstensywność zarażenia.

Wyniki

Po 72 godzinach od aplikacji najbardziej patogeniczne okazały się izolaty *S. feltiae* K11, *S. feltiae* K13, *S. feltiae* ZAG11 i *S. feltiae* ZWO21, które w temperaturze 22°C i przy dawce 100 IJs spowodowały 100% ekstensywność zarażenia. Izolaty te również w dawce 50 IJs, w temperaturze 22°C spowodowały wysoką ekstensywność (88,6%-100%). Podobnie było w przypadku obu dawek w temperaturze 17°C (85,7-97,1%). Przy najniższej dawce (25 IJs) ekstensywność zarażenia tylko dla nielicznych izolatów przekroczyła 50% (*S. feltiae* K13, *S. feltiae* ZWO21, w temperaturze 22°C). Dla pozostałych izolatów ekstensywność wahała się od 0% do 48,6%. Najmniej skutecznym okazał się izolat *H. megidis* Wispowo, który w żadnym układzie parametrów nie przekroczył 35% ekstensywności zarażenia i *S. feltiae* ZWO4, który nie przekroczył 52% ekstensywności. Analiza statystyczna wpływu temperatury wykazała istotne różnice jedynie dla izolatu *H. megidis* Wipsowo, przy dawkach 50 IJs i 100 IJs. Analiza wpływu dawki na ekstensywność zarażenia bardzo wyraźnie wykazała różnice pomiędzy dawką 25 IJs a 50 IJs oraz dawką 25 IJs i 100 IJs, w temperaturze 22°C dla większości izolatów. W temperaturze 17°C wykazano istotne statystycznie różnice w ekstensywności pomiędzy dawkami 25 IJs i 100 IJs (dla wszystkich badanych izolatów). Natomiast przy dawkach 25 IJs i 50 IJs stwierdzono różnice istotne statystycznie jedynie dla izolatów *S. feltiae* K10, *S. feltiae* K11, *S. feltiae* ZWO21. Nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic w ekstensywności przy dawkach 50 IJs i 100 IJs, z wyjątkiem izolatu *S. feltiae* ZWO23.

Istotnym z punktu widzenia praktycznego zastosowania EPNs było wykazanie, że pomiędzy dawką 50 IJs i 100 IJs nie ma istotnych statystycznie różnic w ekstensywności zarażenia, natomiast stwierdzono takie różnice przy porównaniu dawki 25 IJs z dawką 50 IJs jak i 25 IJs z 100 IJs. Wyniki tych badań mają duże znaczenie ekonomiczne, wskazują

bowiem, że zwiększanie dawki aplikowanych nicieni nie jest metodą na zwiększenie ich skuteczności. Należy zatem skupić się m.in. na doskonaleniu metod aplikacji.

Prace dotyczące wykorzystania EPNs do zwalczania agrofagów w uprawach zbóż:

Badania **(PI)** dotyczyły oceny wrażliwości larw rolnicy czopówki *Agrotis exclamationis* L. na 7 rodzimych izolatów *S. feltiae* (ZAG11, K13, K10, ZWO21, ZAG15, ZWO4, ZWO23) i jeden izolat *H. megidis* (Wipsowo).

Larwy użyte w doświadczeniach wyhodowano z jaj motyli pozyskanych w terenie (odłowionych za pomocą pułapki świetlnej). Hodowle gąsienic prowadzone były w dwóch kabinach fitotronowych, (fotoperiod L18: D6, temperatura 20°C ±1°C wilgotność względna powietrza około 70%). Hodowle gąsienic od wylęgu (stadium L₁) do stadium L₄ prowadzono w plastikowych pojemnikach z wentylowaną pokrywką umieszczając w każdym po 10 gąsienic. Larwy karmione były liśćmi buraków cukrowych i sałatą. W testach laboratoryjnych użyto gąsienic w stadiach rozwojowych L₄ - L₆. Larwy rolnic (z niewielkim fragmentem liścia buraka) umieszczano na szalkach Petriego, na piasku w liczbie 5 larw/szalkę. Nicienie aplikowano na szalki w dawce 50 IJs/larwę *A. exclamationis*. Dodatkowo, dla izolatów *S. feltiae* ZWO21, *S. feltiae* K13, *H. megidis* Wipsowo przeprowadzono testy z zastosowaniem niższej dawki – 30 IJs. Następnie szalki umieszczano w komorze inkubacyjnej w temperaturach: 17°C i 21°C i wilgotności ok. 60%. Każdym z izolatów zarażono po 30 larw *A. exclamationis*, w każdym układzie parametrów. Po 72 godzinach od zarażenia martwe larwy poddawano sekcji i przy użyciu binokularu określono ekstensywność i intensywność zarażenia.

Wyniki

Najbardziej patogeniczne zarówno w temperaturze 17°C jak i 21°C były izolaty *S. feltiae* ZWO21 (ekstensywność odpowiednio 100% i 92,6%) oraz *S. feltiae* K13 (92,6% i 85,2%). Najniższy procent ekstensywności zarówno w temperaturze 17°C jak i 21°C wykazał izolat *H. megidis* Wipsowo (odpowiednio 4,8% i 25%). Analizując różnice między izolatami w intensywności zarażenia zarówno w temperaturze 17°C jak i 21°C stwierdzono istotne statystyczne różnice. Najwyższą wartość intensywności w temperaturze 17°C zaobserwowano dla izolatów: *S. feltiae* ZWO21 (20,7) i *S. feltiae* ZWO4 (19,4). W temperaturze 21°C najwyższą intensywnością charakteryzował się izolat *S. feltiae* ZWO4 (18,6). Analizując wpływ dawki inicjalnej na ekstensywność i intensywność zarażenia w dwóch temperaturach

dla trzech badanych izolatów we wszystkich układach (z wyjątkiem izolatu *H. megidis* Wipsowo w temp. 17°C), uzyskano wyższe wartości po zastosowaniu dawki 50 IJs niż w przypadku dawki 30 IJs.

W badaniach stwierdzono wysoką ekstensywność zarażenia larw rolnic niezależnie od zastosowanej temperatury, przy stosunkowo niskiej dawce. Biorąc pod uwagę polifagizm rolnic można założyć, że EPNs będą skutecznym środkiem w biologicznej ochronie zarówno zbóż jak i innych upraw np. buraków, ziemniaków i roślin korzeniowych, przed tym agrofagiem.

W publikacji **PIII** zastosowano 4 izolaty gatunku *S. feltiae* (ZWO23, ZAG15, K13, ZWO4) i jeden izolat *H. megidis* (Wipsowo). W testach laboratoryjnych użyto imago skrzypionki zbożówki *Oulema melanopus* L., zebranych w okresie ich masowego wystąpienia na pszenicy ozimej i jęczmieniu ozimym (maj), na poletkach doświadczalnych Instytutu Ochrony Roślin – PIB w Polowej Stacji Doświadczalnej w Winnej Górze. Chrząszcze odławiano za pomocą czerpaka entomologicznego. Larwy do testów hodowano w laboratorium. W tym celu, w okresie składania jaj przez samice, rozpoczęto odławianie chrząszczy skrzypionki zbożówki. Zebrano i sparowano ze sobą osobniki, uzyskując około 200 par dorosłych chrząszczy zbożówki, które umieszczono w kabinie fitotronowej, przy stałym oświetleniu w ciągu dnia i trwającej 6 godzin nocy, w temperaturze 20°C±1°C, przy wilgotności względnej powietrza około 50-60%. W kabinie umieszczono doniczki z rośliną żywicielską. Po okresie składania jaj (od 7 do 10 dni) usuwano z doniczek żywe chrząszcze skrzypionek. Inkubacja jaj trwała średnio 5-10 dni. Po tym okresie następował wylęg larw. Kontrolę rozwoju larw skrzypionki zbożówki prowadzono codziennie. Do badań wybrano larwy o wymiarach około 3 mm. W badaniach zastosowano 2 dawki inicjalne EPNs: dla imagines 100 IJs i 500 IJs, dla larw 50 IJs i 100 IJs, oraz 2 wartości temperatur (15°C, 25°C). Imagines *O. melanopus* umieszczano wraz z liśćmi pszenicy na szalkach Petriego (Ø 9 cm), na wilgotnej bibule w liczbie 5 chrząszczy/szalkę, a następnie na szalki aplikowano odpowiednie dawki nicieni. Szalki umieszczano w komorach inkubacyjnych Sanyo w temperaturach: 15°C i 25°C i wilgotności ok. 60%. Analogicznie postępowano w przypadku doświadczeń na larwach. W doświadczeniach wykorzystano po 660 chrząszczy i larw *O. melanopus* (po 30 chrząszczy/larw na każdy układ parametrów). Ekstensywność zarażenia dla imago i larw określano po 48, 72, 96 i 120 godzinach od zarażenia.

Wyniki – imagines *O. melanopus*

W wyniku przeprowadzonych badań stwierdzono m.in., że już po 48 godzinach po aplikacji nicieni, izolat *S. feltiae* ZAG15, w temperaturze 25°C i przy dawce 500 IJs spowodował 100% ekstensywność. Wysoką ekstensywność osiągnął również przy niższej dawce - 84,4%. Najmniej skuteczny okazał się izolat *S. feltiae* ZWO4 (w temperaturze 15°C), którego ekstensywność osiągnęła zaledwie 6,5% przy dawce 100 IJs i 30% przy dawce 500 IJs.

Po 72 i 96 godzinach w obu temperaturach obserwowano wzrost ekstensywności. Najwyższą jej wartość stwierdzono dla *S. feltiae* K13 (84,8%) - temperatura 25°C, dawka 500 IJs i ZAG15 (82,8%) - temperatura 15°C dawka 500 IJs. Najślabszym izolatem okazał się *H. megidis* Wipsowo (33,3%) przy dawce 100 IJs. Po 120 godzinach stwierdzono niewielki wzrost ekstensywności dla większości izolatów w temperaturze 15°C, natomiast w 25°C ekstensywność izolatów nie przekroczyła wartości stwierdzonych po 96 godzinie od aplikacji.

Przy dawce 100 IJs temperatura miała istotny wpływ na ekstensywność zarażenia w przypadku wszystkich izolatów (wyższa ekstensywność w 25°C) w ciągu całego okresu trwania doświadczenia, z wyjątkiem izolatu *H. megidis* Wipsowo. Przy dawce 500 IJs wyższa temperatura miała wpływ na wyższą ekstensywność w przypadku większości izolatów *S. feltiae* (ZAG15, ZWO4, K13) po 48 i 72 godzinach. Natomiast po 96 i 120 godz. miała wpływ na wyższą ekstensywność zarażenia w przypadku dwóch izolatów *S. feltiae* ZAG15 i K13. W temperaturze 15°C stwierdzono wyższą ekstensywność zarażenia po zastosowaniu wyższej dawki izolatów w ciągu całego analizowanego czasu. W temperaturze 25°C uzyskano zróżnicowane wyniki, najwyraźniej wpływ dawki był widoczny dla izolatu *H. megidis* Wipsowo - wyższa dawka spowodowała wyższą ekstensywność zarażenia w ciągu analizowanego czasu.

Wyniki – larwy *O. melanopus*

Wszystkie badane izolaty, poza *H. megidis* Wipsowo, już po 48 godzinach osiągnęły maksymalną ekstensywność (89,3 – 100%). Najniższą ekstensywność (34,4%) zanotowano dla izolatu *H. megidis* Wipsowo w temperaturze 15°C i dawce 50 IJs, ale już po 72 godzinach w temperaturze 15°C i dawce 100 IJs izolat ten uzyskał 96,7% ekstensywności. Przy dawce 50 IJs temperatura nie miała wpływu na ekstensywność zarażenia larw, niezależnie od zastosowanego izolatu. Przy dawce 100 IJs wyższa temperatura miała wpływ na wyższą ekstensywność w przypadku izolatów *S. feltiae* ZAG15 i *S. feltiae* K13. Nie stwierdzono wpływu dawki nicieni (zarówno w temperaturze 15°C i 25°C) na ekstensywność zarażenia larw *O. melanopus*.

Badania pozwoliły wytypować izolaty, które niezależnie od warunków zastosowanych w doświadczeniach miały wysoką ekstensywność, uzyskaną już po 48 godzinach od aplikacji, co predysponuje je do testów polowych. Były to izolaty: *S. feltiae* ZWO4, ZAG15, K13. Niska skuteczność izolatu *H. megidis* Wipsowo była dość zaskakującym wynikiem, ponieważ uważa się, że gatunki z rodzaju *Heterorhabditis* mają większy potencjał owadobójczy względem owadów z rzędu Coleoptera, niż gatunki z rodzaju *Steinernema*. Larwy skrzypionki okazały się bardzo podatne na zarażenie EPNs pomimo, że pokrywa je tzw. płaszcz fekalny (*fecal coat*), który mógłby stanowić barierę przed wniknięciem larw inwazyjnych EPNs.

Kontynuacją badań laboratoryjnych dotyczących skrzypionki były próby terenowe (PV), w których zastosowano rodzimy izolat *S. feltiae* ZAG15 oraz preparat komercyjny Larvanem (zawierający larwy *H. bacteriophora*). Izolat ZAG15 wybrano, ponieważ okazał się najbardziej skuteczny w warunkach laboratoryjnych, zarówno w przypadku larw jak i dorosłych chrząszczy. W celu porównawczym użyto preparatu komercyjnego Larvanem dedykowanego do zwalczania larw chrząszczy.

Badania polowe przeprowadzono na poletkach doświadczalnych Instytutu Ochrony Roślin – PIB w Winnej Górze, na których posiana została pszenica ozima. Miesiąc przed przewidywanym terminem aplikacji EPNs rozpoczęto obserwację rozwoju skrzypionki. Zwalczanie skrzypionki przeprowadza się w okresie, kiedy larwy wylęgle z najwcześniej złożonych jaj osiągają wielkość około 4 mm, a jednocześnie obserwuje się liczne wylęganie larw z masowo składanych jaj. Aplikacji nicieni dokonano, kiedy większość larw ($\geq 90\%$) osiągnęła wielkość 3 – 4 mm. Założono po 4 poletka, na których przeprowadzono aplikację rodzimego izolatu i preparatu komercyjnego. Ponadto wyznaczono 4 poletka kontrolne, na których zamiast nicieni zastosowano wodę. Poletka doświadczalne miały wymiary 2 m $\times$ 2 m. Nicienie aplikowano w dawce 2 mln IJs/m², jako zawiesinę w 11 litrach wody/m². Do opryskiwania poletek użyto opryskiwacza ręcznego z laną polową i dyszami płaskostrumieniowymi oraz najniższym ciśnieniem roboczym 3000 hPa. W celu lepszego rozprowadzenia i utrzymania zawiesiny w kropli oraz ochrony larw IJs przed promieniami UV użyto adjuwantu (AtpolanBio 80 EC w dawce 9,6 ml na m²). Nicienie zastosowano jednorazowo w trakcie wzrostu roślin. Oceny skuteczności zabiegu dokonano na podstawie liczby larw żerujących na roślinach w 2, 4 i 7 dniu po aplikacji nicieni. Skuteczność zabiegu polowego (Sk) wyliczano według wzoru Abbotta (Püntener 1991):

$$Sk = \left(1 - \frac{A1 \times K2}{A2 \times K1}\right) \times 100,$$

Gdzie: A1 – liczba larw skrzypionek na roślinach kontrolnych przed zabiegiem
A2 - liczba larw skrzypionek na roślinach kontrolnych po zabiegu
K1 - liczba larw skrzypionek na roślinach chronionych przed zabiegiem
K2 - liczba larw skrzypionek na roślinach chronionych po zabiegu

Do oceny skuteczności zwalczania skrzypionki przyjęto kryteria skuteczności działania preparatów zgodne z Rozporządzeniem Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z 4.08.2004 – Dz. U. Nr. 183 poz. 1890, gdzie: co najmniej 80% określa się mianem zwalczania, 60–80% to średni poziom zwalczania, 40–60% – oznacza ograniczone zwalczanie.

Ocenę uszkodzeń pszenicy powodowanych przez owady, wykonano 14 dni po przeprowadzeniu zabiegu (w okresie, kiedy larwy rozpoczęły schodzenie do ziemi), określając uszkodzenia powierzchni dwóch górnych liści: flagowego i podflagowego na 100 źdźbłach (z każdego poletka) w fazie dojrzałości mleczej (BBCH 73–77). Uszkodzenia określono wg trzystopniowej skali: słaby - 1°, średni - 2°, silny - 3°. Uzyskane wyniki przekształcano na indeks porażenia (**IP**) według wzoru Townsenda-Heurbergera (1943):

$$IP = \frac{\sum_0^i (n \times v)}{i \times N} \times 100 [\%]$$

Gdzie: n — liczba roślin w danym stopniu porażenia,
v — stopień porażenia (od 0 do i),
i — najwyższy stopień skali porażenia,
N — całkowita liczba badanych roślin.

Wyniki

Przeprowadzone badania wykazały istotne statystycznie różnice pomiędzy poletkami kontrolnymi a poletkami, na których stosowano nicianie (w każdym dniu oceny skuteczności). Największą efektywność zastosowanego zabiegu, na podstawie wskaźnika **Sk**, wykazano w 7 dniu po aplikacji EPNs. Nieznacznie większą skuteczność wykazano dla preparatu Larvanem (49,45%).

Zastosowanie izolatu *S. feltiae* ZAG15 i preparatu komercyjnego Larvanem skutkowało istotnym zmniejszeniem liczby uszkodzonych liści (wskaźnik **IP**) w porównaniu z kontrolą. Najmniejsze uszkodzenia liści stwierdzono na poletkach traktowanych preparatem komercyjnym, dla którego **IP** wyniósł 32% i był ponad dwukrotnie mniejszy niż w kontroli.

Uzyskane wyniki wykazały, że izolat *S. feltiae* ZAG15 i preparat komercyjny są skutecznymi środkami biologicznymi w zwalczaniu larw skrzypionki zbożowej, w warunkach

polowych, zwłaszcza w kontekście jednokrotnej aplikacji nicieni i małej powierzchni liściowej pszenicy.

4.5. Podsumowanie i plany na przyszłość

Publikacje wchodzące w skład mojego osiągnięcia naukowego wpisują się w ogólnoswiatowe wysiłki na rzecz promowania zrównoważonych praktyk w rolnictwie i leśnictwie. W kontekście praktycznego zastosowania EPNs w ochronie roślin paszowych, jednym z kluczowych celów badań laboratoryjnych jest identyfikacja takich izolatów/gatunków nicieni, które przy minimalnych dawkach, a co równie istotne, w relatywnie krótkim czasie po aplikacji, wykazują wysoką ekstensywność zarażenia, osiągającą poziom co najmniej 80%. Taki poziom ekstensywności, uzyskany w warunkach laboratoryjnych, potencjalnie przekłada się na wysoką efektywność biologicznej ochrony roślin w warunkach polowych.

Przeprowadzone badania umożliwiły wyselekcjonowanie izolatów o najwyższej skuteczności wobec badanych gatunków agrofagów. Wyniki badań przedstawionych w pracach stanowiących osiągnięcie naukowe wykazały, że istnieją izolaty EPNs o wysokiej skuteczności niezależnej od gatunku żywiciela, jak i takie, których patogeniczność jest specyficzna dla określonych gatunków owadów. Najbardziej skutecznym i uniwersalnym izolatem okazał się izolat *S. feltiae* ZAG15.

Analiza wpływu dawki w przeprowadzonych badaniach wykazała, że nie ma istotnej różnicy w ekstensywności zarażenia przy dawkach 50 IJs i 100 IJs, podczas gdy różnica ta jest wyraźna pomiędzy dawkami 25 IJs i 50 IJs. Z punktu widzenia ekonomicznej opłacalności stosowania preparatów nicieniowych, istotne jest określenie progu dawki, powyżej którego dalsze jej zwiększenie nie prowadzi do wzrostu skuteczności EPNs.

Wyniki przeprowadzonych badań wskazują również, że intensywność zarażenia stanowi ważne kryterium przy wyborze izolatów do zastosowań terenowych. Wysoki potencjał reprodukcyjny nicieni w żywicielu może prowadzić do dłuższego utrzymywania się larw nicieni w środowisku. Takie właściwości mają szczególne znaczenie w kontekście aplikacji dogłębowych, zwłaszcza w przypadku agrofagów, które przez dłuższy czas przebywają w glebie. Zatem uwzględnienie intensywności zarażenia przy wyborze izolatów może znacząco poprawić efektywność strategii biologicznej kontroli szkodników.

Warto podkreślić, że w przypadku *A. exclamationis* i *M. brassicae*, mimo że są to jedne z poważniejszych szkodników upraw polowych, dotychczas nie prowadzono badań na temat możliwości wykorzystania rodzimych izolatów EPNs i preparatów komercyjnych do ich zwalczania.

Badania dotyczące poszukiwania najbardziej skutecznych rodzimych izolatów/gatunków EPNs w stosunku do konkretnego gatunku agrofaga mają nie tylko charakter badań użytkowych, ale również podstawowych – nierozdzielnie wiążą się z koniecznością izolacji nicieni z różnych obszarów geograficznych i mogą przyczynić się do odkrycia nowych gatunków EPNs, poznania ich preferencji siedliskowych oraz rozmieszczenia poszczególnych gatunków nicieni.

W przyszłych badaniach będę się koncentrować na zwiększeniu skuteczności aplikacji EPNs w warunkach polowych, m.in. poprzez dobór odpowiednich adiuwantów. Dodatek tych substancji może spowolnić proces wysychania larw nicieni, co w konsekwencji może zwiększyć efektywność działania preparatów. Zastosowanie kombinacji różnych adiuwantów ma potencjał dalszego zwiększenia skuteczności EPNs. Dodatkowo, wykorzystanie adiuwantów otwiera nowe możliwości w zwalczaniu owadów szkodliwych żerujących na liściach. Substancje te umożliwiają równomierne rozprowadzenie nicieni na liściach lub innych nadziemnych częściach roślin oraz zwiększają retencję kropeł preparatu na powierzchni liści. Ze względu na brak jednego, uniwersalnego adiuwantu oraz trudności w przewidywaniu wpływu poszczególnych substancji na przeżywalność i właściwości parazytologiczne różnych szczepów nicieni, konieczne są dalsze badania nad toksycznością oraz optymalnymi dawkami adiuwantów. Skuteczność aplikacji EPNs na liściach można także poprawić poprzez innowacyjne metody formulacji zawiesin EPNs, takie jak unieruchamianie nicieni w kapsułkach np. z alginianu wapnia i pokrywanie tych granulek atraktantami, które zachęcają owady do ich spożycia.

Badania nad patogenicznością rodzimych szczepów nicieni w przyszłości umożliwią wykorzystanie najbardziej patogenicznych szczepów do produkcji preparatów biologicznych. Jest to szczególnie istotne z perspektywy ich efektywności w naszych warunkach glebowych i klimatycznych oraz ochrony lokalnej bioróżnorodności. Zastosowanie takich preparatów ma kluczowe znaczenie z punktu widzenia ochrony środowiska i zdrowia ludzkiego.

Ponadto planuję również badania dotyczące właściwości owadobójczych czystych kultur bakterii i metabolitów wtórnych bakterii *Xenorhabdus* i *Photorhabdus* (symbiotycznie związanych z EPNs) i ich wykorzystania w biologicznej ochronie roślin.

5. Informacja o wykazywaniu się istotną aktywnością naukową albo artystyczną realizowaną w więcej niż jednej uczelni lub instytucji naukowej

Od wielu lat w ramach mojej działalności naukowej wraz z dr hab. Dorotą Tumialis, prof. SGGW (Katedra Biologii Środowiska Zwierząt, Instytutu Nauk o Zwierzętach Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie) współtworzę zespół badawczy zajmujący się różnymi aspektami badań nad nicieniami entomopatogenicznymi. Badania naszego zespołu skupiają się na analizie biologii, ekologii oraz potencjalnych zastosowań tych organizmów w ochronie roślin, szczególnie w kontekście ich wykorzystania jako naturalnych wrogów szkodników w rolnictwie i leśnictwie. W ramach naszej współpracy realizuję tematy badawcze, które mają na celu zarówno pogłębienie wiedzy podstawowej, jak i opracowanie praktycznych rozwiązań dla rolnictwa ekologicznego i zrównoważonego. Badam m.in. różnorodność genetyczną rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych, ich zdolność do przetrwania w różnych warunkach środowiskowych, a także mechanizmy interakcji z organizmami docelowymi, czyli szkodnikami owadzi. Duży nacisk kładę na poznanie wpływu czynników środowiskowych, takich jak temperatura, wilgotność oraz wpływ symbiotycznych bakterii na efektywność nicieni jako czynników biologicznego zwalczania szkodników. Wspólne badania obejmują również ocenę potencjału nicieni entomopatogenicznych w integrowanych programach ochrony roślin co wymaga połączenia wiedzy z zakresu biologii nicieni, entomologii oraz ekologii agroekosystemów. Efektem naszej współpracy jest 12 współautorskich publikacji z listy JCR.

Działania zespołu nie ograniczają się wyłącznie do aspektów naukowych – staramy się także popularyzować wiedzę o nicieniach entomopatogenicznych wśród praktyków rolniczych, leśników oraz studentów, co przyczynia się do szerokiego zastosowania wyników naszych badań w praktyce.

Praca w tym zespole badawczym umożliwiła mi nawiązanie współpracy z wiodącymi jednostkami naukowymi, co zaowocowało szeregiem publikacji w czasopismach naukowych znajdujących się w bazie JCR oraz wniosło istotny wkład w rozwój wiedzy i praktyki w dziedzinie ochrony roślin oraz biologicznego zwalczania szkodników w różnych uprawach. Długoletnia i ścisła współpraca prowadzona jest z dwiema jednostkami:

Instytut Ochrony Roślin – Państwowy Instytut Badawczy w Poznaniu

W ramach wieloletniej współpracy z dr hab. Magdaleną Jakubowską (2009 – obecnie) prowadziłam badania nad metodami biologicznego zwalczania szkodników w uprawach rolnych, w szczególności z wykorzystaniem rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych. Współpraca ta umożliwiła mi dostęp do zaawansowanej infrastruktury badawczej Instytutu, w tym komór fitotronowych do hodowli agrofagów oraz specjalistycznych poletek doświadczalnych w Polowej Stacji Doświadczalnej w Winnej Górze. Dzięki temu mogłam poszerzyć swoje umiejętności w zakresie prowadzenia badań laboratoryjnych i terenowych, w tym w szczególności:

- prowadzenia hodowli agrofagów w kontrolowanych warunkach;
- oceny skuteczności biologicznych metod ochrony roślin;
- pracy z zaawansowanymi urządzeniami badawczymi i infrastrukturą polową;
- analizy danych eksperymentalnych oraz interpretacji wyników w kontekście praktyki rolniczej.

Umiejętności te pozwoliły mi na realizację kompleksowych badań laboratoryjnych i polowych, których wyniki znalazły odzwierciedlenie w publikacjach wchodzących w skład mojego głównego osiągnięcia naukowego (PI – PV). Współpraca z Instytutem Ochrony Roślin nie tylko wzbogaciła moje doświadczenie badawcze, ale również umożliwiła systematyczną wymianę wiedzy i najlepszych praktyk, co znacząco przyczyniło się do mojego rozwoju zawodowego i naukowego.

Instytut Badawczy Leśnictwa

Moja wieloletnia współpraca z prof. dr hab. Iwoną Skrzecz (2009–obecnie) koncentruje się na badaniach nad zastosowaniem nicieni entomopatogenicznych w zwalczaniu owadów zagrażających uprawom leśnym. W ramach tej współpracy miałam możliwość rozwijania kompetencji badawczych poprzez udział w kompleksowych badaniach laboratoryjnych oraz terenowych prowadzonych w różnych nadleśnictwach na terenie całego kraju. W szczególności współpraca z IBL pozwoliła mi na:

- prowadzenie badań terenowych w naturalnych warunkach środowiskowych;
- pozyskiwanie i monitorowanie populacji owadów w ich naturalnym środowisku, co umożliwiło weryfikację skuteczności biologicznych metod zwalczania szkodników;
- opracowywanie i testowanie innowacyjnych metod aplikacji nicieni entomopatogenicznych;
- integrowanie wyników badań laboratoryjnych i terenowych w celu opracowania praktycznych rozwiązań dla leśnictwa;
- analizę i interpretację danych w kontekście zróżnicowanych warunków ekologicznych.

Efektem tej współpracy jest sześć publikacji naukowych (pozycje numer: 22, 25, 27, 29, 33, 34 w „Wykazie osiągnięć naukowych”), które znacząco przyczyniły się do rozwoju wiedzy w zakresie biologicznego zwalczania szkodników leśnych oraz mają bezpośrednie zastosowanie w praktyce leśnej.

W roku 2021 rozpoczęłam współpracę badawczą z dr. Grzegorzem Kanią z Uniwersytetu Medycznego w Lublinie, dotyczącą możliwości zastosowania rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych w zwalczaniu krocionogów (Diplopoda). Niektóre gatunki tych bezkręgowców, ze względu na masowe pojawy, stanowią poważny problem w środowiskach rolniczych i synantropijnych. Zwalczanie krocionogów metodami chemicznymi jest utrudnione z kilku względów, wynikających z ich biologii, ekologii oraz morfologii. Przede wszystkim charakteryzują się one twardym, silnie zesklebionym oskórkiem, który chroni je przed działaniem wielu środków chemicznych aplikowanych powierzchniowo. Ponadto są organizmami żyjącymi głównie w ściółce i glebie — gdzie preparaty te szybko tracą aktywność lub nie osiągają skutecznego stężenia. Ze względu na powyższe cechy, większą skuteczność wykazują metody biologiczne, takie jak wspieranie populacji naturalnych wrogów (np. płazów, ptaków czy jeży) oraz zastosowanie organizmów pasożytniczych, w tym nicieni entomopatogenicznych.

W ramach prowadzonych badań skupiliśmy się na trzech gatunkach krocionogów, których masowe pojawy są notowane w Polsce: krocionóg brunatny *Cylindroiulus frisius*, krocionóg krwawoplamy *Blaniulus guttulatus* oraz krocionóg piaskowy *Ommatoiulus sabulosus*. Dotychczas przeprowadzaliśmy serię badań laboratoryjnych z zastosowaniem dwóch rodzimych izolatów *S. feltiae*: ZAG15 i K13, wyniki tych badań są w trakcie analizy.

Wszystkie działania, realizowane we współpracy z innymi jednostkami naukowymi, nie tylko przyczyniły się do poszerzenia mojej wiedzy i doświadczenia, ale także umożliwiły rozwój interdyscyplinarnych badań naukowych. Dzięki współpracy z różnymi instytutami możliwe było łączenie specjalistycznych kompetencji, co przełożyło się na wymierne efekty w postaci publikacji oraz praktycznych zastosowań w ochronie roślin i środowiska.

5.1. Staże badawcze

Przed doktoratem

Staż w Zakładzie Ekologii Zwierząt Uniwersytetu M. Kopernika w Toruniu (**32 dni: 1 lutego - 3 marca 1996 r.**), w zakresie biologii i morfologii motyli minujących. Celem

stażu, który odbywałam pod kierunkiem prof. dr hab. Jarosława Buszko, było zapoznanie się z różnorodnością motyli minujących (w Polsce około 400 gatunków), poznanie metod zbioru i hodowli stadiów preimaginalnych, sposobów przechowywania materiałów (preparowanie imagines, przygotowanie preparatów mikroskopowych, zbiorów zielnikowych roślin z żerowiskami larw tych motyli) oraz preparowania narządów istotnych w identyfikacji gatunków.

Po doktoracie

Staż naukowy w Institute of Evolutionary and Ecological Sciences, Leiden University, Holandia (**41 dni: 1 sierpnia 2002 r. - 10 września 2002 r.**). W ramach stażu zapoznałam się z metodami i technikami genetycznymi stosowanymi w badaniach ewolucyjnych nad motylami. Staż odbyłam pod kierunkiem prof. Paula M. Brakefielda. W trakcie stażu nawiązałam współpracę z dr Erik J. van Nieukerken z Naturalis Biodiversity Center w Leiden, której efektem była publikacja: Nieukerken E. J., **Mazurkiewicz A.**, Palka K., **2004**. *Trifurcula pallidella* (Duponchel, 1843) (Nepticulidae): distribution, biology and immature stages, particularly in Poland. *Nota Lepidopterologica*, 27 (2/3): 159-178.

6. Informacja o osiągnięciach dydaktycznych, organizacyjnych oraz popularyzujących naukę lub sztukę

6.1. Osiągnięcia dydaktyczne

Pracę na stanowisku nauczyciela akademickiego podjęłam na Wydziale Nauk o Zwierzętach SGGW w Warszawie 15 lutego 2002 r. Przygotowanie dydaktyczne zdobyłam podczas stacjonarnych studiów doktoranckich (w latach 1995 – 2000) uczęszczając na zajęcia „Pedagogika z psychologią”, w trakcie prowadzenia zajęć dydaktycznych (ćwiczenia z przedmiotu: zoologia bezkręgowców i zoologia kręgowców) oraz w okresie zatrudnienia na stanowisku pracownika dydaktycznego w Wyższej Szkole Humanistyczno-Przyrodniczej w Sandomierzu (1.10.2001 - 30.06.2002).

W trakcie mojej działalności dydaktycznej na Wydziale Nauk o Zwierzętach SGGW w Warszawie uczestniczyłam w opracowaniu tematyki następujących przedmiotów realizowanych w języku polskim na następujących kierunkach:

Wydział Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt:

Kierunek: Hodowla i Ochrona Zwierząt Towarzyszących i Dzikich

Zoologia bezkręgowców, studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia). Koordynator przedmiotu.

Zoogeografia, studia stacjonarne i niestacjonarne I° (wykłady). Koordynator przedmiotu.

Zoologia bezkręgowców, studia niestacjonarne I° (ćwiczenia).

Podstawy ekologii, studia stacjonarne i niestacjonarne I° (ćwiczenia terenowe).

Zoologia kręgowców, studia stacjonarne i niestacjonarne I° (ćwiczenia).

Seminarium inżynierskie, studia stacjonarne I° (ćwiczenia).

Praktyczne aspekty entomologii, studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Monitoring populacji zwierząt, studia stacjonarne i niestacjonarne II° (wykłady i ćwiczenia).

Gatunki inwazyjne i konfliktowe, studia stacjonarne i niestacjonarne II° (wykłady).

Kierunek: Zootechnika

Zoologia, studia stacjonarne i niestacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Anatomia bezkręgowców, studia niestacjonarne I° (ćwiczenia).

Ekologia, studia stacjonarne i niestacjonarne I° (ćwiczenia terenowe).

Kierunek: Bioinżynieria Zwierząt

Zoologia, studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Wydział Biologii i Biotechnologii:

Kierunek: Biologia

Zoologia bezkręgowców, studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Wydział Budownictwa i Inżynierii Środowiska:

Kierunek: Ochrona Środowiska

Zoologia studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Inwentaryzacja i waloryzacja przyrodnicza, studia stacjonarne I° (ćwiczenia terenowe).

Fauna Polski, studia stacjonarne I° (wykłady).

Prowadziłam zajęcia na zamkniętych kierunkach:

Wydział Nauk o Zwierzętach: Zoologia – dla kierunku Hodowla Koni, studia wieczorowe I° (ćwiczenia, wykłady)

Wydział Rolnictwa i Biologii: Zoologia bezkręgowców – dla kierunku Biologia, studia wieczorowe I° (ćwiczenia)

Międzywydziałowe Studium Towaroznawstwa: Zoologia – dla kierunku Towaroznawstwo, studia stacjonarne I° (wykłady i ćwiczenia).

Jestem promotorem 21 prac dyplomowych, w tym 14 prac inżynierskich/licencjackich oraz 7 prac magisterskich. Pełniłam również funkcję recenzenta, oceniając łącznie 30 prac dyplomowych, w tym 28 inżynierskie/licencjackie i 2 magisterskie (dane od roku akademickiego 2004).

Byłam członkiem komitetu redakcyjnego opracowania książki „Osiedle mieszkaniowe w strukturze przyrodniczej miasta” B. Szulczewska (red.), Wydawnictwo SGGW, Warszawa 2015, oraz współredaktorem podręcznika „Zoologia dla uczelni rolniczych” D. Tumialis, A. Mazurkiewicz (red.), PWN, 2024.

6.2. Osiągnięcia organizacyjne i popularyzacja wiedzy

Członek Rady Programowej przy Wydziale Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt (2019-2024; 2025-2028).

Sekretarz Komisji ds. Przeciwdziałania Dyskryminacji i Mobbingowi Instytutu Nauk o Zwierzętach SGGW (2025-2028).

Opiekun Koła Naukowego „Atlas” (od lutego 2020)

Koordynator planów dydaktycznych i organizacji zajęć dydaktycznych w Zakładzie Zoologii (Katedra Biologii Środowiska Zwierząt, Wydział Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt) (2002 – 2022).

Opiekun roku studentów stacjonarnych I° i II° na kierunku Hodowla i Ochrona Zwierząt Towarzystwujących i Dzikich (Wydział Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt) (2018-2022).

Udział w organizacji Dni SGGW (jako opiekun Koła Naukowego Atlas) (2022, 2023, 2024) i organizowanie pokazów w laboratorium nematologicznym Zakładu Zoologii (Katedra Biologii Środowiska Zwierząt, Wydział Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt) w ramach Dni SGGW (2009, 2010, 2011).

Prowadzenie warsztatów dla szkół średnich z zakresu entomologii (6 warsztatów, 2016).

Udział w Rendez – vous z SGGW – w ramach tych spotkań odbywała się prezentacja laboratoriów i kół naukowych Wydziału Nauk o Zwierzętach (2013, 2014).

Opiekun praktyk studenckich realizowanych przez studentów Wydziału Hodowli, Bioinżynierii i Ochrony Zwierząt SGGW w Katedrze Biologii Środowiska Zwierząt – 2 osoby (2014 i 2015).

Pomoc w koordynacji przedmiotowego egzaminu wstępnego z biologii – „Start po indeks” (2015, 2016).

Członek Komisji egzaminującej z praktyk studenckich (2004, 2008, 2009).

Członek Komisji Naukowej podczas Przeglądu Dorobku Kół Naukowych SGGW – 2007.

Sekretarz Wydziałowej Komisji Rekrutacyjnej – 2006.

Członek Wydziałowej Komisji Rekrutacyjnej – 2005.

7. Omówienie pozostałych osiągnięć

Moja działalność naukowo-badawcza w okresie pracy zawodowej związana była również z następującą tematyką badań:

I. Wykorzystanie nicieni entomopatogenicznych w ochronie upraw leśnych oraz drzew owocowych i ozdobnych.

Badania przeprowadzone w ramach tego tematu miały na celu wytypowanie najbardziej skutecznych rodzimych izolatów nicieni entomopatogenicznych jak również preparatów komercyjnych do zwalczania owadów, które powodują znaczące straty ekonomiczne w uprawach leśnych - szeliniaka sosnowca *Hylobius abietis* (L.) i barczatki sosnówki *Dendrolimus pini* (L.) oraz szkodników drzew owocowych i ozdobnych - motyli z rodzaju namiotnik *Yponomeuta*. Badania dotyczące szkodników leśnych - szeliniaka sosnowca i barczatki sosnówki były przeprowadzone we współpracy z Instytutem Badawczym Leśnictwa, ich efektem są publikacje, które zostaną omówione poniżej.

Ekosystemy leśne są jednym z obszarów, gdzie istnieje szczególnie pilna potrzeba zastąpienia środków chemicznych biologicznymi. Powodem tego jest m.in. wysoka i utrzymująca się od wielu lat liczebność szkodników, szybki rozwój odpornych ras owadów, problem pozostałości pestycydów i związane z tym zagrożenie środowiska. Z drugiej strony następuje spadek zainteresowania producentów pestycydów rejestracją środków ochrony

roślin w leśnictwie, ze względu na jej wysokie koszty i skomplikowane procedury wynikające z prawa obowiązującego w krajach Unii Europejskiej. Ponadto certyfikacja Lasów Państwowych w systemie FSC (Forest Stewardship Council) ograniczyła możliwość stosowania większości insektycydów w ochronie szkółek i upraw leśnych przed owadami. W efekcie leśnicy dysponują obecnie nielicznymi insektycydami z grupy politoksycznych pyretroidów przeznaczonych do ochrony upraw przed szkodnikami. Współczesna ochrona lasu musi zatem opierać się na integracji różnych metod prowadzących do zmniejszenia zagrożenia i zakresu szkód wyrządzanych przez owady i inne organizmy (Skrzecz i in. 2023).

Szeliniak sosnowiec *Hylobius abietis* (L.) (Coleoptera: Curculionidae) należy do gatunków wyrządzających największe szkody gospodarcze w najmłodszych uprawach drzew iglastych. Gatunek ten rozpowszechniony jest na obszarze Europy, Syberii i Japonii. W Polsce szeliniak sosnowiec występuje corocznie na terenie całego kraju, a kontrolą liczebności tego gatunku objęte są wszystkie uprawy leśne (Kolk i Kapuściński 2004). Owad ten może uszkadzać praktycznie wszystkie gatunki drzew iglastych, a także drzewa liściaste. Chrząszcze żerują na strzałkach i bocznych pędach sadzonek wygryzając płatowo korę, co w konsekwencji prowadzi do deformacji i usychania drzewek. Larwy szeliniaka sosnowca nie powodują szkód gospodarczych, gdyż rozwijają się w korzeniach pniaków pozostałych po ściętych sosnach *Pinus* spp. i świerkach *Picea* spp. W Polsce co roku zabezpiecza się przed szkodami wyrządzanymi przez chrząszcze szeliniaka wiele tysięcy hektarów upraw. Zabiegi te polegają na chemicznym zabezpieczaniu sadzonek przez namaczanie nadziemnych części roślin w roztworze insektycydu. W przypadku masowych pojawów chrząszczy na uprawach wykonuje się opryski drzewek.

Wobec powyższych problemów podjęte zostały badania, których wyniki przedstawiono w publikacji Tumialis i in. (2013). Do badań tych wytypowano 3 izolaty reprezentujące 2 gatunki: *S. kraussei* i *S. feltiae*. Larwy szeliniaka sosnowca zostały wyizolowane z korzeni pniaków *P. sylvestris* powstałych po ścięciu 100-letnich drzew, w Nadleśnictwie Celestynów, Leśnictwo Torfy. W testach zastosowano dawkę 100 IJs/larwę *H. abietis* i temperaturę inkubacji 20°C. W badaniach określono: ekstensywność zarażenia (procent zarażonych larw w badanej próbie) oraz intensywność zarażenia (liczba nicieni stwierdzona w jednej zarażonej larwie). W ekstensywności zarażenia nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic, była ona wysoka dla wszystkich badanych izolatów i wahała się od 80 do 86%. Stwierdzono natomiast istotne różnice w intensywności zarażenia między badanymi izolatami. Izolat *S. feltiae* ZAG15 charakteryzował się istotnie wyższą średnią intensywnością w porównaniu do pozostałych izolatów nicieni. Uzyskane w badaniach

wyniki były znacznie wyższe niż uzyskane przez innych autorów przy zastosowaniu tej samej dawki nicieni. Można zatem przypuszczać, że zastosowanie w terenie rodzimych izolatów, a zwłaszcza *S. feltiae* ZAG15, może dać lepsze wyniki niż stosowane dotychczas preparaty.

Wyniki badań terenowych przedstawiono w pracy Skrzecz i in. (2023). Celem pracy była ocena możliwości wykorzystania komercyjnych biopreparatów Nemastar (*S. carpocapsae*), Nemaplus (*S. feltiae*), Hd-Nematodes (*H. downesi*), Nematop (*H. bacteriophora*) (firmy E-NEMA GmbH) do redukcji populacji larw szeliniaka sosnowego rozwijającej się w pniakach *P. sylvestris* pozostawionych na zrębach. Drugim celem było określenie (poprzez ocenę stopnia uszkodzenia sadzonek), w jakim stopniu zastosowanie preparatów zmniejsza migrację chrząszczy z miejsca wylęgu (korzeni pniaków) na roślinny żywicielskie (sadzonki sosny). Badania te przeprowadzono na jednorocznych zrębach z pniakami *P. sylvestris* pozostałymi po wycince 90-110-letnich drzewostanów sosny zwyczajnej. W próbach na „małą skalę” glebę wokół pniaków podlano zawiesiną larw nicieni *Steinernema carpocapsae* (Weiser), *S. feltiae* (Filipjev), *Heterorhabditis bacteriophora* (Poinar) i *H. downesi* Stock, Griffin i Burnell. W doświadczeniach na „dużą skalę” zabiegi przeprowadzono na powierzchni 1 ha i na zręby aplikowano larwy nicieni *S. carpocapsae* i *H. downesi*. Nicienie stosowano w dawce 3,5 miliona IJs/pniak. Wyniki zabiegów na „małą skalę” wykazały niskie spasożytowanie larw *H. abietis* (5–25%) przez nicienie. Największą śmiertelność larw *H. abietis* (11–25%) stwierdzono w korzeniach pniaków *P. sylvestris* traktowanych *H. downesi*. W badaniach na „dużą skalę” stwierdzono spasożytowanie larw *H. abietis* wynoszące 17%. Zastosowane zabiegi nie miały wpływu na wielkość szkód wyrządzonych przez chrząszcze *H. abietis* na sadzonkach sosny. Niski poziom spasożytowania *H. abietis* wynikał prawdopodobnie z niekorzystnych dla rozwoju nicieni warunków atmosferycznych. Uzyskane wyniki zostały w pracy dokładnie omówione w kontekście czynników abiotycznych mogących mieć wpływ na skuteczność zastosowań nicieni na zalesianych terenach.

Kolejne badania dotyczyły barczatki sosnówki *Dendrolimus pini* L

Barczatka sosnówka występuje na obszarze od Europy Zachodniej po Japonię (Szujewski 1998). Gatunek ten w Polsce, Niemczech i na Litwie należy do najgroźniejszych ekonomicznie szkodników sosny zwyczajnej (*Pinus sylvestris* L.) (Sierpińska 1998, Ostrauskas i Ivinskis 2011, Gräber i in. 2012). W przypadku niewystarczającej dostępności *P. sylvestris*, larwy *D. pini* mogą żerować na innych gatunkach z rodzajów *Pinus* L. oraz *Picea* Dietrich, *Larix* Mill, *Abies* Mill., *Tsuga* Carriere (Hardin i Suazo 2012, Skrzecz i in. 2020). Barczatka sosnówka jest gatunkiem występującym w formie gradacji, najczęściej w

monokulturach *P. sylvestris* w wieku od 20 do 80 lat, rosnących na słabych glebach piaszczystych. W Polsce w ciągu ostatnich 10 lat szkodnik ten wystąpił na łącznej powierzchni około 300 tysięcy hektarów drzewostanów sosnowych powodując ich defoliację, często przekraczającą 50% (Skrzecz i in. 2020).

Obserwowane obecnie ocieplanie się klimatu wpływa na ekspansję *D. pini* czego konsekwencją jest wzrost zagrożenia lasów na obszarze Europy północnej. (Björkman i in. 2013, Ray i in. 2016). Dużym problemem jest wzrastająca odporność tego szkodnika na środki chemiczne (Gedminas i in. 2015).

W badaniach laboratoryjnych, których wyniki omówiono w pracy Tumialis i in. (2018) użyto czterech rodzimych izolatów reprezentujących gatunek *S. feltiae* i jeden izolat gatunku *H. megidis*. Gąsienice *D. pini* zebrano w 40-letnich drzewostanach sosny zwyczajnej *Pinus sylvestris* L. nadleśnictwa Grodziec (Polska centralna). Następnie założono hodowlę gąsienic w laboratorium. W badaniach zastosowano dwie dawki: 50 IJs/gąsienicę i 100 IJs/gąsienicę oraz dwie temperatury inkubacji: 17°C i 22°C. Po 48 godzinach od zarażenia martwe larwy poddawano sekcji i określono ekstensywność i intensywność zarażenia

W badaniach wykazano m.in. brak statystycznie istotnych różnic, niezależnie od zastosowanej dawki i temperatury. Dla izolatów *S. feltiae* ekstensywność zarażenia owadów wyniosła 86,7-100% i była wyższa od ekstensywności zarażenia gąsienic izolatem *H. megidis* (Wipsowo), która wahała się od 20 do 100%. Nie stwierdzono wpływu temperatury na ekstensywność zarażenia gąsienic izolatami *S. feltiae*, niezależnie od zastosowanej dawki EPNs. Natomiast izolat *H. megidis* miał wyższą ekstensywność zarażania owadów w temperaturze 17°C niż w 22°C, niezależnie od dawki inicjalnej EPNs. W badaniach stwierdzono istotną statystycznie zależność intensywności zarażenia od zastosowanego izolatu, jak również wpływ dawki nicieni na intensywność zarażenia (w większości wariantów). Przeprowadzone badania wskazały, że przy wyborze izolatu oprócz ekstensywności, ważnym wskaźnikiem jest również intensywność zarażenia i powinna być jednym z kryteriów branych pod uwagę przy wyborze izolatów do aplikacji terenowych. Wysoki potencjał reprodukcyjny nicieni w owadach może skutkować ich dłuższym utrzymywaniem się w środowisku leśnym.

Bardzo obiecujące wyniki testów laboratoryjnych dały podstawę do dalszej współpracy z Instytutem Badawczym Leśnictwa, dzięki czemu możliwe było przeprowadzenie badań terenowych. Celem ich było ocena biologicznej aktywności nicieni z rodzajów *Steinernema* i *Heterorhabditis* wobec larw *D. pini* w próbach półterenowych i terenowych). Wyniki tych badań przedstawiono w pracy Tumialis i in. (2023). Badania

półterenowe prowadzone były w szklarniach Instytutu Badawczego Leśnictwa w Sękocinie Starym. W badaniach zastosowano 3 gatunki nicieni - rodzime izolaty *S. feltiae* ZAG15 i *H. megidis* Wipsowo oraz preparat komercyjny Nemamax (zawierający *H. downesi*) firmy E-nema GmbH, Niemcy. Nicienie aplikowano w dwóch dawkach: 0,5 mln IJs i 1 mln IJs (w temperaturze 10-11°C).

W próbach terenowych zastosowano dwa preparaty komercyjne: Entonem zawierający nicienie *S. feltiae* (firmy Koppert, Holandia) i preparat zawierający *S. carpocapsae* (firmy E-nema GmbH, Niemcy). Aplikację nicieni wykonano w Nadleśnictwie Wronki w leśnictwie Mokrz (w okresie schodzenia gąsienic barczatki do ścioly na zimowanie) gdzie w drzewostanie sosnowym na siedlisku boru świeżego stwierdzono występowanie barczatki sosnowki w stopniu silnym. Nicienie aplikowano w zawiesinie 5 mln IJs w 10 litrach wody/drzewo. Ocenę skuteczności zabiegu przeprowadzono na podstawie liczby larw barczatki odłowionych na opaskach lepowych w okresie ich wędrówki w korony drzew (po przezimowaniu). W próbach półterenowych stwierdzono istotną statystycznie różnicę w ekstensywności zarażenia pomiędzy badanymi gatunkami nicieni. Najwyższą ekstensywność zarażenia (>80%) stwierdzono dla izolatu *S. feltiae* ZAG15, najniższą (<3,6%) dla preparatu komercyjnego *H. downesi*. Nie stwierdzono statystycznego istotnego wpływu dawki na ekstensywność zarażenia.

Przeprowadzona ocena skuteczności preparatów w badaniach terenowych wykazała istotne statystycznie różnice pomiędzy nimi. Zastosowanie biopreparatu zawierającego *S. feltiae* skutkowało około 40-50% redukcją liczebności szkodnika zimującego w ściolie. Aplikacja nicieni z gatunku *S. carpocapsae* nie miała wpływu na liczebność gąsienic barczatki. Większa skuteczność *S. feltiae* może wynikać m. in. z predyspozycji tego gatunku do warunków siedliskowych w jakich występuje *D. pini*. Otrzymane wyniki pozwalają stwierdzić, że nicienie entomopatogeniczne (w szczególności *S. feltiae*) można uznać za potencjalne środki kontroli biologicznej w celu zmniejszenia szkód wyrządzanych przez larwy *D. pini*. Należy podkreślić, że były to pierwsze na świecie badania dotyczące zwalczania barczarki z wykorzystaniem EPNs.

W ramach omawianego wątku tematycznego uczestniczyłam również w badaniach nad możliwością zastosowania nicieni do zwalczania larw namiotników żerujących na drzewach i krzewach owocowych i ozdobnych. Wyniki tych badań przedstawiono w pracy Kucharska i in. 2023. Do rodziny namiotnikowate (Lepidoptera: Yponomeutidae) należy ok. 30 gatunków motyli, których larwy żerują na różnych gatunkach i odmianach drzew owocowych i ozdobnych. Namiotniki mogą być monofagami, oligofagami lub polifagami

(Arduino i in. 1983). Niektóre gatunki z tej rodziny stanowią poważne zagrożenie dla środowiska, głównie ze względu na znaczną defoliację, jak również na powszechne stosowanie insektycydów chemicznych do ich zwalczania. Gąsienice *Yponomeuta padella* (Linnaeus, 1758) żerują głównie na tarninie *Prunus spinosa* i innych gatunkach z rodzaju śliwa *Prunus* oraz głogach *Crataegus spp.*, natomiast *Yponomeuta cagnagella* (Hübner, 1813) na trzmielinach *Euonymus spp.* Larwy namiotników tworzą charakterystyczne ochronne oprzędy na końcówkach pędów drzew, łącząc przędzą sąsiadujące liście, które stanowią ich pożywienie.

Celem badań była ocena wrażliwości larw i poczwerek *Y. padella* i *Y. cagnagella* na natywny izolat *S. feliae* ZAG15 w warunkach laboratoryjnych oraz sprawdzenie aktywności biologicznej tych nicieni wobec larw i poczwerek tych namiotników w warunkach terenowych.

W testach laboratoryjnych użyto larw i poczwerek *Y. padella* oraz *Y. cagnagella* zebranych w okresie ich masowego wystąpienia na mirabelce (*Prunus domestica* L. subsp. *syriaca* (Borkh.) Janch. var. *cerea* oraz trzmielinie pospolitej (*Euonymus europaeus* L.), w Warszawie (dzielnica Ursynów). W badaniach zastosowano izolat *S. feliae* ZAG15. Przeprowadzono aplikacje nicieni na larwy i poczwarki wyizolowane z oprzędów (testy szalkowe - 50 IJs/1 owada) jak i na owady znajdujące się w oprzędach (testy pojemnikowe - 100 IJs/1 owada). Badania terenowe przeprowadzono w tych samych miejscach, z których wcześniej zebrano larwy i poczwarki do badań laboratoryjnych.

Porównując śmiertelność larw i poczwerek w testach szalkowych, pomiędzy gatunkami *Y. padella* i *Y. cagnagella*, stwierdzono istotne różnice statystyczne. Wyższą śmiertelność, zarówno larw i poczwerek stwierdzono dla gatunku *Y. padella*, wynosiła ona odpowiednio 82% i 88%, natomiast dla *Y. cagnagella* 50% i 33,3%. W przypadku larw i poczwerek w oprzędach stwierdzono istotne statystycznie różnice tylko dla poczwerek - śmiertelność była wyższa w przypadku *Y. padella* (36%).

Obiecujące wyniki badań laboratoryjnych nie przełożyły się jednak na rezultaty w próbach terenowych, w których aplikacja EPNs okazała się całkowicie nieskuteczna. Głównym powodem tego może być specyficzny sposób żerowania gąsienic tych motyli - w dużych, ochronnych oprzędach, którymi pokrywają powierzchnię liści co utrudnia larwom IJs dotarcie do owada. Podkreślić należy, że aplikacja naliściowa stanowi duże wyzwanie i z reguły jest znacznie mniej skuteczna niż doglebowa. Jednak konieczność ograniczenia stosowania środków chemicznych rodzi potrzebę dalszych badań m.in. nad technikami

aplikacji, które zwiększą skuteczność nicieni w zwalczaniu szkodników, takich jak *Yponomeuta*, co umożliwi włączenie nicieni do programów integrowanej ochrony roślin.

II. Optymalizacja warunków płynnych hodowli EPNs.

Badania opisane powyżej, jak również omówione w publikacjach wchodzących w skład dzieła, dążyły do wytypowania rodzimych izolatów o najwyższej skuteczności owadobójczej wobec określonego agrofaga. Jednakże, aby możliwe było ich praktyczne wykorzystanie na większą skalę, niezbędne są badania nad optymalizacją parametrów płynnych hodowli EPNs. W ramach tej problematyki uczestniczyłam w badaniach, których wyniki przedstawiono w publikacjach: Tumialis i in. (2011a), Tumialis i in. (2011b) oraz Tumialis i in. (2021).

Płynne hodowle nicieni *in vitro* w fermentorach, choć prowadzone są od wielu lat, nadal stwarzają pewne problemy, zwłaszcza w przypadku rodziny Heterorhabditidae. Wynika to ze specyfiki biologii rozrodu tej grupy nicieni. W przypadku rodziny Steinernematidae amfimiktyczne pokolenia nicieni są zdolne do kopulacji w płynnych podłożach. Natomiast u nicieni z rodziny Heterorhabditidae I generacja jest hermafrodytyczna i chociaż następna generacja (II) jest amfimiktyczna to samce i samice nie są zdolne do kopulacji w płynnych podłożach (Strauch i in. 1994). Zatem optymalizacja warunków hodowli nicieni z rodziny Heterorhabditidae musi koncentrować się uzyskaniu maksymalnej liczby larw z generacji hermafrodytycznej. Ważną kwestią jest również maksymalizacja liczby osobników hermafrodytycznych co nierozdzielnie łączy się z liczbą larw inwazyjno – przetrwalnikowych przechodzących w dalszy rozwój (z ang. *recovery*) (Jessen i in. 2000). Procent tych larw w warunkach *in vivo* utrzymuje się na poziomie bliskim 100%, natomiast w płynnych podłożach zjawisko wyjścia ze stadium inwazyjnego larw jest niestabilne i waha się od 0 do 86% (Ehlers i in. 2000, Jessen i in. 2000, Strauch i Ehlers 2000, Ehlers 2001). Wynika z tego, że konieczne jest prowadzenie badań dotyczących fizjologicznych aspektów nicieni, bakterii i relacji bakteria – nicien, jak również wpływu parametrów hodowli na rozwój nicieni w płynnym środowisku (Jessen i in. 2000, Strauch i Ehlers 2000).

W przeprowadzonych badaniach oceniany był wpływ takich parametrów jak: temperatura, napowietrzanie i dawka inicjalna IJs na dynamikę rozwoju populacji nicieni *H. megidis* w warunkach *in vitro*. W badaniach określano m.in. procent larw infekcyjnych inicjujących dalszy rozwój (% *recocery*), czas pojawienia się poszczególnych stadiów rozwojowych i ich liczebność, jak również wydajność końcową larw IJs. W wyniku przeprowadzonych badań stwierdzono m.in., że parametrem wpływającym na przyspieszenie

cyklu rozwojowego jest napowietrzenie. Zastosowanie wyższego napowietrzania powoduje wzrost gęstości bakterii *P. luminescens*, a to z kolei przyczynia się do wcześniejszego pojawienia się maksymalnej liczby osobników hermafrodytycznych w płynnych kulturach. Napowietrzanie 160 rpm/200 rpm zapewnia najwyższą wydajność końcową larw inwazyjnych. Ponadto wykazano, że zastosowanie niższej dawki inicjalnej nicieni powoduje większy % *recovery*.

Prowadzone badania nad płynnymi hodowlami nicieni pozwoliły lepiej zrozumieć wpływ różnych czynników abiotycznych i biotycznych na dynamikę populacji nicieni w płynnych hodowlach, co w przyszłości może przyczynić się do postępu w masowej produkcji EPNs.

Uczestniczyłam również w badaniach nad innymi aspektami związanymi z EPNs m.in. dotyczącymi występowania EPNs w glebach Polski. Wyniki tych badań przedstawiono w pracy Tumialis i in. (2016). W publikacji tej po raz pierwszy podano listę gatunków nicieni entomopatogenicznych występujących w Polsce, zweryfikowaną metodami genetycznymi. Wykazano występowanie następujących gatunków: *S. carpocapsae*, *S. feltiae*, *S. kraussei* i *H. megidis*. Omówiono zależność ich występowania od takich czynników jak: pora roku, typ siedliska i wysokość nad poziomem morza. Gatunek *Steinernema kraussei* był po raz pierwszy wykazany z Polski. Dane o jego stwierdzeniu w kraju przedstawiono w pracy Tumialis i in. (2014).

III. Badania entomologiczne.

Przed rozpoczęciem badań dotyczących EPNs, a częściowo równoległe z nimi prowadziłam badania entomologiczne, które były kontynuacją badań rozpoczętych w ramach studiów doktoranckich. Miały one charakter faunistyczno - ekologiczny, zoogeograficzny oraz morfologiczny i dotyczyły motyli (głównie z grupy Microlepidoptera, w mniejszym zakresie Macrolepidoptera) oraz czerwców z rodziny Diaspididae (Hemiptera: Coccinea: Diaspididae).

W trakcie badań nad motylami, które prowadziłam w różnych regionach fizyczno - geograficznych Polski (głównie w środowiskach kserotermicznych) wykazałam kilka nowych dla Polski gatunków motyli. Ponadto wykazałam nowe stanowiska dla wielu rzadkich w Polsce gatunków motyli z następujących rodzin: Cosmopterygidae, Momphidae, Noctuidae, Roeslerstammidae, Douglassiidae, Agonoxenidae, Deuterogoniidae, Blastobasidae, Autostichidae, Amphisbastidae, Choreutidae, Urodidae, Argyresthiidae, Arctiidae, Oecophoridae. Tak np. w pracy Mazurkiewicz i in. (2013) wykazałam występowanie na

terenie Kotliny Warszawskiej 165 gatunków reprezentujących 26 rodzin. Wśród nich było 37 gatunków po raz pierwszy wykazanych z województwa mazowieckiego. Do gatunków zasługujących na szczególną uwagę ze względu na niewielką liczbę znanych w Polsce stanowisk należą: *Depressaria pimpinellae* (Zeller, 1839), *Scythris seliniella* (Zeller, 1839), *Schiffermuelleria schaefferella* (Linnaeus, 1758), *Pseudatemelia flavifrontella* (Denis et Schiffermüller, 1775), *Nothris verbascella* (Denis et Schiffermüller, 1775), *Ptocheuusa inopella* (Zeller, 1839), *Epinotia rubiginosana* (Herrich - Schäffer, 1851), *Lobesia artemisiana* (Zeller, 1847), *Phtheochroa pulvillana* (Herrich - Schäffer, 1851), *Anania verbascalis* (Denis et Schiffermüller, 1775), *Epascestria pustulalis* (Hübner, 1823). Do szczególnie ważnych osiągnięć w tym obszarze badawczym zaliczam współautorską pracę pt. „*Trifurcula pallidella* (Duponchel, 1843) (Nepticulidae): distribution, biology and immature stages, particularly in Poland” (Nieukerken in. 2004). W pracy tej wykazałam po raz pierwszy gatunek *Trifurcula pallidella* z terenu Polski (stwierdziłam jego występowanie na 30 stanowiskach w południowo-wschodniej części kraju). *Trifurcula pallidella* jest jedynym europejskim przedstawicielem rodziny Nepticulidae, którego rozwój odbywa się w galasach. W publikacji tej zestawiono wszystkie informacje o tym gatunku. Dokonano rewizji danych o jego rozmieszczeniu (na podstawie zbiorów muzealnych i danych literaturowych), a zweryfikowane stanowiska jego występowania zestawiono tabelarycznie i przedstawiono na mapach. Opisano biologię, rośliny żywicielskie larw, wymagania siedliskowe, zilustrowano wygląd żerowisk larw (galasów na *Chamaecytisus ruthenicus* i *Lembotropis nigricans*), zamieszczono fotografie imago, poczwarki, kokonu poczwarkowego oraz istotnych taksonomicznie elementów aparatów genitalnych i puszki głowowej. Ponadto wykonano rycinę chetotaksji larw. Drugą pracę, w której wykazałam nowy dla kraju gatunek motyla (*Ectoedemia atrifrontella*) z rodziny Nepticulidae jest praca Mazurkiewicz i Pałka (2004). *Ectoedemia atrifrontella*, należy do nielicznej grupy Nepticulidae, których rozwój odbywa się pod korą młodych gałęzi kilku gatunków dębu *Quercus*. Gatunek ten stwierdzono na trzech stanowiskach w południowo-wschodnią część Polski na podstawie okazów odłowionych metodą wabienia do światła. Rodzina Nepticulidae obejmuje najmniejsze gatunki motyli, jakie występują na świecie - rozpiętość ich skrzydeł waha się w granicach 3,5-10mm. Larwy większości gatunków należą do grupy motyli minujących co oznacza, że ich rozwój odbywa się w żerowiskach w zielonych tkankach roślin, tzw. minach (głównie w miękiszu zieleniowym liści). Natomiast przepoczwarczenie następuje poza miną.

Badań stricte morfologicznych dotyczyła praca Podsiadło i Mazurkiewicz (2012) która jest kompletną redeskrypcją 1 stadium larwalnego tego gatunku czerwca. W pracy

opisano i zilustrowano morfologię tego stadium. W przypadku tej grupy owadów (obecnie grupa rangi nadrodziny Coccoidea licząca na świecie ok. 8000 gatunków, w Polsce ok.190) tylko dla nielicznych gatunków opisano morfologię larw, a znajomość cech morfologicznych stadiów larwalnych ma kluczowe znaczenie we wszelkich rozważaniach filogenetyczno-taksonomicznych dotyczących tej wyspecjalizowanej grupy owadów. Warto dodać, że wszystkie gatunki czerwców są fitofagami, a wiele z nich to groźne i trudne do zwalczania szkodniki roślin m.in. w uprawach sadowniczych i szklarniowych.

W ramach projektu badawczego pt. „Ocena wskaźnika terenów biologicznie czynnych jako standardu kształtowania struktury przestrzennej terenów mieszkaniowych” prowadziłam badania nad motylami dziennymi (Rhopalocera). Ich efektem są praca Szulczewska i in. (2014) oraz rozdział w monografii pt. „Osiedle mieszkaniowe w strukturze przyrodniczej miasta” (Szulczewska i in. 2015). W trakcie tych badań przeprowadziłam inwentaryzację motyli dziennych w 18 osiedlach Warszawy cechujących się różną wielkością wskaźnika terenów biologicznie czynnych (TBC). Na podstawie wyników inwentaryzacji określiłam korelację między liczbą gatunków motyli a wielkością wskaźnika TBC oraz innymi cechami struktury przyrodniczej osiedli i ich otoczenia. Ponadto przedstawiłam rekomendacje do tworzenia warunków sprzyjających występowaniu motyli dziennych w miastach.

Wiedzę i wieloletnie doświadczenie z dziedziny entomologii, w szczególności bionomii, fenologii owadów oraz ich odłowów i hodowli, wykorzystuję w badaniach dotyczących możliwości zastosowania EPNs do zwalczania agrofagów. Pierwszym etapem takich badań jest identyfikacja gatunku owada, pozyskanie go z terenu, a następnie hodowla w warunkach laboratoryjnych.

7.1. Udział w projektach

Grant KBN nr N527066933, „Ocena wskaźnika TBC jako standardu kształtowania struktury przestrzennej terenów mieszkaniowych” kierownik prof. Barbara Szulczewska, Katedra Architektury Krajobrazu Wydziału Ogrodnictwa, Biotechnologii i Architektury Krajobrazu SGGW: Tytuł zadania: „Opracowanie oceny uwarunkowań biologicznych (entomofauna)”, 14.08.2007 - 13.08.2010 (wykonawca).

W ramach projektu prowadziłam badania dotyczące motyli dziennych (Rhopalocera).

Głównym celem projektu była ocena zasadności i uwarunkowań stosowania wskaźnika terenów biologicznie czynnych (TBC) jako standardu kształtowania środowiska przyrodniczego i struktury przestrzennej terenów zabudowy mieszkaniowej oraz ustalenie minimalnej wielkości tego wskaźnika dla zachowania prawidłowego przebiegu procesów przyrodniczych. Do badań wybrano osiemnaście osiedli mieszkaniowych zlokalizowanych w Warszawie i charakteryzujących się różnymi wartościami TBC (od ok. 20% do ok. 70%). W trakcie niemal trzyletnich badań zespół pod kierunkiem prof. Barbary Szulczewskiej przeprowadził różne pomiary i obserwacje w celu określenia zależności między wielkością TBC a wybranymi cechami środowiskowymi (np. temperatura i wilgotność powietrza, różnorodność florystyczna, bogactwo gatunków motyli, odpływ powierzchniowy itp.). Na tej podstawie ustalono minimalną wartość wskaźnika TBC na poziomie 45%, podano również wskazania dotyczące kształtowania przestrzeni osiedli mieszkaniowych w taki sposób, aby mogły stanowić istotny element struktury przyrodniczej miasta.

Grant wewnętrzny SGGW (Wydział Nauk o Zwierzętach, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego): „*Ectoedemia viridissimella* (Caradja, 1920) (Lepidoptera: Nepticulidae) w Polsce – występowanie i zagrożenia”, 2004 (kierownik).

Projekt w ramach programu „Life”: Wykonanie monitoringu przyrodniczego motyli *Lycaena helle*, *L. dispar*, *Maculinea teleius* na wyznaczonych transektach w ramach projektu „Ochrona i poprawa jakości siedlisk rzadkich motyli podmokłych łąk półnaturalnych” w obrębie ostoi Natura 2000 „Bagno Całowanie”, marzec – wrzesień 2008 (wykonawca).

Projekt	„Inkubator	innowacyjności	SGGW”	Nr
DS/1559/9/W16/POIG/11/2014. W ramach tego projektu realizacja zadania badawczo - wdrożeniowego "Preparat do ochrony roślin przed szkodnikami na bazie nicieni owadobójczych", 2014 - 2015 (kierownik zadania).				

Grant wewnętrzny SGGW 35+ (Wydział Nauk o Zwierzętach, Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego) „Wytworzenie aparatury (bioreaktora) do badań podstawowych i wdrożeniowych nad nicieniami entomopatogenicznymi”, 2015 – 2016 (wykonawca).

7.2. Wykonane ekspertyzy lub inne opracowania na zamówienie

Operat ochrony fauny. Aktualizacja Planu Ochrony Bolimowskiego Parku Krajobrazowego (entomofauna), **2006** (dla NFOŚ i Bolimowskiego Parku Krajobrazowego).

Inwentaryzacja owadów objętych programem Natura 2000 w Nadleśnictwach Puławy i Lubartów, **2007** (dla wymienionych Nadleśnictw).

Inwentaryzacja motyli nocnych na terenie lotniska w Modlinie, **2008** (dla Towarzystwa Przyrodniczego „Bocian”).

Uproszczona inwentaryzacja bezkręgowców na trasie nowoprojektowanej drogi ekspresowej nr S7, odcinek Koszwały – Kazimierzowo, **2008** (dla Narodowej Fundacji Ochrony Środowiska).

Inwentaryzacja entomologiczna (gatunki chronione) na działkach 350/195 oraz 350/191 zlokalizowanych w Radomiu, **2015** (dla Biura Analiz Środowiskowych - Krzysztof Janus).

Inwentaryzacja entomologiczna Stawu Zabłockiego w Warszawie, **2015, 2016** (dla Biura Analiz Środowiskowych - Krzysztof Janus).

Opracowanie dotyczące charakterystyki stanu siedlisk przyrodniczych z przeprowadzeniem inwentaryzacji entomologicznej na terenie Urzędu Dzielnicy Ursynów oraz na terenie Stawu Księżego, **2015, 2016** (dla Mazowiecko-Świętokrzyskiego Towarzystwa Ornitologicznego).

Inwentaryzacja i ekspertyza w zakresie występowania motyli dziennych dla potrzeb renaturyzacji linii brzegowej i najbliższego otoczenia: Stawów Brustmana (dzielnica Bielany); Stawów przy ul. Tołwińskiego (dzielnica Żoliborz); Kanału Piaseczyńskiego (na odcinku pomiędzy Zamkiem Ujazdowskim a ul. Czerniakowską w dzielnicy Śródmieście); Zbiorników wodnych przy Trasie Siekierkowskiej w okolicy Fortu Augustówka (dzielnica Mokotów); Zbiornika wodnego „Moczydło 1” oraz zbiornika wodnego „Moczydło 2” (dzielnica Ursynów), **2021** (dla Specjalistycznej Pracowni Projektowej „WAGA-BART”, zamawiający: Miasto Stołeczne Warszawa).

Inwentaryzacja lepidopterologiczna i innych wybranych gatunków owadów wraz z ekspertyzą stanowiącą wkład do raportu OOS na potrzeby budowy BPU na Sudole Dominikańskim w gminie Węgrzyce, **2023** (dla Pracowni Przyrodniczej Etno-Eko).

Konsultant naukowy w projekcie: „Monitoring skuteczności i funkcjonalności przejść dla zwierząt dużych, średnich oraz przejść dla płazów i zwierząt małych zlokalizowanych na osi drogi ekspresowej S5 odcinki 4 i 6”, **2024 – 2025** (zlecniodawca Suez Safege oddział w Polsce).

Konsultant naukowy w projekcie: „Monitoring skuteczności zastosowania metod i środków ochrony w zakresie środowiska przyrodniczego dla drogi ekspresowej S17 Warszawa-Garwolin na odcinku węzeł Lubelska - początek obwodnicy Garwolina”, **2025 – 2026**.

Ocena skuteczności zastosowania opasek do zwalczania przędziorka owocowego (*Panonychus ulmi*), w sadach jabłoniowych (na zlecenie firmy Roleko), **2015**.

Ocena liczby *Neoseiulus cucumeris* w preparacie Cucumeris (na zlecenie firmy Roleko), **2016**.

Ocena próbek paszy dla koni pod kątem występowania rozkruszka mącznego (*Acarus siro*) (na zlecenie prywatnego hodowcy koni), **2023**.

7.3. Nagrody i wyróżnienia

Dyplom przyznany przez Dziekana Wydziału Nauk o Zwierzętach za uzyskanie wysokich ocen w ankiecie przeprowadzonej wśród studentów oceniających poziom i sposób prowadzenia zajęć dydaktycznych, **2005/2006**.

Nagroda zespołowa III stopnia za osiągnięcia w zakresie dydaktyki przyznana przez JM Rektora Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, **2005**.

Wyróżnienie projektu pt. "Produkcja preparatu biologicznego na bazie nicieni owadobójczych", w konkursie ogłoszonym przez Narodowe Centrum Badań i Rozwoju, objętym patronatem honorowym Ministra Gospodarki, **2013**.

Dyplom uznania za osiągnięcia naukowe przyznany przez JM Rektora Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego, **2015**.

Wyróżnienie projektu "Preparat do ochrony roślin przed szkodnikami na bazie nicieni owadobójczych" w ramach projektu "Inkubator innowacyjności SGGW" (flagowe rozwiązanie wdrożeniowe - **przeprowadzono analizę *proof of concept* i opracowano raport komercjalizacji tego projektu przez audyt technologiczny SGGW**), **2015**.

Nagroda zespołowa II stopnia za osiągnięcia naukowe przyznana przez JM Rektora Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, **2017**.

Dyplom przyznany przez Dziekana Wydziału Nauk o Zwierzętach za uzyskanie wysokich ocen w ankiecie przeprowadzonej wśród studentów oceniających poziom i sposób prowadzenia zajęć dydaktycznych, **2022/2023**.

Nagroda zespołowa II stopnia za osiągnięcia badawcze przyznana przez JM Rektora Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, **2024**.

Nagroda zespołowa za osiągnięcia dydaktyczne przyznana przez JM Rektora Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, **2025**.

8. Szkolenia i uzyskane certyfikaty

Podejmowałam także działania mające na celu poprawę jakości kształcenia oraz doskonalenie warsztatu naukowego poprzez uczestnictwo w następujących szkoleniach i kursach:

„Szkolenie w zakresie działania Programów Rolnośrodowiskowych” zorganizowane przez Centrum 25 Doradztwa Rolniczego w Brwinowie, **25.08. - 29.08.2008 i 1.09. – 5.09.2008** (certyfikat).

„Pracownicy SGGW wobec studentów niepełnosprawnych” w ramach projektu program unowocześniania kształcenia w SGGW dla zapewnienia konkurencyjności oraz wysokiej kompetencji absolwentów, **2009** (certyfikat), Warszawa.

„Nowe Konkursy w Priorytecie Środowisko”, **24.05.2012**, Warszawa.

„Rozwój kariery naukowej w 7PR”, **27.06.2012**, Warszawa.

„How to Write a World Class Paper”, **20.06.2013**, Warszawa.

„Przyszłość rozwojowa żywności”. Współfinansowane ze środków Unii Europejskiej w ramach Europejskiego Funduszu Społecznego realizowanego w ramach Programu Operacyjnego Kapitał Ludzki. Termin szkolenia **26 – 30.08.2013** oraz **21 – 25.10.2013** (certyfikat 25/PRZ/2013/Z/5), Gdynia.

„Wdrażanie systemu zapewnienia i doskonalenia jakości kształcenia”, w ramach realizacji projektu nr KSI – POKL. 04. 01. 01 – 00 – 051/11 – 00 (zad. 1 poz. 14) „Podnoszenie jakości zarządzania zasobami SGGW”, **13.05.2013** (zaświadczenie Nr 381/2013), Warszawa.

„Wdrażanie systemu antyplagiatowego”, w ramach realizacji projektu nr KSI – POKL. 04. 01. 01 – 00 – 051/11 – 00 (zad. 7 poz. 84) „Podnoszenie jakości zarządzania zasobami SGGW”, **27.05.2014** (zaświadczenie Nr 382/2014), Warszawa.

„Praktyczne sposoby komercjalizacji wyników badań w naukach przyrodniczych, aspekty międzynarodowe”, w ramach projektu „Inkubator innowacyjności SGGW”. Blok tematyczny I: „Skuteczne narzędzia w międzynarodowej komercjalizacji wyników badań Life Science”, **17.11.2014** (certyfikat Nr 260991/SZ/2014), Warszawa.

„Praktyczne sposoby komercjalizacji wyników badań w naukach przyrodniczych, aspekty międzynarodowe”, w ramach projektu „Inkubator innowacyjności SGGW”. Blok tematyczny

II: „Przekazywanie praw do wynalazków – negocjacje w międzynarodowym obrocie własnością intelektualną”, **18.11.2014** (certyfikat Nr 02049/SZ/2014), Warszawa.

„Praktyczne sposoby komercjalizacji wyników badań w naukach przyrodniczych, aspekty międzynarodowe”, w ramach projektu „Inkubator innowacyjności SGGW”. Blok tematyczny

III: „Pozyskiwanie funduszy na innowacyjne projekty life science w przestrzeni międzynarodowej”, **19.11.2014** (certyfikat Nr 026263/SZK/2014), Warszawa.

„Praktyczne sposoby komercjalizacji wyników badań w naukach przyrodniczych, aspekty międzynarodowe”, w ramach projektu „Inkubator innowacyjności SGGW”. Blok tematyczny

IV: „Określenie celu biznesu – produkt finalny czy dokumentacja na sprzedaż”, **20.11.2014** (certyfikat Nr 026315/SZK/2014), Warszawa.

„III Warsztaty dla Młodych Naukowców „Kariera naukowa. Szanse i bariery”, **8.05.2015** (certyfikat), Warszawa.

9. Piśmiennictwo

1. Adams B.J., Fodor A., Koppenhöfer H.S., Stackebrandt E., Stock P., Klein M.G., 2006. Biodiversity and systematics of nematode–bacterium entomopathogens. *Biological Control* 38 (1): 4-21.
2. Arduino P., Cianchi R., Bullini L., 1983. Taxonomic status, natural hybridization and electrophoretic identification of *Yponomeuta padellus* and *Yponomeuta malinellus* (Lepidoptera: Yponomeutidae) [abstract]. In: Atti XIII Congresso Nazionale Italiano de Entomologia; Turin: Istituto di Entomologica Agraria e Apicoltura; Università di Torino: Torino, Italy, pp. 485–489.
3. Armenta R., Martínez A.M., Chapman J.W., Magallanes R., Goulson D., Caballero P., Cave R.D., Cisneros J., Valle J., Castillejos V., Penagos D.I., García L.F., Williams T., 2003. Impact of a nucleopolyhedrovirus bioinsecticide and selected synthetic insecticides on the abundance of insect natural enemies on maize in southern Mexico. *Journal of Economic Entomology* 96 (3): 649-61.
4. Beres P.K., 2014. Atlas of Pests of Agricultural Plants. Hortpress, Warszawa.

5. Björkman C., Lindelöw Å., Eklund K., Kyrk S., Klapwijk M.J., Fedderwitz F., Nordlander G., 2013. A rare event – an isolated outbreak of the pine-tree lappet moth (*Dendrolimus pini*) in the Stockholm archipelago. *Entomologisk Tidskrift* 134 (1–2): 1–9.
6. Boczek J., Lewandowski M., 2016. Nauka o szkodnikach roślin. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, 411 s.
7. Burnel A.M., Stock S.P., 2000. *Heterorhabditis*, *Steinernema* and their bacterial symbiont – lethal pathogens of insects. *Nematology* 2 (1): 31–42.
8. Choo H.Y., Kaya H.K., Stock S.P., 1995. Isolation of entomopathogenic nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) from Korea. *Nematological Research (Japanese Journal of Nematology)* 25 (1): 44–51.
9. Ehlers R.U., 2001. Mass production of entomopathogenic nematodes for plant protection. *Applied Microbiology and Biotechnology* 56: 623–633.
10. Ehlers R.U., Nieman I., Hollmer S., Strauch J., Jende D., Shanmugasundaram M., Mehta U.K., Easwaramoorthy S.K., Burnell A., 2000. Mass Production Potential of the Bacto-Helminthic Biocontrol Complex *Heterorhabditis indica* - *Photorhabdus luminescens*. *Biocontrol Science and Technology* 10 (5): 607 - 616.
11. Forst S., Clarke D., 2002. Bacteria-nematode symbioses. In: Entomopathogenic Nematology (Gaugler R., ed.). CABI Publishing, Wallingford, UK, pp. 57–77.
12. Gedminas A., Lynikienė J., Povilaitienė A., 2015. Entomopathogenic fungus *cordyceps militaris*: distribution in South Lithuania, ‘in vitro’ cultivation and pathogenicity tests. *Baltic Forestry* 21: 359–368.
13. Głowacka B., Bystrowski C., Skrzecz I., 2018. Efficacy of Mimic 240 LV in the protection of Scots pine *Pinus sylvestris* L. against the nun moth *Lymantria monacha* L. and the pine lappet moth *Dendrolimus pini* L. *Sylvan* 162 (5): 403–410.
14. Gräber J., Ziesche T., Möller K., Kätzel R., 2012. Rückblick auf neun Jahrzehnte - Gradationsverlauf der Kiefern-schadinsekten im Norddeutschen Tiefland. *AFZ/Der Wald* 67 (9): 35–38.
15. Hardin, J.A., Suazo, A., 2012. Control Procedures. In: New pest response guidelines. *Dendrolimus* pine moths (eds.: A. Hardin, J.A. Suazo). USDA Animal and Plant Health Inspection Service, US Department of Agriculture, USA, pp. 107–122.
16. Hominick W.M., 2002. Biogeography. In: Entomopathogenic nematology (Gaugler R., ed.). CABI Publishing, Wallingford, UK, pp. 115–143.

17. Hominick W.M., Reid A.P., Bohan D.A., Briscoe B.R., 1996. Entomopathogenic Nematodes: biodiversity, geographical distribution and the convention on biological diversity. *Biocontrol Science and Technology* 6: 317-3.
18. Jaśkiewicz B., Sułek A., 2017. Kierunki zmian produkcji zbóż w Polsce. *Roczniki Naukowe Stowarzyszenia Ekonomistów Rolnictwa i Agrobiznesu* 19: 66–73.
19. Jessen P., Strauch O., Wyss U., Luttman R., Ehlers R.U., 2000. Carbon dioxide triggers dauer juvenile recovery of entomopathogenic nematodes (*Heterorhabditis* spp.). *Nematology* 2: 310–324.
20. Jõgar K., Metspalu L., Hiiesaar K., Ploomi A., Kuusik A., Men'shykova N., Luik A., 2008. Abundance of the small white (*Pieris rapae* L.) on different cabbage cultivars. *Zemdirbyste-Agriculture* 95 (3): 88–93.
21. Kaniuczak Z., Bereś P.K., Kowalska J., 2011. Occurrence and harmfulness of economically important cereals pests in ecological farms in Podcarpackie province. *Journal of Research and Applications in Agricultural Engineering* 56: 189–195.
22. Kaya H.K., Stock S.P., 1997. Techniques in insect nematology. In *Manual of Techniques in Insect Pathology* (Lacey L.A., ed.), Academic Press: London, UK, pp. 281–324.
23. Kolk A., Kapuscinski R., 2004. Instrukcja Ochrony Lasów. Druk Intro, Inowrocław, 275 s.
24. Kowalski A., 2020. Racjonalne nawożenie kapusty głowiastej. Wydawnictwo Instytutu Ogrodnictwa, Skierniewice, 37 s.
25. Makles Z., Domański W., 2008. Ślady pestycydów - niebezpieczne dla człowieka i środowiska. *Bezpieczeństwo Pracy: nauka i praktyka* 1: 5-9.
26. Matyjaszczyk E., 2012. Stosowanie obniżonych dawek środków ochrony roślin w Polsce—aktualny stan prawny. *Zagadnienia Doradztwa Rolniczego* 4: 103-108.
27. Neale M.C., 1997. Biopesticides—harmonization of registration requirements within EU Directive 91/414—an industry view 1. *EPPO Bulletin* 27 (1): 89-93.
28. Ostrauskas H., Ivinskis P., 2011. Moths caught in pheromone traps during search for *Dendrolimus pini* and *D. sibiricus* (Lepidoptera, Lasiocampidae) in Lithuania. *Acta Zoologica Lituanica* 21: 238-243.
29. Poinar G.O. Jr., 1990. Biology and taxonomy of Steinernematidae and Heterorhabditidae. In: *Entomopathogenic nematodes in Biological Control* (Gaugler R., Kaya H.K., eds.). CRC Press, Raton, FL, pp. 25–61.

30. Popiel I., Grove D.L., Friedman M.J., 1989. Infective juvenile formation in the insect parasitic nematode *Steinernema feltiae*. *Parasitology* 99: 77–81.
31. Pruszyński S., Pruszyński G., 2013. Zrównoważone stosowanie pestycydów. *Zagadnienia Doradztwa Rolniczego* 72 (2): 23-39.
32. Püntener W., 1981. Manual for field trials in plant protection. Ciba-Geigy Limited: Basle, Switzerland., 205 pp.
33. Ray D., Peace A., Moore R., Petr M., Grieve Y., Convery C., Ziesche T., 2016. Improved prediction of the climate driven outbreaks of *Dendrolimus pini* in *Pinus sylvestris* forests. *Forestry* 89 (2): 230–244.
34. Rojas J.C., 1999. The influence of age, sex and mating status, egg load, prior exposure to mates, and time of day on host-finding behavior of *Mamestra brassicae* (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology* 28: 155–162.
35. Sierpińska, A., 1998. Towards an integrated management of *Dendrolimus pini* L. In: Proceedings: Population Dynamics, Impacts, and Integrated Management of Forest Defoliating Insects (McManus M.L., Liebhold A.M eds.). Banska Stiavnica, Slovak Republic: USDA Forest Service General Technical Report NE-247, pp. 129-142.
36. Sierpińska A., 2000. *Bacillus thuringiensis* w ochronie lasu - alternatywa dla insektycydów chemicznych. *Prace Instytutu Badawczego Leśnictwa*. Seria A 2 (895-899): 71-99.
37. Skrzecz I., Ślusarski S., Tkaczyk M., 2020. Integration of science and practice for *Dendrolimus pini* (L.) management – A review with special reference to Central Europe. *Forest Ecology and Management* 455, 117697.
38. Skrzecz I., Tumialis D., Jabłoński T., Mazurkiewicz A., 2023. Possibilities of using entomopathogenic nematodes to reduce the number of the large pine weevil *Hylobius abietis* (L.) – the effect of abiotic factors. *Sylwan* 167: 325–338.
39. Skwiercz A., Zapałowska A., 2018. Nicienie entomopatogenne w lasach i szkółkach leśnych [Entomopathogenic nematodes in the soil of forests and nurseries]. *Sylwan* 162 (12): 1-11.
40. Smits P.H., 1996. Post-application persistence of entomopathogenic nematodes. *Biocontrol Sciences and Technology* 6: 379–388.
41. Spiridonov S., Akhmedov E., Belostotskaya F.N., 1991. Proliferation of symbiotic bacteria in the intestinal vesicles of invasive larvae of *Neoapectana* spp. (Nematoda, Steinernematidae). *Helminthologia* 28: 141-142.

42. Strauch O., Ehlers R.U., 2000. Influence of the areation rate on the yields of the biocontrol nematode *Heterorhabditis megidis* in monoxenic liquid culture. *Applied Microbiology and Biotechnology* 54: 9–13.
43. Strauch O., Stoessel S., Ehlers R. U., 1994. Culture conditions define automictic or amphimictic reproduction in entomopathogenic Rhabditid nematodes of the genus *Heterorhabditis*. *Fundamental and Applied Nematology* 17: 575–582.
44. Szujewski A., 1998. Entomologia leśna - Tom II. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, 408 s.
45. Townsend G.R., Heuberger J.W., 1943. Methods for estimating losses caused by diseases in fungicides experiments. *The plant disease reporter* 27: 340–343.
46. Tratwal A., Baran M., Jakubowska M., Roik K., Strażyński P., Wielkopolski B., 2017. Phytosanitary status of crop plants in Poland in 2017 and expected occurrence of pests in 2018. Institute of Plant Protection–National Research Institute: Poznań, Poland, 123 pp.
47. Tumialis D., Pezowicz E., Skrzecz I., Mazurkiewicz A., Maszewska J., Jarmuż - Pietraszczyk J., Kucharska K., 2016. Occurrence of entomopathogenic nematodes in Polish soils. *Ciência Rural* 46 (7): 1126-1129.
48. Wang Y., Gaugler R., 1998. Host and penetration site location by entomopathogenic nematodes against Japanese beetle larvae. *Journal of Invertebrate Pathology* 72: 313-318.
49. Warecki A., 2010. Motyle dzienne Polski: Atlas bionomii [Butterflies of Poland: Atlas of bionomy]. Koliber, Nowy Sącz, 320 s.
50. Wouts W. M., 1991. *Steinernema (Neoplectana)* and *Heterorhabditis* Species. In: Manual of Agricultural Nematology (Nickle W.R., ed.). CRC Press, Taylor & Francis Group, Boca Raton, FL, pp. 855–897.

Anna Mazurkiewicz-Wozniak

(podpis wnioskodawcy)