

JAN KOZŁOWSKI

*Instytut Ochrony Roślin
Państwowy Instytut Badawczy
Władysława Węgorka 20, 60-318 Poznań
E-mail: j.kozlowski@iorpib.poznan.pl*

AKTUALNY STAN I PERSPEKTYWY OCHRONY ROŚLIN PRZED ŚLIMAKAMI

WSTĘP

Ślimaki (Gastropoda: Pulmonata: Stylommatophora) stanowią poważne zagrożenie dla produkcji roślinnej i bioróżnorodności zbiorowisk roślinnych w Polsce. Wyrządzają szkody w uprawach roślin rolniczych, sadowniczych, zielarskich ozdobnych i traw nasiennej. W ostatnim dwudziestolecu niektóre gatunki ślimaków nagich (Agriolimacidae, Arionidae i Milacidae), stały się szkodnikami o dużym znaczeniu gospodarczym (KOZŁOWSKI 2010). Głównymi przyczynami wzrostu powodowanych przez nie szkód są ciepłe zimy i wilgotne lata, zwiększenie powierzchni uprawy ozimych form roślin, zmiany w doborze odmian oraz minimalizacja zabiegów uprawowych i agrotechnicznych (GLEN i MOENS 2002, MEREDITH 2003). Doprowadziły one do zmian behawioru ślimaków oraz do wzrostu ich rozprzestrzenienia, zagęszczenia i szkodliwości w uprawach roślin.

Ślimaki nagie są aktywne głównie w nocy i spędzają znaczną część czasu w glebie. Jest to powodem dużych trudności w ich monitorowaniu i w zabezpieczeniu upraw przed ich żerowaniem. Aktualnie ochrona roślin przed tymi szkodnikami ogranicza się najczęściej do stosowania granulowanych moluskocydów, a warunki ich aplikacji są często nieodpowiednie. Wymaga to doskonalenia skutecznej strategii monitoringu i kontroli ślimaków. Podstawą tej strategii jest poznanie bionomii i behawioru ślimaków oraz aspektów i uwarunkowań związanych z ich występowaniem i szkodliwością. W poprawie efektywności i bezpieczeństwa ochrony

roślin przed ślimakami, duże znaczenie ma stosowanie metod alternatywnych, zwłaszcza niechemicznych. Na szczególną uwagę zasługują metody agrotechniczne i biologiczne, których wykorzystanie obecnie nie jest zbyt duże (RAE i współaut. 2009, DOUGLAS i TOOKER 2012, KOZŁOWSKI i współaut. 2014). W pracy przedstawiono informacje na temat skali zagrożeń ze strony ślimaków oraz omówiono aktualne i potencjalne metody ochrony przed tymi szkodnikami.

GATUNKI ŚLIMAKÓW

Największe znaczenie dla produkcji roślinnej mają ślimaki nagie: pomrowik plamisty – *Deroceras reticulatum* (O.F. Müller), ślinik pospolity – *Arion vulgaris* Moquin-Tandon (określany wcześniej, jako ślinik luzytański – *A. lusitanicus* Mabille), ślinik wielki – *A. rufus* (Linnaeus), ślinik zmienny – *A. distinctus* Mabille i ślinik rdzawy – *A. subfuscus* (Draparnaud). Znacznie rzadziej szkody wyrządzają: ślinik szary – *A. circumscriptus* Johnston, ślinik przepasany – *A. fasciatus* (Nilsson), ślinik leśny – *A. silvaticus* Lohmander, pomrowik mały – *D. laeve* (O.F. Müller), pomrowik panormitański – *D. panormitanum* (Lessona & Pollonera), pomrowik polny – *D. agreste* (Linnaeus), pomrowik Sturanyego – *D. sturanyi* (Simroth), pomrowiec budapeszteński – *Tandonia budapestensis* (Hazay) i pomrów wielki – *Limax maximus* Linnaeus (GODAN 1983, SOUTH 1992, WIKTOR 2004, DOUGLAS i TOOKER 2012, KOZŁOWSKI 2010, 2012).

SZKODY W UPRAWACH

Ślimaki nagie uszkodzają wszystkie organy roślin, we wszystkich fazach ich rozwoju. Niszczą stożki wzrostu, wygryzają otwory w organach roślin, odcinają ich fragmenty i połykają w całości lub zlizują i zeszkrobują tkanki roślinne. Zjadają miąższ bulw i korzeni, co znacznie obniża ich wartość handlową. Najbardziej narażone na uszkodzenia są rośliny krótko po wschodach lub bezpośrednio po posadzeniu. Ślimaki zanieczyszczają plony śluzem i odchodami, powodując pogorszenie jakości produktów roślinnych. Mogą przenosić choroby grzybowe, bakteryjne i wirusowe oraz niektóre pasożyty roślinne, na przykład nicienie (SOUTH 1992). Największe straty ekonomiczne powodują zjadając nasiona pszenicy i siewki rzepaku oleistego (GLEN i MOENS 2002, MOENS i GLEN 2002, KOZŁOWSKI 2010). Wyrządzają także znaczne szkody w uprawach ziemniaków, buraków, kapusty, sałaty i niektórych roślin strączkowych (GODAN 1983, SOUTH 1992, BYERS 2002, KOZŁOWSKI i JASKULSKA 2014).

W uprawach rzepaku ozimego (*Brassica napus* L. var. *oleifera*) (Brassicaceae) pierwsze szkody występują w fazie kiełkowania i wschodów roślin (MOENS i GLEN 2002). Ślimaki zjadają liścienie, hipokotyle i pąki wierzchołkowe, niszcząc dużą liczbę roślin. W późniejszych fazach rozwojowych uszkodzają blaszki liściowe, pozostawiając niekiedy tylko nerwy główne. Ubytki tkanek mogą być kompensowane przez intensywny wzrost, jednak silnie uszkodzone rośliny są osłabione i podatne na wymarzenie.

Spośród zbóż najczęściej i najsilniej uszkodzana jest pszenica ozima (*Triticum aestivum* L.) (Gramineae) (COOK i współaut. 1997, GLEN i MOENS 2002). Szkody powstają głównie w wyniku zniszczenia nasion. Ślimaki zjadają zarodki i bielmo ziarniaków, uniemożliwiając kiełkowanie i wschody roślin. Po wschodach, żerują na pochwach liściowych i na pierwszym rozwijającym się liściu, które mogą być zjadane w całości. W fazach 2–4 liści zdrapują tkanki między nerwami, powodując charakterystyczne ich strzępienie. Uszkodzenia te prowadzą do zmniejszenia powierzchni asymilacyjnej roślin, a niekiedy do całkowitego ich zniszczenia. Podobne uszkodzenia występują na jęczmieniu, owsie, życie i kukurydzy, ale uprawy tych roślin są rzadziej atakowane przez ślimaki (GLEN i MOENS 2002).

W uprawach ziemniaków (*Solanum tuberosum* L.) (Solanaceae), uszkodzenia występują na liściach i pędach, jednak największe szkody powstają w wyniku żerowania na dojrzałych bulwach (PINDER 1974, SOUTH 1992). Ślimaki drażą w nich kanały, co

sprawia, że nie nadają się do spożycia przez ludzi. Silnie uszkodzane są uprawy regularnie nawadniane, zapewniające ślimakom wysoką wilgotność. Poważnym problemem są uszkodzenia bulw w czasie ich przechowywania. Dotyczy to zwłaszcza bulw uszkodzonych podczas zbioru i transportu, które są chętnie atakowane, zwłaszcza przez *D. reticulatum* (ESTER i TRUL 2000).

Szkody wyrządzane przez ślimaki w uprawach warzyw dotyczą głównie roślin Brassicaceae [kapusta głowiasta (*Brassica oleracea* L. var. *capitata*), kapusta brukselska (*B. oleracea* L. var. *gemmifera*), kapusta chińska (*B. chinensis* L.), brokuł (*B. oleracea* L. var. *italica*), kalafior (*B. oleracea* L. var. *botrytis*)], Asteraceae [sałata (*Lactuca sativa* L.)] i Fabaceae [groch (*Pisum sativum* L.), fasola (*Phaseolus vulgaris* L.)]. Z warzyw korzeniowych najczęściej uszkodzane są rośliny Chenopodiaceae [burak (*Beta vulgaris* L.)] i Umbelliferae [marchew (*Daucus carota* L.)] i seler (*Apium graveolens* L.) (SOUTH 1992, PORT i ESTER 2002). Rośliny są uszkodzane przez cały okres wegetacji, głównie w fazie rozwoju pierwszych liści oraz w okresie dojrzenia i dojrzałości zbiorczej. Obfite ulistnienie warzyw zapewnia ślimakom wystarczającą ilość pokarmu, odpowiednie warunki wilgotnościowe i świetlne, które sprzyjają ich rozwojowi. W korzeniach marchwi, selera, buraka i innych roślin korzeniowych, ślimaki drażą kanały i zjadają tkanki roślinne. Tego typu uszkodzenia przyczyniają się do wzrostu porażenia roślin przez choroby bakteryjne, grzybowe i wirusowe.

Znaczne szkody występują w uprawach roślin pastewnych, takich jak: koniczyna czerwona (*Trifolium pratense* L.), lucerna (*Medicago sativa* L.), łubin wąskolistny (*Lupinus angustifolius* L.), łubin żółty (*L. luteus* L.) i bobik (*Vicia faba* L.) (Fabaceae) (SOUTH 1992, BYERS 2002, BROOKS i współaut. 2003, DOUGLAS i TOOKER 2012, KOZŁOWSKI i JASKULSKA 2014). Ślimaki uszkodzają zarodki nasion, a po wschodach niszczą siewki. Niektóre badania wskazują, że ślimaki preferują siewki koniczyny czerwonej i lucerny (BYERS 2002).

Ślimaki uszkodzają niektóre gatunki traw łąkowych, roślin zielarskich i ozdobnych (SOUTH 1992, KOZŁOWSKI 2010). Uszkodzenia występują głównie w fazie siewek. W przypadku kwiatów uszkodzane są także cebule, kłącza i bulwy. Spośród roślin sadowniczych najczęściej niszczone są dojrzewające owoce truskawek i malin.

Głównym sprawcą szkód jest szeroko rozpowszechniony w Europie *D. reticulatum* (Agriolimacidae). W rzepaku i pszenicy, oprócz tego ślimaka, szkody wyrządzają ślimaki Arionidae: *A. vulgaris*, *A. rufus* i

A. distinctus oraz, znacznie rzadziej, *A. subfuscus*, *A. fasciatus*, *A. silvaticus* i *A. circumscriptus* (GLEN i MOENS 2002, MOENS i GLEN 2002, KOZŁOWSKI 2012). W warzywach i roślinach ozdobnych, obok wymienionych gatunków, uszkodzenia mogą powodować: *D. laeve* i *D. panormitanum* (Agriolimacidae) oraz *T. budapestensis* i *T. sowerbyi* (Férussac) (Milacidae) (PORT i ESTER 2002). Ziemniak uszkodzany jest głównie przez *T. budapestensis*, *Milax gagetes* (Draparnaud), *D. reticulatum* i *A. vulgaris*, a znacznie rzadziej przez: *D. laeve*, *D. panormitanum* i *A. rufus* (PINDER 1974, SOUTH 1992, ESTER i TRUL 2000, MEREDITH 2003, KOZŁOWSKI 2010).

CHEMICZNE METODY KONTROLI

Aktualne metody ochrony roślin przed ślimakami polegają głównie na stosowaniu granulowanych przynęt. Obowiązujące od 1.01.2014 r., zasady integrowanej ochrony roślin, nakazują ograniczenie stosowania środków chemicznych do niezbędnego minimum i wykorzystanie innych metod, zwłaszcza niechemicznych. W celu uniknięcia nadmiernego i niewłaściwego stosowania moluskocydów konieczne jest prowadzenie monitoringu występowania ślimaków i przestrzeganie progów ich ekonomicznej szkodliwości.

Podstawą prognozy zagrożenia roślin przez ślimaki są procedury ustalenia zagęszczenia ślimaków i stopnia uszkodzenia roślin. Liczebność i rozmieszczenie ocenia się na podstawie liczby ślimaków odłowionych w pułapki chwytne (GLEN i współaut. 1993, DOUGLAS i TOOKER 2012). Najczęściej używane są maty o wymiarach 50×50 cm, wykonane z arkusza filcu okrytego od góry folią aluminiową odbijającą promienie słoneczne. Dokładność oceny zależy od aktywności powierzchniowej ślimaków. Monitoring za pomocą pułapek jest przydatny w wykrywaniu obszarów zagrożonych przez te szkodniki i w sporządzaniu prognoz ryzyka uszkodzeń roślin. Obserwacje prowadzi się od zbioru przedplonu do fazy rozwojowej rośliny uprawnej 3-4 liście. Najważniejszym terminem jest okres bezpośrednio przed i po wysiewie nasion (GLEN i współaut. 1993). Innym sposobem prognozy jest ocena wielkości uszkodzeń roślin. Obserwacje można wykonać na wysianych próbnie nasionach i siewkach, na monitorowanym polu, w okresie 1-2 tygodni przed założeniem uprawy. W przypadku niskiej liczebności ślimaków stwierdzonej w pułapkach, ocenę uszkodzeń roślin wykonuje się po wysiewie lub po wschodach, bezpośrednio w uprawie (KOZŁOWSKI 2010).

Brak progów ekonomicznej szkodliwości ślimaków dla większości roślin uprawnych,

stwarza poważne utrudnienie w podejmowaniu decyzji wykonania zabiegów zwalczania. Nieliczne dane na ten temat można znaleźć w instrukcjach dla doradców i rolników, dotyczących stosowania granulowanych moluskocydów. Na przykład, w Niemczech i w Wielkiej Brytanii, próg szkodliwości ślimaków w uprawach rzepaku ozimego i pszenicy ozimej wyznaczono na poziomie 4 ślimaków na pułapkę (NICHOLS 2014). Opracowane w Polsce progi szkodliwości dla tych samych roślin wynoszą: w okresie od wysiewu nasion do fazy 1 liścia – 2 ślimaki w pułapce i/lub uszkodzenie 5% ziarniaków lub 5% siewek oraz w fazach od 2 do 4 liści i w fazach późniejszych 4 i więcej ślimaków w pułapce i/lub uszkodzenie 10% roślin (KOZŁOWSKI 2010). Decyzję wykonania zabiegów zwalczania podejmuje się na podstawie oceny liczebności ślimaków i uszkodzeń roślin, w oparciu o progi szkodliwości, uwzględniając warunki pogodowe i agronomiczne oraz kondycję i zagęszczenie roślin. Ważnymi parametrami są wilgotność gleby i temperatura powietrza, które determinują aktywność ślimaków i powinny być uwzględnione przy wyznaczaniu terminu zabiegu.

GRANULOWANE MOLUSKOCYDY

Chemiczna ochrona roślin przed ślimakami ogranicza się do trzech substancji czynnych: metaldehydu, metiokarbu i fosforanu żelaza. Związki te są produkowane są w postaci granulowanych przynęt i działają jako trucizny kontaktowe i żołądkowe (SPEISER i KISTLER 2002, MEREDITH 2003, RAE i współaut. 2009). Stosowanie moluskocydów stwarza wiele problemów związanych z ich niezadowalającą skutecznością i niekorzystnym wpływem na otoczenie. W okresach suszy lub długotrwałych opadów deszczu, wykonanie nawet kilku aplikacji w roku nie zapewnia uzyskania wysokiej skuteczności (MOENS i GLEN 2002). Metaldehyd powoduje intensywne wydzielanie śluzu i zahamowanie aktywności ruchowej, a w rezultacie odwodnienie i śmierć ślimaków. Optymalna temperatura jego działania wynosi ok. 20°C. Metiokarb zakłóca metabolizm ślimaków i hamuje esterazę acetylocholinową w systemach nerwowych. Zatrute ślimaki stają się nadmiernie aktywne, a po pewnym czasie następuje paraliż mięśni i ich śmierć. Związek ten wykazuje dużą aktywność nawet w niskich temperaturach (do ok. 2°C), co ma duże znaczenie w ochronie roślin w okresach jesiennego ochłodzenia (MEREDITH 2003). Poważną wadą metaldehydu i metiokarbu jest niekorzystne oddziaływanie na organizmy niebędące obiektem zwalczania. Metaldehyd jest toksyczny dla kotów, psów,

owiec i drobiu, natomiast metiokarb dla chrząszczy biegaczowatych i dżdżownic oraz dla niektórych zwierząt hodowlanych (FLETCHER i współaut. 1994). Obydwa moluskocydy stwarzają poważne zagrożenie dla ptaków i niektórych innych zwierząt, dla których ślimaki są ważnym składnikiem diety. Alternatywą dla tych substancji jest fosforan żelaza. Po zjedzeniu przez ślimaki powoduje patologiczne zmiany w wątrobotrzustce, zahamowanie żerowania i ich śmierć (SPEISER i KISTLER 2002, RAE i współaut. 2009). Wykazuje bardzo słabą toksyczność dla ssaków i pożytecznych bezkręgowców (RAE i współaut. 2009). Jest zalecany w wysokiej dawce (50 kg/ha), co generuje duże koszty jego użycia (SPEISER i KISTLER 2002, RAE i współaut. 2009). Ponieważ jednak nie wykazuje niekorzystnego działania na otoczenie, powinien być stosowany powszechniej. Wszystkie granulowane moluskocydy należy stosować tylko w ogniskach występowania ślimaków, wyznaczonych na podstawie monitoringu.

Od szeregu lat prowadzone były badania nad efektywnością różnych środków stosowanych w formie zapraw nasiennych, głównie do ochrony ziarna zbóż i nasion rzepaku (SIMMS i współaut. 2002, KOZŁOWSKI i współaut. 2009). Testowano głównie takie związki, jak: metaldehyd, metiokarb, imidachlopyrd, siarczan miedzi, teflubenzuron, karbosulfan abamektyna, cinnamamid i kwas 3,5-dimethoxycinnamic. Najbardziej obiecującymi związkami okazały się metaldehyd i metiokarb (SIMMS i współaut. 2002). Można mieć nadzieję, że w niedalekiej przyszłości zaprawy moluskocydowe będą ważnym elementem integrowanej ochrony upraw.

BIOLOGICZNE METODY KONTROLI

Ślimaki mają wielu wrogów naturalnych. Są zjadane przez niektóre płazy, gady, ptaki i ssaki. Ich liczebność w agrocenozach jest jednak zbyt mała, aby istotnie ograniczyć populacje ślimaków (GODAN 1983, SOUTH 1992). Większe znaczenie mają owady, zwłaszcza drapieżne chrząszcze (Carabidae, Staphylinidae, Silphidae). Najbardziej rozpowszechnionym w uprawach roślin jest *Pterostichus melanarius* (Illiger) (Carabidae) (SYMONDSON i współaut. 1996). Badania wykonane w Wielkiej Brytanii na plantacjach rzepaku wykazały, że dorosłe osobniki tego chrząszcza są bardzo aktywne w ograniczaniu liczby ślimaków. Ich najwyższa aktywność przypada pod koniec lata, przed wysiewem rzepaku ozimego (MOENS i GLEN 2002). W celu ochrony *P. melanarius* i innych drapieżnych chrząszczy, zaleca się stosowanie środków dla nich nietoksycznych. W zwalczaniu ślimaków taką rolę spełniają

moluskocydy zawierające metaldehyd i fosforan żelaza (MOENS i GLEN 2002, SPEISER i KISTLER 2002). W celu stworzenia warunków sprzyjających rozwojowi pożytecznych drapieżców, należy zwiększać różnorodność upraw oraz pozostawiać w ich sąsiedztwie liczne miedze i inne nieużytki.

Najbardziej znanym w ograniczaniu populacji ślimaków jest pasożytniczy nicien *Phasmarhabditis hermaphrodita* (Schneider) (Rhabditidae). Został on wykorzystany do produkcji biopreparatu Nemaslug (Becker Underwood, UK) i jest z powodzeniem stosowany do zwalczania różnych gatunków ślimaków. Nemaslug rozpuszcza się w wodzie i aplikuje w dawce 3×10^9 infekcyjnych nicieni na hektar (RAE i współaut. 2009). Nicienie przedostają się do ślimaków przez zagłębienie pod tylną krawędzią płaszczka i przenoszą bakterię *Moraxella osloensis*, której toksyny po 4 do 21 dniach hamują żerowanie i zabijają niektóre ślimaki (WILSON i współaut. 1993). Nicienie rozmnażają się w różnych częściach ciała ślimaków, tworząc trzy generacje, liczące po 250-300 osobników. W okresie rozwoju pierwszej generacji zewnętrznym objawem ich występowania jest charakterystyczne nabrzmienie ciała ślimaków w tylnej połowie płaszczka, szczególnie dobrze widoczne u *D. reticulatum* (WILSON i współaut. 1993). W przypadku dużych gatunków takich, jak *A. vulgaris* i *A. rufus*, jedynym widocznym objawem ich infekcji jest zwiotczenie ciała i częściowa utrata ruchliwości (KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Po opuszczeniu ciał martwych ślimaków, infekcyjne stadia trzeciej generacji nicieni odżywiają się bakteriami obecnymi w śluzie i w odchodach ślimaków, a następnie atakują inne osobniki (WILSON i współaut. 1993, RAE i współaut. 2009). Do właściwego rozwoju nicieni niezbędna jest wysoka wilgotność, dlatego najlepsze warunki występują w ciężkich, wilgotnych glebach lub w rowach, miedzach oraz w nawadnianych uprawach. *P. hermaphrodita* jest nieszkodliwy dla innych bezkręgowców i nie przeżywa w zwierzętach stałocieplnych (GRIMM 2002). Można go stosować w uprawach ekologicznych oraz, jako ważny element integrowanej ochrony roślin.

Nemaslug był z powodzeniem stosowany do ochrony rzepaku ozimego (MOENS i GLEN 2002), pszenicy ozimej (WILSON i współaut. 1993) i kapusty pekińskiej (RAE i współaut. 2009). *P. hermaphrodita* infekuje ślimaki nagię: *D. reticulatum*, *D. caruanae* (Pollonera), *D. laeve*, *A. vulgaris*, *A. distinctus*, *A. silvaticus*, *A. intermedius* Normand, *A. ater* (Linnaeus), *T. sowerbyi* i *T. budapestensis* oraz ślimaki skorupkowe *Helix aspersa* Müller (WILSON i współaut. 1993, GREWAL i współaut. 2003, KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Jednak

tylko niewielka część zainfekowanych ślimaków ginie. Stwierdzono, że tempo działania i liczba zabitych ślimaków zależą od gatunku ślimaka i jego wieku. Najlepiej infekowane są ślimaki z rodzaju *Deroceras*, a znacznie słabiej z rodzaju *Arion* (GREWAL i współaut. 2003). W przypadku niektórych ślimaków wrażliwość na *P. hermaphrodita* spada wraz ze wzrostem wielkości ciała. Taką zależność stwierdzono, na przykład, dla *A. lusitanicus* (GRIMM 2002) i *A. hortensis* Férussac (GREWAL i współaut. 2003). Zdaniem GRIMMA (2002), *P. hermaphrodita* zabija ślimaki *A. lusitanicus* o masie poniżej 0,24 g. Przeważa pogląd, że nicien nie obniża istotnie liczby ślimaków. Jego działanie polega głównie na hamowaniu aktywności ich żerowania, co ogranicza uszkodzenia roślin (GRIMM 2002, RAE i współaut. 2009). Na przykład, w doświadczeniach poletkowym w Wlk. Brytanii, uzyskano wysoką redukcję uszkodzeń roślin kapusty pekińskiej, przy niewielkim spadku liczby ślimaków *A. subfuscus*, *D. reticulatum* i *D. panormitanum* (RAE i współaut. 2009).

Z uwagi na wysokie koszty biopreparatu Nemaslug, ostatnie badania skupiają się na obniżeniu dawek *P. hermaphrodita*. Według RAE i współaut. (2009) zastosowanie połowy zalecanych dawek (3×5 nicieni/cm²) zapewni istotną ochronę roślin przed *D. reticulatum*. Wysoką skuteczność można także uzyskać stosując niskie dawki *P. hermaphrodita* wraz z moluskocydem zawierającym fosforan żelaza (RAE i współaut. 2009). Badano różne sposoby aplikacji nicieni takie jak: umieszczanie w uprawach saszetek z nicieniami, zanurzanie korzeni roślin w roztworach nicieni, opryskiwanie gleby wokół podstawy roślin lub samych roślin i rozkładanie zainfekowanych ślimaków w wybranych miejscach na polu (GREWAL i współaut. 2003, RAE i współaut. 2009, KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Aplikowane nicienie redukowały uszkodzenia roślin powodowane przez ślimaki, a ich skuteczność była podobna do skuteczności chemicznych moluskocydów. Stwierdzono, na przykład, że *P. hermaphrodita* zastosowany w dawce 4800 nicieni/roślinę w formie zanurzania korzeni sadzonek kapusty pekińskiej, powoduje redukcję uszkodzeń roślin przez *A. vulgaris* sięgającą 61% (KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Sposób ten, jest warty polecenia podczas sadzenia roślin kapustnych, na powierzchniach zagrożonych przez ślimaki.

Zaletą *P. hermaphrodita* jest długi okres działania. RAE i współaut. (2009) wykazali, że trwałość nicienia w glebie i czas ochrony roślin kapusty pekińskiej przed ślimakami wynosiły 38 dni. Wskazuje to, że *P. hermaphrodita* może co najmniej miesiąc przeżywać w glebie bez potrzeby powtarza-

nia aplikacji. Wysoka efektywność i trwałość nicienia w wilgotnych siedliskach wskazuje, że Nemaslug może być przydatny w zapobieganiu uszkodzeniom upraw, zwłaszcza przez młodociane ślimaki. Ślimaki składają jaja głównie pod koniec lata i jesienią. Jesienią wylęga się 50–70% osobników *A. vulgaris* i *D. reticulatum*, a pozostałe wiosną (KOZŁOWSKI 2000). Szczyt liczebności młodych ślimaków przypada we wrześniu i w październiku, w okresie wschodów form ozimych roślin oraz wczesną wiosną przed lub po wysiewie niektórych roślin warzywnych i rolniczych. Te dwa terminy wydają się najlepsze do aplikacji *P. hermaphrodita*. Korzystne warunki dla przeżycia i wysokiej aktywności tego nicienia stwarzają także okresy długich opadów deszczu oraz uprawy regularnie nawadniane.

Wykorzystanie biopreparatu Nemaslug w praktyce jest niewielkie, a jego wysoka efektywność i wspomniane wyżej inne zalety są niedoceniane. Przyczyną tego jest zapewne wysoka cena tego środka oraz brak natychmiastowych efektów działania. Jednak w związku z dążeniem do niechemicznej ochrony roślin, wykorzystanie tego biopreparatu będzie miało coraz większe znaczenie. Dotyczy to zwłaszcza upraw małoobszarowych oraz wyznaczonych na podstawie monitoringu ognisk występowania ślimaków.

AGROTECHNICZNE I KULTUROWE METODY KONTROLI

Istotną rolę w ograniczaniu szkód wyrządzanych przez ślimaki mają systemy uprawy roślin, które zapobiegają nadmiernemu rozwojowi populacji ślimaków. Uniwersalnym zabiegiem, jest osuszanie i odwadnianie pól. Dobre zdrenowane pola zapobiega nasiąkaniu i przesycaeniu wodą, co w znacznym stopniu ogranicza składanie jaj przez ślimaki (GLEN i MOENS 2002). Innym, ważnym zabiegiem jest częste wykaszanie rowów i miedz, usuwanie resztek roślinnych po zbiorach i samosiewów roślin z poprzedniej uprawy. Stanowią one źródło pokarmu i miejsca schronień dla ślimaków. Stosowane w systemie uproszczonej uprawy roślin worywanie resztek roślinnych do gleby, zwiększa drastycznie zaopatrzenie ślimaków w pokarm i kryjówki, co prowadzi do znacznego wzrostu ich populacji. Znaczne ograniczenie liczebności ślimaków można uzyskać stosując tradycyjną uprawę roli, zarówno orkę, jak i pełen zestaw uprawek, a zwłaszcza bronowanie i wałowanie gleby. Zabiegi te niszczą ślimaki i likwidują miejsca ich bytowania. Na przykład, płytkie talerzowanie wykonane wiosną, likwiduje dużą część ślimaków występujących w glebie (DOUGLAS i TOOKER 2012).

Bronowanie podczas suchej i słonecznej pogody powoduje wyrzucenie jaj i młodych ślimaków na powierzchnię gleby, gdzie szybko wysychają i giną lub są zjadane przez drapieżce. Tradycyjna uprawa roli przyspiesza kiełkowanie i rozwój roślin, co skraca czas wzrostu najbardziej wrażliwych faz rozwojowych. Generalnie, większa liczba zabiegów i bardziej intensywne metody uprawy obniżają liczebność ślimaków. Ocenia się, że zabiegi agrotechniczne mogą ograniczyć liczebność populacji ślimaków co najmniej o połowę. Istotne znaczenie ma także termin wysiewu roślin. Wczesny siew wiosną lub pod koniec lata, przed wylęgiem ślimaków, ogranicza uszkodzenia wschodzących roślin (DOUGLAS i TOOKER 2012). Na obszarach zagrożonych przez ślimaki należy wybierać do uprawy odmiany charakteryzujące się szybkim wzrostem w okresie wschodów. Gniazda nasienne powinny być dokładnie przykryte glebą, co utrudnia dotarcie do nich ślimakom. Jest to szczególnie ważne w uprawach zbóż, które są silnie uszkodzane w fazie ziarniaków. Znaczny wpływ na populacje ślimaków ma odpowiedni płodozmiennik. Dla rzepaku ozimego, właściwym przedplonem będzie jęczmień ozimy. Jest on zbierany wcześniej niż inne zboża, przez co ślimaki przez dłuższy okres pozbawione są pokarmu. W przypadku pszenicy ozimej, mniej narażone na uszkodzenia są uprawy prowadzone po odłogowaniu pól lub w rotacji z roślinami buraka i ziemniaka, które pozostawiają bardziej odsłoniętą glebę w międzyrzędziach. Natomiast rośliny tworzące zwartą masę liściową, na przykład niektóre rośliny strączkowe, stymulują wzrost liczebności ślimaków i nie powinny być stosowane jako przedplon.

POTENCJALNE METODY KONTROLI

W poszukiwaniu innych metod ochrony upraw dużo uwagi poświęcono badaniom nad wykorzystaniem alternatywnych źródeł pokarmu. Zaobserwowano, że występujące w uprawach roślin niektóre pospolite gatunki chwastów takie, jak: mniszek lekarski (*Taraxacum officinale* Web.), tasznik pospolity (*Capsella bursa-pastoris* (L.) Med.), gwiazdnica pospolita (*Stellaria media* Vill.), koniczyna biała (*Trifolium repens* L.), komosa biała (*Chenopodium album* L.), mak polny (*Papaver rhoeas* L.) i wrotycz pospolity (*Tanacetum vulgare* L.) są bardzo smakowite dla *D. reticulatum* i mogą stanowić łatwo dostępne źródło alternatywnego pokarmu (COOK i współaut. 1997). Na przykład, dostarczenie roślin *T. officinalis* lub *T. repens*, uprawianych pomiędzy rzędami pszenicy ozimej, może znacznie ograniczyć uszkodzenia nasion i siewek pszenicy przez ślimaki (COOK i współaut. 1997).

W badaniach laboratoryjnych stwierdzono, że podanie ślimakom *D. reticulatum* roślin *T. officinalis*, redukuje uszkodzenia liści pszenicy nawet o 60% (BROOKS i współaut. 2003). Rośliny *S. media* i *C. bursa-pastoris*, uprawiane w rzepaku mogą chronić siewki tej rośliny przed żerowaniem *D. reticulatum* (FRANK i BARONE 1999). Podobne wyniki uzyskano dla liści sałaty, chętniej zjadanych przez tego ślimaka niż bulwy ziemniaków (AIREY 1987). Alternatywne pokarmy mogą mieć duże znaczenie w ograniczaniu uszkodzeń roślin uprawnych. Potrzebne są jednak dalsze badania w celu opracowania strategii ich praktycznego wykorzystania.

Badania wskazują, że niektóre odmiany i formy roślin, na przykład rzepaku, ziemniaka, łubinu czy koniczyny, są mniej wrażliwe na uszkodzenia przez ślimaki. Przyczyną obniżonej wrażliwości jest działanie wtórnych metabolitów roślinnych, które hamują żerowanie ślimaków, a w rezultacie redukuje uszkodzenia roślin. Najwięcej danych na ten temat dotyczy rzepaku oleistego. Dawne odmiany tej rośliny, zawierały duże ilości glikozynolanów, które ograniczały żerowanie *D. reticulatum* i innych ślimaków (MOENS i GLEN 2002). W przypadku bulw ziemniaka stwierdzono, że odmiany Majestic i Pentland Falcon, posiadające wysoką zawartość alkaloidów, były mniej wrażliwe na uszkodzenia przez *D. reticulatum*, *A. hortensis*, *A. fasciatus* i *M. budapestensis* niż odmiany Maris Piper i King Edward (PINDER 1974, ESTER i TRUL 2000). Skórka bulw niektórych odmian ziemniaka zawiera inhibitory trypsyny, które są odstraszające dla ślimaków (AIREY 1987). Podobny deterentny wpływ wywierają alkaloidy quinolizidinowe (QA) występujące w niektórych odmianach łubinów (*Lupinus* sp.). Odmiany łubinów *Lupinus polyphyllus* Ldl., *L. mutabilis* L., *L. albus* L. i *L. angustifolius* L., z wysoką zawartością alkaloidów, są rzadziej atakowane i słabiej uszkodzane przez ślimaki niż odmiany z niską zawartością tych związków (AGUIAR i WINK 1999, CHEVALIER 2000). Stwierdzono, że wysokie dawki alkaloidów łubinowych, takich jak: lupanina, sparteina, quinidyna i atropina, odstraszają ślimaki nagie *A. vulgaris*, *A. rufus*, *A. distinctus* i *D. reticulatum* oraz ślimaki skorupkowe *Helix pomatia* (Linnaeus) i *H. aspersa* (AGUIAR i WINK 1999, CHEVALIER i współaut. 2000, KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Przykładem może być wysokoalkaloidowa odmiana *L. angustifolius* Mirrela, bardzo słabo uszkodzana przez *A. vulgaris* (KOZŁOWSKI i współaut. 2014). Znaczny wpływ na ograniczanie uszkodzeń koniczyn (*Trifolium* sp.) przez ślimaki mają cyjanogenne glikozydy. W eksperymentach polowych, cyjanogenna koniczyna biała (*T. repens*), była znacznie słabiej uszkodzana przez ślimaki niż

formy acyjanogenne (DIRZO i HARPER 1982). FERGUSON i współaut. (1989), porównując uszkodzenia dwunastu odmian *T. repens* przez ślimaki *D. reticulatum* i *Helicella italia* (Linnaeus) wykazali, że bardziej wrażliwe są odmiany Blanka, Milkanova i Sonja, zawierające duże ilości cyjanogennych glikozydów. Według niektórych autorów związki te mogą skutecznie chronić rośliny przed ślimakami (DIRZO i HARPER 1982).

Przedstawione dane wskazują, że wtórne metabolity roślinne są bardzo ważną grupą substancji, które mogą ograniczać wrażliwość odmian roślin na ślimaki. Wykorzystanie tych odmian lub zawartych w nich substancji może być jedną z potencjalnych metod integrowanej strategii ochrony roślin przed ślimakami. Najprostszym rozwiązaniem jest wycofanie odmian wrażliwych z obszarów zagrożonych przez ślimaki.

PODSUMOWANIE

W efekcie ocieplenia oraz zmian w produkcji roślinnej, zagrożenie upraw przez ślimaki sukcesywnie wzrasta. Obecnie, głównym sposobem ich ochrony jest użycie chemicznych moluskocydów. Niektóre z nich mają niekorzystny wpływ na otoczenie, a niewłaściwie stosowane wykazują niezadowalającą skuteczność. Problemy te można rozwiązać przez integrowane podejście do ochrony roślin, poprzez zastosowanie strategii obejmującej wszystkie omówione wyżej metody ograniczania szkód. Stosowanie granulowanych moluskocydów powinno być poprzedzone monitoringiem występowania ślimaków i oceną stopnia zagrożenia roślin na konkretnym polu. Zamiast ochrony całych pól, moluskocydy należy stosować tylko w zagrożonych miejscach. Pierwszeństwo mają środki zawierające fosforan żelaza. Zgęszczenie populacji ślimaków i szkody w uprawach, można znacznie ograniczyć stosując zabiegi agrotechniczne i kulturowe. Należy również wykorzystać wszelkie dostępne czynniki i środki biologiczne, w tym nicienie *P. hermaphrodita*, do likwidacji ognisk występowania ślimaków. Wyniki badań nad wrażliwością odmianową roślin na ślimaki, powinny zwiększyć możliwości ich kontroli, poprzez odpowiedni dobór odmian. Tylko właściwe rozpoznanie zagrożeń i integracja wszystkich zalecanych i potencjalnych metod, zastosowanych w każdej indywidualnej sytuacji, może zapewnić sukces w ograniczaniu szkód wyrządzanych przez ślimaki.

Streszczenie

Ślimaki nagie *Deroceras reticulatum*, *Arion vulgaris*, *A. rufus*, *A. distinctus* i *A. subfuscus* oraz niektóre inne gatunki z rodzin Agriolimacidae, Arionidae i Milacidae, powodują poważne szkody w uprawach roślin rolniczych,

ogrodniczych i sadowniczych. Znaczne straty ekonomiczne z powodu ich żerowania występują w uprawach rzepaku ozimego, pszenicy ozimej, ziemniaka, buraka, kapusty, sałaty oraz niektórych roślin strączkowych. Najbardziej narażone na uszkodzenia są ziarniaki zbóż oraz siewki rzepaku. W celu oceny stopnia zagrożenia roślin przez ślimaki, konieczne jest prowadzenie stałego monitoringu ich występowania. Podstawą podejmowania decyzji wykonania chemicznych zabiegów zwalczania jest ustalenie liczebności ślimaków i stopnia uszkodzenia roślin oraz przekroczenie progów szkodliwości. Wzrost szkód wyrządzanych przez ślimaki wymaga doskonalenia strategii ich ograniczania, zgodnie z zasadami integrowanej ochrony roślin. Strategia ta powinna opierać się na kompleksowym wdrażaniu wszystkich znanych i potencjalnych metod, profilaktycznych, agrotechnicznych, kulturowych, biologicznych i chemicznych. Duże znaczenie, obok stosowania granulowanych moluskocydów, będzie miało wykorzystanie, alternatywnych pokarmów, mniej wrażliwych odmian oraz czynników biologicznych, w tym nicienia *Phasmarhabditis hermaphrodita*.

LITERATURA

- AGUIAR R., WINK M., 1999. *Mollusc-deterrent activity of lupin alkaloids*. [W]: Proc. 9th Inter. Lupin Conference, Klink/Müritz, Germany, 20-24 June, 1999. Inter. Lupin Assoc. 2000, Canterbury, New Zealand, 97-98.
- AIREY W. J., 1987. *Laboratory studies on damage to potato tubers by slugs*. J. Moll. Stud. 53, 97-104.
- BROOKS A. S., CROOK M. J., WILCOX A., COOK R. T., 2003. *A laboratory evaluation of the palatability of legumes to the field slug Deroceras reticulatum Müller*. Pest Manag. Sci. 59, 245-251.
- BYERS R. A., 2002. *Agriolimacidae and Arionidae as pests in lucerne and other legumes in forage systems of north-eastern North America*. [W]: Molluscs as Crop Pests. BARKER G.M. (red.). Landcare Res. Ham. New Zealand, CABI Publish, 325-335.
- CHEVALIER L., DESBUQUOIS C., PAPINEAU J., CHARRIER M., 2000. *Influence of the quinolizidine alkaloid content of Lupinus albus (Fabaceae) on the feeding choice of Helix aspersa (Gastropoda: Pulmonata)*. J. Moll. Stud. 66, 61-68.
- COOK R. T., BAILEY S. E. R., MCCROHAN C. R., 1997. *The potential for common weeds to reduce slug damage to winter wheat: laboratory and field studies*. J. Appl. Ecol. 34, 79-87.
- DIRZO R., HARPER J. L., 1982. *Experimental studies on slug-plant interactions. IV The performance of cyanogenic and acyanogenic morphs of Trifolium repens in the field*. J. Ecol. 70, 119-138.
- DOUGLAS M. R., TOOKER J. F., 2012. *Slug (Mollusca: Agriolimacidae, Arionidae) ecology and management in no-till field crops, with an emphasis on the mid-Atlantic region*. J. Integr. Pest Manag. 3, 1-9.
- ESTER A., TRUL R., 2000. *Slug damage and control of field slug (Deroceras reticulatum Müller) by carvone in stored potatoes*. Potato Res. 43, 253-261.
- FERGUSON C. M., LEWIS G. C., HANKS C. B., PARSONS D. M. J., ASTERAKI E. J., 1989. *Incidence and severity of damage by slugs and snails to leaves of twelve white clover cultivars. Tests Agrochemicals and Cultivars No 10*. Ann. Appl. Biol. 114, 138-139.

- FLETCHER M. R., HUNTER K., BARNET E. A., 1994. *Pesticide poisoning of animals*. Ministry of Agriculture Fishing and Food (MAFF). Public., London, UK.
- FRANK T., BARONE M., 1999. *Short-term field study on weeds reducing slug feeding on oilseed rape*. Zeitsch. Pflanz. Pflanz. 106, 534-538.
- GLEN D. M., MOENS R., 2002. *Agriolimacidae, Arionidae and Milacidae as pests in West European cereals*. [W]: *Molluscs as Crop Pests*. BARKER G. M. (red.). Landcare Res. Ham. New Zealand, CABI Publish, 271-300.
- GLEN D. M., SPAULL A. M., MOWAT D. J., GREEN D. B., JACKSON A. W., 1993. *Crop monitoring to assess the risk of slug damage to winter wheat in the United Kingdom*. Ann. Appl. Biol. 122, 161-172.
- GODAN D., 1983. *Pest Slugs and Snails: Biology and Control*. Springer-Verlag. Berlin, Germany.
- GREWAL S. K., GREWAL P. S., HAMMOND R. B., 2003. *Susceptibility of north American native and non-native slugs (Mollusca: Gastropoda) to Phasmarhabditis hermaphrodita (Nematoda: Rhabditidae)*. Biocontrol Sci. Technol. 13, 119-125.
- GRIMM B., 2002. *Effect of the nematode Phasmarhabditis hermaphrodita on young stages of the pest slug Arion lusitanicus*. J. Moll. Stud. 68, 25-28.
- KOZŁOWSKI J., 2000. *Reproduction of Arion lusitanicus Mabilie, 1868 (Gastropoda: Pulmonata: Arionidae) introduced in Poland*. Folia Malacol. 8, 87-94.
- KOZŁOWSKI J., 2010. *Ślimaki nagie w uprawach. Klucz do identyfikacji. Metody zwalczania*. Inst. Ochr. Roślin, PIB, Poznań.
- KOZŁOWSKI J., 2012. *The significance of alien and invasive slug species for plant communities in agroecosystems*. J. Plant Protect. Res. 52, 67-76.
- KOZŁOWSKI J., JASKULSKA M., 2014. *The effect of grazing by the slug Arion vulgaris, Arion rufus and Deroceras reticulatum (Gastropoda: Pulmonata: Stylommatophora) on extent of damage to leguminous plants and other small-area crops*. J. Plant Protect. Res. 54, 258-266.
- KOZŁOWSKI J., KAŁUSKI T., JASKULSKA M., KOZŁOWSKA M., 2009. *Analiza skuteczności zaprawiania nasion rzepaku w ochronie przed ślimakami (Pulmonata: Arionidae)*. Prog. Plant Protection/ Postępy Ochr. Roślin 49, 1705-1708.
- KOZŁOWSKI J., JASKULSKA M., KOZŁOWSKA M., 2014. *Evaluation of the effectiveness of iron phosphate and parasitic nematode Phasmarhabditis hermaphrodita in reducing plant damage caused by the slug Arion vulgaris Moquin-Tandon, 1885*. Folia Malacol. 22, 293-300.
- MEREDITH R. H., 2003. *Slug pellets – risks and benefits in perspective*. [W]: *Slug and Snails Agricultural, Veterinary and Environmental Perspectives*. DUSSART G. B. J. (red.). British Crop Prot. Conf., Symp. Proc. No. 88, 2003, Canterbury, UK, 235-242.
- MOENS R., GLEN D. M., 2002. *Agriolimacidae, Arionidae and Milacidae as pests in West European oilseed rape*. [W]: *Molluscs as Crop Pests*. BARKER G. M. (red.). Landcare Res. Ham. New Zealand, CABI Publish., 301-314.
- NICHOLS C. J., 2014. *Implications of not controlling slugs in oilseed rape and wheat in the UK*. Res. Rev. No. 79, HGCA, AHDB, www.ahdb.org.uk/projects/documents/AHDBResearchReview-Slugs.pdf
- PINDER L. C. V., 1974. *The ecology of slugs in potato crops, with special reference to the differential susceptibility of potato cultivars to slug damage*. J. Appl. Ecol. 11, 439-452.
- PORT R., ESTER A., 2002. *Gastropods as pests in vegetables and ornamental crops in Western Europe*. [W]: *Molluscs as Crop Pests*. BARKER G. M. (red.). Landcare Res. Ham. New Zealand, CABI Publish., 337-352.
- RAE R. G., ROBERTSON J. F., WILSON M. J., 2009. *Optimization of biological (Phasmarhabditis hermaphrodita) and chemical (iron phosphate and metaldehyde) slug control*. Crop Prot. 28, 765-773.
- SIMMS L. C., MULLINS C. E., WILSON M. J., 2002. *Seed dressings to control slug damage in oilseed rape*. Pest Manag. Sci. 58, 687-694.
- SOUTH A., 1992. *Terrestrial Slugs: Biology, Ecology, and Control*. Chapman and Hall, London.
- SPEISER B., KISTLER C., 2002. *Field test with a molluscicide containing iron phosphate*. Crop Prot. 21, 389-394.
- SYMONDSON W. O. C., GLEN D. M., LANGDON C. J., WILTSHIRE C. W., LYDDELL J. E., 1996. *Effects of cultivation techniques and methods of straw disposal on predation by Pterostichus melanarius (Coleoptera:Carabidae) upon slugs (Gastropoda: Pulmonata) in an arable field*. J. Appl. Ecol. 33, 741-753.
- WIKTOR A., 2004. *Ślimaki Ładowe Polski*. Mantis, Olsztyn.
- WILSON M. J., GLEN D. M., GEORGE S. K., 1993. *The rhabditid nematode Phasmarhabditis hermaphrodita as a potential biological control agent for slugs*. Biocont. Sci. Technol. 3, 503-511.

KOSMOS Vol. 66, 2, 231–239, 2017

JAN KOZŁOWSKI

Institute of Plant Protection, National Research Institute, Władysława Węgorka 20, 60-318 Poznań,

E-mail: j.kozlowski@iorpib.poznan.pl

PROTECTION OF PLANTS AGAINST SLUG PESTS – THE PRESENT STATE AND FUTURE PROSPECTS

Summary

The slugs *Deroceras reticulatum*, *Arion vulgaris*, *A. rufus*, *A. distinctus* and *A. subfuscus* and certain other species of the Agriolimacidae, Arionidae and Milacidae families bring serious damage to agricultural, horticultural and orchard crops. Their grazing produces significant economic losses in crops of winter rape, winter wheat, potatoes, beetroot, cabbage, lettuce and certain pulses. The most susceptible to damage are grain caryopses and rape seedlings. To evaluate the degree to which plants are at risk of slug damage, the occurrence of slugs needs to be continuously monitored. Decisions on chemical treatments are based on determination of the size of slug populations and the extent of plant damage that exceeds acceptable thresholds. Increasing levels of slug damage make it necessary to improve strategies for combating these pests, in accordance with the principles of integrated plant protection. Such a strategy should be based on application of the full range of known and potential methods: preventive, agritechnical, cultural, biological and chemical. Besides the application of granular molluscicides, most important techniques shall include the use of alternative foods, less susceptible plant cultivars and biological agents such as nematode *Phasmarhabditis hermaphrodita*.

Key words: slugs as agricultural pests, methods of plant protection