CHROŃMY PRZYRODĘ OJCZYSTĄ

SPIS TREŚCI

Zeszyt 6, listopad/grudzień 2010

AKTUALNOŚCI – NEWS

Zbigniew Głowaciński: O populacji łosia w Polsce – wprowadzenie do opinii PROP

Zbigniew Bereszyński, Wanda Piasecka-Olech: Opinia w sprawie odstrzału 90 łosi *Alces alces* w celach naukowych w odpowiedzi na pismo Instytutu Biologii Uniwersytetu w Białymstoku z dnia 19 sierpnia 2010 roku

Piotr Sura, Ewelina Janulis, Piotr Profus: Chytridiomikoza – śmiertelne zagrożenie dla płazów – *Chytridiomycosis – a mortal danger for amphibians*

ARTYKUŁY – ARTICLES

Leszek Bednorz: Ochrona prawna jarzębu brekinii w Polsce – *Legal protection of* Sorbus torminalis *in Poland*

Joanna Galas: Ryby „chwasty" w naturalnie bezrybnych wysokogórskich jeziorach parków narodowych – *Pest fish in naturally fishless high mountain lakes of the national parks*

Anna Gazda, Agnieszka Bednarz-Kochmańska: Charakterystyka demograficzna jeżyny gruczołowatej *Rubus hirtus* – na przykładzie wylosowanej populacji tatrzańskiej – *A demographic study of the blackberry* Rubus hirtus *population within the Tatra Mountains*

Donata Suder: Walory przyrodnicze grodziska w Chełmie na Podgórzu Bocheńskim (Kotlina Sandomierska) i jego otoczenia – *Environmental values of the earthwork in Chełm in the Podgórze Bocheńskie Foothills (Sandomierz Basin, S Poland) and its neighbourhood*

Jacek Zieliński: Awifauna lęgowa dąbrowy świetlistej *Potentillo albae-Quercetum* rezerwatu przyrody „Dziki Ostrów" na Kujawach – *Breeding avifauna of oak forest* Potentill oalbae-Quercetum *in "Dziki Ostrów" nature reserve*

Krzysztof Dudzik, Robert Dobosz, Cezary Nowak, Piotr Dębowski: Populacja lęgowa łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* w regionie świętokrzyskim – *Breeding population of Whooper Swan* Cygnus cygnus *in Świętokrzyskie Region*

Tadeusz Zając: Kto pierwszy ten lepszy, czyli o modelach rozmieszczania się zwierząt w przestrzeni – *The earlier the better, or on the models of animal spatial distribution*

Bernadetta Kotas: Ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie" – propozycja rozszerzenia oraz ochrony stanowisk fliszu – *Nature-viewing trail "Pieniny Gorlickie" – flysch exposures proposed for protection*

Anna M. Lipińska: Poczwarówka jajowata *Vertigo moulinsiana* – rzadki gatunek ślimaka chroniony Dyrektywą Siedliskową – *Desmoulin's whorl snail* Vertigo moulinsiana – *rare species of snail protected by Habitat Directive*

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 403–405, 2010

O populacji łosia w Polsce – wprowadzenie do opinii PROP

Łoś *Alces alces* (jeleniowate *Cervidae*; ryc. 1) w Polsce jest gatunkiem rodzimym, występującym tylko lokalnie, głównie na terenach leśno-bagiennych północno-wschodniej części kraju. W Europie utrzymuje się w krajach nadbałtyckich, przede wszystkim w strefie lasów, głównie tajgowych, także borealnych torfowisk i mokradeł. Dociera z rzadka na Ukrainę, Słowację, Węgry, trafia się nawet w Czechach. Całkowicie wyginął w Europie Zachodniej, od wczesnego holocenu nieobecny w Europie Południowej. IUCN klasyfikuje łosia w kategorii LR – niskiego ryzyka.

Po zawierusze wojennej, w latach 1945–1966, w nowych granicach Polski niewielka populacja łosi zachowała się jedynie w starej ostoi rajgrodzko-nadbiebrzańskiej i w tym też okresie gatunek został objęty całoroczną ochroną. Ta słuszna decyzja władz państwowych pozwoliła na dynamiczną odbudowę populacji. Wzrosła zarówno liczebność populacji, jak i powiększył się zajmowany przez nią areał. Ekspandujące grupy osobników pojawiły się na zachodzie i południu Polski, gdzie utworzyły lokalne, niekiedy dość trwałe populacje, np. w Puszczy Dulowskiej pod Krakowem, w Lasach Wierzchosławickich koło Tarnowa, a wcześniej na Polesiu Lubelskim. Ostoję w Puszczy Kampinoskiej zainicjowało kilka łosi sprowadzonych w latach 50. ubiegłego stulecia z Białorusi jako propagandowy „dar narodu radzieckiego narodowi polskiemu". W 1966 roku, gdy polską populację łosi oceniano już na 700–1000 osobników, wznowiono odstrzały tych zwierząt. Powściągliwe polowania nie powstrzymały wzrostu krajowej populacji. Na początku lat 80. XX wieku osiągnęła ona liczbę około 6 tysięcy osobników. Wzrost zagęszczenia łosi spowodował lokalne szkody wyrządzane przez nie w drzewostanach i odnowieniach leśnych, co w głównej mierze przyczyniło się do przeprowadzenia ostrej redukcji liczebności polskich łosi. Akcję tę przeprowadzono w latach 80.–90. minionego stulecia w sposób urągający gospodarce łowieckiej i bez odpowiedniej kontroli. W rezultacie dramatycznie przetrzebiono łosie w całym kraju, których ogólny stan spadł do około 1500 osobników. Gatunek ten prawie zanikł w zachodniej i południowej Polsce. Silne załamanie się populacji zaniepokoiło bardziej odpowiedzialnych przedstawicieli Polskiego Związku Łowieckiego, instytucje naukowe i organizacje ochrony przyrody, na wniosek których Minister Środowiska w 2001 roku wprowadził w całym kraju moratorium na odstrzał łosi. Odtąd zakaz polowań na łosie obowiązuje w Polsce do odwołania.

Po zawieszeniu odstrzałów populacja łosi zaczęła ponownie wzrastać, osiągnęła już kilka tysięcy osobników (wg GUS 2009 – ok. 7000 osobników, co prawdopodobnie jest liczbą zawyżoną), jakkolwiek w południowej i zachodniej części kraju nie obserwuje się wyraźnych przejawów dyspersji tego zwierzęcia ani rekolonizacji dawniej zajmowanych przez niego terenów. Łosie skupiają się w kilku ulubionych przez siebie ostojach.

Ryc. 1. Łoś na torfowisku z brzozą koło wsi Gugny (Biebrzański Park Narodowy, luty 2006 r.; fot. J. Kupryjanowicz)
Fig. 1. Moose on peat bog near Gugny village (Biebrza National Park, February 2006; photo by J. Kupryjanowicz)

W obszarze ostoi centralnej, głównie w nadleśnictwach RDLP w Białymstoku, wystąpił ponownie poważny problem szkód wyrządzanych przez łosie w lasach. Leśnicy tamtych terenów zwrócili się do Ministra Środowiska z wnioskiem o uchylenie moratorium i zezwolenie na redukcję łosi w obszarach największego konfliktu. Minister uzależnił podjęcie decyzji od otrzymania raportu o stanie polskiej populacji łosi oraz przygotowania „Strategii ochrony i gospodarowania populacją łosia w Polsce". Strategię taką przygotowuje zespół ekspertów pod kierunkiem prof. dr. hab. Mirosława Ratkiewicza i dr. Jana Raczyńskiego z Uniwersytetu w Białymstoku. Wykonawca strategii, dla poszerzenia badań, zwrócił się do ministra o zgodę na eksperymentalny odstrzał 50–100 łosi w miejscach najbardziej konfliktowych, do których w szczególności należy Nadleśnictwo Rajgród. Po

zasięgnięciu opinii Państwowej Rady Ochrony Przyrody (**jej treść i okoliczności wydania poniżej**) minister taką zgodę wydał. Odstrzały nie obejmą terenów chronionych. Warto też dodać, że Rada Naukowa Biebrzańskiego PN, na jednym z posiedzeń poprzedzających decyzję ministra, nie zaakceptowała redukcji łosi zarówno na terenie tegoż parku, jak i w jego otulinie.

Dotychczasowe badania DNA łosi dostarczyły nieoczekiwanych wyników[1]. Okazuje się bowiem, że nadbiebrzańska populacja łosia odznacza się wyraźną odrębnością genetyczną (specyficzny „biebrzański" haplotyp H1) i tym samym ma charakter reliktowy. Pozyskane w wyniku planowanego odstrzału łosie będą dostępne dla wszystkich innych zainteresowanych instytucji i zespołów naukowo-badawczych.

prof. dr hab. Zbigniew Głowaciński – członek PROP

Opinia w sprawie odstrzału 90 łosi *Alces alces* w celach naukowych w odpowiedzi na pismo Instytutu Biologii Uniwersytetu w Białymstoku z dnia 19 sierpnia 2010 roku

Komisja Ochrony Zwierząt PROP uważa, że planowane odstrzelenie do 90 osobników łosia *Alces alces* **nie wpłynie negatywnie** na stan populacji tego gatunku, a jednocześnie przyczyni się do istotnego zwiększenia zakresu wiedzy na temat biologii, genetyki i stanu zdrowotności krajowej populacji. Komisja na tej podstawie **pozytywnie opiniuje** wniosek Instytutu Biologii Uniwersytetu w Białymstoku o odstrzał 90 osobników łosia w nadleśnictwach i obwodach wskazanych we wniosku.

Uzasadnienie

W dniach 27–28 kwietnia 2010 roku przedstawiciele Komisji Ochrony Zwierząt PROP uczestniczyli w sesji terenowej nt. „Funkcjonowania populacji łosia na terenie Regionalnej Dyrekcji Lasów Państwowych w Białymstoku", podczas której przedstawiono sytuację łosia, rozwój jego populacji w Polsce, tempo migracji oraz problem wypadków komunikacyjnych z udziałem tych zwierząt. W trakcie wizji terenowej (na wybranych powierzchniach) zapoznano się z rodzajem i rozmiarem szkód wyrządzanych przez łosie w młodnikach i uprawach oraz z kosztami stosowanych zabezpieczeń.

Doktor Jan Raczyński w swojej prezentacji opisał historię i dynamikę rozwoju krajowej populacji łosia, liczącej, według niego, około 5–6 tysięcy osobników, przedstawił także problemy związane z lokalnym przegęszczeniem siedlisk i wynikającym z tego nasileniem konfliktów. Prelegent zwrócił uwagę na elementy istotne dla funkcjonowania populacji łosia, takie jak: poprawa warunków bytowania, odtworzenie lokalnych ostoi, udrożnienie korytarzy migracyjnych, wypracowanie metod ograniczania poziomu szkód, które powinny znaleźć się w przygotowanym przez Uniwersytet w Białymstoku na zamówienie Ministra Środowiska dokumencie „Strategia ochrony i gospodarowania populacją łosia w Polsce". Profesor Mirosław Ratkiewicz, kierownik zespołu opracowującego Strategię, zaprezentował wstępne założenia projektu oraz m.in. wyniki inwentaryzacji łosia dokonanej zimą 2010 roku na terenie woj. podlaskiego i wyniki badania mitochondrialnego DNA sugerujące wysoką odrębność populacji w Biebrzańskim Parku Narodowym. Podkreślił, że wiedza na temat ekologii, genetyki i zdrowotności populacji łosia jest niewystarczająca i dość skąpa, w związku z czym niezbędne są dodatkowe badania. Jednym z wniosków tego

[1] M. Świsłocka, M. Ratkiewicz, J. Raczyński, N. Duda, A. Borkowska, E. Komenda. 2009. Zróżnicowanie mitochondrialnego DNA oraz przepływ genów między populacjami łosia (*Alces alces* L.) w Dolinie Biebrzy i Puszczy Augustowskiej. Parki Nar. i Rez. Przyr. 28 (1): 95–106.

spotkania było stwierdzenie, że konieczne jest „wzbogacenie zakresu metodycznego i merytorycznego «Strategii» o odstrzał eksperymentalny łosi już od 2010 roku, co jednocześnie pozwoli złagodzić presję tych zwierząt na drzewostany oraz ograniczy liczbę wypadków komunikacyjnych w najbardziej newralgicznych miejscach".

Na posiedzeniu plenarnym w czerwcu 2010 roku Państwowa Rada Ochrony Przyrody za pośrednictwem przedstawicieli zespołu przygotowującego Strategię zapoznała się ze stanem zaawansowania prac nad ogólnokrajową strategią ochrony i gospodarowania populacją łosia. Przedstawiona w podsumowaniu prezentacji potrzeba odstrzału pewnej liczby łosi wywołała burzliwą dyskusję, w której akcentowano problem szkód wyrządzanych przez łosie oraz wypadków komunikacyjnych, przy jednoczesnym zawansowaniu prac nad Strategią.

W wyniku dyskusji podczas posiedzenia plenarnego PROP stwierdzono, że rozważanie zniesienia moratorium jest jeszcze przedwczesne, a ewentualna decyzja może zostać pojęta dopiero po przygotowaniu Strategii. PROP przyzwoliła natomiast na odstrzał 50–100 osobników łosia w rejonach najwyższej koncentracji gatunku w celach badawczych, podkreślając, że uzyskane wyniki badań wzbogacą zakres przygotowywanej obecnie Strategii. Na forum PROP przegłosowano większością głosów wniosek dotyczący akceptacji odstrzału łosi dla celów badawczych i odłożenia dyskusji nad zniesieniem moratorium w formie uchwały nr 6/2010.

Reasumując, na podstawie prezentowanych informacji Komisja Ochrony Zwierząt PROP uważa, że przeprowadzenie odstrzału 90 łosi posłuży wzbogaceniu wiedzy o gatunku oraz podniesieniu wartości przygotowanej Strategii i z tego względu jest celowe. Opiekę naukową planowanych odstrzałów zapewni wykonawca Strategii – Uniwersytet w Białymstoku, a organizacyjną – Regionalna Dyrekcja Lasów Państwowych w Białymstoku.

prof. dr hab. Andrzej Bereszyński
– przewodniczący PROP
i członek Komisji Ochrony Zwierząt PROP
dr hab. Wanda Olech-Piasecka
– przewodnicząca Komisji Ochrony Zwierząt PROP

Od Przewodniczącego PROP – decyzje Ministerstwa

Minister Środowiska pismem z dnia 20 września 2010 roku, na wniosek Uniwersytetu w Białymstoku wydał zgodę na dokonanie odstrzału 90 łosi do celów badań naukowych Instytutu Biologii tegoż Uniwersytetu. Decyzja została wydana na podstawie art. 44 ust. 3 ustawy „Prawo łowieckie", po uzyskaniu pozytywnej opinii Państwowej Rady Ochrony Przyrody. W dniu 22 listopada 2010 roku wnioskodawca (Instytut Biologii Uniwersytetu w Białymstoku) wystąpił do ministra o skrócenie czasu realizacji zawartego w decyzji Ministra Środowiska z uwagi na wystarczającą liczbę prób z już pobranych do badań tusz łosi. Na tej podstawie Główny Konserwator Przyrody, Janusz Zaleski, pismem z 23 listopada 2010 roku, wstrzymał z dniem 24 listopada 2010 roku realizację decyzji Ministra Środowiska z 20 września. Decyzja ta, jako ostateczna, przekazana została Regionalnym Dyrekcjom Lasów Państwowych w Białymstoku, Warszawie, Lublinie, Olsztynie i Toruniu oraz Zarządowi Głównemu Polskiego Związku Łowieckiego w Warszawie. W ten sposób spośród zaplanowanych wcześniej do odstrzału 90 łosi odstrzelonych zostało 46. Należy dodać, że napływające do Ministerstwa Środowiska wnioski o zgodę na przeprowadzenie następnych odstrzałów łosi lub o zniesienie moratorium przed zakończeniem „Strategii…", tj. w listopadzie 2011 roku, nie uzyskają poparcia Państwowej Rady Ochrony Przyrody.

prof. dr hab. Andrzej Bereszyński

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 406–421, 2010

Chytridiomikoza – śmiertelne zagrożenie dla płazów

Chytridiomycosis – a mortal danger for amphibians

PIOTR SURA[1], EWELINA JANULIS[2], PIOTR PROFUS[3]

[1] Zakład Biologii Rozwoju Człowieka Collegium Medicum
Uniwersytet Jagielloński
ul. 31–034 Kraków, ul. Kopernika 7
e-mail: psura@cm-uj.krakow.pl

[2] Instytut Biologii i Ochrony Środowiska,
Akademia Pomorska
76–200 Słupsk, ul. Arciszewskiego 22b
e-mail: ejanulis@tlen.pl

[3] Instytut Ochrony Przyrody PAN
31–120 Kraków, al. A. Mickiewicza 33
e-mail: profus@iop.krakow.pl

Słowa kluczowe: wymieranie płazów, *Batrachochytrium dendrobatidis*, chytridiomikoza.

Mikroskopijny grzyb pasożytniczy *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*) wywołujący chytridiomikozę u płazów został formalnie opisany w 1999 roku. Choroba ta jest obecnie główną przyczyną wymierania wielu gatunków pochodzących z różnych obszarów na sześciu kontynentach. Cykl życiowy grzyba rozpoczyna się w komórkach epidermalnych, gdzie zoospory encystują się, ich witka ulega resorpcji i powstają zoosporangia, które pękając w sprzyjających warunkach uwalniają zoospory infekujące naskórek kolejnych osobników. *Bd* może wywoływać hiperkeratozę, co zaburza osmoregulację i oddychanie, a także może zatruwać płaza wydzielanymi toksynami. Wiele danych wskazuje na afrykańskie pochodzenie choroby, a za jej rozprzestrzenianie odpowiada ogólnoświatowy handel płazami i wprowadzanie obcych gatunków, szczególnie afrykańskiej platanny *Xenopus leavis* i północno-amerykańskiej żaby ryczącej *Lithobates castesbeianus* na nowe tereny. Ten niebezpieczny grzyb został w tym roku po raz pierwszy zidentyfikowany w Polsce. Niemiecko-szwajcarski zespół badawczy w 161 przebadanych próbkach znalazł 29 zarażonych żab zielonych *Pelophylax* sp. w pięciu miejscach naszego kraju.

Liczba organizmów na świecie szacowana jest na 4–100 milionów gatunków, z czego do tej pory udało się opisać zaledwie około 1,7 miliona (Pennisi 2003). Wśród zinwentaryzowanych taksonów owady stanowią 72% znanych gatunków zwierząt, a kręgowce około 5%. Na tym tle 6752 gatunki płazów to zaledwie 0,5%. W ostatnich latach można jednak zauważyć znaczny wzrost tempa odkrywania nowych gatunków, np. w 2005 roku opisano 276, w 2007 i 2008 – po 175, a do listopada 2010 roku już 179 taksonów. Paradoksalnie gwałtowny wzrost liczby opisywanych taksonów zbiega się z najpoważniejszym kryzysem bioróżno-

rodności, jaki obecnie obserwujemy. Na całym świecie spadek liczebności populacji dotyczy aż ponad połowy gatunków płazów (np. Stuart i in. 2004; Lanoo 2005; Collins, Crump 2009; Fisher i in. 2009; Rovito i in. 2009; Rödder i in. 2009) i są one obecnie najbardziej zagrożoną gromadą kręgowców na Ziemi. Zjawisko to dokumentują dane przedstawione w tabelach 1–4[1]. Przyczyny tego zjawiska są wielorakie. Należą do nich przede wszystkim dewastacja środowiska doprowadzająca do fragmentacji i utraty siedlisk oraz zanieczyszczenie miejsc występowania płazów. Niebezpieczne są też zmiany klimatu, głównie wzrost temperatury, co powoduje wysychanie siedlisk. Nie bez znaczenia jest również wzrost promieniowania UV-B (np. Licht, Grant 1997; Alford, Richards 1999; Kiesecker i in. 2001; Pounds 2001; Collins, Storfer 2003; Blaustein i in. 2003; Beebee, Griffiths 2005; Blaustein, Bancroft 2007; Rödder, Schulte 2010). Śmiertelnym zagrożeniem dla życia płazów są ponadto pasożyty i choroby. Do tych pierwszych zaliczyć można szczególnie przywrę *Ribeiroia ondatrae* (np. Johnson, Sutherland 2003; Johnson i in. 2004). Jej cerkarie opuszczają ciało żywiciela, którym jest ślimak i infekują larwy płazów, przedostając się do tkanek otaczających zawiązki kończyn, gdzie się encystują. Cysty, czyli metacerkarie, stanowiące kolejne stadium rozwojowe, wywołują nieprawidłowy rozwój tkanek, co prowadzi do amelii (braku kończyn), polimelii (dodatkowych kończyn), ektromelii (utraty fragmentów kończyn), polidaktylii (dodatkowych palców), ektrodaktylii (utraty palców), brachydaktylii (skrócenia palców) i wielu innych wad (por. Meteyer 2000). Upośledza to płazy, które stają się łatwym łupem drapieżników, co z kolei ułatwia rozprzestrzenianie się przywry. Do chorób infekcyjnych można zaliczyć szczególnie te powodowane przez ranawirusy (rodzina *Iridoviridae*) (np. Chinchar 2002; Brunner i in. 2005; Teacher i in. 2010) oraz grzyby *Batrachochytrium dendrobatidis* (*Bd*) wywołujące chytridiomikozę (np. Daszak i in. 2003). Obecnie odnotowano tę chorobę u prawie 300 gatunków pochodzących z 37 krajów z 6 kontynentów (Kriger, Hero 2009). Ostatnio do tej listy krajów dołączyły Indonezja (Kusrini i in. 2008), Korea Południowa (Yang i in. 2009) i Chiny (Bai i in. 2010). W tym roku zainfekowane płazy wykryto w niektórych państwach Europy środkowo-wschodniej, w tym w Polsce (T. Ohst – inf. list.).

[1] Stan z 2009 r., stąd liczba płazów jest niższa niż obecnie.

Historia odkrycia, objawy i rozprzestrzenianie się chytridiomikozy

W latach 1996–1998 w waszyngtońskim ogrodzie zoologicznym zaczęły ginąć liczne żaby z powodu unikatowej choroby skórnej. Badania w mikroskopie elektronowym wykazały obecność owalnych organizmów eukariotycznych zlokalizowanych w naskórku i produkujących zoospory charakterystyczne dla grzybów z grupy *Chytridiomycota* (Pessier i in. 1999). Tego typu grzyby obserwowano w tym ogrodzie zoologicznym w skórze rzekotki australijskiej *Litoria caerulea* już w 1988 roku. Podobne spostrzeżenia pochodziły również z innych amerykańskich ogrodów i placówek badawczych (Nichols i in. 1998), a Berger i inni (1998) zasugerowali nawet, że choroba ta, określana obecnie jako chytridiomikoza, może być bezpośrednią przyczyną zaniku i obniżenia liczebności dzikich populacji płazów w Ameryce Środkowej i Australii. W 1999 roku Langcore i inni opisali nowy rodzaj i gatunek grzyba *Batrachochytrium dendrobatidis*, wyizolowanego z trującej żaby *Dendrobates azureus* (obecnie *D. tinctorius*), która padła w ogrodzie zoologicznym w Waszyngtonie. Nazwa rodzajowa grzyba pochodzi od greckich słów *batracho* = żaba i *chytr* = gliniany garnek, a gatunkowa od żaby, z której go wyizolowano. Co prawda autorzy na tym tylko pozostawili wyjaśnienie etymologii nazwy, można się jednak domyślać, że zoospory wysypują się z zoosporangium jak z garnka. Grzyb należy do rzędu skoczkowców *Chytridiales* lub – według innych systematyków – do *Rhizophydiales* (rodzina *incertae sedis*), obejmującego najbardziej prymi-

tywne formy pasożytnicze, przy czym spośród około 1000 znanych gatunków *Bd* jest jedynym, który pasożytuje na kręgowcach (Rosenblum i in. 2010). Brak pokrewnych gatunków sugeruje jego stosunkowo niedawną ewolucję. *Bd* jest diploidalny, rozmnaża się klonalnie i charakteryzuje się niewielką różnorodnością sekwencji oraz wysokim stopniem heterozygotyczności, co sugeruje, że zglobalizowana linia jest wynikiem połączenia dwu nieidentycznych, ale blisko spokrewnionych szczepów rodzicielskich o zróżnicowanych plechach (Morehouse i in. 2003; Fisher i in. 2009). Cykl życiowy składa się z kilku stadiów. Owalne, ruchliwe i krótko żyjące zoospory *Bd* mają średnicę 3–5 μm, są pozbawione ściany komórkowej i wyposażone w pojedynczą witkę o długości 19–20 μm, której aksonema wyrasta z kinetosomu zlokalizowanego w tylnej części. Po okresie rozprzestrzeniania się w wodzie zoospory encystują się w *stratum corneum* naskórka płazów, ich witka ulega resorpcji i formuje się ściana komórkowa. Powstałe sporangium zaczyna wypuszczać w kilku miejscach ryzoidy i rośnie, dojrzewając po 4–5 dniach. Powiększona plecha staje się wielojądrowa w wyniku podziałów mitotycznych (amplifikacja aseksualna). Nabrzmiała część plechy jest w tym stadium nazywana zoosporangium. Dojrzałe zoosporangia wielu skoczkowców nie opróżniają się, jeśli środowisko jest zbyt suche, również w skórze płazów zoospory *Bd* nie opuszczają zoosporangium, gdy nie ma odpowiedniej wilgotności. Po uwolnieniu się zoospor sporangia stają się przejrzyste, co świadczy, że są puste.

Bd jest dobrze przystosowany do życia w wielowarstwowym naskórku. Sporangia przebywają wewnątrz komórek epidermalnych, początkowo wnikając na głębokość kilku warstw i ich rozwój zbiega się z dojrzewaniem komórek, które przemieszczają się na zewnątrz i ulegają keratynizacji. Sporangia najpierw rosną w żywych komórkach, ale kończą rozwój w komórkach martwych, skeratynizowanych, pozbawionych organelli i leżących na powierzchni. Jeszcze nie rozpoznano, czym odżywiają się sporangia w skórze płazów. Wiadomo, iż temperatura powyżej 25°C zwiększa przemiany epidermalne i hamuje wzrost *Bd*, zatem zmniejszone infekcje żab w ciepłym klimacie mogą być związane z przerwaniem cyklu rozwojowego *Bd*, przed złuszczeniem grzyba z warstwą naskórka.

Bd powoduje kompleksowe zmiany w naskórku, przy czym dwa procesy są widoczne – reorganizacja zainfekowanych komórek w początkowych stadiach infekcji oraz ich rozpad (Berger i in. 2005). Przypuszcza się, że infekcja może powodować hiperkeratozę, a tym samym zaburzenia w oddychaniu lub równowadze wodnej oraz zatrucie toksynami grzyba (np. Pessier i in. 1999). Rzeczywiście, transport

Tab. 1. Lista państw z największą liczbą zagrożonych gatunków płazów. Dane z *Czerwonej listy gatunków zagrożonych IUCN*

Tab. 1. List of countries with the greatest number of endangered amphibian species. Data according to the IUCN Red list of endangered species

Miejsce *Position*	Kraj *Country*	Liczba gatunków *Number of species*
1	Kolumbia	214
2	Meksyk	211
3	Ekwador	171
4	Brazylia	116
5	Peru	96
6	Chiny[1]	92
7	Gwatemala	80
8	Wenezuela	72
9	Indie	65
10	Madagaskar	64
=11	Kostaryka	59
=11	Honduras	59
13	USA	56
=14	Kamerun	53
=14	Sri Lanka	53
16	Tanzania	50
=17	Panama	49
=17	Kuba	49
=19	Australia	48
=19	Filipiny	48

[1] Z Hongkongiem i Macao; bez Tajwanu/ *Including Hong Kong and Macau, without Taiwan*.

elektrolitów przez naskórek zakażonej rzekotki australijskiej był zahamowany o około 50%, stężenie jonów sodu i potasu zostało zmniejszone odpowiednio o ~20 i ~50%, a czasowy brak skurczów serca (asystolia) powodował śmierć (Voyles i in. 2009). Autorzy wykluczyli na podstawie wyników badań biochemicznych osocza niewydolność nerek, natomiast wykazali histologicznie degeneracyjne zmiany w naskórku.

Bd atakuje skeratynizowany naskórek głównie na spodniej części ciała płazów (Lips i in. 2006). Niekiedy doprowadza do silnego nawarstwienia, rogowacenia i łuszczenia się naskórka, który odpadając płatami pozostawia głęboką, otwartą ranę. Często u zakażonych osobników obserwuje się letarg, utratę apetytu i refleksu, zniekształcenia ciała oraz zanik charakterystycznego dla danego gatunku koloru skóry (Berger i in. 1999; Simoncelli i in. 2005). Odnajduje się również martwe płazy, które jeszcze wkrótce przed śmiercią były w dobrej kondycji (Bosch, Martínez-Solano 2006; Garner i in. 2005). W takich przypadkach stwierdzenie przyczyny śmierci w terenie jest bardzo trudne. Charakterystyczne cechy zainfekowanych osobników można zobaczyć na filmie dotyczącym kalifornijskich żab (www.amphibiaweb.org/declines/declines.html). Ofiarami zakażenia są najczęściej płazy, które przeszły już metamorfozę. To wśród nich można zauważyć największą śmiertelność. U kijanek *Bd* wywołuje deformacje jedynie skeratynizowanego aparatu gębowego, gdyż w naskórku nie mają one keratyny i negatywny wpływ patogenu jest zwykle niezauważalny (może np. hamować ich wzrost), ale efekty subletalne i letalne są znane (Berger i in. 1999; Parris, Cornelius, 2004; Rachowicz, Vredenburg 2004; Drake i in. 2007; Killpatrick i in. 2009). Oznacza to, że za pośrednictwem larw grzyb może zostać przeniesiony do różnych części zbiornika wodnego.

Zoospory mają możliwość czynnego przemieszczania się na niewielkie odległości – około 2 cm w ciągu 24 godzin w wodzie stojącej. Poza żywicielem po 18 godzinach ginie 50% zoospor, a po 24. nawet 95% (Piotrowski i in. 2004). *Bd* wykazuje dużą tolerancję na termikę i odczyn wody. Rozwija się w zakresie temperatury 4––30°C i przy pH 5–10, lecz optymalne warunki osiąga w temperaturze od 17°C do 25°C i przy pH 6–7 (Piotrowski i in. 2004; Johnson, Speare 2005). Poza środowiskiem wodnym sporangia mogą przeżyć 3–4 dni, a zoospory ponad 2 godziny (Johnson, Speare 2005).

Bd może się przenosić pomiędzy osobnikami poprzez kontakt bezpośredni i pośredni. Bezpośredni kontakt ma miejsce podczas okresu godowego, gdy płazy bardzo licznie gromadzą się w zbiornikach wodnych. Może wówczas dochodzić do zakażenia wewnątrzgatunkowego oraz międzygatunkowego. Pośredni kontakt od-

Tab. 2. Lista państw z najwyższym udziałem zagrożonych i wymarłych gatunków płazów. Dane z *Czerwonej listy gatunków zagrożonych IUCN*. Uwzględniono jedynie kraje z 10. i więcej gatunkami płazów
Tab. 2. List of countries with the greatest share of endangered and extinct amphibian species. Data according to the IUCN Red list of endangered species. Only countries with 10 and more species are given

Miejsce *Position*	Kraj *Country*	Gatunki zagrożone i wymarłe *Endangered or extinct species* (%)
1	Haiti	92,0
2	Republika Dominikany	83,3
3	Jamajka	81,0
4	Kuba	80,3
5	Portoryko	73,7
6	Sri Lanka	70,5
7	Meksyk	58,0
8	Gwatemala	57,1
9	Seszele	54,5
10	Honduras	48,8
11	Filipiny	48,0
12	Ekwador	37,0
13	Chile	36,2
14	Japonia	35,7
15	Turcja	34,5
16	Kostaryka	33,3
17	Salwador	31,3
18	Kolumbia	30,0
19	Tajwan	29,4
20	Tanzania	28,1

Tab. 3. Czerwona lista gatunków płazów zagrożonych lub wymarłych według IUCN w poszczególnych rzędach
Tab. 3. Red list of endangered or extinct amphibian species according to IUCN in particular orders

Rząd płazów *Order of Amphibians*	Suma *Total*	Ex	Ew	Cr	En	Vu	Nt	Lc	DD	Gatunki zagrożone lub wymarłe *Endangered or extinct species* (%)
Bezogonowe *Anura*	5532	36	1	412	682	618	320	2105	1358	31,6
Ogonowe *Caudata*	552	2	0	76	104	93	61	159	57	49,8
Beznogie *Gymnophiona*	176	0	0	1	1	4	0	52	118	3,4
Suma gatunków *Total of species*	6260	38	1	489	787	715	381	2316	1533	32,4

Objaśnienia skrótów: Ex – wymarły, Ew – wymarły w naturze, Cr – krytycznie zagrożony, En – zagrożony, Vu – narażony, Nt – bliski zagrożenia, Lc – małej troski, DD – brak danych
Explanation of abbreviations: Ex – extinct, Ew – extinct in the wild, Cr – critically endangered, En – endangered, Vu – vulnerable, Nt – near threatened, Lc – least concern, DD – data deficient

Tab. 4. Czerwona lista gatunków zagrożonych lub wymarłych według IUCN w poszczególnych rodzinach
Tab. 4. Red list of endangered or extinct amphibian species according to IUCN in particular families

Rodzina *Family*	Suma *Total*	Ex	Ew	Cr	En	Vu	Nt	Lc	DD	Gatunki zagrożone lub wymarłe *Endangered or extinct species* (%)
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Płazy bezogonowe *Anura*										
Alytidae	12	1	0	0	0	2	4	5	0	25
Amphignathodontidae	61	0	0	2	15	8	2	17	17	41
Aromobatidae	93	0	0	10	16	9	3	15	40	37,6
Arthroleptidae	133	0	0	5	23	17	10	50	28	33,8
Bombinatoridae	10	0	0	0	1	4	0	5	0	50
Brachycephalidae	41	0	0	0	4	5	2	11	19	22
Brevicipitidae	25	0	0	0	4	7	0	12	2	44
Bufonidae	508	6	1	90	73	54	27	178	79	44,1
Calyptocephalellidae	4	0	0	1	1	2	0	0	0	100
Centrolenidae	149	0	0	7	16	31	7	33	55	36,2
Ceratobatrachidae	79	0	0	1	11	14	3	28	22	32,9
Ceratophryidae	85	0	0	10	25	17	6	11	16	61,2
Craugastoridae	112	3	0	27	22	13	7	23	17	58
Cryptobatrachidae	21	0	0	1	1	6	1	4	8	38,1
Cycloramphidae	99	0	0	10	11	16	6	25	31	37,4
Dendrobatidae	157	0	0	12	16	9	13	47	60	23,6
Dicroglossidae	163	1	0	3	14	21	18	61	45	23,9

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
Eleutherodactylidae	186	0	0	64	56	21	6	29	10	75,8
Heleophrynidae	6	0	0	2	0	0	0	4	0	33,3
Hemiphractidae	6	0	0	0	1	0	2	3	0	16,7
Hemisotidae	9	0	0	0	0	1	0	4	4	11,1
Hylidae	854	1	0	77	63	44	28	449	192	21,7
Hylodidae	39	0	0	1	5	5	2	7	19	28,2
Hyperoliidae	210	0	0	2	19	22	12	107	48	20,5
Leiopelmatidae	6	0	0	1	1	2	0	2	0	66,7
Leiuperidae	78	0	0	2	4	2	2	51	17	10,3
Leptodactylidae	93	0	0	6	1	5	2	68	11	12,9
Limnodynastidae	44	0	0	1	5	1	1	35	1	15,9
Mantellidae	169	0	0	5	17	20	14	79	34	24,9
Megophryidae	138	0	0	3	14	27	14	41	39	31,9
Micrixalidae	11	0	0	1	1	3	1	0	5	45,5
Microhylidae	434	0	0	6	26	35	19	170	178	15,4
Myobatrachidae	82	3	0	6	4	5	3	53	8	22
Nyctibatrachidae	15	0	0	0	6	3	0	2	4	60
Pelobatidae	4	0	0	0	1	0	1	2	0	25
Pelodytidae	3	0	0	0	0	0	0	3	0	0
Petropedetidae	16	0	0	2	5	2	3	4	0	56,3
Phrynobatrachidae	74	0	0	0	6	7	4	32	25	17,6
Pipidae	31	0	0	1	2	0	1	22	5	9,7
Ptychadenidae	51	0	0	0	2	0	3	34	12	3,9
Pyxicephalidae	66	0	0	2	6	5	4	32	17	19,7
Ranidae	319	1	0	11	26	36	31	153	61	23,2
Ranixalidae	10	0	0	2	3	1	0	2	2	60
Rhacophoridae	294	20	0	17	52	35	27	65	78	42,2
Rhinophrynidae	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Scaphiopodidae	7	0	0	0	0	0	1	6	0	0
Sooglossidae	5	0	0	0	1	4	0	0	0	100
Strabomantidae	519	0	0	21	102	97	30	120	149	42,4
Płazy ogoniaste *Caudata*										
Ambystomatidae	35	0	0	9	2	3	2	16	3	40
Amphiumidae	3	0	0	0	0	0	1	2	0	0
Cryptobranchidae	3	0	0	1	0	0	2	0	0	33,3
Hynobiidae	50	0	0	5	11	13	2	11	8	58
Plethodontidae	372	1	0	57	76	63	39	92	44	53
Proteidae	6	0	0	0	1	1	1	3	0	33,3
Rhyacotritonidae	4	0	0	0	0	1	2	1	0	25
Salamandridae	75	1	0	4	14	12	12	30	2	41,3
Sirenidae	4	0	0	0	0	0	0	4	0	0
Płazy beznogie *Gymnophiona*										
Caeciliidae	121	0	0	1	1	2	0	43	74	3,3
Ichthyophiidae	46	0	0	0	0	2	0	5	39	4,3
Rhinatrematidae	9	0	0	0	0	0	0	4	5	0

bywa się podczas wilgotnej, mglistej i pochmurnej pogody. Następuje wtedy zakażenie płazów znajdujących się w wodzie oraz na lądzie za pośrednictwem skraplającej się wody (Bosch i in. 2007; Pounds i in. 2006). Patogen mogą przenosić ponadto ryby, owady, ptaki i inne wędrujące zwierzęta, a także ziarna piasku i gleba (Johnson, Speare 2005). Sposoby roznoszenia *Bd* tłumaczą ogromną dynamikę rozprzestrzeniania się choroby nawet na pozornie izolowane tereny. Stanowi to niebezpieczeństwo dla obszarów do tej pory nieobjętych jej zasięgiem.

Różne gatunki płazów wykazują odmienną wrażliwość na chorobę. Najbardziej zagrożone są endemiczne, tropikalne płazy występujące na dużych wysokościach. Wśród nich notuje się nawet stuprocentową śmiertelność populacji, co może doprowadzić do wymarcia tych gatunków (Berger i in. 1998; Lips i in. 2006; Pounds i in. 2006; Stuart i in. 2004). Przykładem może być gwałtowne wymieranie australijskiej żaby *Taudactylus acutirostris*. W 1980 roku zaobserwowano spadek liczebności populacji, a już w 2004 roku całkowity brak tego gatunku w naturze. W 1993 roku również w ogrodzie zoologicznym w Melbourne odnotowano wysoką śmiertelność tych żab, tuż po metamorfozie. Przeprowadzone badania wykazały, że w obu przypadkach przyczyną była chytridiomikoza (Schloegel i in. 2006).

U innych gatunków infekcja nie doprowadza do wymarcia całych populacji, przez co z biegiem czasu mogą się one odtworzyć. Badania przeprowadzone w latach 1999–2003 wykazały coroczne obniżenie liczebności larw salamandry plamistej *Salamandra salamandra* na górzystym obszarze Hiszpanii. Spośród 128 zbiorników, podczas pierwszego roku obserwacji w 30% zbiorników, a w ostatnim roku w 42% nie zaobserwowano larw salamandry plamistej. Ponadto odnajdywano martwe dorosłe osobniki, wśród których były samice w wizualnie dobrej kondycji i zaawansowanej ciąży (Bosch, Martínez-Solano 2006). U salamandry nie zaobserwowano wysokiej śmiertelności. Prawdopodobnie osobniki, które przeżyły i wydały potomstwo, nie były wrażliwe na *Bd* i z upływem czasu populacja może się odbudować. Podobna sytuacja wystąpiła u takich gatunków, jak: *Taudactylus eugellensis*, *Litoria genimaculata* i *Litoria pearsoniana* (Berger i in. 1999). Innym przykładem może być *Rana muscosa*, u której zarejestrowano bardzo wysoką śmiertelność. Jej zasięg występowania skurczył się o ponad 90% (Morgan i in. 2007). U niektórych osobników na skórze stwierdzono jednak obecność bakterii *Janthinobacterium lividum*, które skutecznie ograniczają rozwój *Bd* (Lam i in. 2010). Dzięki tym osobnikom gatunek ten najprawdopodobniej nie wyginie. Również u blisko spokrewnionego z nią gatunku żaby – *Rana sierrae*, pięcioletnie badania wykazały wysoką przeżywalność pomimo obecności *Bd*, a nawet stopniowy zanik patogenu (Briggs i in. 2010). Innym przykładem może być *Atelopus zeteki*, którego panamskie populacje zostały zdziesiątkowane przez *Bd*. Okazało się jednak, że podczas epidemii wiele osobników zmodyfikowało swój behawior termoregulacyjny, podwyższając temperaturę ciała ponad normę i redukując tym samym ryzyko infekcji (Richards-Zawacki 2010).

Nie zawsze obecność *Bd* powoduje wystąpienie choroby. U ropuchy szarej *Bufo bufo* stwierdzono na skórze obecność *Bd*, jednak osobniki zainfekowane nie miały żadnych symptomów choroby. Nie zaobserwowano bezpośredniego wpływu grzyba na śmiertelność i obniżenie liczebności tego płaza. Wywoływał on natomiast zmniejszenie rozmiarów ciała u juwenilnych osobników, przez co były bardziej narażone na wpływ negatywnych czynników np. drapieżników (Bosch, Martínez-Solano 2006; Garner i in. 2009b).

Niektóre gatunki płazów mogą być odporne na infekcję grzyba (Daszak i in. 2003). Ostatnio wykazano, że sztucznie zainfekowane australijskie rzekotki *Litoria raniformis* początkowo wykazywały objawy choroby, ale już po tygodniu nie było widać zmian w metabolizmie tych osobników w porównaniu z grupą kontrolną i następowało całkowite ich wyzdrowienie. Świadczy to o adaptacyjnej odpowiedzi odpornościowej na infekcję *Bd* (Carver i in. 2010). Ujawnienie się choroby może być wywołane zmianą warun-

ków zewnętrznych i/lub działaniem innych negatywnych czynników, do których pewne gatunki są nieprzystosowane (Alford, Richards 1999; Skerratt i in. 2007).

Ziarniste gruczoły skórne płazów produkują i gromadzą peptydy antydrobnoustrojowe (np. Toledo, Jared 1995; Rollins-Smith i in. 2005). Peptydy te wyizolowano ponad 20 lat temu u żaby szponiastej i do dziś odkryto ich kilkaset u żab i ropuch z kilkunastu rodzin, a także w jadzie os (Conlon i in. 2009). Działają one destrukcyjnie przede wszystkim na bakterie gramdodatnie i w mniejszym stopniu gramujemne, a niektóre również na grzyby *Candida albicans*, pierwotniaki i wirusy (np. Li i in. 2007). Badania wykazały, że peptydy antydrobnoustrojowe są efektywnymi inhibitorami *Bd*. Ranatueryny, eskulentyny, brewininy, temporyny, ranaleksyny czy palustryny hamują wzrost grzyba w stężeniu 25 μM, a niektóre nawet w stężeniu 2 μM (Rollins-Smith i in. 2002). Powstaje więc pytanie dlaczego peptydy te nie chronią płazów w naturze. Prawdopodobnie różne czynniki środowiskowe ograniczają właśnie syntezę i uwalnianie peptydów, co daje szansę patogenowi.

Pochodzenie *Batrachochytrium dendrobatidis*

Chytridiomikoza jest endemiczną chorobą afrykańskich płazów, które są jednocześnie bardziej odporne na infekcję (Weldon i in. 2004). Niezbite dowody na pochodzenie *Bd* przedstawili ostatnio Soto-Azat i inni (2010). Pobrali oni mianowicie próbki z 665 muzealnych okazów z 20 afrykańskich i południowo-amerykańskich gatunków zebranych w latach 1844–1994 i zgromadzonych w londyńskim Muzeum Historii Naturalnej. *Bd* wykryto w 6 przypadkach u 3 gatunków: *Xenopus fraseri* z Kamerunu, *X. laevis bunyoniensis* z Ugandy i *X. gilli* z RPA, przy czym pierwszy złowiony był w 1933 roku, a 2 osobniki z drugiego w 1934 roku! Nie stwierdzono natomiast obecności *Bd* u płazów południowo-amerykańskich (jednak autorzy mieli do dyspozycji tylko 45 osobników). Można więc wnioskować, że choroba pojawiła się w subsaharyjskiej Afryce w latach 30. XX wieku i stąd przeniosła się na inne kontynenty. Ułatwienie migracji ludzi pomiędzy kontynentami oraz rozpowszechnienie handlu płazami spowodowało rozprzestrzenienie się choroby na obszary, na których wcześniej nie występowała. To właśnie u płazów, które nie miały dotychczas kontaktu z patogenem, notowana jest podwyższona śmiertelność (Fisher, Garner 2007). Obecnie znanych jest co najmniej 28 gatunków płazów przenoszących *Bd*. Są one wykorzystywane w przemyśle spożywczym, a także jako zwierzęta doświadczalne, bioindykatory oraz zwierzęta ozdobne w domach i ogrodach zoologicznych. Najprawdopodobniej wraz z tymi płazami patogen przedostał się do obydwu Ameryk, Europy, Australii, Azji oraz na wiele wysp, gdzie doszło do infekcji rodzimych gatunków (Fisher, Garner 2007). Głównymi nosicielami *Bd* są afrykańska platanna pospolita, zwana też żabą szponiastą i północno-amerykańska żaba rycząca. Zwykle jednak nie obserwuje się u nich zmian klinicznych i podwyższonej śmiertelności (Daszak i in. 2003).

Jednym z najszerzej rozpowszechnionych gatunków jest wspomniana platanna pospolita. Na początku XX wieku była ona wykorzystywana jako naturalny test ciążowy, a obecnie jest częstym zwierzęciem laboratoryjnym. Zdarzały się przypadki ucieczek osobników z hodowli do pobliskich zbiorników wodnych. Umożliwiło to kontakt z lokalnymi płazami i możliwość przeniesienia czynnika chorobotwórczego (Weldon i in. 2004). Platanna jest także dostępna w sklepach zoologicznych jako zwierzę akwariowe. Niekiedy jest celowo wypuszczana przez hodowców do naturalnych zbiorników wodnych i może nawet stworzyć w sprzyjających warunkach rozmnażające się populacje (Measey 2001; Lobos, Measey 2002; Fouquet, Measey, 2006; Faraone i in. 2008).

Ameryka Północna jest jednym z największych eksporterów żaby ryczącej, wykorzystywanej na rynku restauracyjnym. W niektórych krajach prowadzi się również masową jej hodowlę. Przykładem może być farma zlokalizowana w pobliżu Montevideo (Urugwaj),

„produkująca" rocznie 150 000 kijanek i 30 000 przeobrażonych młodych (Mazzoni i in. 2003). Tygodniowa śmiertelność szacowana była na 0,5%. Masowe wymieranie zaczęło się w 1999 roku, kiedy jednego dnia padało po 300 osobników. Epidemia spowodowała, że po 26 dniach pozostało jedynie 2000 z 30 000 przeobrażonych osobników. Okazało się, iż przyczyną była chytridiomikoza. W wielu krajach żaba ta wymknęła się z hodowli i podobnie jak *Xenopus* stworzyła inwazyjne populacje (Ficetola i in. 2007; Kaefer i in. 2007; Díaz de Pascual, Guerrero, 2008; Laufer i in. 2008). Ma tu kontakt z innymi, często wrażliwymi gatunkami płazów (Fisher, Garner 2007; Garner i in. 2006).

Chytridiomikoza w Europie

Jedną z pierwszych europejskich publikacji o tej chorobie wśród hodowanych płazów był raport Mutschmanna i innych (2000). Autorzy tego opracowania stwierdzili obecność *Bd* u drzewołaza złocistego *Dendrobates auratus* i drzewołaza karłowatego *Oophaga pumilio* importowanych z Kostaryki oraz liściołaza paskowanego *Phyllobates vittatus* z Gujany Francuskiej, które padły w ciągu tygodnia po przywiezieniu do Niemiec. Wszystkie osobniki drzewołaza karłowatego (130) padły zaledwie w ciągu czterech dni od dostarczenia przez importera. Zwierzęta pochodziły zarówno z „wolnej przyrody", jak i hodowli (rozradzające się w terrariach) (Mutschmann i in. 2000). Autorzy ci podają też przypadki choroby u *Phyllobates lugubris* w Niemczech i Belgii, gdzie 20 osobników (z 25 wysłanych) padło w ciągu zaledwie tygodnia po dowiezieniu ich do Europy. Od tego czasu zaczynają ukazywać się doniesienia o chorobie w dzikich populacjach. Prawdopodobnie pierwszym opisanym przypadkiem było stwierdzenie *Bd* u pętówki babienicy *Alytes obstetricans* w Hiszpanii (Bosch i in. 2001). Dalsze badania wykazały chytridiomikozę u kumaków *Bombina variegata pachypus* we Włoszech (Stagni i in. 2002, 2004). Kolejnymi płazami, u których wykryto *Bd* były żaby zielone z kompleksu *Pelophylax esculentus* z Włoch (Simoncelli i in. 2005), salamandra plamista i ropucha szara z Hiszpanii (Bosch, Martínez-Solano 2006). Przegląd sytuacji panującej wtedy w Europie przedstawili Garner i inni (2005) oraz Ohst i inni (2006). Do państw, w których stwierdzono *Bd*, doszły jeszcze Portugalia, Szwajcaria i Wielka Brytania, a szczególnie wysoka infekcyjność wystąpiła w Hiszpanii i Szwajcarii. W następnych latach chytridiomikozę wykryto m.in. u introdukowanej *Lithobates catesbeianus* z Włoch (Adams i in. 2008), żaby trawnej *Rana*

Ryc. 1. Zdrowa żaba wodna *Pelophylax esculentus* w Wieżycy koło Kartuz (lipiec 2008, fot. P. Sura)
Fig. 1. The Edible Frog Pelophylax esculentus *in good condition in Wieżyca near Kartuzy (July 2008, photo by P. Sura)*

Ryc. 2. Żaba jeziorowa *Pelophylax lessonae* w okresie godowym w Krakowie-Prokocimiu (lipiec 2009, fot. P. Sura
Fig. 2. The Pool Frog Pelophylax lessonae *displaying in Kraków-Prokocim (July 2009, photo by P. Sura)*

temporaria i *Pelophylax esculentus* w Danii (Scalera i in. 2008), *Euproctus platycephalus* na Sardynii (Bovero i in. 2008) i *Discoglossus sardus* (Bielby i in. 2009) oraz u kilku gatunków w Luksemburgu (Wood i in. 2009), jednak w tym przypadku były to śladowe ilości *Bd*.

Ten niebezpieczny grzyb został w tym roku po raz pierwszy zidentyfikowany w państwach Europy środkowo-wschodniej – również w Polsce. Niemiecko-szwajcarski zespół badawczy w 161 przebadanych próbkach znalazł 29 zarażonych żab zielonych *Pelophylax* sp. (ryc. 1–2) w pięciu miejscach naszego kraju. Artykuł szczegółowy o tym odkryciu zostanie opublikowany w kolejnym zeszycie „Chrońmy Przyrodę Ojczystą" (Dressen i in. – w przyg.).

Proponowane zalecenia

„Importowane" patogeny są przyczyną zagrożeń, które z reguły nie zostają wykryte lub zostają rozpoznane zbyt późno, a ich znaczenie jest minimalizowane i niedoceniane. Niezwykle ważne jest uświadomienie herpetologom potencjalnego zagrożenia ze strony organizmów chorobotwórczych, w tym *Bd*. Chytridiomikoza zwiększa swój zasięg nie tylko przez zakażone zwierzęta, lecz prawdopodobnie również w wyniku działalności ludzi (Schmidt i in. 2009). Badacze płazów zapewne będą często sceptyczni, gdy zaproponuje się im dezynfekcję gumowców i używanego do połowów sprzętu. Argumentują oni często, iż są liczne inne możliwe drogi przenoszenia *Bd* i rozprzestrzeniania się tego grzyba nie da się powstrzymać, a ponadto w naszej części Europy chytridiomikoza nie jest jeszcze problemem. Jest to stanowisko błędne, bowiem: (1) możliwe jest zainfekowanie wody silnie zjadliwym szczepem *Bd*, (2) nawet jeśli *Bd* zostałby wykazany w wodach jedynie nielicznych regionów, to oznacza, iż jeszcze nie we wszystkich występuje. Różne szczepy *Bd* charakteryzują się różnym stopniem zjadliwości (Fisher i in. 2009). Być może w Europie Środkowej nie występuje bardzo agresywna południowoamerykańska odmiana *Bd* odpowiedzialna za masową śmiertelność płazów na tym kontynencie. Wiadomo jednak, że także bez masowej śmiertelności infekcja *Bd* może w znacznym stopniu osłabić populację płazów, np. przez indukowany wzrost śmiertelności. Wywołany tym spadek liczebny populacji może być tak znaczny, iż może doprowadzić lokalne populacje na skraj wymarcia (Briggs i in. 2005).

Bd jest nie do rozpoznania w terenie „gołym okiem", a padłe akurat na chytidriomikozę płazy znajdowane są rzadko (Schmidt i in. 2009). Autorzy tego opracowania sądzą też, że bez specjalistycznych badań laboratoryjnych nie można mieć pewności, czy się jest na terenie zainfekowanym czy wolnym od *Bd*.

Nieostrożne działania w terenie mogą się przyczynić do dalszej, lokalnej czy regionalnej ekspansji omawianego grzyba. Wędkarze, herpetolodzy, hydrobiolodzy nie są jedyną grupą ludzi, która może odpowiadać za potencjalne zwiększenie zasięgu geograficznego *Bd*. Zoolodzy, hydrobiolodzy i inni przyrodnicy powinni się czuć zobowiązani do takiego postępowania, aby nie dopuścić do dalszego rozprzestrzeniania się grzyba.

Przeprowadzenie dezynfekcji gumowców (*Bd* może być w szlamie przylegającym do butów) i sprzętu używanego do odłowu płazów ma dwa cele: zapobieżenie przeniesieniu *Bd* w obrębie jednej populacji oraz zapobieżenie przeniesieniu czynnika chorobotwórczego pomiędzy populacjami. Nie powinno się dopuszczać, aby liczne osobniki płazów były przetrzymywane na niewielkiej przestrzeni (np. w jednym wiadrze) lub/i by chorobotwórczy grzyb przedostał się do innych wód poprzez zainfekowane gumowce, rękawiczki lub sprzęt terenowy.

Przeprowadzanie pomiarów płazów, ważenie, zakładanie obrączek i transponderów oraz wykonywanie innych czynności związanych z dotykaniem powinno się odbywać w lateksowych rękawiczkach, zmienianych każdorazowo po kontakcie z osobnikiem. Po każdym kontakcie z pojedynczym zwierzęciem zalecane jest również odkażanie użytego sprzętu, np. 70% alkoholem (Webb i in. 2007).

Terenowe prace herpetologów zostaną wprawdzie utrudnione przez stosowanie dezynfekcji, lecz cena, którą nam przyjdzie zapłacić za niestosowanie tego zabiegu, może być niezwykle wysoka. Taka sytuacja przyniosłaby efekt dopiero wtedy, gdyby wszyscy zastosowali się do tych zaleceń. Należałoby więc uczulić na to zagrożenie Generalnego Dyrektora Ochrony Środowiska, który wydaje zezwolenia na odłów płazów lub/i lokalne komisje etyczne opiniujące badania. Osoba otrzymywałaby takie zezwolenie, pod warunkiem np. podpisania oświadczenia, że zastosuje środki ochronne. Oczywiście nie ma jednak żadnych szans skontrolowania wszystkich, czy dotrzymują zobowiązania. Podejmowane bardzo cenne i pożyteczne akcje ochroniarskie mające na celu ratowanie płazów przed rozjeżdżaniem na drogach mogą, z jednej strony, teoretycznie stwarzać wysokie ryzyko przeniesienia chorób (wiele osobników zostaje zgromadzonych na niewielkiej przestrzeni – w wiadrze – gdzie dochodzi do bezpośredniego kontaktu skórnego osobników), z drugiej jednak wiadomo, że akcje „przenoszenia płazów" trwają już od kilkudziesięciu lat, a mimo to nie zauważono dotąd negatywnych skutków przenoszenia chorób czy pasożytów. Działania w celu zmniejszenia ryzyka przenoszenia patogenów w tych pożytecznych akcjach nie były dotychczas podejmowane; nie zostały też opisane w literaturze (Schmidt i in. 2009). Według cytowanych autorów należy rozważyć pomysł regularnej dezynfekcji wody w wiadrach, w których przenoszone są płazy, np. Virkonem S. Ci sami autorzy zalecają, aby uczestniczący w ratowaniu i przenoszeniu płazów używali jednorazowych rękawic oraz jeśli przemieszczają się ze zwierzętami w różne miejsca, dezynfekowali gumowce. Celowe byłoby też regularne, próbkowe badanie płazów na obecność *Bd* w trakcie ich wiosennych wędrówek na godowiska. Wiązałoby się to z koniecznością utworzenia w naszym kraju przynajmniej kilku stosownych stanowisk pracy w laboratoriach. Nie da się jednak takiego zadania zrealizować bez specjalistycznej aparatury do badań molekularnych oraz przeszkolonych w tym celu osób. Ale co zrobić z tysiącami osób, które łapią żaby w celu ich sfotografowania? Jak je zmusić, żeby używały jednorazowych rękawiczek? A co ze szkolnymi kącikami przyrody oraz wycieczkami, na których pokazuje się płazy? Może całkowicie zabronić łowienia i hodowania tych zwierząt, w tym również gatunków importowanych?

Przesiedlania płazów ogoniastych i bezogonowych z jednych stanowisk na inne (np. introdukcje, „wzbogacanie różnorodności", „odświeżanie krwi") powinno się zakazać z powodu możliwości zawleczenia *Bd*. Oznacza to, iż wszystkie przesiedlane zwierzęta należy poddać testom na obecność *Bd* (Schmidt i in. 2009). Testy te przeprowadza się w różnych specjalistycznych laboratoriach poza granicami naszego kraju – najbliżej w Niemczech i Szwajcarii (np. http:// www.exomed.de, http://www.ecogenics.ch) (Schmidt i in. 2009). Są one jednak zawodne – czasami grzyb nie zostanie wykryty, pomimo że badany osobnik był zainfekowany. Z tego powodu zalecane jest zbadanie większej liczby próbek, a zakażonych zwierząt – rzecz jasna – nie powinno się przesiedlać (Schmidt i in. 2009). Alternatywą jest „odkażanie" zwierząt w różnych roztworach (np. Itraconazol; Garner i in. 2009a), lecz często wywołują one skutki uboczne i mogłyby być raczej stosowane do ratowania bardzo rzadkich i endemicznych gatunków lub osobników hodowanych, np. w ZOO.

Wykrycie chytridiomikozy w Polsce zobowiązuje nas akurat teraz do znacznego zintensyfikowania prac terenowych w celu szybkiego wydania nowego, aktualnego atlasu rozmieszczenia płazów Polski. W wyniku globalnego kryzysu populacji płazów badania podstawowe tych zwierząt i ich ochrona są ważniejsze niż dotychczas.

PIŚMIENNICTWO

Adams M.J., Galvan S., Scalera R., Grieco C., Sindaco R. 2008. *Batrachochytrium dendrobatidis* in amphibian populations in Italy. Herpetol. Rev. 39: 324–326.

Alford R.A., Richards S.J. 1999. Global amphibian declines: a problem in applied ecology. A. Rev. Ecol. Syst. 30: 133–165.

Bai C., Garner T.W.J., Li Y. 2010. First evidence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in China: Discovery of chytridiomycosis in introduced American bullfrogs and native amphibians in the Yunnan Province, China. EcoHealth 7: 127–134.

Beebee T.J.C., Griffiths R.A. 2005. The amphibian decline crisis: A watershed for conservation biology? Biol. Conserv. 125: 271–285.

Berger L., Hyatt A.D., Speare R., Longcore J.E. 2005. Life cycle stages of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. Dis. Aquat. Org. 68: 51–63.

Berger L., Speare R., Daszak P., Green D.E., Cunningham A.A., Goggin C.L., Slocombe R., Ragan M.A., Hyatt A.D., Mc Donald K.R., Hines H.B., Lips K.R., Marantelli G., Parkes H. 1998. Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 95: 9031–9036.

Berger L., Speare R., Hyatt A.D. 1999. Chytrid fungi and amphibian decline: overview implications and future directions. W: Campbell A. (red.). Declines and Disappearance of Australian frogs. Environment Australia, Canberra: 23–33.

Bielby J., Bovero S., Sotgiu G., Tessa G., Favelli M., Angelini C., Doglio S., Clare F.C., Gazzaniga E., Lapietra F., Garner T.W.J. 2009. Fatal chytridiomycosis in the Tyrrhenian painted frog. EcoHealth 6: 27–32.

Blaustein A.R., Bancroft B.A. 2007. Amphibian population declines: Evolutionary considerations. BioScience 57: 437–444.

Blaustein A.R., Romansic J.M., Kiesecker J.M., Hatch A.C. 2003. Ultraviolet radiation, toxic chemicals and amphibian population declines. Diver. Distrib. 9: 123–140.

Bosch J., Carrascal L.M., Durán L., Walker S., Fisher M.C. 2007. Climate change and outbreaks of amphibian chytridiomycosis in a montane area of Central Spain; is there a link? Proc. R. Soc. B 274: 253–260.

Bosch J., Martínez-Solano I. 2006. Chytrid fungus infection related to unusual mortalities of *Salamandra salamandra* and *Bufo bufo* in the Pañalara Natural Park, Spain. Oryx 40: 84–89.

Bosch J., Martínez-Solano I., García-Paris M. 2001. Evidence of a chytrid fungus infection involed in the decline of the common midwife toad (*Alytes obstetricans*) in protected areas of central Spain. Biol. Conserv. 97: 331–337.

Bovero S., Sotgiu G., Angelini C., Doglio S., Gazzaniga E., Cunningham A.A., Garner T.W.J. 2008. Detection of chytridiomycosis caused by *Batrachochytrium dendrobatidis* in the endangered sardinian newt (*Euproctus platycephalus*) in Southern Sardinia, Italy. J. Wildl. Dis. 44: 712–715.

Briggs C.J., Knapp R.A., Vredenburg V.T. 2010. Enzootic and epizootic dynamics of the chytrid fungal pathogen of amphibians. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 107: 9695–9700.

Brunner J.L., Richards K., Collins J.P. 2005. Dose and host characteristics influence virulence of ranavirus infections. Oecologia 144: 399–406.

Carver S., Bell B.D., Waldman B. 2010. Does chytridiomycosis disrupt amphibian skin function? Copeia 2010: 487–495.

Chinchar V.G. 2002. Ranaviruses (Family *Iridoviridae*): emerging cold-blooded killers – brief review. Arch. Virol. 147: 447–470.

Collins J.P., Crump M.L. 2009. Extinction in Our Times: Global Amphibian Decline. Oxford University Press, Oxford.

Collins J.P., Storfer A. 2003. Global amphibian declines: sorting the hypotheses. Divers. Distrib. 9: 89–98.

Conlon J.M., Iwamuro S., King J.D. 2009. Dermal cytolytic peptides and the system of innate immunity in anurans. Trends in Comparative Endocrinology and Neurobiology: Ann. N.Y. Acad. Sci. 1163: 75–82.

Daszak P., Cunningham A.A., Hyatt A.D. 2003. Infectious disease and amphibian population declines. Divers. Distrib. 9: 141–150.

Díaz de Pascual A., Guerrero C. 2008. Diet composition of bullfrogs, *Rana catesbeiana* (*Anura*: *Ranidae*) introduced into the Venezuelan Andes. Herpetol. Rev. 39: 425–427.

Drake D.L., Altig R., Grace J.B., Walls S.C. 2007. Occurrence of oral deformities in larval anurans. Copeia 2007: 449–458.

Dressen S., Ohst T., Plötner J., Gräser Y., Hoffmann A., Pruvost N., Reyer H.-U. (w przygotowaniu). *Batrachochytrium dendrobatidis* in Poland? – A

preliminary survey of Central European water frog populations. Chrońmy Przyr. Ojcz. 67.

Faraone F.P., Lillo F., Giacalone G., Valvo M.L. 2008. The large invasive population of *Xenopus laevis* in Sicily, Italy. Amphibia-Reptilia 29: 405–412.

Ficetola G.F., Coic C., Detaint M., Berroneau M., Lorvelec O., Miaud C. 2007. Pattern of distribution of the American bullfrog *Rana catesbeiana* in Europe. Biol. Invas. 9: 767–772.

Fisher M.C., Garner T.W.J. 2007. The relationship between the emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the international trade in amphibians and introduced amphibian species. Fungal Biol. Rev. 21: 2–9.

Fisher M.C., Garner T.W.J., Walker S.F. 2009. Global emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and amphibian chytridiomycosis in space, time, and host. Annu. Rev. Microbiol. 63: 291–310.

Fouquet A., Measey G.J. 2006. Plotting the course of an African clawed frog invasion in Western France. Anim. Biol. 56: 95–102.

Garner T.W.J., Perkins M.W., Govindarajulu P., Seglie D., Walker S., Cunningham A.A., Fischer M.C. 2006. The emerging amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* globally infects introduced populations of the North American bullfrog, *Rana catesbeiana*. Biol. Lett. 2: 455–459.

Garner T.W.J., Walker S., Bosch J., Hyatt A.D., Cunningham A.A., Fischer M.C. 2005. Chytrid fungus in Europe. Emerg. Infec. Dis. 11: 1639–1641.

Garner T.W.J., Garcia G., Carroll B., Fisher M.C. 2009a. Using Itraconazole to clear *Batrachochytrium dendrobatidis* infection and subsequent depigmentation of *Alytes muletensis* tadpoles. Dis. Aquat. Org. 83: 257–260.

Garner T.W.J., Walker S., Bosch J., Leech S., Rowcliffe J.M., Cunningham A.A., Fischer M.C. 2009b. Life history tradeoffs influence mortality associated with the amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis*. Oikos 118: 783–791.

Johnson M.L., Speare R. 2005. Possible modes of dissemination of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* in the environment. Dis. Aquat. Org. 65: 181–186.

Johnson P.T.J., Sutherland D.R. 2003. Amphibian deformities and *Ribeiroia* infection: an emerging helminthiasis. Trends Parasit. 19: 332–335.

Johnson P.T.J., Sutherland D.R., Kinsella J.M., Lunde K.B. 2004. Review of the trematode genus *Ribeiroia* (*Psilostomidae*): Ecology, life history and pathogenesis with special emphasis on the amphibian malformation problem. Adv. Parasitol. 57: 191–253.

Kaefer I.L., Boelter R.A., Cechin S.Z. 2007. Reproductive biology of the invasive bullfrog *Lithobates catesbeianus* in southern Brazil. Ann. Zool. Fennici 44: 435–444.

Kiesecker J.M., Blaustein A.R., Belden L.K. 2001. Complex causes of amphibian population declines. Nature 410: 681–684.

Killpatrick A.M., Briggs C.J., Daszak P. 2009. The ecology and impact of chytridiomycosis: an emerging disease of amphibians. Trends Ecol. Evol. 25: 109–118.

Kriger K.M., Hero J. 2009. Chytridiomycosis, amphibian extinctions, and lessons for the prevention of future panzootics. EcoHealth 6: 6–10.

Kusrini M.D., Skerratt L.F., Garland S., Berger L., Endarwin W. 2008. Chytridiomycosis in frogs of Mount Gede Pangrango, Indonesia. Dis. Aquat. Org. 82: 187–194.

Lam B.A., Walke J.B., Vredenburg V.T., Harris R.N. 2010. Proportion of individuals with anti-*Batrachochytrium dendrobatidis* skin bacteria is associated with population persistence in the frog *Rana muscosa*. Biol. Conserv. 143: 529–531.

Lannoo M. (red.). 2005. Amphibian Declines: The Conservation Status of United States Species. University of California Press, Berkeley–Los Angeles–London.

Laufer G., Canavero A., Nunez D., Maneyro R. 2008. Bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) invasion in Uruguay. Biol. Invas. 10: 1183–1189.

Li J., Xu X., Xu C., Zhou W., Zhang K., Yu H., Zhang Y., Zheng Y., Rees H.H., Lai R., Yang D., Wu J. 2007. Anti-infection peptidomics of amphibian skin. Mol. Cellular Proteomics 6: 882–894.

Licht L.E., Grant K.P. 1997. The effects of ultraviolet radiation on the biology of amphibians. Am. Zool. 37: 137–145.

Lips K.R., Brem F., Brenes R., Reeve J.D., Alford R.A., Voyles J., Carey C., Livo L., Pessier A.P., Collins J.P. 2006. Emerging infectious disease and the loss of biodiversity in a Neotropical am-

phibian community. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 103: 3165–3170.

Lobos G., Measey G.J. 2002. Invasive populations of *Xenopus laevis* (Daudin) in Chile. Herpetol. J. 12: 163–168.

Longcore J.E., Pessier A.P., Nichols D.K. 1999. *Batrachochytrium dendrobatidis* gen. et sp. nov., a chytrid pathogenic to amphibians. Mycologia 91: 219–227.

Mazzoni R., Cunningham A.A., Daszak P., Apolo A., Perdomo E., Speranza G. 2003. Emerging pathogen of wild amphibians in frogs (*Rana catesbeiana*) farmed for international trade. Emerg. Infect. Dis. 9: 995–998.

Measey G.J. 2001. Growth and ageing of feral *Xenopus laevis* (Daudin) in South Wales, UK. J. Zool. 254: 547–555.

Meteyer C.U. 2000. Field guide to malformations of frogs and toads with radiographic interpretations. Biological Science Report USGS/BRD/BSR–2000–0005.

Morehouse E.A., James T.Y., Ganley A.R.D., Vilgalys R., Berger L., Murphy P.J., Longcore J.E. 2003. Multilocus sequence typing suggests the chytrid pathogen of amphibians is a recently emerged clone. Mol. Ecol. 12: 395–403.

Morgan J.A., Vredenburg V.T., Rachowicz L.J., Knapp R.A., Stice M.J., Tunstall T., Bingham R.E., Parker J.M., Longcore J.E., Moritz C., Briggs C.J., Taylor J.W. 2007. Population genetics of the frog-killing fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 104: 13845–13850.

Mutschmann F., Berger L., Zwart P., Gaedicke C. 2000. Chytridiomykose bei Amphibien – erstmaliger Nachweis für Europa. Berl. Münch. Tierärztl. Wochenschr. 113: 380–383.

Nichols D.K., Pessier A.P., Longcore J.E. 1998. Cutaneous chytridiomycosis in amphibians: an emerging disease? Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians/American Association of Wildlife Veterinarians, Joint conference 1998. American Association of Zoo Veterinarians, Pennsylvania: 269–271.

Ohst T., Plötner J., Mutschmann F., Gräser Y. 2006. Chytridiomykose – eine Infektionskrankheit als Ursache des globalen Amphibiensterbens? Z. f. Feldherpetologie 13: 149–163.

Parris M.J., Cornelius T.O. 2004. Fungal pathogen causes competitive and developmental stress in larval amphibian communities. Ecology 85: 3385–3395.

Pennisi E. 2003. Modernizing the Tree of Life. Science 300: 1692–1697.

Pessier A.P., Nichols D.K., Longcore J.E., Fuller M.S. 1999. Cutaneous chytridiomycosis in poison dart frogs *(Dendrobates* spp.) and White's tree frogs (*Litoria caerulea*). J. Vet. Diag. Invest. 11:194–199.

Piotrowski J.S., Annis S.L., Longcore J.E. 2004. Physiology of *Batrachochytrium dendrobatidis*, a chytrid pathogen of amphibians. Mycologia 96: 9–15.

Pounds J.A. 2001. Climate and amphibian declines. Nature 410: 639–640.

Pounds J.A., Bustamante M.R., Coloma L.A. Consuegra J.A., Fogden M.P.L., Foster P.N., La Marca E., Masters K.L., Merino-Viteri A., Puschendorf R., Ron S.R., Sánchez-Azofeifa G.A., Still C.J., Young B.E. 2006. Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. Nature 439: 161–167.

Rachowicz L.J., Vredenburg V.T. 2004. Transmission of *Batrachochytrium dendrobatidis* within and between amphibian life stages. Dis. Aquat. Org. 61: 75–83.

Richards-Zawacki C.L. 2010. Thermoregulatory behaviour affects prevalence of chytrid fungal infection in a wild population of Panamanian golden frogs. Proc. R. Soc. B 277: 519– 528.

Rollins-Smith L.A., Carey C., Longcore J., Doersam J.K., Boutte A., Bruzgal J.E., Conlon J.M. 2002. Activity of antimicrobial skin peptides from ranid frogs against *Batrachochytrium dendrobatidis*, the chytrid fungus associated with global amphibian declines. Dev. Comp. Immunol. 26: 471–479.

Rollins-Smith L.A., Reinert L.K., O'Leary C.J., Houston L.E., Woodhams D.C. 2005. Antimicrobial peptide defenses in amphibian skin. Integr. Comp. Biol. 45: 137–142.

Rosenblum E.B., Voyles J., Poorten T.J., Stajich J.E. 2010. The deadly chytrid fungus: A story of an emerging pathogen. PLoS Pathog. 6: e1000550. doi:10.1371/journal.ppat.1000550.

Rovito S.M., Parra-Olea G., Vasquez-Almazan C.R., Papenfuss T.J., Wake D.B. 2009. Dramatic declines in neotropical salamander populations are an important part of the global amphibian crisis. Proc. Natl. Acad. Sci. USA 106: 3231–3236.

Rödder D., Kielgast J., Bielby J., Schmidtlein S., Bosch J., Garner T.W.J., Veith M., Walker S., Fisher M.C., Lötters S. 2009. Global amphibian extinction risk assessment for the panzootic chytrid fungus. Diversity 1: 52–66.

Rödder D., Schulte U. 2010. Amphibien und Reptilien im anthropogenen Klimawandel: Was wissen wir und was erwarten wir? Z. f. Feldherpetologie 17: 1–22.

Scalera R., Adams M.J., Galvan S.K. 2008. Occurrence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in amphibian populations in Denmark. Herpetol. Rev. 39: 199–200.

Schloegel L.M., Hero J., Berger L., Speare R., McDonald K., Daszak P. 2006. The decline of sharp-snouted day frog (*Taudactylus acutirostris*): the first case of extinction by infection in a free-ranging wildlife species? EcoHealth 3: 35–40.

Schmidt B.R., Furrer S., Kwet A., Lötters S., Rödder D., Sztatecsny M., Tobler U., Zumbach S. 2009. Desinfektion als Maßnahme gegen die Verbreitung der Chytridiomycose bei Amphibien. W: Hachtel M., Schlüpmann M., Thiesmeier B., Weddeling K. (red.). Methoden der Feldherpetologie, Suppl. d. Z. f. Feldherpetologie 15: 229–241.

Simoncelli F., Fagotti A., Dall'Olio R., Vagnetti D., Pascolini R., Di Rosa I. 2005. Evidence of *Batrachochytrium dendrobatidis* infection in water frogs of the *Rana esculenta* complex in central Italy. EcoHealth 2: 307–312.

Skerratt L.F., Berger L., Speare R., Cashins S., McDonald K.R., Phillott A.D., Hines H.B., Kenyon N. 2007. Spread of chytridiomycosis has caused the rapid global decline and extinction of frogs. EcoHealth 4: 125–134.

Soto-Azat C., Clarke B.T., Poynton J.C., Cunningham A.A. 2010. Widespread historical presence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in African pipid frogs. Diver. Distrib. 16: 126–131.

Stagni G., Dall'Olio R., Fusini U., Mazzotti S., Scoccianti C., Serra A. 2004. Declining populations of Apennine yellow bellied toad *Bombina pachypus* in northern Apennines (Italy): is *Batrachochytrium dendrobatidis* the main cause? Italian J. Zool. 71 (Suppl 2): 5–13.

Stagni G., Scoccianti C., Fusini R. 2002. Segnalazione di chytridiomicosi in popolazioni di *Bombina pachypus* (Anura, Bombinatoridae) dell'Appennino tosco-emiliano. Abstracts – IV Congresso della Societas Herpetologica Italica, Napoli.

Stuart S., Chanson J., Cox N., Young B., Rodrigues A., Fischman D., Waller R. 2004. Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. Science 306: 1783–1786.

Teacher A.G.F., Cunningham A.A., Garner T.W.J. 2010. Assessing the long-term impact of *Ranavirus* infection in wild common frog populations. Anim. Conserv. 13: 514–522.

Toledo R.C., Jared C. 1995. Cutaneous granular glands and amphibian venoms. Comp. Biochem. Physiol. 111A: 1–29.

Voyles J., Young S., Berger L., Campbell C., Voyles W.F., Dinudom A., Cook D., Webb R., Alford R.A., Skerratt L.F., Speare R. 2009. Pathogenesis of chytridiomycosis, a cause of catastrophic amphibian declines. Science 326: 582–585.

Walker S., Bosch J., Leech S., Rowcliffe J.M., Cunningham A.A., Fischer M.C. 2009. Life history tradeoffs influence mortality associated with the amphibian pathogen. Oikos 118: 783–791.

Webb R., Mendez D., Berger L. 2007. Additional disinfectants effective against the amphibian chytrid fungus. Dis. Aquat. Org. 74: 13–16.

Weldon C., du Preez L.H., Hyatt A.D., Muller R., Speare R. 2004. Origin of amphibian chytrid fungus. Emerg. Infect. Dis. 10: 2100–2105.

Wood L.R., Griffiths R.A., Schley L. 2009. Amphibian chytridiomycosis in Luxembourg. Bull. Soc. Nat. luxemb. 110: 109–114.

Yang H.J., Baek H.J., Speare R., Webb R., Park S.K., Kim T.H., Lasater K.C., Shin S.P., Son S.H., Park J.H., Min M.S., Kim Y.J., Na K., Lee H., Park S.C. 2009. First detection of the amphibian chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* in free-ranging populations of amphibians on mainland Asia: survey in South Korea. Dis. Aquat. Org. 86: 9–13.

SUMMARY

Sura P., Janulis E., Profus P. Chytridiomycosis – a mortal danger for amphibians

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 406–421, 2010

Batrachochytrium dendrobatidis (*Bd*) named in 1999, is a chytrid fungus that causes chytridiomycosis in amphibians and is a proximate driver of declines in global amphibian biodiversity. Its life cycle starts within the host epidermal cells where a zoospore forms a spherical thallus, which matures and produces new zoospores by dividing asexually. Then zoospores are released to the skin surface renewing the cycle of infection. It is believed that *Bd* may cause hyperkeratosis, thereby impeding respiration or water balance, or hosts might be poisoned by a fungal toxin. *Bd* infects an extraordinarily broad diversity of host species of both larval, juvenile, and adult stages, and appears to have the widest host range of any known pathogen being found on all continents except Antarctica. This observation is consistent with the argument that *Bd* is a recently evolved generalist emerging pathogen. *Bd* is diploid and highly heterozygous suggesting that the globalized lineage is the product of a mating between two nonidentical but closely related, heterothallic, parental strains. *Bd* infection was present in *Xenopus* spp. across sub-Saharan Africa by the 1930s, providing additional support for the 'out of Africa' hypothesis. Current evidence suggests that the world trade in amphibians, especially *Xenopus leavis* and *Lithobates castesbeianus*, has been a cause of a dynamic spread of the disease to new areas. Some species may serve as disease reservoirs because they can carry *Bd* infections without morbidity. This year this invasive fungus was for the first time identified in Poland. The German-Swiss research team examined 161 samples, of which 29 green frogs *Pelophylax* sp. collected in 5 sampling sites in Poland were infested (T. Ohst – pers. comm).

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 422–426, 2010

Ochrona prawna jarzębu brekinii w Polsce

Legal protection of *Sorbus torminalis* in Poland

LESZEK BEDNORZ

Katedra Botaniki
Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu
60–625 Poznań, ul. Wojska Polskiego 71c
e-mail: lbednorz@up.poznan.pl

Słowa kluczowe: jarząb brekinia, ochrona gatunków, formy ochrony prawnej, drzewa.

Praca przedstawia historię, a przede wszystkim obecne formy ochrony jarzębu brekinii *Sorbus torminalis* w Polsce. Wskazano w niej przeszłe i obecne zagrożenia dla gatunku oraz przeanalizowano skuteczność dotychczas stosowanych form ochrony. Zwrócono uwagę na konieczność zmiany podejścia do ochrony tego gatunku w Polsce.

Jarząb brekinia *Sorbus torminalis* (L.) Crantz jest w Polsce gatunkiem rzadkim, występującym obecnie tylko na rozproszonych stanowiskach, głównie w zachodniej części kraju (Bednorz 2004). Brekinia jest typowym domieszkowym drzewem leśnym, cennym gatunkiem biocenotycznym, wzbogacającym jednocześnie bioróżnorodność naszych lasów. Według najnowszych danych gatunek ten występuje obecnie w Polsce na 84 naturalnych stanowiskach, a ogólną liczbę drzew brekinii rosnących w naszych lasach można w przybliżeniu oszacować na 3500 osobników, nie licząc podrostu i siewek.

Jarząb brekinia jest gatunkiem diploidalnym ($2n = 34$), rozmnażającym się przede wszystkim płciowo. Jest jednym z pięciu pierwotnych (niemieszańcowych) gatunków występujących na terenie Europy (Jankun 1993). *Sorbus torminalis* tworzy mieszańce międzygatunkowe z jarzębem mącznym *S. aria sensu stricto* oraz innymi gatunkami należącymi do podrodzaju *Aria*. W warunkach naturalnych najbardziej powszechne jest krzyżowanie brekinii z jarzębem mącznym *S. aria* (powstaje mieszańcowy jarząb szerokolistny *S. latifolia*), jednak w Polsce zasięgi obu gatunków nie pokrywają się.

Olaczek (1976) zalicza brekinię do grupy rodzimych gatunków drzew, których silna recesja trwała do końca XIX wieku, i których dalsze trwanie opiera się na ochronie rezerwatowej. Mniej więcej do połowy XX wieku głównym zagrożeniem dla jarzębu brekinii w polskich lasach była gospodarka opierająca się na tworzeniu zrębów zupełnych, której to przypadkowymi ofiarami padały pojedyncze drzewa lub całe populacje jarzębu brekini. Również współczesna gospodarka leśna, promująca zwarte, wysokopienne drzewostany, w sposób pośredni przyczyniła się do ustępowania brekinii i innych gatunków światłolubnych w lasach znacznej części Europy. Obecnie za główne przyczyny zagrożenia jarzębu brekinii należy również uznać: małą liczebność populacji, fragmentację siedlisk, izolację przestrzenną stanowisk i związany z tym niski poziom przepływu genów, nadmierną liczebność zwierzyny płowej

w lasach oraz słabe zdolności konkurencyjne gatunku. Lokalnie, w południowej Polsce, zagrożonych jest kilka populacji jarzębu brekinii znajdujących się w bezpośrednim sąsiedztwie kamieniołomów, wyrobisk bazaltu i margla.

Zainteresowanie ochroną jarzębu brekinii na ziemiach polskich sięga przełomu XIX i XX wieku, kiedy to wybitny przyrodnik Hugo Conwentz postulował potrzebę ochrony stanowisk tego rzadkiego gatunku w lasach Pomorza (Conwentz 1895, 1910). W okresie międzywojennym o potrzebie ochrony rodzimych stanowisk jarzębu brekinii pisali m.in. Pawłowski (1920), Goetz (1928), Jakutowicz (1932), Czubiński (1935) oraz Wodziczko i in. (1938). Jednakże formalną ochroną prawną jarząb brekinia został objęty dopiero w 1946 roku, po umieszczeniu na liście gatunków chronionych w Polsce, podlegających ochronie ścisłej. Ponadto wybrane krajowe populacje jarzębu brekinii są chronione na terenie rezerwatów przyrody i parków narodowych (Wielkopolski Park Narodowy i Drawieński Park Narodowy; ryc. 1). Począwszy od końca lat 50. XX wieku, obejmowano ochroną rezerwatową cenne fragmenty lasów liściastych, z udziałem brekinii. Obecnie gatunek ten odnajdziemy w 26 rezerwatach przyrody, wśród których dominują rezerwaty leśne częściowe (tab. 1). Nazwy niektórych rezerwatów – „Brekinia", „Brzęki" im. Zygmunta Czubińskiego, „Brzęki przy Starej Gajówce", „Bytyńskie Brzęki" czy „Kawęczyńskie Brzęki" – wskazują wyraźnie, że jarząb brekinia stanowi w nich główny przedmiot ochrony (tab. 1, ryc. 2). Opis rezerwatów przyrody chroniących brekinię odnaleźć można w pracy Szeszyckiego (2008).

Jedną z najstarszych form ochrony przyrody jest uznanie obiektów przyrodniczych za pomniki przyrody. W praktyce za pomniki przyrody uznawane są najczęściej najstarsze i najbardziej okazałe egzemplarze drzew różnych gatunków. Brekinia jest szybko rosnącym drzewem, osiągającym w korzystnych warunkach wysokość 20–25 m i obwód pnia około 250 cm. Wiek najstarszych osobników przekracza nieznacznie 200 lat. Zgodnie z zaleceniami, przyjmuje się najczęściej 100 cm za minimalny obwód (na wysokości 130 m) dla pomnikowych okazów brekinii (ryc. 3). W Polsce taką formą ochrony objęto około 180 drzew tego gatunku (pomników przyrody jest 51; część z nich obejmuje grupy drzew). Niektóre z nich osiągnęły wiek około 200 lat i obwody pni przekraczające 200 cm (Pacyniak 1992, Tarnawski 2001). Zdecydowana większość pomnikowych brekinii zlokalizowana jest na terenie dwóch województw – kujawsko-pomorskiego i wielkopolskiego. Najwięcej, bo aż 64 drzewa tego gatunku, które uznano za pomniki przyrody (są wśród nich pojedyncze drzewa suche i wywroty), rosną na terenie Nadleśnictwa Jamy. Najgrubsza obecnie pomnikowa brekinia w Polsce o obwodzie pnia 224 cm (na wysokości 115 cm) rośnie na terenie Leśnictwa Dusocin, Nadleśnictwa Jamy. Drzewo to zostało uznane za pomnik przyrody w 1954 roku (Tarnawski 2001).

Ryc. 1. Okazała brekinia w Wielkopolskim Parku Narodowym (27.10.2006 r., fot. L. Bednorz)
Fig. 1. Sorbus torminalis *in Wielkopolski National Park (27 October 2006, photo by L. Bednorz)*

Niestety, ochrona gatunkowa jarzębu brekinii w Polsce nie zabezpieczyła w pełni trwania

Tab. 1. Wykaz rezerwatów przyrody, w których występuje *Sorbus torminalis* (wytłuszczono nazwy rezerwatów z licznie występującą brekinią)
Tab. 1. A list of nature reserves with Sorbus torminalis *(the reserves with abundant* S. torminalis *trees were bolded)*

Województwo *Voivodeship*	Nazwa rezerwatu *Reserve*	Rok utworzenia *Year of establishment*	Powierzchnia *Area* [ha]	Rodzaj i typ rezerwatu *Type of reserve*	Uwagi *Comments*
Dolnośląskie	**Brekinia**	1994	2,28	L, PFl/EL	populacja klonalna
	Nad Groblą	2001	84,87	L, PKr/EL	
	Wąwóz Lipa	1996	101,00	L, PFi/EE	powiększony w 2002
	Wąwóz Siedmicki	2001	60,18	L, PFl/ESk	
Kujawsko-pomorskie	**Brzęki im. Zygmunta Czubińskiego**	1975	102,21	L, PFl/EL	niegdyś najliczniejsza populacja
	Dolina Rzeki Brdy	1994	1681,50	K, PKr/EW	
	Dolina Osy	1994	665,12	K, PKr/EE	15 pomników przyrody
	Rogóźno Zamek	1974	71,93	L, PFl/EL	powiększony w 2006
	Wąwelno	1958	4,72	L, PFl/EL	kilka osobników
Małopolskie	**Białowodzka Góra nad Dunajcem**	1961	67,69	L, PFl/EL	
Opolskie	**Kamień Śląski**	1958	13,70	L,PFi/EL	populacja zagrożona odkrywką Górażdże
Pomorskie	Krzywe Koło pętli Wdy	1960	9,79	K, PKr/EL	2 osobniki
	Opalenie Dolne	1965	1,75	F, PFl/EL	kilka osobników
	Ustronie	1958	9,64	L, PFi/EL	pojedynczo
Wielkopolskie	**Brzęki przy Starej Gajówce**	1959	5,96	L, PFl/EL	
	Bytyńskie Brzęki	1959	14,24	L, PFl/EL	
	Kawęczyńskie Brzęki	1959	49,64	L, PFi/EL	
	Zielona Góra	1968	96,09	L, PFi/EL	
	Czerwona Róża	1958	4,93	L, PFl/EL	kilka osobników
	Jakubowo	1959	4,22	L, PFi/EL	2 drzewa
	Pępowo	1958	11,53	L, PFi/EL	kilka osobników
	Dąbrowa koło Biadek Krotoszyńskich	1963	16,62	L, PFi/EL	1 młody osobnik
	Huby Grzebieniskie	1958	1,28	L, PFl/EL	1 młody osobnik
Zachodnio-pomorskie	**Bielinek**	1957	75,55	St, PFl/EŁ	
	Bukowe Zdroje im. prof. Tadeusza Dominika	1956	207,90	L, PFl/EL	kilka osobników
	Grądowe Zbocze	1996	21,77	L, PFl/EL	2 duże drzewa

Objaśnienia: rodzaje rezerwatów przyrody: rodzaje: L – leśny, St – stepowy, F – florystyczny, K – krajobrazowy; typy wg głównego przedmiotu ochrony: PFl – florystyczny, PFi – fitocenotyczny, PKr – krajobrazów; typy wg głównego typu ekosystemu: EL – leśny i borowy, EŁ – łąkowy, pastwiskowy, murawowy i zaroślowy, EW – wodny, ESk – skalny, EE – różnych ekosystemów
Explanations: kinds of nature reserves: L – forest, St – steppe, F – floristic, K – landscape; types according to main object of protection: PFl – floristic, PFi – fitocenotic, PKr – landscapes; types according to main type of ecosystem: EL – deciduous and pine forest, EŁ – meadow, pasture, grass and brush, EW – water, ESk – rock, EE – different ecosystems

Ryc. 2. Rozmieszczenie najważniejszych rezerwatów przyrody chroniących brekinię w Polsce
Fig. 2. Distribution of the most important nature reserves with Sorbus torminalis *in Poland*

Ryc. 3. Pomnikowa brekinia w leśnictwie Bytyń (16.09.2006 r., fot. L. Bednorz)
Fig. 3. Sorbus torminalis *– monument of nature in Bytyń Forest District (16 September 2009, photo by L. Bednorz)*

tego taksonu, o czym świadczy zmniejszanie się liczebności, a nawet całkowity zanik niektórych populacji jarzębu brekinii na przestrzeni drugiej połowy XX wieku. Co więcej, doświadczenia minionych kilku dekad pokazały, że bierna ochrona tego gatunku w rezerwatach przyrody przyniosła w niektórych przypadkach odwrotny od zamierzonego skutek. Liczebność populacji jarzębu brekinii w niektórych rezerwatach spadała wobec wydzielania się starszych drzew i braku odnowienia naturalnego. Przyczyna takiego stanu rzeczy leżała najczęściej w niedostatecznej ilości światła i nadmiernej konkurencji, jakie stwarzały dorodne drzewostany liściaste, zagłuszające brekinie. W takich warunkach, światłolubna brekinia bez ingerencji człowieka skazana była na postępującą recesję. Jako klasyczne przykłady mogą posłużyć rezerwaty „Brzęki" im. Zygmunta Czubińskiego, „Kawęczyńskie Brzęki" czy „Rogóźno Zamek", w których obserwowano ustępowanie brekinii na skutek biernej ochrony obszarowej i zaniechania prowadzenia cięć pielęgnacyjnych. Dziś wiemy, że proste zabiegi polegające na usuwaniu pojedynczych drzew innych gatunków zagłuszających brekinie, tworzeniu luk w drzewostanach dla inicjowania odnowień, ochronie odnowień przed zwierzyną płową przez ich grodzenie czy usuwaniu nalotów gatunków drzewiastych konkurujących z brekinią są podstawą skutecznej, czynnej ochrony tego gatunku. Zabiegi takie prowadzone były z powodzeniem w niektórych lasach gospodarczych np. w Nadleśnictwie Jamy koło Grudziądza (Tarnawski 2001). Natomiast w rezerwatach przyrody dopiero w ostatniej dekadzie zaczęły pojawiać się w planach ochrony niektórych obiektów zalecenia prowadzenia zabiegów ochronnych w stosunku do jarzębu brekinii, niekiedy w sytuacji znacznego już spadku liczebności populacji. Warto zauważyć, że trzy najliczniejsze obecnie i najbardziej progresywne populacje brekinii występują na terenie Nadleśnictw Piaski (powiat gostyński), Krucz (powiat czarnkowsko-trzcianecki) i Jawor (powiat jaworski) właśnie w lasach gospodarczych, w których przepro-

wadza się trzebieże i inne standardowe prace leśne. Wydaje się więc, że lasy gospodarcze, w których leśnicy, uwzględniając wymagania brekinii, stwarzają jej optymalne warunki wzrostu i reprodukcji, są dla tego gatunku najwłaściwszym miejscem bytowania. W istniejących rezerwatach przyrody, w których występuje brekinia, należy natomiast koniecznie prowadzić zabiegi czynnej ochrony tego gatunku. Wydaje się też celowe, aby w kolejnym rozporządzeniu o ochronie gatunkowej roślin rozważyć zaliczenie brekinii do grupy gatunków wymagających ochrony czynnej.

Przykład jarzębu brekinii pokazuje dobitnie, że należy zmienić podejście do ochrony gatunków w Polsce. Ochrona powinna się opierać na opracowanych w skali kraju planach ochrony zasobów genowych poszczególnych taksonów, uwzględniających ich specyficzne wymagania i zagrożenia.

PIŚMIENNICTWO

Bednorz L. 2004. Rozmieszczenie i zasoby *Sorbus torminalis* (*Rosaceae*: *Maloideae*) w Polsce. Fragm. Flor. Geobot. Pol. 11: 105–121.

Conwentz H. 1895. Beobachtungen über seltene Waldbäume in Westpreussen. I. Pirus torminalis Ehrh., Elsbeere. Abhandl. z. Landesk. d. Prov. Westpreuss., Danzig: 1–78.

Conwentz H. 1910. Beiträge zur Naturdenkmalpflege, 1. Forst Bot. Merkb. f. Westpreuss., Borntraeger, Berlin.

Czubiński Z. 1935. Park natury w Promnie pod Poznaniem. Wyd. Okr. Kom. Ochr. Przyr. na Wielkopolskę i Pomorze w Poznaniu, 5.

Goetz J. 1928. Rozmieszczenie brekini (*Sorbus torminalis* Crantz) w Polsce Zachodniej. Kosmos 53: 71–101.

Jakutowicz W. 1932. Brekinia w Nadleśnictwie Oborniki. Wyd. Okr. Kom. Ochr. Przyr. na Wielkopolskę i Pomorze w Poznaniu 3: 38–41.

Jankun A. 1993. Znaczenie apomiksji w ewolucji rodzaju *Sorbus* (*Rosaceae*). Fragm. Flor. Geobot. 38: 627–686.

Olaczek R. 1976. Zmiany w szacie roślinnej Polski od połowy XIX wieku do lat bieżących. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 177: 369–403.

Pacyniak C. 1992. Najstarsze drzewa w Polsce. Wyd. PTTK Kraj, Warszawa.

Pawłowski B. 1920. Brekinia (*Sorbus torminalis* (L.) Crantz) w Polsce. Ochr. Przyr. 1: 27–39.

Szeszycki T. 2008. Jarząb brekinia – *Sorbus torminalis* historia, hodowla, ochrona, przyszłość. Soft Vision, Szczecin.

Tarnawski A. 2001. Jarząb brekinia w Regionie Grudziądzkim. SAR „Pomorze", Bydgoszcz.

Wodziczko A. Krawiec F., Urbański J. 1938. Pomniki i zabytki przyrody Wielkopolski. Wyd. Okr. Kom. Ochr. Przyr. na Wielkopolskę i Pomorze w Poznaniu 8: 1–472.

SUMMARY

Bednorz L. Legal protection of *Sorbus torminalis* in Poland

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 422–426, 2010

Sorbus torminalis is a rare, scattered forest tree species, distributed in Poland mainly in its western part. The species has been protected by law since 1946. Some populations of *S. torminalis* are additionally protected within 26 nature reserves (Tab. 1, Fig. 2). Some of them have been established specially for protection of this species. There are also about 180 *S. torminalis* trees admitted as monuments of nature. In spite of all these undertaken actions many Polish populations of the species have been disappeared during the last few decades. It showed inefficiency of former passive forms of this species protection and need of new approach, based on active forms of protection and countrywide strategy of its conservation.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 427–432, 2010

Ryby „chwasty" w naturalnie bezrybnych wysokogórskich jeziorach parków narodowych

Pest fish in naturally fishless high mountain lakes of the national parks

JOANNA GALAS

Instytut Ochrony Przyrody PAN
31–120 Kraków, al. Mickiewicza 33
e-mail: galas@iop.krakow.pl

Słowa kluczowe: obce gatunki ryb, *Salvelinus fontinalis*, zarybianie, jeziora tatrzańskie.

Zarybianie jezior wysokogórskich, w tym również tatrzańskich, obcymi gatunkami ryb łososiowatych nie spełniło nadziei na osiągnięcie korzyści gospodarczych. Natomiast w wyniku presji ryb biocenozy i sieci troficzne jezior uległy znacznym przekształceniom – wyginęły gatunki zooplanktonu skorupiakowego i bezkręgowców bentosowych dużych rozmiarów. Dodatkowo, cennym dla Ameryki Północnej gatunkom żab i węży zaczęło również zagrażać całkowite wyginięcie. W niektórych jeziorach tatrzańskich, zarybionych obcym dla fauny Polski pstrągiem źródlanym *Salvelinus fontinalis*, wytworzyły się jego trwałe populacje i ten gatunek stanowi już stały składnik Przyrody TPN. Eliminację wsiedlonych ryb poprzez ich odłowienie lub przy użyciu selektywnej ichtiotoksyny przeprowadzono skutecznie w niektórych sztucznie zarybionych wysokogórskich jeziorach Ameryki Północnej. Podobne zabiegi na obszarze Tatrzańskiego Parku Narodowego byłyby zarówno szkodliwe dla środowiska (możliwość dostania się trucizny do wody pitnej), jak i nietrwałe, gdyż trudno wykluczyć kolejne, nielegalne zarybienia.

Wstęp

Zarybianie jezior i potoków wysokogórskich obcymi gatunkami rozpoczęło się w Australii i Nowej Zelandii, gdzie osiedleńcy z Europy w latach 60. XIX stulecia wprowadzili pstrąga potokowego *Salmo trutta* (MacCrimmon, Marshall 1968). Proceder ten był następnie kontynuowany na pozostałych kontynentach oprócz Antarktydy. Głównym celem wprowadzania ryb do naturalnie bezrybnych wód np. Ameryki czy Kanady było podniesienie atrakcyjności jezior i przyciągnięcie do nich wędkarzy. Podobne działania podejmowano również w Europie: w Skandynawii (Nilsson 1972), a także w polskich Tatrach (Gliwicz 1963, 1985; Kot 1993). Tutaj pierwsze zarybiania zostały zainicjowane przez prof. Maksymiliana Nowickiego w 1881 roku, którego dążeniem było rozwijanie rybactwa krajowego szczególnie w bezrybnych („marnujących się") jeziorach. Późniejsze, nielegalne wpuszczanie narybku było związane z mentalnością górali.

Przez wiele lat, poczynając od 1860 roku, wprowadzano do jezior położonych w Górach Skalistych USA i Kanady gatunki obce: pstrąga potokowego *Salmo trutta* – gatunek pochodzący z Europy oraz pstrąga tęczowego *Oncorhynchus*

mykkis i źródlanego *Salvelinus fontinalis* – oba pochodzące ze wschodniej części Ameryki Północnej (Knapp i in. 2001a). Tym ostatnim gatunkiem również zaczęto zarybiać jeziora tatrzańskie na początku lat 80. XIX wieku (Paschalski 1951). Inne, północnoamerykańskie gatunki wprowadzone do jezior wysokogórskich Europy (Alpy, Pireneje) to pstrąg tęczowy i palia jeziorowa *Salvelinus namaycush*. Gatunki obce wydawały się decydentom, odpowiedzialnym za tę akcję, bardziej odpowiednie, silniejsze od rodzimych, mogące przynieść większe korzyści wędkarzom. Pstrąg źródlany okazał się rybą, którą łatwo wsiedlić do jezior górskich, gdyż przechodzi tarło w potokach wpływających lub wypływających z nich, a także na obszarach strefy wynoszenia wody podziemnej w jeziorze (Reimers 1958). Tarło może odbywać się również na wypłyceniach jezior, gdzie znajduje się wypływ wód gruntowych lub występuje niewielki przepływ wody (Curry i in. 1995). Gniazdo budowane jest przede wszystkim przez samicę, która w okresie reprodukcyjnym może się trzeć z kilkoma partnerami.

Początkowo, przy braku znajomości praw ekologicznych wprowadzano obce gatunki, a nie interesowano się, jaki jest los zarówno wprowadzonych ryb, jak i innych zespołów fauny (nierzadko endemicznych) w tych jeziorach. W wielu wypadkach program zarybiania był nieudany, gdyż wprowadzone ryby nie rozmnażały się z braku odpowiednich siedlisk czy dostatecznej ilości pokarmu, stawały się karłowate, a tym samym przestawały być obiektem zainteresowania wędkarzy (Schindler, Parker 2002).

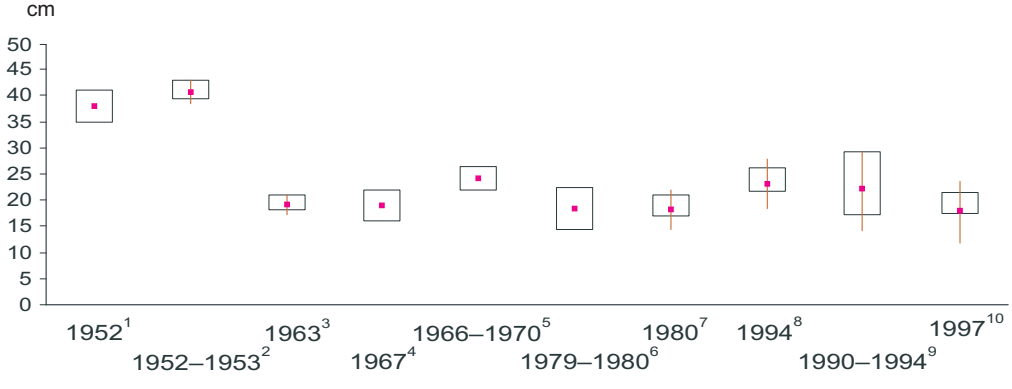
Zarybiania jezior wysokogórskich dotyczyły obszarów bezludnych, a obecnie często chronionych, takich jak parki narodowe i rezerwaty. Jak oszacowano, 95% wszystkich wysokogórskich jezior zachodnich stanów USA było pierwotnie bezrybnych, a obecnie w większości głębszych i większych jezior występują już pstrągi (Knapp i in. 2001a). W polskich jeziorach tatrzańskich, chronionych od 1954 roku na terenie Tatrzańskiego Parku Narodowego, naturalna jest jedynie populacja pstrąga potokowego w Morskim Oku. W innych jeziorach w polskich Tatrach: Czarnym, Zielonym i Litworowym Stawie Gąsienicowym oraz Przednim i Czarnym Stawie Polskim (Witkowski 1996) występujący tam głównie pstrąg źródlany oraz pstrąg potokowy zostały wprowadzone sztucznie w wyniku akcji zarybieniowych. Lekkomyślne wprowadzenie ryb łososiowatych do tych jezior spowodowało zmiany w składzie i strukturze zooplanktonu skorupiakowego – całkowite wyginięcie dużych wioślarek jak *Daphnia pulicaria* i *Holopedium gibberum* czy widłonogów *Polyphemus pediculus* oraz *Heterocope saliens* (Dawidowicz, Gliwicz 1983; Gliwicz, Rowan 1984), co również stwierdzono w innych pierwotnie bezrybnych jeziorach wysokogórskich (McNaught i in. 1999; Parker i in. 2001; Schindler, Parker 2002). Zanik skrzelopływki bagiennej *Branchinecta paludosa* w Dwoistych Stawach Gąsienicowych mógł być także spowodowany niekontrolowana akcja zarybieniową tych dwóch jezior (Kownacki i in. 2002). Ryby zwiększają trofię wody, zjadając pokarm powietrzny (imagines chruścików i ochotek), co w konsekwencji prowadzi do szybszego obiegu fosforu i azotu w jeziorze, a tym samym degradują te dotychczas oligotroficzne ekosystemy. Przy braku dużych skorupiaków planktonowych wzrasta ilość fitoplanktonu, co zmniejsza przezroczystość wody (Schindler 2001).

Wprowadzenie ryb łososiowatych do wielu bezrybnych jezior gór Sierra Nevada, leżących na obszarach trzech parków narodowych USA (Sequoia, Kings Canzon, Yosemite) spowodowało drastyczną redukcję populacji górskiej żaby żółtonogiej *Rana muscosa* (Knapp, Matthews 2000), a następnie zanikanie populacji górskich węży pończoszników *Thamnophis elegant*, żerujących na płazach bezogonowych (Matthews i in. 2002). Zagładę wielu różnych gatunków płazów na skutek wsiedlenia przez człowieka ryb łososiowatych do jezior górskich obserwowano również w północnej Hiszpanii (Orizaola, Brana 2006).

Pstrąg źródlany jest gatunkiem o dużej aktywności i żarłoczności oraz zdolności ada-

ptacyjnej. Jego narybek wprowadzany był kilkakrotnie do Zielonego Stawu Gąsienicowego w latach 1881–1949 (Paschalski 1951), a dzięki opublikowanym danym na temat długości ciała i ciężaru ryb odławianych w latach 1952–1997, można szczegółowo prześledzić kondycję i tempo wzrostu populacji tej ryby, w uprzednio bezrybnym jeziorze. W pierwszym okresie po wsiedleniu narybku do Zielonego Stawu (1949 rok) ryby osiągały imponujące rozmiary: przeciętną długość całkowitą 38–43 cm i ciężar około 1 kg (Podobiński 1953) (ryc. 1). Podobnie po czterech latach nadal populacja tego gatunku była liczna, a 4-letnie osobniki osiągnęły długość od 38,5 do 43 cm. Tak dobry wzrost pstrąga źródlanego w pierwszych latach po jego wprowadzeniu do Zielonego Stawu przypisuje się obfitości pokarmu, głównie zooplanktonu, mimo że okres wegetacyjny jezior tatrzańskich jest krótki. Ponad 10 lat później, po wyczerpaniu się zasobów pokarmowych, pstrąg źródlany wykazywał objawy skarlenia (Gliwicz 1963) (ryc. 1). Pstrągi w trudnych warunkach klimatycznych Tatr (długi okres zalodzenia jezior), podobnie jak w innych jeziorach wysokogórskich, w bardzo ubogich warunkach pokarmowych charakteryzują się słabą kondycją, a nawet mają głodową postać (Witkowski 1996). Rozmiary ryb odławianych w Zielonym Stawie po 1963 roku zmalały do około 20 cm, w kolejnych latach ich długość całkowita utrzymywała się od 15 do maksymalnej wielkości 28 cm w 1997 roku (ryc. 1). Na podstawie długoletnich obserwacji pstrągów źródlanych introdukowanych do jezior górskich zachodnich stanów Ameryki Północnej stwierdzono, że długość całkowita przeciętnej dorosłej ryby wynosi tam około 20 cm (Pister 2001).

We wrześniu 1993 i 1994 roku, w ramach międzynarodowych badań jezior wysokogórskich Europy (program AL: PE2 finansowany przez UE) dokonano odłowu ryb w Zielonym Stawie Gąsienicowym. W pierwszym roku odłowiono pstrąga źródlanego, podczas gdy w drugim oprócz *Salvelinus fontinalis* wykazano nieoczekiwanie obecność niestwierdzanego dotychczas pstrąga potokowego *Salmo trutta* m. *fario*, w trzech kolejnych rocznikach (1–3) (Galas i in. 1996). W kolejnych odłowach, trzy lata po stwierdzeniu obecności tego drugiego gatunku, który najprawdopodobniej został wprowadzony w wyniku „dzikich" akcji zarybieniowych, nie potwierdzono jego



Ryc. 1. Zmiany długości całkowitej pstrąga źródlanego w Zielonym Stawie Gąsienicowym (maks., min., SD) w ciągu 45 lat ([1] Podobiński 1953; [2] Żarnecki 1955; [3] Gliwicz 1963; [4] Jara, Markiewicz 1968; [5] Jara i in. 1972; [6] Dawidowicz, Gliwicz 1983; [7] Gliwicz – npbl.; [8] Wathne i in. 1997; [9] Łysak i in. 1996; [10] Starmach i in. 1997)

Fig. 1. Total body lengths changes of brook trout from Zielony Staw Gąsienicowy lake (max, min, SD) during last 45 years ([1] Podobiński 1953; [2] Żarnecki 1955; [3] Gliwicz 1963; [4] Jara, Markiewicz 1968; [5] Jara et al. *1972; [6] Dawidowicz, Gliwicz 1983; [7] Gliwicz unpublished data; [8] Wathne* et al. *1997; [9] Łysak* et al. *1996; [10] Starmach* et al. *1997)*

występowania w tym stawie (Starmach i in. 1997). Pstrąg potokowy nie utrzymał się być może ze względu na konkurencję pokarmową obu gatunków. Pstrąg źródlany charakteryzuje się większą aktywnością żerowania i zwykle w warunkach naturalnych wypiera pstrąga potokowego. Można również przypuszczać, że w jeziorach tatrzańskich konfrontację wygrywa populacja liczniejsza, ponieważ identyczny termin tarła i możliwość tworzenia bezpłodnych krzyżówek międzygatunkowych osłabia i w konsekwencji eliminuje populację słabszą liczebnie (Starmach i in. 1997).

Już w 1952 roku stwierdzano, że w Tatrach nie powinno się wprowadzać obcych gatunków ryb i że źle się stało, iż Zielony Staw został samowolnie zarybiony i to gatunkiem obcym naszej faunie, bo północnoamerykańskim. Obecnie, po przeszło stu latach od zarybienia wytworzył się w tym jeziorze stan, w którym ryby są stałym elementem nowych łańcuchów pokarmowych, a ich aktywne usunięcie spowodowałoby ponowne zachwianie równowagi w delikatnych ekosystemach (Kot 1993). Decyzję eliminacji ryb podjął Tatrzański Park Narodowy na Słowacji w stosunku do zasiedlających Štrbské Pleso ryb karpiowatych. Wprowadzono tam wyspecjalizowanego drapieżnika (głowacica – – przedstawiciel ryb łososiowatych), który eliminuje gatunki uznane za niepożądane, a sam nie ma warunków do rozmnażania (Kot 1993). Jednak akcja ta zakończyła się niepowodzeniem (M. Kot – inf. ustna).

Od początku lat 90. w wielu górskich jeziorach zachodnich terenów Ameryki Północnej, szczególnie w tych, gdzie drastycznie zmniejszyło się zagęszczenie cennych gatunków płazów i gadów, w celu odtworzenia populacji zooplanktonu, bentosu oraz *Rana muscosa* rozpoczęto akcję usuwania ryb (Knapp, Matthews 1998). Ryby eliminowano z jezior, stosując zarówno sieci (wontony), jak i selektywną ichtiotoksynę (rotenon). Jednak ta druga metoda, mimo że tańsza i efektywniejsza w porównaniu z użyciem sieci, jest ryzykowna, gdyż przypadkowo mogą ulec zagładzie inne organizmy wodne, takie jak płazy, zooplankton czy bentos. Porównując obie metody stwierdzono, że rotenon może być stosowany w jeziorach o szerszym spektrum wielkości powierzchni i głębokości, podczas gdy odławianie wontonami jest skuteczne jedynie w przypadku jezior o powierzchni i głębokości mniejszej niż 3 ha i 10 m (Knapp, Matthews 1998).

Wydaje się, że po trwałym wyeliminowaniu ryb, uprzednio wprowadzonych do historycznie bezrybnych jezior górskich, zarówno skład gatunkowy, jak i liczebność fauny bezkręgowców i kręgowców może ulec odtworzeniu w różnym stopniu. Zostało to potwierdzone zarówno dla żaby *Rana muscosa* (Knapp i in. 2001b), jak i dla kilku gatunków skorupiaków planktonowych, których populacje uległy zagładzie po wprowadzeniu ryb łososiowatych, a po ich usunięciu odrodziły się dzięki wysokiej odporności ich jaj przetrwalnych (Knapp, Sarnelle 2008). Odporność ta nie jest uniwersalna dla wszystkich gatunków zooplanktonu skorupiakowego: łatwiej odradzały się duże wioślarki, jak *Daphnia melanica* niż duże widłonogi – *Hesperodiaptomus arcticus* czy *H. shoshone*. Przywrócenie tych widłonogów wymaga wielokrotnej reintrodukcji i wielu lat (McNaught i in. 1999; Parker i in. 2001), głównie ze względu na niską temperaturę wody i słabe zasoby pokarmowe jezior wysokogórskich (Schindler, Parker 2002).

W polskich jeziorach tatrzańskich odrodzenie się dużego zooplanktonu skorupiakowego wydaje się mało prawdopodobne (nawet zakładając teoretycznie całkowite usunięcie ryb) ze względu na niską jakość i słabą kondycję fizyczną jaj przetrwalnych *Daphnia pulicaria* znalezionych w osadach kilku jezior tatrzańskich (Marková i in. 2006). Dlatego, jak wskazuje „Operat Ochrony Zasobów Wodnych Tatrzańskiego Parku Narodowego" (Kownacki, Łajczak 1997), najwłaściwsze byłoby pozostawienie zarybionych jezior tatrzańskich bez żadnej ingerencji, z konieczności traktując sztucznie wprowadzone populacje pstrąga źródlanego jako składnik przyrody TPN. Zdecydowanie należy jednak przeciwdziałać jakimkolwiek próbom kolejnych introdukcji ryb zarówno do jezior już zarybionych, jak i bezrybnych.

PIŚMIENNICTWO

Curry A., Noakes D.L.G., Morgan J.E. 1995. Ground water and the incubation and emergance of brook trout (*Salvelinus fontinalis*). Can. J. Fish. Aquat. Sci. 52: 1741–1749.

Dawidowicz P., Gliwicz Z.M. 1983. Food of brook charr in extreme oligotrophic conditions of an alpine lake. Environ. Biol. Fish. 8: 55–60.

Galas J., Dumnicka E., Kawecka B., Kownacki A., Jelonek M., Stós P., Wojtan K. 1996. Ekosystemy wybranych jezior tatrzańskich – polski udział w międzynarodowym programie AL: PE 2. W: Kownacki A. (red.). Przyroda Tatrzańskiego Parku Narodowego a Człowiek, Tom II: Biologia. TPN, PTPNoZ, Oddz. Kraków–Zakopane: 96–99.

Gliwicz Z.M. 1963. Wpływ zarybienia na biocenozy jezior tatrzańskich. Chrońmy Przyr. Ojcz. 19: 27–35.

Gliwicz Z.M. 1985. Eutrofizacja jezior tatrzańskich – – użyźnienie czy zarybianie? Wiad. Ekol. 31: 351– 390.

Gliwicz Z.M., Rowan M.G. 1984. Survival of *Cyclops abyssorum tatricus* (*Copepoda*, *Crustacea*) in alpinie lakes stocked with planktivorous fish. Limnol. Oceanogr. 29: 1290–1299.

Jara Z., Markiewicz F. 1968. Zdrowotność ryb w stawach Tatrzańskiego Parku Narodowego w roku 1967. Wszechświat 7–8: 175–177.

Jara Z., Markiewicz F., Bory-Miączyński T. 1972. Results of investigations on the state of health of the trout in lakes of the Tatra National Park in the years 1966–1970. Acta Hydrobiol. 14: 129–141.

Knapp R.A., Matthews K.R. 1998. Eradication of nonnative fish by gill netting from a small mountain lakes in California. Restor. Ecol. 6: 207––213.

Knapp R.A., Matthews K.R. 2000. Nonnative fish introductions and the decline of the mountainyellow-leg frog from within proteced areas. Conserv. Biol. 14: 428–438.

Knapp R.A., Corn P.S., Schindler D.E. 2001a. The introduction of nonnative fish into wilderness lakes: good intention, conflicting mandates, and unintended consequences. 2001. Ecosystems 4: 275–278.

Knapp R.A., Matthews K.R., Sarnelle O. 2001b. Resistance and resilience of alpine lake fauna to fish introduction. Ecol. Monogr. 73: 401–421.

Knapp R.A., Sarnelle O. 2008. Recovery after local extinction: factors affecting re-establishment of applied lake zooplankton. Ecol. Apel. 18: 1850–1859.

Kot M. 1993. Ryby w Tatrach – zagrożenia i ochrona. Tatry 4: 22–23.

Kownacki A., Kawecka B., Dumnicka E., Galas J. 2002. Przyczyny wyginięcia i próba restytucji gatunku Branchinecta paludosa (O.F. Müller, 1788) w Tatrzańskim Parku Narodowym. W: Borowiec W., Kotarba A., Kownacki A., Krzan Z., Mirek Z. (red.). Przemiany środowiska przyrodniczego Tatr. TPN, PTPNoZ, Oddz. Kraków–Zakopane: 297–302.

Kownacki A., Łajczak A. (red.). 1997. Operat ochrony zasobów wodnych Tatrzańskiego Parku Narodowego. Zakład Biologii Wód im. Karola Starmacha, PAN i TPN Kraków (mscr.).

Łysak A., Ligaszewski M., Mach-Paluszkiewicz Z. 1996. Wzrost pstrągów tatrzańskich na tle innych stanowisk wysokogórskich rodzin łososiowatych. W: Kownacki A. (red.). Przyroda Tatrzańskiego Parku Narodowego a człowiek, Tom II: Biologia. TPN, PTPNoZ Kraków–Zakopane:100–104.

Marková S., Černý M., Rees D.J., Stuchlík E. 2006. Are they still viable? Physical conditions and abundance of *Daphnia pulcaria* resting eggs in sediment cores from lakes in the Tatra Mountains. Biologia, Bratislava, 61/Suppl. 18: 135––146.

Matthews K.R., Knapp R.A., Pope K.L. 2002. Garter snake distributions in high-elevation aquatic ecosystems: is there a link with declining amphibian population and nonnative trout populations? J. Herpetol. 36: 16–22.

McNaught A.S., Schindler D.W., Parker B.R., Paul A.J., Anderson R.S., Donald D.B., Agbeti M. 1999. Restoration of the food web of the alpine lake following fish stocking. Limnol. Oceanogr. 44: 127–136.

MacCrimmon H.R., Marshall T.L. 1968. World distribution of brown trout, *Salmo trutta*. J. Fish. Res. Board. Can. 25: 2527–2548.

Nilsson N-A. 1972. Effects of introductions of salmonids into barren lakes. J. Fish. Res. Board. Can. 29: 693–697.

Orizaola G., Brana F. 2006. Effect of salmonid introduction and other environmental characteristics on amphibian distribution and abundance in mountain lakes of northern Spain. Anim. Conserv. 9: 171–178.

Parker B.R., Schindler D.W., Donald C.B., Anderson R.S. 2001. The effects of stocking and removal of a nonnative salmonid on the plankton of an alpine lake. Ecosystems 4:334–345.

Paschalski J. 1951. 70-lecie zarybienia Czarnego Stawu Gąsienicowego w Tatrach. Gospodarka Rybacka 4: 15–16.

Pister E.P. 2001. Wilderness fish stocking: history and perspective. Ecosystems 4: 279–286.

Podobiński L. 1953. Wprowadzenie do Tatr obcych gatunków zwierząt. Chrońmy Przyr. Ojcz. 3: 39–40.

Reimers N. 1958. Conditions of existence, growth, and longevity of brook trout in a small high altitude lake of the eastern Sierra Nevada. Calif. Fish Game. 44: 319–333.

Schindler D.E. 2001. Alteration of nutrient cycles and algal production resulting from fish introductions into mountain lakes. Ecosystems 4: 308–321.

Schindler D.W, Parker B.R. 2002. Biological pollutants: alien fishes in mountain lakes. Water Air Soil Poll.: Focus 2: 379–397.

Starmach J., Amirowicz A., Jelonek M. 1997. Ichtiofauna Tatrzańskiego Parku Narodowego. W: Kownacki A., Łajczak A. (red.). Operat Ochrony zasobów wodnych Tatrzańskiego Parku Narodowego. ZBW PAN, TPN Kraków (mscr.): 81–197.

Wathne B.M., Patrick S.T., Cameron N. 1997. AL:PE – Acidification of Mountain Lakes: Palaeolimnology and Ecology. Part 2 – Remote mountain Lakes as indicators of air pollution and climate change. Niva Report 3638-97, Oslo.

Witkowski A. 1996. Ryby. W: Mirek Z. (red.). Przyroda Tatrzańskiego Parku Narodowego. TPN, Kraków–Zakopane: 485–492.

Żarnecki S. 1955. Pstrąg źródlany (*Salmo fontinalis*) w jeziorach tatrzańskich. Kosmos A. 4: 707–711.

SUMMARY

Galas J. Pest fish in naturally fishless high mountain lakes of the national parks

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 427–432, 2010

Stocking of nonnative salmonids into previously fishless high mountain lakes, including Tatra lakes, did not meet the expectations to gain economic benefits. Fish introductions resulted in considerable transformation of such an ecosystem structure and function: the elimination of large zooplankton and large benthic invertebrates. Additionally, in North America valuable species of frog and snake started to decline. In some Tatra lakes, stocked with alien brook trout, a permanent population of this fish has formed. In Zielony Staw Gąsienicowy lake, initially after the stocking fish achieved significant size, but later on, their total length was only 15–28 cm (Fig. 1). *Salvelinus fontinalis* is now a stable component of Tatra Mountains Nature. In some high mountain North American lakes the effective eradication of unwanted fish by the application of piscicides (e.g. rotenone) or the use of gill nets was successfully performed. Similar action in Tatra National Park might be either harmful for the ecosystems (great negative impact on local native fauna) or impermanent, since it is hard to exclude the illegal fish stocking in the future.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 433–436, 2010

Charakterystyka demograficzna jeżyny gruczołowatej *Rubus hirtus* – na przykładzie wylosowanej populacji tatrzańskiej

A demographic study of the blackberry *Rubus hirtus* population within the Tatra Mountains

ANNA GAZDA, AGNIESZKA BEDNARZ-KOCHMAŃSKA

Katedra Botaniki Leśnej i Ochrony Przyrody
Uniwersytet Rolniczy im. Hugona Kołłątaja
31–425 Kraków, al. 29 Listopada 46
e-mail: rlgazda@cyf-kr.edu.pl

Słowa kluczowe: jeżyna gruczołowata, *Rubus hirtus*, Tatry.

Jeżyna gruczołowata *Rubus hirtus* Waldst. & Kit. agg. występuje głównie na podłożu skał fliszowych masywu Beskidów. Na terenie Tatr *Rubus hirtus* występuje nielicznie, tworząc izolowane populacje głównie na podłożu skał wapiennych. W celu scharakteryzowania wielkości jeżyny gruczołowatej w Tatrach wylosowano populację rosnącą na „Zazadniej". Badana populacja zajmowała 140 m^2 i liczyła 277 osobników. Dominowały w niej osobniki (35%) „zbudowane" z jednego jednorocznego pędu podstawowego. Najliczniejsze były jednoroczne pędy podstawowe, o średniej długości 34,39 ± 41,60 cm. Osobniki wytworzyły pędy podstawowe potencjalnie zdolne do rozmnażania wegetatywnego (powyżej 50 cm), ich udział nie przekraczał jednak 20%. Badana populacja wytworzyła nieliczne ramety potomne. Z kolei tylko na dwóch pędach bocznych zanotowano występowanie kwiatów. Długie pędy podstawowe i mały udział organów generatywnych – to sytuacja charakterystyczna dla młodych populacji. W obliczu zachodzących zmian można stwierdzić, że w najbliższym czasie jeżyna gruczołowata będzie prawdopodobnie zwiększać zarówno swą liczebność, jak i areał w Tatrach.

Wstęp

Jeżyna gruczołowata jest gatunkiem często występującym w fitocenozach karpackich. Można ją spotkać zarówno w lasach liściastych, jak i borach, na siedliskach umiarkowanie ubogich (mezotroficznych) jedlin oraz na siedliskach zasobnych (eutroficznych) borów jodłowo-świerkowych (Pancer-Kotejowa 1991; Zarzycki i in. 2002). Jej optimum występowania leży w obrębie zbiorowisk z rzędu *Fagetalia* (Pancer-Kotejowa 1991). Sprzyjające warunki edaficzne dla tego gatunku to gleby mineralno-próchniczne, wilgotne, przy pH umiarkowanie kwaśnym lub obojętnym (Zarzycki i in. 2002). Dotychczasowe badania wskazują na to, że tak dobre warunki do swojego bytowania znajduje jeżyna gruczołowata na podłożu skał fliszowych masywu Beskidów (Pancer-Kotejowa 1991; Gazda 1992, 2000). Notowana również była w Tatrach (Pawłowski 1956). W tym masywie występuje jednak z mniejszą frekwencją niż w innych częściach Karpat (Zając, Zając 2001). Wiadomo, że na terenie Tatr jeżyna gruczołowata występuje nielicznie, tworząc izolowane populacje głównie na

podłożu skał wapiennych (Pawłowski 1956; H. Piękoś-Mirkowa – inf. ustna).

Wydawać by się mogło, że Dunajec oddziela zwarty zasięg populacji fliszowych od pojedynczych stanowisk tatrzańskich (Zając, Zając 2001), tworząc barierę w rozprzestrzenianiu się gatunku na Podhale, Podtatrze i Tatry.

Pawłowski (1956) wyróżnił podgatunek *Rubus hirtus*: ssp. *Guentheri*, ponadto ssp. *scepusensis*, który uważał za endemit tatrzański. Pawłowski we *Florze Tatr* (1956) wskazał lokalizację dwunastu populacji jeżyny gruczołowatej położonych zarówno w Tatrach polskich, jak i słowackich. Podał on dla polskiej części masywu jedno stanowisko na Podhalu – Antałówka nad Zakopanem na wysokości 890 m n.p.m. (ssp. *eu-hirtus*) oraz trzy stanowiska nawapienne w TPN:

- Dolina Kościeliska – na wysokości 964 m n.p.m (za Bolesławem Kotulą),
- Samkowa Czuba – wysokość 980 m n.p.m, ssp. *Guentheri var. tatrensis* – niezupełnie typowa (za Bogumiłem Pawłowskim),
- Kaspruski Spaleniec (nad Doliną Strążyską) – 980 m n.p.m., ssp. *Guentheri* (za Bogumiłem Pawłowskim).

Współcześnie, Profesor Halina Piękoś-Mirkowa podaje (inf. ustna) 12 stanowisk występowania jeżyny gruczołowatej na terenie TPN. Są to informacje, które potwierdzają umiejscowienie jeżyny gruczołowatej sprzed pół wieku oraz lokalizują istnienie nowych, co wskazuje na rozprzestrzenienie się gatunku.

Do tej pory jednak nie wykonywano badań ilościowych, które pozwalałyby porównać zmiany, jakie zaszły na przestrzeni wielu lat (1890 B. Kotula – 1956 B. Pawłowski – czasy współczesne), a tym samym opisać dynamikę tatrzańskich populacji jeżyny gruczołowatej.

W celu scharakteryzowania wielkości pędów jeżyny gruczołowatej w Tatrach wylosowano populację rosnącą na „Zazadniej", a następnie wykonano szereg pomiarów.

Teren badań

Badana populacja jest zlokalizowana pomiędzy polaną Wawrzeczkowa Cyrhla, Jarząbczakiem a polaną Szałasiska, na wysokości około 980 m n.p.m. (H. Piękoś-Mirkowa – inf. ustna). Zajmuje powierzchnię 140 m^2, gdyż na takim areale występują ukorzenione pędy jeżyny. W drzewostanie panuje świerk i jodła w wieku 60 lat (GIS – TPN). Badany płat pokrywa lekkie wypłaszczenie o pochyleniu 10°, o północnej ekspozycji z 25-stopniową odchyłką w kierunku wschodnim. Skałą macierzystą tego terenu są wkładki wapieni zlepieńcowych i zlepieńców, na których utworzyły się rędziny próchniczne i rędziny brunatne (GIS – TPN).

Metody

Badania były prowadzone od czerwca do września 2004 roku, w obrębie izolowanej populacji jeżyny gruczołowatej. Jeżyna jest rośliną klonalną, dlatego powstają pewne problemy terminologiczne. Mimo że genetyczna definicja jest jednoznaczna – osobnik to organizm o unikatowym genotypie – to stosowanie jej w badaniach demograficznych roślin klonalnych często nastręcza wiele trudności. Dlatego posłużono się morfologiczną definicją osobnika (Falińska 1996). W pracy tej stosujemy również termin „rameta potomna" w celu zaznaczenia faktu wytworzenia przez badane osobniki nowych jednostek na wierzchołkach pędów podstawowych, wskutek ich ukorzenienia. Ramety potomne w pierwszym roku powstania, w przypadku jeżyny gruczołowatej, najczęściej nie odłączają się od roślin macierzystych, czyli nadal traktowane są jako jeden osobnik. Czasami jednak na skutek zgryzienia lub przerwania pędu przez np. jakieś zwierzę taka rameta potomna może funkcjonować jako oddzielny osobnik (morfologiczny).

Na badanym terenie wyznaczono środek powierzchni porośniętej przez jeżynę gruczołowatą. W trakcie wykonywania pomiarów określono współrzędne biegunowe – azymut i odległość miejsca ukorzenienia każdego pędu jeżyny. Dodatkowo każdy osobnik został zaetykietowany. Wyróżniono następujące typy pędów: jednoroczny-ukorzeniony, nieukorzeniony, boczny-płonny/kwiatostanowy, pęd dwuletni. Pomierzono długości wszystkich pędów. Policzono kwiaty i owoce. Zagęszczenie ksylopodiów jeżyny gru-

czołowatej szacowano na poletkach o wielkości 0,5 m^2, rozmieszczonych w węzłach siatki 1,5 × 1,5 m pokrywającej badany płat.

Wyniki

Populacja jeżyny gruczołowatej na powierzchni „Zazadnia" zajmowała 140 m^2 i liczyła 277 osobników morfologicznych (Falińska 1996). Obserwowano zagęszczenie osobników w przedziale 0–12/m^2. Przeciętnie rosły w zagęszczeniu 2 osobniki/m^2, a klasa liczebności 1–2 osobniki/m^2 była dominująca (36,9%). Obserwowano również poletka (38,6%), na których nie zanotowano występowania miejsc ukorzenienia badanego gatunku. Jeżyny pokrywały około 35% powierzchni.

Jeżyna wytwarza pędy tzw. podstawowe (roczne lub dwuletnie), czyli wyrastające bezpośrednio z ksylopodium, które potencjalnie mogą się ukorzenić w części wierzchołkowej, dając tym samym początek nowej roślinie, oraz boczne (zawsze jednoroczne) wyrastające na pędach dwuletnich, na których mogą wykształcić się kwiaty.

Najliczniej (62,13%) na powierzchni występowały pędy podstawowe nieprzekraczające 25 cm długości [współczynnik zmienności (CV) pędów jednorocznych – 120,97%, pędów dwuletnich – 127,40%]. Na powierzchni rosły 404 pędy podstawowe, z czego ponad połowę (76,49%) stanowiły pędy tegoroczne, o średniej długości 34,39 ± 41,60 cm. Pędów wyrosłych z szyi korzeniowej w roku poprzednim było czterokrotnie mniej (95 szt.) i były one krótsze (28,10 ± 35,80 cm) od tegorocznych. Największe średnie długości osiągnęły pędy ukorzenione zarówno jednoroczne (133 cm), jak i dwuletnie (120,17 ± 51,84 cm). Udział ilościowy tych pędów był niewielki (1 szt. – pęd jednoroczny, 6 szt. – pędy dwuletnie). Jednak w przypadku najdłuższego pędu (270 cm), jaki wystąpił na powierzchni, nie zaobserwowano, by tworzył nową rametę.

Pędy boczne (w liczbie 125 szt.) osiągnęły dość znaczne długości (27,21 ± 34,85 cm), szczególnie wtedy, gdy uszkodzony został pęd podstawowy (maksymalnie 235 cm). Tylko na dwóch pędach bocznych zanotowano występowanie kwiatów.

Długie pędy podstawowe i mały udział organów generatywnych – to sytuacja charakterystyczna dla populacji młodych (Pancer-Kotejowa i in. 1998).

Latem 2004 roku, pojedyncze osobniki wytworzyły jeden (70% populacji), dwa (24% populacji), rzadziej więcej pędów podstawowych. Dominowały osobniki (35%) „zbudowane" z jednego jednorocznego pędu podstawowego. Obok nich było dużo osobników, które już w ciągu poprzedniego sezonu wegetacyjnego wytworzyły pęd z ksylopodium (który w trakcie tych badań był klasyfikowany jako pęd dwuletni), a w roku, w którym prowadzono badania dobudowały jeszcze jeden pęd, klasyfikowany jako jednoroczny (32%).

Podsumowanie wyników

Badana populacja wytworzyła nieliczne rametы potomne. Długość pędów ukorzenionych była zmienna. Osobniki wytworzyły pędy podstawowe potencjalnie zdolne do rozmnażania wegetatywnego (powyżej 50 cm), ich udział nie przekraczał jednak 20%. Udział pędów dwuletnich ukorzenionych był większy i były one dłuższe od jednorocznych pędów tego typu, co potwierdziło wyniki badań z 1985 i 1995 roku z innych populacji karpackich (Gazda 2000).

Plastyczność tego gatunku powoduje, że dość szybko reaguje on na prześwietlenie. W pierwszym roku po powstaniu luki, jeżyna gruczołowata rozpoczyna wzmożoną reprodukcję wegetatywną, nawet czterokrotnie wydłużając pędy w procesie jej zarastania. W dalszej kolejności takie populacje inwestują w proces rozprzestrzeniania się (Pancer-Kotejowa, Szwagrzyk, Bodziarczyk 1998; Gazda 2000, 2001). Na powierzchni „Zazadnia" populacja wytworzyła pędy bardzo długie, a pędy jednoroczne, powstałe w 2004 roku były dłuższe od dwuletnich. Taka reakcja tej populacji jest związana z powstaniem prześwietlenia wskutek prac leśnych, prowadzonych tuż przed wykonaniem badań. Zwarcie przerywane nad badanym terenem i większy dostęp światła spowodował, że dotychczas wegetujące pod okapem drzew osobniki wytworzyły dłuższe pędy.

Można stwierdzić, że populacja tatrzańska jest podobna do innych populacji karpackich pod względem wielkości pędów podstawowych (Gazda 2000, 2001), natomiast wyróżnia ją „izolacja"; łatwość wyznaczenia granic pomiędzy płatami porośniętymi przez jeżynę. Nie obserwuje się występowania nawet pojedynczych osobników pomiędzy poszczególnymi populacjami, w przeciwieństwie do populacji z fliszowej części Karpat.

Mając na względzie zachodzące zmiany, można stwierdzić, że w najbliższym czasie jeżyna gruczołowata będzie prawdopodobnie zwiększać zarówno swą liczebność, jak i areał w Tatrach.

Podziękowania

Pragniemy podziękować Pani Profesor Halinie Piękoś-Mirkowej za udzielenie informacji dotyczących współczesnych stanowisk jeżyny gruczołowatej w Tatrach, dr. Marcinowi Guzikowi za udostępnienie danych GIS oraz dr. Tomaszowi Skrzydłowskiemu za pomoc w lokalizacji wylosowanego płatu.

PIŚMIENNICTWO

Falińska K. 1996. Ekologia roślin. PWN, Warszawa.

Gazda A. 1992. Warunki występowania jeżyny gruczołowatej *Rubus hirtus* (Waldst. & Kit. agg.) w rezerwacie ścisłym „Dolina Łopusznej" w Gorczańskim Parku Narodowym. Parki Nar. i Rez. Przyr. 11 (4): 105–117.

Gazda A. 2000. Architektura osobników jeżyny gruczołowatej (*Rubus hirtus* Waldst. & Kit. agg.) a struktura wybranych populacji tego gatunku. AR, Kraków (msc.).

Gazda A. 2001. Jeżyny – ważny składnik biocenoz leśnych. Sylwan 8: 109–117.

Pancer-Kotejowa E. 1991. Gatunki dynamiczne w runie lasów Karpackich – warunki występowania *Calamagrostis arundinacea* (L.) Roth., *Chamaenerion angustifolium* L., *Rubus hirtus* W.K., *Rubus idaeus* L., *Senecio nemorensis* L.s.l. (incl. *S. fuschii* Gmel.). Zesz. Nauk. AR w Krakowie 254: 133–150.

Pancer-Kotejowa E., Szwagrzyk J., Bodziarczyk J. 1998. Small – scale spatial pattern and size structure of *Rubus hirtus* in a canopy gap. J. Veget. Sci. 9: 755–762.

Pawłowski B. 1956. Flora Tatr. Rośliny naczyniowe. PWN, Warszawa.

System Informacji Geograficznej Tatrzańskiego Parku Narodowego GIS–TPN.

Zając A., Zając M. 2001. Atlas rozmieszczenia roślin naczyniowych w Polsce. Nakł. Prac. Chorol. Komp. Inst. Bot. UJ i Fundacji dla UJ, Kraków.

Zarzycki K., Trzcińska-Tacik H., Różnański W., Szeląg Z., Wołek J., Korzeniak U. 2002. Ecological indicator values of vascular plants of Poland. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

SUMMARY

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 433–436, 2010

Gazda A., Bednarz-Kochmańska A. A demographic study of the blackberry *Rubus hirtus* population within the Tatra Mountains

The blackberry is a very rare species within the Tatra Mountains, although it is a very common plant in the Carpathians at all. The main aim of this study was to quantify the size of chosen population. There were present 277 individuals within 140 m^2 area. The most often there were individuals consisted of one primocane. The average primocanes length was equal to 34.39 ± 41.60 cm. Only 20% of individuals produced cane longer than 50 cm, so there were present only few ramets. There were flowers produced on the top of two lateral canes. These features show that this population is very young. Therefore, it is possible to predict that in the future blackberry population will increase in number of individuals and in area occupied by this species within the Tatra Mountains.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 437–445, 2010

Walory przyrodnicze grodziska w Chełmie na Podgórzu Bocheńskim (Kotlina Sandomierska) i jego otoczenia

Environmental values of the earthwork in Chełm in the Podgórze Bocheńskie Foothills (Sandomierz Basin, S Poland) and its neighbourhood

DONATA SUDER

Zakład Ekologii Roślin, Instytut Botaniki
Uniwersytet Jagielloński
31–501 Kraków, ul. M. Kopernika 27
e-mail: donata.suder@gmail.com

Słowa kluczowe: flora, grodzisko, relikt upraw, archeofit, Kotlina Sandomierska.

Badania florystyczne na grodzisku w Chełmie i w jego najbliższym otoczeniu prowadzone były w latach 2006–2008. Artykuł prezentuje listę 288 gatunków roślin naczyniowych stwierdzonych na tym obszarze wraz z analizą ich geograficzno-historycznego pochodzenia.

Podano również krótką charakterystykę archeologiczną grodziska oraz zbiorowisk roślinnych, z których rekrutują się gatunki zamieszczone w sporządzonym wykazie. Ponadto wyróżniono rośliny prawnie chronione i zagrożone w Polsce, a także relikty dawnych upraw. Wykazano potrzebę objęcia grodziska w Chełmie właściwą formą ochrony ze względu na jego wysoką wartość przyrodniczą i kulturową.

Wstęp

Grodzisko to miejsce, gdzie w przeszłości istniał gród, czyli warownia otoczona fortyfikacjami ziemnymi lub drewnianymi. Na obszarze Karpat stwierdzono ponad 50 grodzisk. Najwięcej grodów wzniesiono w dolinie Dunajca – tędy prowadził główny szlak osadniczy na obszar Karpat. Wiele dawnych warowni znajduje się także w dorzeczu Raby. Należy do nich m.in. grodzisko we wsi Chełm w powiecie bocheńskim (woj. małopolskie) – będące przedmiotem niniejszej pracy.

Stan poznania szaty roślinnej obiektów archeologicznych w Polsce jest jeszcze bardzo słaby. Dotychczas szczegółowych opracowań doczekały się głównie grodziska Wielkopolski (Celka 1999, 2000), a także kurhany i grodziska Płaskowyżu Proszowickiego (Cwener, Towpasz 2003; Cwener 2004; Towpasz, Kotańska 2005; Towpasz 2006) oraz Grodzisko koło Wiśniowej w Beskidzie Wyspowym (Siatka 2008; Bartoszek, Siatka 2008). W Karpatach stopień poznania flory grodzisk jest wyjątkowo niski. Również wybrane stanowisko w Chełmie nie było dotąd obiektem szczegółowych badań. Liczne daty florystyczne podał Wacław Bartoszek (npbl.) przy okazji badań o charakterze inwentaryzacyjnym (notowania na formularzach terenowych). Stanowiska

chronionych gatunków roślin naczyniowych w okolicach Chełma przedstawił Chełmecki (2006).

Walory przyrodnicze, kulturowe oraz krajobrazowe grodziska w Chełmie i jego najbliższego otoczenia zadecydowały o podjęciu badań florystycznych na tym obszarze.

Teren badań

Stanowisko archeologiczne zwane „Chełm" lub „Grodzisko" znajduje się około 30 km na wschód od centrum Krakowa (49°58´N, 20°19´E; kwadrat ATPOL EF72). Ślady wczesnośredniowiecznego grodu zachowały się na wzgórzu o wysokości 268 m n.p.m., położonym w zakolu Raby, w paśmie wzniesień na granicy Kotliny Sandomierskiej i Pogórza Karpackiego.

Istnieją rozbieżności w usytuowaniu tego obszaru w podziałach regionalnych. Kondracki (1994) omawiany teren zalicza do Podgórza Bocheńskiego, a Czeppe i German (1979) do Działów Niepołomicko-Bielczańskich. W obu ujęciach są to jednostki Kotliny Sandomierskiej. Natomiast Starkel (1988) włącza Chełm do Przedgórza Brzeskiego stanowiącego północną część Pogórza Wiśnickiego, wydzielonego w obrębie Pogórza Wielickiego.

Wschodnie i południowe zbocza wzgórza chełmskiego są strome. Stok północny tylko w szczytowej partii ma łagodny spadek, poniżej pionowo opada w dół do doliny Raby. Natomiast skłon zbocza zachodniego jest łagodny.

Charakterystyka historyczna grodziska

Najstarsze ślady pobytu człowieka na badanym terenie pochodzą z neolitu (Wałowy 1974). W epoce brązu i na początku epoki żelaza wzgórze zasiedlała ludność kultury łużyckiej. Początki istnienia grodziska „Chełm" datuje się na IX–X wiek (Cabalska 1970, Poleski 2004). Wczesne średniowiecze było okresem najsilniejszego rozwoju osadnictwa w Chełmie. Intensywna kolonizacja w tym rejonie mogła być spowodowana obecnością słonych źródeł i miejscowym wypływem solanki. Ponadto obiekt leży przy słynnej *Via Regia Antiqua* i w pobliżu znanego grodziska w Łapczycy. W czasach wczesnośredniowiecznych Chełm stanowił prężny punkt osadniczy z targiem i uprawnieniami celnymi. Później jego znaczenie osłabło (Jodłowski 1968).

Przypuszcza się, że gród posiadał potrójny system obwałowań o prostokątnym zarysie. Prawdopodobnie podgrodzie znajdowało się na łagodnym, zachodnim zboczu w zakolu Raby i łączyło się poprzez most z Targowiskiem – osadą położoną naprzeciwko wzgórza chełmskiego, po drugiej stronie rzeki (Wałowy 1974). Na stanowisku odkryto pojedyncze jamy i paleniska oraz bogaty materiał ceramiczny. Niestety, ze względu na postępującą destrukcję obiektu, odtworzenie przebiegu konstrukcji wałów nie jest możliwe. Fortyfikacje uległy zniszczeniu na skutek procesów stokowych i intensywnej gospodarki rolnej.

Za obecnością grodziska w tym miejscu przemawiają: naturalne walory obronne wzgórza, usytuowanie na ważnym w średniowieczu szlaku handlowym (Kraków–Węgry); odkryta ceramika wczesnośredniowieczna; stosunkowo stara metryka wsi Chełm i nazwa „Grodzisko" wymieniana w kronice położonego u podnóża wzgórza kościoła Bożogrobców z XII wieku oraz innych źródłach pisanych (Wałowy 1974).

Materiały i metody

Szczegółowe badania florystyczne prowadzone były podczas dwóch sezonów wegetacyjnych 2006–2007, a uzupełnione w 2008 roku. Teren badań obejmował grodzisko (zajmujące partie szczytowe wzniesienia) oraz jego najbliższe otoczenie (stoki i podnóże wzgórza), łącznie około 10 ha. Nomenklaturę gatunków w sporządzonej liście florystycznej podano za Mirkiem i in. (2002), a ich spis przedstawiono w porządku alfabetycznym. W wykazie uwzględniono przynależność gatunków do grup geograficzno-historycznych (Zając, Zając 1975; Zając 1979; Zając, Zając 1992; Zając i in. 1998; Celka 1999; Tokarska-Guzik 2005).

Klasyfikację roślin synantropijnych przyjęto za Kornasiem (1977). Stwierdzono również obecność reliktów upraw (Celka 1999; Celka 2005) oraz gatunków objętych w Polsce ochroną prawną (Rozporządzenie 2004). Na podstawie „czerwonej listy" (Zarzycki, Szeląg 2006) wyróżniono taksony zagrożone w skali kraju. Nazewnictwo jednostek fitosocjologicznych i przynależność syntaksonomiczną podano za Matuszkiewiczem (2008).

Zastosowane skróty i symbole:

Ap – apofit (gatunek rodzimy, synantropijny, trwale utrzymujący się na siedliskach silnie przekształconych), Ar – archeofit (antropofit, czyli gatunek obcego pochodzenia; przybyły przed rokiem 1492), Ag – agriofit (gatunek obcego pochodzenia, przybyły po roku 1492, tzw. kenofit; zadomowiony w zbiorowiskach naturalnych i półnaturalnych), Ep – epekofit (kenofit, zadomowiony wyłącznie w zbiorowiskach segetalnych i ruderalnych), Er – ergasjofigofit (kenofit, dziczejący przejściowo z uprawy, nie jest trwale zadomowiony); **r** – relikt upraw; ●● – ochrona ścisła, ● – ochrona częściowa; **V** – gatunek narażony, **R** – gatunek rzadki; G – gatunek występujący wyłącznie na grodzisku, tR – występujący wyłącznie na terasie Raby.

Wykaz gatunków

Acer platanoides, *A. pseudoplatanus*, *Achillea millefolium*, *Adoxa moschatellina*, *Aegopodium podagraria*, *Aethusa cynapium* (Ar), *Agrimonia eupatoria*, *Agrostis capillaris*, *Ajuga genevensis* (G), *A. reptans*, *Alliaria petiolata*, *Allium oleraceum* (G), *A. scorodoprasum* (Ar, G, **r**, **V**), *Alnus incana* (tR), *Alopecurus pratensis*, *Anagalis arvensis* (Ar), *Anchusa arvensis* (Ar, tR), *Anemone nemorosa*, *Anthoxanthum odoratum*, *Anthriscus sylvestris*, *Apera spica-venti* (Ar), *Arabidopsis thaliana*, *Arabis glabra*, *Arctium lappa*, *A. tomentosum*, *Arenaria serpyllifolia*, *Armoracia rusticana* (Ar), *Arrhenatherum elatius*, *Artemisia vulgaris* (Ap), *Astragalus cicer* (G), *A. glycyphyllos* (G), *Atriplex nitens* (Ar, tR), *A. patula*, *Avena fatua* (Ar), *Avenula pubescens* (G), *Ballota nigra* (Ar), *Bellis perennis*, *Betonica officinalis*, *Betula pendula*, *Brachypodium pinnatum* (G), *B. sylvaticum*, *Bromus carinatus* (Ag), *B. inermis* (G), *Calamagrostis epigejos*, *Calystegia sepium* (tR), *Campanula patula*, *C. persicifolia* (G), *C. rapunculoides*, *C. trachelium*, *Capsella bursa-pastoris* (Ar), *Cardamine hirsuta* (G), *C. pratensis*, *Carduus acanthoides* (Ar), *C. crispus*, *Carex hirta*, *C. spicata*, *Carpinus betulus*, *Centaurea cyanus* (Ar), *C. jacea*, *C. scabiosa*, *Cerastium arvense*, *C. glomeratum*, *C. holosteoides*, *Cerasus avium* (Ap), *Cerinthe minor*, *Chaenorhinum minus*, *Chaerophyllum aromaticum*, *Chamomilla recutita* (Ar, tR), *Ch. suaveolens* (Ep), *Chelidonium majus*, *Chenopodium album* s.l. (Ap), *Cichorium intybus* (Ar), *Cirsium arvense*, *C. rivulare*, *C. vulgare* (Ar), *Clinopodium vulgare*, *Consolida regalis* (Ar), *Convolvulus arvensis*, *Cornus sanguinea*, *Coronilla varia* (G), *Corydalis solida* (G), *Corylus avellana*, *Crataegus monogyna*, *Crepis biennis*, *Cruciata glabra*, *Cuscuta europaea* (tR), *Dactylis glomerata*, *Datura stramonium* (Ep), *Daucus carota*, *Diplotaxis muralis* (Ep, tR), *Dipsacus sylvestris*, *Dryopteris carthusiana*, *D. filix-mas*, *Echinocystis lobata* (Ag, tR), *Echium vulgare*, *Elymus caninus* (tR), *E. repens*, *Epilobium ciliatum* (Ag), *Equisetum arvense*, *E. telmateia* (●●), *Erigeron annuus* (Ag), *Erophila verna*, *Euonymus europaea*, *Eupatorium cannabinum*, *Euphorbia cyparissias*, *E. esula*, *E. helioscopia* (Ar, tR), *Falcaria vulgaris*, *Festuca gigantea*, *F. pratensis*, *F. rubra*, *Ficaria verna*, *Filipendula vulgaris*, *Fraxinus excelsior*, *Fumaria officinalis* (Ar), *Gagea lutea*, *G. minima* (**V**), *Galeobdolon luteum*, *Galeopsis pubescens*, *G. speciosa*, *Galium* ×*pomeranicum* (G), *G. aparine*, *G. mollugo*, *G. verum*, *Geranium columbinum*, *G. palustre*, *G. phaeum*, *G. pratense*, *G. pusillum* (Ar), *G. robertianum*, *Geum urbanum*, *Glechoma hederacea*, *Hedera helix* (G, ●), *Heracleum* cfr. *sosnowskyi* (Ag, G), *H. sphondylium*, *Holcus lanatus*, *Humulus lupulus*, *Hypericum perforatum* (G), *Impatiens glandulifera* (Ag), *I. noli-tangere*, *I. parviflora* (Ag), *Juglans regia* (Ag), *Knautia arvensis*, *Lactuca serriola* (Ar), *Lamium album* (Ar), *L. amplexicaule* (Ar, tR), *L. maculatum*, *L. purpureum*

(Ar), *Lapsana communis*, *Lathyrus pratensis*, *L. tuberosus* (Ar, G), *Lavatera thuringiaca* (Ar, G, **r**), *Leonurus cardiaca ssp. villosus* (Ar, G, **r**), *Leucanthemum vulgare*, *Lotus corniculatus*, *Lysimachia nummularia*, *Malus domestica* (Ag), *Malva alcea* (Ar, **r**), *Matricaria maritima ssp. inodora* (Ar), *Medicago falcata* (G), *M. lupulina*, *M. sativa* (Ag, G), *Melandrium album* (Ar), *Melilotus alba* (G), *M. officinalis* (G), *Mentha longifolia*, *Moehringia trinervia*, *Myosotis arvensis* (Ar), *M. sparsiflora*, *Myosoton aquaticum*, *Nepeta pannonica* (Ap, G, **R**), *Orobanche elatior* (G, **R**,●●), *Oxalis fontana* (Ep), *Padus avium*, *Papaver rhoeas* (Ar, G), *Parthenocissus inserta* (Ag, G), *Petasites hybridus*, *Phalaris arundinacea*, *Phleum pratense*, *Phragmites australis*, *Pimpinella major*, *Plantago lanceolata*, *P. major*, *P. media* (G), *Poa annua*, *P. nemoralis*, *P. pratensis*, *P. trivialis*, *Polygonatum multiflorum*, *Polygonum aviculare*, *Polystichum aculeatum* (●●), *Populus alba* (tR), *Potentilla reptans*, *Primula veris* (G,●), *Prunus domestica* (Ag), *P. spinosa*, *Pulmonaria mollis* (G), *P. obscura*, *Puccinellia distans* (Ap), *Quercus robur*, *Ranunculus acris*, *R. bulbosus* (G), *R. lanuginosus*, *R. polyanthemos* (G), *R. repens*, *Reseda lutea* (tR), *R. luteola* (Ep, **r**, tR), *Reynoutria japonica* (Ep, tR), *Rhamnus cathartica*, *Rorippa ×armoracioides*, *R. sylvestris*, *Rosa canina* (G), *R. rubiginosa*, *Rubus caesius*, *Rudbeckia hirta* (Er), *R. laciniata* (Ep), *Rumex acetosa*, *R. acetosella*, *R. crispus*, *R. obtusifolius*, *Salix alba* (tR), *S. caprea*, *S. fragilis* (tR), *S. purpurea* (tR), *S. triandra* (tR), *S. viminalis* (tR), *Salvia glutinosa* (G), *S. verticillata*, *Sambucus ebulus*, *S. nigra*, *Scrophularia nodosa*, *Sedum maximum* (G), *Senecio fluviatilis* (tR), *Silene vulgaris* (G), *Sinapis arvensis* (Ar), *Sisymbrium altissimum* (Ep, tR), *S. loeselii* (Ep, tR), *S. officinale* (Ar), *Solidago gigantea* (Ag), *Sonchus oleraceus* (Ar), *Spergula arvensis* (Ar), *Stachys germanica*, *S. palustris*, *S. sylvatica*, *Stellaria graminea*, *S. media*, *S. neglecta*, *S. nemorum* (tR), *Symphytum officinale*, *Tanacetum vulgare*, *Taraxacum officinale*, *Thlaspi arvense* (Ar), *Tilia cordata*, *Torilis japonica* (G), *Tragopogon orientalis* (G), *Trifolium arvense* (tR), *T. campestre*, *T. dubium*, *T. pratense*, *T. repens*, *Trisetum flavescens*, *Tussilago farfara*, *Ulmus laevis*, *U. minor*, *Urtica dioica*, *Valerianella dentata* (Ar), *Verbascum densiflorum*, *Veronica arvensis* (Ar), *V. chamaedrys*, *V. hederifolia*, *V. persica* (Ep), *V. polita* (Ar, G), *V. teucrium* (G), *Vicia angustifolia*, *V. cracca*, *V. dasycarpa* (Ep), *V. hirsuta* (Ar, G), *V. sepium*, *V. tetrasperma* (Ar, G), *V. villosa* (Ar), *Vinca minor* (Ap, G, **r**, ●), *Viola arvensis* (Ar), *V. collina*, *V. hirta* (G), *V. odorata* (Ag, **r**), *V. reichenbachiana*, *Vitis vinifera* (Ag, G), *Xanthium strumarium* (Ep, tR).

Zbiorowiska roślinne

Współcześnie kopuła szczytowa wzgórza chełmskiego stanowi punkt widokowy. Jest to teren otwarty, niezalesiony, w najwyższej partii wzniesienia regularnie koszony ze względów rekreacyjnych. Na słonecznych stokach południowo-zachodnich i zachodnich wykształciły się fragmenty muraw kserotermicznych (z klasy *Festuco-Brometea*) oraz świeżych łąk (związek *Arrhenatherion*) z udziałem roślin ciepłolubnych, takich jak: dziurawiec zwyczajny *Hypericum perforatum*, ślazówka turyngska *Lavatera thuringiaca* (ryc. 1), groszek bulwiasty *Lathyrus tuberosus*, lucerna sierpowata *Medicago falcata*, kocimiętka naga *Nepeta pannonica* (ryc. 2–3) czy pierwiosnek lekarski

Ryc. 1. Kwitnąca ślazówka turyngska na grodzisku w Chełmie (2.07.2009 r., fot. D. Suder)
Fig. 1. Flowering Lavatera thuringiaca *in an earthwork in Chełm (2 July 2009, photo by D. Suder)*

Ryc. 2–3. Kwitnąca kocimiętka naga na grodzisku w Chełmie (2.07.2009 r., fot. D. Suder)
Fig. 2–3. Flowering Nepeta pannonica *in an earthwork in Chełm (2 July 2009, photo by D. Suder)*

Primula veris. W murawach często spotykane są: czosnek wężowy *Allium scorodoprasum* (ryc. 4), czosnek zielonawy *A. oleraceum*, kłosownica pierzasta *Brachypodium pinnatum*, cieciorka pstra *Coronilla varia*, babka średnia *Plantago media* oraz lepnica rozdęta *Silene vulgaris*. Niestety, obserwuje się tu proces degradacji, którego przejawem jest wkraczanie drzew i krzewów oraz nitrofilnych bylin (np. trybuli leśnej *Anthriscus sylvestris*). Zachodni stok, u szczytu wzgórza, pokrywa płat roślinności z udziałem winorośli właściwej *Vitis vinifera* – stanowiącej prawdopodobnie pozostałość po średniowiecznej winnicy należącej do Bożogrobców.

Zarośla (z klasy *Rhamno-Prunetea*) zajmują zbocze południowe, otaczają kopułę szczytową. Roślinność krzewiasta występuje na miejscami stromych i wysokich miedzach, dawnych skarpach śródpolnych oraz na obwałowaniach grodziska. Zarośla wkraczają na pozbawione użytkowania murawy i łąki. Tego typu zbiorowiska tworzy tu głównie śliwa tarnina *Prunus spinosa*. Niewielki jest udział innych drzew i krzewów: wiśni ptasiej *Cerasus avium*, derenia świdwy *Cornus sanguinea*, leszczyny pospolitej *Corylus avellana*, głogu jednoszyjkowego *Crataegus monogyna*, trzmieliny zwyczajnej *Euonymus europaea*, czeremchy zwyczajnej *Padus avium*, szakłaka pospolitego *Rhamnus cathartica*, wiązu pospolitego *Ulmus minor* oraz gatunków z rodzaju róża *Rosa* i jeżyna *Rubus*. Na obrzeżach zarośli spotkać można rzadki gatunek – miodunkę miękkowłosą *Pulmonaria mollis*.

Na wschodnim i zachodnim stoku zbocza zarośla bezpośrednio sąsiadują z polami uprawnymi z roślinnością segetalną (z rzędu *Polygono-Chenopodietalia*). W sąsiedztwie pól na przydrożach i żwirowiskach nadrzecznych Raby wykształcają się płaty zbiorowisk ruderalnych roślin jednorocznych i dwuletnich (rząd *Sisymbrietalia*), gdzie występują m.in. łoboda błyszcząca *Atriplex nitens*, stulisz pannoński *Sisymbrium altissimum* i stulisz Loesela *S. loeselii*. Drugą fazę zarastania siedlisk ruderalnych stanowią zbiorowiska wysokich bylin i pnączy (klasa *Artemisietea vulgaris*). Można w nich spotkać, np. rezedę żółtą *Reseda lutea*, rezedę żółtawą *R. luteola* i rzepienia pospolitego *Xanthium strumarium*, które rosną także na kamieńcach i w pryzmach ziemi ze żwirem. Na brzegu rzeki Raby występują fragmentarycznie zachowane zbiorowiska łęgowe (ze związ-

ku *Salicion albae*) z dominującymi: olszą szarą *Alnus incana*, topolą białą *Populus alba* oraz wierzbami: białą *Salix alba*, kruchą *S. fragilis*, purpurową *S. purpurea*, trójpręcikową *S. triandra* i wiciową *S. viminalis*.

Na zachodnim stoku łąki i pola uprawne rozdziela pas zarośli nawiązujących do nitrofilnego i cienioznośnego zbiorowiska okrajkowego należącego do związku *Alliarion*. Występuje tu wiele gatunków krzewów, np. leszczyna pospolita, czeremcha zwyczajna, bez czarny *Sambucus nigra*, a w runie spotkać można liczne, kwitnące wiosną geofity: piżmaczka wiosennego *Adoxa moschatellina*, ziarnopłona wiosennego *Ficaria verna*, złoć małą *Gagea minima*, złoć żółtą *G. lutea*, kokoryczkę wielokwiatową *Polygonatum multiflorum*.

Na miedzach, okrajkach, brzegach zarośli i wśród polnych zadrzewień często spotyka się uprawiane drzewa owocowe: orzech włoski *Juglans regia*, jabłoń domową *Malus domestica* czy śliwę domową *Prunus domestica*.

Ryc. 4. Czosnek wężowy i kraśnik sześcioplamek na grodzisku w Chełmie (10.06.2007 r., fot. D. Suder)
Fig. 4. Allium scorodoprasum *and* Zygaena filipendulae *in an earthwork in Chełm (10 June 2007, photo by D. Suder)*

Dyskusja

Wysoka wartość przyrodnicza przejawia się w bogactwie gatunkowym terenu. Łącznie, na badanym obszarze stwierdzono 288 gatunków roślin. Jest to stosunkowo dużo, biorąc pod uwagę niewielką powierzchnię stanowiska. Rośliny synantropijne (77 gatunków, w tym 6 apofitów) stanowią blisko 27% całej flory grodziska. Wśród taksonów obcego pochodzenia wyraźnie dominują archeofity (43 gatunki), co można tłumaczyć pradawnym osadnictwem i towarzyszącymi mu uprawami w otoczeniu grodziska. Spośród kenofitów najczęstsze są agriofity (15 gatunków). Epekofity (12 gatunków) związane są głównie ze zbiorowiskami ruderalnymi, jakie wykształciły się w pobliżu rzeki Raby. Rudbekia dwubarwna *Rudbeckia hirta*, jedyny ergasjofigofit stwierdzony we florze grodziska, to gatunek dziczejący z uprawy ogrodowej.

Na wzgórzu chełmskim zanotowano wiele gatunków roślin prawdopodobnie użytkowanych już w przeszłości. Są wśród nich zioła lecznicze (np. serdecznik pospolity *Leonurus cardiaca*), rośliny przyprawowe (np. cykoria podróżnik *Cichorium intybus*, chmiel zwyczajny *Humulus lupulus*), barwierskie (np. rezeda żółtawa) oraz „magiczne" (np. bylica pospolita *Artemisia vulgaris*) (Celka 1999). Szczególnie interesującą grupą są relikty pradziejowych i średniowiecznych upraw, czyli rośliny związane głównie z miejscami, gdzie w przeszłości istniało osadnictwo. Występują we florze dzięki zarzuconej uprawie prowadzonej przed wiekami. Na badanym obszarze grupę reliktów upraw reprezentują: czosnek wężowy, ślazówka turyngska, serdecznik pospolity, ślaz zygmarek *Malva alcea*, rezeda żółtawa *Reseda luteola*, barwinek pospolity *Vinca minor* (ryc. 5) oraz fiołek wonny *Viola odorata*. Uważam, że kocimiętka naga, takson rzadki w Karpatach, a znany przede wszystkim z doliny Dunajca, również mogłaby należeć do grupy reliktów upraw. Jest to roślina miododajna,

Ryc. 5. Barwinek pospolity na grodzisku w Chełmie (17.05.2008 r., fot. D. Suder)
Fig. 5. Vinca minor in an earthwork in Chełm (17 May 2008, photo by D. Suder)

ze względu na swoje właściwości wykorzystywana przez człowieka i uprawiana od dawna. Wszystkie wymienione gatunki dawnych roślin użytkowanych związane są na „Chełmie" głównie z murawami i łąkami, obecnie silnie zarastającymi.

We florze grodziska stwierdzono gatunki podlegające ochronie częściowej (bluszcz pospolity *Hedera helix*, pierwiosnek lekarski, barwinek pospolity) oraz objęte ochroną ścisłą (skrzyp olbrzymi *Equisetum telmateia*, zaraza wielka *Orobanche elatior*, paprotnik kolczysty *Polystichum aculeatum*). Wśród roślin zanotowanych w Chełmie kilka należy do zagrożonych w skali kraju – dwa taksony rzadkie (kocimiętka naga i zaraza wielka) oraz dwa narażone na wyginięcie (czosnek wężowy, złoć mała) (Zarzycki, Szeląg 2006). Wprawdzie badany teren leży na progu Pogórza Karpackiego, jednak warto wspomnieć, iż dwa gatunki występujące na Chełmie zostały wpisane do *Czerwonej Księgi Karpat Polskich*. Są to: zagrożona wymarciem (kategoria EN) złoć mała (Piękoś-Mirkowa, Delimat 2008) oraz narażona na wyginięcie (VU) zaraza wielka (Bartoszek, Piwowarczyk 2008). Należy również dodać, że na zachodnim zboczu wzgórza chełmskiego rośnie dąb o potężnych rozmiarach (ponad 400 cm obwodu). Powinien zostać objęty ochroną jako pomnik przyrody. Badany obszar jest także miejscem występowania pięknych, kiedyś pospolitych, w ostatnich latach coraz rzadszych motyli dziennych – kraśnika sześcioplamka *Zygaena filipendulae* (ryc. 4) oraz pazia królowej *Papilio machaon*, który w wielu miejscach już niemal całkowicie wyginął.

Zalecenia ochronne

Grodzisko w Chełmie niewątpliwie stanowi swoistą wyspę siedliskową zwiększającą bioróżnorodność florystyczną w monotonnym krajobrazie rolniczym Podgórza Bocheńskiego. Niestety jego flora ubożeje. Zaniedbane łąki i murawy przekształcają się stopniowo w zarośla. Jest to z pewnością niepowetowana strata, gdyż właśnie zbiorowiska łąkowe i murawowe

są tutaj najbogatsze gatunkowo. Występują tu interesujące rośliny (chronione, zagrożone, relikty upraw) i rzadkie zwierzęta, dla których grodzisko stanowi ostoję oraz schronienie wśród pól i łąk. Wzgórze chełmskie powinno zostać objęte odpowiednią formą ochrony czynnej, np. w formie użytku ekologicznego, gdyż jest niebywale cennym obiektem, nie tylko ze względów archeologicznych, ale także przyrodniczych. Łąki i fragmenty muraw należy kosić, lecz niezbyt nisko, najlepiej dwa razy w roku. Pierwszy pokos mógłby odbywać się w czerwcu, a drugi we wrześniu. Siano powinno być zbierane.

PIŚMIENNICTWO

Bartoszek W., Piwowarczyk R. 2008. *Orobanche elatior*. W: Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H. (red.). Czerwona Księga Karpat Polskich. Rośliny naczyniowe. Inst. Bot. im. W. Szafera, PAN, Kraków: 316–318.

Bartoszek W., Siatka D. 2008. Interesująca flora na górze Grodzisko w Beskidzie Wyspowym (Karpaty Zachodnie). Chrońmy Przyr. Ojcz. 64 (4): 3–13.

Cabalska M. 1970. Wstępne badania wykopaliskowe na stanowisku w Chełmie, pow. Bochnia. Wiad. Archeol. 35 (3): 417–420.

Celka Z. 1999. Rośliny naczyniowe grodzisk Wielkopolski. Pr. Zakł. Takson. Roślin UAM w Poznaniu 9: 1–159.

Celka Z. 2000. Zróżnicowanie flory naczyniowej grodziska w Gieczu (pow. średzki). Studia Lednickie 6: 351–372.

Celka Z. 2005. Relikty dawnych upraw we współczesnej florze Polski. Bot. Guidebooks 28: 281–296.

Chełmecki Z. 2006. Stanowiska niektórych roślin chronionych na obszarze miasta i gminy Bochnia. Chrońmy Przyr. Ojcz. 62 (1): 73–77.

Cwener A. 2004. Rośliny naczyniowe kurhanów w dorzeczu dolnej Szreniawy i Nidzicy (Wyżyna Małopolska, południowa Polska). Fragm. Flor. Geobot. Pol. 11: 27–40.

Cwener A., Towpasz K. 2003. Kurhany jako ostoje różnorodności gatunkowej w rolniczym krajobrazie Płaskowyżu Proszowickiego. Chrońmy Przyr. Ojcz. 59 (6): 57–65.

Czeppe Z., German K. 1979. Regiony fizyczno-geograficzne. W: Klimaszewski M. (red.). Atlas miejskiego województwa krakowskiego. PAN, Kraków: 20.

Jodłowski A. 1968. Uwagi nad osadnictwem wczesnośredniowiecznym w dorzeczu Raby. Acta Archaeol. Carpath. 10: 63–97.

Kondracki J. 1994. Geografia Polski. Mezoregiony fizyczno-geograficzne. PWN, Warszawa: 228–271.

Kornaś J. 1977. Analiza flor synantropijnych. Wiad. Bot. 21 (2): 85–91.

Matuszkiewicz W. 2008. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. Wyd. Nauk. PWN, Warszawa.

Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H., Zając A., Zając M. 2002. Flowering plants and pteridophytes of Poland – a checklist. W: Mirek Z. (red.). Biodiversity of Poland 1. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków: 442.

Piękoś-Mirkowa H., Delimat A. 2008. *Gagea minima*. W: Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H. (red.). Czerwona Księga Karpat Polskich. Rośliny naczyniowe. Inst. Bot. im. W. Szafera, PAN, Kraków: 429–431.

Poleski J. 2004. Wczesnośredniowieczne grody w dorzeczu Dunajca. Inst. Archeol. UJ, Kraków: 382.

Rozporządzenie 2004. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 lipca 2004 roku w sprawie gatunków dziko występujących roślin objętych ochroną. Dz. U. Nr 168 (2004), poz. 1764.

Siatka D. 2008. Charakterystyka florystyczna stanowisk archeologicznych Chełm (Podgórze Bocheńskie) i Grodzisko (Beskid Wyspowy). Inst. Bot. UJ, Kraków (praca magisterska msc.).

Starkel L. 1988. Rzeźba. W: Warszyńska J. (red.). Województwo tarnowskie. Monografia. Wyd. PAN, Zakł. Narodowy im. Ossolińskich, Wrocław: 19–28.

Tokarska-Guzik B. 2005. The establishment and spread of alien plant species (kenophytes) in the flora of Poland. Pr. Nauk. Uniw. Śląskiego w Katowicach: 1–192.

Towpasz K. 2006. Różnorodność flory roślin naczyniowych kurhanów i grodzisk w krajobrazie rolniczym Płaskowyżu Proszowickiego. W: Wołoszyn W. (red.). Krajobraz kulturowy – cechy, walory, ochrona. Probl. Ekol. Krajobr. 18: 473–479.

Towpasz K., Kotańska M. 2005. Współczesna szata roślinna grodziska w Stradowie (Wyżyna Małopolska, południowa Polska). Bot. Guidebooks 28: 305–312.

Wałowy A. 1974. Wyniki badań przeprowadzonych na Grodzisku w Chełmie, pow. Bochnia. Mat. Archeol. 15: 41–54.

Zając A. 1979. Pochodzenie archeofitów występujących w Polsce. Rozpr. Habilit. UJ. 29: 1–213.

Zając A., Zając M., Tokarska-Guzik B. 1998. Kenophytes in the flora of Poland: list, status and origin. Phytocoenosis 10 (N.S.) Suppl. Cartogr. Geobot. 9: 107–116.

Zając E.U., Zając A. 1975. Lista archeofitów występujących w Polsce. Zesz. Nauk. UJ, Pr. Bot. 3: 1–16.

Zając M., Zając A. 1992. A tentative list of segetal and ruderal apophytes in Poland. Zesz. Nauk. UJ, Pr. Bot. 24: 7–23.

Zarzycki K., Szeląg Z. 2006. Czerwona lista roślin naczyniowych w Polsce. W: Mirek Z., Zarzycki K., Wojewoda W., Szeląg Z. (red.). Czerwona lista roślin i grzybów Polski. Wyd. 3. Inst. Bot. im. W. Szafera, PAN, Kraków: 9–20.

SUMMARY

Suder D. Environmental values of the earthwork in Chełm in the Podgórze Bocheńskie Foothills (Sandomierz Basin, S Poland) and its neighbourhood

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (5): 437–445, 2010

Chełm village is situated in the Raba river basin, near Bochnia (*ca* 30 km to E of Kraków; 49°58´N, 20°19´E; square EF 72 of the ATPOL grid). The earthwork, located at this station, dates back to the early Middle Ages (IX–X century AD). The paper presents a list of 288 vascular plant species found in 2006–2008 within the earthwork and its immediate neighbourhood (in total *ca* 10 ha). Native taxa dominate over antropophytes in the flora of the study area. Synanthropic flora of Chełm consists of 77 species (with 6 apophytes). Among alien species predominate archaeophytes (43 species), it is connected with a primeval colonization and ceased cultivations. A presence of interesting relicts of cultivations was ascertained. Among them e.g. *Allium scorodoprasum*, *Lavatera thuringiaca* (Fig. 1), *Leonurus cardiaca*, *Malva alcea*, *Reseda luteola*, *Vinca minor* and *Viola odorata* were distinguished. The earthwork is a refuge of biodiversity in a monotonous agricultural landscape of Małopolska Voivodeship. In this place occur some vulnerable, rare and protected species. It is important to protect the earthwork due to its natural and archaeological value.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 446–455, 2010

Awifauna lęgowa dąbrowy świetlistej *Potentillo albae-Quercetum* rezerwatu przyrody „Dziki Ostrów" na Kujawach

Breeding avifauna of oak forest *Potentillo albae-Quercetum* in "Dziki Ostrów" nature reserve

JACEK ZIELIŃSKI

Katedra Zoologii, Wydział Hodowli i Biologii Zwierząt
Uniwersytet Technologiczno-Przyrodniczy
85–225 Bydgoszcz, ul. ks. A. Kordeckiego 20
e-mail: zielarz@utp.edu.pl

Słowa kluczowe: awifauna lęgowa, zagęszczenie ptaków, dąbrowa świetlista.

W latach 2005–2006 przeprowadzono badania ilościowe awifauny lęgowej dąbrowy świetlistej na powierzchni liczącej 15,7 ha, położonej w rezerwacie przyrody „Dziki Ostrów" na Kujawach. W obu latach stwierdzono łącznie gniazdowanie 35 gatunków. Zagęszczenie awifauny lęgowej wynosiło 92,4 i 88,5 par/10 ha, a grupę dominantów tworzyły: szpak *Sturnus vulgaris*, zięba *Fringilla coelebs*, bogatka *Parus major* i modraszka *Cyanistes caeruleus*. Podobieństwo dominacji *Re* (%) ugrupowań lęgowych pomiędzy obydwoma latami było wysokie i wynosiło 91,8%. Spośród ekologicznych grup gniazdowych najliczniejsze były dziuplaki – 65,3%, trzykrotnie mniej liczne były ptaki budujące gniazda otwarte powyżej 1,5 m nad ziemią – 21,1%, a zakładające gniazda na ziemi oraz do wysokości 1,5 m nad nią stanowiły 13,7% ugrupowania lęgowego. Wykazano znaczne podobieństwo awifauny lęgowej dąbrowy świetlistej do ugrupowań ptaków grądów oraz drzewostanów z przewagą dębów. Badany zespół ptaków wyróżniał się bardzo wysokim udziałem dziuplaków oraz niskim zagęszczeniem gatunków budujących gniazda na ziemi i nisko nad nią.

Wstęp

Ugrupowania ptaków lęgowych grądów oraz lasów, z dominującymi w drzewostanie dębami *Quercus* sp. były w Polsce przedmiotem wielu badań ilościowych (np. Ranoszek 1969; Tomiałojć 1974; Tomiałojć, Profus 1977; Głowaciński 1975; Jermaczek 1991; Kosiński 1993; Rowiński i in. 1998; Topolski 2002; Ledwoń 2005; Wesołowski i in. 2006). Mimo to dotychczas nie przedstawiono charakterystyki zespołu ptaków lęgowych zasiedlającego dąbrowę świetlistą *Potentillo albae-Quercetum*. Ten typ zespołu leśnego był, co prawda, reprezentowany w dwóch pracach opisujących awifaunę lęgową, lecz stanowił jedynie niewyróżniony w wynikach fragment liczący 40% (Topolski 2002) oraz łącznie z grądem 60% (Rowiński i in. 1998) badanej powierzchni, na którą składały się także inne typy siedlisk.

Na skutek preferowania sosny w gospodarce leśnej w przeszłości, zaniechania wypasu bydła w lesie oraz ekspansji gatunków zacieniających runo, takich jak czeremcha amerykańska *Padus serotina*, dąbrowy świetliste stały się w Polsce fitocenozami zanikającymi, a zachowane fragmenty charakteryzuje znaczne rozproszenie oraz mała powierzchnia (Jakubowska-Gabara 2004; Mróz 2010). Z tego też powodu ten typ

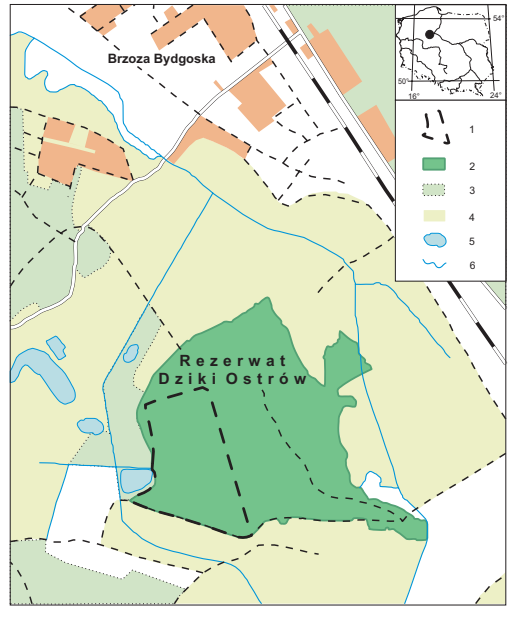
fitocenozy uznano za siedlisko priorytetowe w ramach tzw. Dyrektywy Siedliskowej programu Natura 2000 (Jakubowska-Gabara 2004).

Dość dobrze zachowany fragment dąbrowy świetlistej jest przedmiotem ochrony w położonym na Kujawach rezerwacie przyrody „Dziki Ostrów", którego awifauna nie została dotychczas rozpoznana. Celem niniejszych badań było określenie składu gatunkowego oraz zagęszczenia ptaków lęgowych dąbrowy świetlistej na powierzchni próbnej, wyznaczonej w rezerwacie przyrody „Dziki Ostrów". Dokonano również porównania ugrupowania lęgowego ptaków z wynikami otrzymanymi w Polsce w najbardziej zbliżonych siedliskowo grądach oraz lasach z dominacją dębu (acidofilna dąbrowa, lasy dębowo-bukowe).

Teren badań

Rezerwat przyrody „Dziki Ostrów" (53°0′53″N, 18°0′53″E) o powierzchni 74,68 ha jest położony w pobliżu miejscowości Brzoza, około 10 km na południe od Bydgoszczy (ryc. 1). Został on utworzony w 1977 roku w celu ochrony dąbrowy świetlistej z rzadkimi gatunkami roślin w runie. Badania przeprowadzono na liczącej 15,7 ha powierzchni próbnej, w najlepiej zachowanym fragmencie tego zespołu leśnego, posiadającym cechy zbiorowiska zbliżonego do naturalnego (ryc. 2). W 160-letnim drzewostanie najliczniej występował dąb bezszypułkowy *Quercus petraea*, w domieszce zaś rosła sosna zwyczajna *Pinus sylvestris*. Pozostałe gatunki drzew, takie jak: lipa drobnolistna *Tilia cordata*, grusza pospolita *Pyrus communis*, klon zwyczajny *Acer platanoides* i jabłoń zwyczajna *Malus sylvestris*, występowały bardzo nielicznie. Jedynie na blisko 1,8-hektarowym fragmencie powierzchni próbnej dominował, posadzony na siedlisku dąbrowy świetlistej, 95-letni drzewostan sosnowy. Fragment ten włączono do badań z konieczności, nie dało się bowiem wyznaczyć jednolitego, odpowiednio dużego obszaru obejmującego jedynie dąbrowę świetlistą. Rezerwat stanowi bowiem mozaikę dobrze zachowanych fragmentów tej fitocenozy i obszarów, na których wskutek prowadzonej w przeszłości gospodarki leśnej udział sosny w stosunku do dębów został sztucznie zwiększony.

Podszyt na powierzchni próbnej przeważnie był rzadki, tylko miejscami występowały większe skupiska krzewów. W warstwie tej dominowały jarząb pospolity *Sorbus aucuparia* i jałowiec pospolity *Juniperus communis*. Mniej licznie rosły tu czeremcha zwyczajna *Padus avium* i amerykańska (gatunek inwazyjny), a najrzadsze były: bez czarny *Sambucus nigra*, głóg jednoszyjkowy *Crataegus monogyna* oraz kruszyna pospolita *Frangula alnus*. Miejscami, przeważnie w większych lukach w drzewostanie, rosły skupiska podrostów dębu bezszypułkowego. Na całym badanym obszarze licznie występowały stojące i leżące martwe drzewa w różnych stadiach rozkładu. Runo było przeważnie dobrze rozwinięte i bogate w gatunki, wśród których rosły także rośli-



Ryc. 1. Lokalizacja rezerwatu „Dziki Ostrów" (2) oraz powierzchni próbnej (1) na tle najbliższej okolicy: 3 – las, 4 – łąka, 5 – zbiorniki wodne, 6 – cieki
Fig. 1. Location of the "Dziki Ostrów" nature reserve (2), the study plot (1) and adjacent areas: 3 – forest, 4 – meadow, 5 – water bodies, 6 – running waters

Ryc. 2. Fragment powierzchni próbnej w rezerwacie „Dziki Ostrów" (25.08.2004 r., fot. J. Zieliński)
Fig. 2. Fragment of the study plot in the "Dziki Ostrów" nature reserve (25 August 2004, photo by J. Zieliński)

ny chronione: kosaciec syberyjski *Iris sibirica*, gorysz siny *Peucedanum cervaria*, marzanka barwierska *Asperula tinctoria*, podkolan biały *Platanthera bifolia*, kruszczyk szerokolistny *Epipactis latifolia*, lilia złotogłów *Lilium martagon*. Dominowały jednak różne gatunki traw *Graminae*, orlica pospolita *Pteridium aquilinum*, konwalia majowa *Convallaria maialis*, a miejscami także borówka czarna *Vaccinium myrtillus* oraz przytulia *Galium* sp.

Prawie całą badaną powierzchnię charakteryzowały liczne wyniesienia przy deniwelacji 7–8 m. Od wschodu badany obszar sąsiadował z wchodzącą w skład rezerwatu 30-letnią drągowiną sosnową, od strony północnej i północno-wschodniej – z fragmentami dąbrowy świetlistej o podobnej strukturze wiekowej i gatunkowej drzewostanu jak na powierzchni próbnej, od południa – z podmokłą, ekstensywnie użytkowaną łąką, a od wschodu – z położonym w obniżeniu kilkudziesięcioletnim łęgiem olszowym oraz kilkuhektarowym silnie zarośniętym stawem powstałym po wyrobisku torfu.

Materiał i metody

W latach 2005–2006 przeprowadzono odpowiednio 10 (5, 12, 19, 29 kwietnia; 10, 18, 29 maja; 7, 15, 22 czerwca) i 9 (8, 15, 24 kwietnia; 3, 12, 21 maja; 2, 11, 22 czerwca) kontroli porannych oraz po jednej kontroli wieczornej (24 maja 2005 r. i 22 maja 2006 r.). Badania przeprowadzono stosując kombinowaną metodę kartograficzną (Tomiałojć 1980). Kontrole, trwające od 2,5 do 3 godzin, każdorazowo rozpoczynano o wschodzie słońca (3:40–6:20). Liczenia rozpoczynano na przemian z dwóch stron badanej powierzchni. Podczas każdej kontroli liczono wszystkie ptaki, przy czym starano się stwierdzić jak najwięcej równocześnie śpiewających samców danego gatunku. Po zakończeniu zasadniczej kontroli, dodatkowo w czasie 1–2 godzin, wyszukiwano gniazda niektórych gatunków. Na podstawie liczby znalezionych gniazd określono liczbę par lęgowych szpaka, grubodzioba *Coccothraustes coccothraustes* i dzięcioła czarnego *Dryocopus martius*. Znalezione gniazda były także pomocne przy określaniu liczby par

lęgowych dzięcioła dużego *Dendrocopos major* i dzięcioła średniego *D. medius*.

Zgodnie z propozycją Tomiałojcia (1970) awifaunę lęgową podzielono na trzy ekologiczne grupy gniazdowe: 1) ptaki gniazdujące na ziemi i do 1,5 m nad ziemią; 2) budujące gniazda otwarte powyżej 1,5 m nad ziemią oraz 3) dziuplaki.

Podobieństwo składów gatunkowych awifauny lęgowej określono za pomocą wskaźnika Sørensena (*QS*), a podobieństwo struktur dominacji obliczono przy zastosowaniu wskaźnika Renkonena (*Re*) według poniższych wzorów:

$$QS = \frac{2c}{a+b} \times 100\%$$

$$Re = \sum D_{min}$$

a – liczba gatunków w zespole a

b – liczba gatunków w zespole b

c – gatunki wspólne dla zespołów a i b

D_{min} – minimalna wartość dominacji (%) dla gatunków w dwóch porównywanych zespołach

W celu określenia składu gatunkowego awifauny lęgowej całego rezerwatu podczas obu sezonów badań dodatkowo penetrowano jego obszar poza powierzchnią próbną, uznając za lęgowe jedynie gatunki stwierdzone w danym miejscu przynajmniej podczas trzech kontroli.

Wyniki

W latach 2005 i 2006 na powierzchni próbnej stwierdzono gniazdowanie odpowiednio: 33 i 31 gatunków, a łącznie w obu sezonach 35 gatunków ptaków (tab. 1). Podczas badań stwierdzono także występowanie 17 gatunków nielęgowych, takich jak: bocian czarny *Ciconia nigra*, kobuz *Falco subbuteo*, siniak *Columba oenas*, turkawka *Streptopelia turtur*, krętogłów *Jynx torquilla*, strzyżyk *Troglodytes troglodytes*, słowik szary *Luscinia luscinia*, pleszka *Phoenicurus phoenicurus*, droździk *Turdus iliacus*, cierniówka *Sylvia communis*, gajówka *Sylvia borin*, zniczek *Regulus ignicapillus*, muchołówka żałobna *Ficedula hypoleuca*, sosnówka *Periparus ater*, szczygieł *Carduelis carduelis*, czyż *C. spinus* i krzyżodziób świerkowy *Loxia curvirostra*.

Łączne zagęszczenie całej lęgowej awifauny wynosiło w latach 2005 i 2006 odpowiednio: 92,4 i 88,5 par/10 ha. Grupa dominantów (D > 5%) skupiała średnio 57,4% całego ugrupowania lęgowego. W obu latach tworzyły ją te same gatunki: szpak, zięba, bogatka i modraszka (tab. 1).

Wskaźnik podobieństwa dominacji Renkonnena (%), ugrupowań lęgowych ptaków, pomiędzy obydwoma latami badań był wysoki i wynosił 91,8%.

Spośród ekologicznych grup gniazdowych najliczniejsze były dziuplaki, stanowiące łącznie 65,3% wszystkich lęgowych ptaków. Mniej liczne były ptaki budujące gniazda otwarte powyżej 1,5 m nad ziemią oraz budujące gniazda otwarte na ziemi i poniżej 1,5 m nad ziemią, stanowiące odpowiednio 21,1 i 13,7% składu ugrupowania lęgowego.

W części rezerwatu położonej poza powierzchnią próbną stwierdzono gniazdowanie kolejnych pięciu gatunków: siniaka, strzyżyka, pleszki, muchołówki żałobnej oraz sosnówki.

Dyskusja

Liczba 35 gatunków lęgowych stwierdzona na powierzchni próbnej kształtowała się na średnim poziomie w porównaniu z liczbą gatunków odnotowanych w podobnych typach siedlisk w Polsce, w których gniazdowało od 28 do 49 gatunków ptaków (tab. 2). Prawdopodobnie jedynie niewielki wpływ na bogactwo gatunkowe miała wielkość badanego obszaru. W całym, liczącym 74,6 ha rezerwacie stwierdzono bowiem dodatkowo gnieżdżenie się tylko pięciu gatunków. Znikomy wpływ wielkości powierzchni na bogactwo gatunkowe podkreślają też inni autorzy, którzy badali awifaunę podobnych typów lasu (Bogucki 1977; Jermaczek 1991; Rowiński i in. 1998).

Spośród stwierdzonych gatunków lęgowych ogromną większość stanowiły ptaki typowo leśne. Pomimo że powierzchnia próbna sąsiadowała z terenem otwartym, ptaki związane ze skrajem lasu reprezentowane były jedynie przez trzy gatunki: trznadla *Emberiza citrinella*, szpaka i dudka *Upupa epops* – unikających

Tab. 1. Liczba par, zagęszczenie (par/10 ha) oraz struktura dominacji (D%) awifauny lęgowej na powierzchni próbnej w rezerwacie przyrody „Dziki Ostrów" w latach 2005 i 2006
Tab. 1. Number of pairs, density (pairs/10 ha) and dominance structure (D%) of the breeding avifauna of the study plot in "Dziki Ostrów" reserve in 2005 and 2006

Gatunek *Species*	Liczba par lęgowych *Number of breeding pairs*		Zagęszczenie (par/10 ha) *Density* (pairs/10 ha)		Dominacja *Dominance D* (%)
	2005	2006	2005	2006	
Szpak *Sturnus vulgaris*	48	46	30,6	29,3	33,1
Zięba *Fringilla coelebs*	14	15	8,9	9,6	10,2
Bogatka *Parus major*	11	13	7,0	8,3	8,5
Modraszka *Cyanistes caeruleus*	8	8	5,1	5,1	5,6
Kapturka *Sylvia atricapilla*	5,5	4,5	3,5	2,9	3,5
Muchołówka szara *Muscicapa striata*	5	4	3,2	2,5	3,2
Pierwiosnek *Phylloscopus collybita*	5	3,5	3,2	2,2	3,0
Pełzacz ogrodowy *Certhia brachydactyla*	4	5	2,5	3,2	3,2
Grubodziób *Coccothraustes coccothraustes*	4	4	2,5	2,5	2,8
Świergotek drzewny *Anthus trivialis*	4	3	2,5	1,9	2,5
Kowalik *Sitta europaea*	4	3	2,5	1,9	2,5
Śpiewak *Turdus philomelos*	3	2,5	1,9	1,6	1,9
Rudzik *Erithacus rubecula*	3	2	1,9	1,3	1,8
Dzięcioł duży *Dendrocopos major*	3	3	1,9	1,9	2,1
Pełzacz leśny *Certhia familiaris*	3	3	1,9	1,9	2,1
Kos *Turdus merula*	2,5	2	1,6	1,3	1,6
Sójka *Garrulus glandarius*	2	2	1,3	1,3	1,4
Wilga *Oriolus oriolus*	2	3	1,3	1,9	1,8
Świstunka *Phylloscopus sibilatrix*	2	2	1,3	1,3	1,4
Dzięcioł średni *Dendrocopos medius*	2	1	1,3	0,6	1,1
Piecuszek *Phylloscopus trochilus*	1,5	0,5	1,0	0,3	0,7
Czarnogłówka *Poecile montanus*	1	2	0,6	1,3	1,1
Dzięcioł czarny *Dryocopus martius*	1	1	0,6	0,6	0,7
Dzięciołek *Dendrocopos minor*	1	1	0,6	0,6	0,7
Grzywacz *Columba palumbus*	1	1	0,6	0,6	0,7
Kukułka *Cuculus canorus*	1	1	0,6	0,6	0,7
Pokrzywnica *Prunella modularis*	1	0	0,6	0,0	0,4
Mysikrólik *Regulus regulus*	0,5	0	0,3	0,0	0,2
Trznadel *Emberiza citrinella*	1	0	0,6	0,0	0,4
Czubatka *Lophophanes cristatus*	1	0	0,6	0,0	0,4
Sikora uboga *Poecile palustris*	0	2	0,0	1,3	0,7
Raniuszek *Aegithalos caudatus*	0	1	0,0	0,6	0,4
Kruk *Corvus corax*	+	+	–	–	–
Dudek *Upupa epops*	+	+	–	–	–
Dzięcioł zielony *Picus viridis*	+	+	–	–	–
Suma/ *Total*	145	139	92,4	88,5	100

Tab. 2. Charakterystyka awifauny lęgowej grądów i lasów dębowych w Polsce oraz wskaźniki podobieństwa składów gatunkowych (*QS*) i struktur dominacji (*Re*) pomiędzy zespołem ptaków lęgowych na powierzchni próbnej w rezerwacie przyrody „Dziki Ostrów" a innymi ugrupowaniami w podobnych typach lasów
*Tab. 2. Characteristic of the breeding avifauna of oak-hornbeam and oak forests in Poland and similarity of species composition (*QS*) and dominance structure (*Re*) between bird communities in "Dziki Ostrów" reserve and other similar forests*

Symbol powierzchni *Symbol of area*	Autor *Author*	Typ siedliska i wiek drzewostanu (lata) *Forest type and age of tree stand* (years)	Powierzchnia (ha) *Area* (ha)	Liczba gatunków *Number of species*	Zagęszczenie (par/10 ha) *Density* (pairs/10 ha)	*Re* (%)	*QS* (%)
NP	niniejsza praca	dąbrowa świetlista (160)	15,7	35	90,4	–	–
G	Głowaciński 1975	grąd (95)	10,5	33	80,1	53,5	64,7
Gs	Głowaciński 1975	grąd (150)	25	36	90,7	58,4	64,8
W	Wesołowski i in. 2006	grąd (naturalny)	25,5	49	118,0	49,3	71,4
CM	Wesołowski i in. 2006	grąd (naturalny)	24	44	93,3	43,7	63,3
MS	Wesołowski i in. 2006	grąd (naturalny)	30	45	97,7	46,5	72,5
DK4	Kosiński 1993	acidofilna dąbrowa (145–155)	29,8	28	48,5	58,8	85,7
GRD	Jermaczek 1991	grąd (110–120)	30,7	30	84,2	70,2	73,8
LDB	Jermaczek 1991	las dębowo-bukowy (130–150)	20	27	78,0	73,0	74,2
SOB	Rowiński i in. 1998	grąd, dąbrowa świetlista (50–150)	55	39	99,6	73,2	75,7
LP	Tomiałojć 1974	grąd (85–100)	20	37	83,0	65,3	72,2
LNO	Tomiałojć 1974	grąd (160)	14,9	33	113,4	66,2	61,8
plot 3	Tomiałojć, Profus 1977	grąd (70–80)	20,6	44	128,5	62,4	68,4
plot 4	Tomiałojć, Profus 1977	grąd (130)	12	36	124,2	75,9	76,1
plot 5	Tomiałojć, Profus 1977	grąd (180)	17,1	42	138,5	67,7	67,5
SPA	Topolski 2002	grąd (100–230)	16	33	88,3	68,7	76,5
KON	Topolski 2002	grąd, dąbrowa świetlista (120 200)	16	33	75,5	57,6	73,5
LED	Ledwoń 2005	grąd (130)	27	36	74,8	67,2	78,7
RAN	Ranoszek 1969	grąd (70–100)	23,5	29	81,4	55,7	65,6
BOG	Bogucki 1977	grąd (około 300)	23	33	90,7	79,6	68,7
LON	Lontkowski 1989	grąd (90–150)	20	50	104,9	62,7	63,5

gniazdowania wewnątrz zwartych drzewostanów, odbywających jednak lęgi na ich obrzeżach (Dyrcz i in. 1991; Bednorz i in. 2000; Tomiałojć, Stawarczyk 2003). Niewielki udział tej grupy ptaków w składzie gatunkowym mógł wynikać z porównywalnego, skąpego udziału podszytu zarówno w strefie ekotonu, jak i w głębi powierzchni próbnej.

Średnie dla obu lat zagęszczenie awifauny lęgowej stwierdzone w niniejszych badaniach – 90,4 par/10 ha można uznać za przeciętne w porównaniu z wynikami otrzymanymi w podobnych typach lasu, gdzie stwierdzono od 48,5 do 138,5 par/10 ha (tab. 2). Także łączny udział dominantów, wynoszący 57,4% ugrupowania lęgowego, był zbliżony do wartości zanotowanych na porównywanych powierzchniach (najczęściej 57–65%; tab. 3).

Najliczniejszym gatunkiem lęgowym w niniejszych badaniach był szpak, którego zagęszczenie wyniosło 29,9 par/10 ha. Pomimo że ptak ten należał do dominantów także na 14 spośród 20 porównywanych powierzchni próbnych, tylko na nielicznych z nich

Tab. 3. Gatunki dominujące, oraz procentowy udział w strukturze dominacji wszystkich dominantów i trzech ekologicznych grup gniazdowych w grądach i lasach dębowych Polski
Tab. 3. Dominant species, percent of dominants and three ecological nesters group in oak-hornbeam and oak forests in Poland

Symbol powierzchni *Symbol of area*	Dominanty *Dominant species*		Ekologiczne grupy gniazdowe *Ecological nesters group*		
	Gatunki/ *Species*	%	A	B	C
NP	szpak, zięba, bogatka, modraszka	57,4	65,3	21,1	13,7
G	muchołówka białoszyja, zięba, modraszka, rudzik, bogatka, świstunka, świergotek drzewny	61,3	46,1	25,0	28,9
GS	muchołówka białoszyja, zięba, modraszka, szpak, rudzik, bogatka, kowalik,	64,2	52,4	21,9	25,7
W	zięba, muchołówka białoszyja, rudzik, swistunka, grubodziób, śpiewak, szpak	58,6	46,8	50,8	20,2
CM	zięba, muchołówka białoszyja, rudzik, grubodziób, śpiewak,	57,3	30,8	44,5	17,47
MS	zięba, muchołówka białoszyja, rudzik, grubodziób, świstunka, bogatka	58,6	36,6	42,9	17,7
DK4	zięba, bogatka, świstunka, rudzik, szpak, kowalik	70,1	43,9	29,9	26,2
GRD	zięba, szpak, modraszka, bogatka, rudzik	61,0	49,5	33,8	16,7
LDB	szpak, zięba, bogatka	61,3	51,3	35,0	10,7
SOB	szpak, zięba, muchołówka żałobna, bogatka, rudzik, świstunka	65,1	56,2	26,3	17,5
LP	szpak, zięba, świstunka, modraszka,	50,4	43,8	27,5	27,6
LNO	szpak, zięba, modraszka, bogatka	53,0	58,6	23,1	18,2
plot 3	zięba, szpak, kapturka, pierwiosnek, rudzik, bogatka	49,0	30,9	33,0	36,1
plot 4	zięba , bogatka, szpak, modraszka, kowalik	51,9	56,1	24,3	19,6
plot 5	zięba, szpak, kapturka, , bogatka, mazurek, kowalik, modraszka	57,9	50,5	24,8	24,7
SPA	szpak, zięba, bogatka, modraszka, muchołówka żałobna, rudzik,	62,8	56,3	26,5	16,9
KON	zięba, bogatka, świstunka, rudzik, modraszka, kapturka	53,3	39,2	28,1	32,6
LED	zięba, szpak, bogatka, rudzik, dzięcioł duży, kapturka, pierwiosnek, modraszka	59,4	45,4	38,8	15,9
RAN	modraszka, zięba, bogatka, świstunka, kowalik, mazurek, rudzik	61,0	57,1	20,4	22,5
BOG	szpak, zięba, bogatka	57,6	59,4	26,1	14,1
LON	szpak, kapturka, pierwiosnek	34,3	45,7	19,7	35,2

Objaśnienia: A – dziuplaki; B – gatunki budujące gniada otwarte powyżej 1,5 m nad ziemią; C – gatunki budujące gniazda otwarte na ziemi oraz do 1,5 m nad nią.
Explanations: A – hole nesters; B – species placed nests above 1,5 m over the ground; C – species placed nests on the ground and below 1,5 m over the ground.

stwierdzono podobnie wysokie zagęszczenie. Nieznacznie wyższe zagęszczenie stwierdził jedynie Bogucki (1977) w rezerwacie przyrody „Dębina" – 30,6 par/10 ha, a nieco niższe wartości stwierdzili Rowiński i inni (1998) w rezerwacie przyrody „Las im. Jana III Sobieskiego" – 26,9 par/10 ha oraz Tomiałojć (1974) w lasach nadodrzańskich koło Legnicy (LNO) – 25,5 par/10 ha, a także Tomiałojć i Profus (1977) w lesie dębowo-grabowym koło Wrocławia (plot 4) – 26,6 par/10 ha. Tak wysokie zagęszczenie szpaka stwierdzone w niniejszych badaniach wynikało prawdopodobnie ze specyficznego usytuowania rezerwatu przyrody „Dziki Ostrów", tworzącego wyspę lasu otoczoną terenami otwartymi, z którymi ptak ten jest troficznie związany (Kosiński 1993). Dodatkowo powierzchnia próbna reprezentowała najlepiej zachowany i najstarszy drzewostan całego rezerwatu, dzięki czemu występowała tu duża liczba dziupli dostępnych do zakładania gniazd.

Oprócz szpaka do dominantów, podobnie jak na niemal wszystkich porównywanych powierzchniach, należały zięba, modraszka i bogatka (tab. 3). Pierwszy z wymienionych gatunków zaliczany jest do dominantów we wszystkich typach lasów w Polsce (Tomiałojć, Stawarczyk 2003).

Wysokie w porównaniu z innymi podobnymi typami lasu było zagęszczenie pełzacza ogrodowego *Certhia brachydactyla* – 2,9 par/10 ha. Wyższą wartość tego parametru, wynoszącą 3,0–3,9 par/10 ha, stwierdził jedynie Bogucki (1977) w rezerwacie przyrody „Dębina", a podobnie wysoką – Jermaczek (1991) w lasach dębowo-bukowych Pojezierza Lubuskiego (LDB) – 2,5 par/10 ha. Na tak wysokie zagęszczenie pełzacza ogrodowego w niniejszych badaniach wpływ miała zapewne struktura drzewostanu, w której dominowały stare dęby z licznymi martwymi konarami, a także stosunkowo duża liczba martwych drzew. Dzięki temu występowały tu licznie potencjalne miejsca do zakładania gniazd (np. preferowane przez ten gatunek szczeliny pod korą lub w pniach; Cramp 1998).

Spośród analizowanych ekologicznych grup gniazdowych, podobnie jak prawie we wszystkich porównywanych lasach, najwyższy udział w strukturze dominacji miały dziuplaki (tab. 3). Wysokie zagęszczenie tej grupy ptaków stwierdzone w niniejszych badaniach mogło wynikać z dużej liczby potencjalnych miejsc do zakładania gniazd, co jest cechą charakterystyczną dla lasów naturalnych lub półnaturalnych (np. Wesołowski 1989, 2007; Sachslehner 1995). Wyróżniające tego typu lasy stary wiek drzewostanu oraz duża ilość martwego drewna charakteryzowały również powierzchnię próbną. W lasach o dużym stopniu naturalności na obfitość miejsc lęgowych dla dziuplaków składają się bowiem nie tylko dziuple wykute przez dzięcioły, lecz także inne, dogodne do zakładania gniazda kryjówki (Czeszczewik, Walankiewicz 2003; Wesołowski 2007). W tego typu środowiskach stwierdzono na przykład, że większość sikor (Wesołowski 2007) czy muchołówek szarych *Muscicapa striata* (Czeszczewik, Walankiewicz 2003) gniazdowała w innych miejscach niż dziuple wykute przez dzięcioły.

Rezerwat przyrody „Dziki Ostrów" wyróżniał się niskim udziałem w strukturze dominacji ptaków budujących gniazda na ziemi i nisko – do wysokości 1,5 m nad ziemią. Poza badanym przez Jermaczka (1991) lasem dębowo-bukowym (LDB), gdzie udział tej grupy ptaków wynosił jedynie 10,7%, na wszystkich innych porównywanych powierzchniach był on wyższy (tab. 3). Prawdopodobnie decydujące znaczenie miała tu specyfika dąbrowy świetlistej, którą cechuje ubogi podszyt (Jakubowska-Gabara 2004; Matuszkiewicz 2005). W konsekwencji, stosunkowo niewiele było potencjalnych miejsc do zakładania gniazd dla omawianej grupy ptaków. Dodatkowo, jak już wcześniej wspomniano, mało zwarty podszyt występował także w strefie ekotonu. Czynniki te zadecydowały prawdopodobnie o niskim zagęszczeniu populacji rudzika *Erithacus rubecula*, który w większości porównywanych zespołów ptaków należał do dominantów (tab. 3), natomiast w niniejszych badaniach tworzył jedynie 1,8% ugrupowania lęgowego.

Przeważnie wysokie podobieństwo awifauny badanej powierzchni do zespołów ptaków

lęgowych innych podobnych typów lasu najwyraźniej obrazują otrzymane wartości wskaźników Re i *QS*. Podobieństwo składu gatunkowego (*QS*) było wysokie, przyjmując we wszystkich przypadkach wartości powyżej 60% (tab. 2), co, według interpretacji Tomiałojcia (1970), świadczy o wyraźnym podobieństwie porównywanych grup ptaków. Z kolei podobieństwo struktur dominacji (Re) awifauny badanej powierzchni do innych porównywanych zespołów lęgowych w większości przypadków kształtowało się w przedziale od 50 do 70% (tab. 2), co również świadczy o dużym podobieństwie porównywanych zespołów (Tomiałojć 1970).

Podsumowanie

Niniejsze badania wykazały znaczne podobieństwo awifauny lęgowej dąbrowy świetlistej rezerwatu przyrody „Dziki Ostrów" do zespołów ptaków grądów oraz drzewostanów z przewagą dębów. Badany zespół ptaków wyróżniał się jednak niskim zagęszczeniem gatunków zaliczanych do grupy budujących gniazda na ziemi i do wysokości 1,5 m nad ziemią. Ogólna charakterystyka ptaków dąbrów świetlistych w Polsce z kilku powodów nie jest jednak możliwa. Jednym z nich jest nieco zniekształcony obraz awifauny w niniejszej pracy. Badany fragment lasu z konieczności stanowił bowiem jedynie 89% (a nie 100%) dobrze zachowanej dąbrowy świetlistej (zob. opis terenu). Dodatkowo zarówno powierzchnia próbna, jak i cały rezerwat (stanowiący wyspę lasu) podlegały „efektowi brzeżnemu", który może oddziaływać tak na bogactwo gatunkowe, jak i zagęszczenie ptaków (np. Gates, Gysel 1978; Strelke, Dickson 1980). Ponadto ogólna charakterystyka awifauny dąbrów świetlistych byłaby możliwa dopiero po zgromadzeniu odpowiednio dużej liczby danych z różnych obszarów. Tymczasem, jak już wspomniano, poza niniejszą pracą nie przeprowadzono dotąd cenzusów awifauny w tym siedlisku. W przyszłości należałoby zatem przeprowadzić badania w innych, dobrze zachowanych fragmentach tego typu lasów. W miarę możliwości należałoby także wyznaczać powierzchnie próbne wewnątrz większego płatu tego samego siedliska, tak aby do minimum ograniczyć „efekt brzeżny", co może być jednak trudne z uwagi na małe powierzchnie zachowanych w naszym kraju fragmentów dąbrów świetlistych (Jakubowska-Gabara 2004).

PIŚMIENNICTWO

Bednorz J., Kupczyk M., Kuźniak S., Winiecki A. 2000. Ptaki Wielkopolski. Monografia faunistyczna. Bogucki Wyd. Nauk., Poznań.

Bogucki Z. 1977. Ptaki rezerwatu Dębina pod Wągrowcem. Bad. Fizjogr. Pol. Zach. C 30: 169–183.

Cramp S. 1998. The Complete Birds of the Western Palearctic. Oxford University Press, Oxford.

Czeszczewik D., Walankiewicz W. 2003. Natural nest sites of the Pied Flycatcher *Ficedula hypoleuca* in a primeval forest. Ardea 91 (2): 221–230.

Dyrcz A., Grabiński W., Stawarczyk T., Witkowski J. 1991. Ptaki Śląska. Monografia faunistyczna. Uniwersytet Wrocławski, Wrocław.

Gates J.E., Gysel L.W. 1978. Avian nest dispersion and fledging success in field-forest ecotones. Ecology 59: 871–883.

Głowaciński Z. 1975. Ptaki puszczy Niepołomickiej (studium faunistyczno-ekologiczne). Acta zool. cracov. 20: 1–88.

Jakubowska-Gabara J. 2004. Świetlista dąbrowa *Potentillo albae-Quercetum* W: Herbich J. (red.). Lasy i Bory. Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Tom 5. Ministerstwo Środowiska, Warszawa: 29–31.

Jermaczek A. 1991. Ugrupowania ptaków lęgowych lasów liściastych Ziemi Lubuskiej. Prz. Przyr. 2 (2–3): 3–64.

Kosiński Z.1993. Ugrupowania ptaków lęgowych dąbrowy krotoszyńskiej na tle grądów Polski. Not. Orn. 34 (3–4): 333–345.

Ledwoń M. 2005. Awifauna lęgowa leśnego rezerwatu przyrody „Przeciszów". Chrońmy Przyr. Ojcz. 61 (5): 49–58.

Lontkowski J. 1989. Ptaki wróblowe (*Passeriformes*) północno-zachodniej części Wrocławia (z uwzględnieniem badań ilościowych metodą kartograficzną). Ptaki Śląska 7: 14–81.

Matuszkiewicz W. 2005. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. PWN, Warszawa.

Mróz W. (red.) 2010. Monitoring siedlisk przyrodniczych. Przewodnik metodyczny. Część 1. GIOŚ, Warszawa.

Ranoszek 1969. Ilościowe obserwacje ptaków w grądzie nadodrzańskim. Not. Orn. 10: 10–14.

Rowiński P., Nowakowski J.K., Kowalski M. 1998. Zespół ptaków lęgowych „Rezerwatu im. Króla Jana Sobieskiego" w Warszawie. Kulon 3 (1): 75–89.

Sachslehner L.M. 1995. Reviermerkmale und Brutplatzwahl in einer Naturhöhlen-Population des Halsbandschnäppers *Ficedula albicollis* im Wienerwald, Österreich. Vogelwelt 116: 245–254.

Strelke W.K., Dickson J.G. 1980. Effect of forest clear-cut edge on breeding birds in eastern Texas. J. Wildl. Manage. 44: 559–567.

Tomiałojć L. 1970. Badania ilościowe nad synantropijną awifauną Legnicy i jej okolic. Acta orn. 12: 293–392.

Tomiałojć L. 1974. Charakterystyka lęgowej i zimowej awifauny lasów okolic Legnicy (Dolny Śląsk). Acta orn. 14: 59–97.

Tomiałojć L. 1980. Kombinowana odmiana metody kartograficznej do liczenia ptaków lęgowych. Not. Orn. 21: 33–54.

Tomiałojć L., Profus P. 1977. Comparative analysis of breeding bird communities in two parks of Wrocław and in adjacent *Querco-carpinetum* forest. Acta orn. 16: 117–177.

Tomiałojć L., Stawarczyk T. 2003. Awifauna Polski. Rozmieszczenie, liczebność i zmiany. PTPP „pro Natura", Wrocław.

Topolski D. 2002. Awifauna lęgowa rezerwatów Spalskiego Parku Krajobrazowego. Kulon 7 (1–2): 3–23.

Wesołowski T. 1989. Nest-sites of hole-nesters in a primeval temperate forest (Białowieża National Park, Poland). Acta orn. 25: 321–351.

Wesołowski T. 2007. Lessons from long-term hole--nester studies in a primeval temperate forest. J. Orn. 48 (Suppl 2): 395–405.

Wesołowski T., Rowiński P., Mitrus C., Czeszczewik D. 2006. Breeding bird community of a primeval temperate forest (Białowieża National Park, Poland) at the beginning of the 21st century. Acta orn. 41: 55–70.

SUMMARY

Zieliński J. Breeding avifauna of oak forest *Potentillo albae-Quercetum* in "Dziki Ostrów" nature reserve

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 446–455, 2010

In 2005 and 2006 breeding bird community of the "Dziki Ostrów" nature reserve situated in Kujawy region was studied. The research was done in area 15.7 ha of 160 years old oak forest with use the mapping method. In the study plot 35 breeding species were recorded. The total density of the breeding community was 92.4 and 88.5 ($\bar{x}$ = 90.4) pairs/10 ha. In both years the dominants group made the same species: starling *Sturnus vulgaris*, chaffinch *Fringilla coelebs*, great tit *Parus major* and blue tit *Cyanistes caeruleus*. The most abundant in breeding community were hole nesters 65.3%, less numerous were birds breeding above 1.5 m over the ground – 21.1%, on the ground and below 1.5 m over the ground – 13.7%. This research show considerable similarity between *Potentillo albae-Quercetum* forest and other oak and oak-hornbeam forests especially in Sørensen and Renkonen indexes (Tab. 2), total density of the breeding pairs (Tab. 2) and dominant species (Tab. 3). The most different feature of the studied bird community was very high density of hole nesting birds and relatively low density of the birds breeding on the ground and below 1.5 m over the ground.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 456–463, 2010

Populacja lęgowa łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* w regionie świętokrzyskim

Breeding population of Whooper Swan *Cygnus cygnus* in Świętokrzyskie Region

KRZYSZTOF DUDZIK[1], ROBERT DOBOSZ[2], CEZARY NOWAK[3], PIOTR DĘBOWSKI[4]

[1]29–100 Włoszczowa, Wola Wiśniowa 99
e-mail: kdudzik1@tlen.pl

[2]29–100 Włoszczowa, ul. Wiejska 117
e-mail: roberto0999@interia.pl

[3]29–100 Włoszczowa, ul. Południowa 14
e-mail: cjn@o2.pl

[4]26–200 Końskie, Modliszewice, ul. Piotrkowska 86
e-mail: debowski_p@yahoo.com

*Autorzy są członkami Towarzystwa Badań i Ochrony Przyrody.

Słowa kluczowe: łabędź krzykliwy, region świętokrzyski, stanowiska lęgowe, lęg kazirodczy.

W latach 2005–2010 na obszarze województwa świętokrzyskiego wykryto trzy nowe stanowiska lęgowe łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus*. Zlokalizowano je w południowo-zachodniej części regionu: na stawach „Marianów" koło Secemina w dolinie Zwleczy oraz na stawach Kossów-Kwilina i Chycza w zlewni Białej Nidy. Potencjalne stanowisko lęgowe wykryto również na stawach Praga blisko wsi Koliszowy w dolinie Czarnej Koneckiej. W ciągu ostatnich sześciu lat w regionie świętokrzyskim gniazdowały łącznie cztery pary łabędzi krzykliwych. Wszystkie pary zasiedlały śródleśne, częściowo otoczone łąkami stawy rybne o powierzchni od 40 do 100 ha. Stwierdzone miejsca rozrodu tego gatunku należą do najbardziej wysuniętych na południe w Europie. Na omawianym obszarze stwierdzono w 2010 roku pierwszy lęg kazirodczy tego gatunku w Polsce (drugi przypadek w Europie Środkowej). Obu ptakom tworzącym ten związek w latach ich urodzin i miejscu wylęgu założono żółte obroże szyjne z numeracją. Samiec i samica pochodziły z dwóch lęgów tej samej pary, lecz z różnych lat – 2005 i 2006.

Inicjały autorów obserwacji użyte w tekście:
CN – C. Nowak, GK – G. Kaczorowski, KD – K. Dudzik, MA – M. Albrycht, MJ – M. Jantarski, MK – M. Kubicki, MR – M. Roll, MT – M. Tomczyk, OP – O. Pieńkos, PD – P. Dębowski, PG – P. Grzegorczyk, PS – P. Szczepaniak, RD – R. Dobosz, SC – S. Czyż, ZW – Z. Woźniak

Na stawach rybnych „Marianów" koło Secemina (gm. Secemin, pow. włoszczowski) 30 czerwca 2005 roku obserwowano pojedynczego, dorosłego łabędzia krzykliwego *Cygnus*

cygnus. Ptak po wylądowaniu na powierzchni wody szybko ukrył się w trzcinowisku. Podczas następnej kontroli 8 lipca 2005 roku ponownie stwierdzono dorosłego ptaka na dużym (pow. 16,4 ha lustra wody) i najbardziej zarośniętym roślinnością szuwarową stawie. Z informacji uzyskanej od rybaków wynikało, iż na początku czerwca obserwowano tu parę z sześcioma pisklętami, z których do pierwszej dekady lipca przeżyły tylko dwa młode. W latach poprzednich nie obserwowano tu tego gatunku, natomiast gniazdowały łabędzie nieme *Cygnus olor*. W dniu 30 lipca przeprowadzono akcję obrączkowania łabędzi krzykliwych (KD i inni). Schwytano dorosłą, pierzącą się samicę i założono jej żółtą obrożę szyjną z indywidualną numeracją 3R29. Samca nie udało się schwytać, natomiast młodych w tym czasie nie obserwowano. W tym samym dniu na stawie znaleziono gniazdo zlokalizowane w rozległym trzcinowisku od strony lasu. Przypominało ono platformę łabędzia niemego. Według informacji rybaków parę z jednym lotnym młodym obserwowano tu ponownie w końcu września oraz wielokrotnie od 10 października do 20 grudnia 2005 roku na pobliskich kompleksach stawów rybnych w dolinie Pilicy – Ciężkowiczkach, Okołowicach, Pukarzowie, Koniecpolu (GK, KD) i 12 listopada 2005 roku w Chyczy nad Białą Nidą (PS). Ptaki przebywały w jednogatunkowym stadzie, lecz przeważnie tworzyły odrębną grupę rodzinną (para z jednym młodym). Informacje te są precyzyjne dzięki oznakowaniu jednego z dorosłych osobników obrożą szyjną.

Lęg odbył się na dużym kompleksie stawów rybnych o powierzchni około 84 ha lustra wody, prawie w całości otoczonym lasem. Stawy te zlokalizowane są w dolinie rzeki Zwlecza – prawym dopływie Pilicy. Najbliższe zamieszkane zabudowania znajdują się w odległości około 2 km.

Wiosną, 13 kwietnia 2006 roku obserwowano tu tylko oznakowaną samicę z jednym młodym w 2. kalendarzowym roku życia; lęgu nie stwierdzono. Tę samą samicę obserwowano ponownie w okresie od 30 kwietnia do 12 czerwca 2007 roku. W tym sezonie na niewielkim stawie przy rybakówce gniazdowała para łabędzi niemych. Obecność terytorialnej pary łabędzi krzykliwych stwierdzono natomiast 11 maja i 6 czerwca 2008 roku, lecz gniazdowania nie odnotowano.

Kolejny lęg na tym stanowisku zaobserwowano dopiero w 2009 roku, kiedy to 11 czerwca odnotowano parę z trzema pisklętami (KD, OP). Matką potomstwa była samica 3R29 – oznakowana tu w 2005 roku. Płochliwość ptaków w trakcie wodzenia młodych była bardzo wysoka: ptaki ukrywały się w trzcinowisku, gdy tylko dostrzegły obserwatorów w odległości 150–200 m od nich. Wszystkie trzy pisklęta uzyskały samodzielność, bowiem tę samą rodzinę obserwowano od 25 października do 22 listopada 2009 roku na stawach w Pukarzowie (gm. Żytno) w dolinie Pilicy (GK). Wiosną 2010 roku ponownie obserwowano parę z trzema młodymi w 2. kalendarzowym roku życia, nie uzyskano jednak przesłanek sugerujących gniazdowanie.

Kolejne stanowisko lęgowe wykryto w 2009 roku w kompleksie stawów Kossów-Kwilina (gm. Radków, pow. włoszczowski) w dolinie Białej Nidy (Dudzik i in. 2010a). W kwietniu pojawiła się para, a ptaki nie wykazywały oznak zaniepokojenia i pozwalały się obserwować z odległości 50–70 m. Od 9 maja do 7 czerwca wielokrotnie widziano samca towarzyszącego wysiadującej samicy. W tym czasie zmieniło się ich zachowanie: obydwa ptaki po dostrzeżeniu przez obserwatorów stały się niezwykle płochliwe i oddalały się od gniazda w okalający stawy pas szuwarów trzcinowych. Parę z czterema niewielkimi pisklętami odnotowano tamże 14 czerwca (KD, OP, RD). Płochliwość rodziny podczas wodzenia młodych była znaczna. Dnia 25 lipca przeprowadzono akcję obrączkowania tych ptaków, lecz stwierdzono wtedy już tylko trzy pisklęta. Wszystkie z nich uzyskały lotność i w październiku przebywały w miejscu lęgu oraz na pobliskich stawach w Radkowie.

Wiadome było pochodzenie jednego z ptaków lęgowych. Osobnik ten został oznako-

wany żółtą obrożą szyjną 3R04 jako lęgowy samiec w 2004 roku w Bałkowie (Dudzik, Putowski 2005) oddalonym od kompleksu stawów Kossów-Kwilina o 5 km na północny zachód. Wyprowadzał on tam lęgi z oznakowaną w 2005 roku samicą 3R30 także w latach 2005 i 2006. W sezonie 2007 obserwowano opisywaną parę w tym miejscu regularnie, lecz gniazdowania nie udało się potwierdzić. Dnia 20 kwietnia 2008 roku znaleziono martwą samicę 3R30 w kompleksie stawów Radków, a samotny samiec przebywał tu jeszcze do 18 maja. Po raz kolejny był on obserwowany na tych stawach w grupie 3–13 łabędzi krzykliwych jesienią (28.09–23.11). W 2009 roku po raz pierwszy odnotowano go 11 kwietnia w Kossowie-Kwilinie, z nową partnerką. Zmienił on miejsce gniazdowania, bowiem w stawach, na których wcześniej wyprowadzał lęgi, nie było wody.

Nowy rewir pary obejmował około sześćdziesięciohektarowe stawy rybne w zlewni rzeki Białej Nidy. Użytkowane są one w sposób ekstensywny i posiadają szeroki pas trzcin. Gniazdo zlokalizowane było na około trzyhektarowym (150 × 200 m) stawie; było ono otoczone szuwarem trzcinowym. W poprzednich latach w tym miejscu gniazdowały łabędzie nieme. Gniazdo było zbudowane z ubitego błota i roślinności szuwarowej. Kompleks stawów od północy, zachodu i południa otoczony był kilkudziesięcioletnim borem sosnowym, a od wschodu łąkami. Najbliższa odległość od zabudowań wynosiła 400–500 m (wsie Kwilina i Kossów). W 2010 roku para gniazdowała w tym samym miejscu, wyprowadzając cztery pisklęta, które oznakowano 25 lipca i 8 sierpnia (ryc. 1).

Kolejne stanowisko lęgowe wykryto w kompleksie stawowym Chycza (gm. Radków, pow. włoszczowski). Od 22 marca do 27 kwietnia 2010 roku na około pięciohektarowym stawie obficie porośniętym szuwarem trzcinowym obserwowano parę łabędzi krzykliwych, zachowujących się agresywnie do pojawiających się tu innych gatunków łabędzi (KD, MA, MT). Od 15 maja obserwowano wysiadującą samicę i samca w jej pobliżu,

Ryc. 1. Para łabędzi krzykliwych z młodymi (Kwilina, 2.06.2010 r.; fot. K. Dudzik)
Fig. 1. Whooper Swan – pair with juveniles (Kwilina, 2 June 2010; photo by K. Dudzik)

Ryc. 2. Kazirodcza para łabędzi krzykliwych z młodymi. Z przodu samica z obrożą 3R73, z tyłu samiec (3R26) (kompleks stawowy Chycza, 11.07.2010 r.; fot. K. Dudzik)

Fig. 2. Incestous pair of Whooper Swans with youngs. In foreground female with ringe 3R73, in background male (3R26) (Chycza fish ponds, 11 July 2010; photo by K. Dudzik)

a 15 czerwca para wodziła trzy pisklęta w wieku 3–5 dni. Późniejsza kontrola (11.07) potwierdziła występowanie pary z dwoma pisklętami. Ptaki podczas obserwacji zachowywały się niezwykle czujnie, a obserwatora dopuszczały na odległość około 120 m. Dnia 8 sierpnia podczas akcji obrączkowania odnotowano już tylko jedno pisklę, które schwytano, zakładając mu obrączkę metalową. Od 3 października obserwowano już tylko parę dorosłych ptaków (bez młodego), przemieszczającą się po kompleksach stawów w Radkowie, Kossowie-Kwilinie i Chyczy.

W przypadku tego lęgu znane było pochodzenie obojga rodziców. Obydwa ptaki zostały oznakowane obrączkami metalowymi i otrzymały dodatkowo żółte obroże szyjne o numerach 3R26 i 3R73 (jako wyrośnięte pisklęta) w latach 2005 i 2006 na stawach rybnych koło Bałkowa. Są one oddalone od miejsca gniazdowania o 9,5 km na zachód. Rodzice tej pary również zostali zaobrączkowani i oznakowani żółtymi obrożami (3R04 i 3R30) w latach 2004 i 2005 na tym samym stanowisku. Oznakowanie tych dwóch osobników pozwoliło na udokumentowanie lęgu kazirodczego: ptaki będące potomstwem tej samej pary utworzyły parę i przystąpiły do gniazdowania. Jest to pierwszy udokumentowany przypadek lęgu kazirodczego łabędzia krzykliwego w Polsce (M. Wieloch, S. Czyż – inf. ustna; ryc. 2) oraz drugie stwierdzenie w Europie Środkowej (A. Degen – inf. npbl.). W kompleksie stawowym Chycza w 2010 roku oprócz łabędzi krzykliwych odnotowano także trzy pary łabędzia niemego wodzące pisklęta.

Para zbudowała gniazdo w około stuhektarowym kompleksie stawów rybnych w Chyczy, prawie w całości otoczonym lasem i obejmującym duże, zwarte łany trzcinowisk. Odległość do najbliższych zamieszkanych zabudowań wynosiła 500 m. Gniazdo zlokalizowane było na skraju trzcinowiska, w trudno dostępnej dla ludzi części stawu (pow. ok. 5 ha) sąsiadującego ze starym borem sosnowym. Obecność ludzi w tym kompleksie ograniczała się do wizyt pracowników gospodarstwa rybackiego 3–4 razy w tygodniu. Gospodarka rybna prowadzona jest tu w sposób ekstensywny.

Kolejne stanowisko omawianego gatunku wykryto wiosną 2009 roku na stawach rybnych Praga koło miejscowości Koliszowy (gm. Ruda Maleniecka, pow. konecki) w dolinie Czarnej Koneckiej. Już 29 marca obserwowano tu tokującą parę. Kolejne obserwacje w kwietniu i maju potwierdziły obecność pary (ZW, MJ, PG), lecz lęgu nie stwierdzono. Warto odnotować fakt, iż w tym kompleksie stawowym w poprzednich latach corocznie gniazdowały z sukcesem 1–2 pary łabędzia niemego. W 2009 roku tylko jedna para zbudowała gniazdo, lecz lęgu nie stwierdzono. Rok 2009 był pierwszym, w którym wiosną pojawiły się łabędzie krzykliwe w tej okolicy. Obydwa ptaki tej pary były nieoznakowane. Wiosną 2010 roku ponownie obserwowano tu tokującą parę (ZW), a 8 i 29 maja widziano jednego dorosłego osobnika (MK). Podejrzewa się, iż mogło dojść do lęgu, który zapewne uległ zniszczeniu z powodu spuszczenia wody ze stawu w połowie maja. W czerwcu 2010 widziano w tym kompleksie stawów tylko nielęgowe stado łabędzi niemych liczące 20–30 osobników (MK). Dotychczas znano stąd tylko dwa stwierdzenia łabędzia krzykliwego: 28 sierpnia i 3 września 1999 roku odnotowa-

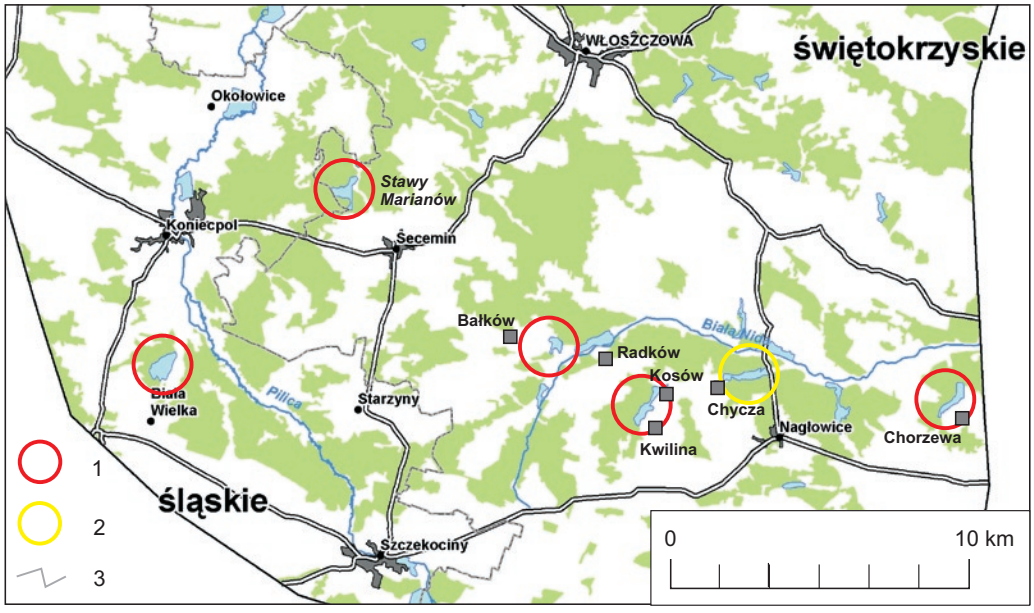
Ryc. 3. Samica łabędzia krzykliwego na gnieździe (kompleks stawowy Chorzewa, 15.05.2010 r.; fot. K. Dudzik)
Fig. 3. Female Whooper Swan on the nest (Chorzewa fish ponds, 15 May 2010; photo by K. Dudzik)

no jednego dorosłego osobnika na stawach w Rudzie Malenieckiej (Wilniewczyc 2005). Odległość kompleksu Praga od najbliższego stanowiska lęgowego tego gatunku w regionie (kompleks „Marianów" koło Secemina) wynosi w linii prostej 52 km.

W latach 2003–2010 gatunek ten corocznie gniazdował także na stawach w Chorzewie w dolinie Białej Nidy (Dudzik i in. 2010a, ryc. 3). Aktualne rozmieszczenie stanowisk lęgowych łabędzia krzykliwego w regionie świętokrzyskim przedstawia rycina 4.

Dyskusja

Łabędź krzykliwy jest gatunkiem o największym zasięgu geograficznym spośród wszystkich łabędzi z rodzaju *Cygnus* (Brazil 2003). W Polsce jako miejsca lęgów preferuje stawy rybne i doliny rzeczne ze starorzeczami (Sikora, Wieloch 2007). Stan liczebny populacji lęgowej w Europie Środkowej pod koniec XX wieku oszacowano na około 20–30 par z tendencją do dalszego wzrostu (Profus 1998). Większość tych par zasiedlała obszar Polski. Pierwszy lęg w Polsce odnotowano w 1973 roku nad Biebrzą koło Bud (Kawenczyński i in. 1976). Tomiałojć i Stawarczyk (2003) ocenili, iż na przełomie XX i XXI wieku w granicach kraju gniazdowało 15–18 par łabędzi krzykliwych. W latach 2003–2004 stan populacji zasiedlającej nasz kraj został oszacowany na co najmniej 25–30 par (Wieloch 2004), w 2008 roku na 51–57 par, a w 2009 roku już na 53–68 par lęgowych (dane z monitoringu populacji łabędzia krzykliwego realizowanego na zlecenie GIOŚ). Kolonizowanie obszaru Polski przez ten gatunek jest związane ze wzrostem liczebności i ekspansją terytorialną w wielu krajach Europy. Zjawisku temu sprzyja również wysoka przeżywalność ptaków na zimowiskach związana z ociepleniem klimatu i dostępem do pokarmu na polach uprawnych (np. z rzepakiem) i pastwiskach (Profus 1998). Na Łotwie gatunek ten zaczął gnieździć się w roku 1973, a obecnie populacja lęgowa liczy około 200–250 par (D. Boiko – inf. list.). W Estonii pierwszy lęg zarejestrowano w 1979 roku, a regularne lęgi stwierdzano dopiero od początku lat 90. XX wieku (Brazil



Ryc. 4. Rozmieszczenie stanowisk lęgowych łabędzia krzykliwego stwierdzonych w latach 2003–2010: 1 – udokumentowany lęg, 2 – lęg pary kazirodczej, 3 – granica województw
Fig. 4. Distribution of Whooper Swan breeding sites in 2003–2010: 1 – confirmed breeding, 2 – breeding site of the incest pair, 3 – boundary of voivodeships

2003). Obecnie populacja szacowana jest na 100–120 par (D. Boiko – inf. list.). Na Litwie pierwszy przypadek gniazdowania odnotowano w 1965 roku w delcie Niemna (Brazil 2003): aktualnie litewska populacja lęgowa szacowana jest na 80 par, z których większość gniazduje na stawach rybnych, ale nowe stanowiska wykrywane są także na jeziorach, zastoiskach powstałych w wyniku spiętrzenia wód przez bobry *Castor fiber*, starych wyrobiskach piasku oraz różnych terenach podmokłych (J. Morkunas – inf. list.). W Niemczech pierwszy lęg stwierdzono w 1990 roku, obecnie natomiast gniazduje tam około 20 par. Lęgowiska zlokalizowane są na wschodnich rubieżach kraju – Brandenburgii i Saksonii – oraz w północnym kraju związkowym – Szlezwiku-Holsztynie (A. Degen – inf. list.). Na Ukrainie dotychczas lęgów nie stwierdzono (I. Gorban – inf. list.). Poza izolowanym stanowiskiem lęgowym jednej pary na Węgrzech, gdzie łabędź krzykliwy gnieździ się od 2005 roku (P. Szinai – inf. list.), stanowiska lęgowe wykryte w województwie świętokrzyskim należą do najbardziej wysuniętych na południe w Europie.

Kilkakrotnie w Polsce spotykano pary mieszane łabędzia krzykliwego z łabędziem niemym, których lęgi kończyły się sukcesem. Tworzenie par mieszanych jest zapewne spowodowane niewielką liczbą zdolnych do rozrodu łabędzi krzykliwych, co zmniejsza możliwość znalezienia partnera i dochodzi do łączenia się w pary z liczniej występującym łabędziem niemym (Sikora, Wieloch 2007).

W Polsce południowej i centralnej stanowiska lęgowe łabędzia krzykliwego należą do rzadkości. Pierwsze lęgowisko wykryto na stawach Giętkowizna koło Parzymiechów (woj. śląskie) w końcu lat 90. XX wieku (Czyż, Woźniak 1998), następnie od 2002 roku łabędź krzykliwy gnieździł się na stawach w Prusicku (woj. łódzkie, pow. Pajęczno) (Komisja Faunistyczna 2003) i od 2004 roku koło Ożarowa w tym samym województwie (Włodarczyk i in. 2006).

Odtąd corocznie w tej części kraju wykrywane są kolejne stanowiska tego łabędzia.

Najbliższe, w stosunku do opisywanych w niniejszej publikacji lęgowisk, miejsce gniazdowania wykryto w 2010 roku na stawach Biała Wielka koło Lelowa w zlewni górnej Pilicy (woj. śląskie) (MR, GK, KD), gdzie odnotowano parę wodzącą 6, później już tylko 5 piskląt. To miejsce jest oddalone zaledwie o 13,5 km od kompleksu stawów „Marianów" koło Secemina – najbliższego stanowiska lęgowego po stronie województwa świętokrzyskiego. W regionie świętokrzyskim istnieje jeszcze wiele miejsc, które w kolejnych latach mogą zostać skolonizowane przez ten rzadki do niedawna gatunek. Dokładne prześledzenie dalszej ekspansji łabędzia krzykliwego na tym terenie jest bardzo interesujące, gdyż gatunek ten obecnie posiada tu południowy kraniec areału lęgowego. W pierwszej kolejności penetracjami terenowymi należy objąć wszelkiego rodzaju śródleśne zbiorniki wodne w warunkach województwa świętokrzyskiego są to w przeważającej części stawy rybne). Dotychczas właśnie takie miejsca gatunek ten wybierał jako miejsca gniazdowania. Łabędź krzykliwy jest jednym z kluczowych gatunków ptaków kwalifikujących Nieckę Włoszczowską jako ostoję ptaków o znaczeniu międzynarodowym w Polsce (Dudzik i in. 2010b).

Od 2004 roku na obszarze województwa świętokrzyskiego podejmowane są akcje obrączkowania łabędzi krzykliwych na stanowiskach lęgowych. Dotychczas zaobrączkowano tu 31 osobników (4 ptaki lęgowe i 27 piskląt). Większość z nich otrzymała również żółte obroże szyjne. W 2004 roku obrączkował Radosław Włodarczyk, w latach kolejnych Krzysztof Dudzik. Dodatkowo w 2010 roku oznakowano (KD, SC) pięć piskląt na stanowisku w Białej Wielkiej.

Uzyskano informacje o trzech ptakach oznakowanych jako pisklęta, a stwierdzonych następnie jako ptaki lęgowe. Samiec z obrożą 3R23 oznakowany jako pisklę w Chorzewie w 2005 roku, po raz pierwszy gnieździł się się w 2009 roku na tym samym stanowisku. Kolejny fakt gniazdowania, gdzie ponownie towarzyszył on wysiadującej samicy, odnotowano tu w sezonie 2010, jednakże w obu latach z niewiadomych przyczyn para nie wyprowadziła młodych. Osobniki z pary lęgowej z Chyczy zaobrączkowano jako pisklęta na odległym o 9,5 km na zachód stanowisku lęgowym w Bałkowie. Samiec został oznakowany w lipcu 2005 roku żółtą obrożą 3R26, natomiast samica w lipcu 2006 obrożą 3R73. Ustalono wiek, w jakim po raz pierwszy łabędzie krzykliwe przystąpiły do lęgu: w dwóch przypadkach były to osobniki w 5. kalendarzowym roku życia (samiec i samica), a w jednym ptak w 6. kalendarzowym roku (samiec).

PIŚMIENNICTWO

Brazil M. 2003. The Whooper Swan. T & AD Poyser, London.

Czyż S., Woźniak I. 1998. Stanowisko lęgowe łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* w okolicach Częstochowy. Chrońmy Przyr. Ojcz. 54 (2): 108–109.

Dudzik K., Bielak E., Maksalon L., Dobosz R. 2010. Awifauna stawów rybnych doliny Białej Nidy i terenów przyległych w latach 2002–2010. Chrońmy Przyr. Ojcz. 66 (4): 261–282.

Dudzik K., Wilniewczyc P., Maksalon L., Kaczorowski G., Święciak T., Kmiecik P., Grzegorczyk P. 2010. Niecka Włoszczowska. W: Wilk T., Jujka M., Krogulec J., Chylarecki P. (red.). Ostoje ptaków o znaczeniu międzynarodowym w Polsce. OTOP, Marki.

Dudzik K., Putowski P. 2005. Pierwsze przypadki gniazdowania łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* w Krainie Gór Świętokrzyskich. Kulon 10: 59–62.

Kawenczyński K., Koźniewski P., Luniak M. 1976. Lęg łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* (L.) na Bagnie Ławki. Prz. Zool. 20: 109–115.

Komisja Faunistyczna 2003. Rzadkie ptaki obserwowane w Polsce w roku 2002. Not. Orn. 44: 195–219.

Profus P. 1998. Liczebność i aktualny stan terytorialnej ekspansji lęgowej populacji łabędzia krzy-

kliwego *Cygnus cygnus* w Europie Środkowej. Chrońmy Przyr. Ojcz. 54 (3): 7–22.

Sikora A., Wieloch M. 2007. Łabędź krzykliwy *Cygnus cygnus*. W: Sikora A., Rohde Z., Gromadzki M., Neubauer G., Chylarecki P. (red.). Atlas rozmieszczenia ptaków lęgowych Polski 1985–2004. Bogucki Wyd. Nauk., Poznań: 52–53.

Tomiałojć L., Stawarczyk T. 2003. Awifauna Polski. Rozmieszczenie, liczebność i zmiany. PTPP „pro Natura", Wrocław.

Wieloch M. 2004. *Cygnus cygnus* (L., 1758) – łabędź krzykliwy. W: Gromadzki M. (red.). Ptaki (cz. I). Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Tom 7. Ministerstwo Środowiska, Warszawa: 100–105.

Wilniewczyc P. 2005. Łabędź krzykliwy *Cygnus cygnus* (L., 1758). W: Chmielewski S., Fijewski Z., Nawrocki P., Polak M., Sułek J., Tabor J., Wilniewczyc P. Ptaki Krainy Gór Świętokrzyskich. Monografia faunistyczna. Bogucki Wyd. Nauk., Kielce–Poznań: 94–96.

Włodarczyk R., Gwałt P., Janiszewski T., Czyż S. 2006. Kolejny lęg łabędzia krzykliwego *Cygnus cygnus* w województwie łódzkim. Przyr. Pol. Środk. 9: 31–32.

SUMMARY

Dudzik K., Dobosz R., Nowak C., Dębowski P. Breeding population of Whooper Swan *Cygnus cygnus* in Świętokrzyskie Region

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 456–463, 2010

In 2005–2010 three new breeding sites of Whooper Swan *Cygnus cygnus* were discovered in Świętokrzyskie voivodeship. All were placed in the south-western part of the region on the fish ponds in Marianów in Zwlecza valley near Secemin, Kossów-Kwilina and Chycza in Biała Nida catchment area. A potential breeding site was also discovered on Praga fish ponds near Koliszowy in Czarna Konecka valley. Altogether four pairs of Whooper Swan were breeding in Świętokrzyskie region in 2005–2010. All chose complexes of fish ponds, the size of which ranged from 40 to 100 hectares, surrounded with forests and meadows. The Świętokrzyskie breeding sites are among the most southward in Europe. This is also the first place in Poland (second in Central Europe) that a case of incest brood in Whooper Swan population was documented. The breeding pair from Chycza fish ponds was ringed and received yellow neck collars with individual numbers in 2005 (male) and 2006 (female) as immature siblings in Bałków fish ponds, 9.5 km west from the breeding site in Chycza. Their parents were ringed and tagged with neck collars in 2004 and 2005.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 464–472, 2010

Kto pierwszy ten lepszy, czyli o modelach rozmieszczania się zwierząt w przestrzeni

The earlier the better, or on the models of animal spatial distribution

TADEUSZ ZAJĄC

Instytut Ochrony Przyrody PAN
31–120 Kraków, al. A. Mickiewicza 33
e-mail: tzajac@iop.krakow.pl

Słowa kluczowe: populacja, osiedlanie się, jakość siedliska, oddziaływanie na środowisko.

W teorii ekologii istnieje kilka bardzo ważnych modeli opisujących zasady osiedlania się organizmów. Poniżej przedstawiono najważniejsze z nich wskazując na występujący we wszystkich wspólny element: lepsze siedliska są zawsze zajmowane przez osobniki wcześniej niż siedliska gorsze. Wskazuje to na prosty mechanizm oceny jakości siedlisk – powinny one być oceniane na podstawie kolejności zasiedlania.

Każdy organizm ma pewne wymagania w stosunku do środowiska. Mianowicie, musi mu ono zapewnić wystarczającą ilość zasobów do przeżycia i skutecznego wydania potomstwa. Dlatego między organizmami trwa ciągła rywalizacja o zasoby, a tych, którym się w tej rywalizacji nie powiodło, nie można już obecnie spotkać, bowiem nie zostawili po sobie żadnego potomstwa.

Rywalizacja o zasoby może mieć dwie podstawowe formy. W pierwszej wyobraźmy sobie duży staw rybny i setki kormoranów siedzących na nadbrzeżnych topolach. Wszystkie kormorany przyleciały tutaj, bowiem na równych prawach mają nieograniczony dostęp do ryb, wpuszczonych tutaj nieopatrznie przez właściciela. Kormorany w zasadzie nie mogą jakoś bezpośrednio konkurować z sobą – kto szybciej ryby łapie, szybciej pływa, potrafi utrzymać większą rybę, ten zje więcej. Każdy z nich ma potencjalnie równy dostęp do zasobów ryb, różnią się między sobą tylko efektywnością ich pozyskania. Zasoby ryb są cały czas wzajemnie uszczuplane, bowiem wszyscy korzystają z jednej wspólnej puli. Inaczej jest na niedalekim od Krakowa lotnisku w Balicach, z ogromnymi połaciami trawników, bogatych w gryzonie, gdzie jedna, góra dwie pary myszołowów mogą objąć całe to bogactwo tylko dla siebie, zagwarantują je sobie i, oczywiście, inne myszołowy, potencjalni użytkownicy tego zasobu, nie mają już na te zasoby wpływu. Powoduje to jednak konflikt – myszołowy muszą walczyć ze wszystkimi innymi myszołowami, które będą chciały żerować na łąkach otaczających lotnisko.

Jeżeli pierwszy rodzaj konkurencji odnieść szerzej do roślin i zwierząt, to można zauważyć, jak bardzo jest on rozpowszechniony – dżdżownice ryjące w glebie, małże filtrujące glony z wody, ślimaki zjadające gnijące szczątki roślin, gąsienice piędzika przedzimka objadające młode liście dębu, dziki buchtujące w glebie –

– wszystkie te organizmy konkurują z sobą, kto szybciej i lepiej zje. Angielski biolog Nicholson (1954) określił tę rywalizację jako konkurencję przez rozchwytywanie (ang. *scramble competition*). Drugi rodzaj konkurencji, w którym każdy zabiera porcję zasobów na wyłączność, rezerwuje sobie jakieś zasoby tylko dla siebie, dochodzi do sytuacji konfliktowych, według nomenklatury Nicholsona (1954) to konkurencja przez zatarg (ang. *contest competition*). Tutaj mamy całą gamę organizmów potrafiących dominować: para osobników dominujących w watasze wilków rezerwująca sobie priorytetowy dostęp do upolowanej zdobyczy, kapitalny byk izolujący swoją chmarę łań od innych byków czy jako klasyczny przykład – terytorialne ptaki, które wyłączają pewną przestrzeń tylko dla siebie i swojego potomstwa.

By się przekonać, na czym polega konkurencja przez rozchwytywanie i przez zatarg wystarczy rzucić kawałek chleba kaczkom w zimie. Jeżeli ten sam kawałek chleba rzucimy pokrojony w drobną kosteczkę, kaczki wyjedzą go w spokoju, jeżeli rzucimy im jeden kawałek w całości – rozgorzeje gwałtowna bitwa, bowiem każda z kaczek będzie chciała przejąć cały kawałek tylko dla siebie.

Wyobraźmy sobie teraz osobnika, który pragnie gdzieś się osiedlić, mniej lub bardziej na stałe, i musi podjąć decyzję, gdzie zostać, by eksploatować środowisko na potrzeby swojego przeżycia i wydania potomstwa. Nie bardzo wiemy jak wygląda sam proces osiedlania się organizmów, jakie rządzą nim reguły, bardzo trudno się ten okres w życiu osobnika bada. A jest to zagadnienie niezmiernie ważne z punktu widzenia ochrony przyrody, bowiem coraz częściej decyzja o osiedlaniu się przedstawicieli tych najciekawszych gatunków jest w wielu miejscach Polski negatywna, a my nie wiemy dlaczego. Ponadto jest mnóstwo przybyszów z obcych krajów, bardzo niepożądanych, którym ewidentnie się w Polsce podoba; a powodują niepowetowane szkody w naszej przyrodzie. Nasza ojczyzna rozwija się niezwykle dynamicznie, ale jest to proces dla przyrody dość niebezpieczny. Wiele decyzji dotyczących zagospodarowania przestrzeni musi być podejmowanych niemal natychmiast, podczas gdy mają one ogromny wpływ na funkcjonowanie chronionych gatunków i siedlisk. Aby nie popełniać błędów rzutujących przecież na setki lat (np. budowa autostrady), trzeba obowiązkowo znać zasady rządzące rozmieszczaniem się zwierząt w przestrzeni.

De facto podstawowy mechanizm został zaproponowany już w latach 50. przez dwóch niderlandzkich badaczy H.N. Kluyvera i L. Tinbergena (1953). Zajmowali się oni liczebnością sikor w różnych rodzajach lasów. Wykazali, że las mieszany, niewątpliwie bogatszy w pokarm i miejsca gniazdowe, charakteryzuje się liczną i bardzo stabilną populacją sikor, niezależnie od liczebności całkowitej ich populacji. Natomiast w lesie sosnowym populacja sikor była zawsze mniej liczna i podlegała większym rocznym zmianom liczebności. Ten dość skromny jak na dzisiejsze standardy materiał Kluyver i Tinbergen zinterpretowali następująco:

> Ptaki osiedlające się wcześnie wybierają miejsce w lesie mieszanym. W miarę jego wypełniania się, staje się on mniej atrakcyjny dla innych osobników. W tych okolicznościach, te ostatnie będą preferowały siedlisko, które jako takie jest mniej atrakcyjne, ale nie ma w nim zagęszczonej populacji.

Wyobrażali oni sobie zatem siedlisko jako ciasny pokój, do którego wszyscy chcą się dostać. Ci, którym się nie uda, zostają w sieni. Ten prosty mechanizm został określony jako **mechanizm buforowy**. Został on opisany w dojrzałej wersji przez Browna (1969), który przejrzał przy tej okazji chyba wszystkie ówczesne publikacje dotyczące rozmieszczania się ptaków w siedliskach. Brown uzależnił rozmieszczenie osobników między siedliskami od trzech krytycznych poziomów zagęszczenia:

- na poziomie pierwszym, osobniki osiedlają się, rozmieszczając się swobodnie w najlepszym siedlisku.
- na poziomie drugim, najlepsze siedlisko jest wypełnione, cała dostępna przestrzeń zajęta przez osiadłe osobniki, zatem nowi

przybysze muszą osiedlać się w innym, gorszym siedlisku.

- na poziomie trzecim wszystkie siedliska, w których osobniki mogą się rozmnażać, są już zajęte i nowe osobniki pojawiające się w danej okolicy nie mogą nigdzie osiąść i przystąpić do rozrodu. W tych okolicznościach jedyne, co im zostaje, to „luzacki" tryb życia (ang. *floater*), bez przywiązania do konkretnego miejsca, z niewielkim prawdopodobieństwem, że na skutek drapieżnictwa, chorób lub jakichkolwiek innych przyczyn jakieś miejsce w końcu się zwolni.

Warto zauważyć, że model bufora populacyjnego nic nie mówi o szczegółach. Właściwie można by wyobrazić sobie, że siedlisko jest jednorodne i osobniki zasiedlające je dzielą je równomiernie między siebie, a te, dla których nie starczyło, muszą iść do innego, gorszego. W takiej sytuacji, zachowania terytorialne osobników, w rodzaju śpiewu samców u ptaków, można było interpretować tylko jako rodzaj komunikatu umożliwiającego ocenę zagęszczenia w danej okolicy i bezkonfliktowe rozmieszczenie się samców w terenie. Taki był wydźwięk jednej z fundamentalnych prac ekologii – opublikowanego przez Davida Lacka dzieła *The Natural Regulation of Animal Numbers* (1954).

W tym miejscu pragnę zbuntować studentów i doktorantów biologii czy ochrony środowiska wykonujących nieciekawe prace magisterskie lub doktoraty, podając przykład Steva Fretwella. Jako młody badacz wykonywał on niezbyt pasjonujące go badania nad budową mózgu dżdżownic, z upodobaniem oddając się obserwowaniu ptaków. Było oczywiste, że przeczytał dzieło Lacka (1954), jednego z najznamienitszych ornitologów, jednak zirytowało go ono. Nie mógł się zgodzić z tezą, że terytorializm to tylko mechanizm rozmieszczający osobniki w przestrzeni (Fretwell 1991). Młody Steve uważał, że terytorilizm ma ogromny wpływ na wybór siedliska przez osiedlające się osobniki. Podczas swoich wypadów „na ptaki" obserwował i szukał gniazd spizeli polnej *Spizella pusilla* i znalazł sposób, aby wykazać błąd w podejściu Lacka. Uznał, że gdyby porównać sukces gniazdowy osobników gnieżdżących się w różnych siedliskach, to przy utrzymaniu podstawowych założeń teorii ewolucji mógłby wykazać, że część par lęgowych została zmuszona do osiedlenia się w ubogich siedliskach przez zachowania terytorialne samców zajmujących siedlisko najlepsze. Pierwszy krok, jaki podjął w oczekiwaniu na należną mu sławę, był dość rozsądny – spisał swoje przemyślenia i wysłał to opracowanie do swojego mentora Roberta Hainesa. Odpowiedź go zdruzgotała – Haines odpisał, że nic nie może zrozumieć z tych jego wynurzeń.

W tym samym czasie w Karolinie Północnej uruchomiono program naukowy, który zakładał popularyzowanie budowania modeli matematycznych jako lekarstwa na – jak to określano – *fuzzy thinking* – brak przejrzystego, ścisłego rozumowania w nauce. W przedsięwzięcie, na nieszczęście dla jednego z prowadzących program, włączono Fretwella. Henry Lucas był od tej pory podczas wielu bezowocnych popołudni dręczony wynurzeniami młodego ornitologa. Lucas, prawdopodobnie czując, że jednak coś w tym jest, nakazał Fretwellowi, by zapisał to wszystko, ale… w algebrze. Nierozumiany i zdesperowany Fretwell siadł do matematyki i zapisał wszystko w postaci wykresów i algebraicznych modeli, które przyniosły mu poczesne miejsce w ekologii jako współautorowi jednego z najpopularniejszych modeli wszech czasów – **idealnego swobodnego rozmieszczenia** (ang. *Ideal Free Distribution model* – IFD) i jego odmiany **idealnego despotycznego rozmieszczenia** (ang. *Ideal Despotic Distribution model* – IDD; Fretwell, Lucas 1969[1]). Badania nad dżdżownicami porzucił, ku zadowoleniu zapewne obu stron.

W swoim modelu Fretwell i Lucas założyli, że świat jest na swój sposób idealny. Siedlisko gatunku zdefiniowali jako kawałek powierzchni ziemi jednorodny pod względem cech śro-

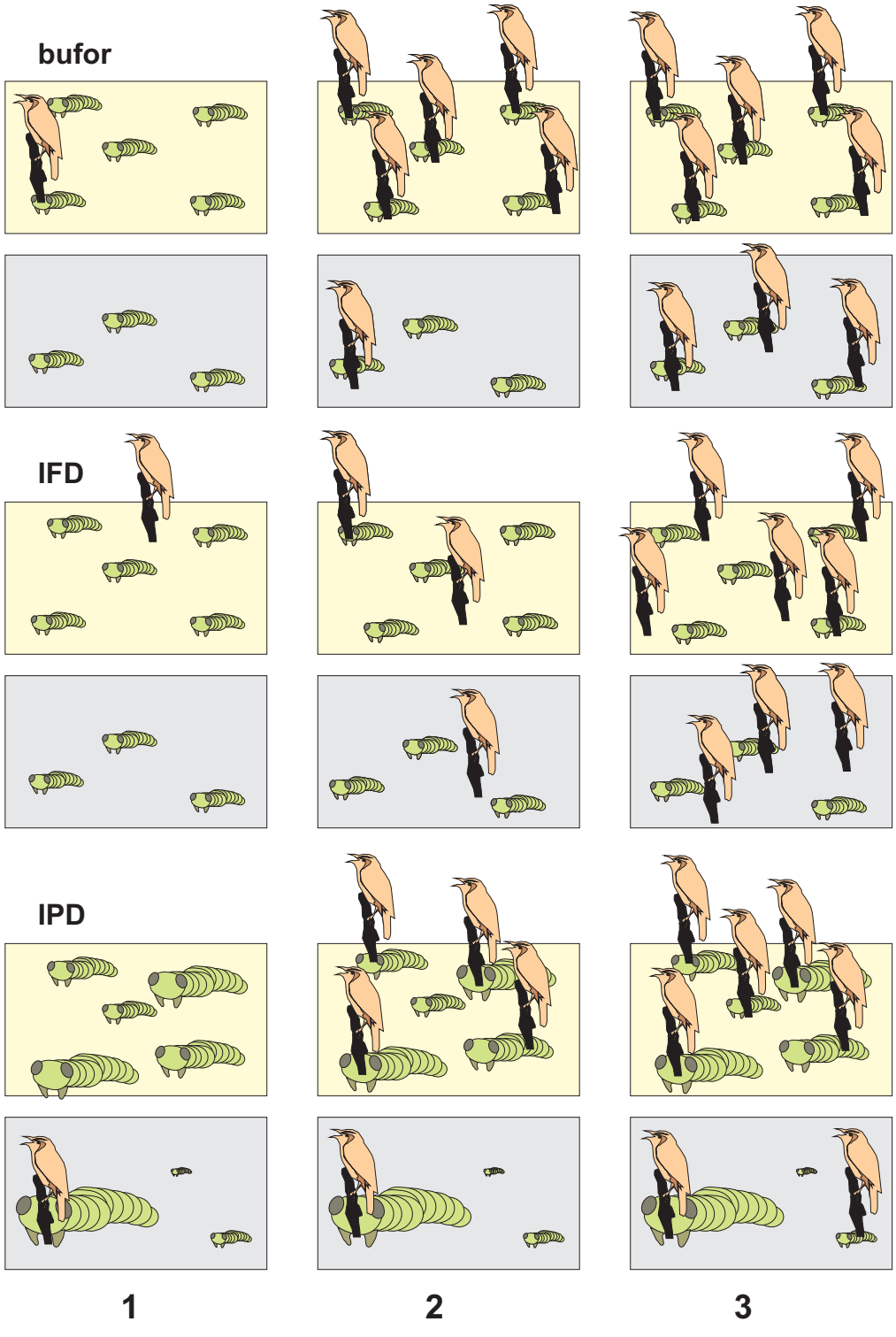
[1] Praca Fretwella i Lucasa była dawniej jedną z najtrudniej dostępnych w Polsce. Krótka kwerenda wśród różnych ekologów wykazała, że ta odbitka to biały kruk. Tymczasem pdf wszystkich trzech części tej pracy jest bardzo łatwo osiągalny na stronie czasopisma „Acta Biotheoretica" wydawanego obecnie przez Springera: http://www.springerlink.com/content/k6950517l8807656/fulltext.pdf.

dowiska fizycznego i biologicznego, na którym gatunek może żyć. Zakładali, że osobnik musi poznać kilka siedlisk, odebrać sygnały środowiskowe, zareagować na nie i któreś z nich wybrać do osiedlenia się. Zatem rzeczywista jakość siedliska poprzez sygnały środowiska wpływa na decyzje osobników co do osiedlenia się i w konsekwencji na ich rozmieszczenie między siedliskami. Jakość siedliska powinna obniżać się w miarę wzrostu zagęszczenia (ryc. 1), gdyż coraz mniej zasobów jest dostępnych dla osiedlającego się osobnika, a coraz więcej drapieżników powinno interesować się populacją jako obfitym źródłem pokarmu. Zatem jakość siedliska jest najwyższa, kiedy jest ono puste, ulega obniżeniu w miarę osiedlania się osobników. Siedliska nie są równocenne pod względem jakości, można je uporządkować, od najlepszego do najgorszego. Jeżeli chodzi o zachowanie osiedlających się osobników, przyjęto w modelu, że osobniki muszą zawsze osiedlać się w siedlisku najbardziej dla nich odpowiednim i wszystkie osobniki w obrębie jednego siedliska, ze względu na jego homogenność, powinny spodziewać się tego samego sukcesu rozrodczego.

Mając sprecyzowane tego rodzaju warunki Fretwell i Lucas definiują **model idealnego swobodnego rozmieszczenia** osobników jako model wyjściowy i porównawczy dla pokazania wpływu terytorializmu na rozmieszczenie ptaków (ryc. 1). W modelu określono rozmieszczenie osobników jako „idealne", ze względu na założenie, że zachowanie się ptaków musi być idealne – zawsze muszą dobrze wybrać najlepsze siedlisko. To założenie usprawiedliwiono w sposób ewolucyjny – dobór naturalny powinien bardzo silnie premiować idealny wybór siedliska, aktualnie najlepszego dla przeżywania i reprodukcji. Drugie określenie rozmieszczenia w nazwie modelu – „swobodne" – dotyczy dostępu do siedliska – powinno on być swobodne i każdy osobnik powinien mieć dostęp do siedliska, równy dostępowi osiadłych osobników. To bardzo ważne założenie – zatem konkurencja o siedlisko w modelu idealnego swobodnego rozmieszczenia ma, według obrazowej nomenklatury Nicholsona (1954), charakter rozchwytywania, jak u przykładowych kormoranów – każdy z nich ma równy dostęp do stawu i te, które były przy nim pierwsze, nie mają żadnego wpływu na dostęp do stawu tych, które przybyły później. Oczywiście jest tutaj ukryte założenie, że konkurujące osobniki nie różnią się między sobą i nie mogą nad sobą dominować.

W takich okolicznościach sukces, który każdy osobnik może osiągnąć w siedlisku (np. liczba zjedzonych ryb) równa się średniej populacyjnej (liczba ryb podzielona przez liczbę posilających się). Sukces osobnika powinien być najwyższy w siedlisku o najwyższej jakości, dlatego każdy osobnik powinien osiedlać się w siedlisku o najwyższej jakości.

Kluczowym elementem modelu jest spostrzeżenie, że jeśli wszystkie osobniki wybiorą najlepsze siedlisko, to z punktu widzenia osiedlającego się osobnika jego jakość dramatycznie spada. W takiej sytuacji lepiej iść do gorszego, ale pustego siedliska, gdyż jego jakość jest aktualnie znacznie wyższa. Jeżeli na dużym stawie jest 1000 kormoranów, to lepiej polecieć nad staw dworski w najbliższej wsi, bo na dużym stawie w takiej chmarze konkurentów złapie się na pewno mniej ryb niż w małym stawku, gdzie wszystkie ryby są tylko dla jednego osobnika. Jeżeli wszystkie osobniki będą reagować w ten sposób, to wkrótce dojdzie do gęstego zasiedlania gorszego siedliska aż do momentu, kiedy spodziewany sukces w gorszym siedlisku jest podobny do sukcesu spodziewanego w lepszym siedlisku. Na wiejskim stawku wystarczy 5 kormoranów, aby wyłowić wszystkie ryby, zatem następny osiedlający się osobnik na pewno wybierze duży staw. Jeżeli ilość zasobów przypadająca na jednego osobnika w tym lepszym siedlisku nadal będzie się zmniejszać na skutek dodatkowego osiedlenia się osobników, to poniżej ilości zasobów przypadających na jednego osobnika w gorszym siedlisku – następny osobnik osiedli się w gorszym itd. Zatem dla nowo osiedlającego się osobnika spodziewany sukces jest we wszystkich siedliskach mniej więcej równy. Osiedlając się obniża on równo sukces wszystkich osobników w danym siedlisku, zatem jego sukces jest równy sukcesowi innych


bufor
IFD
IPD
1
2
3

osobników. Osiągnięto idealne swobodne rozmieszczenie osobników między siedliskami.

Zasadniczym założeniem swobodnego modelu osiedlania się jest podzielność zasobów – każdy osobnik czerpie równo z dostępnej puli zasobów i ma podobny oczekiwany sukces rozrodczy. Jeżeli jednak zasoby nie są podzielne (np. dziuple jako miejsca gniazdowe) lub osobniki osiadłe swoim zachowaniem powodują koszt dla nowo osiedlającego się osobnika, to idealnie zachowujący się osobnik może nie mieć swobodnego dostępu do siedlisk o najwyższej jakości (rozmieszczenie „dominatywne"). Spowoduje to zróżnicowanie oczekiwanego sukcesu rozrodczego osobników i da przewagę osobnikom osiedlającym się wcześniej, rezerwującym i ogłaszającym poprzez zachowania terytorialne, że część zasobów jest już wyłączona ze swobodnej konkurencji. Oczekiwany sukces nowego, osiedlającego się osobnika będzie zawsze niższy od średniego sukcesu osobników osiedlonych w tym siedlisku, bowiem ma on do dyspozycji tylko siedliska lub tereny dotychczas niezajęte. Zatem będzie się zachowywał w sposób idealny,

◀◀ **Ryc. 1. Poglądowe modele rozmieszczania się osobników w przestrzeni. Prostokątami oznaczono siedliska, w których znajdują się zasoby (liczba gąsienic). Siedlisko bogatsze oznaczono kolorem żółtym (5 gąsienic dostępnych dla osiedlających się osobników), uboższe szarym (tylko 3 dostępne gąsienice). Chociaż osiedlanie odbywa się w sposób ciągły w czasie, dla uproszczenia liczbami 1–3 oznaczono na rycinie kolejne okresy osiedlania się.**
Bufor: siedliska różnią się przeciętną zasobnością. Osobniki osiedlają się w lepszym siedlisku do momentu zapełnienia go (okres 2: dla większej liczby osobników w siedlisku żółtym nie ma już gąsienic). Dalsze przybywanie osobników spowodowałoby powstanie nielęgowej populacji składającej się z luzaków.
IFD – model idealnego swobodnego rozmieszczenia: siedliska różnią się zasobnością. Osiedlające się osobniki mają swobodny dostęp do zasobów. Kierują się ilością wolnych zasobów dostępnych dla nich w momencie osiedlania się. W okresie 1, pierwszy osobnik ma do dyspozycji najwięcej zasobów (5 gąsienic w siedlisku żółtym), osiedla się według ogólnej zasobności siedliska w siedlisku żółtym. W okresie 2, kolejne osiedlające się w siedlisku żółtym osobniki uszczuplają ilość zasobów przypadających na jednego osobnika. Nowemu osobnikowi bardziej opłaca się osiąść w siedlisku szarym, bowiem pomimo jego ogólnie niższej zasobności (tylko 3 gąsienice w porównaniu do 5) na osiedlającego się w tym właśnie momencie osobnika przypada więcej pokarmu (3 gąsienice) niż w początkowo bogatszym siedlisku żółtym (tylko niecałe dwie gąsienice). Osiedlanie się trwa aż do chwili (okres 3), kiedy na każdego osobnika przypada ta sama przeciętna ilość zasobów (1 gąsienica). Różnice w zasobności siedliska znajdują odzwierciedlenie tylko w różnicy liczebności osobników między siedliskami.
IPD – model idealnego rozmieszczenia przez zasiedzenie: osobniki są przyporządkowane do konkretnych stanowisk rozrodczych. Stanowiska te różnią się między sobą jakością i są zajmowane na wyłączność. Pomimo że siedlisko zaznaczone kolorem żółtym jest bogatsze, to ilość zasobów, które pierwszy osobnik może „zasiedzieć" tylko dla siebie, jest wyższa na pojedynczym stanowisku rozrodczym w siedlisku uboższym, które zostanie zajęte jako pierwsze. Kolejne stanowiska będą zasiedlane w kolejności odzwierciedlającej ich indywidualną jakość.
Fig. 1. Simplified models of distribution of individuals in space. Large rectangle represent habitats with resources (number of caterpillars). The richer habitat is marked yellow (5 caterpillars available for settling individuals), the poorer one is marked grey (only 3 caterpillars available). Although settlement is a continuous process in time, for the sake of simplicity, the numbers 1, 2, 3 represent consecutive periods of individual settlement.
Buffer: habitats differ in average resources. Individuals settle in the better habitat until it is saturated (period 2: there are no more caterpillars for settling individuals). Further settlement would cause that settling individuals become floaters.
IFD: Ideal Free Distribution: habitats differ in the level of resources. Settling individuals have free access to resources. Their settlement is governed by the amount of resources available at the moment of settlement. In period 1, the first settling individual has access to the largest amount of resources (5 caterpillars in yellow habitat) and it settles according to general amount of resources in the yellow habitat. In period 2, the consecutive settling individuals decrease the mean amount of resources available to average individuals. It pays off more to a new arriving individual to settle in the grey habitat, because despite the generally lower level of resources (only 3 caterpillars in comparison to 5) there is more resources per one individual at the moment here than in the yellow habitat (only less than 2 caterpillars). The settlement will continue until there is the same amount of resources per individual in both habitats (period 3). Differences in the general level of resources between habitats will be reflected only in the number of settled individuals.
IPD: Ideal Pre-emptive Distribution: individuals are related to single individual breeding sites. There are differences in site quality and each site is occupied only by one individual. Despite higher quality of the yellow habitat, the amount of resources which can be pre-empted by a single individual is higher in the worse grey habitat which will be occupied as first. Following sites will be occupied according to their individual quality.

wybierając najlepsze z ciągle dostępnych siedlisk. Jeżeli zasiedlane obszary są zróżnicowane pod względem jakości i te najlepsze zostały już zajęte, to nowy osobnik może liczyć na przeciętny sukces osiągany tylko w tych obszarach, które są jeszcze dostępne, i nie ma szans zrównać swojego sukcesu z osobnikami, które osiedliły się wcześniej na dobrych obszarach. Jeżeli całość siedlisk jest jednorodna, to oczywiście jego sukces nie będzie odbiegał od sukcesu osobników już osiedlonych. Jeżeli jednak siedliska się różnią, to tempo obniżania się jakości i ilości zasobów dostępnych dla nowo osiedlającego się osobnika będzie znacznie szybsze niż w modelu swobodnego rozmieszczenia. W takim **idealnie dominatywnym rozmieszczeniu** osobniki będą miały inną jakość dostępnych siedlisk i inne osiągną zagęszczenie niż w przypadku swobodnego rozmieszczenia.

Chociaż podejście Lacka do terytorializmu jako mechanizmu jedynie dystansującego od siebie poszczególne lęgowe samce bardzo drażniło Fretwella, paradoksalnie sam uległ temu schematowi myślenia. Mianowicie definiując siedlisko jako obszar jednorodny, bez wewnętrznego zróżnicowania, niejako sam również wskazał na terytorializm jako mechanizm dystansujący od siebie samce zamieszkujące takie idealne siedlisko. Nie znalazłem publikacji dotyczącej stopnia zdenerwowania tą sytuacją kolejnego autora, jednak niewątpliwie słusznie Pulliam i Danielson (1991) zauważyli, że siedliska nie są jednorodne. Być może dlatego, że byli starsi, przeczytali znacznie więcej literatury, być może dlatego, że Ronald Pulliam miał już za sobą bardzo sławny **model „źródło – ujście"**, który był już opisany w „Chrońmy Przyrodę Ojczystą" (Solarz, Zając 1998). Zauważyli jednak, że zmiany liczebności populacji, jej regulacja, będą w dużej mierze zależały od proporcji poszczególnych siedlisk występujących na całym obszarze zajmowanym przez populację. Jednak tak naprawdę ciekawe jest, że w bardzo wielu przypadkach populacja zajmuje wręcz mozaikę małych siedlisk o bardzo różnej jakości. Jak wtedy stosować model Fretwella i Lucasa? Jak będzie się regulować rozmieszczenie osobników i liczebność populacji w mozaice małych siedlisk?

Przede wszystkim, Pulliam i Danielson odnieśli się do propagowanego od dawna przez polskiego ekologa Adama Łomnickiego (1978) założenia, że osobniki nie są równe. Mogą np. między sobą dominować, ze względu na wiek, doświadczenie, stan zdrowia itp. Osobniki różniące się między sobą powinny maksymalizować swój indywidualny sukces, dlatego miary dotyczące przeciętnego sukcesu możliwego do osiągnięcia w jakimś siedlisku, używane przez Fretwella, słabo odpowiadają takiej sytuacji. Takie różnice między osobnikami pogłębiałyby się bardzo, gdyby zmienność siedliska występowała w niewielkiej skali przestrzennej, np. w skali poszczególnych terytoriów, dziupli, schronień, gdzie wyprowadza się młode. Wydaje się rozsądne dla uniwersalności stosowanych schematów, aby odstąpić od pojęcia terytorium, a pomyśleć szerzej, o stanowisku rozrodczym – miejscu gdzie wyprowadza się młode: może to być terytorium kojarzeniowe na tokowisku, miejsce rozrodu używane przez nietoperza, jama niedźwiedzia, albo jego szeroko pojęty *home range*, dziupla, jak również terytorium pokarmowe. Takie poszczególne miejsca w obrębie jednego siedliska mogłyby się istotnie różnić jakością i wpływać na sukces reprodukcyjny osobnika. Coś takiego łatwo sobie wyobrazić dla terytorium, np. terytorium watachy wilków czy ściśle bronionego terytorium sikorek. Dla nieterytorialnych gatunków można przywołać przykład szpaka, który broni tylko budki lęgowej. Jej jakość jednak wyraźnie wpływa na jego sukces lęgowy – budki nieszczelne, źle wyeksponowane na deszcz powodują zdychanie całych lęgów.

W odniesieniu do stanowisk rozrodczych należy oczywiście, w oparciu o teorię ewolucji, przyjąć, że aby maksymalizować swój sukces lęgowy, osobniki powinny zająć zawsze najlepsze niezajęte stanowisko rozrodcze. Zasada szanowania pierwszeństwa się opłaca. Stanowiska zajęte są bowiem mocno zasiedziałe i niełatwo wyrzucić z nich rezydenta, bowiem im dłużej tam przebywa, tym lepiej zna to stanowisko, bardziej mu na nim zależy (bo nie ma łatwych

alternatyw) i trudniej z nim wygrać konflikt. Dlatego nowo osiedlający się osobnik respektuje pierwszeństwo i wybiera zawsze najlepsze z dostępnych, niezajętych stanowisk, analogicznie jak w modelu idealnego swobodnego rozmieszczenia osobniki wybierały najlepsze z siedlisk niezajętych lub raczej z mniej zajętych. Warto zauważyć, że zajmowanie poszczególnych stanowisk nie ma tutaj wpływu ani na jakość już wcześniej zajętych stanowisk (podobnie jak przy dominatywnym rozmieszczeniu), ani nie ma wpływu na jakość pozostałych niezajętych stanowisk (są to odrębne, niezależne jednostki przestrzeni dostępne do zasiedlenia). Powstaje wtedy **idealne rozmieszczenie według pierwszeństwa** (ang. *Ideal Pre-emptive Distribution* – IPD; Pulliam, Danielson 1991).

Jeżeli tak zdefiniujemy mechanizm osiedlania się, ma to dość poważne konsekwencje. Rozmieszczanie się osobników w przestrzeni nie będzie zależało od jakości siedlisk, ale poszczególnych stanowisk. Jeżeli najlepsze miejsce do zasiedlenia (małe pojedyncze terytorium) będzie znajdowało się w marnym siedlisku (np. w ubogim lesie sosnowym), to i tak zostanie ono zajęte jako pierwsze. W innym siedlisku osobnik osiedli się tylko wtedy, gdy następne pod względem jakości stanowisko będzie w nim wolne. Jeżeli dwa, trzy, cztery najlepsze stanowiska będą w marnym siedlisku, to tam osobniki osiedlą się najpierw, mimo że następnych 10–20 stanowisk będzie już w przeciętnie znacznie lepszym siedlisku.

Ma to znowu pewne konsekwencje – jeżeli przyjmiemy, że ubogie siedlisko nie może wyprodukować wystarczającej liczby młodych dla podtrzymania własnej populacji, to, warto zauważyć, że przy niskiej liczebności, kiedy osobniki zajmą tylko najlepsze z najlepszych stanowisk rozrodczych, produkcja tylko z tych najlepszych miejsc może prowadzić do utrzymania szczątkowej populacji lub nawet pewnej odbudowy jej pogłowia. Powinno to wpłynąć również na stan populacji przy utracie części siedliska – jeżeli doszło do zniszczenia stanowisk rozrodczych o niskiej jakości, praktycznie nie będzie to miało wpływu na stan zachowania tej populacji. Jeżeli zostanie stracona niewielka część siedliska, ale za to obejmująca najlepsze stanowiska rozrodcze – taka populacja wyginie.

Wiele z tych konsekwencji jest uzależnionych od zdolności osobników do wynajdywania i oceny jakości stanowisk rozrodczych. Jeżeli jest ona niska, istnieje wyższe prawdopodobieństwo wyginięcia populacji, bowiem z definicji spora część osobników nie będzie mogła odnaleźć najlepszych stanowisk, osiedlając się raczej losowo, zatem nie będą one zdolne wykorzystać w pełni możliwości odbudowy populacji w oparciu o najlepsze stanowiska. Jeżeli ich wybiórczość jest wysoka (odnajdą najlepsze stanowiska i wykorzystają ich potencjał), wtedy prawdopodobieństwo wymarcia całej populacji jest niższe. Zdolność osobników do odszukania i zajęcia najlepszych stanowisk, a więc i prawdopodobieństwo przetrwania populacji, nie tylko będzie zatem zależała od cech biologii (zdolności percepcyjnych, jakości behawioralnych mechanizmów umożliwiających ocenę siedliska), lecz także od struktury siedliska. Może ona być poprawiana poprzez korytarze ekologiczne czy przystanki siedliskowe (ang. *stepping stones*), a pojedyncze stanowiska nie są zbyt rozproszone w przestrzeni.

Powstaje bardzo ważne dla praktyki ochrony przyrody pytanie: skoro pojedyncze stanowiska rozrodcze mogą być tak ważne, to jak je praktycznie zidentyfikować?

Odpowiedź jest paradoksalnie bardzo prosta. Zarówno w modelu bufora populacyjnego, jak i w modelach idealnego swobodnego rozmieszczenia obowiązuje zasada, że lepsze siedlisko jest zajmowane w pierwszej kolejności. Podobnie w modelu rozmieszczenia według pierwszeństwa – najpierw zajmowane są najlepsze stanowiska. Zatem każdy przyrodnik oceniający występowanie gatunku w przestrzeni, w ramach wykonywania oceny oddziaływania na środowisko czy planu ochrony obszaru chronionego powinien szczególną uwagę przykładać do miejsc, w których osobniki pojawiają się jako pierwsze. Czy to żaby wychodzące z zimowiska, czy ptaki osiedlające się po powrocie z Afryki, czy sikory obejmujące terytoria po okresie zimowego koczowania, zawsze

najpierw pojawią się w miejscach najlepszych i są one dla populacji tych gatunków nieporównywalnie ważniejsze od miejsc, w których ich występowanie zidentyfikowano późną wiosną czy wręcz latem. Zatem przy wszelkich waloryzacjach terenu czy rozpoznaniach przyrodniczych stanu populacji miejsca zajmowane najwcześniej w sezonie – to miejsca najcenniejsze. Jest to prosta reguła możliwa do zastosowania przez każdego, która powinna się stać **standardem w opracowaniach przyrodniczych**, szczególnie jeżeli chodzi o ochronę gatunkową.

Warto zwrócić uwagę, że konsekwencją wszystkich modeli opisujących rozmieszczanie się populacji w przestrzeni jest to, że objęcie ochroną nieproduktywnej części populacji nie tylko jest dla populacji nieobojętne, ale wręcz może być dla niej niekorzystne i prowadzić do przyspieszenia wymarcia. Konsekwencją modelu idealnego rozmieszczenia według pierwszeństwa jest to, że ochrona niewielkiej liczby miejsc może uchronić gatunek od wymarcia, pod warunkiem ich właściwego zidentyfikowania. Zatem liczenia zwierząt na początku okresu ich osiedlania się są nie do przecenienia w praktycznej ochronie przyrody. Warto tę wiadomość jak najszerzej upowszechniać.

PIŚMIENNICTWO

Brown J.L. 1969. Territorial behaviour and population regulation in birds, Will. Bull. 81: 293–329.

Fretwell S. 1991. Say that in algebra, Current Contents 8: 8.

Fretwell S., Lucas H.L. 1969. On territorial behavior and other factors influencing habitat distribution in birds. I. Theoretical development. Acta Biotheor. 19: 45–52.

Kluyver H.N., Tinbergen L. 1953. Territory and the regulation of density in titmice, Arch. Neerl. Zool. 10: 265–273, 278–287.

Lack D. 1954. The Natural Regulation of Animal Numbers. Clarendon Press, Oxford.

Łomnicki A. 1978. Individual differences between animals and the natural regulation of their numbers, J. Anim. Ecol. 47: 461–475.

Nicholson A.J. 1954. An outline of the dynamics of animal population, Austr. J. Zool. 2: 551––98.

Pulliam H.R., Danielson B.J. 1991. Sources, Sinks, and Habitat Selection – a Landscape Perspective on Population-Dynamics. Am. Nat. 137: 50–66.

Solarz W., Zając T. 1998. Populacja w układzie źródło – ujście a ochrona przyrody. Chrońmy Przyr. Ojcz. 54 (3): 53–64.

SUMMARY

Zając T. The earlier the better, or on the models of animal spatial distribution

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 464–472, 2010

The article presents the theoretical background for the model of ideal pre-emptive distribution: the difference between contest and scramble competition, the buffer population regulation model, the principles of Ideal Free and Ideal Dominance Distribution, finally presenting the model of settlement based on individual sites, analyzed in the spatial scale of individuals. The article presents the simple but very important theoretical implication of these models: in each of them the better habitats or individual sites are occupied earlier. Thus, the time of settlement of individuals of given species should be used in practice in environmental impact assessments, to judge the quality of given species habitat.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 473–481, 2010

Ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie" – propozycja rozszerzenia oraz ochrony stanowisk fliszu

Nature-viewing trail "Pieniny Gorlickie" – flysch exposures proposed for protection

BERNADETTA KOTAS

Zespół Parków Krajobrazowych Województwa Małopolskiego, Oddział Stary Sącz
33–340 Stary Sącz, ul. Daszyńskiego 3
e-mail: bkot_zpkwm@o2.pl

Słowa kluczowe: ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie", Jezioro Klimkowskie, geoochrona, płaszczowina magurska.

Opisywana ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie" znajduje się w Beskidzie Niskim w tzw. Pieninach Gorlickich. Jej trasa, biegnąca częściowo wzdłuż północno-zachodniego brzegu Jeziora Klimkowskiego (sztucznego zbiornika utworzonego przez spiętrzenie wód rzeki Ropa) przebiega przez miejscowości Klimkówkę i Łosie. Geologicznie obszar ten znajduje się w podjednostce raczańskiej będącej jedną ze stref tektoniczno-facjalnych płaszczowiny magurskiej. Głównym celem pracy jest szczegółowe opisanie odsłonięć geologicznych umiejscowionych wzdłuż ścieżki przyrodniczo-widokowej oraz ich waloryzacja naukowa i edukacyjna, a także zwrócenie uwagi na pomijanie aspektu geologicznego w projektowaniu i prowadzeniu tego typu ścieżek.

Wstęp

Ścieżki przyrodnicze, dydaktyczne czy widokowe, tworzone są dla osób preferujących aktywny wypoczynek, szczególnie zaś młodzieży szkolnej. Głównym ich zadaniem jest przedstawienie najciekawszych walorów przyrodniczo-krajobrazowych danego terenu w sposób czytelny i interesujący, tak aby to, co zobaczymy, zostało zapamiętane, skierowało naszą uwagę na potrzebę czynnej ochrony naturalnych dóbr Ziemi oraz stanowiło pomoc w zrozumieniu procesów przyrodniczych otaczającego świata.

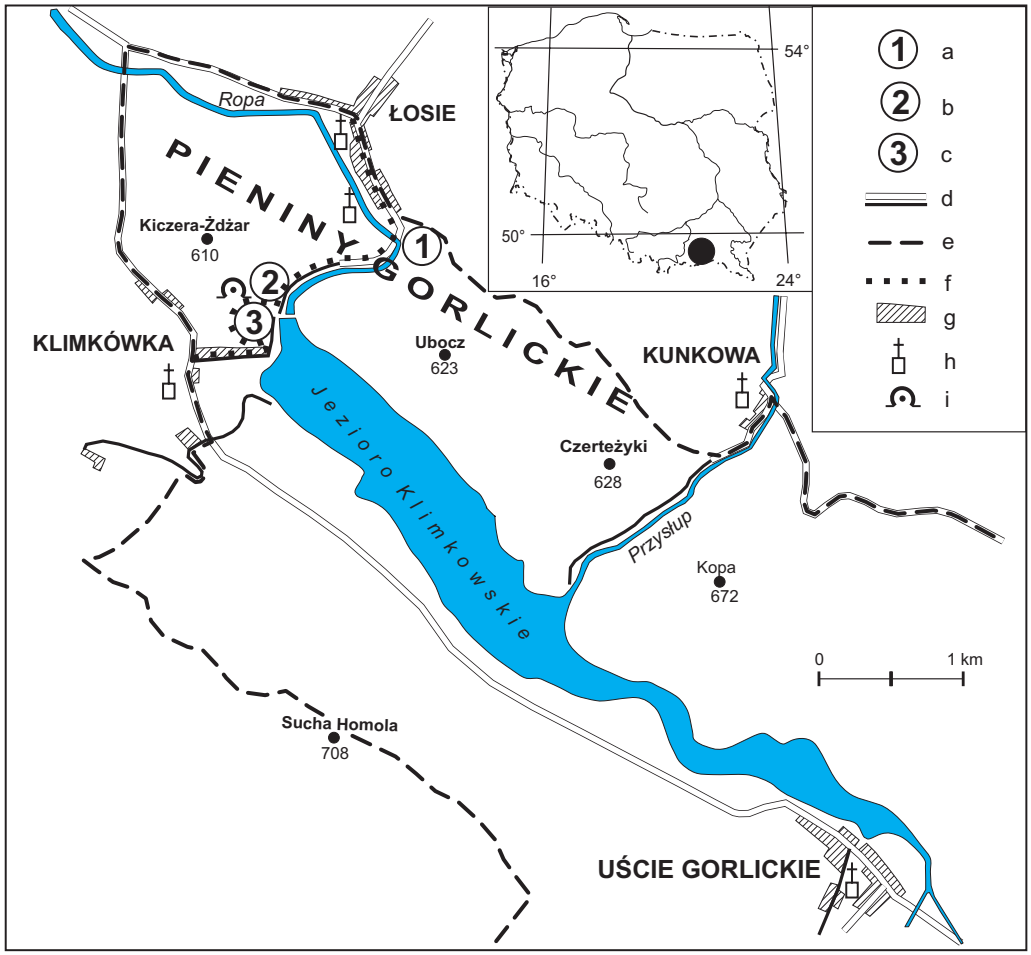
Informacje prezentowane w obrębie wspomnianych ścieżek powinny dotyczyć możliwie wszystkich aspektów przyrodniczych dających się zauważyć w terenie, zarówno tych dotyczących przyrody ożywionej, jak i nieożywionej. W obrębie ścieżek przyrodniczych czy przyrodniczo-widokowych powszechne jest nadmierne eksponowanie informacji i ciekawostek dotyczących flory i fauny. Aspekt geologiczny – niezwykle istotny element przedstawiający historię powstania Ziemi – jest tam niemal całkowicie pomijany.

Przykładem takiej właśnie ścieżki o tematyce nadmiernie zdominowanej przez aspekty przyrody ożywionej jest biegnąca z Łosia do Klimkówki ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie" w Beskidzie Niskim. Wiedzie ona doliną Ropy (Łosie), lasem na stokach wzgórz Kiczery-Żdżaru, a następnie drogą wzdłuż brzegu Jeziora Klimkowskiego (Klimkówka) utworzonego w latach 90. XX wieku przez spiętrzenie wód rzeki Ropy (ryc. 1). Jej podstawowymi elementami są tablice in-

formacyjne wyjaśniające zagadnienia dotyczące roślinności, a skupiające się wyłącznie na przedstawieniu niektórych gatunków drzew i krzewów, ich występowaniu czy związanych z nimi podań ludowych. Całkowicie zignorowane zostały „mijane po drodze" reprezentatywne odsłonięcia fliszu, wzbudzające często niekłamane zainteresowanie turystów przemierzających tę trasę.

Stanowiska geologiczne podnoszą wszak walory krajobrazowe, turystyczne i dydaktyczne ścieżki. Ich dokładny i przystępny opis mógłby się stać dodatkowym punktem informacyjnym traktującym o przyrodzie abiotycznej, doskonale uzupełniającym wiadomości botaniczne umieszczone na tablicach edukacyjnych ścieżki.

Zasadniczym celem niniejszego artykułu jest zwrócenie uwagi na odsłonięcia geolo-



Ryc. 1. Lokalizacja reprezentatywnych odsłonięć fliszu w obrębie ścieżki przyrodniczo-widokowej „Pieniny Gorlickie": a – odsłonięcie w Łosiu, b – kamieniołom w Łosiu, c – odsłonięcie w Klimkówce, d – drogi główne, e – trasy rowerowe, f – ścieżka przyrodniczo-widokowa „Pieniny Gorlickie", g – zabudowania, h – kościoły, cerkwie, i – „Jaskinia nad Kamieniołomem"

Fig. 1. Location of the representative flysch exposures discussed in the text: a – exposure in Łosie village, b – muscovite sandstone quarry in Łosie village, c – exposure in Klimkówka village, d – main roads, e – bicycle routes, f – nature-viewing trail "Pieniny Gorlickie", g – buildings, h – churches, Orthodox churches, i – "Jaskinia nad Kamieniołomem" Cave

giczne znajdujące się wzdłuż ścieżki przyrodniczo-widokowej „Pieniny Gorlickie” oraz ukazanie, na przykładzie tej konkretnej ścieżki, braku wykorzystania do celów dydaktyczno-poznawczych elementów przyrody nieożywionej: dobrze wyeksponowanych w odsłonięciach i reprezentatywnych dla danego terenu.

Charakterystyka terenu

Budowa geologiczna

Analizowany teren znajduje się w obrębie jednej ze stref tektoniczo-facjalnych płaszczowiny magurskiej, zwanej podjednostką raczańską (Koszarski i in. 1974).

Historia badań geologicznych opisywanego terenu sięga XIX wieku i pozostaje ściśle związana z rozpoczęciem badań płaszczowiny magurskiej. Prowadzone wtedy prace miały charakter pionierskich badań i doprowadziły do opisu występujących w regionie Gorlic i Grybowa warstw skalnych, zarysu tektoniki oraz sporządzenia mapy geologicznej w skali 1:75 000 (Szajnocha 1896). Począwszy od lat 30. XX wieku systematyczne badania płaszczowiny magurskiej prowadził Świdziński (1934, 1958). Ich rezultatem było opracowanie tektoniki tej części Karpat, stratygrafii rejonu Ropy i Wisłoki w Beskidzie Niskim oraz wydzielenie w obrębie płaszczowiny magurskiej stref tektoniczno-facjalnych: gorlickiej, sądeckiej i krynickiej. Kolejnym etapem było rozdzielenie strefy gorlickiej na gorlicką południową – raczańską oraz gorlicką północną – Siar (Koszarski i in.1974). W rejonie Klimkówki opisano następujące jednostki litostratygraficzne: formację z Ropianki, formację łupków z Łabowej, formację beloweską i formację magurską (Nowicka, Dzierwa 2004).

Eoceńskie łupki pstre formacji łupków z Łabowej (Bąk, Oszczypko 2000) są utworami ilastymi, barwy niebiesko-zielonej i czerwonej, bezwapnistymi. W ich obrębie sporadycznie występują cienkie ławice piaskowców.

Utwory należące do formacji beloweskiej (Bąk, Oszczypko 2000; Oszczypko i in. 2005) są reprezentowane przez zespół drobnorytmicznego fliszu wieku dolno- i środkowoeoceńskiego: przeważają tu utwory ilaste. Łupki przekładane są wapnistymi, szaroniebieskimi piaskowcami z licznymi hieroglifami organicznymi i mechanicznymi. Granica pomiędzy utworami formacji beloweskiej a wyżej ległymi piaskowcami formacji magurskiej nie jest jednoznaczna. Przejście to odbywa się stopniowo, poprzez wzrost miąższości piaskowców typu magurskiego w stosunku do wkładek utworów mułowcowo-ilastych (Żytko i in. 1973).

Formację magurską (ogniwo piaskowca popradzkiego formacji magurskiej) wieku eocen/oligocen (Oszczypko, Oszczypko-Clowes 2006) tworzą gruboławicowe piaskowce muskowitowe z podrzędnymi przeławiceniami cienkoławicowych turbidytów. Piaskowce są drobno- i średnioziarniste barwy jasnoszarej i szarozielonej; w swym składzie zawierają nieliczne ziarna glaukonitu. Najgrubsze ławice stanowią piaskowce bezstrukturalne. Te średnioławicowe cechują się laminacją poziomą, natomiast warstwowanie przekątne jest charakterystyczne dla piaskowców cienkoławicowych. Łupki ilaste (lokalnie margliste), przeławicające ławice piaskowca są barwy oliwkowej i zielonej (Bromowicz 1992).

Piaskowce formacji magurskiej stanowią główny element grzbietotwórczy zarówno w badanym rejonie, jak i w całym Beskidzie Niskim. Budują one pasma Hańczowskich Gór Rusztowych, Gór Grybowskich i Pasmo Magurskie (Sikora 1964).

Utwory fliszowe są przykryte osadami czwartorzędowymi. Na analizowanym obszarze tworzą one pokrywy stokowe (w ich stropie często są wykształcone gleby brunatne), koluwia osuwiskowe (będące efektem obrywania, osuwania, spełzywania oraz spływania) i utwory deluwialne, akumulowane w obniżeniach lub u podstawy stoków wskutek spłukiwania. Widoczne efekty wyżej wymienionych procesów to m.in. liczne osuwiska i charakterystyczne deformacje warstw skalnych (tzw. haki zboczowe) obserwowane nad brzegiem jeziora oraz blokowiska i rumowiska zaścielające dno kamieniołomu. Do osadów czwartorzędowych

Ryc. 2. Piaskowce formacji magurskiej w kamieniołomie w Łosiu (sierpień 2007 r., fot. B. Kotas)
Fig. 2. Sandstones of the Magura Formation, outcropping in the quarry in Łosie village (August 2007, photo by B. Kotas)

należą również utwory aluwialne: piaski, żwiry, muły deponowane przez rzeki i potoki.

Podjednostka raczańska charakteryzuje się budową fałdową. Na analizowanym obszarze fałdy mają generalnie przebieg północny zachód–południowy wschód. Od południa wyróżniono kolejno: synklinę Suchej Homoli – zbudowaną z utworów formacji magurskiej, której skrzydło północne tworzy lewe zbocze dawnej doliny Ropy (współcześnie Jeziora Klimkowskiego). Ku północy występuje antyklina Klimkówki powstała z utworów formacji z Ropianki. W jej w obrębie została inwersyjnie wycięta dolina Ropy. Ostatnim elementem tektonicznym jest zbudowana z utworów formacji magurskiej synklina Czerteżyków: w jej skrzydle północnym utworzyło się pasmo wzgórz Kiczera-Żdżar, Czerteżyki i Kopa (Nowicka 2004). W okolicach potoku Przysłup i w pobliżu miejscowości Uście Gorlickie przebiegają uskoki poprzeczne (Sikora 1964).

Badania prowadzone w rejonie zapory, przed rozpoczęciem jej budowy, dowiodły, że przełom Ropy ma założenia tektoniczne, powstał bowiem wzdłuż uskoków poprzecznych, a jego formowaniu sprzyjały występujące tu strefy wzrostu gęstości i dyspersji kierunków spękań towarzyszące uskokom (Nowicka, Dzierwa 2004).

Rzeźba

Dominującym elementem morfologicznym występującym w otoczeniu Jeziora Klimkowskiego są niewysokie pasma górskie Beskidu Niskiego o ogólnym przebiegu grzbietów północny zachód–południowy wschód. Jezioro znajduje się w obniżeniu pomiędzy wzniesieniami o wysokościach 600–700 m n.p.m. (ryc. 1). Wzniesienia poprzedzielane są dolinami rzecznymi powstałymi w utworach o niższej odporności na erozję. Największym z dopływów Ropy zasilającym wody zbiornika, a zarazem najgłębiej wciętym, jest potok Przysłup uchodzący do Jeziora Klimkowskiego od północnego wschodu. Pozostałe mniejsze dopływy to okresowe cieki odprowadzające wody z okolicznych wzgórz w czasie wzmożonych opadów.

Charakterystycznym elementem rzeźby tego terenu jest przełomowy odcinek rzeki, położony w miejscu, gdzie zbiegają się pasma trzech jednostek geomorfologicznych Beskidu Niskiego: Hańczowskich Gór Rusztowych, Gór Grybowskich i Pasma Magurskiego. Przełom o charakterze epigenetycznym (Węcławik 1969) ma długość kilku kilometrów. Tuż przy tamie (ryc. 1) mierzy 200 m szerokości, podczas gdy powyżej zapory, w kierunku Uścia Gorlickiego dolina Ropy rozszerza się do prawie kilometra. Deniwelacje powierzchni terenu w strefie przełomu sięgają 200 m. Ze względu na swą malowniczość obszar ten jest porównywany z przełomem Dunajca znajdującym się w Pieninach, stąd też w potocznym języku nazywa się go „Pieninami Gorlickimi".

Flora i fauna

Roślinność porastająca wzgórza wokół Jeziora Klimkowskiego reprezentuje dwa piętra wyróżniane na obszarze Beskidu Niskiego. Do wysokości 550 m n.p.m. jest to piętro pogórza, w którym występują drzewostany mieszane z udziałem grabu i buka. Wyżej rozpościera się piętro regla dolnego z borami jodłowymi oraz lasami bukowymi i jodłowo-bukowymi (Luboński 1999). Lasy zajmują tutaj około 80% powierzchni terenu. W bogatym runie leśnym

wiosną pojawiają się kobierce kwiatów konwalii majowej *Convallaria maialis*, zawilca gajowego *Anemone nemorosa*, marzanki wonnej *Galium odoratum*. Na wilgotnych łąkach można zaobserwować liczne fioletowe, wielokwiatowe kwiatostany stoplamka szerokolistnego *Dactylorhiza majalis*. Wzgórza Beskidu Niskiego otaczające dolinę rzeki Ropy stanowią doskonałe schronienie dla bogatej w tym rejonie fauny. Oprócz dużych ssaków, takich jak jelenie, dziki, wilki i lisy, spotkać można wiele gatunków płazów i gadów, którym bliskość dużego akwenu wodnego gwarantuje znakomite warunki bytowania.

Baza turystyczna

Główną bazę turystyczną stanowią trzy miejscowości położone w bezpośrednim sąsiedztwie jeziora: Klimkówka, Łosie i Uście Gorlickie. Poza walorami przyrodniczymi, atrakcjami przyciągającymi turystów w tę część Beskidu Niskiego jest przeszłość kulturowa Łemków – ludności zamieszkującej te tereny do 1946 roku. Znamiennym świadectwem kultury łemkowskiej istniejącej na tych ziemiach są cerkwie, wśród których na uwagę zasługuje drewniana cerkiew zbudowana w 1786 roku w Uściu Gorlickim. Inne, zachowane i wpisane w krajobraz elementy architektury sakralnej i przemysłowej (w tym związanej z poszukiwaniami i wydobywaniem ropy) są kolejnym czynnikiem znacząco wpływającym na rozwój turystyki w tym rejonie.

Odsłonięcia fliszu proponowane do ochrony

Jako najbardziej reprezentatywne dla formacji beloweskiej można zaliczyć odsłonięcia występujące w miejscowości Łosie:

• **Odsłonięcie w Łosiu** (stanowisko 1 na ryc. 1) położone jest na trasie ścieżki przyrodniczo-widokowej, dokładniej na zakolu rzeki Ropy, nieopodal Jeziora Klimkowskiego. Jest ono dobrze widoczne z pobliskiego mostu na drodze biegnącej w kierunku zapory i łatwo dostępne. Ukazująca się tutaj sekwencja osadów fliszowych obejmuje swym zasięgiem utwory eoceńskie, reprezentujące trzy formalne jednostki litostratygraficzne wydzielone w obrębie podjednostki raczańskiej. Są to kolejno: łupki pstre formacji łupków z Łabowej, for-

Ryc. 3. Ichnoskamieniałości: A – *Scolicia* isp., B – *Spirorhaphe* isp. (sierpień 2007 r., fot. B. Kotas)
Fig. 3. Ichnofossils: A – Scolicia *isp., B* – Spirorhaphe *isp. (August 2007, photos by B. Kotas)*

macja beloweska i formacja magurska (ogniwo piaskowca popradzkiego). Długość odkrywki wynosi około 90 m, a wysokość w najwyższym punkcie wynosi około 12 m.

Utworem dominującym w opisywanym odsłonięciu jest cienkowarstwowy flisz z przewagą utworów ilasto-mułowcowych (formacja beloweska). Odsłaniające się tutaj łupki barwy szarej są wapniste, poprzekładane cienkoławicowymi, wapnistymi, szarymi piaskowcami o miąższości średnio od 2 do 5 cm. Podrzędnie występują gruboławicowe piaskowce o miąższości do 1,5 m. Piaskowce te są wapniste, drobnoziarniste, z widocznym muskowitem na powierzchniach ławic i zaznaczoną laminacją poziomą. Wzdłuż odsłonięcia, w kierunku jeziora zauważalny jest wzrost miąższości ławic piaskowców w stosunku do łupków. Przy samym końcu odkrywki, nieopodal zapory, znajduje się zwarta seria piaskowców gruboławicowych (formacja magurska), której kontynuacja widoczna jest w opisanym poniżej kamieniołomie w Łosiu. Na spągach ławic piaskowców widoczne są zarówno liczne ślady działalności organizmów, jak i hieroglify mechaniczne, takie jak jamki wirowe, ślady wleczeń czy saltacji klastów.

Jako najbardziej reprezentatywne odsłonięcia utworów formacji magurskiej do ochrony proponuje się dwa stanowiska:

• **Kamieniołom w Łosiu** (stanowisko 2 na ryc. 1; ryc. 2). Znajduje się w miejscowości Łosie, poniżej tamy na Ropie i jest pozostałością prowadzonej do lat 70. XX wieku eksploatacji piaskowca muskowitowego. Długość odkrywki wynosi około 150 m, a wysokość około 25 m. Kamieniołom ze względu na charakter osłonięcia można podzielić na 3 części stanowiące oddzielne wyrobiska. Piaskowce odsłaniające się w kamieniołomie są wieku późnoeoceńskiego i należą do ogniwa piaskowca popradzkiego formacji magurskiej. Zapadają monoklinalnie ku południowemu zachodowi, kąty upadu wynoszą 60°, 70°. Są to średnio- i gruboławicowe piaskowce muskowitowe z wapnistym spoiwem. Miąższość większości ławic waha się w przedziale 1–2 m, ale można również zaobserwować ławice o miąższości sięgającej 4 m oraz takie, których grubość nie przekracza kilkudziesięciu centymetrów. Piaskowce te są drobno- i średnioziarniste, czasem z widocznym uziarnieniem frakcjonalnym – jasnoszare, stalowoszare, czasem zielonkawe – co spowodowane jest obecnością w ich składzie nielicznych ziaren glaukonitu. Ławice piaskowców wykazują najczęściej laminację poziomą, choć spotyka się też ławice z laminacją konwolutną i przekątną. Na spągowych powierzchniach ławic piaskowców widoczne są ripplemarki oraz liczne struktury bioturbacyjne. Warstwy piaskowców poprzekładane są wapnisto-ilastymi, szaroniebieskimi łupkami, które podczas wietrzenia rozpadają się blaszkowato. Warstwy łupków są najczęściej małej miąższości (do kilku centymetrów). Zdarza się jednak, że zwarty kompleks miąższych piaskowców przedzielony jest wkładką drobnorytmicznego fliszu, gdzie miąższość warstw piaskowca jest kilkakrotnie mniejsza niż łupków.

• **Odsłonięcie w Klimkówce** (stanowisko 3 na ryc. 1). Ostatnim z reprezentatywnych odsłonięć fliszu umiejscowionym przy trasie ścieżki „Pieniny Gorlickie" jest wychodnia piaskowców muskowitowych ogniwa popradzkiego formacji magurskiej. Wysokość odsłonięcia waha się od 1 do 8 m, natomiast jego długość wynosi 200 m. Miąższość odsłaniających się tu ławic piaskowców wynosi średnio 1,5 m. Występują również ławice o miąższości kilku–kilkudziesięciocentymetrowej, które litofacjalnie odpowiadają utworom widocznym w kamieniołomie (stanowisko 2 na ryc. 1). Na spągach ławic piaskowców można zauważyć charakterystyczne ichnoskamieniałości *Phycodes* isp. oraz ślady wleczeń klastów. Wewnątrz ławic piaskowca widoczny jest uwęglony detrytus roślinny.

Dostęp do skał jest utrudniony ze względu na znaczną stromość zbocza (nachylenie warstw, podobnie jak stoku, wynosi ok. 70°) oraz jego osłonięcie siatką zabezpieczającą przed opadaniem odłamków skalnych na biegnącą wzdłuż odsłonięcia drogę.

Dodatkowym walorem geologicznym tego terenu jest znajdująca się na wschod-

nim zboczu Kiczery-Żdżaru jaskinia zwana „Jaskinią nad Kamieniołomem” (ryc. 1). Jej powstanie związane jest z procesami osuwiskowymi, licznie występującymi na całym obszarze Beskidu Niskiego. Długość korytarzy „Jaskini nad Kamieniołomem” sięga 25 m, natomiast deniwelacja wynosi 6 m (Mleczek 1998). Dno korytarzy pokrywają liście, skalny gruz i glina. Do jaskini można łatwo trafić. Idąc od strony Łosia tuż przy samej zaporze należy skręcić w prawo. Po przejściu około 120 m znajdują się ścianki skalne, a wśród nich otwór jaskini.

Ichnoskamieniałości

Ważnym elementem geologicznym omawianego terenu są liczne ślady działalności życiowej organizmów (tzw. hieroglify organiczne) na powierzchni skały zwane skamieniałościami śladowymi (Gradziński i in. 1986). Ślady te najłatwiej zaobserwować na powierzchniach piaskowców tworzących rumosz skalny, a występujących nad brzegiem jeziora w Klimkówce. Hieroglifami organicznymi są m.in.: drążenia organizmów, koprolity (kopalne odchody), penetracje w osadzie, tropy, ślady drapieżnictwa. Spotyka się je najczęściej jako odlewy na spągu ławic piaskowców osadzonych z prądów zawiesinowych. Pod względem zachowania producentów owych struktur, ślady te zaliczamy do trzech głównych typów: pascichnia – ślady przemieszczania i żerowania; fodinichnia – ślady żerowiskowe i agrichnia – struktury hodowlane – prawdopodobne hodowle mikroorganizmów (Uchman 2004). Ze względu na charakter i środowisko powstania poszczególne ślady przypisuje się do odpowiednich ichnofacji.

Najliczniejsze odnotowane wokół jeziora ichnoskamieniałości należą do ichnofacji: *Zoophycos* oraz *Nereites*. *Zoophycos* są strukturami żerowiskowymi organizmów żyjących w drobnoziarnistych osadach (mule) tworzących się na szelfie i w głębokim morzu (Uchman 1998). Należące do ichnofacji *Nereites* rodzaje: *Scolicia* isp. (ryc. 3A), *Megagrapton* isp. i *Spirorhaphe* isp. (ryc. 3B) stanowią zachowane ślady będące przejawem aktywności życiowej organizmów penetrujących muł i piasek.

Ichnoskamieniałości pozwalają odtworzyć przybliżone warunki depozycji osadów występujących w danym regionie oraz warunki środowiskowe panujące w zbiorniku, w którym się tworzyły (Uchman 1998, 2004).

Podsumowanie

W ciągu ostatnich lat obserwuje się wzrost zainteresowania otaczającą nas przyrodą, a – co się z tym wiąże – wzrasta potrzeba głębszego poznania i zrozumienia jej funkcjonowania. Ludzie coraz częściej odczuwają potrzebę aktywnego odpoczynku na łonie natury, z dala od miejskiego zgiełku. W efekcie, na terenach interesujących przyrodniczo, wyznaczane są nowe ścieżki dydaktyczne, edukacyjne, widokowe, przyrodnicze. Ścieżki te opatrzone tablicami informacyjnymi pozwalają na samodzielne zdobywanie wiedzy o otaczającej przyrodzie, wskazując jednocześnie kierunki jej ochrony. Informacje prezentowane na tablicach informacyjnych, w większości przypadków dotyczą jednak przyrody ożywionej. Brak na nich danych dotyczących geologii, które wraz ze sferą biotyczną tworzą wspólną całość o komponentach nawzajem uzupełniających się i zarazem przenikających. Tego typu problem występuje także na opisywanym obszarze.

Stosowne uzupełnienia w tej kwestii wydają się konieczne także w przypadku ścieżki przyrodniczo-widokowej „Pieniny Gorlickie”. Jako kolejne punkty dydaktyczne, w istotny sposób wzbogacające tematykę ścieżki, wytypowano trzy odsłonięcia: kamieniołom piaskowca w Łosiu, wychodnię utworów nad brzegiem Ropy w Łosiu i odsłonięcie piaskowców w Klimkówce. Odsłonięcia te umożliwiają prezentację sekwencji skał osadowych i – tym samym – zrekonstruowanie historii geologicznej tego terenu. Ponadto cechują się dodatkowo znaczną wielkością eksponowanych powierzchni skalnych, łatwym dostępem i wyrazistością wyżej opisanych cech, przez co charakteryzu-

ją się istotnymi walorami dydaktycznymi. Ze względu na powyższe cechy odsłonięcia te zostały ponadto zaproponowane do geoochrony jako stanowiska dokumentacyjne.

Wymienione odsłonięcia wymagają jednak odpowiedniego uporządkowania związanego z usunięciem nadmiernie występującej roślinności, uprzątnięciem śmieci pozostawionych w kamieniołomie oraz odpowiednim zabezpieczeniem odsłoniętych utworów przed niszczeniem, nadmierną penetracją itp. Przedpole kamieniołomu można również zagospodarować dla celów rekreacyjno-wypoczynkowych, organizując w tym miejscu plac pod ognisko wraz z ławkami, za które mogą posłużyć bloki skalne. Ścieżkę „Pieniny Gorlickie" można wydłużyć i poprowadzić przez Klimkówkę aż po Uście Gorlickie. Wydłużenie ścieżki wiązałoby się jedynie ze zwiększeniem liczby tablic informacyjnych, na których oprócz informacji dotyczących trzech wyżej opisanych odsłonięć fliszu można umieścić ciekawostki dotyczące skamieniałości śladowych znajdowanych w rumoszu skalnym nad brzegiem jeziora czy opis historycznych miejsc związanych z kulturą łemkowską oraz I i II wojną światową (cerkwie, cmentarze i przydrożne krzyże).

Teren wokół Jeziora Klimkowskiego, a szczególnie przełom rzeki Ropy przez Beskid Niski, bywa porównywany z przełomem Dunajca w Pieninach. Stwierdzenie to w sposób jednoznaczny wskazuje na niezwykłość i piękno tego miejsca. Warto zatem rozważyć kwestię objęcia ochroną całego opisywanego obszaru, tworząc rezerwat krajobrazowy, gdzie ochronie konserwatorskiej będzie podlegać kompleksowo przyroda (ożywiona i nieożywiona) wraz z krajobrazem – statutowym przedmiotem ochrony w tego typu rezerwacie. Inicjatywy te zostaną zgłoszone odpowiednim instytucjom. Utworzenie rezerwatu krajobrazowego wzbudzi większe zainteresowanie turystów tym rejonem i niewątpliwie wpłynie na rozwój geoturystyki i agroturystyki, poprawiając jednocześnie sytuację społeczno-gospodarczą mieszkańców.

PIŚMIENNICTWO

Bąk K., Oszczypko N. 2000. Late Albian and Cenomanian redeposited foraminifera from Late Cretaceous-Paleocene deposits of the Rača subunit (Magura Nappe, Polish Western Carpathians) and their paleogeographical significance. Geol. Carpathica 51 (6): 371–382.

Bromowicz J. 1992. Basen sedymentacyjny i obszary źródłowe piaskowców magurskich. Zesz. Nauk. AGH. Geologia 54: 1–116.

Gradziński R., Kostecka A., Radomski A., Unrug R. 1986. Zarys sedymentologii. Wyd. Geologiczne, Warszawa.

Koszarski L., Sikora W., Wdowiarz S. 1974. The flysch Carpathians. W: Mahel M. (red.). Tectonics of the Carpathian-Balkan Regions. Bratislava: 180–197.

Luboński P. 1999. Beskid Niski – Przewodnik dla prawdziwego turysty. Oficyna Wydawnicza Rewasz, Pruszków.

Mleczek T. 1998. Jaskinie Beskidu Niskiego. W: Pulina M. (red.). Jaskinie polskich Karpat fliszowych. Tom 3. PTPNoZ, Warszawa: 11–166.

Nowicka D. 2004. Dokumentacja geologiczno-inżynierska i realizacja przesłony przeciwfiltracyjnej zbiornika wodnego w miejscowości Klimkówka na rzece Ropa – lata 1980–1994. Charakterystyka geologiczna rejonu zapory [www.hydrogeo.pl].

Nowicka D., Dzierwa K. 2004. Dokumentacja geologiczno-inżynierska i realizacja przesłony przeciwfiltracyjnej zbiornika wodnego w miejscowości Klimkówka na rzece Ropa – lata 1980–1994. Charakterystyka geologiczna czaszy zbiornika [www.hygrogeo.pl].

Oszczypko N., Malata E., Bąk K., Kędzierski M., Oszczypko-Clowes M. 2005. Lithostratigraphy and biostratigraphy of the Upper Albian-Lower/Middle Eocene flysch deposits in the Bystrica and Rača subunits of the Magura Nappe; Western Flysch Carpathians (Beskid Wyspowy

and Gorce Ranges, Poland). Ann. Soc. Geol. Poloniae 75 (1): 27–69.

Oszczypko N., Oszczypko-Clowes M. 2006. Rozwój basenu magurskiego. W: Oszczypko N., Uchman A., Malata E. (red). Rozwój paleotektoniczny basenów Karpat zewnętrznych i pienińskiego pasa skałkowego. Inst. Nauk Geol. UJ, Kraków: 133–164.

Sikora W. 1964. Szczegółowa mapa geologiczna Polski w skali 1:50 000; arkusz M34-91A Gorlice. Wyd. Geol. Warszawa.

Szajnocha W. 1896. Atlas geologiczny Galicyi. Tekst do zeszytu 6. Kom. Fizjogr. AU, Kraków.

Świdziński H. 1934. Uwagi o budowie Karpat fliszowych. Sprawozdania PIG 8 (1): 75–139.

Świdziński H. 1958. Mapa geologiczna Karpat Polskich cz. wschodnia, 1:200 000. Inst. Geol., Warszawa.

Uchman A. 1998. Taxonomy and ethology of flysch trace fossils: revision of the Marian Książkiewicz collection and studies of complementary material. Ann. Soc. Geol. Poloniae 68: 105–218.

Uchman A. 2004. Principles of Ichnology. Uniwersity of Bergen: 1–42.

Węcławik S. 1969. Budowa geologiczna płaszczowiny magurskiej między Uściem Gorlickim a Tyliczem. Pr. Geol. PAN 59: 1–101.

Żytko K., Ślączka A., Gucik S. 1973. Przewodnik po wschodnich Karpatach fliszowych. Wyd. Geologiczne, Warszawa.

SUMMARY

Kotas B. Nature-viewing trail “Pieniny Gorlickie” – flysch exposures proposed for protection

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 473–481, 2010

The study place is situated in the eastern part of Poland, in the Carpathians Mountains, precisely in their part called Beskid Niski. It covers the Klimkowskie Lake surroundings. Klimkowskie Lake is artificial water reservoir which was created upon Ropa river in 1994 year. Geologically, the area is located in the Magura Nappe, in its zone called the Rača Zone.

The rock succession of the Rača zone in this area includes following formations: Łabowa Formation (red and grey, non-calcareous variegated shales), Beloveza Formation (thin bedded, grey, calcareous shales with thin bedded sandstones; the floor surface of sandstone are rich in bioturbations), Magura Formation – Poprad Sandstone Member (thick-bedded, grey, calcareous sandstones consist mainly of quartz and muscovite flakes).

The article shows which places should be protected and pointed out for the public as worth to see, with applicable information about their content and which exposures should be included into the “Pieniny Gorlickie” nature-viewing trail. These points are: exposures of Eocene flysch deposits on the turning of Ropa river in Łosie village (Fig. 1, locality 1), abandoned muscovite sandstone quarry in Łosie village (Fig. 1, locality 2; Fig. 2) and outcrop of sandstone sediments located along the trail leading over the dam on the Ropa river in Klimkówka village (Fig. 1, locality 3).

Geologically interesting are also trace fossils of which can be found in rock debris on the shore of Klimkówka Lake, for example *Scolicia* isp. (Fig. 3A), *Megagrapton* isp., *Spirorhaphe* isp. (Fig. 3B), and quaternary sediments with typical for them structures: landslides, rock falls, slope hooks. These objects make this area more attractive.

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 482–490, 2010

Poczwarówka jajowata *Vertigo moulinsiana* – rzadki gatunek ślimaka chroniony Dyrektywą Siedliskową

Desmoulin's whorl snail *Vertigo moulinsiana* – rare species of snail protected by Habitat Directive

ANNA M. LIPIŃSKA

Instytut Ochrony Przyrody PAN
31–120 Kraków, al. Mickiewicza 33
e-mail: lipinska@iop.krakow.pl

Słowa kluczowe: poczwarówka jajowata, *Vertigo moulinsiana*, Dyrektywa Siedliskowa, wymagania siedliskowe, tereny podmokłe, doliny.

Poczwarówka jajowata *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849) to rzadki i cenny na skalę europejską gatunek ślimaka lądowego. Gatunek ten jest słabo poznany, a liczba stanowisk od początku XX wieku w całej Europie drastycznie spada. W artykule przedstawiono dane na temat biologii i ekologii poczwarówki jajowatej na podstawie literatury oraz zagadnienia ochrony tego gatunku.

Wstęp

Wciąż niewiele wiemy o występowaniu i biologii wielu gatunków bezkręgowców w Polsce. Dobrym przykładem tego rodzaju zwierząt są drobne ślimaki z rodzaju *Vertigo*. Niewielkie rozmiary (mniej niż 3 mm wysokości muszli) utrudniają zarówno wykrycie w środowisku naturalnym, jak i obserwację tych ślimaków. Gatunki z tej grupy charakteryzują się silnym związkiem z terenami naturalnymi, wysoką wrażliwością na wszelkie zmiany zachodzące w środowisku występowania i niewielkimi zdolnościami kolonizatorskimi. Jednocześnie, wiele z nich zagrożonych jest wyginięciem, zarówno w skali kraju, jak i świata. Wszystko to czyni poczwarówki gatunkami szczególnie cennymi i, tym samym, wymagającym wnikliwego poznania.

Niniejszy artykuł poświęcony jest jednemu z najrzadziej występujących w Europie gatunków z rodzaju *Vertigo* – poczwarówce jajowatej *Vertigo moulinsiana*, a jego celem jest przedstawienie istniejącego stanu wiedzy na temat tego słabo poznanego gatunku, a tym samym przybliżenie go przyrodnikom i zainteresowanie ich tym cennym gatunkiem.

Synonimy

Za Pokryszko 1990a:
Pupa moulinsiana (Dupuy, 1849)
Pupa laevigata (Kokeil, in Gallenstein, 1852)
Pupa Charpentieri (Shuttleworth, in Küster, 1852)
Pupa moulinsiana var. *personata* (Moquin–Tandon, 1855)
Vertigo limbata (Moquin–Tandon, 1855)
Vertigo ventrosa (Heynemann, 1862)
Pupa küsteriana (Westerlund, 1875)
Pupa moulinsiana var. *octodentata* (Westerlund, 1878)

Pupa desmoulinsi (Germain, 1913)
Za Seddon 1996:
Vertigo codia (Bourguignat, 1866)

Wygląd

Dla osoby niedoświadczonej poczwarówka jajowata jest trudno dostrzegalna gołym okiem, choć jest największą poczwarówką spośród gatunków z rodzaju *Vertigo* żyjących w Polsce. Jej muszla osiąga bowiem 2,7 mm wysokości i 1,6 mm szerokości. Wygląd muszli jest cechą rozpoznawczą gatunku, charakterystyczna jest jej wielkość i prawoskrętność, a także kolor – żółtawobrązowy, przeświecający. Muszla jest błyszcząca, z widocznym na powierzchni subtelnym prążkowaniem; w jej otworze znajduje się 4 do 8 ząbków, co również jest cechą rozpoznawczą gatunku (Wiktor 2004, Zając 2004; ryc. 1–3). Dla osoby niewprawionej rozpoznanie gatunku bez pomocy klucza do oznaczania ślimaków lądowych jest trudne.

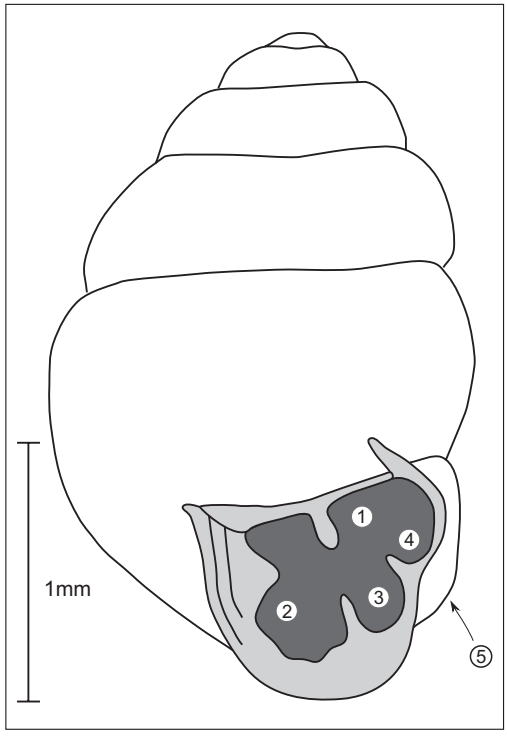
Rozmieszczenie geograficzne

Poczwarówka jajowata jest gatunkiem o zasięgu europejskim, prawdopodobnie holoarktycznym. Największe populacje znajdują się w zachodniej i centralnej Europie (Killeen 1996). W całym swoim zasięgu gatunek ten jest bardzo lokalny i rzadki – ocenia się, że od 1930 roku jego zasięg zmniejszył się o 30–40% (Cameron i in. 2003; Seddon 1996).

W Polsce do niedawna gatunek podawany był zaledwie z kilku stanowisk znajdujących się w okolicach Białowieży (Stara Białowieża, Uroczysko Knihiniówka i Pogorzelce) i na Ziemi Lubuskiej (Lubniewice koło Gorzowa Wlkp.). Nieistniejące już stanowiska poczwarówki jajowatej, zniszczone w ciągu ostatnich 50–60 lat to okolice Dziekanowa Leśnego, Kacperka koło Słomkowa, Trojanowa koło Garwolina, Zastowa, osady Tamy nad Jeziorem Rajgrodzkim oraz okolice Wrocławia (Pokryszko 2004). Ostatnio opisano dwa nowe stanowiska tego ślimaka w dolinie

Ryc. 1. Dwa osobniki poczwarówki jajowatej *Vertigo moulinsiana* na liściu manny mielec *Glyceria maxima* (Umianowice, 12.07.2008 r.; fot. A. Lipińska)
Fig. 1. Two individuals of Desmoulin's whorl snail Vertigo moulinsiana *on Reed Sweetgrass* Glyceria maxima *leaves (Umianowice, 12 July 2008; photo by A. Lipińska)*

Ryc. 2. Poczwarówka jajowata *Vertigo moulinsiana* z wyraźnym, bursztynowym zabarwieniem muszli (Umianowice, 30.09.2009 r.; fot. A. Lipińska)
Fig. 2. Desmoulin's whorl snail Vertigo moulinsiana *with distinct, amber-coloured shell (Umianowice, 30 September 2009; photo by A. Lipińska)*



Ryc. 3. Wielkość i kształt muszli poczwarówki jajowatej *Vertigo moulinsiana* z charakterystycznymi 4 zębami w otworze (1– ząb parietalny, 2 – ząb kolumelarny, 3 i 4 – zęby palatalne, 5 – zgrubienie karkowe)
Fig. 3. Size and shape of Vertigo moulinsiana *shell with characteristic 4 teeth in aperture (1 – parietal teeth, 2 – columellar teeth, 3 and 4 – palatal teeth, 5 – crest)*

Brdy w okolicach miejscowości Korme (gm. Konarzyny) (Myzyk 2004) i w dolinie Nidy koło wsi Umianowice (Zając, Zając 2006).

Inwentaryzacja gatunków i siedlisk prowadzona na terenach Regionalnych Dyrekcji Lasów Państwowych całej Polski w roku 2007 pozwoliła na odkrycie wielu nieznanych dotąd siedlisk tego gatunku. Na terenie Małopolski znaleziono nowe stanowisko poczwarówki jajowatej w Nadleśnictwie Krzeszowice, odkryto również stanowisko tego gatunku w Nadleśnictwie Chełm (A. Lipińska, M. Gołąb – npbl.), a na terenie zachodniej i północno-zachodniej Polski stwierdzono jego występowanie w 26 nowych miejscach: 9 w województwie lubuskim, 8 w wielkopolskim, 7 w zachodniopomorskim, i 2 w kujawsko-pomorskim (Książkiewicz 2009).

Na stan wiedzy o rozmieszczeniu geograficznym gatunku duży wpływ mają szczególne preferencje siedliskowe oraz niewielkie rozmiary ślimaka. Gatunek jest trudno rozpoznawalny gołym okiem, niewiele osób odróżnia go od innych gatunków z rodzaju *Vertigo*. Zróżnicowanie gęstości stanowisk gatunku wewnątrz granic jego zasięgu występowania często zmienia się wraz ze stopniem rozpoznania terenu, jest też oczywistą konsekwencją mozaikowatego charakteru istniejących siedlisk (Pokryszko 2003).

Status ochronny gatunku

W skali międzynarodowej gatunek uznany jest za zagrożony. Wpisano go na *Czerwoną listę*

gatunków zagrożonych IUCN (IUCN 2010) z kategorią LR/cd (gatunki niższego ryzyka zależne od ochrony). Ujęty jest również w Załączniku II Dyrektywy Siedliskowej (Dyrektywa 1992), wymieniającym gatunki roślin i zwierząt będące przedmiotem zainteresowania Unii Europejskiej, których ochrona wymaga wyznaczenia specjalnych obszarów ochrony. W Polsce poczwarówka jajowata została objęta ścisłą ochroną gatunkową (Rozporządzenie 2004) oraz umieszczona na *Czerwonej liście zwierząt ginących i zagrożonych* z kategorią CR (gatunek krytycznie zagrożony; Głowaciński 2002).

Siedlisko

Poczwarówka jajowata żyje na trwale podmokłych bagnach, moczarach i błotach o podłożu wapiennym, graniczących z rzekami, jeziorami i stawami. Ślimak ten najczęściej znajdowany jest na terenach otwartych, nieocienionych (Killeen 2003).

Jednym z najważniejszych czynników determinujących występowanie poczwarówki jajowatej jest poziom wód gruntowych na danym terenie. Istnieje wiele siedlisk pozornie przyjaznych ślimakowi, gdzie jednak nigdy nie był on notowany właśnie ze względu na zbyt niski poziom wód gruntowych (McInnes, Tattersfield 2003).

Wymagania hydrologiczne poczwarówki jajowatej gruntownie przebadano w Wielkiej Brytanii na terenie Chilton Foliat i Thompson Common stanowiących część Norfolk Valley Fens Special Areas of Conservation (McInnes, Tattersfield 2003). Stwierdzono, że maksymalna liczebność populacji ślimaka występuje tam, gdzie poziom wody utrzymuje się ponad gruntem przez cały rok, a średni roczny poziom wód jest wyższy niż 0,25 m ponad powierzchnię gruntu (hydrologiczne optimum; tab. 1). Średnia gęstość występowania ślimaka związana jest z warunkami, gdzie poziom wody nie przekracza 0,2 m powyżej poziomu gruntu, a okresowo opada do 0,2 m poniżej. Niskie liczebności ślimaka stwierdzano przy poziomie wody na głębokości 0,4 m poniżej poziomu gruntu – w tych warunkach populacja raczej się nie utrzymuje. Stwierdzono, że minimalny poziom wód gruntowych konieczny dla występowania gatunku na badanym terenie to –0,5 m latem i –0,4 m zimą.

Roślinność

Killeen (2003) wymienia wiele siedlisk typowych dla gatunku w Wielkiej Brytanii. Wśród nich za najbardziej charakterystyczne uchodzą tereny podmokłe porośnięte manną mielec *Glyceria maxima* i różnymi gatunkami turzyc *Carex* spp. Killeen (2003) wymienia też podmokłe łąki z charakterystyczną gęsto rosnącą roślinnością nad brzegami stawów i jezior (kłoć wiechowata *Cladium mariscus* oraz kępy turzyc – *Carex elata* i *C. paniculata*), a także błota porośnięte trzciną pospolitą *Phragmites australis*.

Według Killeena (2003) poczwarówkę jajowatą znajdowano na wielu gatunkach roślin, ale w większości przypadków były to wysokie rośliny jednoliścienne, głównie: manna mielec, turzyce (*Carex riparia*, *C. acutiformis*, *C. paniculata*, *C. elata*), kłoć wiechowata, trzcina pospolita, pałka szerokolistna *Typha latifolia* i wąskolistna *T. angustifolia*, jeżogłówka gałęzista *Sparganium erectum*, kosaciec żółty *Iris pseudacorus*, mozga trzcinowata *Phalaris arundinacea*.

Poza gatunkami roślin wymienionymi powyżej, w Wielkiej Brytanii ślimak notowany był również na wiązówce błotnej *Filipendula ulmaria* i na sitach *Juncus* spp. Późnym latem

Tab. 1. Wymagania hydrologiczne poczwarówki jajowatej (McInnes, Tattersfield 2003, zmienione)
Tab. 1. Hydrological requirements of Desmoulin's whorl snail (McInnes, Tattersfield 2003, modified)

Liczebność populacji *Abundance*	Średni roczny poziom wód gruntowych *Mean annual water level* (m)	Zasięg wahań poziomu wód gruntowych *Range of fluctuation in water level* (m)
Wysoka liczebność *High*	> 0,25	0–0,6
Średnia liczebność *Medium*	0	–0,2–0,2
Niska liczebność *Low*	< 0	–0,4–0

i wczesną jesienią, kiedy liczebność ślimaka osiąga swoje maksimum, znajdowany był on niemal na wszystkich roślinach obecnych na zajmowanym przez niego terenie, włączając pokrzywę zwyczajną *Utrica dioica*, sadziec konopiasty *Eupatorium cannabinum*, kozłek lekarski *Valeriana officinalis*, szczaw *Rumex* sp., rdest ziemnowodny *Polygonum amphibium*, psiankę słodkogórz *Solanum dulcamara*, miętę nadwodną (wodną) *Mentha aquatica*, lepiężnika różowego *Petasites hybridus*, a także gatunki z rodzajów wierzbownica *Epilobium* spp., olsza *Alnus* spp. i wierzba *Salix* spp.; znajdowano go nawet na drewnianych elementach płotów (Killeen 2003).

Charakterystyka mikrosiedliska

Poczwarówka jajowata w zależności od pory roku występuje na różnych poziomach roślinności. Inne gatunki *Vertigo* terenów podmokłych żyją na niższej roślinności lub w ściółce (Killeen 2003).

Wiosną ślimaki znajdowane są nisko, głównie na łodygach i liściach roślin jednoliściennych, potem wspinają się na roślinność przez okres lata i jesieni osiągając wysokość ponad 2 m nad ziemią. W populacjach o dużej liczebności na pojedynczej krawędzi liścia można znaleźć nawet 100 osobników. Wraz z nadejściem zimy ślimaki schodzą nisko nad poziom gruntu. W siedliskach o zwartej roślinności, zdominowanej przez turzyce, zwierzęta zimują zarówno na liściach, na powierzchni ziemi, jak i pod okapem roślinności, w ściółce. W przypadku dużych kęp turzycy, zwierzęta znajdowane są w wewnętrznej zbitej części kępy i towarzyszącej jej ściółce. W środowiskach bardziej otwartych, szczególnie tych opanowanych przez mannę mielec, która zimą łamie się i obumiera, ślimaki znajdowane są wśród ściółki i gnijącej roślinności (Killeen 2003).

Historia życia

Brakuje szczegółowych badań historii życia poczwarówki jajowatej. Jedyne istniejące dane pochodzą z badań na populacjach tego gatunku zamieszkujących Wielką Brytanię i Polskę.

Rozród i wzrost

Gatunek jest hermafrodytyczny, ale wewnątrz populacji wszystkich gatunków *Vertigo* występują osobniki eufalliczne (posiadające penis) i afalliczne (pozbawione penisa) (Pokryszko 1987, 1990b). Dane na ten temat są nieliczne. Jak podaje Pokryszko (1990a), na 46 osobników poddanych badaniu (populacje z Polski i Francji) 25 było eufallicznych, a 21 afallicznych. Opis i ilustracje układu rozrodczego ślimaka opublikowano w pracy Pokryszko (1990b). Według Myzyka (2005) wymiary jaj poczwarówki jajowatej wahają się w granicach od 0,55 mm do 0,87 mm, ze średnią 0,737 mm (SD ± 0,041).

Jedynym gatunkiem *Vertigo*, którego historia życia została zbadana szczegółowo jest poczwarówka drobna *Vertigo pusilla* (Pokryszko 1990b). Choć jest to gatunek sucholubny, informacje o reprodukcji i wzroście wydają się odpowiednie dla innych gatunków *Vertigo*, włączając poczwarówkę jajowatą. W warunkach laboratoryjnych kopulacje obserwowano rzadko, ale jeśli występowały, osobniki eufalliczne funkcjonowały jako samce, a afalliczne jako samice. Jaja składane były pojedynczo, rzadziej po dwa, w odstępach od 3 do 20 dni, w okresie od marca do października, z maksimum aktywności reprodukcyjnej przypadającym na wiosnę i wczesne lato. Rozwój jaj trwał od 7 do 11 dni. Muszla osobników wkrótce po opuszczeniu jaja liczy 1,5 zwoju; przy odpowiedniej wilgotności i dostępie do pożywienia osobniki te osiągały pełne rozmiary w 30–40 dni od momentu opuszczenia jaja. W przypadku niektórych osobników składanie jaj obserwowano nawet w 2 dni po zakończeniu wzrostu muszli. Długość życia osobników, w warunkach laboratoryjnych wynosiła od 10–15 (u większości osobników) do 17 miesięcy (u niektórych). Zależnie od pory wylęgu i warunków środowiskowych stwierdzano 3 lub 4 generacje w ciągu roku (Pokryszko 1990b).

Gęstość populacji i struktura wiekowa

Populacje podlegają drastycznym sezonowym zmianom liczebności i struktury wiekowej. W Polsce stwierdzono wzrost liczebności poczwarówki drobnej od 100 do 900 osobników/m^2 w okresie od lutego do kwietnia, maja i czerwca. W tym samym czasie odsetek młodych od 0 czy kilku procent w lutym wzrósł do maksymalnej liczebności ponad 80% w kwietniu (Pokryszko 1990b). Z kolei, największą liczebność poczwarówki zwężonej *Vertigo angustior* stwierdzono (Killeen 2003) w październiku i listopadzie. Osobniki dorosłe dominują tu w czerwcu i lipcu (80% osobników), podczas gdy w listopadzie 60–70% osobników to młode. Dynamika populacji poczwarówki jajowatej wydaje się bliższa poczwarówce zwężonej niż drobnej. Z obserwacji prowadzonych w Wielkiej Brytanii wynika, że w przypadku poczwarówki jajowatej w połowie lipca w populacji dominują osobniki dorosłe (do 90%). Wzrost liczebności osobników młodocianych obserwuje się na początku września, a okres ich największej liczebności koncentruje się w połowie października, kiedy to stanowią one do 80% populacji. Niską liczebność osobników, zarówno dorosłych, jak i młodocianych, późną wiosną i wczesnym latem wywołuje wysoka śmiertelność młodych zimą. Obecność pewnej liczby osobników młodocianych wczesną wiosną wskazuje na to, że wylęganie się z jaj zachodzi zarówno przed, jak i po miesiącach zimowych (Killeen 2003).

Dla poczwarówki jajowatej charakterystyczne są fluktuacje liczebności występujące z roku na rok; populacje zdają się mieć „dobre" i „złe" lata. Nie stwierdzono przyczyny tego zjawiska, nie wiadomo zatem, czy jest to naturalny cykl charakterystyczny dla gatunku, czy też jest to wynikiem wpływu pogody na populacje w czasie aktywnego sezonu (Killeen 2003). Fluktuacje te nie pozwalają na ustalenie przedziałów optymalnej liczebności populacji (Killeen 2002). Stanowi to poważną przeszkodę przy oszacowaniu stabilności populacji i utrudnia rozpoznanie stopnia zagrożenia gatunku.

Ogólny wzór zmian struktury i zagęszczenia populacji, z przewagą liczebności osobników dorosłych w środku lata i eksplozją liczebności osobników młodocianych od późnego lata do wczesnej jesieni, stwierdzono na wszystkich stanowiskach znajdujących się w Wielkiej Brytanii, choć fluktuacje te nie zachodziły synchronicznie (Killeen 2003).

Kolonizacja i rozprzestrzenianie

Zdolność do kolonizacji nowych siedlisk zaobserwowano w Wielkiej Brytanii, ale mechanizm nie jest pewny (Killeen 2003). Wydaje się, że w warunkach naturalnych ślimaki te potrafią unosić się na powierzchni wody samodzielnie lub przyczepiając się do pływającej roślinności i w ten sposób mogłyby być rozprzestrzeniane podczas powodzi. Uważa się też, że rozprzestrzenianie ślimaków odbywa się przy udziale zwierząt: na sierści ssaków i stopach lub piórach ptaków. Jak podaje Kileen (2003), obecność ślimaka na polderach rzecznych udowodniła jego zdolność do kolonizacji utworzonych terenów podmokłych.

Pożywienie

Uważa się, że poczwarówka jajowata żywi się grzybami, glonami i prawdopodobnie bakteriami występującymi na roślinności bagiennej i gnijących roślinach wyższych (Killeen 2003).

Relacje z innymi gatunkami ślimaków

Z badań przeprowadzonych przez Killeena (1996) wynika, że na typowych siedliskach poczwarówki jajowatej, gdzie występuje ona w wysokiej liczebności, różnorodność gatunkowa innych ślimaków jest raczej niska. Najprawdopodobniej jest to efektem stopnia zacienienia siedliska, gdyż w odróżnieniu od poczwarówki jajowatej, większość ślimaków preferuje miejsca ciemne i wilgotne.

Ochrona i zarządzanie obszarami występowania

Istnieją przekonujące dowody na ustępowanie gatunku w obrębie zasięgu jego występowania (Killeen 1996). Jak podaje Killeen (2003),

poczwarówka jajowata jest zależna od ochrony siedlisk i utrzymania wysokich poziomów wód, co czyni ją gatunkiem wrażliwym na zmiany zachodzące w siedliskach. Osuszanie terenów podmokłych to główny powód ustępowania ślimaka z obszaru Europy. Inne czynniki to:

- zmiany w hydrologii (tj. ubytek wody, drenaż) prowadzące do obniżenia poziomu wód gruntowych i zaniku okresowych powodzi;
- regulacja rzek prowadząca do zaniku siedlisk podmokłych;
- regularne wycinanie roślinności brzegowej niezbędnej do powstania charakterystycznego mikroklimatu wraz z bazą pokarmową gatunku;
- zmiany użytkowania ziemi, np. wprowadzenie wypasu lub koszenia roślinności;
- zarastanie przez zarośla lub obce gatunki roślin, co może prowadzić do zbytniego ocienienia i osuszenia terenu;
- intensywny wypas na terenach podmokłych łąk – zgryzanie roślinności i zadeptywanie terenu;
- wprowadzenie wypalania lub wycinania roślinności na terenach, gdzie wcześniej tego nie stosowano, przy czym gatunek wydaje się tolerować koszenie, jeśli jest ono prowadzone tradycyjną metodą, a część terenu pozostawia się nietkniętą (Killeen 1996);
- stosowanie pestycydów, herbicydów, eutrofizacja wód – zmieniające skład chemiczny, wód i gleb, a także skład gatunkowy siedlisk;
- rozrost zagajników olchowych prowadzący do zbytniego zacienienia (Killeen 2003).

Zarządzanie obszarami zasiedlanymi przez ślimaka powinno skupiać się na utrzymaniu warunków preferowanych przez gatunek. Poziom wody musi pozostawać w pobliżu poziomu gruntu tak, aby jego powierzchnia była co najmniej wilgotna przez większą część lata, choć krótkotrwałe sezonowe przesuszenia zdają się być tolerowane przez ślimaka. Relatywnie wysoki poziom wód gruntowych przyczynia się do utrzymania wysokiej wilgotności wśród roślinności.

Niemniej jednak siedlisko nie może się stać na tyle podmokłe, aby zapanowały na tym terenie rośliny wodne, tj. rukiew wodna *Rorippa nasturtium-aquaticum* czy selery węzłobaldachowe *Apium nodiflorum*. Permanentne zalewanie terenu również może być czynnikiem szkodliwym ze względu na brak warunków do wykształcenia ściółki, w której ślimak mógłby przezimować i brak miejsc do składania jaj.

Zagadnienia wymagające dalszych badań

Dalszych badań wymaga historia życia poczwarówki jajowatej. Obecna wiedza na temat tego ślimaka bazuje na porównaniu z innymi gatunkami rodzaju *Vertigo* z założeniem podobieństwa między nimi. Prace powinny uwzględniać badania hodowlane nad reprodukcją i wzrostem, a monitoring liczebności pozwoliłby na określenie struktury i dynamiki populacji ślimaka.

Dodatkowych badań wymaga behawior tych zwierząt, a szczególnie związek pomiędzy wilgotnością i temperaturą. Konieczne jest też ustalenie miejsc zimowania osobników tego gatunku z uwzględnieniem różnych siedlisk. Wiedza na ten temat pozwoliłaby stwierdzić, w jaki sposób miejsce zimowania wpływa na strukturę populacji, śmiertelność i odnowienie populacji wiosną. Prace powinny uwzględniać siedlisko i topografię terenu, a także kwestię wpływu interakcji tych czynników na populacje poczwarówki jajowatej, szczególnie w okresach panowania warunków niekorzystnych dla ślimaka.

W związku z przeniesieniem jednego z siedlisk poczwarówki jajowatej w Wielkiej Brytanii, podyktowanego budową obwodnicy, na nowym siedlisku prowadzony jest stały monitoring od roku 1996 (Stebbings, Killeen 1998). Jak dotąd, są to jedyne dostępne dane dotyczące rozprzestrzeniania i możliwości kolonizacyjnych gatunku, choć wiedza na ten temat jest niezbędna dla jego skutecznej ochrony.

Szczegółowych badań wymaga wpływ zarządzania obszarowego, a także ze względu na silny związek ślimaka z terenami o wysokim poziomie wód gruntowych – badań nad czynnikami krytycznymi dla takich siedlisk. Tego typu badania będą pomocne przy ochronie

istniejących i przy ewentualnej rekonstrukcji zniszczonych siedlisk (Killeen 2003).

Dalszych badań wymaga wiele innych istotnych aspektów związanych z występowaniem poczwarówki jajowatej, tj. wpływ wylewów rzek, chemizm wody, a szczególnie pH, chemizm gleby, a także drapieżnictwo i konkurencja z innymi gatunkami (McInnes, Tattersfield 2003). W 2003 roku English Nature – jedna z agencji rządowych w Wielkiej Brytanii – w serii *Conserving Natura 2000 Rivers Monitoring Series* wydała raport dotyczący standardowego postępowania przy prowadzeniu monitoringu poczwarówki jajowatej (Killeen, Moorkens 2003). Opracowanie to dotyczy w dużej mierze określenia wymagań siedliskowych i ekologii gatunku, ale dzięki standaryzacji metod postępowania może być narzędziem do zbadania tych aspektów i określenia statusu poczwarówki jajowatej na obszarze całej Europy.

Zakończenie

Spośród gatunków drobnych bezkręgowców wiele ma status zagrożonych wyginięciem, co niejednokrotnie wynika z drobnych rozmiarów ciała. Często z tej samej przyczyny rola tych zwierząt w ekosystemach jest bagatelizowana. Niewielkie znaczenie przypisuje się też małym obszarom terenów podmokłych. Tymczasem, tak jak w przypadku poczwarówki jajowatej, dzięki niewielkim rozmiarom ciała, silne populacje cennych gatunków bezkręgowców zasiedlają niekiedy nawet kilkuarowe fragmenty przestrzeni. Poznanie biologii i ekologii takich gatunków, zasadnicze dla poznania ich roli w ekosystemach, pozwoliłoby właściwie określić stopień zagrożenia gatunkowego tych zwierząt i przyczynić się do właściwej oceny niewielkich powierzchni terenów podmokłych.

PIŚMIENNICTWO

Cameron R.A.D., Colville B., Falkner G., Holyoak G A., Hornung E., Killeen I.J., Moorkens E A., Pokryszko B.M., Proschwitz T. von, Tattersfield P., Valovirta I. 2003. Species Accounts for snails of the genus Vertigo listed in Annex II of the Habitat Directive: *V. angustior*, *V. genesii*, *V. geyeri* and *V. moulinsiana* (*Gastropoda*, *Pulmonata*: *Vertiginidae*). Heldia 5: 151–170.

Dyrektywa 1992. Dyrektywa Rady 92/43/EWG z dnia 21 maja 1992 roku w sprawie ochrony siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory [http://natura2000.mos.gov.pl/natura2000/pl/?s=42].

Głowaciński Z. (red.) 2002. Czerwona lista zwierząt ginących i zagrożonych w Polsce. IOP PAN, Kraków.

IUCN 2010. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.1 [htpp://www.iucnredlist.org].

Killeen I.J. 1996. An assessment of the status and distribution of the terrestrial pulmonate snail *Vertigo moulinsiana* (Dupuy) in the Kennet and Lambourn Valleys, Berkshire. W: Drake C.M. (red.). *Vertigo moulinsiana* – surveys and studies commissioned in 1995–1996. Eng. Nature Res. Rep., Peterborough 217: 9–24.

Killeen I.J. 2002. Surveys of EU Habitats Directive Vertigo species in England: 3. *Vertigo moulinsiana* Part 1: Summary and monitoring protocol. Eng. Nature Res. Rep., Peterborough 450: 27.

Killeen I.J. 2003. Ecology of Desmoulin's Whorl Snail. Conserving Natura 2000 Rivers Ecology Series No. 6. English Nature, Peterborough.

Killeen I.J., Moorkens E.A. 2003. Monitoring Desmoulin's Whorl Snail, *Vertigo moulinsiana*. Conserving Natura 2000 Rivers Monitoring Series No. 6, English Nature, Peterborough.

Książkiewicz Z. 2009. New localities of *Vertigo moulinsiana* (Dupuy 1849) (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*) in northwestern Poland. Folia Malacol. 17 (4): 219–222.

McInnes R.J., Tattersfield P. 2003. Hydrological requirements of *Vertigo moulinsiana*. Res. Rep., Peterborough 549.

Myzyk S. 2004. A new locality of two rare *Vertiginid* species (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*) in NW Poland. Folia Malacol. 12 (2): 57–61.

Myzyk S. 2005. Egg structure of some *Vertiginid* species (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*). Folia Malacol. 13 (4): 169–175.

Pokryszko B.M. 1987. On the aphally in the *Vertiginidae* (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*). J. Conch. 32: 365–376.

Pokryszko B.M. 1990a. The *Vertiginidae* of Poland (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*) – a systematic monograph. Ann. Zool. 43: 133–257.

Pokryszko B.M. 1990b. Life history and population dynamics of *Vertigo pusilla* O.F. Mòller, 1774 (*Gastropoda*: *Pulmonata*: *Vertiginidae*), with some notes on shell and genital variability. Ann. Zool. 43: 407–432.

Pokryszko B.M. 2003. *Vertigo* of continental Europe – autecology, threats and conservation status (*Gastropoda*, *Pulmonata*: *Vertiginidae*). W: Speight M.C.D., Moorkens E.A., Falkner G. (red.). Proceedings of the Workshop on Conservation Biology of European *Vertigo* species, Dublin, kwiecień 2002. Heldia 5: 13–25.

Pokryszko B.M. 2004. *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849). Poczwarówka jajowata. W: Głowaciński Z., Nowacki J. (red.). Polska czerwona księga zwierząt. Bezkręgowce. IOP PAN, Kraków. [http://www.iop.krakow.pl/pckz/default.asp?nazwa=default&je=pl]

Rozporządzenie 2004. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 28 września 2004 roku w sprawie gatunków dziko występujących zwierząt objętych ochroną. Dz. U. Nr 220 (2004), poz. 2237.

Seddon M.B. 1996. Distribution of *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849) in Europe. W: Drake C.M. (red.). *Vertigo moulinsiana* – surveys and studies commissioned in 1995–1996. Eng. Nature Res. Rep., Peterborough 217: 25–41.

Stebbings R.E., Killeen I.J. 1998. Translocation of the habitat for the snail *Vertigo moulinsiana* in England. J. Conch., Special Publication 2: 191–204.

Wiktor A. 2004. Ślimaki lądowe Polski. Mantis, Olsztyn.

Zając K. 2004. *Vertigo (Vertigo) moulinsiana* (Dupuy, 1849) Poczwarówka jajowata. W: Adamski P., Bartel R., Bereszyński A., Kepel A., Witkowski Z. (red). Gatunki zwierząt (z wyj. Ptaków). Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Tom 6. Ministerstwo Środowiska, Warszawa: 158–161.

Zając A., Zając K. 2006. Nowe stanowisko poczwarówki jajowatej *Vertigo moulinsiana* (Dupuy, 1849) w dolinie Nidy. Chrońmy Przyr. Ojcz. 62 (2): 105–109.

SUMMARY

Lipińska A.M. Desmoulin's whorl snail *Vertigo moulinsiana* – unknown species protected by Habitat Directive

Chrońmy Przyr. Ojcz. **66** (6): 482–490, 2010

Desmoulin's whorl snail is a rare and valuable species of land snail on an European scale. So far the species was rarely described. In spite of passage of time, the state of knowledge in this subject practically doesn't increase, whereas since the beginning of XX century, number of sites of the species decrease drastically in whole Europe. The article presents a review of available knowledge in the subject of biology and ecology of Desmoulin's whorl snail and the species protection issues.