

**OCHRONA ŻÓŁWIA BŁOTNEGO,
TRASZKI GRZEBIENIASTEJ I KUMAKA NIZINNEGO**



MARIUSZ RYBACKI, MAREK MACIANTOWICZ

Ochrona żółwia błotnego, traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego

z instrukcjami do wyszukiwania gatunków w terenie

WYDAWNICTWO KLUBU PRZYRODNIKÓW

ŚWIEBODZIN 2006



Ochrona żółwia błotnego, traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego
- Mariusz Rybacki, Marek Maciantowicz

© 2006 Wydawnictwo Klubu Przyrodników

Sprzedaż i dystrybucję książki prowadzi Wydawnictwo Klubu Przyrodników,
ul. 1 Maja 22, 66-200 Świebodzin, tel./fax 0683828236, kp@kp.org.pl,
księgarnia internetowa: www.kp.org.pl

Wydano w ramach projektu LIFE „Protection of Emys orbicularis and amphibians in the North European lowlands (LIFE05NAT/LT/000094) oraz programu Klubu Przyrodników „Aktywna ochrona żółwia błotnego, kumaka nizinnego i traszki grzebieniastej na terenie Polski Zachodniej”



Adresy autorów: dr inż. Marek Maciantowicz: maciant@poczta.onet.pl, 603077979
dr Mariusz Rybacki: rybacki@man.poznan.pl, 605229378

Recenzent: prof. dr hab. Leszek Berger

Zdjęcia na okładce: żółwie błotne (Andrzej Pestkowski), traszka grzebieniasta (Bogusław Kozik),
kumak nizinny (Joanna Mazgajska)

Rysunki: Piotr Kułak, Mariusz Rybacki

Tłumaczenia: Bogusława Mróz

Skład i druk: Drukarnia SONAR sp. z o.o., ul. Młyńska 4, 66-400 Gorzów Wlkp.,
tel. 095 7368835

ISBN 83-87846-90-2

Spis treści:

Wstęp	5
Sieć Natura 2000 i program LIFE.....	8
ŻÓŁW BŁOTNY - <i>Marek Maciantowicz</i>	13
Charakterystyka gatunku	14
Instrukcja wyszukiwania stanowisk żółwia błotnego.....	35
Zagrożenia populacji i siedlisk żółwia błotnego	57
Metody ochrony żółwia błotnego	64
TRASZKA GRZEBIENIASTA I KUMAK NIZINNY - <i>Mariusz Rybacki</i>	73
Dlaczego giną nasze płazy?	74
Traszka grzebieniasta	79
Kumak nizinny	104
Zagrożenia populacji i siedlisk traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego.....	127
Instrukcja wyszukiwania traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego w terenie	139
Metody ochrony traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego	149
Czynna ochrona płazów - co dotychczas zrobiono w Polsce?.....	158
Literatura	164
Summary	172
Zusammenfassung	174
Indeks	176

Podziękowania:

Autorzy pragną podziękować za cenne uwagi Martinie Meeske, Kubie Rybczyńskiemu, Heidrun Beckmann oraz Andrzejowi Różyckiemu. Za udostępnienie fotografii serdecznie dziękujemy: Krzysztofowi Baldemu, Maciejowi Bonkowi, Larsowi Briggsowi, Finnowi Hansenowi, Bogusławowi Kozikowi, Joannie Mazgajskiej, Andrzejowi Pestkowskiemu, Norbertowi Schneeweissowi, Sylwii Sikorze i Matthiasowi Stoeferowi.

WSTĘP

Żółw błotny – gad osłonięty pancerzem, traszka grzebieniasta – płaz z długim ogonem, przypominający jaszczurkę i kumak nizinny podobny do małej ropuchy. Dlaczego tak różne gatunki zwierząt są omawiane wspólnie? Co je łączy? Odpowiedź na te pytania jest złożona i wymaga poznania szeregu aspektów biologii i ekologii tych zwierząt, jednak pewne podstawowe zagadnienia przemawiające za ich wspólnym omawianiem, zostaną przedstawione w tym krótkim wstępie.

Intensywne przemiany środowiska przyrodniczego w Polsce zostały zapoczątkowane przez człowieka już w X wieku. Wraz z rozwojem osadnictwa i rolnictwa w szybkim tempie zmniejszały się powierzchnie obszarów leśnych. Wiek XVIII i XIX to okres wielkoobszarowych melioracji prowadzonych na dużą skalę w dolinach większych rzek, którego wynikiem było obniżenie się poziomu wód gruntowych i drastyczne zmniejszenie się powierzchni terenów podmokłych. Szczególnie jaskrawym przejawem negatywnych zmian środowiskowych, które nastąpiły w następstwie odwodnień obszarów bagiennych i regulacji rzek był całkowity zanik większości małych i średnich zbiorników wodnych. Na Nizinie Wielkopolskiej ich liczba, w porównaniu z końcem XIX wieku, po II wojnie światowej zmniejszyła się aż o 80% (Kaniecki 1991). Proces ten trwa nadal.

Poza rolnictwem istotny wpływ na degradację środowiska miał rozwój przemysłu, zapoczątkowany w XIX wieku oraz postępująca urbanizacja. Podobnie jak w przypadku rolnictwa, czynniki te odegrały ogromną rolę w niszczeniu środowisk wodnych i podmokłych. Przemysł pochłania olbrzymie ilości wody, oddając w zamian naturze toksyczne ścieki. Wzrost liczby ludności zwiększa zapotrzebowanie na wodę, przetwarzaną potem w ścieki komunalne, dodatkowo pogarszając stan środowiska i zwiększając deficyt czystej wody.

Wraz z zanikiem siedlisk wodnych dramatycznie zaczęła spadać liczebność wielu gatunków zwierząt, których życie jest z nimi nierozzerwalnie związane. Jednym z przykładów jest żółw błotny, który jest jedynym krajowym gadem uzależnionym od występowania obok siebie tak skrajnych biotopów jak obszary wodne, w których żyje przez cały rok oraz bardzo suche tereny lądowe, na których rozwijają się jego jaja. Dramatyczna sytuacja tego gatunku spowodowała, że jako jeden z pierwszych kręgowców został objęty ochroną już w 1935 r. Obecnie należy do najrzadszych kręgowców nie tylko w Polsce, ale i w Europie, a w wielu krajach wyginął lub jest na skraju wymarcia.

Płazy to kolejne zwierzęta, które do życia potrzebują zarówno siedlisk wodnych, jak i lądowych. Ich łacińska nazwa *Amphibia* oznacza życie w dwóch środowiskach. Niektóre gatunki płazów krajowych żyją na lądzie, inne w wodzie, ale wszystkie rozmnażają się w środowisku wodnym i bez niego giną. Naga i przepuszczalna skóra czyni je bardzo wrażliwymi na różnego typu zanieczyszczenia. Są również mało mobilne, co

powoduje, że w razie zagrożenia nie mogą się szybko przenieść na tereny bezpieczne. Te cechy powodują, że płazy należą do zwierząt, które w największym stopniu narażone są na wpływ szeregu czynników destabilizujących środowisko ich życia. Uwzględniając z kolei fakt, że tym środowiskiem są najczęściej małe zbiorniki, w których bardzo łatwo może nastąpić zachwianie równowagi biologicznej, otrzymamy ogólny obraz zagrożeń płazów we współczesnym świecie.

Traszka grzebieniasta i kumak nizinny są bardziej niż większość innych płazów związane ze środowiskiem wodnym, a przy tym bardziej wybredne i wymagające w jego doborze. Nie należą wprawdzie do gatunków najrzadszych w Europie, ale cechuje je szybkie tempo zanikania ich populacji.

Przez długie lata ochrona płazów i gadów w Polsce ograniczała się jedynie do przepisów prawnych, których nie egzekwowano. Poza żółwiem ochroną objęto już dawno wszystkie płazy, w tym traszkę grzebieniastą i kumaka nizinnego. Jednak na tym się skończyło. Uważano, że jeżeli w Dzienniku Ustaw pojawi się zapis: gatunek prawnie chroniony, nie wolno łąpać, zabijać itd., to problem rozwiąże się sam. Pomimo że już w latach 80. XX wieku naukowcy zwracali uwagę na zmniejszanie się liczebności tych zwierząt, nie robiono praktycznie nic, aby temu zapobiec. Dopiero w latach 90. zrozumiano, że efektywną ochronę gatunku może zapewnić tylko pełna ochrona środowiska, w którym on żyje. Niestety, w Polsce nadal niewiele miejsc występowania i rozrodu żółwia, traszki i kumaka objętych jest ochroną, większość małych zbiorników jest zaśmiecana, zatruwana ściekami, związkami chemicznymi z pól, zasypywana, a tereny podmokłe osusza się w wyniku niewłaściwie przeprowadzanych melioracji. Dzieje się tak, mimo że już 10 lat temu w przepisach dotyczących ochrony przyrody pojawiły się zapisy mówiące o zakazie niszczenia śródpolnych i śródleśnych oczek wodnych, bagien i torfowisk. Wprawdzie już w połowie lat 90. zaczęto podejmować pewne konkretne działania w ramach czynnej ochrony płazów i żółwia błotnego, ale ich zakres jest ciągle niewystarczający. Jednak wydaje się, że dla polskiej przyrody zapaliło się ostatnio zielone światło – Unia Europejska.

W Polsce, po jej przystąpieniu do UE, zaczęło także obowiązywać prawo unijne. Jeszcze w latach 90. XX w. Polska ratyfikowała niektóre umowy prawa europejskiego, dotyczące ochrony zagrożonej fauny i flory. Do najważniejszych należą: Konwencja Bońska o ochronie zwierząt wędrownych, Konwencja Berneńska o ochronie europejskiej przyrody żywej i siedlisk naturalnych oraz Dyrektywa Ptasia o ochronie dziko żyjących ptaków i Dyrektywa Siedliskowa o ochronie siedlisk naturalnych oraz fauny i flory (obie dyrektywy zostały ratyfikowane po naszym przystąpieniu do UE). Właśnie Dyrektywa Siedliskowa stała się podstawą utworzenia Europejskiej Sieci Ekologicznej NATURA 2000, która ma odgrywać główną rolę w ochronie różnorodności biologicznej krajów członkowskich UE. Jej zadaniem jest ochrona zagrożonych siedlisk, zwierząt i roślin. Spośród krajowych gatunków płazów i gadów tylko 5 znalazło się na liście NATURA 2000: żółw błotny (jedyne gad), traszka grzebieniasta i kumak nizinny oraz dwa gatunki płazów górskich: traszka karpacka i kumak górski.

Objęcie tych gatunków ochroną w ramach sieci NATURA 2000 stwarza nadzieję na znaczącą poprawę ich sytuacji w naszym kraju, tym bardziej, że wreszcie także państwo jest zobowiązane do podjęcia konkretnych kroków w celu powstrzymania ich zaniku.

Aby działania w ramach czynnej ochrony tych gatunków były w pełni efektywne i nie ograniczały się tylko do udziału w nich grupki zapaleńców, należało im nadać szerszy, ogólnospołeczny wymiar. Właśnie temu ma służyć przedstawione opracowanie omawiające najważniejsze aspekty ich biologii i ekologii, zagrożeń oraz metod ochrony. Praca ta powstała w ramach programu finansowanego przez komisję UE LIFE:

LIFE05NAT/LT/000094. „Protection of *Emys orbicularis* and amphibians in the North European lowlands” (Ochrona żółwia błotnego i płazów na nizinach północnej Europy). Jest to projekt międzynarodowy, w którym biorą udział partnerzy z Polski, Niemiec, Litwy i Danii. Polskim sponsorem strategicznym projektu jest Eko-Fundusz.

SIĘĆ NATURA 2000 i PROGRAM LIFE

Podstawy prawne sieci Natura 2000

U podstaw sieci Natura 2000 znajdują się dwie ważne dyrektywy Unii Europejskiej, Dyrektywa Ptasia i Dyrektywa Siedliskowa:

- Dyrektywa Rady 79/409/EWG o ochronie dziko żyjących ptaków, znana jako **Dyrektywa Ptasia** uchwalona została 2 kwietnia 1979 roku. Ustala zasady ochrony, gospodarowania i regulowania liczebności gatunków dzikich ptaków oraz podaje zasady dopuszczalnego ich wykorzystania.
- Dyrektywa Rady 92/43/EWG o ochronie naturalnych siedlisk oraz dziko żyjącej fauny i flory, znana jako **Dyrektywa Siedliskowa** uchwalona została 21 maja 1992 roku.

Te dwa fundamentalne akty prawne stanowią podstawę dla ochrony i zachowania europejskiej fauny, flory i zagrożonych siedlisk. Z nimi też związane są liczne dodatkowe regulacje prawne oraz mechanizmy finansowania, jak chociażby specjalny fundusz LIFE, a w latach 2007-2013 LIFE+.

Czym jest Natura 2000?

Natura 2000 to Europejska sieć ekologiczna mająca umocowanie prawne w systemie legislacyjnym Unii Europejskiej. Jest wyposażona w instrumenty finansowania, między innymi w postaci programu LIFE.

Celem tworzenia sieci Natura 2000 jest zapewnienie trwałej egzystencji wybranym ekosystemom oraz ginącym gatunkom roślin i zwierząt ważnych z punktu widzenia CAŁEJ Unii Europejskiej.

W skład sieci Natura 2000 wchodzi zaproponowane przez poszczególne państwa i następnie uznane przez Komisję Europejską obszary (nazywane również ostojami). Dla ochrony siedlisk gatunków ptaków wymienionych w Dyrektywie Ptasiej tworzone są tzw. **Obszary Specjalnej Ochrony Ptaków** (OSOP), natomiast dla ochrony wymienionych w Dyrektywie Siedliskowej gatunków roślin i zwierząt oraz zagrożonych siedlisk przyrodniczych tworzone są **Specjalne Obszary Ochrony Siedlisk** (SOOS). Są to zarówno obiekty małe, o wielkości kilkudziesięciu metrów kwadratowych, jak i obszary bardzo duże o powierzchni do kilkuset tysięcy hektarów, obejmujące swoim

zasięgiem całe puszcze czy też rozległe tereny bezleśne. Obszarami Natura 2000 są zarówno tereny o dużym stopniu naturalności, jak i kształtowane przez człowieka, ściśle chronione i użytkowane gospodarczo. Podstawowym kryterium jest istnienie dobrze zachowanych siedlisk lub populacji gatunków.

Zadaniem sieci jest ochrona siedlisk i gatunków **ważnych z punktu widzenia całej Unii Europejskiej** (wymienionych w załącznikach dyrektywowych), stąd sieć Natura 2000 jest niezależna od krajowych systemów obszarów chronionych poszczególnych państw.

Gatunki ważne z punktu widzenia Unii Europejskiej

Listy gatunków fauny i flory, będących w kręgu zainteresowań ochronnych Unii Europejskiej wymienione są w załącznikach do wspomnianych powyżej dyrektyw. Ponieważ listy te tworzono przed przystąpieniem państw Europy Środkowej i Wschodniej do Wspólnoty, katalogi gatunków uwzględniały taksony, których byt był zagrożony na terenie krajów Europy Zachodniej, czyli krajów o trwającym od lat intensywnym rozwoju gospodarki, a zwłaszcza tych jej gałęzi, które w szczególności negatywny sposób oddziałują na środowisko przyrodnicze. Są to przede wszystkim: intensywne rolnictwo, leśnictwo o charakterze plantacyjnym, masowa turystyka, komunikacja, budownictwo i wiele innych. Dlatego dziwić może niekiedy obecność na tych listach gatunków, które w naszym kraju są jeszcze stosunkowo liczne. Jednak wiele z nich w ostatnich latach i w Polsce zaczęło wykazywać tendencje spadkowe, jak np. kumaki. Oznacza to, że już dziś należy myśleć o ich ochronie, aby nie dopuścić do wyginięcia.

Zaletą obecnej sytuacji jest to, że **NIE MUSIMY POWTARZAĆ BŁĘDÓW, JAKIE ZOSTAŁY POPEŁNIONE W KRAJACH EUROPY ZACHODNIEJ!** Istniejące obecnie rozwiązania organizacyjne i nowoczesne technologie, pozwalają minimalizować negatywny wpływ inwestycji na populacje zagrożonych gatunków już na etapie ich lokalizacji i projektowania.

Założeniem ochrony przyrody w ramach europejskiej sieci ekologicznej Natura 2000 jest z jednej strony ochrona zagrożonych siedlisk, pojmowanych jako ekosystemy, a z drugiej ochrona poszczególnych gatunków, również poprzez odpowiednie zabezpieczenie miejsc ich bytowania. Okazuje się bowiem, że najważniejszym warunkiem zachowania stabilnych populacji roślin i zwierząt jest pozostawienie odpowiedniej dla nich przestrzeni życiowej, w której mogą rosnąć i rozmnażać się. Dlatego wyznacza się specjalne obszary ochrony siedlisk (SOOS), na których skupiają się zagrożone obecnie lub potencjalnie gatunki, a gospodarce prowadzonej na tych terenach wyznacza się takie ramy, w których znajdzie się miejsce dla życia tych gatunków. Są to z reguły tereny o dużym stopniu naturalności krajobrazu i dobrze zachowanych siedliskach.

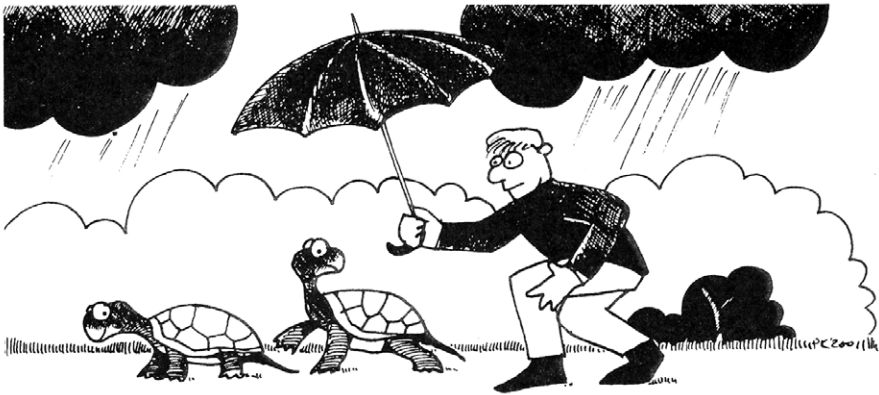
Żółw błotny, traszka grzebieniasta i kumak nizinny jako gatunki parasolowe

Gatunki parasolowe (ang. *umbrella species*) nazywane niekiedy też osłonowymi lub tarczowymi to grupa gatunków o dużych wymaganiach siedliskowych i terytorialnych, których ochrona i występowanie wiąże się z dużą liczbą współwystępujących rzadkich gatunków. Gatunki parasolowe to często zwierzęta łatwo identyfikowalne, nierzadko cieszące się sympatią człowieka.

Do takich gatunków z powodzeniem można zaliczyć żółwia, traszkę grzebieniastą i kumaka nizinnego.

Szczególnie żółw błotny zasługuje na miano gatunku parasolowego ze względu na zajmowane przez poszczególne populacje stosunkowo duże areale i zróżnicowane siedliska. Ochrona tego gatunku powoduje zachowanie zarówno wielu rzadkich i ginących roślin i zwierząt wodnych (pijawki, mięczaki, owady, ryby, płazy), jak i zagrożonych zbiorowisk roślinnych. Lęgowiska tego gada znajdują się na cennych murawach kserotermicznych z ich ciekawą fauną i florą.

Wiele typów ekosystemów, jakie zamieszkuje żółw to również rzadkie w Europie siedliska figurujące w załączniku I Dyrektywy Siedliskowej (wykaz w rozdziale na temat ekologii).



Fundusz LIFE-Nature

Fundusz LIFE - Przyroda (ang. LIFE-Nature) to instrument finansowania działań w obszarach Natura 2000. W latach 2007-2013 będzie funkcjonował fundusz LIFE+.

U podstaw działania funduszu LIFE znajduje się strategiczny cel Unii Europejskiej jakim jest zrównoważony rozwój - czyli rozwój ekonomiczny zapewniający wzrost gospodarczy przy jak najmniejszej ingerencji w środowisko naturalne.

W roku 2004 Rada UE formalnie uznała, że wzrost musi być nieszkodliwy dla środowiska, aby mógł mieć trwały charakter (Jarzombkowski 2006). W dokumentach unijnych znalazło się również stwierdzenie, że należy utrzymać, a w wymagających tego przypadkach zwiększyć poziom finansowania działań środowiskowych w przyszłych latach, by odzwierciedlał on znaczenie środowiska jako kluczowego aspektu trwałego rozwoju. Dla realizacji tego celu został właśnie stworzony fundusz LIFE.

W ramach tego funduszu wyróżniono do tej pory trzy obszary finansowania:

- Środowisko,
- Przyroda,
- Kraje Trzecie.

Od 1992 roku z funduszu LIFE wydano ponad 1,8 mld euro. W ramach Life - Nature finansowane są przedsięwzięcia związane z ochroną przyrody. Do tej pory preferowane były projekty zachowania bądź odtwarzania siedlisk i populacji gatunków wymienionych w unijnych dyrektywach

Budżet LIFE+ ma wynieść około 2,1 mld euro, z czego 40% ma zostać przeznaczone na ochronę przyrody i różnorodności biologicznej.

Sposób rozdziału środków ma być uzależniony od wkładu poszczególnych krajów w budowę sieci Natura 2000 (im większy udział procentowy obszarów Natura 2000 w danym kraju, tym więcej pieniędzy on uzyska). Dla Polski, która wśród krajów Europy zajmuje ostatnie miejsce pod względem udziału powierzchniowego ostoi Natura 2000, nie jest to dobra informacja.

Polskie projekty LIFE - Przyroda

- 1993 - Zarządzanie Parkami Krajobrazowymi Doliny Dolnej Odry i Cedyńskim
- 2004 - Ochrona wysokich torfowisk bałtyckich na Pomorzu
- 2005 - Ochrona wodniczki (*Acrocephalus paludicola*) w Polsce i Niemczech
- 2006 - Ochrona żółwia błotnego, kumaka nizinnego i traszki grzebieniastej na Niżu Północnoeuropejskim (wspólnie z Litwą, Niemcami i Danią)
- 2006 - Projekt czynnej ochrony łąk podmokłych jako siedlisk rzadkich gatunków motyli - realizowany wspólnie z Węgrami

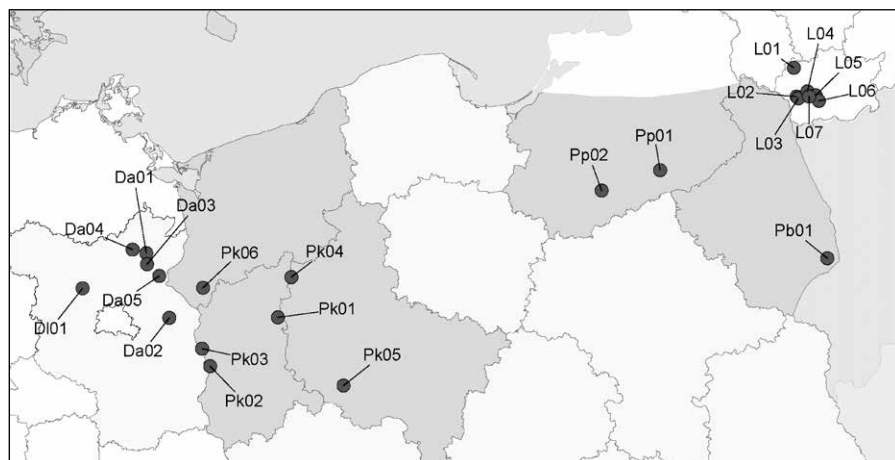
Europejskie projekty LIFE-Przyroda dotyczące kumaka nizinnego, traszki grzebieniastej i żółwia błotnego

- Consolidation of *Bombina bombina* in Denmark (LIFE99NAT/DK/006454). Projekt ochrony kumaka nizinnego w Danii.
- Protection of *Triturus cristatus* in the Eastern Baltic Region (LIFE04NAT/EE/000070). Projekt ochrony traszki grzebieniastej w Estonii. Więcej informacji na stronie: <http://www.envir.ee/114585>
- Management of fire-bellied toads in the Baltic region (LIFE04NAT/DE/000028)

Niemiecki program zarządzania populacjami kumaka w regionie Bałtyku. Więcej na stronie: http://ec.europa.eu/environment/life/project/countrydocuments/germany_en_may06.pdf

- **Protection of *Emys orbicularis* and amphibians in the North European lowlands (LIFE05NAT/LT/000094)**

Wymieniony wyżej, międzynarodowy projekt ochrony żółwia i płazów realizowany jest na terenie Niemiec, Polski i Litwy (Ryc. 1). Wiodącym partnerem jest Litwa. Na terenie Polski działania będą prowadzone w 9 ostojach Natura 2000. Więcej informacji znaleźć można na stronie: <http://www.glis.lt/life>



Ryc. 1. Mapa lokalizacji działań w ramach projektu LIFE (LIFE05NAT/LT/000094)

ŻÓŁW BŁOTNY

Marek Maciantowicz

CHARAKTERYSTYKA GATUNKU

Żółw błotny *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758) jest ginącym gadem, zarówno w Polsce jak i w Europie. Jako gatunek ważny z punktu widzenia Wspólnoty Europejskiej został ujęty w Załączniku II Dyrektywy Siedliskowej Unii Europejskiej.

W Polsce już w połowie XIX wieku pojawiały się głosy optujące za objęciem ochroną tego gatunku. Jasnota (1866) pisał: „Żyjący u nas żółw, zwany gwizdakiem żywi się robakami i ślimakami wodnymi i błotnymi. Jest to zwierzątko zupełnie niewinne, zasługujące z niejednego względu na oszczędzanie, gdziekolwiek się znajduje”.

Prawną ochroną gatunkową żółw błotny został objęty już ponad 70 lat temu. Pierwszym aktem prawnym wymieniającym ten gatunek wśród zwierząt chronionych było rozporządzenie Ministra Wyznań Religijnych i Oświecenia Publicznego z dnia 16 października 1935 r. (Dz. U. 1935, nr 80, poz. 498) wydane w porozumieniu z Ministrem Rolnictwa i Reform Rolnych. Gatunek ten pojawiał się również we wszystkich kolejnych (powojennych) rozporządzeniach o ochronie gatunkowej zwierząt, a w 1995 roku znalazł się wśród gatunków, objętych ochroną strefową.

W przypadku tego rzadkiego gada, objęcie ochroną konserwatorską okazało się niewystarczające, zarówno w Polsce jak i w innych krajach Europy. Głównym powodem wymierania były znaczące zmiany cywilizacyjne powodujące zanik jego siedlisk.

Pod koniec XX wieku w wielu państwach Europy, w tym również w Polsce, podjęto działania mające na celu czynną ochronę gatunku.

Obecnie jest już pewne, że bez pomocy człowieka żółw błotny nie jest w stanie przetrwać. Dlatego tak ważne jest podejmowanie zarówno doraźnych jak i długoterminowych działań mających na celu jego zachowanie.

Systematyka

Żółw błotny jest jedynym przedstawicielem rzędu *Testudines* występującym naturalnie w Polsce i do niedawna był jedynym przedstawicielem rodziny *Emydidae* na kontynencie europejskim. W roku 2005 został opisany z Sycylii nowy dla nauki gatunek żółwia *Emys trinacris* (Fritz i in. 2005) (Ryc. 2), uważany do tej pory za podgatunek żółwia błotnego. Było to możliwe dzięki szczegółowym badaniom genetycznym.

Przynależność systematyczna żółwia błotnego wg Sury (2005) przedstawia się następująco:

Gromada: *Reptilia* Laurenti, 1768 - gady
Podgromada: *Anapsida* Williston, 1977 - anapsydy
Rząd: *Testudines* Linnaeus, 1758 - żółwie
Podrząd: *Cryptodira* Cope 1869 „1868” - żółwie skrytoszyjne
Rodzina: *Emydidae* Lydekker, 1889 - żółwie błotne
Gatunek: *Emys orbicularis* Linnaeus, 1758 - żółw błotny

Różnicowanie gatunku jest bardzo duże, szczególnie na południu Europy (Ryc. 2 - skróty podgatunków poniżej odpowiadają oznaczeniom na mapie). Fritz (2003) w swojej monografii żółwia błotnego wymienia 14 podgatunków:

Podgrupa *occidentalis* - Oc

Emys orbicularis occidentalis - Oc1
Emys orbicularis hispanica - Oc2
Emys orbicularis fritzjuergenobsti - Oc3

Podgrupa *galloitalica* - Ga

Emys orbicularis galloitalica - Ga1
Emys orbicularis lanzai - Ga2
Emys orbicularis caplongoi - Ga3

Podgrupa południowowłosko-sycylijska

Emys orbicularis cf. *hellenica*

Podgrupa *orbicularis* - Or

Emys orbicularis orbicularis sensu lato - Or1
Emys orbicularis I
Emys orbicularis II
Emys orbicularis colchica sensu lato - Or2
Emys orbicularis eiselti - Or3

Podgrupa *hellenica* - He

Emys orbicularis hellenica - He1

Podgrupa *iberica* - I

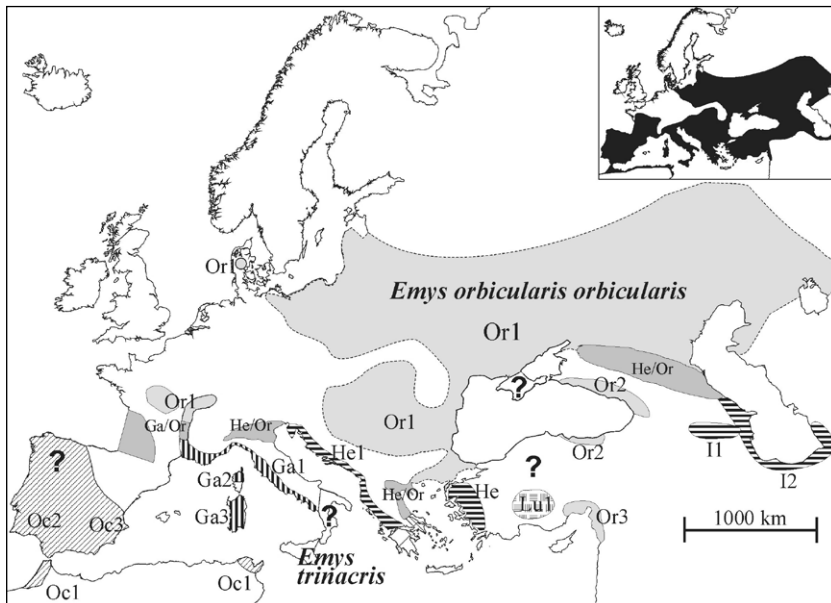
Emys orbicularis iberica - I1
Emys orbicularis persica - I2

Podgrupa *luteofusca* - Lu

Emys orbicularis luteofusca - Lu1

W Polsce występuje podgatunek nominatywny *Emys orbicularis orbicularis* (Linnaeus, 1758), zajmujący rozległy areal w północnej części zasięgu występowania. Fritz (2003) wyróżnia nawet dwa typy podgatunku nominatywnego wykazujące istotne róż-

nice genetyczne. „*Emys orbicularis orbicularis* I” odznaczający się haplotypem Ia, jaki reprezentują osobniki w Polsce wschodniej i „*Emys orbicularis orbicularis* II” odznaczający się haplotypem linii II, jaki reprezentują osobniki w Polsce zachodniej - dokładnie haplotyp IIb (Lenk i in. 1999). Różnice genetyczne pomiędzy polskimi populacjami na wschodzie i zachodzie kraju (Ryc. 7) wynikają z odmiennej wędrówki gatunku po okresie zlodowaceń i długotrwałej izolacji pomiędzy tymi populacjami (Maciantowicz 2000). Już sama ta wiedza zmieniła podejście do wizji ochrony gatunku w Polsce i zachowania różnorodności na poziomie genetycznym. Więcej informacji na temat konsekwencji izolacji genetycznej znajduje się w rozdziale dotyczącym zagrożeń gatunku.



Ryc. 2. Rozmieszczenie żółwia błotnego z podziałem na podgatunki (rys. M. Rybacki wg Fritz 1998, Fritz i in. 2005, Lenk i in. 1999) oznaczenia podgatunków na str. 15

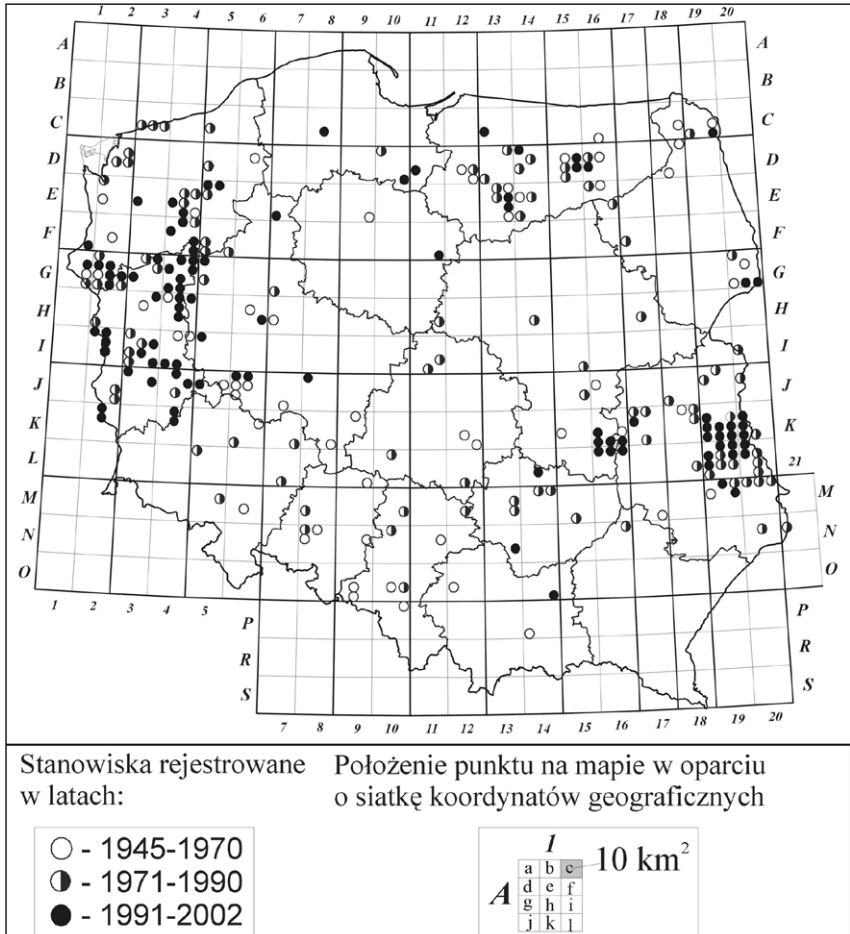
Rozmieszczenie geograficzne gatunku

Żółw błotny posiada bardzo rozległy zasięg geograficzny (Ryc. 2), który jednak od połowy XX wieku zaczął się wyraźnie kurczyć. Nie tak dawno żółw zasiedlał większą część kontynentu europejskiego, zachodnią Azję po Jezioro Aralskie oraz północno-zachodnią Afrykę od Maroka do Tunezji (Obst 1985, Juszczak 1987, Rybacki i Maciantowicz 2001, Fritz 2003).

W ubiegłym wieku nastąpiło uskokowe obniżenie przebiegu północno-zachodniej granicy zasięgu w najbardziej uprzemysłowionych i zaludnionych obszarach Eu-

ropy (Kinzelbach 1988), przy równoczesnym zachowaniu gatunku na stanowiskach wysuniętych bardziej na północ: w Polsce oraz na Litwie i Łotwie.

Rozmieszczenie żółwia błotnego w Polsce (Ryc. 3) jest dobrze poznane dzięki badaniom terenowym, prowadzonym w ramach ogólnopolskich projektów ochrony tego gatunku. W latach 1995-2000 zebrano informacje o 353 udokumentowanych miejscach występowania żółwia błotnego w okresie powojennym (Rybacki i Maciantowicz 20001).



Ryc. 3. Rozmieszczenie żółwia błotnego w Polsce (Rybacki i Maciantowicz 2001, uzupełnione)

W Polsce żółw występuje obecnie w większych skupiskach tylko na Polesiu Lubelskim, Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim, nad rzeką Zwoleńką w okolicach Radomia, oraz w okolicach Słubic nad rzekami Pliszką i Ilanką (Juszczyk 1987, Rybacki

i Maciantowicz 2001, Rybacki 2003). Żyją tam jeszcze populacje osiągające liczebność od kilkudziesięciu do kilkuset osobników.

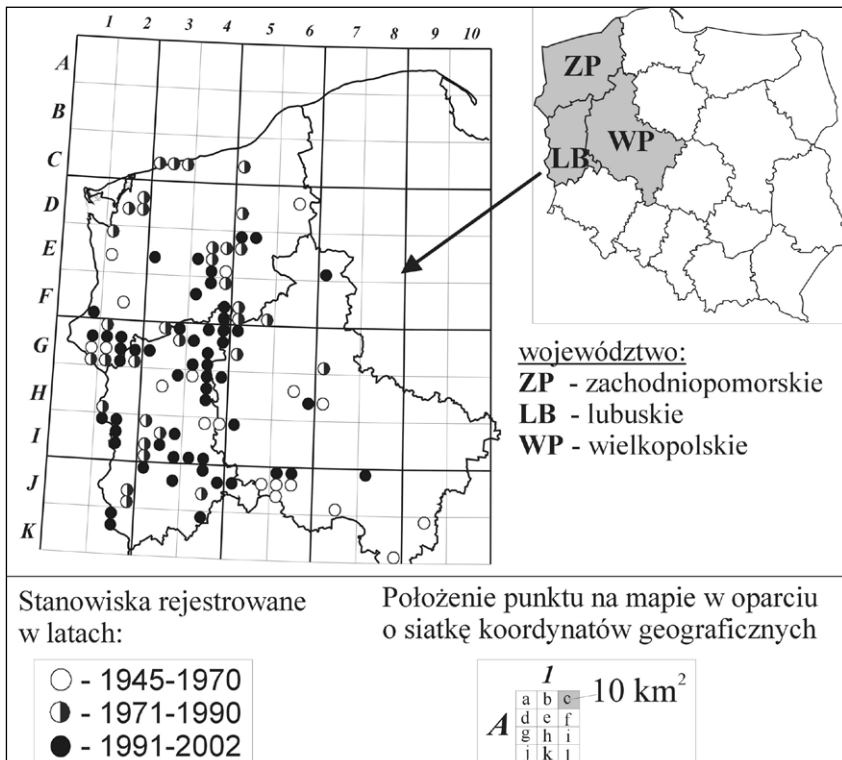
Mniej licznie żółw występuje na Pojezierzach: Lubuskim, Mazurskim, Zachodniopomorskim i w okolicach Leszna. Tutejsze populacje odznaczają się mniejszą liczebnością, jednak nadal dochodzi tu do rozrodu. Problemem jest jednak stabilność tych populacji.

Niewielkie, izolowane stanowiska znajdują się jeszcze w okolicach Torunia, Opoła, Warszawy i Białowieży.

Są to przeważnie miejsca bytowania pojedynczych, starych osobników, które są ostatnimi przedstawicielami występujących tutaj niegdyś populacji.

Występowanie w Polsce Zachodniej

W latach 1995-99 zostały zebrane informacje o 139 stanowiskach żółwia istniejących po 1945 r. w granicach województw: zachodniopomorskiego, lubuskiego i wielkopolskiego (Rybacki i in. 2000).



Ryc. 4. Rozmieszczenie żółwia błotnego w Polsce Zachodniej (rys. M. Rybacki)

30 stanowisk na tym terenie było znanych już wcześniej z literatury wydanej przed rokiem 1995. Informacje odnośnie kilkudziesięciu stanowisk z tego regionu zaczerpnięto z prac magisterskich: Staniewskiego (1987) oraz Guzikowskiego i Maciantowicza (1993). Część wyników dotyczących dawnego woj. zielonogórskiego opublikował już Maciantowicz (1996). Zinventaryzowane stanowiska pogrupowano w dwóch przedziałach czasowych: 1945-79 oraz 1980-99 (Tab. 1). Dodatkowo wydzielono grupę stanowisk, na których żółwie obserwowano w latach 1995-1999.

W woj. zachodniopomorskim zarejestrowano 60 stanowisk w 13 powiatach (pozycja "inne" w tabeli to powiaty: kołobrzeski, policki, szczeciński, goleniowski i świdwiński), najwięcej w powiecie gryfińskim (14) i myśliborskim (13) (Pojezierze Myśliborskie) oraz w drawskim (14) (Pojezierze Drawskie). Większość stanowisk znajdowała się w dorzeczach Drawy i Myśli. W woj. lubuskim znaleziono 58 stanowisk w 11 powiatach, najwięcej w strzelecko-drezdeneckim (17) i ślubickim (9). Większość stanowisk była położona w dolinach rzek: Odry, Warty, Noteci i Drawy. W woj. wielkopolskim żółw występuje częściej jedynie w pow. leszczyńskim (7 stanowisk). W 10 dalszych powiatach zarejestrowano 1-2 stanowiska (pozycja "inne" w tabeli to powiaty: złotowski, szamotulski, nowotomyski, krotoszyński, kaliski i ostrzeszowski).

Na ponad 85% wszystkich stanowisk obserwowano pojedyncze żółwie. Jedynie na 16 stanowiskach liczba obserwacji wynosiła od 5 do 10, a na 4 od 11 do 25.

Bardzo ważnym wynikiem przeprowadzonych badań są dane na temat reprodukcji żółwi błotnych (Tab. 1). Na 10 stanowiskach (5 w woj. lubuskim) znaleziono lęgowiska żółwi czynne w latach 1990-99. Na trzech z nich odnotowano sukces rozrodczy. Z przeprowadzonych badań wynika, że dobre warunki do rozrodu gatunek ten ma szczególnie w zachodniej części woj. lubuskiego, będącej jednym z najcieplejszych regionów Polski. O celowości dalszego prowadzenia inwentaryzacji na tym terenie świadczy fakt, że 15 stanowisk (11%) odkryto dopiero w latach 1998-99.

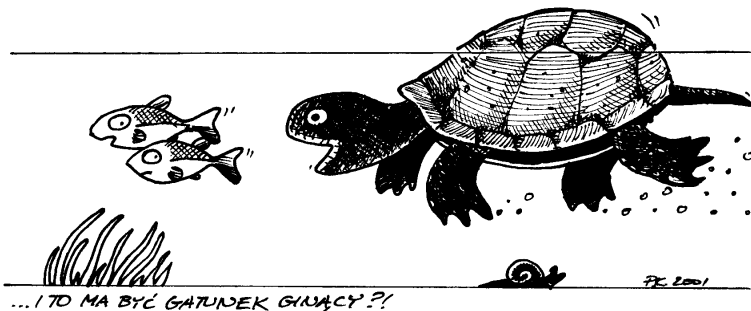


Tabela 1. Wyniki inwentaryzacji stanowisk żółwia błotnego w zachodniej Polsce

WOJEWÓDZTWO powiat	Razem	Liczba stanowisk z lat:			Liczba łęgówisk (data łęgów)
		1945-79	1980-99	(w tym 1995-99)	
ZACHODNIOPOMORSKIE					
kamieński	2	2	-	-	-
gryficki	2	-	2	-	-
stargardzki	3	-	3	2	-
drawski	14	-	14	5	-
gryfiński	14	4	10	5	2 (95 i 96)
myśliborski	13	1	12	5	1 (98)
choszczeński	2	-	2	2	-
wałęcki	5	1	4	-	-
inne	5	2	3	-	-
SUMA	60	10	50	19	3
LUBUSKIE					
gorzowski	4	-	4	2	1 (96)
strzelecko-drezdenecki	17	1	16	4	2 (92 i 98)
słubicki	9	1	8	4	3 (98 i 99)
sulęciński	2	1	1	-	-
międzyrzeczki	4	1	3	2	-
krośnieński	6	3	3	-	1 (82)
świebodziński	2	2	-	-	-
zielonogórski	7	2	5	3	-
żarski	4	3	1	-	-
żagański	1	-	1	1	-
nowosolski z wschowskim	2	-	2	1	-
SUMA	58	14	44	17	7
WIELKOPOLSKIE					
trzciankowski-czarnecki	2	-	2	2	-
międzychodzki	2	1	1	1	-
poznański	3	2	1	1	-
leszczyński	7	4	3	2	1(90)
jarociński	1	-	1	1	-
inne	6	4	3	1	-
SUMA	22	11	10	8	1
OGÓŁEM					
	139	35	104	44	11

Status gatunku w Europie

W Europie żółw błotny został ujęty w **Załącznikach II i IV Dyrektywy Siedliskowej** Rady Europy (Appendix II, IV EU Habitat Directive 92/43/EEC). Załącznik II, obejmuje gatunki, których utrzymanie wymaga ochrony właściwych im siedlisk i wyznaczenia specjalnych obszarów ochrony siedlisk (SOOS) w ramach tworzonej na terenie całej Europy sieci Natura 2000. Załącznik IV, uwzględnia gatunki wymagające ochrony ścisłej.

Żółw błotny znajduje się również w **Załączniku II Konwencji Berneńskiej** o ochronie europejskiej fauny i flory oraz ich naturalnych siedlisk. W załączniku II znajdują się gatunki o niepewnym statusie lub wykazujące regres populacyjny, które powinny korzystać z międzynarodowej kontroli i ochrony, określonej konkretniej w ramach dodatkowych porozumień między krajami – stronami konwencji.

Według najnowszej **Czerwonej Listy IUCN (1996)** żółw błotny **posiada kategorię LR/nt** (Lower Risk – near threatened) – gatunki mniejszego ryzyka – bliskie zagrożenia.

Status gatunku w Polsce

Jak już wspomniano wcześniej żółw błotny objęty jest w Polsce ochroną gatunkową od 1935 roku. Obecnie, zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 28 września 2004 r., w sprawie gatunków dziko występujących zwierząt objętych ochroną – żółw błotny objęty jest ochroną ścisłą oraz zaliczony został do gatunków wymagających ochrony czynnej.

Od ponad 10. lat stanowiska tego gatunku objęte są ochroną strefową wprowadzoną Rozporządzeniem Ministra Ochrony Środowiska, Zasobów Naturalnych i Leśnictwa z dnia 6 stycznia 1995 r. w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt. Ochrona strefowa została również utrzymana w najnowszym Rozporządzeniu Ministra Środowiska z 2004 roku.

Zgodnie z zapisami w tym rozporządzeniu - wokół miejsc rozrodu i regularnego przebywania żółwia błotnego, wojewoda wyznacza strefy ochronne: ścisłą w promieniu 200 metrów od tych miejsc i okresową (obowiązującą od 1.03 do 30.09) w odległości 500 m.

Jako ginący takson żółw znalazł się w kolejnych wydaniach czerwonych ksiąg zwierząt (Głowaciński 1992, 2001). W wydaniu z roku 2001 posiada kategorię EN (Endangered) zagrożone, podobnie jak w najnowszym wydaniu Czerwonej listy zwierząt ginących i zagrożonych w Polsce (Głowaciński 2002).

W Polsce istnieje kilka rezerwatów faunistycznych utworzonych specjalnie w celu ochrony populacji żółwia błotnego. Są to rezerwaty: Drzeczkowo (koło Leszna),

Żółwie błota (na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim), Orłowo Małe (koło Nidzicy), Borowiec (koło Zwolenia) i Kowalki (koło Rypina).

Żółw występuje również na terenie innych rezerwatów przyrody: torfowiskowych, florystycznych, wodnych. Poza tym żółwie spotykane są na terenie kilku parków narodowych: Poleskiego, Drawieńskiego i Białowieskiego.

Pojedyncze osobniki obserwowane są również na terenie pozostałych form ochrony powierzchniowej: użytków ekologicznych i zespołów przyrodniczo-krajo-
brazowych.

Najważniejsze populacje żyjące w Polsce znalazły się w granicach projektowanych Specjalnych Obszarów Ochrony Siedlisk (SOOS), zarówno tych już zgłoszonych przez rząd polski, jak i znajdujących się na tzw. Shadow List (Pawlaczyk i in. 2004).

Morfologia

Występujący w Polsce podgatunek nominatywny charakteryzuje się ciemniejszym ubarwieniem i większymi rozmiarami ciała niż podgatunki południowo-europejskie (Fritz 2003). Długość **karapaksu**, czyli grzbietowej części pancerza wynosi według różnych autorów odpowiednio: dla samców 14-18 cm i dla samic 16-20 cm – maksymalnie 23 cm. Samice osiągają większe rozmiary. Długość ogona wynosi 70-100 mm (u samic krótszy). Masa ciała wynosi średnio około 1 kg u samic i 0,7 kg u samców.

Żółw posiada przednie nogi pięcio, a tylne czteropalczaste. Pancerz grzbietowy – karapaks (Fot. 2) - jest ciemny, barwy: brunatnej, prawie czarnej, a niekiedy grafitowo czarnej. Na pancerzu często widoczne są żółte plamki w kształcie promieni lub ułożonych promieniście kresiek na tarczach. Pancerz brzuszny nazywany **plastronem** (Fot. 3) jest u samców zwykle czarny lub prawie czarny; u samic – jaśniejszy lub ciemny z jasnymi plamami. Karapaks jest połączony z plastronem elastycznym mostem. Głowa, szyja, łapy i ogon są czarne, z licznymi drobnymi żółtymi plamami. Samice mają tych plam – zwłaszcza na głowie i szyi – zdecydowanie więcej (Fot. 4). Ubarwienie żółwi w jednej populacji może być bardzo zmienne.

Rozpoznanie wieku żółwia jest możliwe do kilkunastu lat (niekiedy tylko do 4-5 lat) dzięki istnieniu na tarczach pancerza pierścieni przyrostów rocznych. Później przyrosty są coraz węższe i policzenie ich staje się niemożliwe.

Określenie płci jest możliwe, chociaż może niekiedy sprawiać trudność. Najlepiej określać płeć na podstawie kilku cech. Samce są mniejsze, mają plastron (pancerz brzuszny) lekko wklęsły, a karapaks bardziej płaski. Ogon samców jest dłuższy, z wybrzuszeniem w części nasadowej. U samic odległość kloaki od końca plastronu jest mniejsza (1-2 cm) niż u samców (2-4 cm). U występującego w Polsce gatunku nominatywnego barwa tęczówki oka u samic (i u wszystkich niedojrzałych płciowo młodych osobników bez względu na płeć) jest zwykle żółta, żółtawa lub ciemniejsza z żółtymi plamkami (Fot. 4), u samców zaś pomarańczowa lub czerwono-brązowa (Fot. 5).



Fot. 1. Widok ogólny (fot. Marek Maciantowicz)



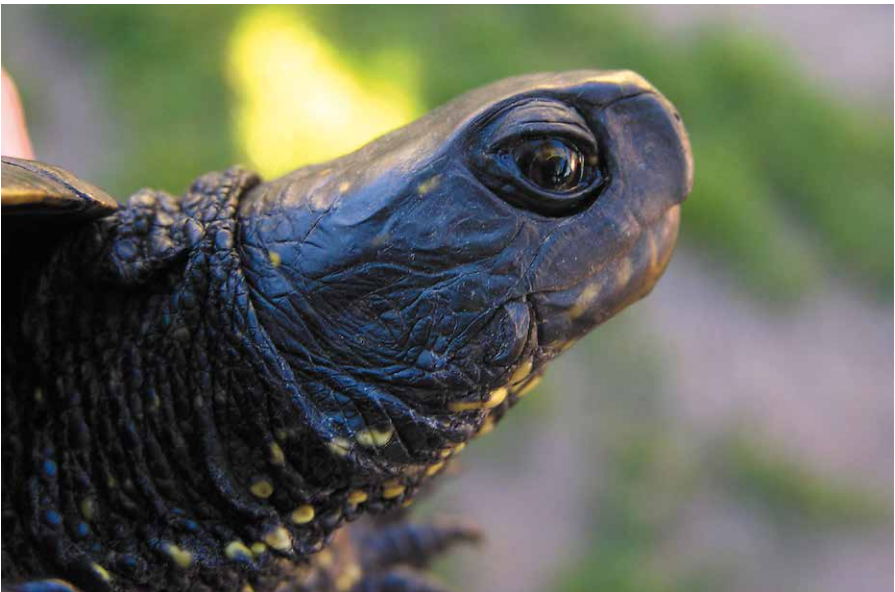
Fot. 2. Pancierz grzbietowy - karapaks
(fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 3. Pancierz brzuszny - plastron
(fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 4. Głowa samicy - tęczęwka oka żółtawa, więcej plam na głowie (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 5. Głowa samca - tęczęwka oka ciemnopomarańczowa, mniej żółtych plam na głowie (fot. Marek Maciantowicz)

W przypadku podgatunków południowoeuropejskich występuje odwrotne ubarwienie tęczówek (Fritz 2003).

Pomiędzy samcem i samicą występują też różnice w zachowaniu, jednak mogą mieć one tylko znaczenie pomocnicze, potwierdzające rozpoznanie płci na podstawie wymienionych wyżej cech. Po schwytaniu, samiec z reguły jest bardziej ruchliwy, próbuje się wydostać, wyrывa się, natomiast samica przeważnie zachowuje się spokojnie, kuli się i chowa pod pancerz.

Różnice dymorficzne występują tylko u osobników dorosłych, brak jest ich u osobników młodocianych. Cechy płciowe zaczynają się dobrze kształtować u osobników kilkuletnich o długości pancerza około 10 cm. Płeć możemy również odróżnić podczas pory godowej po zachowaniu osobnika w towarzystwie innych osobników (walka, zaloty) oraz podczas składania jaj (samice na lęgowisku).

Cechy przystosowawcze żółwia błotnego do środowiska wodno-łądowego.

Żółw błotny jest zwierzęciem żyjącym zarówno w środowisku wodnym jak i lądowym. Cechami ułatwiającymi mu przebywanie w środowisku wodnym są płuca będące narządem homologicznym do pęcherza pławnego u ryb, palce spięte błoną pławną i spłaszczony pancerz ułatwiający pływanie (żółwie lądowe mają pancerze wypukłe, bardziej wysklepione). Ubarwienie ochronne w postaci żółtych plamek (zwłaszcza głowy i kończyn), czyni go prawie niewidocznym w swoim środowisku, zwłaszcza wśród rzęsy wodnej. Żółw posiada bardzo dobrze rozwinięty zmysł węchu. Umożliwia on wyszukiwanie pokarmu w słabo przejrzystych zbiornikach a także identyfikację substancji zapachowych wydzielanych przez samicę w czasie pory godowej.

Zdolność akomodacji oka jest bardzo duża i wynosi 40 dioptrii. Tak wielka akomodacja jest w przyrodzie wyjątkowa i występuje jeszcze u kormorana 40-50 dioptrii, zaskrońca, zimorodka i w mniejszym stopniu u wydry.

Biologia

Budzenie się żółwi błotnych ze snu zimowego następuje w ostatnich dniach marca i pierwszych dniach kwietnia. Po przebudzeniu żółwie są mało ruchliwe i wygrzewają się na słońcu. Pora godowa przypada w Polsce na koniec kwietnia i trwa około 2 tygodnie. Gody i kopulacja (amplaksus) odbywają się w wodzie. W końcu maja lub w pierwszej połowie czerwca samice składają 7-23 jaj (średnio 14-15). Jaja są białe o wymiarach 3,5x2 cm, o szorstkich i twardych skorupkach. Samica wyszukuje bardzo starannie miejsce gdzie złoży jaja (Fot. 7). Czasami trwa to do kilku dni. Miejsce składania jaj oddalone jest najczęściej od kilkunastu do kilkuset metrów od wody, chociaż zdarzają się przypadki, że odległość ta wynosi nawet do 2 km. Najczęściej samice składają jaja pomiędzy godziną 18 a 22. Żółwica kopie komorę jajową o głę-

bokości do 15 cm i gruszkowatym kształcie w piaszczystym miejscu najczęściej pod osłoną roślinności np. szcztolichy siwej *Corynephorus canescens*. W razie spłoszenia samica najczęściej oddala się i składa jaja w innym miejscu, jednak gdy zacznie już kopać, staje się mniej płochliwa. Podczas kopania żółwica bardzo często zmiękcza glebę płynem z pęcherzy analnych. Przy kopaniu komory jajowej wykorzystuje tylne kończyny. Jaja są składane przy pomocy tylnych łap do dołka i układane oraz mieszane z piaskiem na jego dnie (Fot. 8). Całość procesu składania jaj od rozpoczęcia kopania do zasypiania złoża trwa około dwóch - trzech godzin. Po złożeniu jaj samica maskuje komorę jajową zasypując ją piaskiem (Fot. 9) i powraca szybko do zbiornika wodnego. Niekiedy zdarza się, że zrzuca do wody od 1-3 jaj, których nie złożyła do komory jajowej. W Polsce samice składają jaja tylko raz w sezonie. Jednak na terenie Polski wschodniej odnotowano już pierwszy (jak do tej pory jedyny) przypadek powtórnego wyjścia i złożenia jaj w tym samym sezonie (Sołtys inf. ustna). Sytuacja taka jest spotykana w krajach południowej i zachodniej Europy, np. we Francji.

Rozwój embrionalny żółwia (inkubacja jaj) w Polsce trwa około 100 dni, przy czym istnieje - podobnie jak w przypadku innych gadów np. krokodyli - temperaturowy mechanizm determinacji płci. Pod koniec sierpnia lub na początku września młode żółwiki po wyjściu z osłonek jajowych starają się wydostać na powierzchnię ziemi i idą do najbliższego zbiornika wodnego albo pozostają w komorze jajowej gdzie zimują. Wtedy wyjście następuje wiosną następnego roku. Ponieważ ich ciało jest miękkie, a ziemia często stwardniała, możliwość wyjścia młodych z komory jajowej związana jest z opadem deszczu i zmiękczeniem gleby.

W przypadku złych warunków pogodowych występuje opóźniony rozwój embrionalny. Pozostałe wtedy w gnieździe żółwiki giną po pierwszych przymrozkach.

Żółwie błotne zimują od października do marca. Najczęściej zagrzebują się w mule na dnie zbiorników wodnych i zapadają w stan odrętwienia - hibernacji. Najnowsze badania prowadzone na terenie Brandenburgii z użyciem telemetrii (Schneeweiss 2003) wykazały, że na niektórych stanowiskach żółwie zimują w innych zbiornikach niż te, w których przebywały w okresie letnim. Jest to niezwykle cenna informacja przy planowaniu skutecznej ochrony tych zwierząt.

Aktywność dobową i zachowanie się żółwi

Żółw błotny przejawia największą aktywność w godzinach przedpołudniowych pomiędzy godziną 8 a 11 oraz po południu pomiędzy 14 a 16. W tych godzinach można najczęściej spotkać wygrzewające się żółwie na łądzie (Fot. 6). W nocy natomiast żółwie w ogóle nie wychodzą na łąd. Gad ten najlepiej czuje się w temperaturze od 18°C do 31°C. Powyżej 37°C następuje przegrzanie osobnika, dlatego przy temperaturze powyżej 34°C żółwie wchodzi do wody.



Fot. 6. Wygrzewające się żółwie (fot. Andrzej Pestkowski)



Fot. 7. Samica na lęgowisku (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 8. Składanie jaj - fragment ekspozycji wykonanej przez herpetologów z Niemiec (fot. Marek Maciantowicz)



Fot.9. Złoże jaj jest świetnie zamaskowane (fot. Marek Maciantowicz)

Jak wykazały eksperymenty osobniki tego gatunku przy temperaturze wody wynoszącej 18°C mogą przebywać pod wodą 45 godzin. Żółw błotny posiada specjalnie ukształtowane, bogato ukrwione wyrostki i pęcherze analne oraz płuca o skomplikowanej budowie, które pozwalają efektywnie wykorzystywać tlen, nawet przy słabej wentylacji płuc.

Obserwacje prowadzone nad zachowaniem się żółwia błotnego pozwoliły stwierdzić, że najlepiej rozwiniętymi zmysłami są węch i wzrok.

Żółw jest drapieżnikiem. Pokarm roślinny zajmuje niewielki udział w diecie. Najczęściej poluje w wodzie. Młode żółwie odżywiają się owadami, małymi rybkami, larwami owadów. Dorosłe osobniki polują głównie na mięczaki, większe owady i małe rybki, które łowią nagłym wyrzutem głowy do przodu. Ofiara jest rozrywana pazurami i szczękami z rogowymi listwami. Wbrew powszechnie przyjętej opinii, żółw błotny potrafi również na lądzie bardzo szybko się poruszać, na przykład podczas ucieczki do wody.

Cykl roczny w kontekście obserwacji fenologicznych

Wychodzenie żółwi po odrętwieniu zimowym

W Polsce, w zależności od warunków pogodowych, obserwuje się żółwie już w ostatnich dniach marca lub pierwszych dniach kwietnia. Okres ten przypada na zaranie wiosny. Pojaw żółwi jest związany z fenologicznymi zjawiskami w świecie roślin: kwitnieniem leszczyny *Corylus avellana*, wierzyby szarej *Salix cinerea* i przyłaszczki pospolitej *Hepatica nobilis*. Podczas słonecznej pogody żółwie chętnie wygrzewają się na brzegu. Jako zwierzęta zmiennocieplne uzupełniają w ten sposób zasoby energii. Jest to również najlepszy okres na prowadzenie obserwacji, gdyż roślinność przybrzeżna jest jeszcze bardzo słabo rozwinięta.

Pora godowa

Przypada na wczesną wiosnę i pełnię wiosny. Pora godowa rozpoczyna się w kwietniu, niedługo po przebudzeniu. Nie zaobserwowano jednak zależności pomiędzy terminem godów a konkretną obserwacją fenologiczną.

Pora składania jaj

W trzeciej dekadzie maja lub w pierwszej dekadzie czerwca samice opuszczają zbiorniki wodne w celu złożenia jaj. Okres ten przypada na zakwitanie kosańca żółtego *Iris pseudoacorus*, który jest najważniejszym wskaźnikiem pory składania jaj (Zemanek 1988). W pełni kwitnie wówczas bagno zwyczajne *Ledum palustre*. Następuje

szczyt pojawu komara i meszki. Okres składania jaj bardzo często rozpoczyna się po opadach deszczu jakie mają miejsce pod koniec maja. Nawilżona ziemia ułatwia kopanie komór jajowych.

Pora zapadania w odrętwienie zimowe

Pora ta zaczyna się wraz z pierwszymi przymrozkami. W Polsce podczas ciepłych jesieni żółwie błotne obserwowano jeszcze na początku października. Sen zimowy spędzają przeważnie na dnie zbiorników wodnych zagrzebane w mule. W sporadycznych przypadkach zimują na łądzie. Termin zapadania w sen zimowy jest uzależniony od konkretnych warunków meteorologicznych.

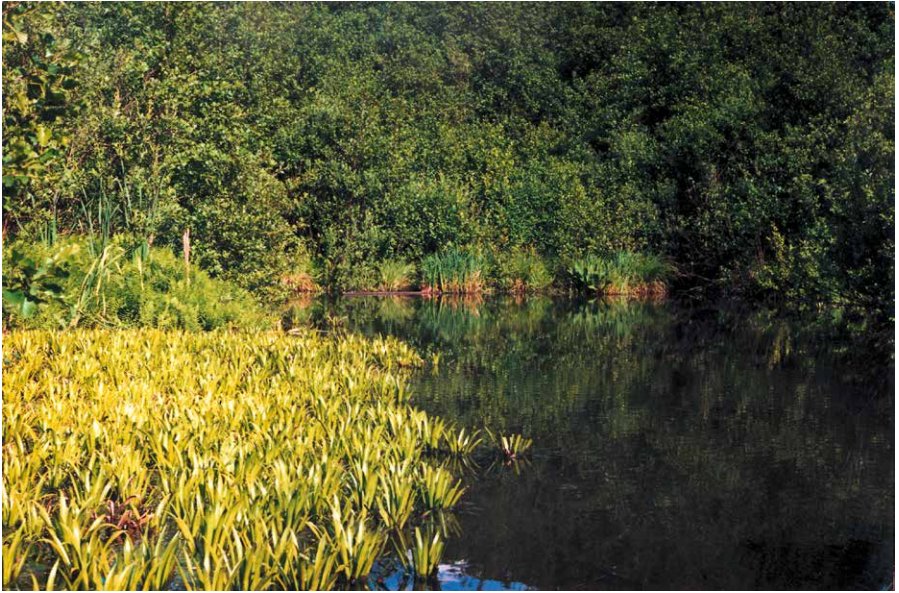
Zimowanie

Żółwie zimują przeważnie na dnie zbiorników wodnych, zagrzebane w grubej warstwie osadów organicznych. Podczas snu zimowego żółw nie odżywia się, a procesy życiowe zostają znacznie spowolnione. Serce pracuje z częstotliwością 2 uderzeń na minutę. Z danych zebranych na Litwie (Meeske 2006, Rybczyński inf. ustna) wiadomo, że dochodzi do grupowego zimowania w jednym miejscu. Nie wiadomo jednak czy jest to regułą. Podobnie jak informacje o żółwiach wykazujących aktywność pod lodem. Schneeweiss (2003) podaje z Brandenburgii przykłady zimowania żółwi w płytkiej wodzie wśród opadłych liści olszy, w trzcinowisku, w turzycowisku oraz w grząskim błocie (szlamie).

Należy stwierdzić, że opisane zmiany w świecie roślinnym lepiej korespondują z określonymi wydarzeniami w rocznym cyklu życia żółwia niż ścisłe daty. Znajomość tych zależności znacznie ułatwia prowadzenie obserwacji w terenie.

Ekologia

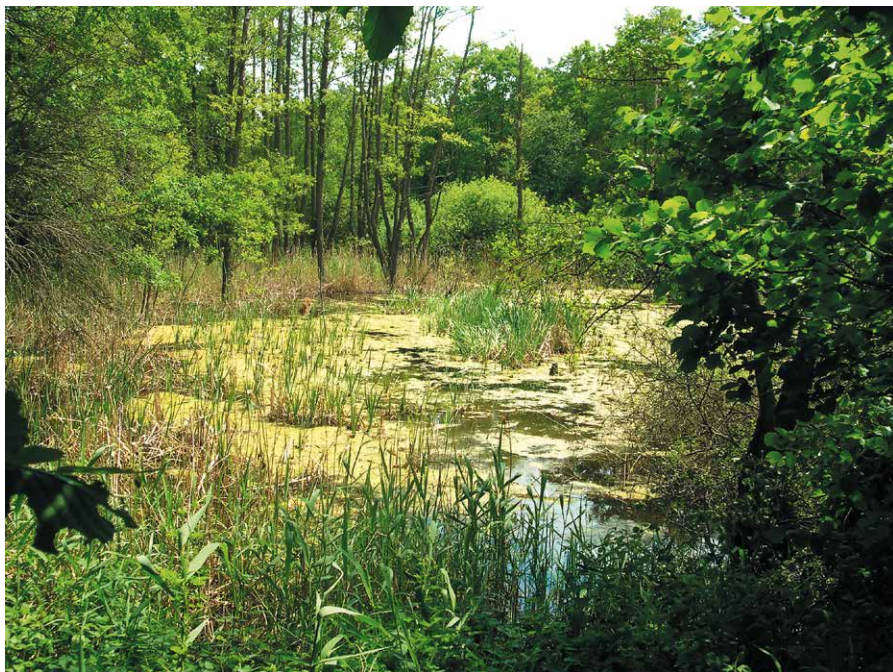
Żółw błotny zaliczany jest do gatunków ziemnowodnych, jednak większą część roku spędza w środowisku wodnym. Jak wykazały badania przeprowadzone w woj. lubuskim (Maciantowicz i Najbar 2004) najwięcej stanowisk zlokalizowanych jest na terenie wypłyconych zatok jezior (34,0%) (Fot. 10) i śródleśnych bagien (20,7%). Położenie wśród lasów zapewnia tym zwierzętom bezpieczeństwo, a obecność leśnych polan, konieczne do rozrodu miejsca lęgowe. Równie chętnie żółw zasiedla inne płytkie, szybko nagrzewające się zbiorniki wodne: starorzeczka (Fot. 11), torfianki, podmokłe olsy (Fot. 12), trzcinowiska. Osobniki tego gatunku spotykane są również w sztucznych zbiornikach, takich jak: stawy rybne, glinianki i inne zbiorniki powyrobiskowe. Żółwie chętnie zasiedlają niewielkie rzeki o spokojnym nurcie, kanały, a nawet rowy melioracyjne. Cieki wodne stanowią również ważne drogi migracji żółwi.



Fot. 10. Biotop żółwia – zatoka płytkiego jeziora z osoką aloesowatą (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 11. Biotop żółwia – starorzecze zarastające grążelem żółtym (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 12. Biotop żółwia - niewielki zbiornik wodny oraz ols (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 13. Biotop żółwia - łęgowisko - murawa szczotlichowa (fot. Marek Maciantowicz)

Większość zbiorników i cieków ma charakter eutroficzny o dobrze rozwiniętej roślinności przybrzeżnej i mulistych brzegach. Niekiedy dochodzi do szybkiego wypłycania się zbiorników wodnych i zarastania roślinnością wodną (Fot. 11), co prowadzi do zaniku siedliska.

Żółw błotny preferuje płytkie zbiorniki o szybko nagrzewającej się wodzie, często z grubą warstwą osadów dennych i z dobrze rozwiniętą strefą roślinności przybrzeżnej (Fot. 12).

W Polsce Zachodniej bardzo często wyróżnikiem płytkich zbiorników, w których przebywają żółwie są zbiorowiska z osoką aloesowatą *Stratiotes aloides* (Fot. 10).

Młode osobniki preferują nieco odmienne środowiska niż osobniki starsze. Zapewne ze względów bezpieczeństwa wybierają podmokłe olsy oraz niewielkie rowy i ciek. Znajdują tutaj więcej kryjówek, a brak otwartej i głębokiej toni wodnej chroni je przed atakami drapieżnych gatunków ryb.

Bywa też tak, że miejsca gdzie występują żółwie, daleko odbiegają od tego co często nazywa się „idealnym żółwiowym stanowiskiem”.

Niekiedy zdarza się, że żółwie występują w zbiornikach zanieczyszczonych i zdegradowanych. Taki przypadek miał miejsce np. w Dębnie Lubuskim, gdzie na obrzeżach miasta w zaśmieconym trzcinowisku bytowało kilka osobników. Być może było to związane z obfitością bazy żerowej. Zdarza się również, że żółwie wpuszczane są do stawków i zbiorników przeciwpożarowych znajdujących się w centrach wsi. Najczęściej są to zbiorniki ogrodzone i zwierzęta po kilku latach giną.

Biotopy w jakich występuje żółw błotny to również często rzadkie i ginące siedliska ujęte w załączniku I Dyrektywy Siedliskowej.

Siedlisko 3150-1 - Jeziora eutroficzne

Siedlisko 3150-2 - Starorzecza i drobne zbiorniki wodne

Siedlisko 3160-1 - Naturalne dystroficzne zbiorniki wodne

Siedlisko 3270 - Zalewane muliste brzegi rzek

Siedlisko 7110 - Torfowiska wysokie

Siedlisko 7140 - Torfowiska przejściowe i trzęsawiska

Siedlisko 7210 - Torfowiska nakredowe

Lęgowiska przeważnie są zlokalizowane również w siedliskach „naturowych”

Siedlisko 6120 - Ciepłolubne, śródładowe murawy napiaskowe

Siedlisko 6210 - Murawy kserotermiczne

Monografie żółwia błotnego

- Jabłoński A. 1998: Żółw błotny. Monografie Przyrodnicze nr 3, Wydawnictwo Lubuskiego Klubu Przyrodników, Świebodzin.
- Najbar B. (red.) 2001. Żółw błotny. Monografie Przyrodnicze. Lubuski Klub Przyrodników, Świebodzin.
- Fritz U. 2003. Die Europäische Sumpfschildkröte. Supplement der Zeitschrift für Feldherpetologie 1. Laurenti Verlag, Bielefeld.
- Schneewiess N. 2003. Demographie und ökologische Situation der Arealrand-Populationen der Europäischen Sumpfschildkröte in Brandenburg. Studien und Tagungsberichte, Band 46. Landesumweltamt Brandenburg.
- W roku 2000 ukazał się monograficzny numer austriackiego czasopisma naukowego *Stapfia* poświęcony ochronie żółwia błotnego.
- Hödl W, Rössler M. (red.) 2000. Die Europäische Sumpfschildkröte, *Stapfia* 69, zugleich Kataloge des OÖ. Landesmuseums, Neue Folge Nr 149.

Od 1996 roku, co 3 lata odbywają się międzynarodowe konferencje na temat żółwia błotnego - tzw. "Emys Symposium", które gromadzą liczne grono specjalistów zajmujących się tym gatunkiem.

I Emys Sympozjum odbyło się w Dreźnie w 1996 roku

Fritz U., Joger U., Podloucky R, Servan J. (red.) 1998. Proceedings of EMYS Symposium Dresden 96, *Mertensiella* 10.

II Emys Sympozjum odbyło się w Le Blanc (Francja) w 1999 roku

Buskirk J., Servan J. (red.) 2000. Proceedings of 2nd International Symposium on *Emys orbicularis*. Editions Soptom. Chelonii, 2

III Emys Sympozjum odbyło się w Koszycach w 2002 roku

Fritz U., Havas P. (red.) 2004. Proceedings of 3rd International Symposium on *Emys orbicularis*. *Biologia*, Bratislava, 59/ Suppl. 14.

IV Emys Sympozjum odbyło się w Walencji w 2005 roku

Materiały zostaną opublikowane w czasopiśmie *Acta Revista Herpetologica Espanola*.

INSTRUKCJA WYSZUKIWANIA STANOWISK ŻÓŁWIA BŁOTNEGO W TERENIE

Poniższa instrukcja jest efektem wieloletnich doświadczeń w pracy terenowej (udział w ogólnopolskich programach ochrony żółwia błotnego), informacji zawartych w najnowszej literaturze naukowej oraz wiedzy zdobytej podczas międzynarodowych warsztatów, w których brali udział koledzy z Litwy i z Niemiec w ramach projektu LIFE.

Najczęściej potrzeba stwierdzenia obecności żółwia w terenie wynika z konieczności weryfikacji informacji pochodzących od przypadkowych obserwatorów (np. wędkarzy, rolników, uczniów) lub danych historycznych (np. opisów w literaturze przedwojennej).

Oczywiście najlepszym dowodem świadczącym o występowaniu gatunku na danym obszarze są powtarzające się, bezpośrednie obserwacje żółwi. Takie przypadki są rzadkie nawet w terenie, gdzie żyje wiele żółwi. Ale nawet wówczas należy być ostrożnym w ich ocenie. Czasem widywane są osobniki obcych gatunków żółwi, które najczęściej zostały porzucone lub uciekły z hodowli.

Żółwie są zwierzętami długowiecznymi – żyją do stu i więcej lat. Stąd sporadyczne obserwacje pojedynczych osobników nie świadczą jeszcze o istnieniu populacji czy sukcesie rozrodczym. Najczęściej są to stare egzemplarze, które przetrwały na danym terenie. Bywa też, że są to osobniki migrujące.

Uwaga! Ponieważ zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Środowiska z dnia 28 września 2004 r., w sprawie gatunków dziko występujących zwierząt objętych ochroną (Dziennik Ustaw 2004, nr 220, pozycja 2237) żółw błotny jest objęty ochroną ścisłą, dlatego na większość działań opisanych w poniższej instrukcji (poza obserwowaniem, fotografowaniem bez płoszenia i ratowaniem osobników rannych) należy mieć zgodę Konserwatora Przyrody lub Ministra Środowiska.

Żółw jest również tzw. gatunkiem strefowym, stąd na wejście do już utworzonych stref ochronnych konieczna jest zgoda Ministra Środowiska (za pośrednictwem Konserwatora Przyrody). Zgody takiej nie potrzebuje zarządca terenu.

Źródła informacji

Podczas poszukiwań terenowych warto zwiększyć swoje szanse poprzez wyszukanie literatury, szczególnie przedwojennej oraz regionalnej (np. doniesienia prasowe), na temat żółwia, jak również na temat jego wyspecjalizowanego pasożyta - pijawki żółwiej. W terenie bardzo ważne jest przeprowadzenie wywiadów z miejscową ludnością, a szczególnie z wędkarzami, leśnikami, rybakami, myśliwymi oraz nauczycielami biologii w najbliższej szkole (dzieci niekiedy przynoszą złapane osobniki do szkoły).

Dane literaturowe

Stanowią cenne źródło wiedzy. Nawet starsze publikacje (np. z początku XX wieku) są ważne, gdyż przy długowieczności gatunku bardzo często się potwierdzają. Na tzw. Ziemiach Odzyskanych pewnym problemem może być zlokalizowanie stanowisk opisanych w niemieckiej literaturze przedwojennej. Przy identyfikacji dawnych nazw miejscowości można skorzystać ze Słownika Rosponda (1951) lub z nowszego Słownika nazewnictwa krajoznawczego niemiecko-polskiego (Battek i Szczepankiewicz-Battek 2002).

Do odszukania opisanych miejsc przydatne mogą być również niemieckie mapy topograficzne w skali 1: 25 000 - tzw. Messtichblatt'y, wydawane na początku XX w. Mapy te do dzisiaj stanowią cenne źródło informacji terenowej, zawierając takie treści jak:

- nazewnictwo drobnych szczegółów topograficznych: stawków, bagien, młynów, którego nie uwzględniają wymienione wyżej słowniki,
- lokalizację niewielkich zbiorników, które nie są uwidocznione na dzisiejszych mapach o mniejszych skalach np. 1:50 000,
- lokalizację ówczesnych terenów otwartych, które mogły przed wojną stanowić łęgowiska, a dzisiaj zostały zalesione.

Odbitki map przedwojennych lub ich skany można zamówić np. w firmie Top-map (www.topmap.pl) lub w niemieckich archiwach.

Informacje literaturowe o występowaniu pijawki żółwiej (*Placobdella costata* = *Heamenteria costata*)

Dane literaturowe na temat występowania tej pijawki nie są wystarczającym dowodem do stwierdzenia obecności żółwia na danym obszarze. Jest to bardziej wskazówka do podjęcia poszukiwań. Pijawka żółwia może występować w terenie, w którym już nie ma żółwi gdyż fakultatywnie może odżywiać się krwią ptaków (głównie kaczek) i ssaków (Bielecki i Tarnawski 1980).

Bardzo często zdarzały się jednak sytuacje, że na stanowiskach pijawki żółwiej opisywanych w literaturze (w tym również w literaturze przedwojennej) odnajdywane były stanowiska żółwia lub były potwierdzane informacje o wcześniejszych, powojennych obserwacjach przez miejscową ludność.

Przy stwierdzeniach tej pijawki na złapanych osobnikach żółwia (Fot. 18) warto ten fakt odnotowywać, gdyż pijawka ta jest również bardzo rzadkim zwierzęciem.

Informacje uzyskane od przypadkowych obserwatorów.

Przy doniesieniach o występowaniu żółwia otrzymanych np. od rolników, wędkarzy, rybaków, myśliwych, uczniów itp., należy uzyskać jak najdokładniejsze informacje o miejscu i dacie obserwacji. Należy również spytać o kolor pancerza i występowanie czerwonych plam na głowie (patrz: Kluczyk do rozpoznawania obcych gatunków żółwi str. 55). Informacje od osób trzecich mogą być traktowane jedynie jako źródła pomocnicze i muszą być koniecznie potwierdzone w terenie przez specjalistę.

Przygotowanie do poszukiwań

W przypadku obserwacji żywych żółwi lub znalezienia osobników martwych, a niekiedy tylko samego pancerza, dobrze jest lokalizować te miejsca za pomocą odbiorników GPS. Odbiorniki średniej klasy umożliwiają ustalenie pozycji z dokładnością do ok. 5-6 metrów, co jest wystarczające do ponownego odnalezienia danego miejsca. Jeżeli nie dysponujemy odbiornikiem GPS można wykonać szkic terenowy.

Należy również pamiętać o dokładnym opisaniu miejsca obserwacji. Ważne są takie elementy jak: data i godzina obserwacji, lokalizacja miejsca obserwacji (współrzędne geograficzne lub uproszczony szkic terenowy), opis środowiska (opis roślinności, charakterystyka zbiornika), liczba obserwowanych osobników, ich zachowanie i inne.

Ważne jest również wykonanie dokumentacji fotograficznej zarówno obserwowanych żółwi jak i środowiska w jakim żyją.

Wyruszając w teren należałoby zabrać ze sobą:

- lornetkę lub lunetę
- aparat fotograficzny – najlepiej cyfrowy z optycznym zoomem (najlepiej od 8 x w wyż)
- odbiornik GPS
- notes
- taśmę mierniczą, suwmiarkę lub średnicomierz
- wagę (najlepsza sprężynowa - dynamometr)
- ksero karty opisu osobnika, zamieszczonej na str. 50-51.

Poszukiwania

Podrozdział ten podzielony został na 3 części, w zależności od tego gdzie prowadzone są poszukiwania:

- środowisko wodne - zbiorniki wodne, wody płynące, brzegi wód,
- środowisko lądowe - łągowiska, tereny stanowiące miejsce migracji,
- osobniki poza naturalnym środowiskiem - żółwie przetrzymywane przez osoby trzecie.

ŚRODOWISKO WODNE

Obserwacje bezpośrednie żółwi w zbiornikach wodnych

W przypadku informacji od postronnego obserwatora warto dotrzeć do źródła informacji, chociaż często jest to utrudnione, gdy wiadomość pochodzi z tzw. drugiej ręki.

O ile do początku lat 90. XX wieku, informacje o obserwacji żółwi w terenie można było z bardzo dużym prawdopodobieństwem przyjmować jako informacje o żółwiu błotnym, o tyle obecnie takiej pewności nie ma. Coraz liczniejsze doniesienia o obserwacjach obcych gatunków żółwi zmuszają do potwierdzania obserwacji przez specjalistów.

Jeżeli jednak mamy możliwość wyjścia w teren z osobą, która obserwowała już żółwia w danym miejscu, należy z tego skorzystać, gdyż istnieje bardzo duże prawdopodobieństwo, że spotkamy żółwia np. dokładnie na tym samym powalonym pniu, na którym był obserwowany kilka tygodni wcześniej. Żółwie są bardzo przywiązane zarówno do miejsc odpoczynku, wygrzewania się jak i do miejsc gdzie składają jaja (w przypadku samic). Dlatego nawet, jeżeli akurat nie uda nam się w danym miejscu zobaczyć żółwia, warto wrócić tam w innym terminie np. przy lepszym nasłonecznieniu lub o innej porze dnia.

Jeżeli obserwacje terenowe mają potwierdzić dane historyczne należy uzbroić się w cierpliwość i zwiększyć swoje szanse poprzez wybranie odpowiedniej pory roku, pory dnia i pogody oraz o ile to możliwe należy na podstawie opisu w publikacji uszczegółowić lokalizację stanowiska (przydatne mogą być historyczne mapy topograficzne).

Żółwie najłatwiej wyszukiwać w okresie wiosennym. W zależności od pogody będzie to koniec marca lub początek kwietnia, kiedy roślinność szuwarowa i otaczająca zbiornik jest jeszcze słabo rozwinięta. Po okresie zimowego odrętwienia zwierzęta te bardzo chętnie korzystają z kąpeli słonecznych, więc ciepły, słoneczny wiosenny dzień jest dobrym czasem na poszukiwania tego gada.

W okresie letnim ważna jest również pora dnia, gdyż żółwie najczęściej wygrzewają się na brzegu w godzinach rannych pomiędzy 8 a 11 oraz po południu pomiędzy 14 a 16.

Jeżeli istnieje ustanowiona strefa ochronna – na wejście do niej trzeba mieć zezwolenie Ministra Środowiska oraz zgłosić fakt wejścia zarządcy terenu (najczęściej jest to nadleśnictwo). Zarządca terenu nie potrzebuje zgody na wejście do strefy.

Do poszukiwań żółwi najlepiej używać lornetki o dużym powiększeniu (np. 10 x 50) lub lunety ze statywem. Obserwacje zbiornika należy prowadzić już ze znacznej odległości - najlepiej pod osłoną krzewów lub roślinności szuwarowej (Fot. 15).

Pomimo charakterystycznej sylwetki żółwi, obserwacje tych zwierząt nie są proste.

Niewprawy obserwator poszukuje generalnie pancierza na brzegu. Jednak nie znając proporcji zwierzęcia na tle np. roślinności poszukuje zazwyczaj większego kształtu niż ma to miejsce w rzeczywistości.

Bardzo często zdarza się, że żółwie już podczas zbliżania się obserwatora do zbiornika wodnego, błyskawicznie zsuwają się do wody i najczęściej nurkują, pozostając pod wodą kilka minut. Następnie wystawiają ostrożnie spod wody tylko głowę i obserwują okolicę (Fot. 14).

Pamiętaj – najczęściej to żółw zauważy cię wcześniej niż ty jego.

Najczęściej popełnianym błędem podczas lustracji zbiornika wodnego jest zaniechanie obserwacji po braku stwierdzenia wygrzewających się osobników na brzegu (poszukiwania pancierzy). Bardziej dokładna lustracja powierzchni wody i znajdującej się tam roślinności może pozwolić jednak potwierdzić obecność żółwia w danym miejscu. Należy poszukiwać wystającej z wody głowy. Niestety wymaga to pewnej wprawy. Głowa żółwia ze względu na ubarwienie ochronne w postaci żółtych plamek znakomicie zlewa się z pływającą po powierzchni rzęsą wodną. Poza tym ciemna głowa do złudzenia przypomina wystające z wody fragmenty gałęzi lub korzeni i kłączy roślin wodnych (Fot. 14). Przy dłuższej obserwacji możliwe jest zaobserwowanie zmiany położenia głowy bądź jej zanurzenia się. Przy użyciu dobrej lornetki lub lunety możliwe jest zobaczenie kolorowej tęczęwki oka (żółtawej bądź pomarańczowo-czerwonej). Podczas słonecznej pogody, głowa zaraz po wynurzeniu świeci się w słońcu od ociekającej wody, jednak po wyschnięciu staje się matowa.

Aby znaleźć żółwia w wodzie – należy szukać jego głowy wśród roślinności wodnej

Obecność unoszących się na powierzchni wody pęcherzy pławnych ryb jest często wymienianą oznaką obecności żółwia na danym terenie zwłaszcza w starszej literaturze (Juszczuk i Szarski 1950). Jednak nie jest to wystarczający dowód na obecność żółwia. Ryby stanowią niewielki procent pożywienia w diecie żółwi i obserwacje terenowe, nawet w miejscach liczniejszego występowania żółwi nie potwierdzają obecności pływających pęcherzy. Natomiast żółwie bardzo interesują się pływającymi po powierzchni wody martwymi ptakami czy rybami.

W starszej literaturze niekiedy podawana jest informacja o wydawaniu przez żółwie krótkich, donośnych gwizdów, stąd w niektórych okolicach Polski kiedyś nazywano żółwia „gwizdakiem” (Jasnota 1866). Obserwacje terenowe prowadzone przez kolegów w Polsce wschodniej jak również w Niemczech i na Litwie nie potwierdzają prawdziwości tej informacji. Prawdopodobnie odgłosy takie w miejscach występowania żółwi były wydawane przez jakiś gatunek ptaka żyjącego w strefie szuwarowej (być może mogą to być odgłosy wydawane przez kokoszkę wodną).

Stosowanie pułapek

Stosowanie pułapek wymaga zgody Ministra Środowiska

Do odłowów żółwi generalnie stosuje się dwa typy specjalistycznych pułapek: sieciowe i skrzynkowe. Ich budowa musi zapewniać złapanym osobnikom możliwość oddychania (nie mogą być całkowicie zanurzone w wodzie). W przypadku pułapki sieciowej wszywane są również plastikowe „kołnierze” umożliwiające wydostanie się np. złapanej wydrze. Ze względu na specjalistyczny charakter pułapek oraz sposób ich montowania - można w przypadku podjęcia decyzji o zastosowaniu tej metody skontaktować się z członkami Zespołu realizującego program ochrony żółwia, kumaka i traszki grzebieniastej (dane adresowe na końcu książki).

Pułapki mogą być również wykorzystywane do łapania obcych gatunków wodnych żółwi, które niekiedy współwystępują z żółwiem błotnym, stanowiąc poważną konkurencję dla naszego rodzimego gatunku.



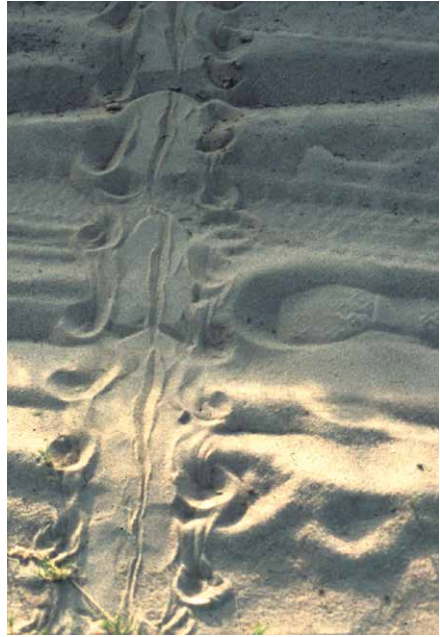
Fot. 14. Głowa żółwia wśród roślinności wodnej (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 15. Obserwacje zbiornika należy prowadzić już ze znacznej odległości. W centralnej części zdjęcia zanurzone 3 żółwie (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 16. Ślady samicy - prawdopodobnie bez ogona (fot. Norbert Schneeweiss)



Fot. 17. Ślady samicy na piasku - po prawej dla porównania odcisk buta (fot. Matthias Stoefer)



Fot. 18. Pijawka żółwia *Placobdella costata* (fot. Marek Maciantowicz)

Tropy żółwi

Ślady pozostawione w grząskim błocie nie są tak jednoznaczne jak pozostawione na piasku (fot. obok, opisane dalej). Są jednak mocnym dowodem świadczącym o obecności żółwi. Niekiedy trop nie pozostawia wątpliwości, gdyż widoczne są (podobnie jak przy śladach na piasku) ślady ogona i łap po bokach. Przy bardziej grząskim podłożu ślady mogą nie być tak jednoznaczne.

UWAGA - podobne ślady mogą pozostawiać obce gatunki żółwi.

Zdarza się również, w przypadku zbiorników zarośniętych rzęsą, że pływające żółwie pozostawiają widoczne ślady, jednak są one bardzo podobne do śladów pozostawianych przez pływające ptaki.

Wykopanie żółwi w miejscu zimowania

Sytuacje takie zdarzają się sporadycznie, jednak mają miejsce, szczególnie podczas konserwacji rowów, zbiorników, stawów rybnych oraz podczas innych prac ziemnych, np. robót drogowych.

Na podstawie badań telemetrycznych na Litwie (Meeske 2006, K. Rybczyński - inf. ustna) wiadomo, że podczas hibernacji osobniki mogą koncentrować się na małej powierzchni, tworząc większe grupy. Jest to ważna informacja do podejmowania działań aktywnej ochrony.

Podczas znalezienia hibernującego żółwia, należy upewnić się, czy nie ma w tym miejscu jeszcze innych osobników i powiadomić Konserwatora Przyrody, który podejmie decyzję jak dalej postępować (wstrzymanie robót, przeniesienie żółwi w inne miejsce). W szczególnych przypadkach, przy dużych inwestycjach konieczne będzie stworzenie alternatywnych miejsc zimowania.

ŚRODOWISKO LĄDOWE

Obserwacje żółwi podczas wędrówek

Oprócz obserwacji w zbiornikach wodnych dochodzi niekiedy do spotkań osobników migrujących lub bezpośrednich obserwacji samic zmierzających do miejsca składania jaj.

Spotkania samic są częstsze. Z reguły jest to obserwacja na drodze lub odkrytej powierzchni lęgowiska. Najczęściej popełnianym błędem jest branie żółwicy do ręki i odnoszenie do najbliższego zbiornika wodnego lub przetrzymywanie w domu. Powoduje to dodatkowy stres zwierzęcia.

Znane są przypadki gdy samice brane do ręki podczas wędrówek na lęgowisko, pod wpływem stresu, bardzo często wydalają płyn z pęcherzy analnych, który w nor-

malnych warunkach służy im do zmiękczenia gleby podczas kopania komór jajowych. Przez przypadkowych obserwatorów zjawisko to określane było jako „sikanie”.

Wędrujące samice w okresie lęgowym

W przypadku obserwacji wędrujących samic należy zachować daleko idącą ostrożność. Bardzo rzadko udaje się śledzić spłoszoną samicę, gdyż przeważnie zaniepokojona chowa się wśród roślinności i czeka nawet kilka – kilkanaście godzin, by ruszyć dalej.

W przypadku obserwacji samic ważnymi informacjami są data i godzina obserwacji oraz kierunek w jakim szła samica.

Jeżeli (w maju lub czerwcu) spotkasz wędrującego żółwia – nie odnoś go do jeziora lub innego zbiornika wodnego. Pozostaw go w miejscu spotkania.

Aby zwiększyć prawdopodobieństwo potwierdzenia informacji o lęgowisku w miejscu potencjalnych lęgowisk (murawy szcztolichowe) można grabić na bardziej odkrytych - piaszczystych fragmentach - pasy o szerokości ok. 0,5 m. Samice idące składać jaja pozostawiają charakterystyczny trop (Fot. 16, 17). Jeśli np. piaszczysta ścieżka wiedzie wzdłuż zbiornika wodnego można przegrabić ją 2–3 razy dziennie i kontrolować, sprawdzając, czy nie ma śladów żółwi, które ruszyły składać jaja. Taka kontrola może również pomóc określić czas rozpoczęcia, zakończenia i kulminacji okresu składania jaj.

Potencjalne lęgowisko to najczęściej położony w pobliżu zbiorników gdzie przebywają żółwie - piaszczysty teren porośnięty roślinnością kserotermiczną. Najczęściej jest to murawa ze szcztolichą siwą, rzadziej z kostrzewą i stokłosą. Zwykle są to pagórki, wydmy śródlądowe lub zbocza dolin rzecznych o ekspozycji południowej lub południowo–zachodniej. Zdarza się również, że samice na miejsce składania jaj wybierają środek polnej drogi lub jej pobocze, pola uprawne, pastwiska a nawet przydomowe ogródki (grządki z truskawkami). Należy jednak zaznaczyć, że samice są bardzo konserwatywne w wyborze miejsca i latami przychodzą składać jaja w tych samych miejscach. Niekiedy odległość między komorami gniazdowymi jakie kopie dana samica w kolejnych latach wynosi tylko kilka metrów.

Ślady samic na piaszczystym podłożu spotykane są w okresie składania jaj (koniec maja/początek czerwca). Bardzo często są zlokalizowane na piaszczystych drogach lub odsłoniętych, pozbawionych roślinności, fragmentach muraw szcztolichowych. W takich przypadkach widoczny jest centralny ślad pancerza i ogona oraz łap po bokach (Fot. 16, 17).

W przypadku tropów na piasku - jeżeli jest taka możliwość – należy sfotografować ślady kładąc obok przedmiot (np. monetę, pudełko zapalek, długopis), który pozwoliłby określić wielkość tropu.

Zniszczone złoża jaj

Ze względu na dużą presję drapieżników często dochodzi do rozkopywania złożeń jaj (Fot. 25). Inną przyczyną niszczenia złożeń jest działalność człowieka, najczęściej nieumyślna. Do takich przypadków dochodzi podczas prac polowych oraz prac leśnych. Sytuacje takie zdarzają się szczególnie jesienią podczas orki i przygotowywania gleby pod sadzenie lasu. W takich wypadkach dochodzi do uszkodzenia komór jajowych, w których zimują młode żółwie.

W przypadku znalezienia rozkopanego złoża w okresie od końca maja do początku września należy ocenić czy jaja zostały zniszczone, czy też istnieje jeszcze możliwość ich doinkubowania.

Znalezione złożo powinno zostać potwierdzone przez specjalistę. Odróżnienie skorup jaj żółwi od skorup jaj innych zwierząt jest możliwe, ale wymaga pewnego doświadczenia.

Miejsce znaleziska należy sfotografować wraz z otaczającym środowiskiem.

Najczęściej zniszczone złożo zlokalizowane jest w miejscu łągowiska gdzie może wychodzić kilka - kilkanaście samic. Dlatego warto starannie przeszukać okoliczny teren, na którym mogą znajdować się jeszcze inne zniszczone złoża.

Po sfotografowaniu, dobrze byłoby oznakować miejsce zniszczonego złoża (np. poprzez wbicie palika, wykonanie domiaru lub określenie współrzędnych za pomocą odbiornika GPS). Umożliwi to odnalezienie tego miejsca w następnym roku, gdyż - jak wspomniano wyżej - żółwice są bardzo konserwatywne przy wyborze miejsca składania jaj i z bardzo dużym prawdopodobieństwem pojawią się w tym samym miejscu w latach następnych.

Zdarzały się przypadki, że wyorane podczas prac polowych jaja żółwia, zostały doinkubowane, a młode osobniki wzbogacały lokalną populację. Na przykład, z wyoranych jaj w pobliżu miejscowości Urad (woj. lubuskie), po doinkubowaniu, wylęgło się 19 żółwików, które po przezimowaniu, zostały wypuszczone na wolność nad rzeką Pliszką (Maciantowicz, Najbar 2000).

Pamiętaj – nieraz już udawało się wyhodować młode żółwie z rozkopanych złożeń. Jeżeli spotkasz rozkopane złożo – zawiadom specjalistów – jest szansa na darowanie życia kilku osobnikom i wzbogacenie lokalnej populacji.

Wędrowki poza okresem lęgowym

Zdarza się, że żółwie podejmują wędrowki wynikające z różnych czynników. Mogą to być wędrowki mające miejsce w obrębie szeroko pojętego „obszaru funkcjonalnego” obejmującego miejsca żerowania, lęgowiska, miejsca hibernacji oraz łączące je obszary o charakterze lokalnych korytarzy komunikacyjnych (migracyjnych). Dzięki zastosowaniu badań telemetrycznych w Brandenburgii (Schneeweiss 2003) okazało się, że żółwie hibernują niekiedy w innych zbiornikach niż te, w których bytowały przez cały sezon. Najczęściej zbiorniki gdzie zimują, oddalone są od kilkudziesięciu do kilkuset metrów od głównych miejsc bytowania. W takich przypadkach, na przełomie września i października, może dochodzić do spotkań osobników wędrujących do miejsc hibernacji. Jest to nowy aspekt w biologii tego gatunku, uzyskany dzięki zastosowaniu zaawansowanych technik obserwacyjnych.

Z obserwacji terenowych prowadzonych na terenie Polski zachodniej wynika, że w przypadku żółwia dochodzi do wędrowek pojedynczych osobników, bądź większych grup (Juszczak 1987, Staniewski 1987, Guzikowski, Maciantowicz 1993, Maciantowicz 1999). Jedną z przyczyn podejmowania przez żółwie wędrowki jest wysychanie zbiorników wodnych. W takim przypadku może dojść do wędrowki całej populacji zamieszkującej dany akwen. Sytuacja miała miejsce na terenie Puszczy Noteckiej (Agapow, Lipnicki 1988). Obserwacje pojedynczych osobników w miejscach znacznie oddalonych od zbiorników wodnych, poza sezonem lęgowym nie należą do rzadkości (Ruprecht 1989, Maciantowicz 1999, Maciantowicz, Najbar 2000). Nie wiadomo czy jest to wynikiem naturalnego behawioru migracyjnego, czy też pewnych zdarzeń losowych.

OSOBNIKI POZA NATURALNYM ŚRODOWISKIEM

Okazy przetrzymywane

Sytuacje takie mają miejsce w przypadku zabrania osobników wędrujących (najczęściej są to samice), złapanych na wędkę lub w sieci. Żółwie najczęściej przetrzymywane są w domach prywatnych, rzadziej w instytucjach np. szkołach, ogrodach zoologicznych, instytucjach naukowych.

Pierwszą rzeczą w takich przypadkach jest określenie podgatunku. Jeżeli wygląd zewnętrzny odpowiada wyglądowi podgatunku nominatywnego (Fot. 1-5), a siedlisko potwierdza możliwość występowania gatunku na danym terenie, wskazane jest dokładne spenetrowanie okolic, w jakich znaleziono danego osobnika.

Poza tym niezwykle istotna jest informacja, kiedy i gdzie żółw został złapany.

Co zrobić w przypadku złapania żółwia lub informacji o przetrzymywaniu przez osoby trzecie?

Zdarza się, że otrzymujemy wiadomość, że osoba prywatna lub instytucja przetrzymuje żółwia błotnego. Sytuację taką, szczególnie w stosunku do osób prywatnych, należy spokojnie wyjaśnić, gdyż próby zastraszania odpowiedzialnością karną, z reguły kończą się utratą możliwości zobaczenia osobnika i uzyskania informacji gdzie został znaleziony.

W przypadku instytucji - szkół, przedszkoli, należy przeprowadzić rozmowę z kierownikiem jednostki i ustalić skąd pochodzi dany osobnik. Można wykorzystać taki moment do przeprowadzenia pogadanki na temat żółwia. Niekiedy właśnie od dzieci można uzyskać cenne informacje o obserwowanych przez nie osobnikach.

Jeżeli warunki na to pozwalają można również zorganizować wspólne wypuszczenie żółwia na wolność.

Wobec coraz częstszych spotykania w środowisku naturalnym obcych gatunków żółwi, podstawową rzeczą jest określenie czy mamy do czynienia z żółwiem błotnym rodzimego pochodzenia. W tym celu można posłużyć się zamieszczonym na str. 55 „Kluczykiem do wstępnej identyfikacji najczęściej spotykanych obcych gatunków żółwi”.

Bez względu jednak na wynik rozpoznania, konieczne będzie zawiadomienie Konserwatora Przyrody. W przypadku żółwi obcych (w tym południowych podgatunków żółwia błotnego), Konserwator powinien wskazać miejsce, gdzie należy oddać zwierzę. Przetrzymywanie obcych gatunków żółwi, bez wymaganego zezwolenia, jest bowiem sprzeczne z obowiązującym prawem.

Przed oddaniem należałoby dokonać pomiarów zwierzęcia, sfotografować je oraz uzyskać informacje o dacie i miejscu schwytania.

Jeżeli uzyskamy pewność, że przetrzymywanym zwierzęciem jest żółw błotny (np. po potwierdzeniu przez któregoś ze specjalistów wymienionych na końcu książki) można po uzyskaniu zgody Konserwatora Przyrody, wypuścić zwierzę do naturalnego środowiska. Najlepiej w miejscu, z którego został zabrany. Jeżeli jednak nie ma takiej możliwości można wpuścić zwierzę do najbliższej położonego zbiornika wodnego gdzie występują żółwie błotne.

W przypadku żółwi złapanych, przetrzymywanych, rannych i osłabionych - decyzję o miejscu ich przekazania podejmuje Konserwator Przyrody.



OSOBNIKI RANNE LUB MARTWE

Co zrobić w przypadku znalezienia martwego żółwia błotnego

W przypadku znalezienia osobnika martwego, aby móc go zakonserwować i ewentualnie przetrzymać - zgodnie z zapisami Ustawy o ochronie przyrody z 2004 r. - należy uzyskać zgodę Konserwatora Przyrody. Po uzyskaniu takiej zgody (wstępnie może to być zgoda udzielona telefonicznie, potem należy uzyskać zgodę pisemną) należy znalezionego osobnika zakonserwować, najlepiej w alkoholu (minimum 70%).

Przed zakonserwowaniem należałoby wykonać dokumentację fotograficzną.

Do preparatu należy dołączyć etykietę z informacją o miejscu i dacie znalezienia osobnika, prawdopodobnej przyczynie śmierci itp. Należy również dokładnie opisać środowisko w jakim żółw został znaleziony.

Można również martwego żółwia szczelnie zapakować i zamrozić w zamrażarce. O miejscu przechowywania martwego żółwia należy poinformować Konserwatora Przyrody oraz kogoś ze specjalistów wymienionych na końcu opracowania.

W przypadku znalezienia samego pancerza należy również powiadomić Konserwatora Przyrody oraz kogoś ze specjalistów wymienionych na końcu opracowania. Zgodnie z ustawowym zapisem (Art. 56, ust. 2, pkt. 2), Konserwator wydaje pisemną zgodę na przetrzymywanie martwych zwierząt lub ich części. Warto również przeprowadzić lustrację terenową w miejscu znaleziska, która powinna dać odpowiedź, czy występują tam jeszcze inne osobniki.

Żółw ranny

Przypadki uszkodzeń pancerza i ciała są u żółwi stosunkowo częste. Spotyka się osobniki ze śladami pogryzień. Dostyc częsty jest brak części ogona. Zdarzają się również osobniki bez jednej kończyny (taka samica potrafi jednak wykopać komorę jajową !!!). Żółw posiada zdolność szybkiego gojenia ran. Odcięte kończyny czy też ogon goją się szybko, ale nie regenerują (Młynarski 1971).

Niekiedy widoczne są ślady kolizji z pojazdami mechanicznymi w postaci nadłamanych płyt pancerza. Dochodzi również do łapania się żółwi na wędkę (szczególnie podczas stosowania żywych przynęt). W takich przypadkach najczęściej dochodzi do poranienia jamy gębowej lub przełyku, a czasami może nawet dojść do połknięcia haczyka.

W przypadku znalezienia osobnika rannego - jeżeli jest to rana niewielka – powstała np. w wyniku uszkodzenia przez haczyk przy złapaniu żółwia na wędkę, należy wypuścić zwierzę z powrotem do środowiska.

W przypadku ciężkich uszkodzeń należy zawiadomić Konserwatora Przyrody, który powinien podjąć decyzję czy dostarczyć takiego osobnika do ogrodu zoologicznego, specjalnego ośrodka rehabilitacji zwierząt lub weterynarza-specjalisty.

Jeżeli jest to osobnik autochtoniczny, to po wyleczeniu, dokonaniu pomiarów i dokumentacji fotograficznej, należy wypuścić go w miejscu złapania, powiadamiając wcześniej Konserwatora Przyrody.

Karta opisu żółwia według standardu pomiaru przyjętego w całej Europie

Przedstawiona dalej Karta opisu osobnika zawiera wybrany (podstawowy) zakres pomiarów osobnika przedstawiony przez Uwe Fritza (Mitrus i Zemanek 1997) i ogólnie przyjęty w badaniach żółwia na terenie całej Europy. Pełen zakres pomiarów powinien wykonać specjalista.

Kartę pomiaru należy wypełnić w przypadku osobników przetrzymywanych w domach, ogrodowych oczkach wodnych itp. oraz wypuszczanych z powrotem do środowiska.

Najważniejsze informacje to: data obserwacji/pomiaru, lokalizacja stanowiska lub miejsca spotkania, opis środowiska. Najważniejsze pomiary w warunkach polowych to długość pancerza grzbietowego (karapaksu) oraz waga osobnika. Do pomiaru z powodzeniem można użyć średnicomierza używanego przez leśników. Jeżeli warunki pozwalają tylko na pomiar po krzywiźnie pancerza grzbietowego, należy to wyraźnie zaznaczyć.



Gdzie te żółwie?...

KARTA OPISU OSOBNIKA NR

Płeć:

Stanowisko:

Współrzędne geograficzne:

Opis środowiska:

.....

Lp.	Rodzaj pomiaru (wg metody Uwe Fritza)	Ozn.	Data pomiaru		
1.	Długość karapaksu	CL			
2.	Szerokość karapaksu	CB			
3.	Wysokość pancerza	PaH			
4.	Długość plastronu	PL			
5.	Szerokość plastronu z przodu	PB I			
6.	Szerokość plastronu z tyłu	PB II			
7.	Waga [g]	-			

Pomiary długości i szerokości w [mm].

Ubarwienie

- oczy:

- plastron:

- karapak:

- głowa:

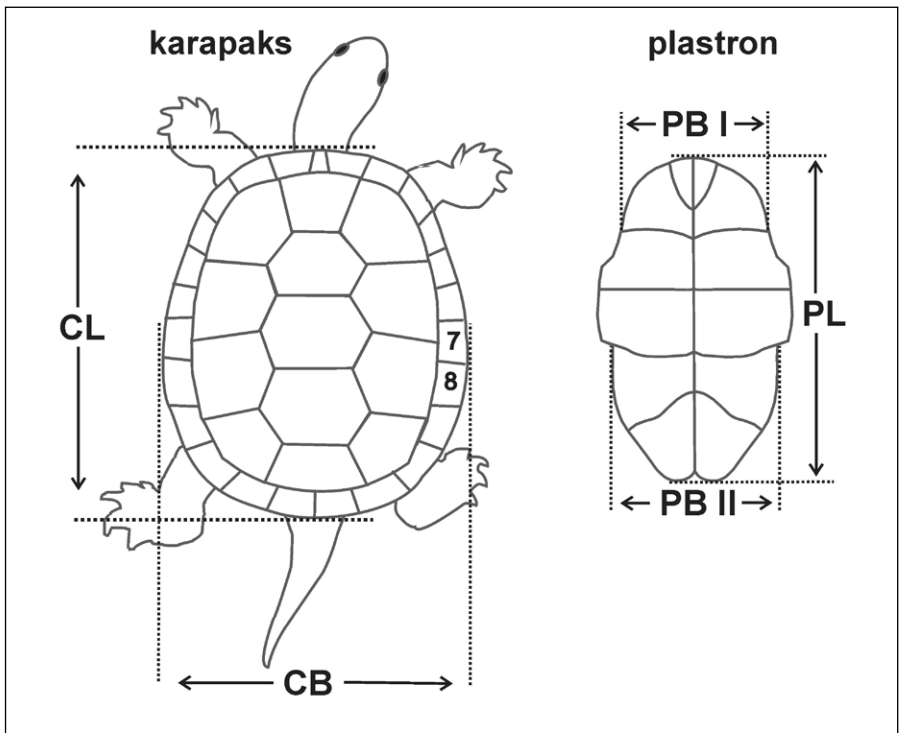
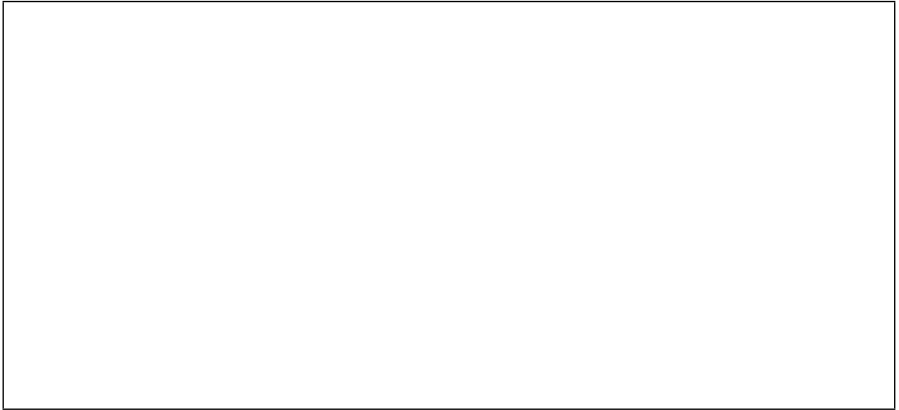
Cechy charakterystyczne (uszkodzenia, deformacje itp.):

.....

Inne uwagi.....

.....

Szkic lokalizacyjny (zaznaczyć miejsce obserwacji)



Ryc. 5. Schematyczny rysunek żółwia z zaznaczonymi miejscami pomiaru oraz możliwością zaznaczenia nieprawidłowości w otarczowaniu pancerza, uszkodzeń ciała itp. (rys. M. Rybacki)

Kluczyk do rozpoznawania obcych gatunków żółwi spotykanych w Polsce

Żółw błotny jest jedynym rodzimym gatunkiem reprezentującym rząd *Testudines* - żółwie w faunie Polski, jednak szczególnie w ostatnim dziesięcioleciu, nasiliły się spotkania w terenie obcych gatunków żółwi, zarówno wodnych jak i lądowych. Najczęściej obecnie spotykany obcy gatunek to północnoamerykański - żółw czerwoniczy *Trachemys scripta elegans*. Przykładowo, w latach 1995-2000 tylko na terenie woj. lubuskiego obserwowano 32 osobniki na 15 stanowiskach (Najbar 2001). Natomiast w roku 2006 dwukrotnie, zamiast żółwia błotnego, złapane osobniki z terenu Zachodniej Polski okazywały się żółwiami czerwoniczymi.

Jako ciekawostkę można podać informację o obserwacjach żółwi lądowych w okresie powojennym na terenie Puszczy Drawskiej. Wynikało to z przywożenia dużych transportów żółwi greckich z terenów Bałkanów do obozów jenieckich w celach konsumpcyjnych. Duży Stalag znajdował się w okolicach Dobiegniewa, stąd opowieści o obserwacjach jasno ubarwionych żółwi na tym terenie. Młynarski w swojej monografii gadów Polski (1971) również wspomina o dużych transportach żółwi greckich przywożonych do Polski w latach 1942-1944.

Najczęściej spotykane w Polsce obce gatunki żółwi:

Rodzina: *Geoemydidae* Theobald, 1868 - batagurowate
żółw kaspijski - *Mauremys caspica* (Gmelin, 1774)

Rodzina: *Emydidae* Lydekker, 1889 - żółwie błotne
żółw błotny - podgatunki południowoeuropejskie - *Emys orbicularis* (Linnaeus 1758)
żółwik malowany - *Chrysemys picta* (Schneider, 1783)
żółw czerwoniczy - *Trachemys scripta* (Schoepff, 1792)

Rodzina: *Testudinidae* Gray, 1825 - żółwie lądowe
żółw stepowy - *Agrionemys horsfieldii* (Gray, 1844) syn. *Testudo horsfeldi*
żółw śródziemnomorski (nazywany niekiedy mauretańskim)
- *Testudo graeca* Linnaeus., 1758
żółw grecki - *Testudo hermanni* Gmelin, 1789
żółw egipski - *Testudo kleinmanni* Lortet, 1883
żółw obrzeżony - *Testudo marginata* Schoepf, 1792

Nazewnictwo i systematyka wg Sury (2005).



Fot. 19. Żółwie czerwonlice (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 20. Żółw błotny - podgatunek południowoeuropejski z grupy *occidentalis* (fot. Marek Maciantowicz)



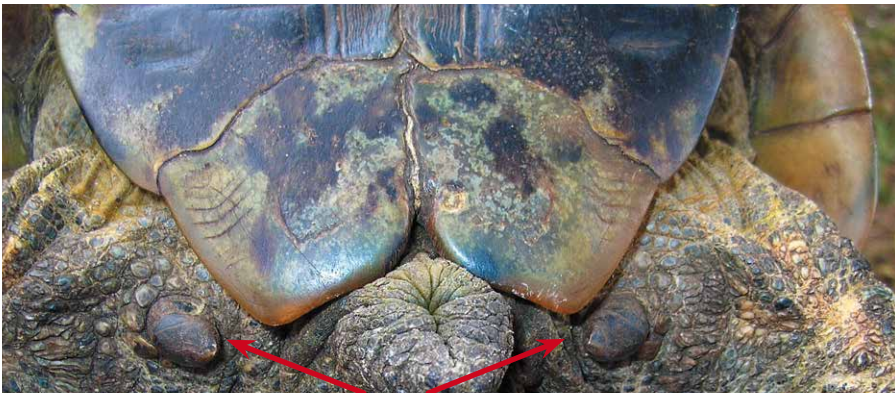
Fot. 21. Pancierz żółwia stepowego (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 22. Żółw grecki (fot. Mariusz Rybacki)



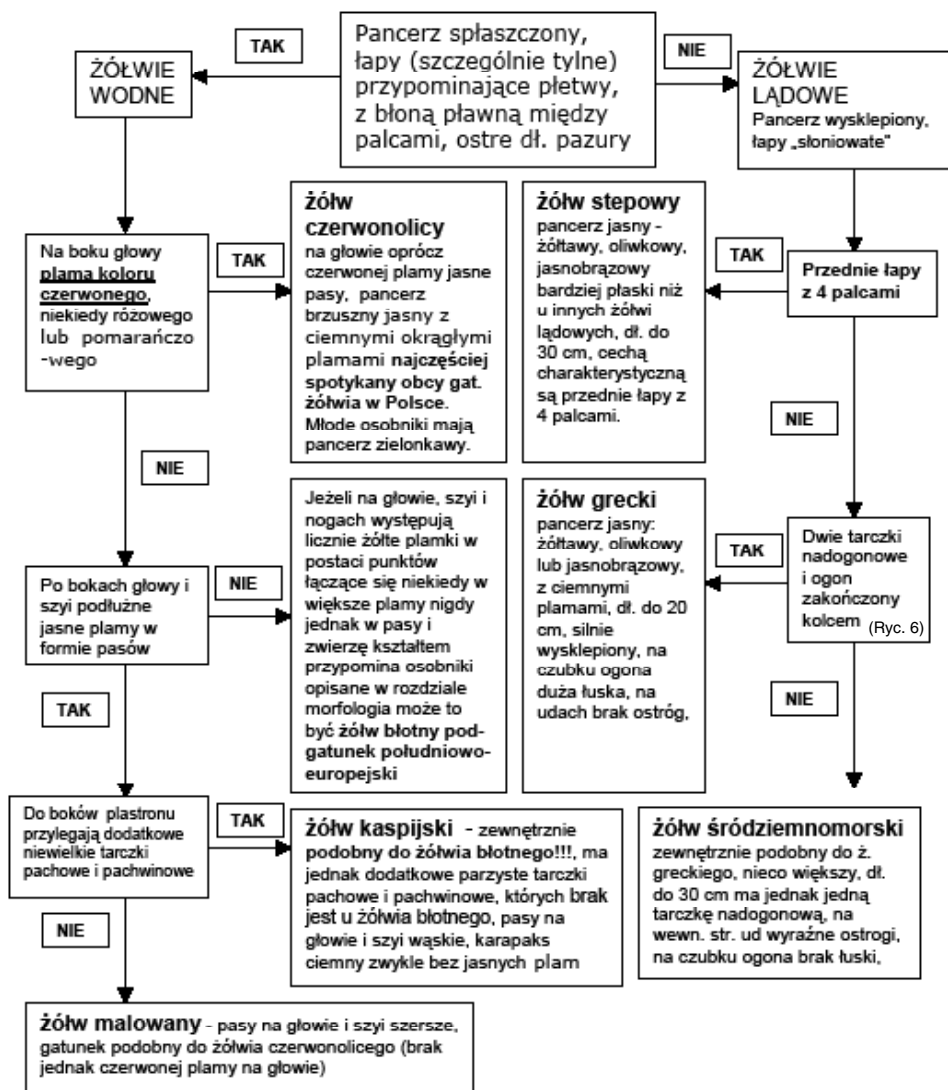
Fot. 23. Żółw śródziemnomorski (fot. Marek Maciantowicz)

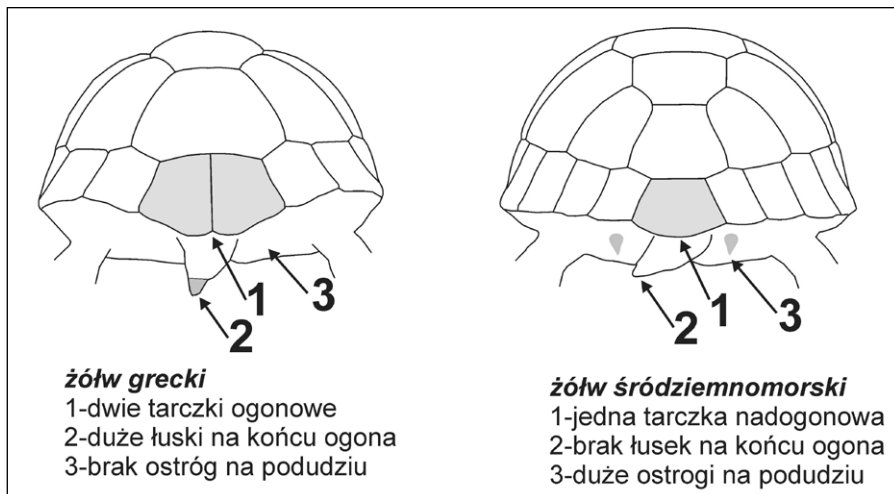


Fot. 24. Modzele u żółwia śródziemnomorskiego. Widoczny ubytek ogona (fot. Marek Maciantowicz)

Zamieszczony poniżej prosty kluczyk służy do oznaczenia najczęściej spotykanych żółwi, na terenie Polski. W przypadku rzadszych gatunków należy skorzystać z pomocy specjalistów.

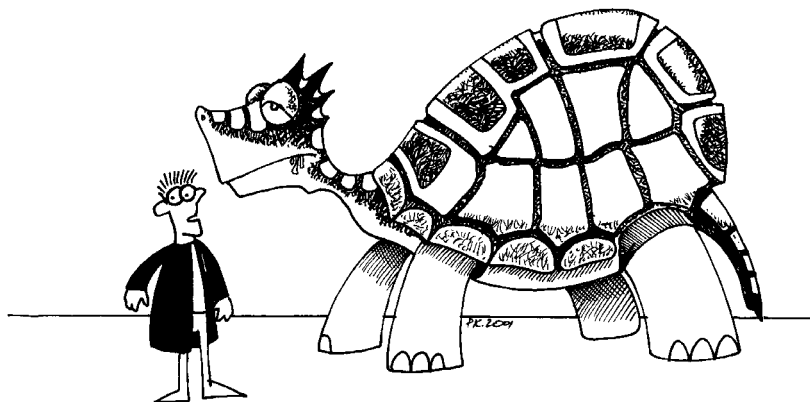
Kluczyk do wstępnej identyfikacji najczęściej spotykanych obcych gatunków żółwi.





Ryc. 6. Różnice pomiędzy żółwiem greckim *Testudo hermanni* i śródziemnomorskim *Testudo graeca* (rys. M. Rybacki)

Pamiętaj: obcych gatunków żółwi nie wolno wypuszczać do naturalnego środowiska. Należy się skontaktować z Konserwatorem Przyrody, który powinien wskazać miejsce gdzie można oddać zwierzę.



A BYŁ TAKIM MALUTKIM ŻÓŁWIKIEM...

ZAGROŻENIA POPULACJI I SIEDLISK ŻÓŁWIA BŁOTNEGO

Żółw błotny jest gatunkiem, którego liczebność w naszym kraju zmalała do poziomu krytycznego, a jego siedliska i areale uległy drastycznej redukcji. Konieczne jest podjęcie natychmiastowych działań i usunięcie przyczyn największych zagrożeń. Do najważniejszych z nich należą:

- degradacja siedlisk,
- zagrożenia młodych żółwi,
- bezpośrednia działalność człowieka,
- kolizje z pojazdami mechanicznymi,
- zmiany genetyczne w skrajnie nielicznych populacjach,
- pojawienie się obcych gatunków żółwi.

Degradacja siedlisk

To najważniejsze obecnie zagrożenie gatunku na terenie całego zasięgu występowania. Szczególnie niekorzystne zmiany zaszły w wysoko uprzemysłowionych krajach Europy Zachodniej: we Francji, Niemczech, Danii, gdzie nastąpiło uskokowe obniżenie zasięgu gatunku na kontynencie.

W Polsce zanikanie środowisk w jakich żyje żółw również następuje bardzo szybko. W okresie powojennym lansowane było hasło „uproduktywiania nieużytków”, pod którym rozumiano osuszanie bagien i torfowisk. W Polsce zachodniej zniszczeniu uległy również poniemieckie urządzenia wodne regulujące poziom wody. Spowodowało to znaczną degradację lub całkowity zanik terenów wodno-błotnych na znacznych obszarach.

Największy wpływ na degradację siedlisk ma osuszanie bagien, regulacja i zabudowa rzek oraz dewastacja siedlisk towarzysząca działalności człowieka. Jedną z przyczyn jest także zanieczyszczanie wód ściekami. Stosowanie w rolnictwie coraz większej ilości nawozów, zwłaszcza potasowych i azotowych, powoduje wzmożony ich spływ do jezior i niewielkich zbiorników śródpolnych zwiększając ich żywność. Powoduje to wytworzenie warunków beztlenowych i przyspieszone zarastanie i wypływanie zbiorników wodnych, aż do ich całkowitego zaniku.

Innym aspektem degradacji siedlisk jest zanik łęgówisk, bądź to w wyniku naturalnej sukcesji gatunków lekkonasiennych: sosny, brzozy, robinii akacjowej, bądź w wyniku planowanej akcji zalesień. W tym ostatnim przypadku często zarządzający gruntem (najczęściej jest to nadleśnictwo) nie ma wiedzy o tym, że suchy pagórek, czy murawa są wieloletnim miejscem składania jaj i dokonuje zalesień, nieraz bardzo wysokim kosztem.

Zagrożenia młodych żółwi

Młode żółwiki rozpoczynające samodzielne życie (Fot. 28) mają jeszcze zupełnie miękki pancerz. Często padają one łupem drapieżnych ryb, ssaków, ptactwa wodnego, a nawet dużych chrząszczy, na przykład pływaka żółtobrzeżka. Większe żółwiki padają łupem lisa, wilka, jenota, wydry, bociana czarnego, czapli siwej, orła bielika i szczupaka. Osobniki dojrzałe są atakowane rzadko, jednak dosyć często na pancerzach widoczne są ślady ataku drapieżników (Najbar i Maciantowicz 2000)

Dużym zagrożeniem dla gatunku jest działalność drapieżników powodująca niszczenie złożeń jaj. Według danych literaturowych (Jabłoński 1992), w Polsce około 70 - 90% złożeń jaj jest rozkopywanych przez drapieżniki. Najwięcej szkód powodują lisy, jenoty, borsuki, tchórze i kruki. Podobne wielkości wykazywane są z Brandenburgii, Francji czy Deltą Dunaju (Schneeweiss 2003), jednak obserwacje z Polski zachodniej nie potwierdzają tego zjawiska w opisywanej skali.

Bezpośrednia działalność człowieka

Na ogół miejscową ludność cechuje pozytywny stosunek do żółwia błotnego. Sporadycznie znajduje się osobniki zabite przez ludzi. Niekiedy dochodzi do złapania żółwi na wędkę. Kilka takich przypadków miało miejsce w ostatnich latach. Co ciekawe niekiedy łapią się na wędkę obce gatunki żółwi wodnych.

Jeżeli chodzi o łapanie osobników, to najczęściej popełnianym błędem jest odnoszenie żółwi do dużych jezior, wypuszczanie do niewielkich zbiorników w pobliżu miejsca zamieszkania czy też długotrwałe przetrzymywanie w domu. Pomimo dobrej woli osób, które chcą pomóc, należałoby pozostawić napotkanego osobnika w miejscu spotkania.

Najwięcej spotkań bezpośrednich ma miejsce podczas wędrówki samic w celu złożenia jaj. Złapane samice ulegają stresowi, co może się niekorzystnie odbić na procesie rozrodu. Często wydzielają płyn z pęcherzy analnych, służący w prawidłowych warunkach do zmiękczenia ziemi. Świadczy to o bardzo bliskim terminie składania jaj.

Przy krytycznym stanie populacji żółwia, każda ingerencja człowieka i uszczuplanie stanu osobników dorosłych powoduje przyspieszenie zaniku gatunku.



Fot. 25. Rozkopane złożę jaj - fragment ekspozycji wykonanej przez herpetologów z Niemiec (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 26. Nieprawidłowości w otarczowaniu pancerza - dodatkowa tarczka (fot. Marek Maciantowicz)



*Fot. 27. Zastawka piętrząca wodę - ważny element aktywnej ochrony gatunku
(fot. Marek Maciantowicz)*



Fot. 28. Młode osobniki, mierzące po wylęgu ok. 3 cm długości, narażone są na liczne niebezpieczeństwa (fot. Rafał Kurczewski)

Kolizje z pojazdami mechanicznymi

Pojawiające się informacje o rozjechanych osobnikach oraz obserwacje żółwi na drogach świadczą o dużym zagrożeniu ze strony kierowców pojazdów mechanicznych. Można przypuszczać, że odcinki dróg, na których spotyka się żółwie mają znaczenie w czasie wędrówek samic idących składać jaja oraz w czasie migracji osobników między stanowiskami. W niektórych przypadkach udrożnienie istniejących przepustów zlikwidowałoby konieczność przechodzenia żółwi przez drogę.

Zmiany genetyczne w skrajnie nielicznych populacjach

W przypadku żółwia, powstanie nielicznych populacji jest z całą pewnością wynikiem zmian środowiskowych i prawdopodobnie odławiania dużych ilości żółwi z ich naturalnych stanowisk w wieku XIX. Istnieje wiele źródeł literaturowych opisujących jak wielkie ilości tych zwierząt były odławiane przez ludność w celach konsumpcyjnych, medycznych jak i w celach badawczych (Schneeweiss 1997, Rybacki 2001).

Mała populacja posiada mniejszą zmienność genetyczną, co pociąga za sobą określone skutki (Witkowski 1991). W takich populacjach po załamaniu liczebności „wymywanie” zmienności genetycznej jest tak duże, że po stu pokoleniach populacja posiadająca trwale mniej niż 10 osobników na pokolenie, utrzymuje jedynie 1% swojej pierwotnej zmienności genetycznej (Soule 1981). Może to prowadzić do szybkiej utarty zdolności adaptacyjnych.

Populacje izolowane różnych gatunków zwierząt, pomimo zamieszkiwania w dogodnych warunkach środowiskowych mogą szybciej niż normalne populacje, ulegać zanikowi w wyniku splotu niekorzystnych zdarzeń losowych (Gliwicz 1991).

Chów wsobny

W wyniku redukcji populacji do minimalnej liczebności nieuniknione staje się krzyżowanie osobników blisko spokrewnionych, prowadzące do tzw. chowu wsobnego. Efektem tego zjawiska jest pojawienie się w puli genowej populacji, zwiększonego udziału homozygot (osobniki homozygotyczne są gorzej przystosowane do zmian środowiska). Z doświadczeń przeprowadzonych przez genetyków nad chowem wsobnym wynika, że kojarzenie rodzeństwa daje obniżenie zmienności genetycznej o 25%. Dalsze nasilenie zjawiska prowadzi do ujawnienia się homozygot recesywnych, które mają negatywny wpływ na takie zjawiska i charakterystyki populacji jak: płodność, żywotność, liczebność potomstwa, osiąganie wieku dojrzałości płciowej. Z badań nad chowem wsobnym różnych gatunków (Soule 1981) wynika, że już po kil-

ku pokoleniach przeżywa znikomy procent hodowli wyjściowych. Należy zaznaczyć, że dotyczy to zarówno gatunków w hodowli jak i dziko żyjących.

W związku z chowem wsobnym, populacje, w których liczebność zmniejszyła się w wyniku zmian środowiska, mogą po przywróceniu korzystnych warunków biotopu wyginać z powodu utraty zmienności genetycznej.

Nieprawidłowości w otarczowaniu pancerza

Prawdopodobnie w wyniku zmian genetycznych dochodzi u żółwi do powstawania nieprawidłowości w otarczowaniu pancerzy, które polegają przede wszystkim na zmianie kształtów poszczególnych tarczek bądź braku lub występowaniu dodatkowych tarczek w różnych miejscach pancerza grzbietowego (Fot. 26) czy brzuszego. W większości przypadków są to niewielkie zmiany uwidaczniające się najczęściej w obrębie karapaksu i dotyczą one zmniejszenia lub zwiększenia ogólnej liczby tarczek brzeżnych. W niektórych przypadkach zmiany są bardziej widoczne i charakteryzują się przede wszystkim nietypową ilością oraz wzajemnym ułożeniem tarczek kręgowych i żebrowych. Stosunkowo rzadko tego typu zmiany pojawiają się w obrębie plastronu.

U żółwi pochodzących ze środkowej Polski odmienność otarczowania pancerza dorosłych osobników stwierdzono zaledwie u 3 spośród 53 (5.7%), zaś u młodych było to 17 spośród 202 (8.4%). W Poleskim Parku Narodowym na 165 młodych osobników (hodowanych w 1999 r.), anomalie uwidoczniły się w 15 przypadkach (9.1%). Sytuacja jest bardziej niepokojąca w zachodniej części kraju, gdzie liczba odnotowywanych przypadków jest znacznie większa. Na 17 schwytanych, w okresie 1998-2000 r., różnowiekowych żółwi, aż 11 (64.7%) wykazywało nieregularności otarczowania (Najbar i Maciantowicz 2000). Spośród nich jednym z ciekawszych przypadków była samica, której otarczowanie karapaksu daleko odbiegało od typowego i z tego względu nazwano ją „Anomalią”. Łącznie, zamiast 13 dużych tarcz karapaksu (z pominięciem tarcz brzeżnych) samica ta miała ich 17. Spośród 12 jaj jakie zniosła ta samica, z których 5 było niezaplodnionych, w kolejnych dwóch stwierdzono zamarłe zarodki, z pozostałych 5 młodych, zaledwie jeden okazał się typowo ukształtowanym osobnikiem, pozostałe 4 wykazywały zmienione kształty lub obecność dodatkowych tarczek na karapaksie.

Spośród 47 młodych żółwi wyhodowanych w 1999 r. z jaj pochodzących z rzeki Pliszki i rzeki Ilanki (Ziemia Lubuska), 16 osobników (33.3%) charakteryzowało się anomaliami otarczowania. W zdecydowanej większości zmiany pojawiły się u nich w obrębie tarcz kręgowych i żebrowych.

Z dotychczas zebranego materiału dotyczącego anomalii otarczowania pancerzy żółwi wynika, że zdecydowanie największą liczbę osobników z tego typu zmianami stwierdzono w zachodniej części kraju. Przyczyny ich powstawania nie są znane, być może wynika to z niewielkich zasobów genowych krzyżujących się osobników, a być

może uwidacznia się tu wpływ zanieczyszczenia środowiska naturalnego lub oddziaływanie jeszcze innych czynników.

Innym ważnym problemem są osobniki autochtoniczne znajdujące się w ogrodach zoologicznych i instytutach naukowych. Liczebność tej grupy zwierząt stale rośnie, gdyż wiele osób oddaje znalezione żółwie do ogrodów zoologicznych zamiast pozostawić je w ich środowisku naturalnym. Przy krytycznie niskich stanach lokalnych populacji, szczególnie w Polsce środkowej i zachodniej, każdy ubytek dziko żyjących osobników powoduje poważne konsekwencje.

METODY OCHRONY ŻÓŁWIA BŁOTNEGO

Jak już wspomniano wcześniej główną przyczyną zanikania gatunku jest kurczenie się, na skutek działalności ludzkiej (głównie melioracji) i czynników klimatycznych, areał siedlisk potrzebnych do przeżycia tego gada. Dzięki "Programowi ochrony i reintrodukcji żółwia błotnego w Polsce" liczebność żółwia, w wyniku prowadzonej akcji wspomagania naturalnych populacji poprzez sztuczne doinkubowywanie jaj zapóźnionych w rozwoju, bądź pochodzących z gniazd zagrożonych przez drapieżniki i wypuszczaniu w roku następnym żółwi w miejsca skąd pobrano jaja – znacznie wzrosła. Młode żółwie podczas rocznej hodowli nie są narażone na ataki drapieżników, a ich wymiary znacznie się zwiększają przez co wzrasta ich szansa na przeżycie po wypuszczeniu do środowiska naturalnego.

Hodowla i wypuszczanie młodych żółwi są jednak tylko działaniami doraźnymi, głównym natomiast celem jest ochrona i zachowanie, a w niektórych przypadkach odtworzenie biotopów, w których żółw bytuje. Są to zarówno bagna, starorzecza, zbiorniki wodne, podtopione olsy, jak i murawy kserotermiczne (suche, piaszczyste tereny porośnięte głównie trawami), na których składa jaja.

W przypadku żółwia błotnego należy chronić cały kompleks siedlisk, gdyż brak jednego z nich zagraża istnieniu całej populacji. Obszary te są również bardzo wartościowe przyrodniczo ze względu na występowanie wielu innych ciekawych gatunków roślin i zwierząt. Dlatego często mówi się o żółwiu jako o tzw. **gatunku tarczowym czy parasolowym** (ang. umbrella species). Oznacza to, że chroniąc stanowiska żółwia chronimy biotopy wielu ginących gatunków.

Podstawowe kierunki ochrony żółwia to:

- DZIAŁANIA FORMALNOPRAWNE
- POPRAWA WARUNKÓW ŚRODOWISKOWYCH
- HODOWLA MŁODYCH OSOBNIKÓW
- EDUKACJA SPOŁECZEŃSTWA.

DZIAŁANIA FORMALNOPRAWNE

Działania te mają na celu głównie zabezpieczenie miejsc występowania żółwia poprzez objęcie ich prawnymi formami ochrony lub, co jest obecnie coraz mocniej artykułowane, ochrona poprzez zrównoważone użytkowanie i system rekompensat dla użytkowników terenu np. w ramach Funduszu LIFE.

Najważniejsze działania formalnoprawne to:

- tworzenie stref ochronnych zgodnie z rozporządzeniem Ministra Środowiska,
- zabezpieczenie siedlisk poprzez objęcie ich ochroną prawną, utworzenie rezerwatu przyrody, użytku ekologicznego czy zaproponowanie jako specjalnego obszaru ochrony siedlisk (SOOS) w ramach sieci NATURA 2000,
- wykup lub dzierżawa ziemi np. z łęgowskiem,
- wypłacanie odszkodowań rolnikom za zaniechanie użytkowania części gruntów (pola, pastwiska), na których znajdują się łęgowiska,
- wypłacanie odszkodowań właścicielom stawów za zaniechanie intensywnej produkcji ryb w miejscach występowania żółwi oraz pozostawienie wody w okresie zimowym.

Tworzenie stref ochronnych

Biorąc pod uwagę dzisiejszy stan wiedzy na temat biologii i ekologii żółwia błotnego pojawia się pilna potrzeba dostosowania aktualnego prawodawstwa dotyczącego stref ochronnych do faktycznych potrzeb ochrony tego gatunku wynikających z jego biologii.

Obecnie istniejący rodzaj stref i ograniczenia w nich obowiązujące są zasadne dla ptaków drapieżnych, ze względu na biologię ich rozrodu. Natomiast w stosunku do stanowisk żółwia błotnego i strategii jego rozrodu potrzebne jest nowe podejście uwzględniające zarówno wędrówki na łęgowiska, jak również wykonywanie prac związanych z aktywną ochroną gatunku, tj. pielęgnację łęgowisk (wycinka krzewów i samosiewów) będących z reguły terenami otwartymi, jak też działania mające poprawić jakość środowiska, w jakim żyje żółw (m.in. poprzez małą retencję).

Przy tworzeniu stref należałoby wziąć pod uwagę korytarze łączące miejsca przebywania żółwi z łęgowskimi, o szerokości uzależnionej od warunków terenowych 50-300 m. Korytarzami tymi samice odbywają wędrówki w okresie łęgowym (15.V - 15.VI) a młode żółwki wędrują z łęgowiska do dużych zbiorników wodnych. Korytarze miałyby różną długość uzależnioną od dystansu dzielącego miejsce stałego przebywania od łęgowiska. W polskich warunkach łęgowiska oddalone są od zbiorników wodnych od kilku metrów do 2 km.

Rekompensaty dla prywatnych właścicieli gruntów

To nowa forma ochrony siedlisk gatunku, przewidziana szczególnie w Specjalnych Obszarach Ochrony Siedlisk (SOOS) sieci Natura 2000. Do tej pory wykupy bądź dzierżawy gruntów stanowiły marginalną część działań w ramach ochrony żółwia, natomiast rekompensaty za zaniechanie działalności rolniczej nie były praktykowane. Obecnie po wejściu Polski do Unii Europejskiej, na terenie ostoi Natura 2000 możliwe będą takie działania na szerszą skalę. Umożliwiają to instrumenty finansowania oraz plany ochrony wykonywane dla poszczególnych ostoi.

POPRAWA WARUNKÓW ŚRODOWISKOWYCH

Jest to najważniejsze i kluczowe działanie, od którego zależy przyszłość gatunku. Pozostałe działania jak hodowla młodych żółwi czy prowadzenie edukacji, pełnią rolę uzupełniającą.

Główne możliwości działań w celu poprawy warunków środowiska w jakich żyje żółw to:

- utrzymanie wysokiego (stabilnego) poziomu wody poprzez budowę zastawek, zaniechanie melioracji osuszających, przywracanie naturalnego biegu cieków wodnych (meandryzacja), zaniechanie „regulacji” niewielkich rzek,
- tworzenie alternatywnych siedlisk,
- poprawa czystości wód,
- zabezpieczenie istniejących łęgówisk przed zarośnięciem krzewami, drzewami i planowym zalesianiem,
- lokalizacja potencjalnych łęgówisk i objęcie ich opieką,
- zabezpieczenie złóż jaj przed drapieżnikami
- tworzenie miejsc plażowania poprzez wycinkę zacieniających drzew i krzewów,
- tworzenie miejsc zimowania.

Najważniejsze działania kształtujące siedliska żółwia to **stabilizacja poziomu wody**. Najskuteczniejszą metodą jest budowa różnego typu zastawek, stałych przelewów i innych urządzeń melioracyjnych, które spowalniają bądź całkowicie wstrzymują odpływ wody ze zbiorników.

Najbardziej optymalne pod względem stosunku kosztów do efektu są proste zastawki drewniane - najlepiej dębowe (Fot. 27), drewniano-kamienne oraz kamienne ze stałym przelewem. Zastawki dają szybki i trwały efekt praktycznie już następnej wiosny po wybudowaniu.

W przypadku zagrożenia istniejących stanowisk tworzy się niekiedy **alternatywne siedliska** np. poprzez kopanie nowych zbiorników wodnych, do których po pewnym czasie (pojawienie się roślinności wodnej) przenoszą się żółwie.

W przypadku wypłykania zbiorników w wyniku eutrofizacji (spływ nawozów z pól) i nadmiernego rozwoju roślin wodnych, można dokonywać **mechanicznego pogłębienia zbiorników**. Eutrofizacji można też zapobiegać poprzez **poszerzenie strefy ekotonowej** (zbudowanej z krzewów i roślin zielnych) wokół zbiornika.

Drugim niezwykle istotnym elementem w strategii ochrony tego gatunku jest **ochrona i pielęgnacja łęgowisk**. Żółwice są bardzo konserwatywne jeżeli chodzi o wybór miejsca, w którym składają jaja. Najczęściej są to tereny otwarte o charakterze muraw, ale zdarzają się również miejsca składania jaj zlokalizowane na polach uprawnych, pastwiskach, a nawet drogach gruntowych.

W niektórych przypadkach zdarza się, że murawy ulegają zarośnięciu przez gatunki drzewiaste i łęgowisko traci swoją funkcjonalność. Pogarszają się warunki inkubacji (ocienienie) i w dłuższym okresie czasu może nastąpić zachwianie struktury wiekowej w danej populacji. Następuje wtedy wyraźna „luka pokoleniowa”.

Aby temu przeciwdziałać konieczne są działania aktywnej ochrony polegające na wycinaniu pojawiających się samosiewów (oczywiście nie wszystkich drzew, gdyż samice niekiedy korzystają z osłony niewielkich drzewek np. sosny w oczekiwaniu na wyjście na łęgowisko).

Niekiedy dochodzi do nieumyślnego zalesienia istniejącego łęgowiska. Ma to miejsce w przypadkach kiedy brak jest dobrego rozpoznania terenowego. W takiej sytuacji po potwierdzeniu istnienia łęgowiska (wychodzące samice) można dokonać **odlesienia fragmentu drzewostanu** tworząc polany na tyle duże aby zaistniały korzystne warunki termiczne, konieczne do inkubacji jaj.

Elementem wspomagającym sukces łęgowy (oprócz hodowli młodych osobników opisanej poniżej) jest zabezpieczenie zlokalizowanych komór jajowych przed drapieżnikami. Jest to sposób prosty i skuteczny, polegający na **ochronianiu miejsca złożenia jaj metalową lub plastikową siatką** przyszpiloną mocno do podłoża. Ponieważ nie ma pewności czy młode żółwie wyjdą na powierzchnię jesienią czy też na wiosnę następnego roku - siatkę najczęściej zdejmuje się dopiero w następnym roku (najlepiej w kolejnym okresie łęgowym). Należy pamiętać o zastosowaniu odpowiedniej wielkości oczek siatki, zapewniających wyjście młodym żółwikom (np. jesienią). Przyjmuje się, że minimalna wielkość 2x2 cm jest wystarczająca by przekątna była większa od 2,8 cm tj. szerokości wykłutego żółwika.

Innym elementem poprawy warunków siedliskowych jest **tworzenie bądź otwarzanie miejsc plażowania** osobników dorosłych. Ma to miejsce szczególnie nad szerszymi kanałami, wolno płynącymi rzekami, gdy istniejące miejsca plażowania żółwi zostały ocienione bądź zarośnięte głównie przez olszę czarną. W takim przypadku poprzez wycinkę ocieniających drzew można przywrócić korzystne warunki termiczne. Miejsca, w których żółwie mogłyby się wygrzewać można tworzyć również sztucznie w postaci pływających pomostów. Najlepiej jednak zaaranżować to w sposób przypominający środowisko naturalne poprzez spuszczenie do wody kłody drewna.

Można również tworzyć miejsca do wygrzewania na brzegu poprzez usuwanie nadmiernie rozwiniętej roślinności lub tworzenie niewielkich kopczyków ziemnych przy samej wodzie.

Nowym elementem strategii ochrony żółwia, który pojawił się dopiero niedawno jest **ochrona i zabezpieczenie miejsc zimowania**. Żółwie najczęściej zimują w tych samych zbiornikach, w których przebywały przez cały sezon. Zdarza się jednak, że wędrują do innych zbiorników. Nie wiadomo dlaczego tak się dzieje. Ważne natomiast jest posiadanie takiej wiedzy dla właściwej ochrony danej populacji. Najwięcej informacji o miejscu zimowania uzyskuje się dzięki badaniom telemetrycznym, gdyż nadajniki wysyłają sygnały również spod wody. Pozwala to na zlokalizowanie takiego miejsca i jego skuteczną ochronę. Żółwie przeważnie zimują gromadnie, więc przy pewnych zdarzeniach losowych jak spływ środków chemicznych, zasypanie zbiornika, prace ziemne, melioracyjne itp. może dojść do zagłady niewielkiej populacji.

Praktyczne działania polegają na pogłębianiu miejsc zimowania oraz tworzeniu nowych zbiorników, które mogłyby przejąć rolę zimowisk.

HODOWLA MŁODYCH OSOBNIKÓW

To istotny element aktywnej ochrony gatunku, szczególnie na terenie Polski zachodniej i północnej, gdzie populacje są nieliczne i grozi to utratą ich stabilności. Na tym terenie są też największe trudności z lokalizacją łągowisk.

Programy hodowli młodych żółwi realizowane są już od końca lat 80. Głównym założeniem tych działań jest zwiększenie szans przeżycia przez młode osobniki w pierwszym roku życia. Generalnie w Polsce prowadzi się hodowlę przez jeden rok. W niektórych krajach Europy trwa to czasami 2 lata. Dzięki temu w krytycznym okresie życia, młode osobniki pozostają poza zasięgiem całkiem sporej grupy małych drapieżników. W warunkach sztucznych przeżywalność wynosi około 90%.

Jedną z pierwszych, była hodowla prowadzona przez dr Marię Zemanek w Krakowie. W latach 1990 -1996, w 3 obiektach na terenie ówczesnego woj. radomskiego zostało wypuszczonych łącznie 160 młodych żółwi (Zemanek i Mitrus 1997), a do roku 2000 liczba ta wzrosła do 439 osobników. W Poleskim Parku Narodowym powstał Ośrodek Ochrony Żółwia Błotnego zajmujący się między innymi hodowlą młodych osobników. W efekcie aktywnej ochrony w latach 2000-2001 wzmocniono populację żółwi na terenie Parku o 440 młodych jednorocznych żółwików. Natomiast łączna liczba wypuszczonych młodych osobników wynosi ok. 3,5 tys. (Różycki inf. ustna). Więcej na temat działań aktywnej ochrony na terenie tego Parku znajduje się na stronie www.poleskipn.pl.

Prowadzenie hodowli wymaga oczywiście uzyskania zezwolenia Ministra Środowiska oraz wykazania się odpowiednim doświadczeniem i zapleczem technicznym.

W okresie od rozpoczęcia hodowli w Polsce do chwili obecnej ponad 4000 młodych żółwi zostało wypuszczonych do środowiska naturalnego wzbogacając lokalne populacje, głównie w Polsce wschodniej.

EDUKACJA SPOŁECZEŃSTWA

Działania edukacyjne są ważnym elementem budującym odpowiednie nastawienie społeczeństwa do chronionego gatunku. Edukacja powinna być skierowana głównie do lokalnej społeczności, która zamieszkując w pobliżu siedlisk żółwia ma możliwość wpływu na te tereny. Ważne jest również przeprowadzenie akcji edukacyjnej wśród właścicieli i zarządców gruntów, na których występuje żółw.

Najefektywniejsza jest edukacja dzieci w szkołach, gdyż za ich pośrednictwem można dotrzeć do dorosłych. Dobre efekty przynoszą zajęcia organizowane w terenie, np. podczas wypuszczania młodych żółwi z hodowli.

Dla zróżnicowanego odbiorcy przygotowywane są materiały informacyjne zarówno o charakterze ogólnym jak foldery czy tablice dydaktyczne, jak i o charakterze specjalistycznym w postaci monografii i publikacji naukowych.

Dobre efekty przynoszą działania edukacyjne za pomocą stron internetowych.

Nowym pomysłem są tematyczne ścieżki edukacyjne wokół większych zbiorników w których żyją żółwie, gdzie na kolejnych tablicach można zapoznać się w ciekawej formie z biologią tego gatunku.

STRATEGIA OCHRONY ŻÓŁWIA BŁOTNEGO W POLSCE ZACHODNIEJ

Polska Zachodnia w przeciwieństwie do pozostałych trzech obszarów licznego występowania żółwia w Polsce (Polesie, Pojezierze Łęczyńsko-Włodawskie, Dolina Zwolenki) charakteryzuje się małymi odizolowanymi populacjami usytuowanymi głównie wzdłuż niewielkich rzek: Ilanki, Pliszki, Drawy, Myśli i Kosy. Nieliczne osobniki bytują również w śródleśnych bagnach i torfiakach.

W wyniku prowadzonej od kilkunastu lat inwentaryzacji stanowisk żółwia błotnego, poznano dokładnie rozmieszczenie tego gatunku na terenie Polski Zachodniej.

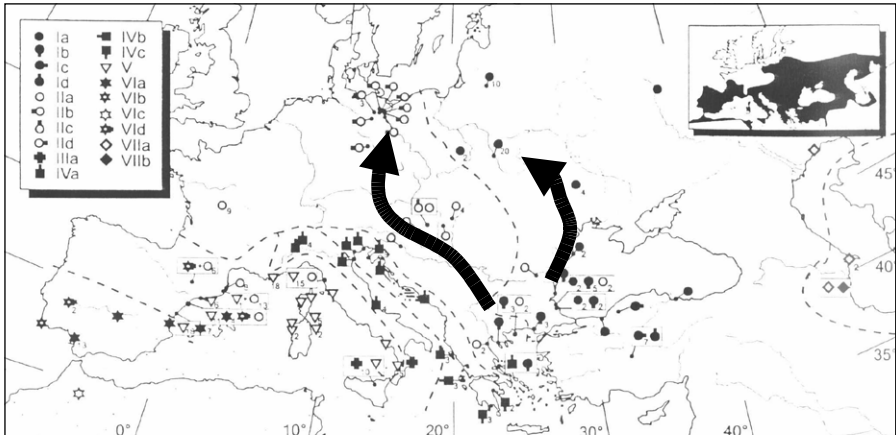
Żółwia nie można chronić bez zachowania środowiska, w którym żyje. Dlatego najważniejszym zadaniem jest zabezpieczenie aktualnych stanowisk oraz odtwarzanie siedlisk zdegradowanych.

Równoległe prowadzona będzie hodowla młodych żółwi i zasilanie lokalnych populacji w Polsce Zachodniej.

Dalszym etapem będzie otoczenie ochroną w formie rezerwatów i stref ochronnych obszarów, na których żółw występuje.

W przyszłości planowane jest odtwarzanie na kilku stanowiskach biotopów w miejscach gdzie gatunek ten występował przed wyginięciem i wypuszczanie tam żółwi.

Na podstawie przeprowadzonych badań genetycznych, opisanych wcześniej, wiadomo, że żółwie z Polski zachodniej różnią się istotnie genetycznie od osobników z dużych populacji w Polsce wschodniej (Ryc. 7). Jest to ważna wskazówka dla aktywnej ochrony tego gatunku. W celu zachowania zmienności genetycznej podjęto jedyną logicznie się nasuwającą decyzję aby nie mieszać populacji wschodniej i zachodniej.



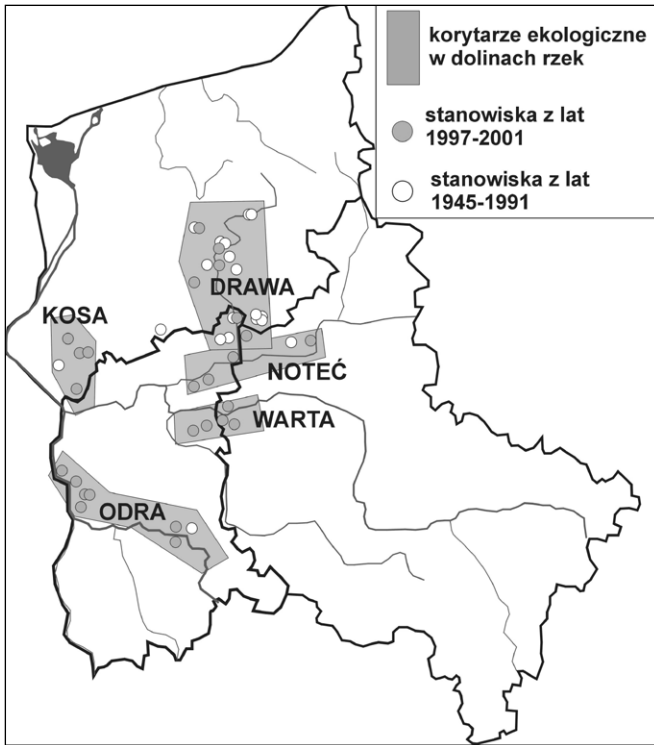
Ryc. 7. Hipotetyczne trasy wędrówki gatunku na teren Polski po zlodowaceniach, na tle zróżnicowania genetycznego żółwia w Europie (Lenk i in. 1999, zmienione)

Krzyżowanie osobników z długo izolowanych (kilkanaście, kilkadziesiąt pokoleń) populacji może doprowadzić do zjawiska opisywanego jako *outbreeding depression* - depresja powstała ze skrzyżowania zbyt odległych genetycznie genomów (Leding 1986). Krzyżowanie się osobników z takich populacji, może doprowadzić do gwałtownego obniżenia dostosowania rodzimej populacji i w konsekwencji jej zaniku.

Poza tym każde nieprzemyślane przeniesienie osobników, powoduje określone konsekwencje, zaczynając od zubożenia populacji, z której osobniki zostały pobrane, a kończąc na zniszczeniu różnorodności i swoistości na poziomie genetycznym w populacji do której zostały wpuszczone.

Wydaje się, że w przypadku izolowanych populacji żółwia błotnego w zachodniej i środkowej Polsce należałoby umożliwić łączenie tych populacji w matapopulacje za pomocą korytarzy ekologicznych, bądź przenoszenie osobników pomiędzy blisko siebie położonymi stanowiskami i takie działania zostały podjęte.

Korytarze ekologiczne oprócz oczywistych zalet, jak: umożliwienie migracji, podniesienie trwałości lokalnych populacji, zwiększenie różnorodności gatunkowej mają również wpływ negatywny. Korytarzami przemieszczają się bowiem również drapieżniki, gatunki synantropijne i czynniki chorobotwórcze.



Ryc. 8. „Żółwiowe” korytarze ekologiczne w Polsce zachodniej (rys. M. Rybacki)

W celu zachowania lokalnej zmienności genetycznej działania ochronne w Polsce zachodniej będą prowadzone w obszarze zaproponowanych „żółwiowych korytarzy ekologicznych” (rys. 8), zlokalizowanych wzdłuż dolin rzecznych.

Nowym wyzwaniem jakie niesie ze sobą tworzenie sieci Natura 2000 jest opracowywanie planów zarządzania populacjami ginących gatunków na terenie wyznaczonych obszarów (SOOS). Plany takie mają być sporządzone również dla populacji żółwia błotnego. Mamy nadzieję, że doświadczenia zdobyte podczas realizacji tego projektu pozwolą skutecznie zabezpieczyć egzystencję tego gatunku w krajobrazie Polski Zachodniej.

TRASZKA GRZEBIENIASTA I KUMAK NIZINNY

Mariusz Rybacki

DLACZEGO GINĄ NASZE PŁAZY?

W Polsce żyje 18 gatunków płazów. Wyróżniamy wśród nich dwie morfologicznie odrębne grupy: płazy ogoniaste (*Caudata*) i płazy bezogonowe (*Anura*). Do płazów ogoniastych należy 5 gatunków: salamandra plamista (*Salamandra salamandra*), traszka grzebieniasta (*Triturus cristatus*), traszka zwyczajna (*T. vulgaris*), traszka karpacka (*T. montandoni*) i traszka górską (*T. alpestris*). Grupę płazów bezogonowych tworzy 13 gatunków: kumak nizinny (*Bombina bombina*), kumak górski (*B. variegata*), grzebiuszka ziemna (*Pelobates fuscus*), ropucha szara (*Bufo bufo*), ropucha zielona (*B. viridis*), ropucha paskówka (*B. calamita*), rzekotka drzewna (*Hyla arborea*) oraz 6 żab: żaby zielone - żaba jeziorkowa (*Rana lessonae*), wodna (*R. esculenta*), śmieszka (*R. ridibunda*) i żaby brunatne - trawna (*R. temporaria*), moczarowa (*R. arvalis*) i zwinka (*R. dalmatina*).

U traszek w okresie godowym występują widowiskowe zaloty, w czasie których samiec „tańcząc” przed samicą stara się zwrócić jej uwagę. Zapłodnienie jest wewnętrzne - plemniki są przekazywane samicy w spermatoforach - galaretowatych kapsułach produkowanych przez gruczoły kloaki. W czasie przekazywania spermatoforów kontakt pomiędzy traszkami polega tylko na sporadycznym dotyku. U płazów bezogonowych występuje zapłodnienie zewnętrzne, samce nie odbywają zalotów, lecz przywabiają samice głosem i przed złożeniem jaj łączą się z nimi w tzw. amplexus - uścisku, chwytając samicę przednimi kończynami pod pachami lub w pachwinach.

Płazy spełniają istotne funkcje w ekosystemach lądowych i wodnych, są również pożyteczne dla gospodarki człowieka. Wszystkie dorosłe płazy są drapieżnikami zjadającymi duże ilości zwierząt bezkręgowych i pełnią funkcje regulatorów liczebności nadmiernie rozmnażających się organizmów. W przeciwieństwie do ptaków polują głównie w nocy, są mało wybrednymi polifagami - zjadają różne gatunki bezkręgowców, także te o nieprzyjemnym zapachu i odstraszałającej barwie. Żyjąc często na polach i w sąsiedztwie siedzib ludzkich, są ważnymi sprzymierzeńcami człowieka w zwalczaniu gatunków szkodliwych dla jego gospodarki. Płazy odżywiają się głównie owadami, wśród których jest wiele gatunków wyrządzających szkody w uprawach rolniczych i leśnych, np. wśród chrząszczy zjadanych przez pospolitą żabę trawną jest ich aż 90% (Matysiak 1970).

Płazy są zwierzętami o dużym potencjale rozrodczym (składają od kilkuset do kilkunastu tysięcy jaj), a ich liczebność - szczególnie larw - przewyższa często liczebność innych kręgowców. Larwy oraz osobniki dorosłe płazów są ważnym źródłem pokarmu dla wielu gatunków ryb, ptaków i ssaków.

Płazy są zwierzętami amfibiologicznymi, czyli żyjącymi w dwóch środowiskach. Osobniki dorosłe żyją z reguły na lądzie, ale ich jaja i larwy rozwijają się w środowisku wodnym. Taki tryb życia prowadzi większość znanych gatunków płazów. Płazy

są więc jedyną gromadą kręgowców, których egzystencja uzależniona jest od występowania obok siebie dwóch tak odrębnych środowisk.

Różne gatunki płazów mają odmienne preferencje siedliskowe w okresie rozrodu. Jedne rozmnażają się w zbiornikach płytkich, z ubogą roślinnością (np. ropucha zielona), inne w wodach głębszych, o bogatej florze (np. ropucha szara, traszka grzebieniasta). Dlatego najważniejszym warunkiem licznego występowania płazów na danym terenie jest obecność odpowiedniej liczby zbiorników wodnych, o różnym charakterze (Rybacki i Berger 2003).

Dodatkowym problemem jest fakt, że płazy na miejsca rozrodu wybierają głównie zbiorniki małe (stawy i mokradła różnego typu), które się szybko nagrzewają, co przyspiesza rozwój kijanek. Równowaga biologiczna i chemiczna w takich zbiornikach jest bardzo delikatna i łatwo ją zburzyć – nawet małe ilości ścieków mogą całkowicie zniszczyć życie w stawie. Dlatego małe zbiorniki znacznie szybciej ulegają degradacji niż duże jeziora i rzeki.

Większa podatność płazów na zagrożenia środowiskowe wynika również z budowy ich skóry. Jest ona naga i łatwo przepuszczalna, co umożliwia płazom pobieranie przez nią tlenu i wody. Dzięki licznym gruczołom skórnym produkującym silne toksyny i substancje bakteriostatyczne o charakterze antybiotyków, skóra chroni płazy przed drapieżnikami, infekcjami bakteryjnymi i grzybicznymi. Jednak przez przepuszczalną skórę płaza bardzo łatwo przenikają również różne substancje szkodliwe, w postaci gazowej, roztworów wodnych, czy promieniowania ultrafioletowego. Ich delikatna skóra jest bardzo narażona na szybkie wysychanie i musi być stale nawilżana. Stąd wynika dodatkowe uzależnienie płazów od wodnego środowiska – pozbawione wilgoci szybko giną. W ich skórze brak jest elementów termoregulacyjnych, takich jak włosy, czy pióra, dlatego płazy są zwierzętami zmiennocieplnymi, u których temperatura ciała uzależniona jest od temperatury otoczenia. Z tego względu płazy zapadają w sen zimowy, a wiosenne spadki temperatury przerywają ich aktywność i wywołują stany odrętwienia.

Mała ruchliwość płazów uniemożliwia im szybkie przemieszczanie się i kolonizowanie nowych obszarów. Jest to szczególnie istotne w przypadku gwałtownych, niekorzystnych zmian środowiskowych. Płazy nie są więc w stanie szybko reagować na nie i często giną.

Omówione cechy płazów powodują, że są one, bardziej niż inne zwierzęta, silnie uzależnione od środowiska, w którym żyją. Wszelkie negatywne zmiany w tym środowisku, szczególnie w tak niestabilnym środowisku małych zbiorników, mogą być przyczyną szybkiego spadku liczebności płazów.

Naukowcy już od dawna wykorzystują pewne cechy płazów do oceny stanu środowiska. Dzięki temu, że żyją na lądzie i w wodzie oraz ze względu na budowę skóry i silne uzależnienie od środowiska płazy są uznawane za doskonałe bioindykatory informujące nas o niekorzystnych zmianach zachodzących w środowisku. W 1995 r. w USA (Minnesota) po raz pierwszy znaleziono liczne żaby z deformacjami kończyn (Kołodziejak-Nieckuła 1998). Zjawisko to stwierdzono w wielu stanach USA i

Kanady oraz w Peru, Australii i Japonii, więc problem jest poważny. Zwróciło ono uwagę szerokiej opinii publicznej na problem płazów, gdyż chore żaby są dowodem na to, że coś złego dzieje się w środowisku, w którym żyją również ludzie. Płazy mogą nas ostrzec przed katastrofą, której jeszcze nie przeczuwamy, tak jak śmierć kanarka ostrzegła (przestawał śpiewać) kiedyś górników przed ulatniającym się gazem (Rybacki 2005).

Duża wrażliwość płazów na negatywne zmiany zachodzące w środowisku naturalnym spowodowała, że liczebność tych zwierząt uległa ostatnio wyraźnej redukcji. Szeroka dyskusja nad problemem zanikania populacji płazów rozpoczęła się wśród naukowców na początku lat 90., gdy uzyskano dowody, że zjawisko to ma nie tylko charakter lokalny, lecz również globalny (Blaustein i Wake 1990). Potwierdziły to informacje o zanikaniu populacji płazów w lasach tropikalnych Ameryki Południowej i Australii, nie podlegających bezpośredniej antropopresji (Pounds i Crump 1994; Laurance i in. 1996). O skali tego zjawiska świadczą następujące fakty: 20 gatunków płazów uważa się za wymarłe na świecie w ciągu ostatnich 10 lat (Whitfield 2001), w 503 populacjach (na 936 badanych) z 36 krajów wystąpił wyraźny spadek liczebności (Houlahan i in. 2000).

Problem zanikania płazów na świecie jest bardzo intrygujący, gdyż nie określono jeszcze w pełni przyczyn tego zjawiska, pomimo opublikowania w ostatnich kilkunastu latach setek prac na ten temat. Ostatnio coraz powszechniejsza jest opinia, że przyczyn tych, często współdziałających ze sobą, jest wiele. Do najczęściej wymienianych należą: skażenie chemiczne, zmiany klimatyczne, promieniowanie ultrafioletowe, choroby (głównie wirusy, grzyby i przywry), niszczenie i fragmentacja środowisk, nadmierne wyławianie i handel oraz ruch kołowy (Beebee 1996, Rybacki 2005). Złożoność tego zjawiska można prześledzić na przykładzie współdziałania czynników klimatycznych, promieniowania ultrafioletowego UV-B oraz grzybów chorobotwórczych z rodzaju *Saprolegnia*, które atakują osłabione zarodki płazów (Ryc. 9).

Zjawisko zanikania populacji płazów zaobserwowano również w Polsce (Berger 1987, 1989; Młynarski 1987; Rybacki 1998, 2004, 2005, Sura i Rybacki 1998), jednak bardzo trudno jest obecnie określić jego skalę, gdyż nasza wiedza na temat rozmieszczenia i liczebności płazów jest bardzo fragmentaryczna, nawet w odniesieniu do gatunków najpospolitszych (Głowaciński i Rafiński 2003). Podstawowym problemem jest brak wieloletnich ilościowych danych porównawczych z tych samych populacji, co uniemożliwia określenie faktycznych trendów.

Pośród 18 gatunków płazów żyjących w naszym kraju wszystkie są objęte ochroną gatunkową, aż 9 zostało uznanych przez konwencję berneńską (konwencja obowiązująca kraje Unii Europejskiej, dotycząca ochrony zwierząt i roślin) za „gatunki szczególnej troski”. Trzy z nich znalazły się w Polskiej Czerwonej Księdze Zwierząt: traszka karpacka i grzebieniasta oraz żaba zwinka (Głowaciński 2001), a cztery trafiły na listę NATURA 2000: traszka grzebieniasta i karpacka oraz kumak nizinny i górski.



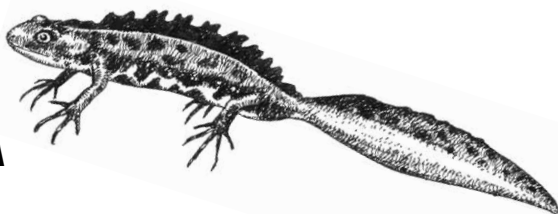
Ryc. 9. Związek pomiędzy zmianą klimatu a spadkiem liczebności i wymieraniem populacji płazów na przykładzie masowego wymierania zarodków ropuchy *Bufo boreas* z USA (Pounds 2001, zmienione)

Ze względu na trudności z określeniem liczebności wielu gatunków płazów na rozległym obszarze, do ilościowego monitoringu populacji tych zwierząt używa się często liczby zbiorników będących miejscem ich rozrodu. Miarą zaniku populacji jest wtedy malejąca liczba takich zbiorników. Metoda taka jest prosta – wystarczy zweryfikować występowanie danego gatunku w danym stawie na podstawie głosów godowych wydawanych przez samce, obecności jaj lub larw. Dzięki temu można sprawdzić setki zbiorników w stosunkowo krótkim czasie. Metodę tę z powodzeniem zastosowali Duńczycy, którzy dzięki temu – jako jedyni w Europie, a może nawet na świecie, stworzyli obraz zmian w liczebności rodzimych populacji płazów

w okresie 1940-76 i 1977-86 (Fog 1988, 1997). W pierwszym okresie, gdy nie zawsze dysponowano reprezentatywnymi danymi z lat 40., wyginęło 50% populacji płazów, a w drugim 61% (od 19% do 74% w zależności od gatunku).

Pomimo, że naukowcy od lat zwracają uwagę na wyraźny spadek liczebności większości gatunków płazów w Polsce i potrzebę ich ochrony, to jednak jej efektywność jest niewielka. Świadczy o tym chociażby fakt, że wszystkie gatunki płazów zostały po raz pierwszy objęte pełną ochroną gatunkową dopiero w 2001 r. Doświadczenia ostatnich lat wykazały, że efektywna ochrona zagrożonego gatunku nie jest możliwa bez ochrony środowiska, w którym gatunek ten żyje. W przypadku płazów dotyczy to przede wszystkim ochrony ich siedlisk rozrodczych, którymi są z reguły małe zbiorniki wodne. W Polsce takie zbiorniki są chronione tylko wyjątkowo, głównie wtedy, gdy znajdują się na terenach cennych przyrodniczo lub w przypadku zagrożenia bardzo rzadkich gatunków zwierząt lub roślin, do których większość gatunków płazów się nie zalicza. Praktycznie nikt nie interesuje się drobnymi zbiornikami położonymi we wsiach, na polach i łąkach, które często stanowią główne miejsce rozrodu płazów. Skuteczna ochrona takich „zwykłych”, pozornie nieatrakcyjnych zbiorników jest szczególnie istotna na obszarach tak silnie zmienionych działalnością człowieka jak np. Wielkopolska, z dobrze rozwiniętym rolnictwem (Rybacki i Berger 2003).





TRASZKA GRZEBIENIASTA

Systematyka

Gromada:	płazy <i>Amphibia</i>
Rząd:	płazy ogoniaste <i>Caudata</i>
Rodzina:	salamandrowate <i>Salamandridae</i>
Rodzaj:	traszka <i>Triturus</i>
Gatunek:	traszka grzebieniasta <i>Triturus cristatus</i>

Traszka grzebieniasta *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768) należy do rzędu płazów ogoniastych, których opisano około 550 gatunków (AmphibiaWeb 2006). Jedną z najważniejszych pierwotnych cech systematycznych tej grupy są kręgi typu tyłowlęśłego, występujące również u krokodyli i niektórych płazów bezogonowych. Przedstawiciele rodziny salamandrowatych (*Salamandridae*) to w większości płazy małe, osiągające kilka, kilkanaście centymetrów długości, wyjątkowo 28 cm (salamandra plamista). Niektóre gatunki (np. salamandry) są bardzo kontrastowo ubarwione na stronie grzbietowej, aby odstraszać drapieżniki (ubarwienie aposematyczne). Gruczoły jadowe położone w skórze zawierają często silne toksyny m.in. salamandrynę. Występuje u nich zapłodnienie wewnętrzne. Są jajorodne lub żyworodne (rodzą larwy, które rozwijają się w jajach, w ciele matki). Część gatunków (salamandry), prowadzi ściśle lądowy tryb życia (w wodzie przebywają tylko larwy), a u innych (traszki) występuje faza lądowa i wodna. Liczba obecnie znanych gatunków przekracza 70, które należą do 16 rodzajów. Występują głównie w strefie umiarkowanej: w Europie (m.in. rodzaje *Triturus*, *Salamandra*), Azji (największe zróżnicowanie gatunków, m.in. *Paramesotriton*, *Tylosotriton*), Ameryce Północnej (*Taricha*) i w północnej Afryce (Sura 2005, AmphibiaWeb 2006).

Rodzaj traszka (*Triturus*) obejmuje 13 gatunków występujących przede wszystkim w Europie. Ubarwienie grzbietu jest typu maskującego (kryptycznego), od żółtawego i jasnobrązowego, do ciemnobrązowego i czarnego. Brzuch jest bardziej kontrastowy: żółty, pomarańczowy lub czerwony, z ciemnymi plamami lub bez plam. U samców niektórych gatunków w okresie godowym wykształcają się grzebienie skórne, pełniące ważne funkcje w przywabianiu samicy oraz zwiększające powierzchnię oddechową, dzięki czemu samiec może pozostawać pod wodą dłużej bez oddychania. Występują u nich bardzo skomplikowane zaloty samców, które można porównać do tańców godowych ptaków. Jaja są składane pojedynczo na roślinach wodnych, często w załamaniach blaszki liściowej.

Systematyka traszki grzebieniastej uległa w ostatnich latach dużym zmianom. Do niedawna w obrębie tego gatunku wyróżniano cztery podgatunki: *Triturus cristatus cristatus*, *Triturus cristatus carnifex*, *Triturus cristatus dobrogicus* i *Triturus cristatus*

karelini. Taki podział systematyczny opierał się głównie na cechach morfologicznych, które są u nich bardzo podobne. Badania DNA i chromosomów wykazały jednak, że są to odrębne gatunki. Obecnie uważa się, że tworzą one tzw. supergatunek *Triturus cristatus*–superspecies. W takiej grupie jest wymiana genów pomiędzy gatunkami w wyniku ograniczonego krzyżowania się (hybrydyzacji), czyli izolacja genetyczna nie jest pełna, tak jak u typowych gatunków. Duże podobieństwo osobników tych czterech gatunków powoduje, że ich poprawne oznaczenie jest nieraz bardzo trudne. Dlatego w nomenklaturze niemieckiej wszystkie gatunki nazywane są traszkami grzebieniastymi (Kammolch), ale do ich nazwy dodaje się jeszcze przymiotnik oznaczający obszar występowania: np. *Triturus cristatus* to północna traszka grzebieniasta (sięga najdalej na północ), a *Triturus dobrogicus* to dunajska traszka grzebieniasta (Thiesmeier i Kupfer 2000). Problem ten nie dotyczy jednak Polski, gdzie występuje tylko jeden gatunek z tej grupy - *Triturus cristatus*.

Rozmieszczenie geograficzne

Zasięg traszki grzebieniastej rozciąga się od Wielkiej Brytanii i zachodniej Francji do Uralu i zachodniej Syberii. Na północy zwarty zasięg dochodzi do południowej Norwegii, Szwecji, Finlandii i Rosji w rejonie Jez. Ładoga. Izolowane, najdalej na północ położone stanowiska znajdują się w Norwegii w pobliżu 64^o szerokości geograficznej północnej. Południowa granica zasięgu biegnie przez południową Francję, północną Szwajcarię, Austrię i Bałkany (Thiesmeier i Kupfer 2000).

Zasięg pionowy traszki grzebieniastej jest zróżnicowany w różnych regionach Europy. Jest to gatunek zamieszkujący głównie niziny i wyżyny, wraz ze wzrostem wysokości staje się coraz rzadszy. W Niemczech dochodzi do 725 m n.p.m., Szwecji i Norwegii – do 760 m, Czechach - 800 m, a w Szwajcarii do 1000 m (Grosse i Günther 1996, Thiesmeier i Kupfer 2000, Rafiński i Babik 2003). Jej najwyżżej położone stanowiska znane są z Austrii, z 1750 m (Cabela i Tiedemann 1985).

W Polsce traszka grzebieniasta występuje na nizinach i pogórzu. Na wysokości 500 m jej populacje mogą być stosunkowo liczne. W Karpatach dochodzi przeważnie do 700 m, jednak jest tam gatunkiem rzadkim (Juszczak 1987). Najwyżżej położone stanowiska opisano z Bieszczadów – 850 m – oraz z masywu Babiej Góry - 800 m (Świerad 1980, 1988, Rafiński i Babik 2003).

Status gatunku

Status gatunku w Europie

Według danych IUCN (Międzynarodowa Unia Ochrony Przyrody) trend populacyjny traszki grzebieniastej ma charakter spadkowy, jednak jej status jest róż-

nicowany w różnych częściach europejskiego zasięgu. W niektórych regionach jest gatunkiem rzadkim i zanikającym, ale tam gdzie znajduje odpowiednie biotopy lądowe i wodne może być stosunkowo pospolita, chociaż zwykle nieliczna. Dlatego na czerwonej liście IUCN (Tab. 2) została umieszczona w kategorii LR (lower risk), obejmującej gatunki niższego ryzyka, mniej zagrożone (Arntzen i in. 2004). Wydaje się, że kategoria LR dla traszki grzebieniastej jest trochę zbyt optymistyczna i zdezaktualizowana, biorąc pod uwagę obecny status jej populacji, czyli stopień zagrożenia w poszczególnych krajach Europy. Taki status najłatwiej można określić na podstawie tzw. czerwonej listy gatunków (Red List) lub pełniejszego opracowania w postaci czerwonej księgi zwierząt (Red Book), które zawierają spis gatunków ginących i najbardziej zagrożonych w faunie danego kraju. Traszka grzebieniasta została umieszczona na takich listach w 17 krajach Europy (Edgar i Bird 2006) (Tab. 3). Należy przy tym pamiętać, że gatunek ten nie występuje w Europie południowej, więc prawie we wszystkich krajach, które obejmuje jego zasięg jest on pod szczególną ochroną prawną. W Polsce jest to gatunek bliski zagrożenia wyginięciem, ale większość krajów umieszcza go w kategorii silnie zagrożonych lub zagrożonych wyginięciem.

Tab. 2. Międzynarodowy i krajowy status prawny traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) (Rafiński 2001, Głowaciński 2002, Zieliński 2004, zmienione)

przepis prawny lub czerwona lista	kategoria zagrożenia
świat Konwencja Berneńska Dyrektywa Siedliskowa UE Czerwona Lista IUCN	załącznik 2 załącznik 2 i 4 LR/lc
Polska ochrona gatunkowa Czerwona Lista Zwierząt (2002) Polska Czerwona Księga Zwierząt (2001)	ochrona ścisła NT NT

Objaśnienia:

Konwencja Berneńska o ochronie europejskiej fauny i flory oraz ich naturalnych siedlisk:

- załącznik 2 - obejmuje gatunki bardzo zagrożone i ściśle chronione.

Dyrektywa Siedliskowa Unii Europejskiej:

- załącznik 2 – obejmuje gatunki, których utrzymanie wymaga ochrony właściwych im siedlisk i wyznaczenia specjalnych obszarów ochrony,

- załącznik 4 – obejmuje gatunki wymagające ochrony ścisłej.

Czerwona Lista IUCN (The World Conservation Union - Międzynarodowa Unia Ochrony Przyrody):

- kategoria zagrożenia LR/lc (lower risk/least concern) – obejmuje gatunki niższego ryzyka/mniejszej troski

Polska Czerwona Lista Zwierząt:

- kategoria NT (near threatened) – obejmuje gatunki bliskie zagrożenia.

Polska Czerwona Księga Zwierząt:

- kategoria NT (near threatened) – obejmuje gatunki bliskie zagrożenia.

W atlasie rozmieszczenia płazów i gadów Europy (Gasc i in. 1977) traszka grzebieniasta została uznana za gatunek charakteryzujący się wyraźnym spadkiem liczebności w dużej części zasięgu. W tej samej grupie umieszczono kumaka nizinnego i rzekotkę drzewną. W Niemczech jest to gatunek z kategorii „zagrożony wyginieciem” (trzeci poziom zagrożenia) (Beutler i in. 1998). Jednak jego status w różnych landach jest zróżnicowany: w 8 jest „silnie zagrożony”, w 7 „zagrożony”, a w rejonie Hamburga „zagrożony wymarciem”.

Status określany dla gatunków z czerwonej listy jest często mało precyzyjny, co wynika z małej liczby długoletnich badań porównawczych nad liczebnością ich populacji lub liczbą miejsc rozrodu. Dokładniejsze dane pochodzą z niektórych regionów Niemiec i Wielkiej Brytanii. W Saksonii (rejon Lipska) w latach 1981-1988 spadek liczby miejsc rozrodu wyniósł 33%, w Nadrenii-Palatynacie (zachodnie Niemcy) - 20% (Grosse i Günther 1996, Thiesmeier i Kupfer 2000). W Wielkiej Brytanii już w latach 80. XX wieku zaobserwowano wyraźny spadek liczebności traszki grzebieniastej w skali całego kraju. Badania monitoringowe populacji wykazały, że rocznie zanika średnio 2% jej zbiorników rozrodczych, w najlepiej zbadanym regionie londyńskim zanikło 40% populacji w ciągu ostatnich 20 lat. Szacuje się, że rocznie w Wielkiej Brytanii wymiera od 70 do 360 populacji. (Clemons 1997).

Podobny stopień zaniku miejsc rozrodu (2-3% rocznie) stwierdzono w Szwecji. W Belgii i Holandii zasięg tego gatunku obejmuje zaledwie 18-19% powierzchni tych krajów (Edgar i Bird 2006).

Tab. 3. Kategorie zagrożenia traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) na czerwonych listach i w czerwonych księgach gatunków zagrożonych i ginących w Europie (Edgar i Bird 2006, zmienne)

Kategoria zagrożenia	Państwo
gatunki bardzo wysokiego ryzyka, silnie zagrożone (endangered)	Szwajcaria, Czechy, Słowacja, Austria, Norwegia
gatunki wysokiego ryzyka, narażone na wyginiecie (vulnerable)	Francja, Luksemburg, Holandia, Rumunia, Finlandia, Litwa
rzadkie (rare)	Belgia
zagrożone (threatened)	Niemcy, Estonia
gatunki niskiego ryzyka, ale bliskie zagrożenia (near threatened, lower risk)	Polska, Ukraina, Dania, Szwecja,

Sytuacji traszki grzebieniastej w Niemczech wschodnich poświęcimy więcej uwagi z kilku powodów. Wschodnia część Niemiec należy do najlepiej zbadanych regionów Europy Środkowej pod względem rozmieszczenia płazów i gadów. Już w latach

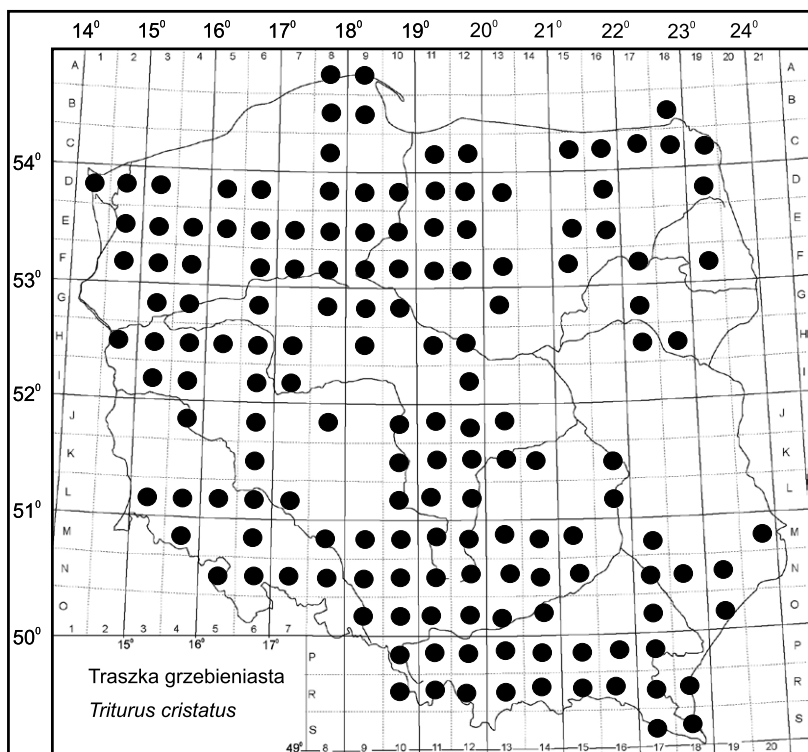
70. XX w. w byłej Niemieckiej Republice Demokratycznej rozpoczęto ogólnokrajową akcję kartowania miejsc występowania tych zwierząt. Było to możliwe dzięki bardzo dobrze rozwiniętemu amatorskiemu ruchowi herpetologów (w wielu powiatach istniały koła miłośników płazów i gadów). W efekcie Niemcy opublikowali swój atlas rozmieszczenia tych zwierząt (Schiemenz i Günther 1994) dużo wcześniej niż Polacy (Głowaciński i Rafiński 2003). Porównując rozmieszczenie pospolitych gatunków w Polsce i w Niemczech, można również stwierdzić, że ich opracowanie jest pełniejsze. Niemieckie badania terenowe dotyczące płazów i gadów należą do najbardziej zaawansowanych nie tylko w Europie, ale również na świecie. Niemcy wprowadzili nawet osobny termin na określenie tego typu badań: Feldherpetologie, czyli herpetologia terenowa, w dużym stopniu ukierunkowana na funkcjonowanie płazów i gadów w ich naturalnym środowisku. Literatura z tego zakresu jest bardzo obszerna. Świadczą o tym nie tylko tysiące publikacji w czasopismach naukowych, lecz również szereg monografii większości gatunków. Ponieważ są to jednocześnie gatunki występujące w Polsce, wiedza o niemieckiej herpetofaunie ma olbrzymie znaczenie dla poznania naszych płazów i gadów. Ważne jest również bliskie sąsiedztwo Polski i Niemiec i podobne warunki klimatyczne. Z tych względów dane niemieckie są tak często cytowane w tej pracy, szczególnie wtedy, gdy brak jest danych polskich lub są one niewystarczające, aby przybliżyć i wyjaśnić pewne zagadnienia.

Do połowy lat 90. traszka grzebieniasta została stwierdzona na terenie obejmującym 34% obszaru Niemiec wschodnich. Dla porównania wielkość ta dla znacznie pospolitszych od niej gatunków wynosi odpowiednio: traszka zwyczajna - 49%, żaba trawna - 64%, ropucha szara - 69%. Liczebność większości populacji szacowano na nie więcej niż 20 osobników, tylko w 10 przypadkach odnotowano od około 100 (5x) do 1000 (1x) osobników. Zarejestrowane liczebności traszki zwyczajnej w Niemczech wschodnich, która z traszką grzebieniastą często występuje w tych samych zbiornikach były znacznie wyższe i wynosiły: w 19 przypadkach ponad 100, w 4 przypadkach ponad 1500, a jedna populacja liczyła 3000 osobników (Schiemenz i Günther 1994). Wyniki późniejszych badań, prowadzonych w innych regionach Niemiec i Europy, potwierdziły, że duże populacje traszki grzebieniastej są rzadkie. Wśród 266 populacji z Nadrenii-Palatynatu ponad 90% stanowiły małe populacje nie przekraczające 20 osobników, a tylko 1% takie, gdzie było ich więcej niż 100 (Veith 1996). Do 2000 r. w Europie zachodniej stwierdzono tylko jeszcze dwie populacje, których liczebność wynosiła 1000-1500 osobników (Grosse i Günther 1996, Thiesmeier i Kupfer 2000).

Status gatunku w Polsce

Jedną z pierwszych publikacji poświęconą w całości zagrożeniom i ochronie rodzimej herpetofauny była praca Młynarskiego (1987), w której zwracał uwagę na problemy siedliskowe traszki grzebieniastej: „Traszki „nizinne” utrzymują się wprawdzie w całym kraju, ale liczebność *Triturus cristatus* widocznie spadła, gdyż jest ona wybredniejsza w wyborze środowiska lęgowego od *T. vulgaris*. Przyczyną

spadku liczebności jest ... zanikanie środowisk lęgowych.” Berger (1987) przytacza dane dotyczące spadku liczebności traszki grzebieniastej w krajobrazie rolniczym Wielkopolski - z kategorii „liczna” w 1965 do kategorii „nieliczna” 20 lat później. W Polsce nadal brakuje ilościowych danych porównawczych dotyczących stanu populacji większości płazów, co utrudnia określenie ich faktycznego statusu i stopnia zagrożenia. Nawet najbardziej podstawowe dane, jak rozmieszczenie, są ciągle niepełne (Ryc. 10). Na najbardziej aktualnych mapach rozmieszczenia traszki grzebieniastej jest nadal dużo białych plam i to w miejscach, gdzie powinna występować (np. przez analogię do Niemiec wschodnich). Dotyczy to zarówno Polskiej Czerwonej Księgi Zwierząt (Rafiński 2001), jak i Atlasu rozmieszczenia płazów i gadów Polski (Rafiński i Babik 2003). Według danych z Atlasu traszka grzebieniasta została stwierdzona w 153 dużych kwadratach (powierzchnia około 1250 km²), które obejmują 53% powierzchni kraju (Ryc. 10). W Polsce zachodniej znaleziono ją w 74 kwadratach, około 60% powierzchni. Są to jednak dane bardzo przybliżone, gdyż w przypadku wielu kwadratów występowanie traszki stwierdzono tylko w niewielkiej ich części.



Ryc. 10. Rozmieszczenie traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) w Polsce (Rafiński i Babik 2003, zmienione)

Dlatego obecnie niewiele możemy powiedzieć na temat faktycznego stopnia zaniku populacji tego gatunku. Często, z konieczności, operuje się ogólnikami – rzadki, ginący – lub danymi pośrednimi dotyczącymi zaniku małych i średnich zbiorników wodnych, w których gatunek ten potencjalnie mógłby się rozmnażać.

Aby chociaż częściowo przybliżyć stan ilościowy populacji traszki grzebieniastej w Polsce przedstawiono wyniki niektórych badań prowadzonych w ostatnich 20 latach (Tab. 4). Dla porównania zamieszczono również dane dotyczące traszki zwyczajnej i żaby trawnej, uważanej za jednego z najpospolitszych płazów krajowych. Na podstawie przedstawionych wyników można stwierdzić, że traszka grzebieniasta na badanych obszarach jest gatunkiem rzadkim – 0-21% (Odra, Wielkopolska, Polska centralna) lub średnio pospolitym – 36-58% (południowa Polska).

Tab. 4. Częstość występowania traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) w różnych regionach Polski (w kolejności prezentowania wyników: Juszczyk i in. 1989, 1988, Zieliński i Hejduk 2000, Rybacki i Berger 1997, Rybacki i Maciantowicz 2006)

Region Polski (liczba wszystkich badanych stanowisk)	Procentowy udział stanowisk		
	traszka grzebieniasta	traszka zwyczajna	żaba trawna
tereny nadwiślańskie między Oświęcimiem a Sandomierzem (64)	58%	91%	95%
Niecka Nidziańska (143)	36%	73%	99%
Polska centralna (łódzkie) (180)	21%	38%	65%
Park Krajobrazowy im. gen. Chłapowskiego (powiat Kościan - wielkopolskie) (150)	12%	25%	49%
dolina Odry w rejonie Cybinki (powiat słubicki - lubuskie) (44)	nie znale- ziono	5%	36%

W Polsce dokładniejsze badania nad rozmieszczeniem i liczebnością płazów na dużych obszarach, w tym wszystkich gatunków traszek, prowadzono jedynie w Karpatach (Świerad 1980, 1988, 2003) (Tab. 5). Wynika z nich, że traszka grzebieniasta jest w Karpatach zachodnich gatunkiem znacznie mniej liczny od traszki zwyczajnej, natomiast przewyższa ją liczebnie w Karpatach wschodnich, szczególnie w Bieszczadach. Najliczniejsze populacje traszki grzebieniastej w Polsce znane są również z Karpat. Świerad (1980, 1988) znalazł kilka populacji, których liczebność przekraczała 100 osobników, największą (300) w Górach Słonnych (na północ od Bieszczadów). Populację liczącą około 150 osobników znalazł autor w Pieninach, w 1989, na terenie budowy Zbiornika Czorsztyńskiego, koło Sromowców Wyżnych (Rybacki, nie publikowane). Liczebności te są niewielkie w porównaniu z traszką

góorską i traszką karpacką. Świerad (1988) opisał kilka stanowisk, na których złowił około 2000 osobników każdego z tych gatunków.

Tab. 5. Udział ilościowy traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) i traszki zwyczajnej (*T. vulgaris*) wśród wszystkich płazów w różnych regionach południowej Polski (Świerad 1980, 1988, 2003)

Region Polski	Udział ilościowy traszek wśród wszystkich płazów występujących na badanym terenie	
	traszka grzebieniasta	traszka zwyczajna
Bieszczady	1,0%	0,1%
Przedgórze Bieszczadzkie	0,6%	0,4%
Góry Słonne	5,5%	3,8%
Beskid Niski	1,7%	7,3%
Babia Góra	2,6%	10,0%
Beskid Śląski	4,6%	25,1%
Beskid Mały	8,3%	24,5%
Kotlina Oświęcimska	0,5%	28,4%

Morfologia

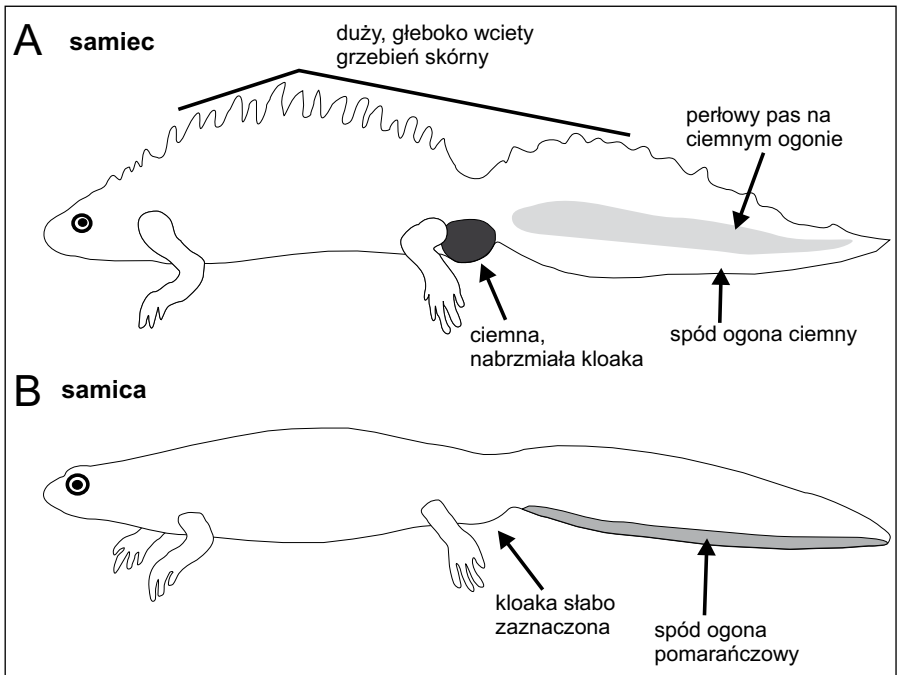
Osobniki dorosłe

Traszki grzebieniaste należą do największych płazów ogoniastych Europy. Maksymalnie mogą osiągać 16 cm (samce) – 18 cm (samice), jednak średnie długości ciała są dużo mniejsze: samce 10-12 cm, samice 11-13 cm (Grosse i Günther 1996). Według Juszczyka (1987) wielkość osobników dojrzałych płciowo występujących w Polsce wynosi od 8,5-15,6 cm u samców oraz 9,4-16,8 cm u samic. Wartości średnie kształtują się podobnie jak u autorów niemieckich. Traszka grzebieniasta jest najdłuższym, po salamandrze plamistej, płazem krajowym.

Jej głowa jest stosunkowo płaska, bocznie spłaszczony ogon ma długość zbliżoną do reszty ciała (od kloaki do pyska). Ubarwienie grzbietu jest najczęściej ciemnobrązowe z czarnymi plamami, rzadziej czarne, wtedy plamy stają się niewidoczne (Fot. 29). Skóra na grzbiecie i bokach jest chropowata. Boki ciała są również ciemnobrązowe z czarnymi plamami, jednak jaśniejsze niż grzbiet. Po bokach ciała występuje także charakterystyczny dla tego gatunku, szeroki pas małych, białych plamek, szczególnie w dolnej części sąsiadującej z brzuchem (Fot. 30). Plamki te są liczniejsze u samców. Białe plamki występują również na głowie i na kończynach. Barwa brzucha jest jasnożółta do pomarańczowoczerwonej, z bardzo wyraźnymi czarnymi plamami nieregularnego kształtu. Rozmieszczenie i kształt plam to cecha osobnicza (Fot. 31).

Dymorfizm płciowy

Dymorfizm płciowy jest bardzo dobrze wykształcony w okresie godowym, słabiej w czasie życia na lądzie. W wodnej fazie życia, jeszcze przed rozpoczęciem godów, u samca wykształca się nieregularny fałd skórny, przypominający grzebień (stąd nazwa gatunku) (Fot. 30). W czasie godów jego wysokość może osiągać 1,5 cm. Pomiędzy poszczególnymi zębami grzebienia są głęboko wcięte przerwy. Grzebień rozpoczyna się tuż za głową, ciągnie do końca ogona, z wyraźną przerwą nad kloaką (Ryc. 11A). Dodatkowo na bokach ogona samca występuje szeroki, jasny pas barwy perłowej, który rozpoczyna się za kloaką i ciągnie aż do końca ogona. Obrzeże ogona ciemne. Kloaka samca jest czarna, silnie wysklepiona, nabrzmiąta, szczególnie w okresie godowym, gdyż znajdują się w niej gruczoły produkujące galaretowatą osłonkę spermatoforów. Taka budowa kloaki jest dodatkowym elementem przywabiającym samicę, która reaguje głównie na bodźce wzrokowe. W okresie życia lądowego grzebień się zmniejsza, ale pozostaje widoczny, widać także perłowe zabarwienie ogona (Nöllert i Nöllert 1992).



Ryc. 11. Dymorfizm płciowy u traszki grzebieniastej (Nöllert i Nöllert 1993, zmienione)

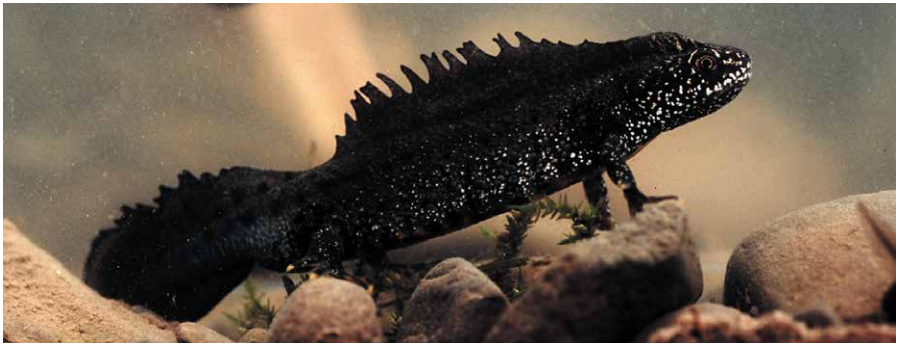
U samicy nie ma grzebienia (Ryc. 11B), na grzbiecie, wzdłuż linii kręwej występuje płaska rynienka. W okresie życia lądowego w tym miejscu może pojawić się jaśniejsza linia. Kloaka jest płaska, słabo wykształcona, barwy pomarańczowej, podobnie brzuszna część ogona (Fot. 29). Uniwersalnymi cechami dymorficznymi, wyraźnymi zarówno w fazie wodnej, jak i lądowej jest budowa kloaki oraz zabarwienie brzusznej strony ogona samca i samicy (Thiesmeier i Kupfer 2000).

Larwa

W odniesieniu do płazów bezogonowych używa się określenia larwa, natomiast w przypadku żab i ropuch – kijanka. Larwa traszki grzebieniastej jest bardzo podobna do rodziców. Główne różnice, poza wielkością, polegają na obecności skrzeli zewnętrznych (cecha charakterystyczna larw płazów ogoniastych, u bezogonowych zanikają wkrótce po wylęgu), innym ubarwieniu, przystosowanym do środowiska wodnego oraz wykształceniem wyraźnej płetwy na ogonie i tułowiu (Ryc. 12). Skrzela zewnętrzne są widoczne przez cały okres życia larwalnego i jest to cecha pozwalająca łatwo odróżnić larwy traszek od innych zwierząt wodnych. Kolejną charakterystyczną cechą larw wszystkich traszek są przednie kończyny, które pojawiają się krótko po wylęgu. U kijanek żab i ropuch pojawiają się dopiero w czasie metamorfozy. Tyłne kończyny u traszek powstają dopiero po kilku tygodniach od wylęgu. W stadium maksymalnego rozwoju długość larw wynosi 6-7 cm. Ubarwienie młodej larwy jest dość kontrastowe: żółtozielone, z dwoma wyraźnymi czarnymi pasami barwników (melanoforów) na stronie grzbietowej. Te ciemne pasy są charakterystyczne dla larw wszystkich traszek krajowych, nie mają więc znaczenia przy oznaczaniu gatunku. W pełni ukształtowana larwa traszki grzebieniastej cechuje się dobrze wykształconą płetwą ogonową, która rozpoczyna się za głową i jest dość silnie wysklepiona na stronie grzbietowej i brzusznej. Znajdują się na niej duże, ciemne plamy. Płetwa na końcu zwęża się gwałtownie i przechodzi w długą nitkę. Charakterystyczną cechą larw traszki grzebieniastej są również długie palce przednich i tylnych kończyn (Juszczak 1987, Nöllert i Nöllert 1992) (Ryc. 12A).



Fot. 29. Samica traszki grzebieniastej ma pomarańczowy pasek na dolnej krawędzi ogona (fot. Lars Briggs)



Fot. 30. Nazwa traszka grzebieniasta pochodzi od grzebienia skórnoego samców, który jest przetrwany u nasady ogona (fot. Bogusław Kozik)



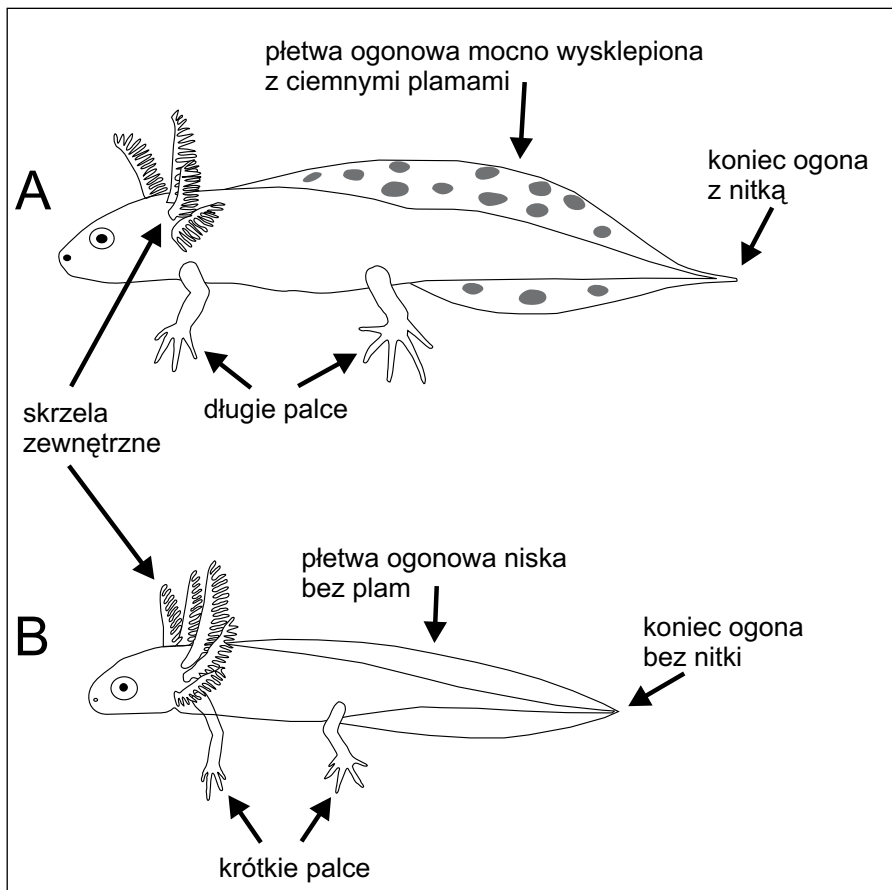
Fot. 31. Czarne, nieregularne plamy na pomarańczowym tle to cecha traszki grzebieniastej (fot. Bogusław Kozik)



Fot. 32. Jajo traszki grzebieniastej jest dobrze zabezpieczone w załamaniu blaszki liściowej (fot. Marek Maciantowicz)



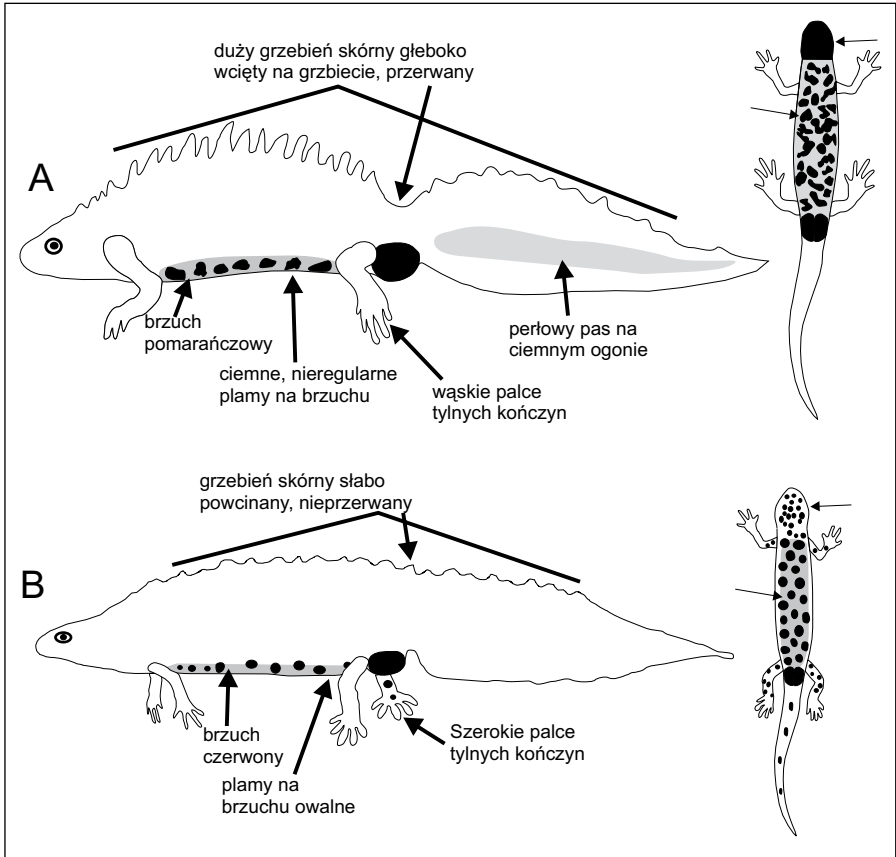
Fot. 33. Młode traszki grzebieniaste po metamorfozie – zgrubienia z tyłu głowy to pozostałości skrzeli (fot. Lars Briggs)



Ryc. 12. Różnice pomiędzy larwą traszki grzebieniastej (A) i traszki zwyczajnej (B) (Günther 1996, zmienione)

Możliwość pomylenia z innymi gatunkami

Spośród czterech traszek występujących w Polsce najbardziej podobne do siebie są traszka grzebieniasta i traszka zwyczajna. Możliwość pomyłki dodatkowo zwiększa fakt, że obydwie występują z reguły na nizinach i na pogórzu, często w tym samym środowisku lądowym i rozmnażają się w tych samych zbiornikach. Są to jednocześnie jedyne traszki krajowe, które mają plamiste brzuchy, a ich samce wykształcają grzebienie w czasie godów (Ryc. 13). Najważniejsze różnice pomiędzy traszkami krajowymi przedstawiono w tabeli 6. Nie obejmują one cechy wszystkich gatunków, skupiono się tylko na tych, które pozwalają odróżnić traszki grzebieniaste od innych.



Ryc. 13. Różnice pomiędzy samcem traszki grzebieniastej (A) i traszki zwyczajnej (B) (Nöllert i Nöllert 1993, Günther 1996, zmienione)

W fazie wodnej samiec traszki zwyczajnej ma grzebień skóry, który nie ma przerwy nad kloaką (Ryc. 13B). Jest on zwykle niższy i mniej pofałdowany niż u samca traszki grzebieniastej (Ryc. 13A). Brak perłowych pasów na ogonie. Przez środek brzucha biegnie szeroki czerwony pas, czarne plamy są duże, zwykle regularne. Samica bez grzebienia, ma jasnobrązowy grzbiet i boki ciała, brzuch żółtawopomarańczowy, z małymi ciemnymi plamkami. Dolny brzeg ogona czerwonawy, kloaka płaska.

Tab. 6. Podstawowe różnice morfologiczne pomiędzy traszkami krajowymi

Gatunek	Najważniejsze cechy morfologiczne dorosłych traszek w wodnej fazie życia	
	grzebień skórny u samca	ciemne plamy na brzuchu
traszka grzebieniasta	TAK – przerwany nad kloaką głęboko powcinany	TAK – nieregularne
traszka zwyczajna	TAK – nieprzerwany pofałdowany	TAK – owalne
traszka karpacka	NIE	brak plam
traszka górską	NIE	brak plam

Larwa traszki zwyczajnej ma niską płetwę bez plam i nitki na końcu oraz krótkie palce kończyn przednich i tylnych (Tab. 7, ryc. 12A).

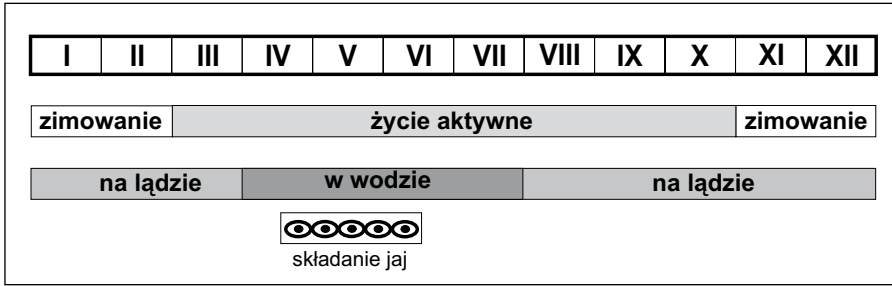
Tab. 7. Najważniejsze różnice morfologiczne pomiędzy larwą traszki grzebieniastej (*Triturus cristatus*) i traszki zwyczajnej (*T. vulgaris*) (porównaj ryc. 12)

Gatunek	Najważniejsze cechy morfologiczne dorosłych traszek w wodnej fazie życia	
	traszka grzebieniasta	traszka zwyczajna
kształt płetwy ogonowej	mocno wysklepiona	niska
zakończenie płetwy	mocno zwężone, z nitką	równomiernie zwężone, bez nitki
plamistość płetwy ogonowej	czarne plamy	brak plam
palce kończyn	długie	krótkie

Biologia

Rozmnażanie

Traszka grzebieniasta ze snu zimowego na lądzie budzi się zwykle pod koniec lutego lub na początku marca (Ryc. 14). Po opuszczeniu zimowisk wędruje do miejsc rozrodu. Juszczak (1987) pierwsze traszki w wodzie obserwował najczęściej w drugiej połowie marca. Zaloty i rozpoczęcie składania jaj odbywają się z reguły w kwietniu. Masowe składanie ma miejsce w maju, a nawet na początku czerwca, przy średnich temperaturach wody w granicach 16-25 °C. Ponieważ okresy aktywności traszek, tak jak innych płazów, są ściśle uzależnione od temperatury, mogą się one zmieniać w różnych latach.

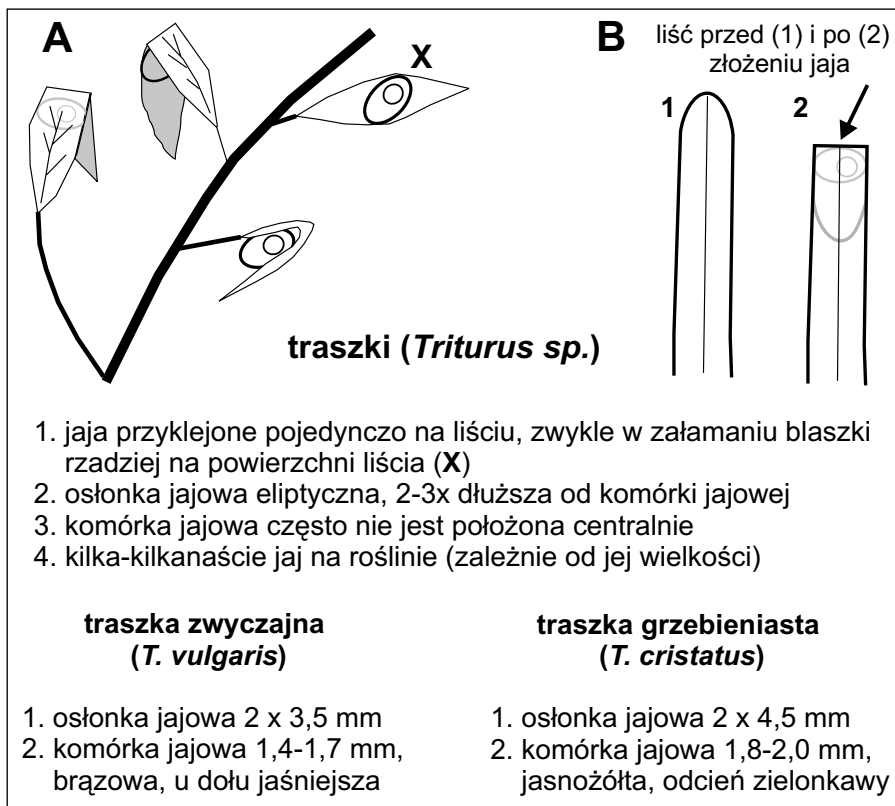


Ryc. 14. Aktywność traszki grzebieniastej w cyklu rocznym

U samców traszek występują bardzo widowiskowe zaloty, których celem jest zainteresowanie i przywabienie samicy. Samiec zastępuje samicy drogę, staje przed nią bokiem, aby mogła zobaczyć jego grzebień i perłowy pas na ogonie. Wypręża ciało łukowato w górę, unosi jego tylną część, podpierając się na przednich kończynach, porusza rytmicznie końcem ogona. Poruszanie ogonem, które występuje w różnych fazach zalotów, może służyć rozprowadzaniu na większej powierzchni feromonów wydzielanych przez samca. Jeżeli samica go ignoruje to jego zachowanie może się cyklicznie powtarzać, aż do czasu, gdy samica zwróci na niego uwagę i zacznie za nim podążać. Wtedy rozpoczyna się najtrudniejsza faza godów – przekazanie spermatoforu. Samica idzie za samcem, który zamiar złożenia spermatoforu sygnalizuje jej zatrzymaniem się, odpowiednimi ruchami ogona, wraz z jego uniesieniem oraz rozchyleniem warg czarnej kloaki, w efekcie czego ukazuje się jej białe wnętrze. Ta biała plamka na ciemnym tle jest bardzo wyraźnym znakiem dla samicy, która zbliża się i obwąchuje kloakę samca. Prawdopodobnie działa to stymulująco na samca, który wtedy składa niewielki (1-2 mm), białawy spermatofor. Następnie oddala się od samicy, która za nim podąża, na taką odległość, aby jej kloaka znalazła się mniej więcej nad spermatoforem. Jeżeli samica posunie się za daleko, to samiec lekkim uderzeniem ogona w pysk powoduje jej cofanie do właściwej pozycji, aż do momentu, gdy samica przypadkowo szorstkimi wargami swojej kloaki nie dotknie i nie podejmie spermatoforu (Juszczuk 1987, Thiesmeier i Kupfer 2000). Samice traszek mają zdolność przechowywania żywych plemników nawet przez kilka miesięcy w specjalnych zbiornikach nasiennych, które są wewnętrznymi uwypukleniami kloaki. Dzięki temu jaja mogą być zapładniane w różnych terminach (Juszczuk 1987).

Jajo traszki grzebieniastej, wraz z galaretowatą osłonką, ma kształt wydłużony (Ryc. 15). Jego długość wynosi 4-4,5 mm, a szerokość 2-2,5 mm. Sama komórka jajowa jest okrągła i ma średnicę 1,8-2,0 mm. Często nie jest ona położona w centralnej części osłonki jajowej. Barwa jaja jest jednolita – jasnożółta z zielonkawym odcieniem – w przeciwieństwie do traszki zwyczajnej, u której jest brązowa u góry i jaśniejsza na dole. Samica składa średnio 200-400 jaj, rzadko 600-700 (Juszczuk 1987, Grosse i

Günther 1996, Thiesmeier i Kupfer 2000). Złożenie wszystkich jaj może zająć jednej samicy nawet 1-3 miesiące. Okres godowy traszek grzebieniastych trwa około trzech miesięcy, od połowy kwietnia do połowy czerwca (Ryc. 14).

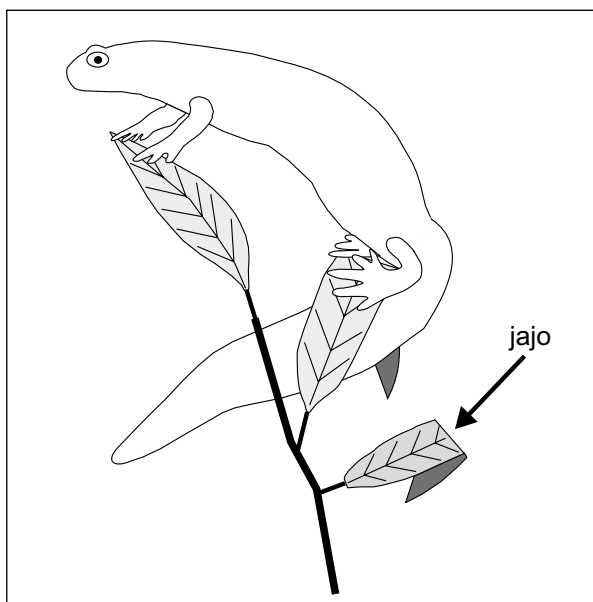


Ryc. 15. Miejsce składania jaj oraz różnice pomiędzy jajami traszki grzebieniastej i traszki zwyczajnej

Samica rozpoczyna składanie jaj po około 2-3 tygodniach od jej pojawienia się w zbiorniku. Miejsce do składania wybiera bardzo starannie, przygląda się roślinom, sprawdza, czy nie ma na nich już innych jaj. Brak odpowiednich roślin powoduje, że samica może się wstrzymać ze składaniem, a nawet opuścić zbiornik. Jaja są przyklejane pojedynczo w załamaniu blaszki liściowej w taki sposób, żeby nie było ich widać z zewnątrz (Fot. 32). Jest to ochrona przed drapieżnikami, a jednocześnie większe rozprzestrzenianie jaj. Samica składa zwykle tylko po kilka jaj na jednej małej roślinie, a następnie szuka drugiej i w ten sposób roznosi jaja po całym zbiorniku.

Takie działanie zwiększa przeżywalność jaj w przypadku wysychania wody lub presji drapieżników.

Przy łamaniu blaszki liściowej samica pomaga sobie często ogonem, który jest podkładany od spodu liścia, a z góry jest zginany tylnymi kończynami (Ryc. 16). Najlepiej jeśli blaszka liściowa jest długa i wąska – samica może ją wtedy łatwo zagiąć, i jednocześnie przykleić drugie jajo na tym samym liściu, w pewnej odległości od pierwszego. Tylko rzadko jaja są przyklejane na liściu bez zawijania (Ryc. 15A-x). Takie jaja są z reguły szybko znajdowane i zjadane przez ryby, kijanki, ślimaki. Składanie i zawijanie jednego jaja trwa średnio 5 minut. Miaud (1995) stwierdził, że w jednym ze zbiorników we Francji samica składała jaja najczęściej na liściach rukwi wodnej (*Nasturtium officinale*) (95%), rzadziej na mannie jadalnej (*Glyceria fluitans*), a pomijała zupełnie rdestnicę kędzierzawą (*Potamogeton crispus*) i jaskry (*Ranunculus*). Najwięcej jaj było złożonych na głębokości do 10 cm (52%) i 10-20 cm (29%). Inni autorzy jako miejsce składania wymieniają również rukiew wodną i mannę mielc (*Glyceria maxima*) oraz niezapominając błotną (*Myosotis palustris*), przetacznika bobowniczka (*Veronica beccabunga*), przęśle (*Callitriche*) (Edgar i Bird 2006).



Ryc. 16. Samica traszki grzebieniastej w czasie składania jaj (Juszczyk 1987, zmienione)

Rozwój larwalny i metamorfoza

U traszek grzebieniastych często występuje wysoka śmiertelność (50%) zarodków spowodowana przyczynami genetycznymi (część chromosomów zawiera czynniki letalne). Jest to zjawisko trwale występujące w populacjach tego gatunku, nieznanne u innych krajowych traszek i niezależne od czynników środowiskowych (Horner i Macgregor 1985).

Okres rozwoju embrionalnego jest ściśle uzależniony od temperatury. Larwy opuszczają osłonki jajowe po 10-15 dniach, osiągając 10-12 mm długości. Z reguły mają już zawiązki przednich kończyn, które rozwijają się wkrótce po wylęgu. Ma to związek z zachowaniem się larw traszek, które często przebywają wśród roślin (odpoczywają lub czatują na zdobyczu), opierając się na nich przednimi kończynami. Rozwój larwalny trwa zwykle 3 miesiące. Po osiągnięciu około 6-7 cm larwy rozpoczynają metamorfozę (Juszczak 1987). Osobniki przeobrażone, które późnym latem opuszczają zbiornik stanowią zaledwie 3,6% (średnia z 7 lat) wszystkich larw, które się wylęgły (Kupfer 1996). Tak niski sukces rozrodczy jest zwykle wynikiem wielu czynników działających w określonym środowisku. Najczęściej wymienia się presje ryb, wysychanie czy efekt konkurencji np. ze strony bardzo licznych kijanek ropuchy szarej.

Długość młodych traszek, które opuszczają zbiornik wynosi od 4,5 cm do 9,0 cm i wykazuje wyraźną zależność od charakteru miejsca rozrodu: obfitości pokarmu i nasłonecznienia (Kupfer 1997). Dość często, już po wyjściu na ląd, można zauważyć u nich pozostałości skrzeli (Fot. 33). Młode osobniki w pierwszych latach po metamorfozie mają na brzuchu nieliczne ciemne plamy, głównie po bokach. Osobniki niedojrzałe płciowo często wiosną pojawiają się w zbiornikach rozrodczych razem z dorosłymi. Ich liczba może być dość wysoka. W Brandenburgii wśród 1000 traszek w wodzie było 200 niedojrzałych. Wśród naszych traszek zjawisko to występuje tylko u traszki grzebieniastej. Prawdopodobnie część populacji młodocianej potrafi wykorzystać możliwości, jakie daje im środowisko wodne, przede wszystkim większą obfitość i łatwość zdobycia pokarmu, niż na lądzie. U takich osobników następował szybki przyrost masy ciała, nawet o 60% w ciągu roku (Müllner 1991). Dojrzałość płciową traszki grzebieniaste osiągają po 2-3 latach, przy długości 8,5-9,5 cm (Grosse i Günther 1996).

W pewnych okolicznościach larwy traszek, które nie zdążą się przeobrazić, zimują w macierzystym zbiorniku. Zjawisko to występuje częściej u innych gatunków traszek, jednak obserwowano je także u traszki grzebieniastej. Do zimowania dochodzi najczęściej w przypadku późnego złożenia jaj lub niskiej temperatury wody w okresie rozwoju larwalnego. Inną przyczyną może być niedobór pokarmu w ubogim środowisku lub wynikający z nadmiernego zagęszczenia larw. Zimujące larwy często giną, ale w sprzyjających warunkach (łagodna zima) część z nich może przeżyć i przeobrazić się następną wiosną. Do zimowania dość często dochodzi w populacjach zamieszkujących północny skraj zasięgu gatunku, np. w Szwecji. Tam wła-

śnie znaleziono jedyną znaną neoteniczną populację traszki grzebieniastej (Dolmen 1980). Neotenia, czyli zdolność rozmnażania się larw, występuje na terenach, gdzie lato jest krótkie, a temperatura wody w zbiornikach jest niska. Zjawisko neotenui częściej występuje u innych gatunków traszek, szczególnie w wysokogórskich populacjach traszki górskiej.

Traszki grzebieniaste mogą żyć w naturze do 12-17 lat (Miaud i in. 1993, Thiesmeier i Kupfer 2000), natomiast rekordowy wiek stwierdzony w hodowli wynosił 25 lat dla samca i 27 lat dla samicy (Smith 1964).

Aktywność dobową i sezonową

Traszka grzebieniasta jest aktywna głównie o zmierzchu i w nocy. Dotyczy to zarówno jej życia na lądzie, jak i w wodzie. Optymalna temperatura wody dla tego gatunku wynosi średnio 20,6 °C, i jest nieco niższa niż u traszki zwyczajnej (23,5 °C). Wynika to z odmiennych preferencji mikrośrodowiskowych obu gatunków. Traszki grzebieniaste przebywają częściej bliżej dna (25% obserwowanych), niż przy powierzchni wody (6%). U traszki zwyczajnej nie ma różnicowania w ich pionowym rozmieszczeniu w zbiorniku. W okresie godowym (IV-VI) traszki grzebieniaste przebywają głównie wśród roślinności podwodnej, przy dnie stawu, natomiast w lipcu ich preferencje się zmieniają. Traszki częściej pływają w otwartej wodzie, przy brzegu, gdzie jest więcej pokarmu, i przebywają zarówno przy dnie jak i przy powierzchni (Griffiths i Mylotte 1987, Thiesmeier i Kupfer 2000).

Po opuszczeniu zbiorników traszki grzebieniaste, podobnie jak inne traszki, prowadzą bardzo skryty tryb życia i znacznie trudniej je obserwować niż w wodzie. Dzień spędzają w różnych kryjówkach: pod kamieniami, zwalonymi pniami drzew, wśród korzeni drzew, w norach gryzoni, w różnych szczelinach, w przyzmacz kamieni i w zagłębieniach. Jehle i Arntzen (2000) znajdowali je najczęściej pod liśćmi (44%), w norach gryzoni (34%), pod warstwą roślinności (13%) i pod pniami drzew (6%). Na terenach wiejskich można je spotkać także w piwnicach. Miejsca takie muszą cechować się dość dużą wilgotnością i stosunkowo niską temperaturą, aby nie doszło do wysuszenia ich skóry.

Traszki grzebieniaste zimują z reguły na lądzie, w miejscach zbliżonych do ich dziennych kryjówek, jednak lepiej zabezpieczonych przed niską temperaturą. Znajdowano je w piwnicach, starych bunkrach, jaskiniach, tunelach pod drogami, tamach przy stawach, w mule wyschniętych zbiorników, otworach w drzewach. Kowalewski (1974) znalazł je w usypisku szlaki hutniczej. Niektóre traszki mogą zimować również w wodzie, w zbiornikach, w których się rozmnażały (Thiesmeier i Kupfer 2000).

Wędrówki

W cyklu rocznym traszek grzebieniastych występują dwa wyraźne okresy wędrówek: z zimowisk do miejsc rozrodu oraz z miejsc rozrodu do biotopów lądowych,

które często leżą w pobliżu zimowisk. Mniej intensywne są wędrówki w okresie godowym pomiędzy sąsiednimi zbiornikami oraz wędrówki z siedlisk lądowych do miejsc zimowania.

Okres rozpoczęcia wędrówek jest ściśle uzależniony od warunków meteorologicznych: temperatury powietrza, opadów oraz od lokalizacji miejsca zimowania i zbiornika, przede wszystkim od ich ekspozycji. Ze względu na dużą zmienność czynników pogodowych w okresie wiosennym wędrówki mogą być kilkakrotnie przerywane i w efekcie mogą się rozciągnąć nawet na okres dwóch miesięcy (różnica między przybyciem do stawu pierwszego i ostatniego osobnika). Wędrówki są inicjowane wzrostem temperatury powyżej 5 °C i jednoczesnymi opadami. Samce z reguły przychodzą wcześniej niż samice i również zostają od nich dłużej w wodzie. Średni okres przybycia traszek do zbiornika przypada w Niemczech na drugą połowę marca – pierwszą połowę kwietnia (w zależności od temperatury), czyli rozpoczęcie wędrówek z miejsc zimowania może nastąpić już pod koniec lutego. Opuszczenie zbiornika następuje zwykle w pierwszej połowie sierpnia (Blab i Blab 1981). Juszczuk (1987) podaje podobne daty: przybycie - początek kwietnia, opuszczenie - początek sierpnia (Ryc. 14). W wyjątkowych sytuacjach może nastąpić dużo wcześniejsze opuszczenie zbiornika, nawet już w maju. Taka sytuacja ma miejsce wtedy, gdy zbiornik wyschnie lub panują w nim niesprzyjające warunki do rozrodu np. silna konkurencja ze strony innych płazów, presja drapieżników (Jahn 1995). Osobniki dorosłe przed okresem godowym wykazują silny pęd do wędrówek i do powrotu do macierzystego zbiornika. Po przemieszczeniu takich osobników z dala od stawu, często wracały do niego: jeden samiec wrócił po 4 dniach z odległości 500 m, a samica po 17 dniach z odległości 800 m (Blab 1986).

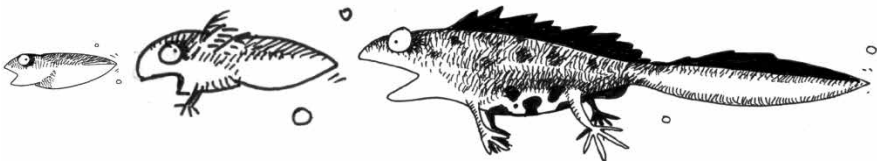
Dystans wędrówek traszek jest mniejszy niż u żab i ropuch, co wynika z ich znacznie mniejszej ruchliwości i szybkości przemieszczania się. W Niemczech maksymalny dystans, jaki zanotowano, wynosił 1290 m (Kupfer 1988). Samiec traszki przebył tę odległość po 413 dniach (9.09 – 27.10 następnego roku). Zaobserwowano też kilka osobników, które pokonały 860-1140 m. Rekordzistką pod względem szybkości była samica, która przemieściła się na odległość 950 m w 24 dni (średnio 39,5 m w ciągu dnia). Przeciętny dystans, jaki pokonuje traszka w ciągu doby wynosi 15-20 m (Müllner 1991). Jehle i Arntzen (2000), którzy prowadzili radiotelemetryczne badania traszek grzebieniastych w zachodniej Francji, dokładnie opisali ich zachowania migracyjne po opuszczeniu miejsc rozrodu. Traszkom przyczepiono mini nadajniki radiowe, co pozwoliło na ich łatwe i szybkie zlokalizowanie w terenie. Przez pierwszą noc jedna z traszek pokonała 137 m, idąc w kierunku kryjówek na łądzie, którymi były głównie nory gryzoni. W ciągu kolejnych nocy wędrowała już tylko na krótkie dystanse (poniżej 7 m), prawie wyłącznie pod ziemią, w norach. Większość badanych traszek (64%) przemieściło się na odległość 20 m od zbiornika. Wędrowały one najczęściej wśród zarośli, żywopłotów, unikając pastwisk i otwartych przestrzeni.

Młode traszki rozpoczynają wędrówkę ze zbiornika do siedlisk lądowych w połowie sierpnia, natomiast ich masowe wędrówki przypadają na pierwszą dekadę września. Ostatnie wędrujące osobniki obserwowano jeszcze pod koniec października. Zbiornik okresowy jest zwykle szybciej opuszczany niż zbiornik stały. Duży, stymulujący wpływ na migracje mają opady deszczu. U młodych, podobnie jak u dorosłych, występuje wyraźne ukierunkowanie migracji w stronę odpowiednich dla traszek biotopów i kryjówek lądowych (Kupfer 1997). W zależności od daty opuszczenia zbiornika wędrówka może odbywać się w kierunku siedlisk lądowych, w których traszki żyją przed okresem zimy lub bezpośrednio w kierunku zimowisk, jeśli wyjście z wody nastąpiło późno.

Pokarm

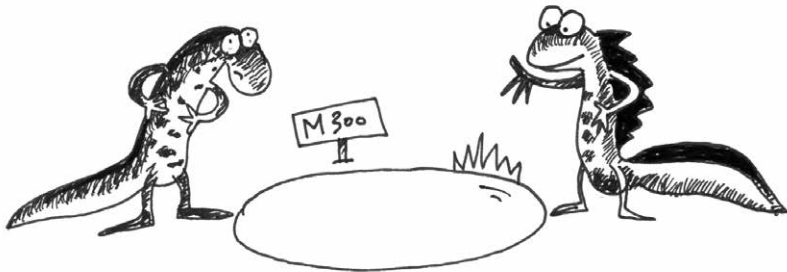
Traszki grzebieniaste, podobnie jak wszystkie dorosłe płazy, są drapieżnikami, które reagują przede wszystkim na ruch zdobyczy. Skład ich pokarmu zależy głównie od jego dostępności (łatwość złapania, duża liczebność) i wielkości (czy można połknąć), w mniejszym stopniu od gatunku ofiary. Może się on istotnie różnić w zależności od charakteru środowiska (różne typy zbiorników i biotopów lądowych ze zróżnicowaną fauną) i pory roku (różne gatunki i różne stadia rozwojowe pojawiają się w różnych okresach). Dlatego w różnych pracach można znaleźć nieraz odmienne dane.

Griffiths i Mylotte (1987) stwierdzili, że w pokarmie traszki grzebieniastej, w okresie życia wodnego, pod względem ilościowym dominowały wioślarki (*Cladocera*) i pijawki (*Hirudinea*) (po 20-25%) oraz małżoraczki (*Ostracoda*), ochetki (*Chironomidae*) i larwy płazów bezogonowych (po 8-10%). Rzadziej pojawiały się ślimaki (*Gastropoda*) i jętki (*Ephemeroptera*). Jednak zupełnie inaczej wyglądało to pod względem objętościowym - na pierwszym miejscu były pijawki (66%), następnie kijanki płazów oraz ślimaki (5-10%), znaczenie innych organizmów było marginalne. Traszka grzebieniasta chętnie zjada kijanki kumaków, żaby trawnej i wodnej oraz znacznie bardziej toksyczne od nich kijanki ropuchy szarej i ropuchy paskówki, których unikają z reguły ryby oraz inne gatunki traszek. Kijanki ropuchy szarej mogą być jej podstawowym źródłem pokarmu, jeżeli brakuje innych ofiar. Traszki grzebieniaste polują również na larwy innych traszek oraz okazy dorosłe długości 5-6 cm (Griffiths i Mylotte 1987, Thiesmeier i Kupfer 2000). Dzielne zapotrzebowanie pokarmowe jednego dużego osobnika tego gatunku wynosi 12 kijanek żaby trawnej o wadze 0,5-1,0 g (Cooke 1971). Pokarm larw jest zbliżony do pokarmu dorosłych,



główne różnice polegają na wielkości ofiar. Różnice występują także u larw różnej wielkości. Mniejsze larwy odżywiają się w 90% skorupiakami tworzącymi plankton (wioślarki, widłonogi *Copepoda*, małżoraczki), natomiast większe preferują większe zdobycze, szczególnie larwy owadów: jętek, sieciarek (*Plecoptera*), chrzączek (*Trichoptera*), ważek (*Odonata*) (Juszczyk 1987).

Znacznie mniej wiadomo o pokarmie traszki grzebieniastej w czasie życia na lądzie. Kuzmin (1995) wymienia tu przede wszystkim dżdżownice (*Lumbricidae*), nagie, bezskorupowe ślimaki, owady i ich larwy. Juszczyk (1987) podaje podobne menu, wraz z danymi ilościowymi: dżdżownice (65%), owady i ich larwy (20-60%), ślimaki (12-22%). Ze względu na dużą powolność na lądzie (w przeciwieństwie do środowiska wodnego) rzadko odżywia się znacznie szybszymi od niej płazami bezogonowymi, natomiast może zjadać małe osobniki traszki zwyczajnej. Młode traszki grzebieniaste po metamorfozie odżywiają się prawdopodobnie w dużym zakresie roztoczami (*Acari*) i skoczogonkami (*Colembolla*), co wykazano u traszki zwyczajnej w Wielkiej Brytanii (Griffiths 1996). Eksperymentalnie stwierdzono, że jedna larwa traszki grzebieniastej długości 5 cm w ciągu 10 dni zjadła 900 larw komarów (Grosse i Günther 1996).



Ekologia

Traszka grzebieniasta w czasie swojego życia wykorzystuje wiele, często bardzo odmiennych elementów środowiska. Na jej niszę ekologiczną składają się lądowe miejsca hibernacji, korytarze, którymi wędruje do miejsc rozrodu i z powrotem, stawy rozrodcze oraz biotopy lądowe, w których żyje w okresie między rozrodem a zimowaniem. Każdy z nich jest nieodzowny dla właściwego funkcjonowania jej populacji.

Biotopy wodne

Traszka grzebieniasta jest najsilniej spośród traszek krajowych związana ze środowiskiem wodnym. W zachodnich Niemczech osobniki tego gatunku pozostawały w wodzie średnio około 140 dni (samce dłużej niż samice), miesiąc dłużej niż traszki zwyczajne (Blab i Blab 1981). Podobny wynik uzyskał Müllner (1991) we wschod-

nich Niemczech (Brandenburgia). W porównaniu z traszką zwyczajną na miejsca rozrodu częściej wybiera zbiorniki większe, co nie znaczy, że nie można jej spotkać w zbiornikach małych. Generalnie gatunek ten jest bardziej wybredny w doborze miejsca rozrodu niż traszka zwyczajna. Grosse i Günther (1996) podają cechy takich zbiorników:

- średnie i większe, głębsze,
- całkowita lub częściowa ekspozycja słoneczna,
- dobrze rozwinięta roślinność, szczególnie podwodna,
- zróżnicowane dno zbiornika: zagłębienia, gałęzie, kamienie,
- brak ryb,
- bogata baza pokarmowa, szczególnie w strefie przydennej (bentos).

Blab i Blab (1981) wyznaczyli trzy elementy, które w największym stopniu wpływają na dużą liczebność traszek w zbiorniku: nasłonecznienie, wielkość oraz odpowiednia roślinność wynurzona i zanurzona. Już przy zacienieniu 20% powierzchni zbiornika zaznaczał się wyraźny spadek liczebności larw, a przy zacienieniu ponad 40% larw nie obserwowano.

Optymalna wielkość zbiorników powinna wynosić ponad 150 m², głębokość ponad 50 cm. Zbiornik taki powinien mieć twarde dno (np. glina) oraz dużą powierzchnię (około 50%) z otwartym lustrem wody, gdzie pływają larwy. Bardzo istotny jest odpowiedni skład roślinności wodnej, wśród której składane są jaja i kryją się osobniki dorosłe i larwy. W typowych dla traszki grzebieniastej zbiornikach w strefie przybrzeżnej dominują: sit rozpięchły (*Juncus effusus*), sitowie (*Scirpus*), mozga trzcinowata (*Phalaris arundinacea*). Na płycznach manna jadalna (*Glyceria fluitans*), żabieniec babka wodna (*Alisma plantago-aquatica*), pałka wąskolistna (*Typha angustifolia*) i szerokolistna (*Typha latifolia*). W strefie roślinności zanurzonej rośnie: włośnicznik wodny (*Ranunculus aquatilis*), rzęśl bagienna (*Callitriche palustris*), rdestnica pływająca (*Potamogeton natans*) i kędzierzawa (*Potamogeton crispus*). Woda w takich zbiornikach ma zwykle odczyn zasadowy lub alkaliczny (pH 7-8) (Miaud 1995, Thiesmeier i Kupfer 2000). Badania w Anglii wykazały, że traszki grzebieniaste szczególnie preferują zbiorniki, w których stopień pokrycia roślinnością przybrzeżną wynosi 25-50%, a zanurzoną 50-75% (Oldham 1994). Na dnie zbiornika muszą znajdować się wolne przestrzenie pomiędzy roślinnością, aby samce mogły odbyć skomplikowane zaloty.

Wśród 1527 zbiorników będących miejscami rozrodu traszki grzebieniastej we wschodnich Niemczech (była NRD) dominowały większe stawy różnego typu (50%), wyrobiska powierzchniowe (żwirownie, glinianki) (30%) oraz małe stawki (8%). Rzadziej zasiedlane były baseny betonowe (5%) i kanały (4%) (Schiemenz i Günther 1994).

Biotopy lądowe

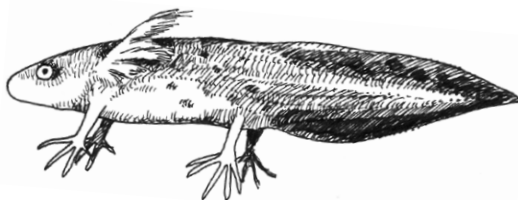
Obserwacje traszek grzebieniastych na lądzie są znacznie rzadsze niż w wodzie. Wynika to z ich bardzo skrytego trybu życia, dużego rozproszenia w terenie (w wodzie skupiają się na małej powierzchni) oraz wykorzystywania licznych i różnorodnych kryjówek. We wschodnich Niemczech spotykano je najczęściej w lasach liściastych i mieszanych (23%), ogrodach i na polach (po 13%), bagnistych łąkach i torfowiskach, odkrywkach ziemnych (10-11%), rzadziej na łąkach (6%) i w lasach iglastych (5%) (Schiemenz i Günther 1994). Wysoka częstość ich występowania w ogrodach wynika prawdopodobnie z faktu, że duża liczba obserwacji pochodziła z rejonu Berlina, gdzie ten gatunek jest stosunkowo pospolity.

Zbiorniki zasiedlone przez traszki grzebieniaste najczęściej położone są w widnych lasach liściastych lub w ich sąsiedztwie (w odległości do 200 m), na łąkach, terenach rolniczych, w sąsiedztwie zarośli i zadrzewień (Thiesmeier i Kupfer 2000).

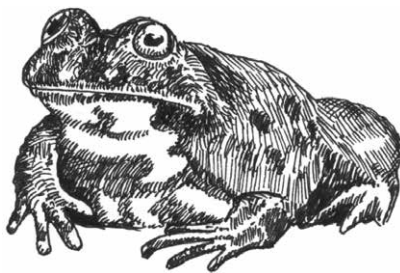
Wrogowie

W fazie wodnej dorosłe traszki grzebieniaste są zjadane przez różne gatunki ryb, szczególnie okonia (*Perca fluviatilis*), szczupaka (*Esox lucius*), dlatego, tak jak inne traszki, wyraźnie unikają zbiorników przez nie zamieszkanym. Polują na nie również zaskrońce (*Natrix natrix*), kaczki. Na larwy traszek polują ci sami drapieżnicy oraz osobniki dorosłe różnych gatunków traszek oraz szereg owadów wodnych i ich larw (Thiesmeier i Kupfer 2000). Spektrum drapieżników jest tu bardzo zbliżone jak w przypadku kijanek kumaka nizinnego.

Na lądzie traszki grzebieniaste padają najczęściej ofiarami ptaków, szczególnie bocianów (*Ciconiidae*) i czapli (*Ardeidae*). Kabisch i Belter (1968, według Thiesmeier i Kupfer 2000) wymieniają 19 gatunków ptaków, w których pokarmie stwierdzono różne gatunki traszek, m.in. myszołowa (*Buteo buteo*), rybołowa (*Pandion haliaetus*), czaple (*Ardea*), bąka (*Botaurus stellaris*). Najprawdopodobniej lista ptasich drapieżników jest znacznie dłuższa. Do wrogów traszek można zaliczyć jeże (*Erinaceus*), borsuka (*Meles meles*), zaskrońca i rzęsorka rzeczka (*Neomys fodiens*). Młode traszki mogą być atakowane również przez chrząszcze biegaczowate (*Carabidae*) (Thiesmeier i Kupfer 2000).



KUMAK NIZINNY



Systematyka

- Gromada: płazy *Amphibia*
Rząd: płazy bezogonowe *Anura*
Rodzina: ropuszkowate *Discoglossidae*
Rodzaj: kumak *Bombina*
Gatunek: kumak nizinny *Bombina orientalis*

Kumak nizinny (*Bombina orientalis* Linnaeus, 1761) jest przedstawicielem rzędu płazów bezogonowych, który obejmuje 88% (5412 gatunków) wszystkich żyjących gatunków tej gromady. Do rodziny ropuszkowatych (= krągłojęzycznych) (*Discoglossidae*) należą jedne z najbardziej pierwotnych płazów wśród obecnie żyjących gatunków. Najważniejsze różnice pomiędzy nimi a powszechnie znanymi żabami, należącymi do najbardziej rozwiniętych płazów współczesnych, są widoczne przede wszystkim w budowie szkieletu. Ropuszkowate mają 8 kręgów przedkrzyżowych tyłokłęsłych, które są charakterystyczne dla płazów ogoniastych i krokodyli (u żab 8 kręgów przodokłęsłych), częściowo wykształcone żebra, podobnie jak płazy ogoniaste (u żab żeber brak). Ich język jest dyskowaty, przyrośnięty do dna jamy gębowej, dlatego nie może być wyrzucany na zewnątrz w czasie polowania, tak jak u żab. Ubarwienie grzbietu jest typu maskującego, szare, brązowe lub zielone bez jaskrawych plam, na brzuchu występują kolorowe plamy (Sura 1999, AmphibiaWeb 2006).

Znane są 22 gatunki o długości ciała 4-8 cm. Większość z nich prowadzi wodny tryb życia. Ropuszkowate zamieszkują przede wszystkim Europę (13 gatunków z rodzaju *Alytes*, *Bombina* i *Discoglossus*) oraz Azję (*Barbourula*, *Bombina* i *Discoglossus*) i Afrykę Północną (*Alytes*, *Discoglossus*). Według niektórych systematyków do rodziny *Discoglossidae* zaliczane są tylko rodzaje *Alytes* i *Discoglossus*, a *Barbourula* i *Bombina* należą do nowej rodziny *Bombinatoridae* (Sura 2005, AmphibiaWeb 2006).

Do rodzaju *Bombina* zaliczanych jest 8 gatunków: 5 żyjących w Azji oraz 3 w Europie: kumak nizinny, kumak górski i *Bombina pachypus* z Włoch. Grzbiet jest u nich szary, brązowy lub zielony, bez jaskrawych plam. Barwa brzucha ciemna z jaskrawymi plamami czerwonymi, pomarańczowymi lub żółtymi. Błony bębenkowe są niewidoczne, nie występują gruczoly przyuszne (parotydy), charakterystyczne dla ropuch. Małe oczy mają źrenice w kształcie trójkątnym lub sercowatym. Skóra chropowata z licznymi brodawkami (Fot. 34).

Zagrożone wykorzystują jaskrawe ubarwienie do odstraszenia drapieżnika – wyginają ku górze przednią i tylną część ciała oraz wszystkie kończyny, ukazując koloro-

we płamy (Fot. 35). Ciało przybiera wtedy kształt łuku lub kołyski. Jest to tzw. refleks kumaka, w niektórych podręcznikach opisywany błędnie jako przewracanie się na grzbiet. W ich skórce znajdują się liczne, stosunkowo duże gruczoły jadowe (Fot. 36) zawierające silne toksyny o właściwościach hemolitycznych i bakteriostatycznych.

U kumaków występuje amplexus typu pachwinowego (= inguinalnego): samiec chwytá samicę przednimi kończynami nie tak jak u wielu żab i ropuch pod pachami, ale w dolnej części jej ciała, ponad obręczą miednicową – „w pasie”.

Rozmieszczenie geograficzne

Kumak nizinny jest niżowym gatunkiem europejskim. Występuje głównie w Europie środkowej i wschodniej. Jego zasięg rozciąga się od Danii i wschodnich Niemiec na zachodzie do Uralu na wschodzie oraz od środkowej Łotwy i południowej Szwecji na północy, do Turcji na południu (Nöllert i Nöllert 1992).

Zachodnia i południowa granica zasięgu kumaka nizinnego biegnie przez wschodnie Niemcy, zachodnie Czechy, wschodnią Austrię, dolinę Dunaju, do europejskiej części Turcji. Jego zasięg obejmuje również niewielki, izolowany obszar w azjatyckiej części tego kraju. Kolejnym miejscem występowania tego gatunku w Azji może być Kazachstan, jednak jego rozmieszczenie w tym kraju jest słabo poznane (AmphibiaWeb 2006).

Zasięg pionowy kumaka nizinnego rzadko przekracza 250 m n.p.m. W Niemczech dochodzi do 300 m, a jego najwyżżej położone stanowiska znane są z Czech z wysokości 730 m (Günther i Schneeweiss 1996).

W Polsce kumak nizinny występuje w całej nizinnej części kraju, do wysokości 250 m n.p.m. Żyje w Górach Świętokrzyskich, a dolinami rzek może przenikać w niższe partie pogórza. Nie występuje w Sudetach i Karpatach. Jego zasięg w południowej Polsce, rozciągający się wzdłuż pogórza Karpat, styka się z zasięgiem blisko spokrewnionego z nim kumaka górskiego. W strefie kontaktu obu gatunków kumaków często dochodzi do ich krzyżowania się (hybrydyzacji), którego wynikiem jest powstawanie żywotnych mieszańców. Mieszańce te mogą występować tylko w strefie pokrywania się zasięgów obu gatunków, która ma szerokość około 10 km (Szymura 2003, 2004). Mieszańce mają cechy pośrednie rodziców, dlatego są trudne do oznaczenia tylko na podstawie morfologii.

Status gatunku

Status gatunku w Europie

W raporcie IUCN (Kuzmin i in. 2004) trend populacyjny kumaka nizinnego, podobnie jak dla traszki grzebieniastej, został określony jako spadkowy. Również w

tym przypadku w pewnych regionach Europy sytuacja tego gatunku nie jest jeszcze alarmująca, np. na terenach zalewowych Dunaju oraz w jego delcie jest nadal pospolity i stosunkowo liczny. W najgorszej kondycji biologicznej znajdują się jego populacje w północnej części zasięgu, m.in. w Polsce, gdzie jest gatunkiem zanikającym, o małej liczebności. Autorzy raportu IUCN zaznaczają jednak, że mimo wielu regionalnych zagrożeń, kumak nizinny nie jest jeszcze gatunkiem zagrożonym wyginięciem w skali globalnej. Podobnie jak traszka grzebieniasta kumak nizinny został umieszczony na czerwonej liście IUCN w kategorii LR (lower risk) – gatunków niskiego ryzyka (Tab. 8).

Jednak sytuacja populacji kumaka nizinnego w krajach znajdujących się na północnym skraju jego zasięgu jest trudna. W Szwecji wymarł w 1960 r. z powodu rozwoju rolnictwa i gospodarczej działalności człowieka. W 1982 r. został reintrodukowany w południowej Szwecji (Skania). Co ciekawe - materiał do introdukcji pochodził z Danii, gdzie sytuacja tego gatunku do niedawna była wręcz krytyczna. Dlatego Duńczycy nie zgodzili się na przekazanie dorosłych okazów, tylko 300 jaj! Dla większego bezpieczeństwa jaja zbierano w ciągu trzech lat, w trzech różnych populacjach (to zwiększyło z kolei zmienność genetyczną w przyszłej szwedzkiej populacji). W 1990 r. w Skanii były 54 stawy zasiedlone przez kumaki, w sumie żyło w nich ponad 300 dorosłych osobników, jednak tylko w trzech stawach zaobserwowano przeobrażone osobniki. W 1993 r. – 75 stawów, jednak liczba dorosłych nie zwiększyła się znacząco, a tylko w 7 zbiornikach odnotowano przeobrażone (Andren i Nilson 1995).

W Danii kumak nizinny został uratowany przed wyginięciem w ostatnim momencie. Jego sytuacja pogorszyła się zdecydowanie po II wojnie światowej, wraz z intensyfikacją rolnictwa. W 1950 r. było 45 stanowisk, w 1974 r. – 20, a w 1986 już tylko 7. Był to ostatni moment na uratowanie tego gatunku. Od tego roku rozpoczęto intensywne działania ochronne i powstrzymano jego zanik. Tak dramatyczny spadek liczebności kumaka nastąpił mimo tego, że już w 1950 r. w Danii małe zbiorniki, w których występował, były pod ochroną jako pomniki przyrody. Była to jednak wyłącznie ochrona bierna, na papierze. Nie podjęto żadnych aktywnych działań i 30 lat później kumak znalazł się na granicy zagłady (Fog 1996).

W Niemczech kumak nizinny należy do gatunków najbardziej zagrożonych i występuje głównie we wschodniej części kraju. Na czerwonej liście zwierząt znalazł się w kategorii „zagrożony wymarciem”, razem z tak rzadkimi gatunkami jak żółw błotny (*Emys orbicularis*) i wąż Eskulapa (*Elaphe longissima*). Jeszcze więcej o jego sytuacji w tym kraju mówią czerwone listy poszczególnych landów. Występuje tylko w 8 landach: w 4 jest zagrożony wymarciem, a w 4 silnie zagrożony (Beutler i in. 1998). Najliczniejsze populacje tego gatunku żyją we wschodnich Niemczech, jednak również tam zaznacza się wyraźny zanik jego populacji (Schneeweiss 1996). Do połowy lat 90. kumak nizinny został stwierdzony na terenie obejmującym 25% obszaru Niemiec wschodnich. Jego najliczniejsze stanowiska znane są z Meklemburgii-Pomorza Przedniego. Opiszano stamtąd 6 populacji liczących 1000-5000 osobników.

Dla porównania: największe populacje znane z Brandenburgii i Saksonii liczą 200-500 osobników (Günther i Schneeweiss 1996). Liczba wszystkich populacji liczących ponad 100 osobników wynosiła 15, co świadczy o bardzo małej liczebności tego gatunku w Niemczech.

Tab. 8. Międzynarodowy i krajowy status prawny kumaka nizinnego (*Bombina bombina*) (Głowaciński 2002, Szymura 2003, zmienione)

przepis prawny lub czerwona lista	kategoria
świat Konwencja Berneńska Dyrektywa Siedliskowa UE Czerwona Lista IUCN	załącznik 2 załącznik 2 i 4 LR/lc
Polska ochrona gatunkowa Polska Czerwona Lista Polska Czerwona Księga	ochrona ścisła DD nie jest wpisany

Objaśnienia:

Konwencja Berneńska o ochronie europejskiej fauny i flory oraz ich naturalnych siedlisk:

- załącznik 2 - obejmuje gatunki bardzo zagrożone i ściśle chronione.

Dyrektywa Siedliskowa Unii Europejskiej:

- załącznik 2 - obejmuje gatunki, których utrzymanie wymaga ochrony właściwych im siedlisk i wyznaczenia specjalnych obszarów ochrony,

- załącznik 4 - obejmuje gatunki wymagające ochrony ścisłej.

Czerwona Lista IUCN (The World Conservation Union - Międzynarodowa Unia Ochrony Przyrody):

- kategoria zagrożenia LR/lc (lower risk/least concern) - obejmuje gatunki niższego ryzyka/mniejszej troski.

Polska Czerwona Lista:

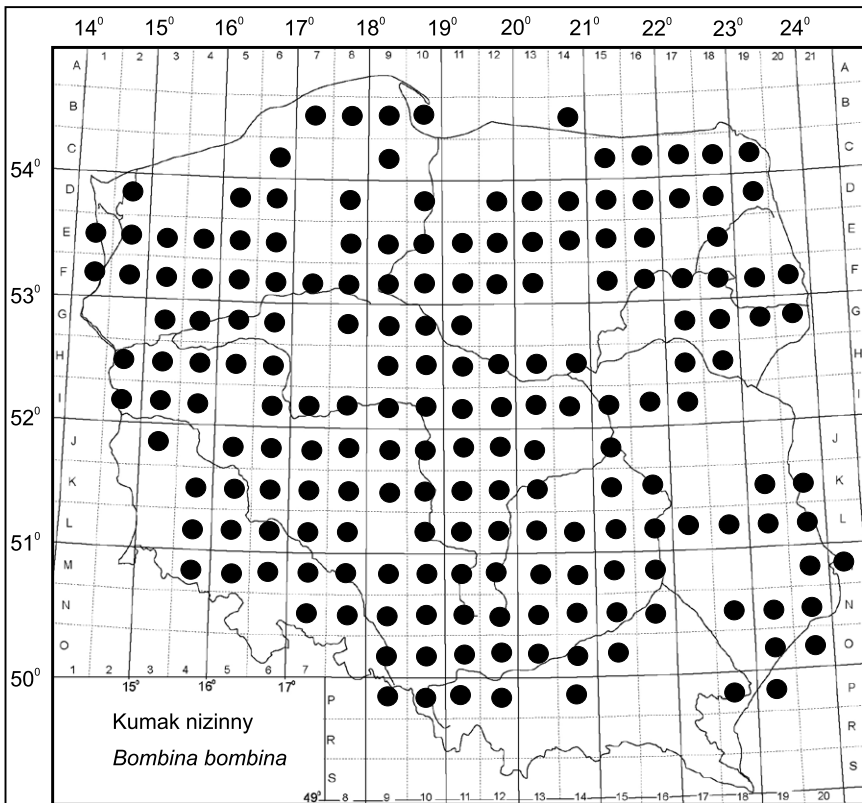
kategoria DD (data deficient) - obejmuje gatunki o słabo rozpoznanym statusie.

Status gatunku w Polsce

Już w latach 80. ubiegłego wieku zwrócono uwagę na zanik populacji kumaka nizinnego w Polsce. Młynarski (1987) pisał, że sytuacja tego gatunku (podobnie jak i kumaka górskiego) przedstawia się „katastrofalnie”, ponieważ liczebność jego populacji w skali kraju spadała w ostatnich latach o „około 90%”, głównie w wyniku chemizacji środowiska. Berger (1987) z kolei zwracał uwagę na wyraźny spadek jego liczebności w krajobrazie rolniczym Wielkopolski w okresie 1965-1985. W Krakowie-Mydlnikach stwierdzono trzykrotny spadek liczebności kumaka nizinnego (z 740 do 250) w latach 1973-1988 r. (Schimscheiner 1990).

Podobnie jak w przypadku traszki grzebieniastej brak jest w literaturze opracowań charakteryzujących zmiany w populacjach kumaka na przestrzeni wielu lat lub na dużych obszarach. Trudno więc stwierdzić, czy białe plamy na najbardziej ak-

tualnej mapie jego rozmieszczenia przedstawionej w Atlasie rozmieszczenia płazów i gadów Polski (Szymura 2003), są wynikiem faktycznego braku kumaka na wielu obszarach, czy wynikają tylko z małej intensyfikacji badań faunistycznych. Brak kumaka zaznacza się szczególnie wyraźnie na północy oraz w południowo-wschodniej Polsce. Według danych z Atlasu kumak nizinny został stwierdzony w 183 dużych kwadratach (powierzchnia 1250 km²), obejmujących 64% powierzchni kraju (Ryc. 17). W zachodniej Polsce gatunek ten stwierdzono w 74 kwadratach, czyli na 60% powierzchni.



Ryc. 17. Rozmieszczenie kumaka nizinnego (*Bombina orientalis*) w Polsce (Szymura 2003, zmienne)

Na obecnym etapie badań trudno jest określić aktualny stan populacji kumaka nizinnego w Polsce, można jedynie przedstawić dane fragmentaryczne, dotyczące obszarów, na których badania prowadzono na szerszą skalę. Dla porównania przedstawiono również dane dotyczące najpospolitszych gatunków płazów: ropuchy szarej



Fot. 34. Kumak nizinny (fot. Sylwia Sikora)



Fot. 35. Refleks kumaka nizinnego ma na celu odstraszenie drapieżnika (fot. Maciej Bonk)



Fot. 36. W okresie godowym ciemne plamy na grzbiecie samca kumaka nizinnego mogą wybarwiać się na zielono. Małe czarne kropki to ujścia gruczołów jadowych (fot. Joanna Mazgajska)



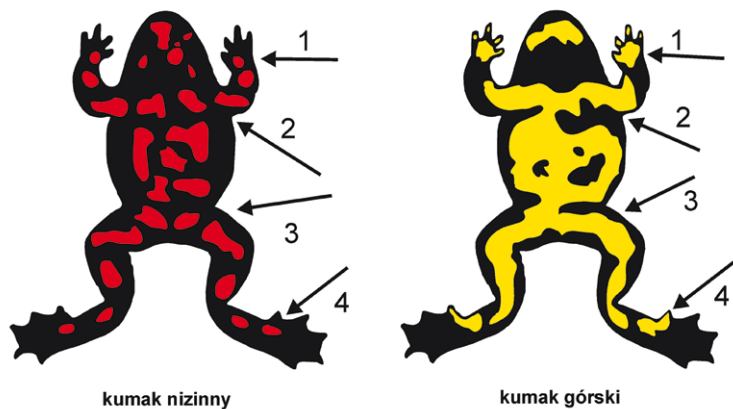
Fot. 37. Gruczoły jadowe u kumaka są również liczne na brzusznej stronie ciała (fot. Joanna Mazgajska)



Fot. 38. Brzuszną stronę ciała kumaka nizinnego pokrywają z reguły czerwone lub pomarańczowe plamy, które zajmują mniej niż połowę jej powierzchni (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 39. U niektórych osobników kumaka nizinnego plamy mogą być żółte (fot. Lars Briggs)



Fot. 40. Różnice w plamistości brzusznej strony ciała kumaka nizinnego i górskiego (Nöllert i Nöllert 1992, zmienione)



Fot. 41. Przez przezroczystą skórę kijanki kumaka widać narządy wewnętrzne (fot. Norbert Schneeweiss)



Fot. 42. Patrząc z góry trudno jest odróżnić tego kumaka górskiego od kumaka nizinnego (fot. Mariusz Rybacki)

i żaby trawnej (Tab. 9). Widać, że wszędzie kumak jest najmniej częstym płazem, szczególnie na terenach intensywnie uprawianych rolniczo: Park Chłapowskiego – 17% (jeden z najrzadszych gatunków na tym terenie) i Cybinka – 23% (Rybacki i Berger 1997, Rybacki i Maciantowicz 2006).

Tab. 9. Częstość występowania kumaka nizinnego (*Bombina bombina*) w różnych regionach Polski (w kolejności prezentowania wyników: Juszczyk i in. 1989, 1988, Zieliński i Hejduk 2000, Rybacki i Berger 1997, Rybacki i Maciantowicz 2006)

Region Polski (liczba wszystkich badanych stanowisk)	Procentowy udział stanowisk		
	kumak nizinny	ropucha szara	żaba trawna
tereny nadwiślańskie między Oświęcimiem a Sandomierzem (64)	53%	92%	95%
Niecka Nidziańska (143)	63%	93%	99%
Polska centralna (łódzkie) (180)	50%	62%	65%
Park Krajobrazowy im. gen. Chłapowskiego (powiat Kościan - wielkopolskie) (150)	17%	43%	49%
dolina Odry w rejonie Cybinki (powiat słubicki - lubuskie) (44)	23%	59%	36%

Morfologia

Osobniki dorosłe

Kumak nizinny jest małym płazem, zewnętrznie przypominającym ropuchę (stąd polska nazwa rodziny – ropuszkowate). Długość jego ciała rzadko przekracza 5 cm. Według Juszczyka (1987) wielkość osobników dojrzałych płciowo występujących w Polsce wynosi od 2,6 cm do 5,7 cm, przy czym większość osobników osiąga długość 4-5 cm. Pod względem wielkości kumak nizinny należy – obok kumaka górskiego i rzekotki drzewnej – do najmniejszych płazów krajowych. Maksymalne rozmiary osobników tych trzech gatunków mieszczą się w przedziale 5-6 cm.

Ciało kumaka nizinnego jest wyraźnie grzbieto-brzusnie spłaszczone. Głowa jest również płaska, pysk jest zaokrąglony. Żrennice są sercowate. Tyłne odnóża są krótkie, błony pławne słabo wykształcone, nie sięgają do końca palców, tak jak u niektórych żab. Taka budowa tylnych kończyn powoduje, że kumaki nie są dobrymi pływakami.

Skóra grzbietu jest chropowata, z wyraźnymi, płaskimi brodawkami, widoczne są na niej ciemne ujścia licznych gruczołów jadowych (Fot. 36). Barwa grzbietu jest z reguły mało kontrastowa, najczęściej w różnych odcieniach od popielatej do ciemnobrązowej. Na tym tle znajdują się małe, najczęściej owalne plamki, ciemniejsze od tła. Są one rozmieszczone symetrycznie, nad łopatkami w postaci dwóch parzystych łuków. Rzadko spotykane są osobniki o zabarwieniu zielonkawym. Ubarwienie tła grzbietu może zmieniać się u tego samego osobnika w zależności od warunków siedliskowych.

Brzuszną stronę ciała kumaka nizinnego jest ciemnogrnatowa z jaskrawymi plamami różnej wielkości o barwie czerwonej, pomarańczowej, rzadko żółtej które z reguły są małe i rozdzielone od siebie (Fot. 37-39). Takie jaskrawe plamy na brzuchu wśród krajowych płazów występują tylko u kumaka górskiego i nizinnego, więc gatunki te można łatwo odróżnić od innych płazów. Kolorowe plamy znajdują się również na wewnętrznej stronie kończyn, natomiast końce palców są z reguły bez plam. Najważniejszymi cechami plamistości brzusznej strony ciała kumaka nizinnego jest brak połączeń pomiędzy plamami piersiowymi i ramieniowymi oraz miednicowymi i udowymi brzuszными (Fot. 40, tab. 10). Jaskrawe plamy zajmują mniej niż połowę brzusznej powierzchni ciała. Na grzbiecie i brzuchu rozmieszczone są również niewielkie białawe plamki. Ujścia gruczołów jadowych, licznie występujące również na stronie brzusznej, są szczególnie dobrze widoczne na tle czerwonych plam.

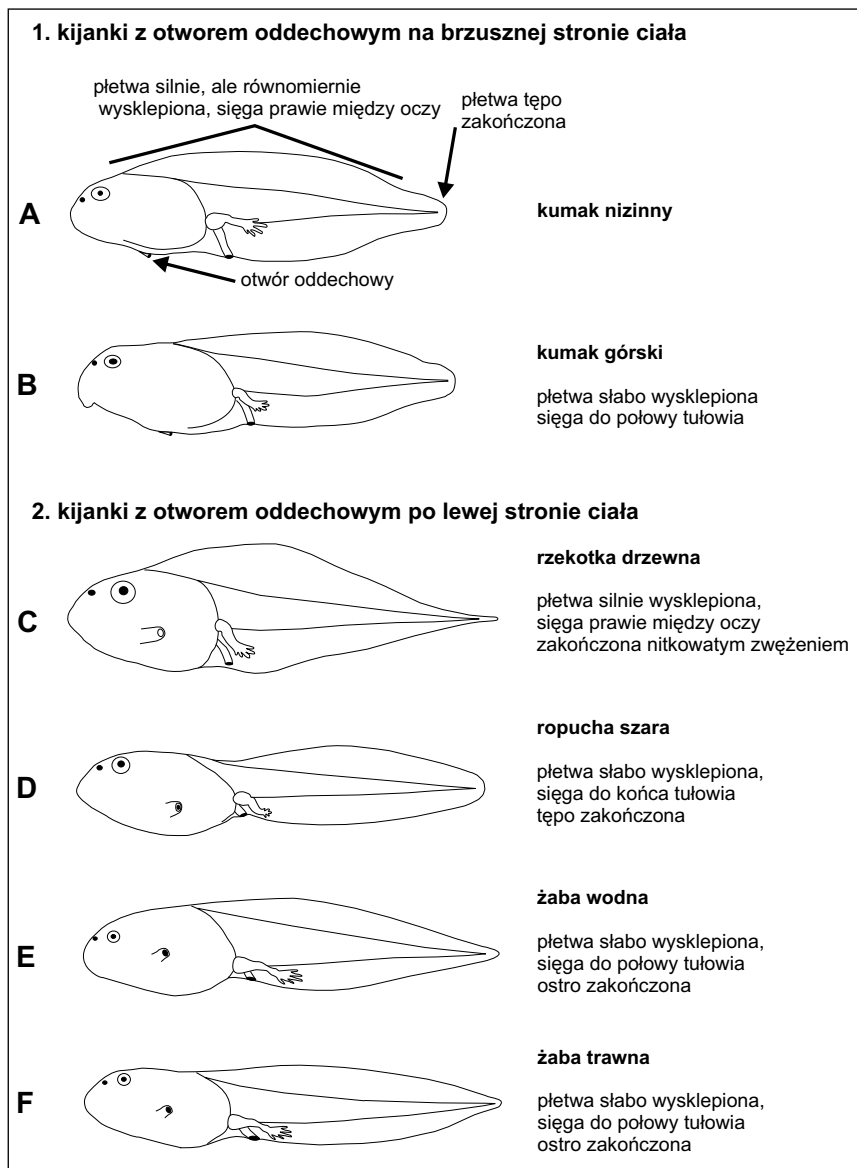
Dymorfizm płciowy

Dymorfizm płciowy jest słabo wykształcony. Do najważniejszych cech dymorficznych należą wewnętrzne, parzyste rezonatory (worki powietrzne) oraz modzele godowe u samców. Rezonatory umieszczone są pod skórą, w dolnej części jamy gębowej i służą do zwiększania siły głosu samca.

Ciemne, często czarne, szorstkie modzele godowe znajdują się na wewnętrznej stronie przedramienia oraz na 1. i 2. palcu przedniej kończyny. Widoczność modzeli jest uzależniona od koloru grzbietowej strony ciała kumaka. Dzięki nim samiec może łatwiej utrzymać samicę, której skóra jest śliska. U niektórych osobników są one słabo widoczne i łatwo można je przeoczyć przy pobieżnym oglądaniu płaza.

W okresie godowym ciało samca zwiększa swoją objętość w wyniku gromadzenia limfy w workach limfatycznych położonych pod skórą – dzięki temu samiec jest większy i atrakcyjniejszy dla samicy. U niektórych samców, które są w amplexus zmienia się barwa grzbietowej części ciała: tło jaśnieje, a ciemne plamki wybarwiają się na zielono (Fot. 36).

Kijanka

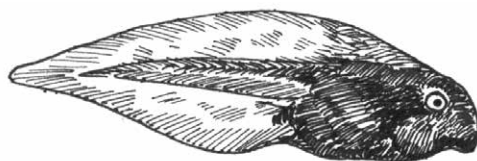


Ryc. 18. Różnice pomiędzy kijanką kumaka nizinnego (A) i kijankami innych płazów bezogonowych (B-F) (Günther 1996, zmienione)

Kijanki kumaków nizinnych po opuszczeniu osłonek jajowych mają długość 5-8 mm, a w stadium maksymalnego rozwoju 4,5-5 cm (Juszczak 1987). W przeciwieństwie do traszek najpierw pojawiają się u nich kończyny tylne, a przednie dopiero na krótko przed metamorfozą. Cechą charakterystyczną kijanek kumaków jest otwór oddechowy (spiraculum) znajdujący się na brzusznej stronie ciała (Ryc. 18A,B). Cecha ta pozwala na łatwe odróżnienie ich od kijanek innych krajowych płazów bezogonowych, u których otwór oddechowy znajduje się po lewej stronie ciała (Ryc. 18C-F). Płetwa ogonowa rozpoczyna się tuż za oczami i jest dość mocno wysklepiona. Są to cechy, które wśród kijanek naszych płazów występują tylko u rzekotki drzewnej (Ryc. 18C). Płetwa jest tępo zakończona, podobnie jak u ropuchy szarej (Ryc. 18D), a w przeciwieństwie do żab (Ryc. 18.E-F). Ciało kijanki jest oliwkowo-popielate, a na płetwie ogonowej występuje charakterystyczna siatka ciemnych komórek barwnikowych - melanoforów. Powłoki ciała są w dużym stopniu przezroczyste i widać przez nie narządy wewnętrzne (Fot. 41). Po bokach kręgosłupa biegną dwa szerokie, brązowe pasma melanoforów.

Możliwość pomylenia z innymi gatunkami

Jedynym krajowym gatunkiem blisko spokrewnionym i podobnym morfologicznie do kumaka nizinnego jest kumak górski. Ponieważ kumak górski występuje na wyżynach i w górach, do pomyłki może dojść praktycznie tylko na obszarach, gdzie zasięgi obydwu gatunków stykają się. Najważniejsze różnice morfologiczne pomiędzy tymi gatunkami przedstawiono w tabeli 10. Generalnie kumaki nizinne mają plamy brzuszne w bardziej intensywnych kolorach (czerwone, pomarańczowe) niż kumaki górskie (żółte), ale plamy te zajmują mniejszą część brzusznej powierzchni ciała, w przeciwieństwie do drugiego gatunku (Fot. 40). Cecha dotycząca barwy plam brzusznych może być nieraz myląca, ponieważ niektóre kumaki nizinne mogą mieć plamy żółte, a niektóre górskie plamy pomarańczowe. Dużo większe znaczenie ma cecha dotycząca łączenia się lub nie plam w różnych regionach brzusznej strony ciała (Szymura 2004). Obydwa gatunki kumaków trudno jest natomiast odróżnić z pewnej odległości, patrząc tylko na grzbietową stronę ciała (Fot. 42). Samce kumaka górskiego wydają znacznie cichszy głos niż samce kumaka nizinnego, ponieważ nie mają worków powietrznych w dnie jamy gębowej.



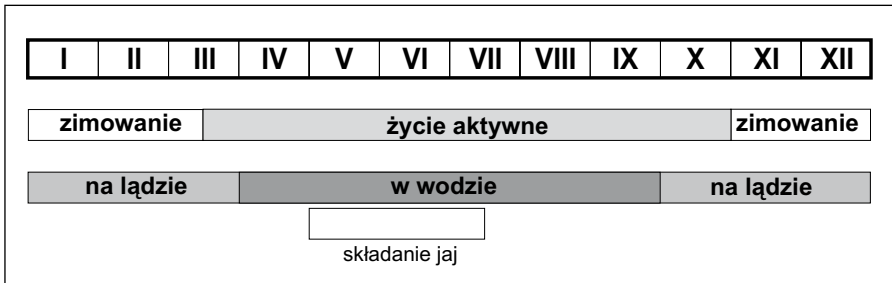
Tab. 10. Najważniejsze różnice morfologiczne pomiędzy osobnikami kumaka nizinnego *Bombina bombina* i kumaka górskiego *B. variegata* (porównaj fot. 40)

Cecha	Kumak nizinny	Kumak górski
brodawki na grzbiecie	płaskie	ostre
plamy na brzusznej stronie	zwykle czerwone lub pomarańczowe, zajmują mniej niż 50% powierzchni brzucha	zwykle żółte, zajmują więcej niż 50% powierzchni brzucha
plamy dłoni (Fot. 40-1)	nie dochodzą do najkrótszego palca	obejmują też najkrótszy palec
plamy piersiowe i ramieniowe (Fot. 40 -2)	nie łączą się	łączą się
plamy miednicowe i udowe (Fot. 40 -3)	nie łączą się	łączą się
końce najkrótszych palców kończyn (Fot. 40-4)	nie wybarwione	wybarwione

Biologia

Rozmnażanie

Kumaki nizinne budzą się ze snu zimowego w pierwszej połowie kwietnia (Ryc. 19). Okres zimy spędzają w różnych kryjówkach na łądzie (nory, szczeliny). Do godów przystępują najczęściej pod koniec kwietnia, gdy temperatura w zbiornikach wodnych wzrośnie do około 15°C. Ważnym stymulatorem godów są również wiosenne deszcze. Aktywność godową kumaka nizinnego, podobnie jak w przypadku innych płazów bezogonowych, można podzielić na trzy główne fazy: wydawanie przez samce głosów przywabiających samice (połowa kwietnia), łączenie się w pary (koniec kwietnia) oraz masowe składanie jaj (początek maja) (Juszczyk 1987). Oczywiście terminy te w różnych latach mogą ulegać przesunięciom w czasie, w zależności od temperatury powietrza i wody wczesną wiosną.

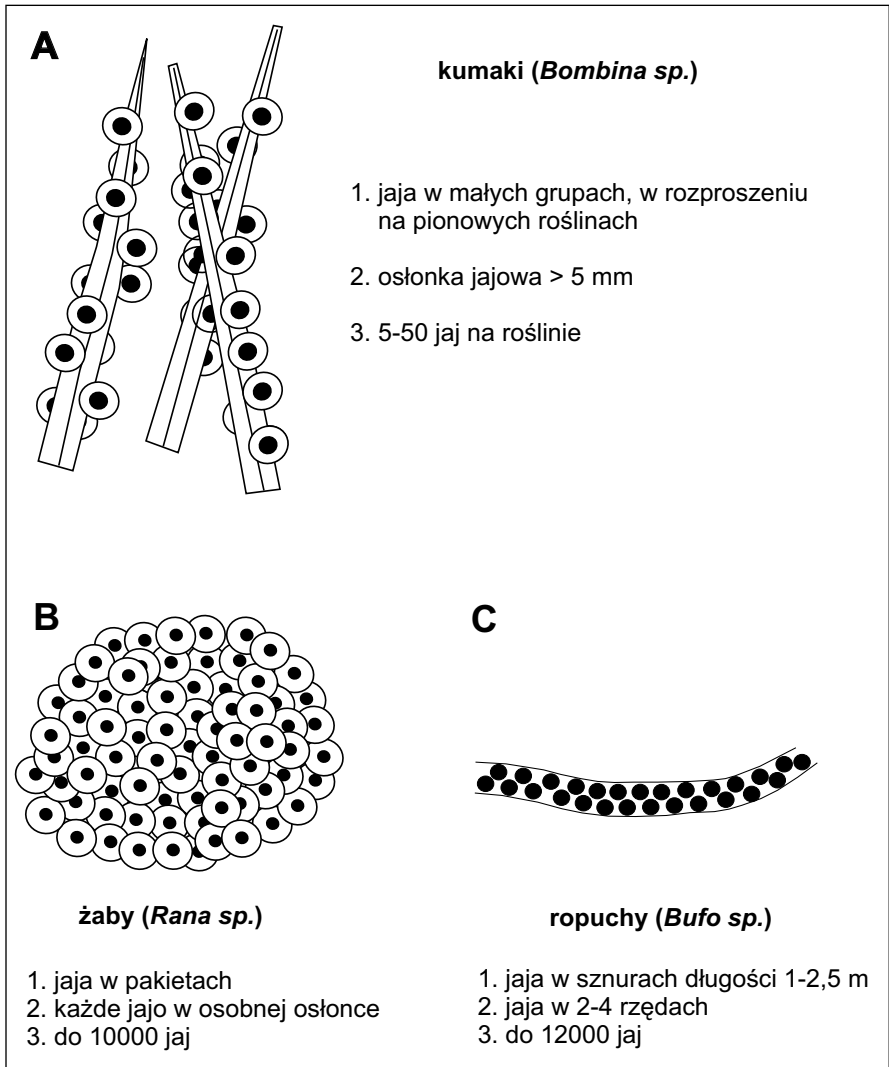


Ryc. 19. Aktywność kumaka nizinnego w cyklu rocznym

Samce wabią samice dość donośnym głosem przypominającym niski, monotony dźwięk *kum-kum*. W czasie wydawania głosów unoszą się na powierzchni wody i wyglądają jak „napompowane balony”. Objętość ich ciała zwiększa się nawet kilkakrotnie w wyniku silnego napełnienia płuc powietrzem, które przedostaje się do worków powietrznych w dole jamy gębowej, dzięki czemu głos samca jest donośniejszy. Widok takiego „nadętego” samca jest trochę groteskowy, gdy porównamy go z nieaktywnym samcem lub samicą. Różnice w wielkości są tak duże, że ktoś, kto nie zna tego aspektu biologii kumaków nizinnych może uznać samce wydające głos za osobniki innego gatunku. Głos pojedynczego samca w sprzyjających warunkach może być słyszalny z odległości kilkuset metrów, natomiast dźwięk głosu wielu samców tworzących chór jest bardzo donośny i słychać go nawet 1-2 kilometry od miejsca rozrodu.

W okresie rozrodu samce kumaków wykazują silny terytorializm. Ich areał osobniczy obejmuje 1-2 m² powierzchni lustra wody. Jeśli inny samiec zbliży się na odległość mniejszą niż jeden metr dochodzi do walki i podtapiania intruza (Engel 1996).

Po połączeniu się w amplexus samiec i samica pozostają nawet przez kilka godzin w bezruchu. Składanie jaj jest poprzedzone penetrowaniem płyczn zbiornika w poszukiwaniu odpowiedniego miejsca i rośliny. Miejsce i roślinę wybiera samica. Składa ona jaja najczęściej na roślinach rosnących pionowo w niezbyt dużym zagęszczeniu. Wynika to z wyjątkowego - wśród naszych płazów krajowych - mechanizmu składania jaj. Po wyborze odpowiedniej rośliny samica zaczyna składać jaja okręcając się wokół rośliny z góry do dołu (Engel 1996). Jaja są składane na roślinie w rozproszeniu, w małych pakietach od kilku do kilkudziesięciu sztuk (średnio 32) (Ryc. 20). Taki sposób składania jaj w niczym nie przypomina naszych ropuch, które składają jaja w długich sznurach i żab, których skrzek tworzy duże, zwarte pakiety liczące do kilku tysięcy jaj. Średnica jaja kumaka wynosi około 1,5-2 mm, a razem z galaretowatą otoczką 7-8 mm. Liczba jaja składanych przez samice nie przekracza z reguły 500, rzadko dochodzi do 1000 (Juszczak 1987, Günther i Schneeweiss 1996).



Ryc. 20. Różnice pomiędzy jajami kumaków, żab i ropuch (Berger L. 2000, zmienione)

Pora godowa kumaków nizinnych jest rozciągnięta w czasie. Jaja są składane przez kilka miesięcy w kilku wyraźnie oddzielonych okresach trwających od kilku dni do kilku tygodni, przy czym pierwszy, wiosenny okres składania jest zawsze najdłuższy (Engel 1996). Ostatnie jaja mogą zostać złożone nawet w połowie sierpnia (Juszczak 1987).

Rozwój larwalny i metamorfoza

Z jaj po 4-10 dniach, w zależności od temperatury, wylęgają się kijanki o długości 5-8 mm. Okres rozwoju kijanek trwa około 3 miesięcy.

Termin metamorfozy jest zależny od daty złożenia jaj oraz od warunków termicznych w okresie rozwoju kijanek. Po przeobrażeniu, które najczęściej ma miejsce w lipcu, długość małych kumaków wynosi 10-15 mm (Juszczuk 1987). Ich cechą charakterystyczną jest rozkład plam inny niż u dorosłych: jaskrawe plamy pojawiają się najpierw na kończynach oraz na przedniej i tylnej części ciała, a dopiero później na brzuchu. Jest to uwarunkowane występowaniem mechanizmu obronnego, omówionego wcześniej refleksu kumaka (Fot. 35).

Ponieważ kumaki mogą składać jaja nawet w sierpniu, nie wszystkie kijanki zdążą się przeobrazić i z reguły giną na początku zimy.

Młode kumaki, przed pierwszym zimowaniem osiągają długość 2,5 cm. W następnym roku, w lecie (gdy ukończą pierwszy rok życia), dorastają do 3-4 cm i w tym czasie są już dojrzałe płciowo, jednak rzadko biorą udział w godach. Rozmnażają się zwykle po drugim zimowaniu. Część kumaków, która przeobraziła się wcześniej i rozwijała w korzystnych warunkach termicznych i środowiskowych, może przystąpić do godów już po pierwszym zimowaniu (Günther i Schneeweiss 1996).

W warunkach naturalnych kumaki nizinne mogą żyć do 10 lat (Garanin 1983). Prawdopodobnie okres ten może być dłuższy, gdyż ich najbliższy krewniak kumak górski stosunkowo często osiąga wiek 20 lat (Płytycz i Bigaj 2004). Potwierdzają to dane Denisowej (1969), która pisze, że kumak nizinny przeżył w hodowli 29 lat.

Aktywność dobową i sezonową

Kumak nizinny prowadzi bardziej wodny tryb życia niż żaby zielone, nazywane również wodnymi (żaba śmieszka, wodna i jeziorkowa), które również większą część roku spędzają w wodzie. Jednak żaby zielone częściej przebywają na brzegu, w miejscach, w których mogą się wygrzewać i czatować na ofiary, natomiast dorosłe kumaki nie wygrzewają się i z reguły przebywają bezpośrednio w wodzie. Dlatego ich aktywność jest w większym stopniu niż u żab zielonych uzależniona od temperatury. Z tego względu porą ich największej aktywności jest dzień, jednak w ciepłe wieczory i noce nasila się wydawanie przez nie głosów godowych. Zakres temperatur, w których kumaki są aktywne jest szeroki i wynosi 9-31°C, przy czym temperatury optymalne to 17-25°C (Juszczuk 1987).

Dorosłe osobniki opuszczają macierzyste zbiorniki zwykle pod koniec lata, gdy temperatura wody spada poniżej 10°C i szukają miejsc do zimowania na lądzie (Ryc. 19). Młode kumaki wychodzą z wody później niż dorosłe (często w październiku), co wynika z ich dłuższego żerowania w pierwszych miesiącach życia.

Wędrówki

Kumaki wędrują kilka razy w ciągu roku. Dystans ich wędrówek nie przekracza z reguły 300-500 m, wyjątkowo może wynosić 1000 m (Günther i Schneeweiss 1996). Wczesną wiosną, po opuszczeniu zimowisk, wszystkie kumaki wędrują do miejsc rozrodu. W okresie godowym niektóre populacje mogą przemieszczać się pomiędzy sąsiednimi zbiornikami. Takie wędrówki z reguły odbywają się na krótkich dystansach (Engel 1996).

W przypadku wyschnięcia zbiornika w lecie, kumaki wędrują w poszukiwaniu nowego akwenu, gdyż nie mogą długo przebywać poza wodą. Wędrują wtedy najczęściej nocą, dzień spędzając w różnych kryjówkach.

Jesienią rozpoczynają się kolejne masowe migracje w poszukiwaniu lądowych miejsc do zimowania. Zimowiska znajdują się często w sąsiedztwie zbiorników wodnych, jednak niekiedy mogą być od nich oddalone o kilkadziesiąt metrów, z reguły nie dalej niż 1000 m.

Pokarm

Kumaki nizinne, podobnie jak większość płazów, nie są wybredne w wyborze pokarmu. Ich menu jest limitowane głównie środowiskiem (jego charakter i różnorodność gatunkowa), w którym żyją oraz pewnymi cechami biologicznymi, które wpływają na dostępność pokarmu i możliwości prowadzenie efektywnych polowań. Kumaki odżywiają się praktycznie wszystkimi małymi zwierzętami żyjącymi w ich sąsiedztwie, które mogą połknąć. Jedzą to czego jest najwięcej i co można łatwo złapać. W przypadku masowych pojawów bezkręgowców właśnie osobniki gatunków występujących najliczniej będą najczęściej padały ich ofiarami. Ze względu jednak na ściśle wodny tryb życia w ich diecie szczególnie liczne są gatunki związane z tym środowiskiem. Juszczak (1987), który prowadził badania nad bazą pokarmową dwóch grup kumaków żyjących w tarliskach karpionych podaje, że od 49% do 88% ich ofiar to organizmy wodne. Najwięcej było wśród nich larw ochotek (*Chironomidae*) i komarów (*Culicidae*) (ponad 30%), drobnych skorupiaków (*Crustacea*), m.in. ośliczki (*Asellus aquaticus*), wioślarki (*Cladocera*) i małżoraczki (*Ostracoda*) (16%). Niewielki udział w ich pokarmie miały drapieżne larwy chrząszczy z rodziny pływakowatych (*Dytiscidae*) (1,6%). Również narybek karpia był nieliczny (4,7%). Kumaki polowały na tarlaki głównie w miejscach, gdzie występowały one w dużym zagęszczeniu (na płycznach). Wśród organizmów lądowych dominowały pluskwiaki różnoskrzydłe (*Heteroptera*), pluskwiaki równoskrzydłe (*Homoptera*), mrówki (*Formicidae*) i dorosłe muchówki (*Diptera*). Ofiarami kumaków rzadko padały natomiast dżdżownice (*Lumbricidae*) i ślimaki lądowe (*Gastropoda*), które dość często zjadane są przez inne płazy.

Budowa ciała kumaków nizinnych nie sprzyja ich efektywnemu polowaniu na owady latające, będące ważnym składnikiem pokarmu żab i ropuch. Krótkie kończyny tylne utrudniają skakanie, a język przyrośnięty do dna jamy gębowej nie może być wyrzucany na zewnątrz tak jak u innych płazów. Te braki w polowaniu w powietrzu kumaki rekompensują sobie możliwością polowania pod wodą, stąd w ich diecie gatunki prowadzące denny tryb życia, takie jak np. ośliczki.

Dorosłe kumaki, podobnie jak większość płazów, są kanibalami, dlatego młode osobniki po przeobrażeniu muszą ich unikać. Pokarm małych kumaków jest zbliżony do pokarmu dorosłych, jednak rozmiary ofiar są odpowiednio mniejsze.

Kijanki kumaka nizinnego odżywiają się głównie epifitonem - organizmami osiadłymi na powierzchniach zanurzonych przedmiotów i roślin wodnych (Briggs i Damm 2004). Są to głównie bakterie, glony (osiadłe okrzemki i glony nitkowate) i osiadłe pierwotniaki.



Ekologia

Biotopy wodne

Kumak nizinny jest płazem ściśle związanym ze środowiskiem wodnym przez cały okres swojej aktywności, jeżeli przebywa poza wodą to z reguły krótko, w czasie wędrówek lub poszukiwania pożywienia. Zbiornik opuszcza w lecie tylko w przypadku jego wyschnięcia.

Do niedawna uważano, że kumaki z reguły cały okres wiosennej i letniej aktywności spędzają w jednym zbiorniku wodnym. Jednak okazało się, że nie wszystkie populacje związane są tylko z jednym akwenem, gdyż nie każdy zbiornik, w którym kumaki przebywają, nadaje się do rozrodu. Dlatego w okresie godowym część osobników może przemieszczać się pomiędzy sąsiednimi zbiornikami, szukając najbardziej korzystnych warunków do składania jaj. Z kolei inny zbiornik będzie im bardziej odpowiadał ze względu na obfitość pokarmu. Jest to ważne zagadnienie z punktu widzenia ochrony tego gatunku, gdyż wskazuje na jego większe wymagania siedliskowe (LIFE05NAT/LT/000094)

Kumak nizinny zamieszkuje najczęściej zbiorniki małe i średnie, z czystą wodą, o pH obojętnym (6-10), z urozmaiconą roślinnością zanurzoną i wynurzoną. Położone są one w otwartym krajobrazie, w miejscach dobrze nasłonecznionych (Fot. 43). Ważnymi kryteriami przydatności zbiornika dla kumaków są jego głębokość i profil nachylenia brzegów. Kumaki jako płazy ciepłolubne, zdecydowanie unikają zbiorni-

ków zacienionych, o stromych brzegach i bez płyczn. Najczęściej zamieszkują zbiorniki głębokości 0,5-1,5 m (średnio 0,5 m), o płaskich brzegach. Jaja składają na głębokości 30-50 cm, w miejscach o średnim zagęszczeniu roślinności. Zbiorniki takie mają charakterystyczną florę makrofitów zanurzonych i wynurzonych, w której skład wchodzi najczęściej: moczarka kanadyjska (*Elodea canadensis*), ramienica pospolita (*Chara vulgaris*), rdestnica pływająca (*Potamogeton natans*), włosienicznik wodny (*Ranunculus aquatilis*), okrzętnica bagienna (*Hottonia palustris*), ponikło błotne (*Eleocharis palustris*), żabieniec babka wodna (*Alisma plantago-aquatica*), jeżogłówka gałęzista (*Sparganium erectum*), pałka wąskolistna (*Typha angustifolia*) (Andersen 1996, Grosse 1996, Vollmer i Grosse 1999). Istotne znaczenie ma również charakter roślinności brzegów zbiornika, szczególnie dla małych, przeobrażonych kumaków, które muszą unikać dorosłych ze względu na kanibalizm. Dorosłe osobniki przebywają zazwyczaj w odległości 1-2 m od brzegu, często ukryte wśród roślinności wodnej (Fot. 44), natomiast małe kryją się wśród roślin nabrzeżnych, na linii woda-ład (Engel 1996).

Wśród 1493 zbiorników zasiedlonych przez kumaki we wschodnich Niemczech (Schiemenz i Günther 1994) najwięcej było: stawów, oczek polnych i starorzeczy (62%), wyrobisk po piasku, żwirze i glinie (16%) oraz małych okresowych stawków, często w krajobrazie rolniczym (12%) (Fot. 45). Znacznie rzadziej kumak nizinny występował w rowach z bujną roślinnością (3%), na płycznach jezior i w torfiakach (po 2%).

Na terenach rolniczych Wielkopolski (rejon Kościana) kumak występował w małych i średnich, nasłonecznionych stawach położonych najczęściej w wioskach i w ich pobliżu (5%), na polach (5%) oraz w lesie (4%) i na łąkach (3%) (Rybacki i Berger 1997, Rybacki nie publikowane).

Biotopy lądowe

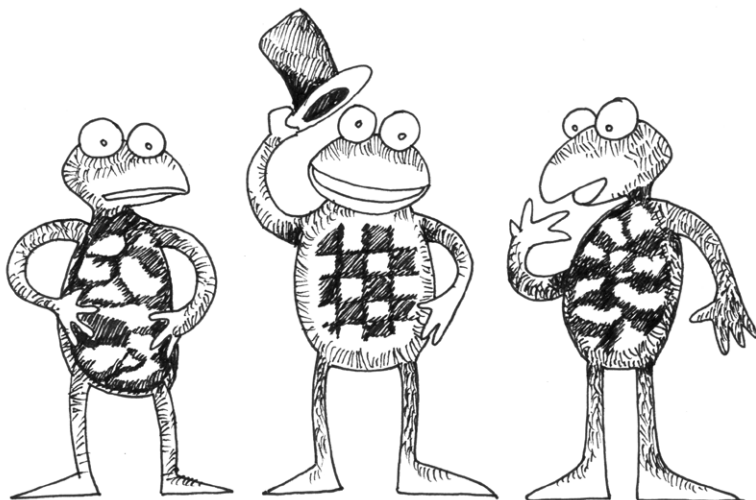
W przypadku kumaków nizinnych biotopy lądowe to przede wszystkim miejsca wykorzystywane do zimowania. Kumaki zimują w norach gryzoni, szczelinach, wśród kamieni, pod stertami liści, zwalonymi pniami drzew. Znajdowano je nawet na głębokości 50 cm. Rzadziej zagrzebują się w ziemi, ponieważ ich tylne kończyny nie są tak dobrze przystosowane do kopania, jak w przypadku grzebiuszki ziemnej i żaby jeziorkowej (mają one duże modzele piętowe - specjalne wyrostki skórne - służące do rozgrzebywania ziemi). Kumaki często zimują gromadnie, także z osobnikami innych płazów. Kowalewski (1974) znalazł 298 kumaków nizinnych i 125 traszek (zwyczajnych i grzebieniastych) w usypisku szlaki hutniczej w rejonie Częstochowy.

Duże znaczenie dla kumaków ma bezpośrednie otoczenie zbiornika rozrodczego, w którym mogą uzupełniać swoją bazę pokarmową. Ważne są również korytarze ekologiczne, którymi mogą wędrować do miejsc zimowania, a wiosną z powrotem do miejsc rozrodu. Powinny one mieć odpowiednie podłoże, roślinność i wilgotność, aby umożliwić kumakom bezpieczne dotarcie do celu.

Wrogowie

Dorośle kumaki padają ofiarami różnych gatunków ptaków wodno-błotnych np. bąka (*Botaurus stellaris*), czapli (*Ardea*), ślepowrona (*Nycticorax nycticorax*). Poluje na nie również bocian biały (*Ciconia ciconia*) i czarny (*Ciconia nigra*), myszołów (*Buteo buteo*), puszczyk (*Strix aluco*), zaskroniec (*Natrix natrix*) i rzęsorek rzeczek (*Neomys fodiens*) (Nöllert i Nöllert 1992, Günther i Schneeweiss 1996). Do wrogów kumaków należą również różne gatunki kaczek. Można przypuszczać, że ze względu na silne toksyny zawarte w skórze kumaków, dla części z wymienionych gatunków płaz ten nie jest stałym składnikiem ich bazy pokarmowej, lecz jest łowiony tylko okazjonalnie.

Znacznie więcej wrogów mają kijanki i małe, przeobrażone kumaki. W pierwszej kolejności zjadają je osobniki własnego gatunku oraz inne płazy bezogonowe, różne gatunki ryb, w tym często występujący w małych zbiornikach ciernik (*Gasterosteus aculeatus*) oraz szerokie spektrum wodnych owadów, szczególnie ważek (*Odonata*), chrząszczy z rodziny pływakowatych (*Dytiscidae*) i pluskwiaków różnoskrzydłych (*Heteroptera*) (Grosse 1996). Kijanki kumaka znajdowano też w żołądkach traszek grzebieniastych. Larwy różnych płazów zjadają także ich jaja (Kuzmin 1995).





Fot. 43. Kumak nizinny często zasiedla małe, śródpolne stawki (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 44. Kumak ukryty wśród roślinności wodnej (fot. Marek Maciantowicz)



Fot. 45. Ten staw wysychł, zanim kijanki kumaka zdążyły się przeobrazić (fot. Sylwia Sikora)



Fot. 46. Stawy często zamieniane są w śmietniki (fot. Finn Hansen)

ZAGROŻENIA POPULACJI I SIEDLISK TRASZKI GRZEBIENIASTEJ I KUMAKA NIZINNEGO

Większość gatunków płazów w całej Europie podlega różnym zagrożeniom, które bezpośrednio lub pośrednio są związane z działalnością człowieka. Główne zagrożenia związane są z zanikiem lądowych i wodnych siedlisk płazów w wyniku intensywnej gospodarki rolnej i stosowania nowoczesnych metod upraw (melioracje, skażenia zbiorników i ich otoczenia w wyniku stosowania pestycydów i nawozów mineralnych) oraz industrializacji i skażenia przemysłowego. Z innych zagrożeń można wymienić m.in. rekreację, śmiertelność na drogach, tworzenie barier migracyjnych w postaci szczelnych ogrodzeń np. murów, wyłapywanie w celach handlowych.

Traszka grzebieniasta i kumak nizinny są gatunkami szczególnie podatnymi na działanie szerokiego spektrum zagrożeń ze względu na ich silniejszy, niż u innych płazów, związek ze środowiskiem wodnym oraz mniejszą zdolność do migracji na długie dystanse. Dlatego właśnie uważa się je za najszybciej zanikające płazy europejskie. Należy przy tym rozróżnić dwie kwestie: stopień rzadkości i stopień zanikania gatunku. Traszka i kumak nie należą w Europie do najrzadszych gatunków, jednak liczba i liczebność ich populacji zmniejsza się w najszybszym tempie na rozległym obszarze zasięgu, dlatego te gatunki są chronione w ramach europejskiego programu ochrony NATURA 2000.

Ponieważ większość zagrożeń oddziałuje jednocześnie na traszkę grzebieniastą i na kumaka nizinnego, będą one omówione wspólnie, aby uniknąć zbędnych powtórzeń w tekście. Jednak w sytuacjach, gdy jakiś rodzaj zagrożenia będzie bardziej dotyczył kumaka lub traszki, zostanie to zaznaczone.

Degradacja środowisk wodnych

Zanikanie małych zbiorników wodnych

Degradacja małych i średnich zbiorników wodnych oraz osuszanie terenów podmokłych na potrzeby rolnictwa to jedno z najważniejszych, bezpośrednich przyczyn dramatycznego zmniejszania się liczebności płazów. Zjawiska te występują w każdym kraju, tylko z różną intensywnością, w zależności od stopnia rozwoju rolnictwa, stopnia uprzemysłowienia i urbanizacji.

W Wielkiej Brytanii powierzchnia terenów wilgotnych we wschodniej Anglii zmniejszyła się z 3380 km² w XVII wieku, do zaledwie 100 km² w 1934 r. Ponad 5000 km² na terenach zalewowych i w delcie Dunaju zostało zmeliorowanych po II wojnie światowej (Edgar i Bird 2006).

W XVII wieku na Nizinie Wielkopolskiej rozpoczął się proces intensywnego zagospodarowywania terenów bagiennych i podmokłych, które zajmowały w tym czasie 20% jej powierzchni. Pod koniec XVIII wieku zapoczątkowane zostały pierwsze wielkoobszarowe melioracje w dolinie Warty, Noteci i Obry, które zakończono w drugiej połowie XIX wieku. W XVIII wieku rozpoczęto też regulacje większych rzek. W wyniku tych działań doszło do zaniku rozległych bagien w dolinach rzecznych oraz do obniżenia się poziomu wód podziemnych o 1,0 m. Nastąpiło wyraźne zmniejszenie się powierzchni jezior, które w latach 1890-1980 wyniosło 13% (Kaniecki 1991).

Szczególnie jaskrawym przejawem negatywnych zmian środowiskowych, które nastąpiły w wyniku odwodnień obszarów podmokłych przeprowadzonych w XIX wieku na Nizinie Wielkopolskiej, był całkowity zanik większości małych zbiorników wodnych, których powierzchnia nie przekraczała 1 hektara. Na mapach z lat 1890-94 takich zbiorników było 11068, w 1941 roku 4873, a na mapach powiatowych z lat 60. już tylko 2490, czyli 22.5% stanu z końca XIX wieku (Stasiak 1991, według Kanieckiego 1991).

Pod koniec lat 90. XX wieku w centralnej Wielkopolsce (Park Krajobrazowy im. gen. D. Chłapowskiego) przeprowadzono badania nad płazami małych zbiorników krajobrazu rolniczego (Rybacki i Berger 2003). Wykazały one, że w ostatnich 30 latach 19% z nich zanikło lub zostało zdegradowanych w takim stopniu (całkowite zarośnięcie), że przestały funkcjonować jako miejsca rozrodu płazów. Szczególnie wyraźny był zanik zbiorników położonych na wilgotnych łąkach, w pobliżu kanałów i rowów, czyli pozostających w strefie bezpośredniego wpływu melioracji i regulacji cieków - był on 3-krotnie większy niż na innych terenach. Wiele zbiorników, które pozostały na tym terenie była zaśmiecona, zanieczyszczona ściekami gospodarczymi i komunalnymi (Fot. 46).

Do zaniku dużych powierzchni terenów bagiennych w drugiej połowie XX wieku doszło również w dorzeczu górnej Pilicy i Warty (zanik rzędu 59%) (Olaczek i Kucharski 1990).

Zanikanie sieci stawów

Jednym z podstawowych kryteriów odpowiedniego funkcjonowania silnej populacji traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego jest dostępność sieci zbiorników różnego typu, położonych blisko siebie. Niektóre z nich mają lepsze warunki do rozwoju larw, a inne do życia osobników dorosłych. Mniejsza liczba zbiorników, z których zwykle i tak tylko część nadaje się do rozrodu, powoduje, że poszczególne subpopulacje zamieszkują w coraz większej odległości od siebie, a przy małych dystansach migracji traszek szybko dochodzi do zerwania kontaktu między nimi i „rozerwania” zasięgu pierwotnej populacji. Dochodzi wtedy do drastycznego zubożenia puli genetycznej i postępującego osłabiania się populacji. Mniej zbiorników to również uzależnienie lokalnej populacji od jednego, nie zawsze korzystnego zbiornika, a w

razie jego zaniku zagłada całej populacji. Na Litwie tylko na 4 z 35 stanowisk traszki grzebieniastej istnieje sieć takich zbiorników, na pozostałych są zwykle izolowane stawy. W Polsce i w Niemczech tylko niewielka część lokalnych populacji kumaka nizinnego (poniżej 15%) i traszki grzebieniastej (poniżej 20%) zamieszkuje środowiska z odpowiednią siecią zbiorników, dzięki czemu mogą tworzyć trwałe populacje, w mniejszym stopniu narażone na degradację biotopów (LIFE05NAT/LT/000094).

Zarastanie zbiorników

Jest to proces złożony, na który wpływ ma przede wszystkim intensywny rozwój rolnictwa - stosowanie nawozów mineralnych oraz melioracje. Nawozy powodują nadmierny dopływ biogenów do zbiornika (różne formy azotu i fosforu), co przyspiesza rozwój roślinności wodnej i nabrzeżnej. Następstwem melioracji jest często obniżenie się poziomu wód gruntowych i wypływanie zbiorników, co w połączeniu z nadmiarem biogenów prowadzi do szybkiego zarastania zbiorników (Rybacki i Berger 2003) (Fot. 47).

W wyniku zarastania misa zbiornika wypełnia się coraz większą ilością materii organicznej z drzew, krzewów i roślinności zielnej, co z czasem może doprowadzić do zupełnego zaniku stawu. Częściej jednak dochodzi do jego stopniowej degradacji. Rozwój krzewów i drzew na brzegach prowadzi do zacienienia wody i znacznego obniżenia jej temperatury, a odpowiednia temperatura to jeden z podstawowych czynników wpływających na aktywność dorosłych płazów, które są zwierzętami zmienneocieplnymi oraz na rozwój ich larw. W przypadku zbyt dużego zacienienia i niskiej temperatury wody płazy często nie przystępują do godów w takim zbiorniku. Glony, które pod wpływem nadmiaru biogenów rozrastają się intensywnie, tworząc często grube kożuchy na powierzchni wody, nie przepuszczają światła słonecznego do głębszych warstw zbiornika, czego efektem jest spadek temperatury oraz niska zawartość tlenu już na głębokości kilkunastu centymetrów. Podobna sytuacja ma miejsce w stawach, szczególnie wiejskich, które są pokryte szczelną warstwą rzęsy (*Lemna*). Rzęsa jest wskaźnikiem nadmiernego poziomu eutrofizacji (przeżyźnienia) zbiornika i sygnałem alarmowym ostrzegającym przed możliwością zakłócenia równowagi biologiczno-chemicznej w stawie. Nadmierny rozwój roślinności wodnej utrudnia odbywanie godów płazom: samce traszki grzebieniastej potrzebują otwartej przestrzeni do swoich skomplikowanych zalotów, a kumaki nie mogą składać jaj w zbyt gęstej roślinności. Larwy kumaków i traszek potrzebują wyższej temperatury, aby szybciej zakończyć rozwój. Odpowiednia temperatura jest szczególnie istotna w końcowej fazie ich rozwoju, gdy rozpoczynają proces metamorfozy. Kijanki kumaków potrzebują cieplejszej wody niż larwy traszki, jednak te z kolei wymagają otwartej wody, w której mogą swobodnie polować.

Wprowadzanie ryb do zbiorników

Ryby należą do najważniejszych drapieżników większości płazów. Najczęściej obecność ryb w stawie uniemożliwia osiągnięcie sukcesu rozrodczego przez płazy, w wyniku wyniszczenia wszystkich larw. Ryby zjadają także jaja i osobniki dorosłe. Groźni dla płazów są nie tylko typowi drapieżnicy jak okoń (*Perca fluviatilis*), szczupak (*Esox lucius*), pstrąg (*Salmo trutta*), ale również gatunki wszystkożerne, takie jak karaś (*Carassius carassius*), płoć (*Rutilus rutilus*) i karp (*Cyprinus carpio*) (Herpetofauna Conservation International 1991). W Szwecji wiele populacji traszki grzebieniastej zostało zniszczonych w wyniku zarybienia zbiorników pstrągiem, w tym jej najbardziej na północ wysunięta populacja w Laponii (Edgar i Bird 2006). W małych zbiornikach często występuje ciernik (*Gasterosteus aculeatus*), który oprócz larw zjada również jaja, a przy tym ma małe wymagania siedliskowe. Jego wprowadzenie do stawów w Wielkiej Brytanii spowodowało zanik wielu populacji traszki grzebieniastej (McLee i Scaife 1992). Jednym z groźniejszych gatunków ryb jest trawianka (*Percottus glenii*), gatunek pochodzący z basenu rzeki Amur, zawleczony do wielu regionów Europy wschodniej w drugiej połowie XX wieku (Reshetnikov and Manteifel 1997). Potrafi się zaadaptować do prawie każdego typu siedlisk wodnych, a jej ulubionym pokarmem, obok larw owadów i skorupiaków, są larwy płazów (Shatunovsky i in. 1988). Trawianka miała wpływ na zanik wielu populacji traszki grzebieniastej w rejonie Moskwy w ciągu ostatnich 30 lat (Kuzmin 1999). Gatunek ten ciągle powiększa swój zasięg, ostatnio stwierdzono ją we Włoszech w rzece Po. Ludzie przyczyniają się do jej rozprzestrzeniania, używając jej często jako przynęty. W Polsce odkryto ją w 1993 r., obecnie występuje w dolnej i środkowej Wiśle, w Bugu, w Pilicy i w licznych starorzeczach. Liczba stanowisk szacowana jest na 100-1000, miejscami jest to gatunek bardzo liczny (Witkowski 2006).

Presja ryb na płazy uzależniona jest od wielu czynników: od liczebności ryb, dostępności innych ofiar, pory roku (w różnym okresie pojawiają się różne stadia rozwojowe ofiar i drapieżników), charakteru zbiornika, ukształtowania jego dna i typu roślinności. Korzystne dla płazów są płyuczny, do których ryby nie mogą dotrzeć oraz miejsca z bujną roślinnością, w której mogą się schronić larwy. Brak takich miejsc w zbiorniku, w połączeniu z występowaniem ryb, prowadzi do szybkiej eliminacji całego młodego pokolenia płazów. Ryby chętniej zjadają larwy traszek, ponieważ w ich skórze jest stosunkowo mało toksyn. Larwy traszki grzebieniastej są zjadane częściej niż traszki zwyczajnej, gdyż przebywają w otwartej wodzie i są łatwiejsze do złapania. Kijanki kumaków są od nich mniej zagrożone, bo mają więcej toksyn i częściej przebywają wśród roślin, jednak i one są zjadane przez wiele gatunków ryb. Jednym z niewielu płazów krajowych, który toleruje obecność ryb jest ropucha szara, której skóra, także u kijanek, zawiera silne toksyny (McLee i Scaife 1992).



Fot. 47. W zarośniętych zbiornikach płazy nie mogą się rozmnażać (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 48. Jednym z przejawów skażenia chemicznego stawu jest zakwit bakterii siarkowych *Beggiatoa alba*, rozwijających się w warunkach beztlenowych (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 49-50. Niezabezpieczone studzienki to śmiertelne pułapki dla płazów (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 51. Wypompowywanie wody w celu usunięcia ryb i szlamu ze stawu (fot. Finn Hansen)

Wprowadzanie kaczek i gęsi domowych do zbiorników

Dużym problemem, szczególnie na terenach wiejskich, są kaczki i gęsi domowe, wpuszczane do stawów. Kaczki są często większym zagrożeniem dla płazów niż ryby, gdyż penetrują prawie cały obszar zbiornika, w tym płycizny, gdzie ryby nie docierają, a to właśnie na płyciznach jest często najwięcej larw płazów. Kaczki w krótkim czasie mogą zniszczyć całą florę i faunę małego zbiornika, zanieczyszczając go dodatkowo nadmiarem odchodów bogatych w związki azotowe o toksycznym działaniu. Kaczki, szczególnie rasa ciemno ubarwionych nazywanych francuskimi lub holenderskimi, są wszystkożerne. Ich ofiarami padają nie tylko kijanki i młode płazy, lecz również osobniki dorosłe mniejszych gatunków, w tym traszki i kumaki. W centralnej Wielkopolsce kaczki były zagrożeniem płazów w 7% badanych stawów (Rybacki i Berger 2003). W Anglii kaczki domowe w wielu przypadkach były przyczyną niepowodzeń w reintrodukcji traszki grzebieniastej na terenach wiejskich (Oldham i Musson 1991).

Gęsi zjadają głównie rośliny, ale w ten sposób wpływają na zubożenie ekosystemu stawu, dodatkowo zanieczyszczając go, tak jak kaczki, odchodami bogatymi w azot.

Degradacja siedlisk lądowych

Zanik i defragmentacja siedlisk lądowych

Defragmentacja środowiska w wyniku niszczenia i trwałego przekształcania jego elementów powoduje coraz większą izolację małych populacji traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego. Dla zwierząt o tak małej mobilności nawet odległość 500 m może być często trudna do pokonania.

Liczebność takich populacji szybko spada i tracą one stabilność, stając się łatwo podatne na negatywne zmiany zachodzące w ich środowisku. Płazy nie mogą przemieszczać się do nowych siedlisk, gdyż migracje po lądzie w niesprzyjających warunkach (na otwartej przestrzeni, bez kryjówek i warstwy odpowiedniej roślinności) mogą szybko skończyć się ich śmiercią. Pierwotnie duże środowisko np. las, łąka, w wyniku powstania barier migracyjnych (droga, pole, osiedle, mur) nie umożliwia już swobodnego przemieszczenia się w inną jego część, w przypadku lokalnej katastrofy ekologicznej (np. wypalenie roślinności). Defragmentacja środowiska prowadzi, więc do stopniowego zaniku populacji.

W przypadku izolacji nawet stosunkowo duże populacje traszki grzebieniastej, liczące 100-200 osobników, są narażone na wyginięcie, jeżeli izolacja trwa 50 lat. Z kolei żeby izolowana populacja traszki mogła przetrwać przynajmniej 100 lat, po-

winna składać się z minimalnej liczby 16 subpopulacji, pomiędzy którymi jest wymiana genetyczna (Griffiths i Williams 2000, Griffiths 2004),

Degradacja i zubażanie siedlisk leśnych

Lasy pełnią ważne funkcje jako miejsca zimowania dla traszek i kumaków. Są one również siedliskiem, w którym młode i dorosłe traszki grzebieniaste żyją po opuszczeniu zbiorników wodnych. Szczególne znaczenie mają dla nich lasy liściaste i mieszane, które zapewniają bogatszą bazę pokarmową niż lasy iglaste. Wycinanie takich lasów i zastępowanie ich iglastymi przyczynia się do znacznego pogarszania środowiska życia traszek. Zubażanie naszych lasów, znane jako pinetyzacja (wprowadzanie gatunków iglastych, często sosny, na siedliska lasów liściastych) rozpoczęło się już w XIX wieku i w niektórych regionach kraju objęło znaczne obszary leśne, szczególnie na Pomorzu. W Finlandii, przy północnej granicy zasięgu traszki grzebieniastej, często wycina się lasy liściaste wokół jej miejsc lęgowych zastępując je świerkami (*Picea excelsa*), które nie zapewniają ani odpowiednich miejsc do zimowania, ani bazy pokarmowej (Edgar i Bird 2006).

Brak miejsc do hibernacji

Zbiorniki rozrodcze powinny być położone w pobliżu odpowiednich miejsc do zimowania, w przypadku kumaków i traszek nie dalej niż 500 m. Na terenach, gdzie uprawy rolne zajmują olbrzymie powierzchnie i jest mało zadrzewień, np. w Niemczech, w Wielkopolsce, odległości pomiędzy wodą a zimowiskami są często zbyt duże, co w krótkim czasie prowadzi do wyginięcia populacji. W takiej sytuacji kumaki i traszki mogą przeżyć tylko wyjątkowo w czasie bardzo łagodnej zimy.

Rolnictwo

Jest to zagrożenie bardzo kompleksowe. Rozwój rolnictwa jest jedną z najważniejszych przyczyn degradacji środowiska przyrodniczego. Zagrożenie to oddziałuje na wszystkie najważniejsze elementy środowiska, w którym żyją płazy. Wpływa bezpośrednio lub pośrednio na jego skażenie chemiczne (Fot. 48), stosunki wodne (melioracje), stan zbiorników wodnych oraz to, co widać najlepiej - defragmentację środowiska. Tereny zajmowane przez uprawy rolne, szczególnie na obszarach o dużej intensyfikacji rolnictwa (produkcja rolna ponad wszystko, kosztem środowiska), stają się trwale niedostępne dla płazów, szczególnie tych o małej ruchliwości, do których należą kumaki i traszki. Dla tych zwierząt pokonanie zaoranego pola o długości kilkuset metrów jest praktycznie niemożliwe.

Chemizacja rolnictwa

Wiele rodzajów środków ochrony roślin wpływa negatywnie na rozwój larw płazów, a także na osobniki dorosłe. Wykazały to badania prowadzone przez Bergera (1987) w Wielkopolsce. Autor ten opisuje spadek liczebności praktycznie wszystkich gatunków płazów żyjących w krajobrazie rolniczym, w tym również traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego, w latach 1965-1985. Bardzo groźny dla płazów jest bezpośredni kontakt z nawozami mineralnymi (z reguły w postaci małych kuleczek, rozpuszczają się po pewnym czasie) oraz pestycydami w czasie oprysków, które łatwo przenikają przez ich nagą skórę i są przyczyną szybkiej śmierci. Największą śmiertelność wśród płazów po posypaniu pola nawozem, stwierdzono u traszek grzebieniastych i zwyczajnych (ponad 60%), ze względu na niekorzystny stosunek powierzchni ich ciała do objętości (Schneeweiss i Schneeweiss 1999). Stosowanie pestycydów w bezpośrednim sąsiedztwie zbiorników wodnych znacznie częściej, niż na kijanki i larwy, ma wpływ na mikroorganizmy, którymi się one odżywiają (Briggs i Damm 2004). Dotyczy to szczególnie wczesnych stadiów rozwojowych traszek i kumaków, których pokarm jest bardzo małych rozmiarów. W późniejszym okresie ich baza pokarmowa poszerza się, jednak nadal szczególnie zagrożone są kijanki kumaków, które przez cały okres rozwoju larwalnego odżywiają się drobnymi organizmami, głównie glonami, bakteriami i pierwotniakami, na które pestycydy oddziałują toksycznie w pierwszej kolejności. Niektóre pestycydy mogą się akumulować w różnych elementach ekosystemów wodnych, zatruwając je i doprowadzając do trwałej degradacji zbiorników, od których zależy egzystencja traszek i kumaków.

Zagrożenie rolnictwem intensywnym

Traszka grzebieniasta, mimo że jest gatunkiem bardzo podatnym na zmiany w środowisku, potrafiła zaadaptować się w krajobrazie rolniczym, od wieków kształtowanym przez tradycyjne metody upraw. Jednym z dowodów na to jest przykład Anglii, gdzie powierzchnia terenów wilgotnych zmniejszyła się drastycznie w wyniku rozwoju rolnictwa. Pomimo tego traszka przetrwała na tych terenach i nadal była tam szeroko rozprzestrzeniona. Dopiero współczesne metody stosowane w intensywnej gospodarce rolnej, zaczęły negatywnie wpływać na liczebność jej populacji. Jednak nadal w Anglii wiele populacji tego gatunku występuje w tradycyjnym krajobrazie rolniczym. Małe laski, zarośla, zadrzewienia śródpolne i przydrożne, żywopłoty, obszary trawiaste rozdzielające pola o małej powierzchni, ze stawami śródłukowymi, wydają się stanowić optymalne biotopy w tak silnie zmienionym przez rolnictwo środowisku. Jednak tradycyjne, tzw. ekstensywne rolnictwo, zanika ze względów ekonomicznych, staje się nieopłacalne. Na miejsce małych pól o zróżnicowanej strukturze powstają wielkoobszarowe, monokulturowe uprawy, gdzie nie ma już miejsca na zadrzewienia i małe stawki, które tylko przeszkadzają w uprawie. Szczególnie istotne znaczenie miało przekształcenie małych pastwisk, otoczonych często zaroślami, w

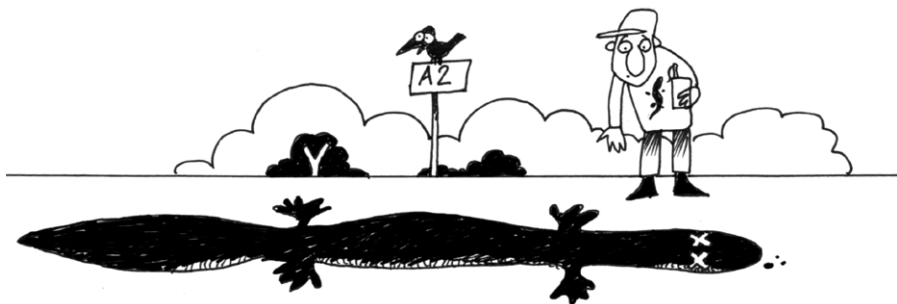
tereny orne o powierzchni setek hektarów. W nowym środowisku często już nie ma miejsca dla traszek i kumaków, bo znikają zasypane ich miejsca rozrodu, a dawne miejsca hibernacji są wyrównywane i zaorywane (Edgar i Bird 2006).

Na pastwiska coraz częściej doprowadza się wodę bieżącą dla bydła, porzucając tradycyjne metody pojenia w małych stawach, często specjalnie kopanych w tym celu. Powoduje to ich szybkie zarastanie i w efekcie stopniowe zanikanie. Takie zbiorniki nie są odpowiednie do rozrodu ani dla traszki, ani dla kumaka (Kuzmin i in. 1996).

Śmiertelność na drogach

Ruchliwe szosy są ważnym elementem współczesnego krajobrazu, który wywiera duży wpływ na rozmieszczenie, liczebność i funkcjonowanie populacji wielu gatunków zwierząt. Szosa pełni często funkcję bariery, która rozdziela osobniki należące do tej samej populacji, uniemożliwiając ich swobodny rozród, a przede wszystkim jest miejscem, gdzie giną tysiące osobników różnych gatunków. W pewnych sytuacjach (duże natężenie ruchu samochodowego, duża liczebność zwierząt przechodzących przez szosy) może doprowadzić to do drastycznego obniżenia liczebności lokalnych populacji, a nawet do ich zupełnego zaniku (Rybacki 2002b).

Ze względu na małą ruchliwość i odbywanie masowych wędrówek sezonowych płazy należą do zwierząt, które najczęściej giną na szosach. Większość gatunków płazów żyje i zimuje na łądzie, często z dala od zbiorników wodnych, w których się rozmnaża. Po zakończeniu snu zimowego dorosłe płazy wędrują do najbliższych zbiorników, aby odbyć gody. Dystans wędrówek jest różny u różnych gatunków i wynosi zwykle od kilkuset metrów u traszek i kumaków do 2-3 km u ropuch i żab (Nöllert i Nöllert 1992). Zwierzęta te, aby dotrzeć do miejsc rozrodu, muszą często przechodzić przez ruchliwe drogi, które stanowią dla nich barierę trudną do przebycia. Właśnie w okresie rozrodu (wiosna) liczba ofiar dramatycznie wzrasta, gdyż w tym czasie następują masowe wędrówki wszystkich dorosłych płazów. Intensywne wędrówki odbywają się również jesienią, gdy płazy szukają miejsc do zimowania. Najmniej dorosłych płazów ginie na szosach w okresie życia łądowego (lato, wczesna jesień). Głównie są to osobniki żyjące w pobliżu dróg, dla których ciepły asfalt jest



atrakcyjnym miejscem do przebywania i żerowania (liczne owady i dżdżownice, na które łatwo jest polować) (Rybacki 1995, Rybacki i Domańska 2004).

Straty wśród dorosłych płazów spowodowane przez ruch pojazdów są bardzo duże. W Danii w latach 1964-65 zginęło około 6 milionów płazów (dane szacunkowe), a w zachodnich Niemczech (była RFN) na 1 km drogi ginie rocznie średnio 3,9 osobników ropuchy szarej (Garanin 1982), co po przeliczeniu na całkowitą długość dróg - 631000 km (Münc 1992) - daje liczbę ok. 2,5 miliona osobników. Właśnie ten wolno poruszający się gatunek ponosi największe straty spośród wszystkich płazów. W Anglii oszacowano, że tylko w czasie wędrówek wiosennych ginie od 40% do 50% populacji ropuch szarych (Beebee 1996). Płazy giną też często w niezabezpieczonych studzienkach znajdujących się na poboczach drogi (Fot. 49-50). W Pienińskim Parku Narodowym w takiej studzience znaleziono 150 traszek kilku gatunków oraz 100 żab trawnych, w większości samic przed złożeniem jaj.

Traszka grzebieniasta i kumak nizinny to też gatunki poruszające się wolno, ale informacje o ich śmiertelności na drogach są dość skąpe w literaturze, co wynika prawdopodobnie z małej liczebności. Okazuje się jednak, że w pewnych regionach dość duża część populacji tych gatunków może ginąć w ten sposób. Badania prowadzone na drodze biegnącej wzdłuż kompleksu stawów rybnych koło Chodzieży (północna Wielkopolska) wykazały, że tylko w ciągu trzech miesięcy (marzec-maj) na odcinku długości 1100 m zginęły 903 płazy należące do 10 gatunków, wśród których było 26 traszek grzebieniastych i 50 kumaków nizinnych (Rybacki i Domańska 2004).

Inne rodzaje zagrożeń

Urbanizacja

Traszka grzebieniasta należy do tych płazów, który nie potrafi się zaadaptować do życia w środowisku miejskim i z reguły jej populacje giną w zetknięciu z rozrastającymi się terenami zurbanizowanymi. Jej przeciwieństwem jest traszka zwyczajna, która może licznie występować w śródmieściu wielkich miast, gdyż jej wymagania siedliskowe są minimalne – wystarczy jej basen przeciwpożarowy lub mały staw w miejskim parku (Rybacki i Berger 2003). Kumak nizinny też unika terenów silnie zurbanizowanych, jeżeli występuje w granicach miast, to z reguły na peryferiach. W Poznaniu stosunkowo liczna populacja tego gatunku żyje na terenach wodonośnych miasta, w dzielnicy Dębina.

Zanieczyszczenia przemysłowe

Wpływ zanieczyszczeń przemysłowych na płazy nie jest tak dobrze zbadany jak w przypadku zanieczyszczeń pochodzących z rolnictwa. Jednym z czynników, które

mają negatywny wpływ na rozwój larw płazów są kwaśne deszcze powstające z tlenków siarki i azotu, emitowanych przez zakłady przemysłowe i kotłownie, spalające węgiel oraz w spalinach samochodów. Kwaśne deszcze przyczyniły się do spadku liczebności traszki grzebieniastej w Norwegii (Dolmen 1987). Duży, negatywny wpływ na płazy mają ścieki przemysłowe zatrzymujące wody powierzchniowe.

Odłowy w celach handlowych

Traszka grzebieniasta, która jest dużym płazem o ciekawej biologii pada niekiedy ofiarą handlarzy, którzy wyłapują ją i sprzedają terrarystom. Można ją było znaleźć jeszcze niedawno na targach w Moskwie (Kuzmin 1999), sprzedawana jest również w Rumunii (Council of Europe 2003).

Brak odpowiedniej edukacji ekologicznej społeczeństwa

Edukacja ekologiczna ma ogromne znaczenie dla efektywnej ochrony gatunkowej zwierząt. Przecież większość omawianych zagrożeń płazów ma charakter antropogeniczny, czyli ich źródłem jest działalność człowieka. Jeżeli człowiek nie będzie zauważał i rozumiał roli mieszkańców pól, łąk i lasów, to działania ekologów będą często bezowocne. Bardzo często okazuje się, że negatywna dla przyrody działalność człowieka nie wynika z jego złośliwości, wrogości wobec niej, ale z niewiedzy. I tu właśnie jest pole do działania w ramach edukacji ekologicznej. Jeżeli rolnicy nie mają podstawowej wiedzy o biologii i ekologii płazów, o ich elementarnych potrzebach środowiskowych, to trudno od nich wymagać, aby ich działania były zgodne z wymaganiami tych zwierząt. Płazy to zwierzęta małe, często nieefektywne, więc trzeba je im pokazać, odpowiednio zareklamować. Uzmysłować tym ludziom, że w ich stawie żyją takie dziwne gatunki jak traszki i kumaki, które przy bliższym poznaniu okazują się ciekawe, niegroźne, a nawet ładne, i które bez tego stawu zginą. Trzeba wytłumaczyć ludziom, żeby nie zarybiali stawów, nie odprowadzali do nich ścieków, nie wysypywali śmieci, co przyspiesza zarastanie, ograniczyli dostęp kaczek domowych, nie zaorywali pola bezpośrednio do brzegu, zostawiając ochronną warstwę roślinności wokół niego, nie opryskiwali pestycydami pól w bezpośrednim sąsiedztwie wody. Trzeba ich przekonać, że posiadanie na swoim terenie stawu z czystą wodą, zróżnicowaną i bogatą fauną płazów przyniesie im korzyści, choćby w sferze rekreacyjnej i estetycznej. A przy tym doprowadzi do spadku liczebności wielu owadów, które wyrządzają szkody w uprawach i tak jak komary, utrudniają nam życie. Pewien ksiądz z południowej Polski, tak przekonująco zachęcał wiernych w czasie kazania do ochrony płazów, że zaraz po mszy 20 osób poprosiło o wykopanie stawów na swoich działkach. Nie ma się co dziwić, bo jego argumenty były nie do odparcia: „To chrześcijański obowiązek. Przecież jak nie będzie żab, zabraknie też bocianów, więc... i dziećmi Bóg was nie obdaruje” (Archiwum Gazety Wyborczej, według Rybacki 2004).

INSTRUKCJA WYSZUKIWANIA TRASZKI GRZEBIENIASTEJ I KUMAKA NIZINNEGO W TERENIE

Uwaga! Ponieważ traszka grzebieniasta i kumak nizinny są objęte ochroną gatunkową (forma ścisłej ochrony prawnej) (Dziennik Ustaw 2004, nr 220, pozycja 2237) na większość działań opisanych w tej instrukcji (poza obserwowaniem, słuchaniem głosów) należy mieć zgodę wojewódzkiego Konserwatora Przyrody oraz – za jego pośrednictwem – uzyskać zgodę z Ministerstwa Środowiska.

Traszki należą do płazów, które najtrudniej znaleźć w zbiorniku wodnym, a jeszcze trudniej spotkać je w okresie życia lądowego. Metody wykrywania ich są również inne niż w przypadku płazów bezogonowych, głównie ze względu na to, że nie wydają one dźwięków słyszalnych z większej odległości. Dodatkowym utrudnieniem w ich obserwacji jest to, że zaloty i gody odbywają się u nich pod wodą, często wśród roślinności, a w przypadku traszki grzebieniastej głębiej niż u traszki zwyczajnej.

Rejestracja płazów bezogonowych w terenie jest znacznie prostsza niż w przypadku traszek. Ma to związek z wydawaniem przez samce większości gatunków głosów godowych przywabiających samice. Bardzo często nasłuch głosów wystarczy do zlokalizowania miejsca występowania kumaków, dlatego jest mniej metod wyszukiwania tego gatunku. W przeglądzie metod omówiono tylko te, mające rzeczywiste, praktyczne znaczenie i stosunkowo łatwe do zastosowania dla osób bez większego doświadczenia.

Bardzo trudno jest określić charakter zbiornika pod kątem jego przydatności dla traszek grzebieniastych i kumaków nizinnych. Wprawdzie mają one swoje preferencje ekologiczne, ale nie możemy podchodzić do nich w sposób kategoriyczny: taki typ zbiornika jest przez nie rzadko zasiedlany, więc pomijamy go w naszych lustracjach terenowych. Może się przecież okazać, że na danym terenie występują tylko zbiorniki tego „niełubianego“ przez traszki, czy kumaki typu i nie mają one po prostu wyboru. Dlatego powinniśmy kontrolować praktycznie każdy zbiornik z roślinnością.

Do stwierdzenia obecności traszki i kumaka wystarczy nam jeden prawidłowo oznaczony osobnik dorosły lub larwa, ale należy pamiętać, że najważniejsza jest larwa, ponieważ jej obecność świadczy nie tylko o tym, że była tu przynajmniej jedna para dorosłych, ale także o tym, że warunki w stawie są korzystne dla rozrodu tego gatunku. A to jest już informacja znacznie pełniejsza niż zaobserwowanie jednego przypadkowego osobnika dorosłego. Z reguły nie powinniśmy poprzestawać na jednym złapanym osobniku, gdyż poza samym stwierdzeniem obecności, kolejną bardzo ważną informacją będzie określenie, choćby bardzo szacunkowo, liczebności po-

pulacji. Może to polegać np. na policzeniu wszystkich złapanych w ciągu określonego czasu lub na określonej powierzchni, długości linii brzegowej stawu.

Omówione metody zostaną podzielone na takie, które można zastosować do obydwu gatunków oraz takie, które służą tylko do wyszukiwania traszek lub kumaków. Ze względu na ogromną przypadkowość napotkania traszek na lądzie, skupimy się głównie na metodach ich wyszukiwania w wodzie.

Metoda wzrokowa (traszki i kumaki)

W zbiorniku traszki grzebieniaste przebywają głównie pod wodą, co kilka minut dopływając do powierzchni w celu zaczerpnięcia powietrza. Często tylko w tym momencie możemy je zauważyć, gdyż w przeciwieństwie do traszek zwyczajnych swoje zaloty odbywają bardziej skrycie, na większej głębokości. Traszki zwyczajne można często obserwować jak w czasie zalotów pływają tuż pod powierzchnią wody, traszki grzebieniaste robią to rzadko.

Metoda wzrokowa polega na siedzeniu, czekaniu i obserwowaniu powierzchni wody, szczególnie w miejscach z bujną roślinnością podwodną, ale nie tak bujną, żeby traszka nie mogła się w niej poruszać. Próbujemy zaobserwować moment oddychania traszki. Zwracamy przy tym uwagę pod jakim kątem siedzimy w stosunku do słońca. Słońce bardzo ułatwia obserwowanie tego, co się dzieje pod wodą, ale musi świecić pod odpowiednim kątem, tak aby nas nie oślepiło. Najlepiej jeżeli siedzimy 2-3 m nad powierzchnią wody (na wysokim brzegu, na drzewie), bo wtedy możemy objąć wzrokiem większy obszar stawu. Staramy się jednocześnie obserwować dużą powierzchnię wody - 4-5 m². „Patrolujemy“ ją wzrokiem z lewej na prawą lub odwrotnie, wielokrotnie powtarzając taki cykl. Jeżeli po około 10 minutach nic nie widać to przenosimy się w inne miejsce. Można też patrolować staw, chodząc wolno po brzegu, ale należy zwracać uwagę, aby nie spłoszyć traszek, szczególnie wtedy, gdy nasze ciało rzuca cień na wodę.

Dorośle kumaki przebywają najczęściej na powierzchni wody, wśród roślinności, w pobliżu brzegu, rzadziej na samym brzegu, tak jak żaby zielone (np. żaba wodna). Chodząc dookoła stawu, przyglądamy się uważnie powierzchni wody w pasie do 2-3 m od brzegu (nieraz dalej). Bardzo pomocna jest w takiej sytuacji lornetka. Metoda ta może być skuteczna w sytuacji braku aktywności głosowej samców (zbyt niska temperatura). Zbiornik możemy kontrolować w dzień, jak również w nocy przy użyciu latarki.

Metoda łowienia siatką (traszki i kumaki)

Dla traszek i kumaków wykorzystujemy siatkę o małych oczkach. Ich wielkość zależy od tego, co i kiedy łowimy. Jeżeli łowimy wczesną wiosną, gdy w wodzie są

tylko dorosłe, to oczka mogą być nieco większe, ale nie większe niż 5 x 5 mm. Traszki i kumaki mają wyjątkową zdolność wciskania się w małe otwory. W przypadku larw traszek i kumaków, które pojawiają się w wodzie już w maju siatka musi być jeszcze drobniejsza. Nie należy jednak łowić larw zbyt wcześnie (maj, początek czerwca), gdyż ich małe rozmiary utrudnią oznaczenie. Dlatego z ich łowieniem najlepiej poczekać do końca czerwca – początku lipca.

Nie należy stosować bardzo gęstej siatki, np. z tzw. gazy młyńskiej, gdyż utrudnia ona przepływ wody przez siatkę, czyniąc ją mało przydatną, szczególnie przy łowieniu szybko poruszających się traszek i larw obu gatunków (woda stawia duży opór i nasze ruchy są powolne). Musimy pamiętać, że dorosłe traszki w wodzie zachowują się zupełnie inaczej niż na lądzie – mogą być zaskakująco szybkie, dlatego nasze ruchy siatki muszą być też odpowiednio szybkie.

Siatka musi być zamocowana na bardzo mocnej obręczy i na mocnym drążku. Obręcz nie powinna być z drutu, najlepiej jeśli jest z wyprofilowanej rurki lub blachy o szerokości do 1 cm. Do połowu płazów nie nadają się podbieraki, które najczęściej są sprzedawane w sklepach wędkarskich, z odkręcaną obręczą z drutu i teleskopową rączką. Obręcz taka wygina się szybko w miejscu łączenia z drążkiem, a sam drążek można równie szybko złamać. Łowienie dorosłych traszek oraz larw obu gatunków najczęściej odbywa się wśród gęstej roślinności na zasadzie „koszenia”, czyli przeciąganiu siatki raz za razem wśród roślin. Metodę na „upatrzonego” można stosować w przypadku dorosłych kumaków. Dobrym podbierakiem są tzw. podbieraki muchowe, używane przez wędkarzy w górskich rzekach łowiących na sztuczne muchy. Mają one obręcz z wyprofilowanej rurki, dzięki czemu są bardzo wytrzymałe. Ich dużą wadą jest nie zawsze odpowiednia wielkość oczek siatki oraz krótki drążek, który trzeba przedłużyć.

Siatka powinna, w miarę możliwości, mieć zdejmowaną obręcz do łatwiejszego transportu. Średnica obręczy nie powinna przekraczać 50 cm – im większa średnica tym większy opór (wiele kilogramów) stawiany przez roślinność i tym mocniejsza musi być cała konstrukcja. Siatką kosimy wśród roślinności kilka razy, bez sprawdzania zawartości. Dopiero później wysypujemy wszystko na brzeg, ale na tyle blisko wody, aby drobne bezkręgowce, małe rybki i kijanki innych płazów mogły do niej wrócić. Często musimy im w tym pomóc. Po każdym koszeniu wyciągamy z wody wiązkę roślinności przemieszaną z mułem. Musimy to starannie przejrzeć, przerzucając listek za listkiem, aby nie przeoczyć małych larw. Do wybierania larw powinniśmy używać płaskiego naczynia (plastikowej kuwety lub miski) o jasnym (białym lub żółtym) dnie. Naczynie napełniamy wodą i wrzucamy wyłowioną roślinność małymi partiami, wtedy larwy wydostają się z niej znacznie szybciej. Aby w pełni obejrzyć larwy należy je umieścić w małym słoiku szklanym lub przezroczystym pojemniku plastikowym – musimy zobaczyć je z boku. Wtedy dokładnie możemy ocenić kształt płetwy ogonowej, plamistość boków ciała, a w przypadku kijanek kumaka także położenie otworu oddechowego (na brzuchu jak u kumaków, czy po lewej stronie ciała jak u żab i ropuch), czyli cech najważniejszych dla oznaczenia larw. Do ich odłowienia musimy mieć osobną, małą siateczkę używaną, np. do małych rybek w akwarium

lub zwykle sitko do herbaty. Chodzi o to, że larwy są tak delikatne, że łatwo możemy je uszkodzić palcami. Dorosłe osobniki możemy brać ręką, ale ostrożnie.

Siatką przeczesujemy możliwie duży, przybrzeżny obszar zbiornika, jeżeli jest on zbyt duży robimy to losowo co kilka, kilkanaście metrów.

W przypadku kumaków siatkę wykorzystujemy głównie do łowienia kijanek, ponieważ do rejestrowania obecności i liczenie kumaków dorosłych wystarczy z reguły metoda wzrokowa lub nasłuch głosów. Dorosłe łowimy w sytuacji, gdy nie jesteśmy pewni, jaki to płaz.

Metoda nocnych połowów (traszki i kumaki)

Traszki grzebieniaste stają się bardziej aktywne o zmierzchu i w nocy. Częściej można je zauważyć pod powierzchnią wody. Samice czują się wtedy bezpieczniejsze i składają jaja. Zajęte tą skomplikowaną czynnością są mniej płochliwe. W nocy przeczesujemy płycizny zbiornika z użyciem mocnej latarki. Na początku chodzimy tylko po brzegu, aby nie płoszyć traszek, jeżeli to nie przynosi rezultatu, wchodzimy do wody i szukamy wśród roślinności, powoli ją rozgarniając, dopiero na końcu zaczynamy koszenie siatką.

Kumaki również możemy łowić w nocy, są wtedy znacznie mniej płochliwe.

Metoda ogradzania stawu (traszki i kumaki)

Polega na całkowitym ogrodzeniu zbiornika szczelną folią lub siatką, wzdłuż której są wkopane w ziemię pułapki łowne w postaci plastikowych wiaderek, w odległości co 10-15 m. Wiaderka muszą się znajdować od strony, z której przychodzą płazy. Ścianki ogrodzenia powinny być pionowe, a najlepiej pochylone lekko w kierunku miejsc zimowania płazów, gdyż mogą się one, szczególnie kumaki, wspinać po siatce lub folii. Jest to bardzo dobra i skuteczna metoda, ale w przypadku większych stawów praktycznie niemożliwa do realizacji, ze względu na duże koszty i pracochłonność.

Ogradzanie stawu stosuje się częściej w badaniach ilościowych (teoretycznie można wyłapać wszystkie osobniki z populacji). Można zastosować jej uproszczoną odmianę i ogrodzić tylko część stawu, od strony potencjalnych zimowisk traszek i kumaków.

Metoda wyszukiwania płazów zabitych przez pojazdy na drogach (traszki i kumaki)

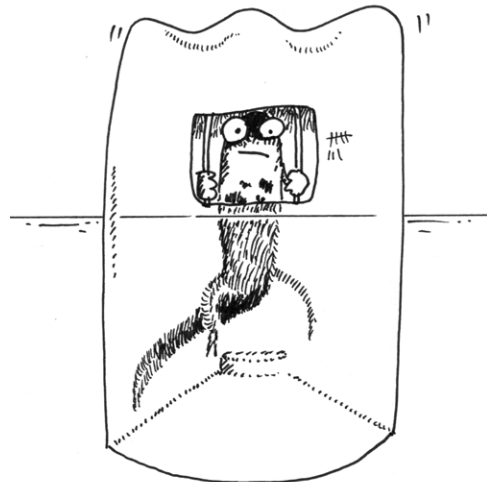
Jest to metoda wykorzystująca wiosenny pęd migracyjny dorosłych płazów wszystkich gatunków. Jest bardzo prosta nie wymaga żadnych przygotowań technicznych. Można ją zastosować jednak tylko wtedy, gdy w pobliżu zbiornika znajduje się dość ruchliwa droga, najlepiej asfaltowa. Korzystnie jest (dla nas, ale nie dla płazów!), jeśli ta droga przebiega pomiędzy zimowiskami a miejscem rozrodu. Wystarczy ją tylko kontrolować codziennie (najlepiej rano), wyszukując szczątki zabitych płazów. Traszki grzebieniaste oznaczamy na podstawie ich wydłużonego kształtu i ogona, a przede wszystkim na podstawie charakterystycznej plamistości brzusznej strony ciała. Praktycznie gatunek ten można pomylić tylko z traszką zwyczajną lub... z kumakiem nizinnym. Często skórka traszki jest tak zniszczona, że trudno się zorientować, że chodzi o zwierzę z długim ciałem, ale plamy zwykle zachowują się dość dobrze. Jednak traszka ma najczęściej brzuch pomarańczowy, a kumak czerwony, inna jest też proporcja i rozkład kolorowych części podbrzusza. U traszki jest to pomarańczowe tło, na którym są rozmieszczone czarne plamy, a u kumaka odwrotnie: czerwone plamy na czarnym tle.

Metoda z wykorzystaniem pułapek wodnych (traszki, częściowo kijanki kumaków)

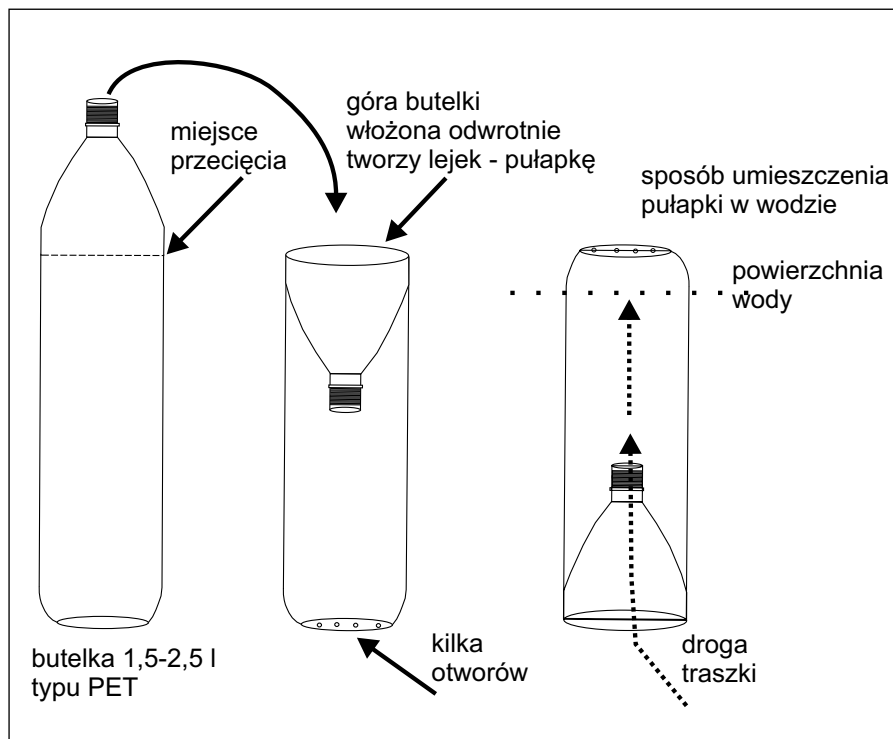
W ostatnich latach coraz większą popularność, szczególnie w wykrywaniu traszek oraz ich wyrosniętych larw, zdobywa metoda wykorzystująca pułapki pływające lub zanurzone. Okazało się, że wyniki uzyskane dzięki tej metodzie mogą być porównywalne ze szczelnym ogrodzaniem stawu, a przy tym jest ona znacznie prostsza w zastosowaniu (Meyer 2005, Ortmann i in. 2005). Jest kilka rodzajów takich pułapek, omówimy trzy najważniejsze.

Pułapka pływająca typu butelka PET.

Wykonuje się ją bardzo prosto w ciągu kilku minut przez odpowiednie przycięcie powszechnie używanej do napojów butelki plastikowej typu PET (Berger H. 2000, Meyer 2005) (Ryc. 21). Im większa butelka tym lepsze efekty. Dobre są butelki od 2,5 litrowej Pepsi-Coli lub Coca-Coli, ale można też wypróbować duże 5 litrowe butle po wodzie niegazowanej. Najlepiej jeśli butelka jest owalna. Butelkę obcinamy równo, około 10-

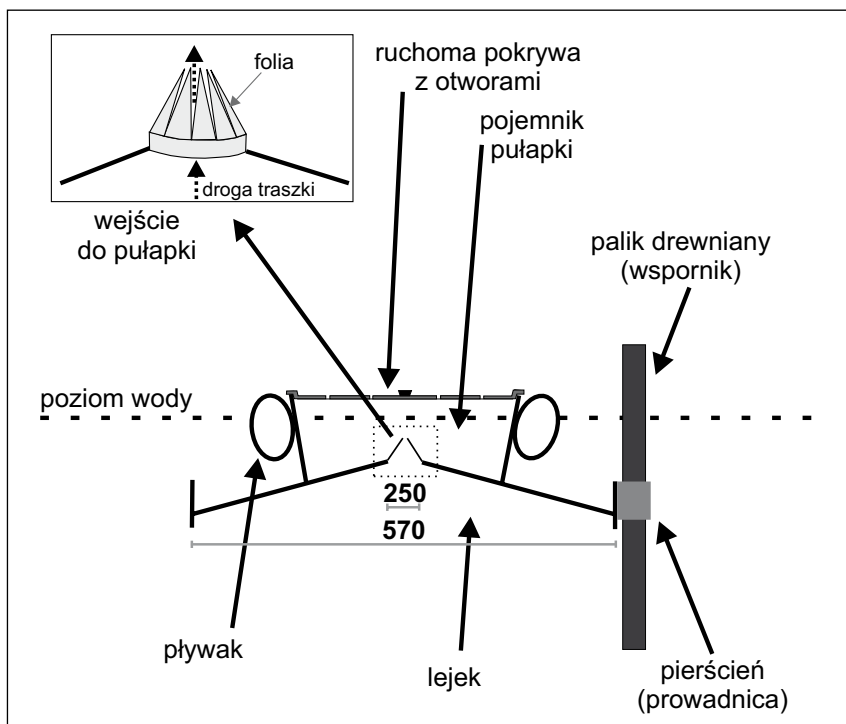


12 cm poniżej szyjki. Otrzymujemy w ten sposób lejek, który wkładamy odwrótnie niż poprzednio – szyjką do środka – do pozostałej części butelki. Często wystarczy już samo wciśnięcie, ale można dodatkowo zastosować klej np. silikon. Taką pułapkę napełniamy wodą, pozostawiając około 5 cm powietrza od strony denka. W denku wywiercamy małe otworki. Pułapkę zanurzamy w wodzie, dnem do góry. W razie jej niestabilności dolewamy trochę wody lub umocowujemy ją na kiju wbitym w dno stawu. Pułapki nie umocowane na stałe powinny być przywiązane żyłką, sznurkiem do drzewa lub kija na brzegu, aby łatwo można było je wydstać z wody. Nie jest to konieczne, jeśli pułapki rozkładamy wśród roślinności, która uniemożliwia jej odpłynięcie. Traszki, które podpływają do powierzchni, jeśli natkną się na pułapkę często wchodzi przez jej lejek do środka i nie mogą się już wydostać. Mogą przebywać w takiej pułapce, w skrajnych przypadkach, nawet kilkanaście godzin, pułapki należy jednak kontrolować możliwie często, co 1-2 godziny. Pułapka nie ma zastosowania dla kumaków.



Ryc. 21. Pułapka pływająca typu butelka PET do łapania traszek (Berger H. 2000, zmienione)

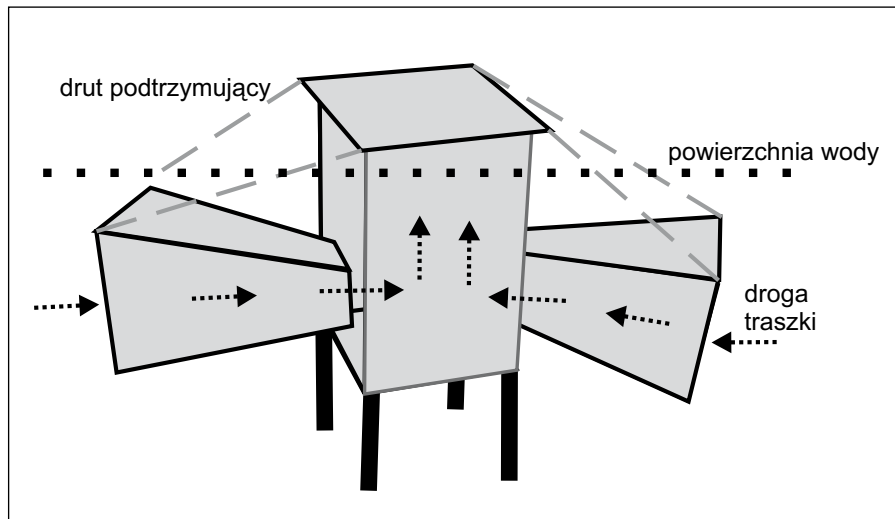
Pułapka pływająca typu stożkowego. Jest to pułapka znacznie bardziej skomplikowana w budowie od poprzedniej, ale efektywniejsza ze względu na większą powierzchnię łowną (Möller i Kupfer 1998, według Meyer 2005) (Ryc. 22). W tym przypadku średnica lejka łownego wynosi 46 cm, a w pułapce PET zwykle poniżej 10 cm. Zasada działania jest podobna, jednak ta pułapka powinna być umocowana za pomocą kija lub dwóch wbitych w dno. Optymalnym rozwiązaniem jest zainstalowanie jej na przepustnicy – tulejce, która może się przesuwać po gładkim kiju w górę lub w dół wraz ze zmianami poziomu wody w zbiorniku. Pułapka nie ma zastosowania dla kumaków.



Ryc. 22. Pułapka pływająca typu stożkowego do łapania traszek (Möller i Kupfer 1998, zmienione)

Pułapka zanurzona. Typ pułapki najbardziej skomplikowanej i trudnej do zrobienia, ale bardzo efektywnej (Glandt 2000) (Ryc. 23). Jej ścianki zrobione są z drobnej metalowej siatki rozpostartej na solidnej ramie. Traszki nie wpływają do pułapki od spodu jak w poprzednich modelach, ale z boków, przez duże lejki położone poziomo. Górna część głównej komory pułapki wystaje ponad wodę, umożliwiając im oddychanie. Cała pułapka stoi na dnie na nóżkach odpowiedniej wysokości, dobrze

jeśli istnieje możliwość ich regulowania. Autor tego modelu osiągał bardzo dobre rezultaty w czasie połowów różnych gatunków traszek. Najczęściej łowił 5-35 traszek przez noc, ale rekord wyniósł 140 osobników (Glandt 2000). Pułapka ta może mieć zastosowanie do łowienia kijanek kumaków.



Ryc. 23. Pułapka zanurzona do łapania traszek i larw płazów bezogonowych (Glandt 2000, zmienione)

Metoda wyszukiwania jaj traszek

Jest to – wbrew pozorom - często prostsza i szybsza metoda wykrywania traszek niż w przypadku łowienia siatką. Wystarczy tylko dobry wzrok, odpowiednia roślinność i oświetlenie tego, co jest pod wodą oraz doświadczenie. Światło jest tu nawet ważniejsze niż przy wypatrywaniu dorosłych, gdyż w tym przypadku mamy do czynienia z obiektem nieruchomym wielkości 4 mm i ukrytym w załamaniu blaszki liściowej. Wydaje się, że takie jajo jest praktycznie nie do znalezienia w zbiorniku.

Szukanie jaj rozpoczynamy chodząc wzdłuż brzegu i wypatrując roślin z podwodnymi liśćmi, w które traszka może je zawinąć. Rośliny takie znajdują się zwykle na głębokości do 50 cm. Niestety znajomość gatunków tych roślin nie na wiele się nam przyda, gdyż, bez odpowiedniego doświadczenia, nie będziemy często w stanie określić gatunku na podstawie oględzin młodej rośliny, której liście w pierwszej fazie rozwoju nie zawsze przypominają liście u rośliny w pełni rozwiniętej, znanej z przewodników do oznaczania i fotografii. Nie zawsze są to też rośliny ściśle podwodne, mogą to być gatunki rosnące na brzegach zbiornika, które są okresowo zalewane wczesną wiosną.

Dlatego musimy bardziej działać na wycucie, szukając nie konkretnego gatunku, tylko odpowiednich liści. Liść ze złożonym jajem rozpoznamy dość łatwo po jego nienaturalnie prostym brzegu w miejscu zagięcia blaszki liściowej przez samicę traszki (Ryc. 15B2, fot. 32). Blaszka liściowa nadgryziona przez roślinożercę będzie nierówna, postrzępiona, a ta z jajem ma brzeg tak prosty jak po zagięciu kartki papieru.

Po znalezieniu takiej rośliny sprawdzamy czyje to jajo. Często w tym celu musimy rozkleić blaszkę liściową, co nie jest korzystne dla zarodka, dlatego sprawdzamy tylko 2-3 jaja w ten sposób, a inne przez analogię, bez rozklejania blaszki liściowej. W miarę możliwości liczymy jaja na jednej lub kilku zmierzonych powierzchniach. Do oznaczenia jaja możemy wykorzystać podręczną lupę, jednak nie jest to konieczne jeśli mamy pewne doświadczenie.

Metoda nasłuchu głosów samców kumaka

Samce kumaka nizinnego można zaliczyć do średnio głośnych, ale jeżeli są liczne, aktywne i tworzą chór, to ich głos usłyszymy z nawet z odległości ponad 1 km. Ich głos jest bardzo charakterystyczny – *kum-kum* – i trudno go pomylić z głosami innych nizinnych gatunków. Nagrania głosów płazów można kupić na kasetach i na płytach CD lub wyszukać w Internecie. Przed rozpoczęciem nasłuchu w terenie, należy pamiętać o kilku podstawowych zasadach. Musimy zapoznać się z najważniejszymi zagadnieniami z biologii i ekologii kumaków: kiedy odbywają gody, jakie zbiorniki preferują. Ponieważ ich największa aktywność przypada na godziny wieczorne i nocne, dobrze jest w ciągu dnia zrobić rozpoznanie terenu, po którym będziemy się poruszali w nocy. Chodzi przede wszystkim o lokalizację możliwie wszystkich zbiorników i najłatwiejszy dojazd do nich. Jeżeli nie znamy dobrze terenu, w nocy mogą być z tym poważne kłopoty. Środek lokomocji zależy głównie od odległości, jakie mamy do pokonania. Podstawową wadą samochodu jest jego głośność – za każdym razem, gdy nasłuchujemy silnik, nawet bardzo cichy, należy wyłączyć. Dlatego w pewnych sytuacjach dobrze jest się zastanowić nad wykorzystaniem roweru. Należy pamiętać o tym, że aktywność godowa samców, w tym również wydawanie głosów, jest ściśle uzależniona od temperatury. Dlatego w przypadku załamania pogody i obniżenia się temperatury, może dojść do sytuacji, że mimo prowadzeniu nasłuchu w okresie godowym, w zbiorniku, gdzie kumaki występują, nic nie usłyszymy. Dobrze jest mieć jedną znaną, „wzorcową populację”, w której możemy sprawdzić aktywność kumaków danej nocy, przed wyjazdem w poszukiwaniu nowych stanowisk. Warto się również zaopatrzyć w urządzenie odtwarzające kasety, CD lub pliki MP3 (w zależności od tego na jakim nośniku mamy nagrane głosy). W przypadku, gdy w stawie panuje cisza można spróbować stymulacji samców włączając im nagranie innych kumaków nizinnych. W takiej sytuacji samce mogą zostać sprowokowane do kumkania głosami konkurencji.

Nasłuch prowadzimy, gdy noc jest cicha, bezwietrzna. W rejestracji głosów kumaków dość często mogą nam przeszkadzać inne, głośniejsze płazy. Do najgłośniejszych płazów krajowych należy rzekotka, ropucha zielona i paskówka oraz żaba wodna i żaba śmieszka. Obecność większej liczby samców tych gatunków może wręcz uniemożliwić usłyszenie czegokolwiek poza ich głosem. Na odbiór dźwięków przez nas niekorzystnie wpływa również rosnąca w pobliżu topola osika (*Populus tremula*), której liście drżą nawet przy słabych powiewach wiatru. W takiej sytuacji możemy jedynie spróbować zmienić miejsce nasłuchu, z dala od przeszkadzających topoli i rzekotek. Należy jednak pamiętać, że kumaki mogą preferować te same rejonu zbiornika, w których godują inne płazy i wtedy ich głos może być nieraz skutecznie zagłuszany.

METODY OCHRONY TRASZKI GRZEBIENIASTEJ I KUMAKA NIZINNEGO

Podstawowym celem czynnej ochrony traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego jest poprawa ich warunków siedliskowych, zarówno wodnych jak lądowych, w wyniku czego ma nastąpić zwiększenie się liczby i liczebności populacji do poziomu nie zagrażającego ich egzystencji. Opierając się na teorii genetyki populacyjnej można założyć, że taka populacja powinna liczyć przynajmniej 1000 dorosłych osobników (LIFE04NAT/DE/000028). Jednak obecnie coraz rzadziej spotyka się tak liczne populacje traszki i kumaka w Europie, dlatego jest wiele do zrobienia.

Inwentaryzacja miejsc lęgowych

Podjęcie konkretnych działań ochronnych powinno zostać poprzedzone przeprowadzeniem inwentaryzacji na szeroką skalę, której celem jest określenie rozmieszczenia najważniejszych miejsc rozrodu traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego. Należy wiedzieć jak liczne i jak zagrożone są poszczególne populacje, aby dzięki temu wprowadzić priorytety w działaniach ochronnych – zacząć je w populacjach najbardziej zagrożonych.

Oczyszczanie zbiorników i usuwanie niepożądaney roślinności

Zbiorniki zamieszkałe przez traszki grzebieniaste i kumaki nizinne należy oczyścić w pierwszej kolejności ze śmieci, które mogą powodować skażenie wody. Kolejnym, bardzo istotnym zabiegiem jest usunięcie nadmiernie rozrośniętej roślinności w postaci drzew i krzewów, które zacieniają zbiornik, przyczyniają się do spadku temperatury wody i przyspieszają proces jego zarastania. W pewnych sytuacjach należy również usunąć nadmiar szuwarów, szczególnie wtedy, gdy rosną w dużym zagęszczeniu, szczelnie otaczając zbiornik szerokim pierścieniem i tworzą formacje jednogatunkowe (np. trzcina *Phragmites communis*, pałki *Typha*), o nieróżnicowanej strukturze. Gęste szuwały utrudniają płazom dostęp do zbiornika i przyczyniają się do jego zarastania. Niekorzystny może być także nadmiar roślinności zanurzonej lub powierzchniowej, utrudniając poruszanie się larwom traszki grzebieniastej, które preferują otwarte wody. Bezwzględnie należy usuwać rzęsę (*Lemna*) ze zbiornika, która szybko się rozrasta i utrudnia światłu słonecznemu dostęp w głąb zbiornika. Jednak usuwanie roślinności wodnej należy przeprowadzać z większą ostrożnością niż w przypadku drzew i krzewów. Nie należy natomiast usuwać całkowicie roślin-

ności, która nie wpływa na zacienianie zbiornika, a może natomiast pełnić funkcję siedlisk lądowych dla płazów. Optymalnym rozwiązaniem jest utrzymanie mozaikowej struktury roślinności na brzegach zbiornika oraz w jego sąsiedztwie.

Usunięcie niepożądaney roślinności jest podstawowym warunkiem utrzymania istniejących populacji traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego na obecnym poziomie oraz punktem wyjścia do zwiększenia ich liczebności. W Niemczech wielokrotnie obserwowano wyraźny wzrost liczby przeobrażonych osobników kumaka, a w późniejszym okresie również dorosłych, po oczyszczeniu stawów, które zamieszkiwały (Andersen 1996). W pewnych sytuacjach może być konieczne usunięcie osadów zalegających na dnie zbiornika, w których gromadzą się związki chemiczne niekorzystnie wpływające na jego funkcjonowanie (Fot. 51).

Usuwanie ryb ze zbiorników

Z najcenniejszych miejsc rozrodu kumaka i traszki należy usunąć w miarę możliwości wszystkie ryby. Takie działania mają często – z konieczności – brutalny przebieg: aby skutecznie wyeliminować ryby spuszcza się wodę (Fot. 51), stosuje się agregat prądowy, a w skrajnych przypadkach (brak możliwości zastosowania innych metod) stosuje się nawet pestycydy rybobójcze – piscidy. Taki przypadek opisali McLee i Scaife (1992) z Anglii. W stawie zamieszkanym przez traszki grzebieniaste ryby zostały wytrute rotenonem w lutym. Ryby zginęły po 4 dniach, a już po 7 nastąpił rozkład pestycydu. Do stawu wpuszczono kijanki ropuchy szarej, jako kontrolę. Kijanki rozwijały się bez przeszkód, w kwietniu pojawiły się dorosłe traszki, a w czerwcu ich larwy. Ryb nie da się usunąć ze wszystkich stawów, także ze względu na protesty mieszkańców, ale można wypracować kompromis i uwolnić od nich niektóre zbiorniki.

Tworzenie nowych zbiorników

W silnie zmienionym krajobrazie, z małą liczbą odpowiednich zbiorników, samo oczyszczenie stawów nie jest rozwiązaniem optymalnym. Należy doprowadzić do zwiększenia ich liczby przez wykopanie nowych zbiorników, najlepiej w naturalnych, podmokłych obniżeniach terenu lub blisko cieków wodnych, które będą je zasilały w razie potrzeby. Nowe stawy powinny mieć odpowiednio wyprofilowane, łagodnie nachylone brzegi, aby przypominały naturalne zbiorniki (Fot. 52-53). Nie można kopać stawów o bardzo stromych brzegach, jak to powszechnie się robi w Polsce. Takie zbiorniki często bardziej przypominają wannę, niż staw, który ma zostać zasiedlony przez płazy. Strome brzegi często utrudniają rozwój roślinności nabrzeżnej, szuwarowej i zanurzonej, co negatywnie wpływa na funkcjonowanie całego ekosystemu i różnorodność biologiczną zamieszkujących go organizmów.

Przy planowaniu lokalizacji nowych zbiorników należy pamiętać o rozmieszczeniu ich w małych grupach, po kilka, w odległości nie większej niż kilkaset metrów, tak aby kumaki i traszki mogły się pomiędzy nimi przemieszczać. Stawy z takiej grupy powinny różnić się w pewnym zakresie wielkością, głębokością, strukturą otaczającej je roślinności, aby powstało środowisko zróżnicowane ekologicznie. Zasada zróżnicowania dotyczy również poszczególnych zbiorników, które powinny mieć dno o zróżnicowanej głębokości, aby umożliwić rozwój różnej roślinności. Nowe zbiorniki nie powinny powstawać na polu ornym, ale mogą znajdować się na łąkach i pastwiskach. Najlepiej, gdy w momencie ich tworzenia w bezpośrednim sąsiedztwie znajdują się liściaste zarośla lub las.

Takie nowo powstałe zbiorniki mają ogromne znaczenie nie tylko dla traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego, ale będą służyły jako miejsca rozrodu dla większości innych płazów krajowych. W krótkim czasie zostaną zasiedlone także przez wiele innych gatunków zwierząt i roślin oraz w znacznym stopniu przyczynią się do zwiększenia różnorodności biologicznej na danym terenie.

Tworzenie korytarzy ekologicznych

Pomiędzy stawami tworzącymi grupę oraz pomiędzy otaczającymi je siedliskami lądowymi, powinny istnieć odpowiednie korytarze ekologiczne, którymi płazy mogą bezpiecznie wędrować. Powinny to być różne formacje roślinne: krzewy, zadrzewienia, trawy i byliny. Na duńskiej wyspie Bornholm funkcję takich korytarzy pełnią murki z kamieni polnych tworzone na miedzach (wyspa ta ma bardzo skaliste podłoże i na polach jest dużo kamieni). Zarastają one krzewami i roślinnością zielną, tworząc doskonale korytarze migracyjne i bezpieczne kryjówki nie tylko dla płazów, ale również dla drobnych ssaków i ptaków.

Tworzenie miejsc hibernacji

Miejsca zimowania są, obok odpowiednich miejsc rozrodu, jednym z najważniejszych elementów środowiska, w którym żyją traszki i kumaki. Ich brak w krótkim czasie powoduje zanik całych populacji. Zimowiska muszą być położone w promieniu kilkuset metrów od najważniejszych stawów rozrodczych. Dystans większy niż 500 m, może się okazać zabójczy dla traszek i kumaków, które nie pokonają takiej odległości. Nie zawsze odpowiednie miejsca do hibernacji znajdują się w istniejących biotopach lądowych, więc trzeba je zrobić. Ich funkcje mogą pełnić sterty kamieni, pni drzew lub gałęzi, przemieszane z liśćmi lub glebą, w taki sposób, aby znajdowały się w nich liczne otwory, przez które płazy będą mogły łatwo wejść do ich wnętrza. Podstawowy model takiej struktury to: materiał szkieletowy (kamienie, drewno), materiał wypełniający i ocieplający (liście, kompost, gleba) oraz otwory. Takie miej-

sca nadają się również na kryjówki w lądowej fazie życia, szczególnie dla młodych i dorosłych traszek.

Monitorowanie odtworzonych i nowych miejsc rozrodu

Zbiorniki, które poddano rekultywacji oraz te nowo wykopane, powinny być monitorowane, aby określić, jaki efekt miały przeprowadzone działania i skorygować popełnione błędy. Takie kontrolowane stawy są najlepszym poligonem doświadczalnym i edukacyjnym dla dalszych działań. Na ich przykładzie społeczność lokalna może się przekonać o sensie prowadzonych prac w ramach czynnej ochrony płazów.

Monitorowanie siedlisk lądowych w otoczeniu miejsc rozrodu

Traszka grzebieniasta i kumak nizinny, oprócz siedlisk wodnych, potrzebują również siedlisk lądowych, w których mogą zdobywać pożywienie i które mogą im służyć za korytarze migracyjne. Takie biotopy powinny być monitorowane, aby nie dopuścić do ich degradacji w wyniku całkowitego zarośnięcia. Siedliska lądowe położone w bezpośrednim sąsiedztwie stawu mają szczególnie duże znaczenie dla małych kumaków, które po przeobrażeniu kryją się na granicy wody i lądu, aby uniknąć zjedzenia przez osobniki dorosłe. Także duża konkurencja pokarmowa ze strony dorosłych zmusza je do szukania pożywienia nie tylko w wodzie, ale na pobliskich wilgotnych łąkach. Zanik otwartych, wilgotnych, niezarośniętych terenów to także utrudnienia w migracji płazów, które często błądzą wśród gęstej roślinności i potrzebują znacznie więcej czasu na jej pokonanie. Bardzo korzystnym mechanizmem regulującym stopień zarastania zbiorników i ich otoczenia jest wypasanie. W Danii płaci się farmerom za utrzymywanie krów i wypasanie ich np. w pobliżu stawów zamieszkałych przez kumaki.

Propagowanie odpowiednich metod zabiegów agrotechnicznych

Rolników trzeba przekonywać, że nie można robić oprysków pestycydami w bezpośrednim sąsiedztwie zbiornika oraz w wietrzne dni, gdy pestycydy mogą się przenosić na większe odległości wraz z wiatrem.

Bardzo ważne jest pozostawienie w czasie orki pasa niezaoranej, nieuprawianej, „zaniedbanej” ziemi wokół stawu, który będzie pełnił funkcje bariery biogeochemicznej, powstrzymując dopływ nawozów i środków ochrony roślin do stawu, a jednocześnie będzie miejscem, gdzie płazy mogą się chronić i polować, a w sprzyjających okolicznościach (pozostawienie stert gałęzi, kamieni z pól), może pełnić również



Fot. 52-53. Kolejne etapy kopania stawu (fot. Finn Hansen)



Fot. 54. Znak ograniczenia prędkości w miejscach, gdzie wędrują płazy (Szwecja, fot. Lars Briggs)



Fot. 55. System tuneli i ogrodzeń firmy Zieger – najlepsza ochrona płazów przechodzących przez drogi (Dania, fot. Lars Briggs)

funkcje ich zimowisk. Strefy buforowe powinny mieć około 20-25 m (Schneeweiss i Schneeweiss 1999, Briggs i Damm 2004), ale w przypadku protestów właścicieli gruntów można ograniczyć je do 5 m.

Należy zwracać uwagę na okresy stosowania nawozów i oprysków, aby dostosować je w miarę możliwości do aktywności płazów – nie używać chemikaliów w czasie intensywnych migracji płazów oraz w czasie metamorfozy, gdy setki tysięcy młodych osobników wychodzi na łąki i pola.

Metody ochrony szlaków migracji płazów

Ochrona szlaków migracji płazów krzyżujących się z ruchliwymi szosami została zapoczątkowana w Szwajcarii już 40 lat temu, jako pierwsza forma czynnej ochrony tych zwierząt. Długa tradycja tych działań, wypracowanie różnych metod oraz szereg badań prowadzonych w różnych krajach Europy zaowocowały bardzo obszerną literaturą dotyczącą tego tematu. W rozdziale tym poszczególne metody zostaną omówione skrótowo, szczegółów można znaleźć w innej pracy autora (Rybacki 2002b).

Tablice informacyjne, znaki drogowe i ograniczenie prędkości

Tablice informujące o migracjach płazów to rozwiązanie najtańsze i najprostsze w realizacji, ale stosunkowo mało efektywne. Z reguły do ich ustawienia potrzebna jest jedynie zgoda odpowiedniego zarządu dróg publicznych. Wprowadzenie ostrzegawczego znaku drogowego z żabą wymaga zmian w kodeksie drogowym. Znaki takie zostały wprowadzone w kilku krajach Europy m. in. w Szwajcarii, Anglii, Niemczech i Szwecji (Fot. 54). Tablice informacyjne powinny być dobrze widoczne i zawierać rysunek żaby lub ropuchy (najlepiej znane płazy) oraz informacje, na jakim odcinku i w jakim okresie odbywają się wędrówki płazów np. „*Uwaga! Wędrówki żab na odcinku 500 m, od 1.03-15.05*”. Dokładne określenie okresu migracji płazów jest dość trudne i zależne od zmiennych warunków meteorologicznych, dlatego najlepiej okres ten ustalić z pewnym marginesem. W zachodniej Europie tablicom i znakom ostrzegawczym towarzyszą często znaki ograniczenia szybkości do 30 km/godz. Ich ustawienie może zostać umotywowane nie tylko ochroną płazów, ale przeciwdziałaniem zagrożenia życia kierowców, jaką niesie niebezpieczeństwo poślizgu w czasie wiosennych migracji tysięcy płazów.

Budowa zastępczych siedlisk rozrodczych

Metoda ta polega na wykopaniu stawu po tej samej stronie drogi, po której są siedliska lądowe i zimowiska płazów. Jest ona bardziej skuteczna dla płazów, które nie są silnie przywiązane do stałego miejsca rozrodu. W przypadku traszki i kuma-

ka oprócz wykopanego stawu należy zastosować ogrodzenie, które uniemożliwi im przechodzenie przez szosę do dawnego miejsca rozrodu.

Stałe ogrodzenie szosy bez odławiania płazów

Metoda ta zapobiega wprawdzie zabijaniu płazów przez samochody, ale jednocześnie trwale rozdziela osobniki jednej populacji, żyjące po obu stronach szosy. W krótkim czasie może doprowadzić to do wykształcenia się wyraźnych różnic genetycznych pomiędzy nimi. Jej funkcjonalność znacznie wzrasta w połączeniu z budową zastępczego miejsca rozrodu, które powinno powstać przed ogrodzeniem.

Okresowe ogradzanie szosy, odławianie i przenoszenie płazów

Jest to najczęściej stosowana metoda ochrony migrujących płazów w okresie rozrodu. Cechują ją niskie koszty i zaangażowanie ludzi tylko w krótkim okresie czasu. Jej skuteczność jest wysoka, gdyż okres ochrony przypada na okres najintensywniejszych migracji płazów.

Ogrodzenie, wysokości 40-50 cm, najłatwiej jest wykonać z folii, brezentu lub siatki plastikowej stosowanej w ogrodnictwie, o oczkach nie większych niż 1 x 1 cm (Fot. 56). Od spodu musi być zabezpieczone, np. przez wkopanie w ziemię, aby nie było w nim szpar. Najlepiej jeśli jest nachylone pod kątem 10-15 stopni w kierunku, z którego wędrują płazy.

Wzdłuż ogrodzenia należy - co 10-15 m - wkopać standardowe wiaderka plastikowe (lepsze są wyższe i węższe) pełniące funkcję pułapek. Wiadra muszą być wkopane równo z ziemią lub trochę poniżej, tak aby płazy wpadały do nich bez przeszkód. W ich dnie należy zrobić małe otwory (2-3 mm), aby woda deszczowa mogła odpływać bez przeszkód oraz wyłożyć je trawą, liśćmi lub mchem, aby płazy mogły się schować przed słońcem i drapieżnikami. Do każdego wiadra należy włożyć również jeden grubszy kij w taki sposób, aby umożliwić drobnym ssakom (np. ryjówkom *Sorex*) wydostanie się z pułapki. Pułapki powinny być sprawdzane raz dziennie w godzinach rannych, a w okresie masowych migracji płazów, nawet trzy razy dziennie (rano, w południe i wieczorem). Płazy z pułapek przenosi się (w innych wiadrach) do miejsca ich rozrodu. Jeżeli musimy przerwać kontrolowanie wiader na okres kilku dni należy je bezwzględnie zabezpieczyć (np. pokrywą, deską), aby płazy i inne zwierzęta do nich nie wpadały. Po zakończeniu akcji ratowania płazów usuwamy siatkę i wiadra-pułapki oraz zasypujemy dziury po nich. Można również zastosować samą siatkę, bez wiader, ale wtedy płazy muszą być zbierane częściej - 2-3 razy w ciągu dnia.

Nocne, okresowe zamykanie szosy

Metoda ta jest mało realna do realizacji w warunkach polskich. Stosunkowo często stosowana jest natomiast w Niemczech. Jej wprowadzenie należałoby poprzedzić

działaniami edukacyjnymi wśród lokalnej społeczności, co jednak nie gwarantuje sukcesu.

System stałego ogradzania szos i tuneli

Taki system ochrony jest tak skonstruowany, aby płazy wędrowały do miejsc rozrodu bezpiecznymi tunelami pod drogami. Do tuneli są naprowadzane ogrodzeniami, które robi się z betonu lub specjalnych tworzyw sztucznych (Fot. 55). Taki system chroni płazy przez cały rok, a także wiele innych małych zwierząt oraz nie wymaga dużego zaangażowania ludzi, poza okresową pielęgnacją. Obecnie jest to jedna z najbardziej skutecznych metod ochrony szlaków migracji płazów. Jej istotną wadą są bardzo wysokie koszty, sięgające kilkuset tysięcy złotych za zabezpieczenie kilkuset metrów drogi.

Edukacja ekologiczna

Edukacja ekologiczna powinna być skierowana w pierwszej kolejności do lokalnej społeczności, zamieszkującej w sąsiedztwie siedlisk kumaka nizinnego i traszki grzebieniastej. Najłatwiej edukować dzieci w szkołach, a za ich pośrednictwem można dotrzeć do dorosłych właścicieli gruntów, na których żyją płazy. Dzieci poprzez swoje naturalne zainteresowanie światem, pomogą nam zaszczepić w rodzicach zrozumienie, a może nawet szacunek dla przyrody. Warunkiem jest jednak przekazanie dzieciom, a potem dorosłym, potrzebnej wiedzy w odpowiedniej formie, często bardziej w sferze emocjonalnej (o jaki ładny kumak!) niż merytorycznej. Lekcje ekologii należy organizować w terenie, najlepiej bezpośrednio nad stawem, gdzie można usłyszeć kumaka i zobaczyć traszkę. Ważne jest, aby dzieci miały, chociaż na krótko, bezpośredni kontakt z tymi płazami, przyjrzały się im, trzymając je na dłoni. Taki kontakt na długo pozostaje w ich pamięci. Następnie stopniowo, na prostych przykładach, należy przekazywać podstawową wiedzę na temat biologii, ekologii i zagrożeń płazów. Najlepiej, gdy przykłady zagrożeń można pokazać w terenie, np. rozjechanego kumaka na szosie. Raporty, reportaże z takich spotkań powinny ukazywać się w lokalnej prasie i telewizji, na stronach internetowych – podnosi to rangę przedsięwzięcia, mobilizuje inne dzieci, które jeszcze nie wzięły w nim udziału.

Duże znaczenie edukacyjne ma organizowanie akcji ratowania płazów na drogach wspólnie z dziećmi i młodzieżą szkolną. Dzieci – pod opieką dorosłych - mogą w nich aktywnie uczestniczyć, w bezpośredni sposób pomagając płazom. Bardzo ważne jest to, że od razu dostrzegają efekty swojej pracy i doceniają jej znaczenie dla płazów, które udało się uratować spod kół samochodów.

CZYNNA OCHRONA PŁAZÓW - CO DOTYCHCZAS ZROBIONO W POLSCE?

Pierwsze działania w ramach czynnej ochrony płazów zaczęły się w Polsce w połowie lat 90. Miało to ścisły związek z narastaniem ogólnoświatowych trendów pro-ekologicznych, docenianiem wartości, jaką niesie ze sobą różnorodność biologiczna, a więc również to, co żyje w małym stawie. Ludzie z większą życzliwością zaczęli patrzeć na płazy. Problemem Polski był jednak bardzo słabo rozwinięty amatorski ruch herpetologiczny. Z konieczności organizacja czynnej ochrony płazów musiała spocząć na barkach zawodowych herpetologów, których też mamy niewielu. Opóźniało to podejmowanie konkretnych działań, ale z pomocą przyszli zapaleńcy i obcokrajowcy.

Pierwsze poważniejsze działania w ramach czynnej ochrony płazów w Polsce rozpoczęli członkowie Stowarzyszenia GREENWORKS z Nowego Sącza, które istnieje od 1994 r. Zaczęli skromnie (1991) od ratowania wysychających jaj żaby trawnej. W 1993 r. rozpoczęli wieloletni „Program czynnej ochrony płazów”. Jego celem była ochrona miejsc rozrodu i szlaków migracji płazów, a przede wszystkim edukacja społeczeństwa (w 2001 r. w zajęciach uczestniczyło 1000 dzieci). GREENWORKS wypracował bardzo dobre metody współpracy z lokalnymi społecznościami. Do największych osiągnięć stowarzyszenia należy utworzenie w 1996 r. gminnego parku ekologicznego w Ryrtrze wraz z użytkiem ekologicznym (1997) chroniącym płazy i gady, odtworzenie i oczyszczenie kilku zbiorników, wydanie nalepek, broszur oraz książki poświęconej praktycznej stronie ochrony płazów. GREENWORKS działa głównie w skali lokalnej, gdyż jak mówi jego twórca: „Małe jest piękne, a wielkie drogie i nieefektywne” (Rafiński i Tabasz 2001).

W 1993 r. w Pienińskim Parku Narodowym autor rozpoczął badania monitoringu populacji płazów, których liczebność zmniejszyła się na tym terenie drastycznie (spadek liczebności żaby trawnej o 80-90%!) po zbudowaniu Zbiornika Czorsztyńskiego. W 1995 r. zbadano ich szlaki migracji w Parku oraz śmiertelność na drogach. Były to pierwsze tak kompleksowe badania w Polsce (Rybacki 1995). Monitoring wykazał, że sytuacja płazów jest tragiczna i należy zacząć szybko działać. W 1997 r. w Niedzicy wybudowano trwałe, metalowe ogrodzenie na odcinku 1 km wzdłuż zbiornika – śmiertelność płazów spadła kilkakrotnie. W tym samym roku rozpoczęła się jedna z pierwszych w Polsce profesjonalna akcja ratowania ropuch szarych na drodze (Fot. 56). Odcinek długości 500 m przy przystani flisackiej w Sromowcach Wyżnych-Kątach został ogrodzony, a odłowione ropuchy były przenoszone do wody przez pracowników PPN. W latach 1997-2004 przeniesiono ponad 35000 ropuch, a ich śmiertelność spadła 5-krotnie. W 1998 r. inwestor Zbiornika Czorsztyńskiego zbudował dwa stawy (1600 i 200 m²) dla płazów, w zastępstwie wielu zniszczonych.

Były to prawdopodobnie pierwsze, a na pewno najdroższe (285 000 zł!) płazie stawy w Polsce (Fot. 57-58). Pogłębiono też kilka mokradeł, w których płazy składały jaja (Rybacki 1998, 2002a).

W 1995 r., w rejonie Starachowic, Andrzej Wiśniewski, właściciel firmy produkującej plandeki, zainteresował się problemem żab ginących na drogach i wraz z młodzieżą zaczął je chronić. Uratował już kilkanaście tysięcy płazów. Wykorzystując patent duńskich herpetologów rozpoczął też produkcję specjalnych „żabich płotków” z materiału na plandeki, a w 1998 r. założył Fundację Żaba.

Również w 1995 r. rozpoczęła się akcja ratowania ropuch szarych w Wojewódzkim Parku Kultury i Wypoczynku w Chorzowie, koło Planetarium. Organizatorem tej wieloletniej akcji, trwającej do dzisiaj, jest Marek Sołtysiak wraz z Klubem Ekologicznym. Na wniosek ekologów władze miasta zabezpieczyły studzienki przy drodze, obniżyły krawężniki, a w 1996 r. wprowadziły zakaz wjazdu na drogę dojazdową do Planetarium. Gdy to nie pomogło w 1999 r. zastosowano – pierwszy raz w Polsce – czasowe (20.00-7.00) zamykanie drogi. W 2000 r. drogę przegradziły solidne szlabany. W efekcie śmiertelność ropuch obniżyła się 4-krotnie (Sołtysiak i Motyka 2004).

Rok 1995 zapoczątkował także nową erę w czynnej ochronie płazów w Polsce – Erę Briggsa, zawodowca od czynnej ochrony płazów, szefa duńskich firm Amphi Consult i Fauna Passage (przejścia dla zwierząt). Lars Briggs w ciągu kilku lat rozniecił zapał do ratowania płazów w wielu regionach kraju. Pomagał mu w tym drugi „polski” Duńczyk Lars Christian Adrados. Ponieważ wiele zależy od zaangażowania i pracy konkretnych ludzi należy wymienić ich najaktywniejszych współpracowników z kilku parków narodowych: Białowiecki PN – Małgorzata Briggs-Buszko i Olimpia Pabian, Biebrzański PN – Marzena Kierus, Kampinoski PN – Grzegorz Okołów, PN Gór Stołowych – Krzysztof Baldy, Wigierski PN - Anna i Lech Krzysztofiakowie. Nie można zapomnieć o najważniejszych sponsorach, bez których wiele działań byłoby niemożliwych: Fundacja EkoFundusz, Narodowy Fundusz Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej oraz wojewódzkie fundusze ochrony środowiska.

Grupa Briggsa zrobiła wiele dla płazów i edukacji społeczeństwa. Ich działania można podzielić na trzy grupy: stawy, drogi i edukacja.

1. Stawy. W latach 1997-2004 wykopano lub oczyszczono 79 stawów dla kumaka nizinnego i rzekotki (72 w Puszczy Białowieckiej, 7 w Wigierskim Parku Narodowym). Duża część stawów białowieckich powstała przy aktywnej pomocy członków Północnopodlaskiego Towarzystwa Ochrony Ptaków. Część stawów w Wigierskim PN powstała na gruntach specjalnie w tym celu zakupionych od prywatnych właścicieli.

2. Drogi. W 5 parkach od 1997 r. trwa akcja ogradzania dróg, wylapywania i przenoszenia płazów do zbiorników. Tylko w Białowieckim PN każdego roku ratowanych jest w ten sposób ponad 25 000 płazów. Rekordową dla Polski ilość płazów przechodzących przez krótki odcinek szosy (220 m) zarejestrowano w Jeleniowie w PN Gór Stołowych – 23 000 ropuch szarych, żab trawnych i traszek! Dlatego zbudowano tam tunele dla płazów (Fot. 59).

3. Edukacja. W latach 1994-2002 zorganizowano kilkanaście warsztatów roboczych w 7 parkach narodowych z udziałem kilkuset młodych ludzi z Polski i kilku krajów Europy oraz konferencję naukową w Białowieży. Dodatkowo szereg zajęć edukacyjnych organizowali niezależnie pracownicy parków. Jednym z efektów działalności tej grupy ludzi była „Instrukcja czynnej ochrony płazów” (Baldy 2003).

Ze względu na rozmach i wyjątkowość tego przedsięwzięcia w skali europejskiej, należy dokładniej omówić program ochrony płazów w Parku Narodowym Gór Stołowych. Realizacja tego programu była możliwa dzięki ogromnemu zaangażowaniu i uporowi obecnego dyrektora parku Krzysztofa Baldego.

W październiku 2002 r., na 220 metrowym odcinku szosy w Jeleniowie koło Kłodzka, zakończyła się budowa pierwszego w Polsce i jednego z pierwszych w Europie Wschodniej profesjonalnego systemu ogrodzeń i tuneli dla płazów firmy Zieger (**Fot. 59**). Powstały 4 tunele (2 x 10 m i 2 x 7,5 m) oraz betonowe ogrodzenie o łącznej długości 440 m. Koszty budowy wyniosły 380 000 zł, z czego 240 000 przekazała fundacja DANCEE (Duńskie Biuro Współpracy Ochrony Środowiska w Europie Centralnej i Wschodniej), a 100 000 polski NFOŚiGW. Dodatkowo odrestaurowano trzy duże stawy dla płazów (koszt 400 000 zł). Zadanie zostało sfinansowane przez Fundację Ekofundusz, NFOŚiGW oraz WFOŚiGW we Wrocławiu (Baldy 2003).

W roku 2004 wybudowano w Polsce trzy kolejne profesjonalne systemy tuneli i ogrodzeń dróg, których celem jest ochrona migrujących płazów: w Roztoczańskim Parku Narodowym (system ACO), w rejonie Suwałk (Zieger) i w Parku Krajobrazowym Doliny Słupi (Zieger). W kilku innych rejonach kraju planowane są dalsze przedsięwzięcia tego typu. Tunele te zostaną w dużej mierze sfinansowane przez Ekofundusz.

Pod koniec lat 90. w wielu regionach kraju zaczęły pojawiać się inicjatywy niezależnych grup ekologicznych mające na celu ochronę płazów. Najczęściej było to ogradzanie dróg i przenoszenie płazów do wody oraz ustawianie znaków „Uwaga płazy!”. W latach 2000-2005 takie akcje przeprowadzono m. in. (w nawiasie liczba uratowanych płazów) w Alwernii koło Krakowa (2400), Złotym Potoku (Jura Częstochowska), Kołobrzegu, Reszlu koło Elbląga, w Suwalskim Parku Krajobrazowym (5000) Nadbużańskim Parku Krajobrazowym (700) oraz w kilku parkach narodowych: Karkonoskim (2000), Roztoczańskim (12 600), Narwiańskim (7500). W wielu przypadkach w pracach tych uczestniczyła młodzież szkolna. Dużą aktywnością wykazali się szczególnie członkowie Towarzystwa na Rzecz Ochrony Przyrody z Krakowa, którzy od 1997 r. ratują płazy na drogach Ojcowskiego PN (ponad 10 000) i prowadzą działalność edukacyjną. Towarzystwo to było również organizatorem programu „Na ratunek płazom”, w którym od 1998 r. aktywny udział wzięła młodzież z kilku szkół podstawowych i gimnazjalnych miejscowości Jury Krakowskiej. Efektem programu było wykopanie 13 małych stawów, oczyszczenie 5 dalszych, przeniesienie 5900 płazów oraz zajęcia edukacyjne dla 400 dzieci z 8 szkół. Ciekawym programem edukacyjnym może się również pochwalić Suwalski Park Krajobrazowy, w którym



Fot. 56. Zabezpieczanie szlaków migracji płazów w Pienińskim Parku Narodowym (fot. Bogusław Kozik)



Fot. 57. Budowa stawów rozrodczych dla płazów w Pienińskim Parku Narodowym nad Zbiornikiem Czorsztyńskim (1998) (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 58. Staw nad Zbiornikiem Czorsztyńskim. W 2002 r. występowały tu traszki, kumaki górskie i żaby (fot. Mariusz Rybacki)



Fot. 59. Pierwszy w Polsce system tuneli i ogrodzeń dla płazów przechodzących przez drogi (Park Narodowy Gór Stołowych, fot. Krzysztof Baldy)

– oprócz ogradzania dróg – przeprowadzono akcję oczyszczenia dwóch stawów (Archiwum Gazety Wyborczej).

Z innych działań w ramach czynnej ochrony płazów warto wymienić kilka akcji przenoszenia płazów ze stawów zagrożonych zasypaniem (tereny budów) do stawów niezagrażonych. Takie akcje przeprowadza się rzadko, ale w szczególnych przypadkach jest to jedyny sposób na uratowanie płazów. Pierwszą ewakuację przeprowadził GREENWORKS w Nowym Sączu (1993-95 - 300 ropuch zielonych), następne były w Poznaniu (1995 – kilkadziesiąt ropuch paskówek uratowanych z miejskiego wysypiska śmieci), w Chorzowie (1996-99 – ponad 2700 płazów), Pienińskim PN (1997 – 100 dorosłych i 300 000 jaj żab trawnych oraz 150 traszek) i w Bielsku-Białej (2002 – 100 kumaków) (Rybacki 2002a, Archiwum Gazety Wyborczej).

Akcji ratowania płazów jest coraz więcej i nie wszystkie można wymienić. W ostatnich latach zalecenia dotyczące konkretnych działań na rzecz ochrony płazów są umieszczane także w rozporządzeniach Ministerstwa Środowiska kierowanych do parków narodowych. Takie zalecenia dotyczące ochrony szlaków migracji i miejsc rozrodu płazów już w 2003 r. otrzymały m.in. parki: Bieszczadzki, Drawieński, Gorczański, Magurski, Narwiański, Ojcowski, Pieniński, Roztoczański i Ujście Warty.

Literatura

- Agapow L., Lipnicki L. 1988. Przyroda znikającego jeziora Jezierce w Puszczy Noteckiej. Gorzowski Ośrodek Badań i Ekspertyz Naukowych. Studia i mat., Gorzów Wlkp., 6, 2: 27-37.
- AmphibiaWeb 2006. Informacje na temat biologii i ochrony płazów (strona internetowa). Berkeley, California, <http://amphibiaweb.org>
- Andersen A.-M. 1996. Bedeutung der Renaturierung und Neuanlage von Gewässern für den Erhalt der Rotbauchunke auf Fünen. W: Krone A., Kühnel K.-D. (red.), Die Rotbauchunke, Ökologie und Bestandssituation. RANA Sonderheft 1: 21-31.
- Andren C., Nilson G. 1995. Re-introduction of the Fire-bellied Toad *Bombina orientalis* in southern Sweden. Memoranda Soc. Fauna Flora Fennica 71: 82-83.
- Archiwum Gazety Wyborczej <http://szukaj.gazeta.pl/archiwum/0,0.html>
- Arntzen J.W., Kuzmin S., Jehle R., Beebee T., Tarkhnishvili D., Ishchenko V., Ananjeva N., Orlov N., Tuniyev B., Denoël M., Nyström P., Anthony B., Schmidt B., Ogrodowczyk A., Ogielska M., Babik W., Miaud C., Schabetsberger R., Cogalniceanu D., Kovács T., Kiss I., Puky M., Vörös J. 2004. *Triturus cristatus*. W: IUCN 2006. 2006 IUCN Red List of Threatened Species. <www.iucnredlist.org>.
- Baldy K. (red.) 2003. Instrukcja czynnej ochrony płazów. Park Narodowy Gór Stołowych.
- Battek, M. J., Szczepankiewicz-Battek J. 2002. Słownik nazewnictwa krajoznawczego, polsko-niemiecki, niemiecko-polski. Silesia s.c. Wrocław.
- Beebee T.J.C. 1996. Ecology and conservation of amphibians. Conservation Biology Series No. 7, Chapman and Hall, London.
- Berger H. 2000. Erfahrungen beim Nachweis von Molchen mit einfachen Trichterfallen. Jahresschrift für Feldherpetologie und Ichthyofaunistik Sachsen 6: 111 - 116
- Berger L. 1987. Impact of agriculture intensification on Amphibia. W: van Gelder J.J., Strijbosch H., Bergers P.J.M. (red.), Proceedings of the 4th Ordinary General Meeting of the S.E.H., Nijmegen, str. 79-82.
- Berger L. 1989. Disappearance of amphibian larvae in the agricultural landscape. Ecology Int. Bull., 17: 65-73.
- Berger L. 2000. Płazy i gady Polski. PWN, Warszawa-Poznań.
- Beutler A., Geiger A., Kornacker P.M., Kühnel K.-D., Laufer H., Podloucky R., Boye P., Dietrich E. 1998. Rote Liste der Kriechtiere (Reptilia) und Rote Liste der Lurche (Amphibia) [Bearbeitungsstand 1997]. W: Bundesamt für Naturschutz (red.): Rote Listen gefährdeter Tiere Deutschlands. Schr.R. f. Landschaftspf. u. Naturschutz 55: 48-52.
- Bielecki A., Tarnawski D. 1980. *Haementeria costata* (Fr. Muller, 1846) Hirudinea, Glassiophoniidae w Bułgarii i jej żywicieli. Przegląd Zoologiczny 24, 4: 457-459.
- Blab J. 1986. Biologie, Ökologie und Schutz von Amphibien. Schriftenr. Landschaftspf. Natursch. 18: 1-150.
- Blab J., Blab L. 1981. Quantitative Analysen zur Phänologie, Erfassbarkeit und Populationsdynamik von Molchbeständen des Kottenforstes bei Bonn. Salamandra 17: 147-172.
- Blaustein A. R., Wake D. B. 1990. Declining amphibian populations: A global phenomenon? Trends Ecol. Evol. 5, 203-204.
- Briggs L., Damm N. 2004. Effects of pesticides on *Bombina orientalis* in natural pond ecosystems. Ministry of Environment, Danish Environmental Protection Agency, Pesticides Research No. 85.

- Buskirk J., Servan J. (red.) 2000. Proceedings of 2nd International Symposium on *Emys orbicularis*. Editions Soptom. Chelonii, 2
- Cabela A., Tiedemann F. 1985. Atlas der Amphibien und Reptilien Österreichs. Wien.
- Clemons J. 1997. Conserving great crested newts. British Herpetological Society Bulletin 59: 2-5.
- Cooke A.S., Fulford W. G. 1971. Observations on the feeding behaviour of a blind warty newt (*Triturus cristatus*). British Journal of Herpetology, 4:216.
- Council of Europe. 2003. Report of the group of experts on the conservation of Amphibians and Reptiles. Council of Europe, Strasbourg.
- Denisowa M. N. 1969. Otriad beschwostye zemnowodnye (Anura). W: Bannikow A. G. (red.), *Žizn životnych*. T. IV, część 2: 63-134. Moskwa.
- Dolmen D. 1980. Distribution and habitat of the smooth newt *T. vulgaris* (L.) and the warty newt, *T. cristatus* (L.), in Norway. W: Coburn J. (red). Proceedings of the European Herpetological Symposium. Cotswold Wildlife Park, UK.
- Dolmen D. 1987. Hazards to Norwegian amphibians. W: van Gelder J.J., Strijbosh H., Bergers P.J.M. (red.), Proceedings of the 4th Ordinary General Meeting of the S.E.H., Nijmegen, str. 119-122.
- Edgar P. Bird D.R. 2006. Action Plan for the Conservation of the Crested Newt *Triturus cristatus* Species Complex in Europe. Convention on the Conservation of European Wildlife and Natural Habitats. Standing Committee, 26th meeting Strasbourg, 27-30 November 2006.
- Engel H. 1996. Untersuchungen zur Ökologie an einer Population der Rotbauchunke des mittleren Elbtals (Niedersachsen). W: Krone A., Kühnel K.-D. (red.), Die Rotbauchunke (*Bombina orientalis*) Ökologie und Bestandssituation, RANA Sonderheft 1: 6-13.
- Fog K. 1988. Reinvestigation of 1300 Amphibian localities recorded in the 1940s. Memoranda soc. Fauna Flora Fennica 64: 134-135.
- Fog K. 1996. *Bombina orientalis* in Dänemark – Verbreitung, Bestandssituation und Lebensweise. W: Krone A., Kühnel K.D. (red.) Die Rotbauchunke (*Bombina orientalis*). Ökologie und Bestandssituation. RANA Sonderheft 1: 123-131.
- Fog K. 1997. A survey of the results of pond projects for rare amphibians in Denmark. Memoranda soc. Fauna Flora Fennica 73: 91-100.
- Fritz U. 1998. Introduction to zoogeography and subspecific differentiation in *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758). W: Fritz U., Joger U., Podloucky R., Servan J. (red.). Proceedings of the EMYS Symposium Dresden 96. Mertensiella 10: 1-27.
- Fritz U. 2003. Die Europäische Sumpfschildkröte. Supplement der Zeitschrift für Feldherpetologie 1. Laurenti Verlag, Bielefeld.
- Fritz U., Havas P. (red.) 2004. Proceedings of 3rd International Symposium on *Emys orbicularis*. Biologia, Bratislava, 59/ Suppl. 14.
- Fritz U., Joger U., Podloucky R., Servan J. (red.) 1998. Proceedings of EMYS Symposium Dresden 96, Mertensiella 10.
- Fritz U., Fattizzo T., Guicking D., Tripepi S., Pennisi M. G., Lenk P., Joger U., Wink M. 2005. A new cryptic species of pond turtle from southern Italy, the hottest spot in the range of the genus *Emys* (Reptilia, Testudines, Emydidae). Zoologica Scripta, 34, 4: 351.
- Garanin W. I. 1982. Die Urbanisation und die Herpetofauna. Vertebr. hung. 21: 141-145.
- Garanin W.I. 1983. Zemnowodnyje i presmykajuščiesja Wolžko-Kamskowo kraja. Moskwa.
- Gasc J.P., Cabela A., Crnobrnja-Isailovic J., Dolmen D., Grossebacher K., Haffner P., Lescure J., Martens H., Martínez Rica J.P., Maurin H., Oliveira M.E., Sofianidou T.S., Veith M., Zuercher A. (red.) 1997. Atlas of amphibians and reptiles in Europe. Collection Patrimoines Naturels, 29, Paris.

- Glandt D. 2000. An efficient funnel trap for capturing Amphibians during their aquatic phase. Metelener Schriftenreihe für Naturschutz 9: 129-132.
- Gliwicz J. 1991. Znaczenie migracji dla trwałości populacji ssaków. Prądnik. Prace Muz. Szafera 3: 213-219.
- Głowaciński Z. (red.) 1992. Polska czerwona księga zwierząt. PWRiL, Warszawa.
- Głowaciński Z. (red.) 2001. Polska czerwona księga zwierząt. Kęgówce. PWRiL.
- Głowaciński Z. 2002. Kęgówce Verebrata. W: Głowaciński Z. (red.) Czerwona lista zwierząt ginących i zagrożonych w Polsce. Instytut Ochrony Przyrody PAN, Kraków, str. 13-22.
- Głowaciński Z., Rafiński J. (red.) 2003. Atlas płazów i gadów Polski. Status – rozmieszczenie – ochrona. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa-Kraków.
- Griffiths R.A., Williams C. 2000. Modelling population dynamics of great crested newts: a population viability analysis. Herpetological Journal 10: 157-164.
- Griffiths R.A. 1996. Newts and salamanders of Europe. London.
- Griffiths R.A. 2004. Great crested newts in Europe: effects of metapopulation structure and juvenile dispersal on population persistence. W: Akcakaya, H.R., M.A. Burgman, O. Kindvall, C.C. Wood, P. Sjögren-Gulve, J.S. Hatfield and M.A. McCarthy (red.). Species Conservation and Management Case Studies. Oxford University Press, str. 281-291.
- Griffiths R.A., Mylotte V.J. 1987. Microhabita selection and feeding relations of smooth and warty newts, *Triturus vulgaris* and *T. cristatus*, at an upland pond in mid-Wales. Holarctic Ecology 10: 1-7.
- Grosse W.-R. 1996. Vorkommen und Habitatwahl der Rotbauchunke im westlichen Leipziger Auenwald. W: Krone A., Kühnel K.-D. (red.), Die Rotbauchunke, Ökologie und Bestands-situation. RANA Sonderheft 1: 14-20.
- Grosse W.-R., Günther R. 1996. Kammolch - *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768). W: Günther R. (red.), Die Amphibien und Reptilien Deutschlands, Gustav Fischer, Jena, str. 120-141.
- Günther R., Schneeweiss N. 1996. Rotbauchunke - *Bombina bombina* (Linnaeus, 1761). W: Günther R. (red.), Die Amphibien und Reptilien Deutschlands, Gustav Fischer, Jena, str. 215-232.
- Guzikowski P., Maciantowicz M. 1993. Inwentaryzacja stanowisk żółwia błotnego *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758) w województwie gorzowskim. (mscr.) - praca magisterska. Katedra Ochrony Lasu. Akademia Rolnicza, Poznań.
- Herpetofauna Conservation International 1991. Proposed guidelines for the translocation of crested newts *Triturus cristatus* at 'wild' sites. Herpetofauna news 2(5): 5-6.
- Hödl W, Rössler M. (red.) 2000. Die Europäische Sumpfschildkröte, Stapfia 69, zugleich Kataloge des OÖ. Landesmuseums, Neue Folge Nr 149
- Horner H.A., Macgregor H.C. 1985. Normal development in newts (*Triturus cristatus*) and its arrest as a consequence of an unusual chromosomal situation. Journal of Herpetology, 19: 261-270.
- Houlahan J., Findlay C., Schmidt B. 2000. Quantitative evidence for global amphibian population declines. Nature 404 (6779): 752-755.
- Jabłoński A. 1992. Żółw błotny *Emys orbicularis*. W: Głowaciński Z. (red.) Polska Czerwona Księga Zwierząt, str. 231-231, PWRiL, Warszawa.
- Jabłoński A. 1998. Żółw błotny. Monografie Przyrodnicze nr 3, Wydawnictwo Lubuskiego Klubu Przyrodników, Świebodzin.
- Jahn P. 1995. Untersuchungen zur Populationsbiologie von *Triturus cristatus* (Laurenti 1968) und *Triturus vulgaris* (Linnaeus 1758) am Friedeholzer Schlatt. Diplomarbeit Univ. Bremen.

- Jarzombkowski F. 2006. Wspólne finanse - LIFE Nature. W: Jermaczek A. (red.) Ochrona przyrody po europejsku. Wyd. Klubu Przyrodników, Świebodzin: 128-131.
- Jasnota E. 1866. O potrzebie ochrony zwierząt pożytecznych. CK. Uniwersytet Jagielloński. Kraków
- Jehle R., Arnzten J. W. 2000. Postbreeding migrations of newts (*Triturus cristatus* and *T. marmoratus*) with contrasting ecological requirements. *J. Zool.* 251: 297– 306.
- Juszczyk W. 1987. Płazy i gady krajowe. PWN. Warszawa.
- Juszczyk W., Szarski H. 1950. Płazy i gady krajowe. Klucz do oznaczania. PZWS, Warszawa: 49-51.
- Juszczyk W., Zakrzewski M., Zamachowski W., Zyśk A. 1988. Płazy i gady w Niedzce Nidziańskiej. *Studia Ośrodka Dokumentacji Fizjograficznej* 16: 93-111.
- Juszczyk W., Zakrzewski M., Zamachowski W., Zyśk A. 1989. Płazy i gady terenów nadwiślańskich między Oświęcimiem a Sandomierzem. *Studia Ośrodka Dokumentacji Fizjograficznej* 17: 293-306.
- Kabisch K. Belter H. 1968. Das Verzehren von Amphibien durch Vögel. *Abhandlungen und Berichte aus dem Staatlichen Museum für Tierkunde in Dresden*, 29: 191-227.
- Kaniecki A. 1991. Problem odwodnienia Niziny Wielkopolskiej w ciągu ostatnich 200 lat i zmiany stosunków wodnych. *Materiały Konferencji Naukowej: Ochrona i racjonalne wykorzystanie zasobów wodnych na terenach rolniczych w regionie Wielkopolski*. Poznań, 18 grudnia 1991, s. 77-80.
- Kinzelbach R., 1988: Die europäische Sumpfschichtkröte (*Emys orbicularis*) im Einzugsgebiet des Rheins. *Zeitschrift für angewandte zoologie*, Berlin, 75,4, s. 409-410.
- Kołodziejak-Nieckuła E. 1998. Co zdarzyło się w Minnesocie. *Wiedza i Życie* 8: 36-38.
- Kowalewski J. 1974. Observations on the phenology and ecology of Amphibia in the region of Czeszochowa. *Acta Zoologica Cracoviensia*, 19: 391-458.
- Kupfer A. 1996. Untersuchungen zur Populationsökologie, Phänologie und Ausbreitung des Kammolches *Triturus cristatus* (LAURENTI 1768) in einem Agrarraum des Drachenfelder Ländchens bei Bonn. *Diplomarbeit, Rheinische Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn*.
- Kupfer A. 1997. Phänologie und Metamorphosegrößen juveniler Kammolche, *Triturus cristatus*: ein Vergleich von zwei benachbarten Populationen. - *Zeitschrift für Feldherpetologie* 4: 141-155.
- Kupfer A. 1998. Wanderstrecken einzelner Kammolche (*Triturus cristatus*) in einem Agrarlebensraum. *Zeitschrift für Feldherpetologie* 5(1/2): 238-242.
- Kuzmin S.L, Papenfuss T., Sparreboom M., Ugurtas I., Tarkhnishvili D., Ishchenko V., Tuniyev B., Anderson S., Andreone F., Nyström P., Miaud C., Anthony B., Ogródowczyk A., Ogielska M., Cogalniceanu D., Kovács T., Kiss I., Puky M., Vörös J. 2004. *Bombina bombina*. W: IUCN 2006. 2006 IUCN Red List of Threatened Species. <www.iucnredlist.org>.
- Kuzmin S.L. 1995. Die Amphibien Russlands und angrenzender Gebiete. *Die Neue Brehm Bucherei* nr. 627. Magdeburg.
- Kuzmin S.L. 1999. The amphibians of the former Soviet Union. *Series Faunistica* No.12, Pensoft.
- Kuzmin S.L., Bobrov V.V., Dunaev E.A. 1996. Amphibians of Moscow province: distribution, ecology and conservation. *Zeitschrift für Feldherpetologie* 3: 19-72.
- Laurance W.F., McDonald K.R. and Speare R. 1996. Epidemic disease and the catastrophic decline of Australian rain forest frogs. *Conservation Biology* 10(2): 406-413.
- Leding F. T. 1986. Heterozygosity, heterozis, and fitness in outbreeding plants. W: Soul M. (red.). *Conservation Biology: the science of scarcity and diversity*. Sinauer Ass., Sunderland, Mass.: 77-104.

- Lenk P., Fritz U., Joger U., Wink M. 1999. Mitochondrial phylogeography of the European pond turtle, *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758). *Molecular Ecology* 8: 1911-1922.
- LIFE04NAT/DE/000028. LIFE-Nature project „Management of fire-bellied toads in the Baltic region”. http://ec.europa.eu/environment/life/project/countrydocuments/germany_en_may06.pdf
- LIFE05NAT/LT/000094. Nature project „Protection of *Emys orbicularis* and amphibians in the North European lowlands”. <http://www.glis.lt/life/?pid=18&lang=en>
- Maciantowicz M. 1996: Żółw błotny w województwie zielonogórskim. Wydawnictwo LOP, Zielona Góra
- Maciantowicz M. 1999. Inwentaryzacja stanowisk żółwia błotnego *Emys orbicularis* L. w województwie gorzowskim. Maszynopis. Urząd Wojewódzki w Gorzowie Wlkp.
- Maciantowicz M. 2000. Problemy ochrony i zachowania puli genowej izolowanych populacji żółwia błotnego *Emys orbicularis*. *Przegląd Przyrodniczy* 13, 3: 39-46.
- Maciantowicz M., Najbar B. 2000. Występowanie żółwia błotnego *Emys orbicularis* Linnaeus 1758 na terenie województwa lubuskiego. *Przegląd Zoologiczny* 44, 3-4: 177-191.
- Matysiak K. 1970. Żaba trawna sprzymierzeńcem rolnika. *Ochrona roślin*, 1970 (4).
- McLee A.G., Scaife R.W. 1992. The colonisation by great crested newts (*Triturus cristatus*) of a water body following treatment with a piscicide to remove a large population of sticklebacks (*Gasterosteus aculeatus*). *British Herpetological Society Bulletin*, (42): 6-9.
- Meeske A.-C.M. 2006. Die Europäische Sumpfschildkröte am nördlichen Rand ihrer Verbreitung in Litauen. Laurenti, Bielefeld.
- Meyer S. 2005. Untersuchung zur Überlebensstrategie der Kammmolchpopulationen (*Triturus cristatus*, LAURENTI 1768) in der Kulturlandschaft Sachsen-Anhalts. Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades Doctor, Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg.
- Miaud C. 1995. Oviposition site selection in three species of European newts (Salamandridae), genus *Triturus*. – *Amphibia-Reptilia* 16: 265 – 273
- Miaud C., Joly P., Castanet J. 1993. Variation in age structures in a subdivided population of *Triturus cristatus*. *Canadian Journal of Zoology*, 71: 1874-1879.
- Młynarski M. 1971. Nasze gady. PZWS, Warszawa.
- Młynarski M. 1987. Problemy ochrony płazów i gadów w Polsce. *Chrońmy Przyrodę Ojczyznę* 3: 18-26.
- Mölle J. Kupfer A. 1998. Amphibienfang mit der Auftauchfalle: Methodik und Evaluierung im Freiland. *Zeitschrift für Feldherpetologie* 5: 219-227.
- Müllner A. 1991. Zur Biologie von *Triturus cristatus* und *Triturus vulgaris* unter besonderer Berücksichtigung des Wanderverhaltens. Diplomarbeit Univ. Hamburg.
- Münch D. 1992. Schutzmassnahmen gegen den Strassentod wandernder Amphibien - eine Übersicht und Bewertung. W: D. Münch (red.). *Strassensperrungen - neue Wege im Amphibienschutz*. Beitr. Erforsch. Dortmunder Herpetofauna 18: 7-23.
- Najbar B. (red.) 2001. Żółw błotny. Monografia Przyrodnicze. Lubuski Klub Przyrodników, Świebodzin.
- Najbar B. 2001. Żółw czerwonolicy *Trachemys scripta elegans* (Wied, 1839) w województwie lubuskim (zachodnia Polska). *Przegląd Zoologiczny* 45, 1-2: 103-109.
- Najbar B., Maciantowicz M. 2000. Deformation and damage to carapaces of the European pond turtle – *Emys orbicularis* (L.) in western Poland. *Proceedings of 2nd International Symposium on *Emys orbicularis**. Editions Soptom. Chelonii, 2: 88-94.
- Nöllert A, Nöllert Ch. 1992. Die Amphibien Europas. Bestimmung, Gefährdung, Schutz. Franckh-Kosmos, Stuttgart.

- Obst F. J. 1985. Die Welt der Schildkröten. Edition Leipzig.
- Olaczek R., Kucharski L., Pisarek W. 1990. Zanikanie obszarów podmokłych i jego skutki środowiskowe na przykładzie województwa piotrkowskiego (zlewnia Pilicy i Warty). Studia Ośrodka Dokumentacji Fizjograficznej, T. 18: 141-199.
- Oldham R. S. 1994. Habitat assessment and population ecology. W: Gent T., Bray R. (red.) Conservation and management of great crested newts. English Nature, 20: 45-67.
- Oldham R.S., Musson S. 1991. Translocation of crested newt populations in the UK. Herpetofauna News 2(5): 3-5.
- Ortmann D., Hachtel M., Sander U., Schmidt P., Tarkhnishvili D., Weddeling K., Böhme W. 2005. Standardmethoden auf dem Prüfstand - Vergleich der Effektivität von Fangzaun und Unterwassertrichterfallen bei der Erfassung des Kammmolches, *Triturus cristatus*. Zeitschrift für Feldherpetologie 12(2): 197-209.
- Pawlaczyk P., Kapel A., Jaros R., Dzieciolowski R., Wylegała P., Szubert A., Sidło P.O. 2004. Propozycja optymalnej sieci obszarów Natura 2000 w Polsce – „Shadow List”, Warszawa.
- Plytycz B., Bigaj J. 2004. Długowieczność kumaków górskich, *Bombina variegata*. W: Biologia płazów i gadów – ochrona herpetofauny. W: Zamachowski (red.) VII Ogólnopolska Konferencja Herpetologiczna, Kraków 28-29 września 2004. Wyd. Nauk. Akademii Pedagogicznej. Kraków, str. 71-73.
- Pounds J. A., Crump L. 1994. Amphibian declines and climate disturbance – the case of the golden toad and the harlequin frog. Conservation Biology 8(1): 72-75.
- Pounds. J. A. 2001. Climate and amphibian declines. Nature, 410: 639-640.
- Rafiński J. 2001. Traszka grzebieniasta *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768). W: Głowaciński Z. (red.), Polska czerwona księga zwierząt. Kręgowce. PWRiL, Warszawa, str. 285-286.
- Rafiński J., Babik W. 2003. Traszka grzebieniasta *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768). W: Głowaciński Z., Rafiński J. (red.), Atlas płazów i gadów Polski. Status – rozmieszczenie – ochrona. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa-Kraków, str. 30-32.
- Rafiński J., Tabasz G. 2001. Ochrona płazów. Greenworks, Nowy Sącz.
- Reshetnikov A.N., Manteifel. Y.B. 1997. Newt-fish interactions in Moscow Province: a new predator fish colonizer, *Percottus glenii*, transforms metapopulations of newt, *Triturus vulgaris* and *T. cristatus*. Advances in Amphibian Research in the Former Soviet Union. 2: 1-12.
- Rospond S. 1951. Słownik nazw geograficznych Polski Zachodniej i Północnej, cz. 2 niemiecko-polska, Warszawa.
- Ruprecht A. L. 1989. Nowe stwierdzenia żółwia błotnego, *Emys orbicularis* (Linnaeus, 1758) w zachodniej części Puszczy Białowieskiej. Przegląd Zoologiczny 33, 1: 125-128.
- Rybacki M. 1995. Zagrożenie płazów na drogach Pienińskiego Parku Narodowego. Pieniny - Przyroda i Człowiek, 4: 85-97.
- Rybacki M. 1998. Stan fauny płazów i gadów Pienińskiego Parku Narodowego oraz terenu Zespołu Zbiorników Wodnych Czorsztyn-Sromowce Wyżne przed ich napełnieniem. Pieniny - Przyroda i Człowiek 6: 47-70.
- Rybacki M. 2001. Żółw błotny w medycynie. W: Najbar B. (red.) Żółw błotny. Monografie Przyrodnicze. Lubuski Klub Przyrodników, Świebodzin: 95.
- Rybacki M. 2002a. Czynna ochrona płazów w Pienińskim Parku Narodowym. Przegląd Przyrodniczy 13(3): 77-86.
- Rybacki M. 2002b. Metody ochrony szlaków migracji płazów. Przegląd Przyrodniczy 13(3): 95-120.

- Rybacki M. 2003. Żółw błotny. W: Głowaciński Z., Rafiński J. (red.) 2003. Atlas płazów i gadów Polski. Status - rozmieszczenie - ochrona. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa - Kraków.
- Rybacki M. 2004. Gdzie znikają żaby? Wiedza i Życie 4: 4-10.
- Rybacki M. 2005. Zagrożenia i ochrona płazów. W: Nakonieczny M., Migula (red.). Problemy Środowiska i jego ochrona .T 13: 131-155. Centrum Studiów nad Człowiekiem i Środowiskiem, Uniwersytet Śląski.
- Rybacki M., Berger L. 1997. Płazy Parku Krajobrazowego im. gen. D. Chłapowskiego. Biuletyn Parków Krajobrazowych Wielkopolski 2(4): 22-40.
- Rybacki M., Berger L. 2003. Współczesna fauna płazów Wielkopolski na tle zaniku ich siedlisk rozrodczych. W: Banaszak J. (red.) Stepowanie Wielkopolski pół wieku później. Wyd. Akademii Bydgoskiej, str. 143-173.
- Rybacki M., Domańska E. 2004. Odporność migracji i śmiertelność płazów na drogach gospodarstwa rybackiego Oleśnica (powiat Chodzież, województwo wielkopolskie). W: Biologia płazów i gadów - ochrona herpetofauny. Zamachowski W. (red). VII Ogólnopolska Konferencja Herpetologiczna, Kraków 28-29 września 2004. Wyd. Nauk. Akademii Pedagogicznej. Kraków. str. 90-94.
- Rybacki M., Guzikowski P., Maciantowicz M., Najbar B. 2000. Występowanie żółwia błotnego (*Emys orbicularis* L.) w Polsce Zachodniej. W: Zamachowski W. (red.) Biologia płazów i gadów. Materiały z V Ogólnopolskiej Konferencji Herpetologicznej. Kraków: 111-113.
- Rybacki M., Maciantowicz M. 2001. Zasięg geograficzny. W: Najbar B. (red.) Żółw błotny. Monografie Przyrodnicze. Lubuski Klub Przyrodników, Świebodzin: 10-33.
- Rybacki M., Maciantowicz M. 2006. Płazy (Amphibia). W: Jerzak L. (red.), Fauna doliny Odry w okolicach Cybinki. Uniwersytet Zielonogórski, str. 65-76.
- Schiemenz H., Günther R. 1994. Verbreitungsatlas der Amphibien und Reptilien Ostdeutschlands. Natur und Text, Rangsdorf.
- Schimscheiner L. 1990. Zmiany liczebności kumaka nizinnego *Bombina bombina* L. w stawach rybnych w Mydlnikach. II Ogólnopolska Konferencja Herpetologiczna, streszczenia referatów, Kraków 13-14 IX 1990.
- Schneeweiss N. 1996. Zur Verbreitung und Bestandsentwicklung der Rotbauchunke in Brandenburg. W: Krone A., Kühnel K.-D. (red.), Die Rotbauchunke, Ökologie und Bestandssituation. RANA Sonderheft 1: 87-103.
- Schneeweiss N. 1997. Fang, Handel und Aussetzung - historische und aktuelle Aspekte des Rückgangs der Europäischen Sumpfschildkröte (*Emys orbicularis* LINNAEUS, 1758) in Brandenburg. Naturschutz und Landschaftspflege in Brandenburg 3: 76-81.
- Schneeweiss U., Schneeweiss N. 1999. Gefährdung von Amphibien durch mineralische Düngung. W: Krone A., Baier R. i Schneeweiss N. (red.), Amphibien in der Agrarlandschaft, Rana Sonderheft 3: 59-66.
- Schneeweiss N. 2003. Demographie und ökologische Situation der Arealrand-Populationen der Europäischen Sumpfschildkröte in Brandenburg. Studien und Tagungsberichte, Band 46. Landesumweltamt Brandenburg.
- Shatunovsky M.I., Ognev E.N., Sokolov L.I., Tsepkin. E.A. 1988. Ryby Podmoskovya. Nauka Publ., Moscow.
- Smith M. 1964. The British amphibians and reptiles. Collins, London.
- Sołtysiak M., Motyka L. 2004. Monitoring wczesnowiosennych migracji godowych płazów w 2004 r., w rejonie Planetarium Śląskiego w Chorzowie. W: Zamachowski W. (red.) Biologia płazów i gadów - ochrona herpetofauny. VII Ogólnopolska Konferencja Herpetologiczna, Kraków 28-29.09.2004, Wydawnictwo Naukowe Akademii Pedagogicznej, Kraków, str. 117-122.

- Soule M. E. 1981. Thresholds for survival: maintaining fitness and evolutionary potential. W: Soule M. E., Wilcox B. A. (red.). Conservation Biology: an evolutionary-ecological perspective. Sinauer Ass., Sunderland, Mass.: 151-169.
- Staniewski W. 1987. Żółw błotny (*Emys orbicularis* Linnaeus, 1758) w północno-zachodniej Polsce, występowanie, stan ochrony i perspektywy jego zachowania. (mscr.) - praca magisterska. Katedra Zoologii Stosowanej. Akademia Rolnicza, Poznań.
- Stasiak P. 1991. Zanik małych zbiorników wodnych na obszarze Niziny Wielkopolskiej w świetle materiałów kartograficznych. Maszynopis, Archiwum Zakładu Hydrologii i Gospodarki Wodnej UAM, Poznań.
- Sura P. 1999. Ropuszkowate. Encyklopedia Biologiczna, T. IX, Opres, Kraków.
- Sura P. 2005. Encyklopedia współczesnych płazów i gadów. Wydawnictwo Fundacja, Nowy Sącz.
- Sura P., Rybacki M. 1998. Losy polskich płazów. Wiedza i Życie 8: 38-39.
- Szymura J. M. 2003. Kumak nizinny *Bombina orientalis* (Linnaeus, 1761). W: Głowaciński Z., Rafiński J. (red.), Atlas płazów i gadów Polski. Status – rozmieszczenie – ochrona. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Warszawa-Kraków, str. 39-42.
- Szymura J. M. 2004. Kumak nizinny *Bombina orientalis* (Linnaeus, 1761). W: Adamski P., Bartel R., Bereszyński A., Kepel A., Witkowski Z. (red.) Gatunki Zwierząt (z wyjątkiem ptaków). Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Ministerstwo Środowiska, Warszawa. T.6, str. 298-302.
- Świerad J. 1980. Vertical ranges of four species of newts in West Beskid Mountains (Carpathian Mountains, South Poland). Acta Biologica Cracoviensia, ser. Zool. 22(1): 35-48.
- Świerad J. 1988. Płazy Karpat polskich w ujęciu wertykalnym. Instytut Kształcenia Nauczycieli ODN Katowice.
- Świerad J. 2003. Płazy i gady Tatr, Podhala, doliny Dunajca oraz ich ochrona. Wydawnictwo Naukowe Akademii Pedagogicznej, Kraków.
- Thiesmeier B., Kupfer A. 2000. Der Kammmolch. Zeitschrift für Feldherpetologie, Beiheft 1. Laurenti Verlag.
- Veith M. 1996. Kammmolch *Triturus cristatus* (LAURENTI, 1768). W: Bitz A., Fischer K., Simon L., Thiele R. i Veith M. (red.), Die Amphibien und Reptilien in Rheinland-Pfalz. Fauna und Flora in Rheinland-Pfalz, Beih. 18/19: 97-110.
- Whitfield J. 2001. Shallow end for amphibians. <http://www.nature.com/Nature Science Updated>, 5 April 2001.
- Witkowski A. 2006. Trawianka (*Percottus glenii*) Dybowski, 1877. Gatunki obce w Polsce. Baza internetowa. Instytut Ochrony Przyrody PAN, Kraków. <http://www.iop.krakow.pl/ias/gatunek.asp?215>.
- Witkowski Z. 1991. Uwagi o ochronie puli genowej populacji. Prądnik. Prace Muz. Szafera 3: 13-22.
- Zemanek M. 1988. Składanie jaj przez żółwie błotne *Emys orbicularis* (L.) w Polsce środkowej w warunkach naturalnych. Przegląd Zoologiczny 32, 3: 405-417.
- Zieliński P. 2004. Traszka grzebieniasta *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768). W: Adamski P., Bartel R., Bereszyński A., Kepel A., Witkowski Z. (red.) Gatunki Zwierząt (z wyjątkiem ptaków). Poradniki ochrony siedlisk i gatunków Natura 2000 – podręcznik metodyczny. Ministerstwo Środowiska, Warszawa. T.6, str. 289-293.
- Zieliński P., Hejduk J. 2000. Płazy i gady Polski środkowej – dane z lat 1980-1999. Biuletyn Faunistyczny Polski Środkowej-Kręgowce. 1: 19-30.

Summary

The European pond turtle (*Emys orbicularis*), the great crested newt (*Triturus cristatus*) and the fire-bellied toad (*Bombina orientalis*) due to changes in their habitats belong to the most rapidly decreasing reptile and amphibians in Europe. These species are often placed also in the red lists and the red books of endangered animals in many countries. Their populations disappear especially in northern Europe, where runs northern border of their range. They are protected in the frame of the Habitat Directive, included in NATURA 2000 – the European Ecological Network, which plays a key role in biodiversity protection in the European Union members.

The main aim of this book is to present threats and methods of protection of these animals. In chapters information concerning their distribution, biology and ecology are included with a view to display problems of the conservation. In addition methods on the detection of those animals in the field were described.

Declining populations of these animals is not only a result of human activity in the environment, but also is strongly connected with their diverse ecological requirements. Each of these species in their life cycle needs both aquatic and terrestrial habitats. European pond turtle lives in various water bodies (ponds, lakes, swamps, old river beds), where it also hibernates. On the contrary for nesting sites it requires dry, sandy places, where its eggs are deposited. Reproduction success of this turtle species depends strongly on climatic factors, especially temperature. During cold summers, with low temperatures, the development of the embryos is prolonged or even can be lethal for embryos. Great crested newt and fire-bellied toad reproduce in small to medium ponds with submerged and floating plants cover. In water period of life they usually use a few different, water bodies, which are close situated to each other. Some ponds are used for breeding and other as foraging ponds. Such a net of reservoirs is very important for existing of their populations. These two species are much more, in comparison with other amphibians, connected with water environment. Fire-bellied toad spends its whole activity period in waters, and in autumn migrates to the hibernation places on the land. Adult individuals of great crested newt stay in ponds often 2-3 months. In mid-summer starts land phase of their life in deciduous forests, bushes and scrubs. This species also hibernates on land. Suitable hibernation places are very important for each species. European pond turtle needs well-oxygenated places in water, enough deep to avoid freezing. Great crested newt and fire-bellied toad hibernates in various holes, rodent burrows, among tree roots, under stones, in stack of branches. These places have to be situated not more than 500 m from ponds, because these amphibians' species had a very low rate of migration.

Among the most important threats, which affect populations of European pond turtle, great crested newt and fire-bellied toad are various types of degradation of

water habitats, mostly due to agriculture, industry and urbanization. Small and shallow water bodies, where they often live, are very vulnerable to environment changes. It is very easy to destroy chemical and biological balance in such habitats by run-off of nutrients and pesticides from agriculture, municipal and domestic sewage. Water bodies rich in nutrients may completely overgrown and become no longer suitable as living places for these animals due to eutrophication process. Plants succession on nesting sites is another very important threat for European pond turtle. Loss of suitable ponds and nesting sites was the main cause of declining of turtle and amphibian populations. Since 19th century intensive draining of wetlands, flood control of rivers, and urbanisation of natural habitats have been undertaken in many countries, and many aquatic habitats have been degraded. Another important threats for these animals are habitats fragmentation and loss of terrestrial habitats, building of barriers on their way of migration due to agriculture and urbanisation. Fish introduction in small water reservoirs has a negative influence on their reproduction success. A side-effect of fish introducing is fishing. Turtles can die in fish traps placed under water or become injured by fishing-hooks. Significant impact on turtles and amphibians populations has also road traffic which cause mortality of many individuals.

Most important conservation measures for these endangered species is appropriate management and improvement of their aquatic and terrestrial habitats: pond restoration or digging of new ones, improvement and creation of nesting sites for turtles, creation of hibernation sites for turtles and amphibians. In some cases, especially when turtle population is very small and without reproduction success, rearing of juvenile turtles in captivity is needed. Very important is also education of local inhabitants and their involvement in species protection and habitat management activities.

Zusammenfassung

Die Europäische Sumpfschildkröte (*Emys orbicularis*), der Kammmolch (*Triturus cristatus*) und die Rotbauchunke (*Bombina bombina*) gehören wegen den Veränderungen in ihren Habitaten zu einer der am schnellsten verschwindenden Gruppen der Reptilien und Amphibien in Europa. Diese Tierarten sind in vielen Ländern in den Roten Listen sowie in den Roten Büchern der bedrohten Tieren verzeichnet. Ihre Populationen sterben insbesondere in Nordeuropa aus. Aus diesem Grund werden sie durch NATURA 2000 – das Europäische Ökologische Netz, welches eine Schlüsselrolle beim Schutz der biologischen Vielfalt der EU-Mitgliedstaaten spielt, geschützt.

Die Veröffentlichung „Schutz der Europäischen Sumpfschildkröte, des Kammmolchs und der Rotbauchunke“ hat zum Ziel, die Bedrohungen und die Schutzmethoden der oben genannten Tierarten zu präsentieren. Im Buch werden auch die Anordnung, die Biologie, die Ökologie, die Morphologie sowie Methoden der Aufzucht in der Natur dargestellt.

Das Verschwinden der Europäischen Sumpfschildkröte, des Kammmolchs und der Rotbauchunke resultiert nicht nur aus dem Eingriff des Menschen in die Natur, es hängt auch mit deren komplexen ökologischen Bedürfnissen zusammen. Jede der Tierarten erfordert in ihrem Lebenszyklus verschiedene Land- und Wasserhabitats. Die Europäische Sumpfschildkröte lebt in verschiedenen Wasserbecken (Teichen, Seen, Sümpfen, Altwassern), wo sie auch überwintert, die Eier legt sie aber an trockenen Plätzen auf dem Lande. Ihr Bruterfolg hängt von klimatischen Faktoren, insbesondere von der Temperatur, ab. Eine zu niedrige Temperatur im Sommer trägt zu einer verlangsamten Keimentwicklung bei und kann auch zum Absterben des Keims führen.

Der Kammmolch und die Rotbauchunke vermehren sich in kleinen und mittelgroßen Teichen mit Unter- und Oberwasserpflanzen. In der Wasserperiode ihres Lebenszyklus benutzen sie gewöhnlich gleichzeitig ein paar einander nahe gelegenen Teichen. Manche der Teiche dienen der Fortpflanzung, anderen werden als Nahrungsplätze genutzt. Ein solches Teichnetz ist entscheidend für das Bestehen der Populationen.

Die beiden oben genannten Tierarten sind im Vergleich zu anderen Reptilien stärker mit Wasserbiotopen verbunden. Die Rotbauchunke verbringt ihre aktive Periode die ganze Zeit im Wasser und wandert erst im Herbst an ihre Hibernationsorte auf dem Lande. Erwachsene Kammmolche verbringen oft zwei bis drei Monate im Wasser. Mitte Sommer beginnt die Landphase ihres Lebenszyklus – in Wäldern und Gesträuchen. Diese Tierart überwintert auch auf dem Lande. Richtige Überwinterungsplätze sind sehr wichtig für jede der Tierarten. Die Europäische Sumpfschild-

kröte braucht sauerstoffreiche Plätze im Wasser, die tief genug sind, um nicht festzufrieren. Der Kammolch und die Rotbauchunke überwintern in verschiedenen Löchern, Nagetierbauen, zwischen Baumwurzeln, unter Steinen, in Zweighaufen. Diesen Plätze sollen nicht weit als 500 m von Teichen liegen, weil Amphibien nicht weit auswandern.

Europäische Sumpfschildkröte, Kammloch und Rotbauchunke sind stark mit Wasser verbunden, deswegen ihre größte Bedrohung sind Wasserverschmutzung und Habitaterstörungen. Kleine Teiche, reich mit Pflanz- und Tierarten sind besonders Degradierungssensibel. Verschwindung der Amphibien dauern seit 19. Jahrhundert, wenn breite Meliorationen, Flüßeregulationen wurden durchgeführt. Andere Bedrohung sind Urbanisation, Kommunikation, Habitatsteilung.

Die wichtigste Schutzmethoden sind Land- und Wasserhabitatsverwaltung und -Verbesserung wie: Teichenrekonstruktion, Teichenformung, Vorbereitung Überwinterungs- und Brutplätzen. Wenn europäische Sumpfschildkröte Population klein ist, ist special Zucht nötig. Auch Umweltbildung und lokale Gessellschaften spielen große Rolle im Schutz unsere lebende Erbe.

Indeks

- Agriornemys horsfieldii* 52, 53, 55
akomodacja oka 25
aktywność 93, 94, 98, 117, 120
aktywność dobową 26, 98
amfibiotyczne zwierzęta 74
ampleksus 25, 74, 105
anomalie otarczowania 62
Anura 74
badania genetyczne 70
badania telemetryczne 46, 68
baza pokarmowa 100, 121
Białowieża 18
bioindykatory 75
biotop 33
biotopy lądowe 103, 123
biotopy wodne 101, 102, 122
Bombina 104, 119
Bombina bombina 12, 74, 104, 107, 108, 113, 117
Bombina variegata 74, 117
Borowiec 22
Brandenburgia 26, 30, 46, 58
Bufo bufo 74
Bufo calamita 74
Bufo viridis 74
Caudata 74
Cedyński Park Krajobrazowy 11
chemizacja 135
chów wsobny 61
Chrysemys picta 52
czerwona księga zwierząt (Red Book) 81
czerwona lista gatunków (Red List) 81
Czerwona Lista IUCN 21
DANCEE 160
defragmentacja 133, 134
degradacja siedlisk 57, 127, 133, 134
determinacja płci 26
Discoglossidae 104
drapieżniki 58, 124, 103
Drawa 19, 69
Drawieński Park Narodowy 22
Drzeczkowo 21
dymorfizm płciowy 87, 114
Dyrektywa Ptasia 8
Dyrektywa Siedliskowa 8, 33, 81, 107
dystroficzny zbiornik 33
edukacja ekologiczna 69, 138, 157
EkoFundusz 159
Emydidae 15
Emys orbicularis I 16
Emys orbicularis II 16
EN 21
epifiton 122
eutrofizacja 67
Fundusz LIFE 11, 12
gatunek parasolowy 10, 64
gatunek strefowy 35
gatunek tarczowy 64
gody 94, 118
Góry Słonne 85
GREENWORKS 158
gruczoły jadowe 79
gruczoły jadowe 105
gruczoły skórne 75
grzebień skórny 92
grzebiuszka ziemna 74
gwizdak 14
Haementeria costata 36
haplotyp Ia 16
haplotyp IIb 16
hibernacja 26, 43
hodowla 68
hybrydyzacja 105
Hyla arborea 74
Ilanka 17, 62, 69
inkubacja 26, 64, 67
inventaryzacje 19, 20
IUCN 80, 81, 105, 106
jajo 94, 95, 119
karapaks 22, 49
Karpaty 85
kijanka 88, 115, 116, 129, 130, 146
kloaka 22, 87, 88, 94
komory jajowe 25, 45, 67

- Konwencja Berneńska 21, 76, 81, 107
korytarze ekologiczne 70, 71, 123, 151
Kosa 69
Kowalki 22
krągłojęzyczne 104
kumak górski 74, 76
kumak nizinny 10, 11, 74, 76, 104
larwa 88, 129
LIFE + 11
Litwa 12, 17, 30, 40, 43
LR 21, 81, 106
lubuskie 18, 20, 30
Lotwa 17
Mauremys caspica 52, 55
meandryzacja 66
melanofory 116
melioracje 64, 68, 129, 134
metamorfoza 88, 120, 129
metapopulacje 70
metoda wzrokowa 140
migracje 155, 156
modzele 123
monitoring 152
monitoring ilościowy 77
morfologia 22, 113,
murawy kserotermiczne 33, 64
murawy napiaskowe 33
murawy szcztolichowe 44
Myśla 19, 69
Natura 2000 8, 9, 66
NFOŚiGW 159, 160
Niemcy 12, 4, 57, 82, 102
Noteć 19
obserwacje 19, 43, 46, 52
Obszary Specjalnej Ochrony Ptaków 8
ochrona czynna 158, 159
ochrona gatunkowa 14, 21, 69
ochrona strefowa 21
Odra 19
Orłowo Małe 22
osoka aloesowata 33
Ośrodek Ochrony Żółwia Błotnego 68
outbreeding depression 70
pancerz brzuszny 22
pancerz grzbietowy 22
Park Krajobrazowy Doliny Dolnej Odry 11
parotydy 104
Pelobates fuscus 74
Perccottus glenii 130
pęcherz analny 26, 43, 58
Pieniny 85
pijawka żółwia 36
Placobdella costata 36
plastron 22
Pliszka 17, 45, 62, 69
płazy bezogonowe 74
płazy ogoniaste 74
Pojezierze Drawskie 19
Pojezierze Lubuskie 18
Pojezierze Łęczyńsko - Włodawskie 17
Pojezierze Mazurskie 18
Pojezierze Mysłiborskie 19
Pojezierze Zachodniopomorskie 18
Polesie Lubelskie 17
Poleski Park Narodowy 22, 62, 68
polifagi 74
Polska Czerwona Księga Zwierząt 76, 81, 84,
107
połowy siatką 141, 142
pora godowa 25, 29
pułapki sieciowe 40
pułapki skrzynkowe 40
pułapki wodne 143, 144, 145
Puszcza Drawska 52
Rana arvalis 74
Rana dalmatina 74, 77
Rana esculenta 74
Rana lessonae 74
Rana ridibunda 74
Rana temporaria 74
refleks kumaka 105, 109
reintrodukcja 64
rekompensaty 66
rezerwat faunistyczny 21
rezerваты przyrody 22
ropucha paskówka 74, 148
ropucha szara 74, 75, 108, 130
ropucha zielona 74, 75, 148
ropuszkowate 104
rozmieszczenie 16, 18, 105
rozmnażanie 25, 93, 94, 117
rzekotka drzewna 74, 148
salamandra plamista 74, 79
Salamandra salamandra 74, 79

- salamandryna 79
 Shadow List 22
 Specjalne Obszary Ochrony Siedlisk 8, 22, 66
 spermatofofy 74, 94
 stanowiska 18, 19, 30
 starorzecza 30, 33, 64
Stratiotes aloides 33
 strefa ochronna 65
 stres 43
 supergatunek 80
Testudines 14
Testudo graeca 52, 54, 56
Testudo hermanni 52, 54, 55, 56
Testudo kleinmanni 52
Testudo marginata 52
 tęczęwka 22, 39
 torfianki 30
 torfowiska bałtyckie 11
 torfowisko nakredowe 33
 torfowisko przejściowe 33
 torfowisko wysokie 33
Trachemys scripta 52
Trachemys scripta elegans 52, 53
 traszka górską 74, 93
 traszka grzebieniasta 10, 11, 74, 75, 76, 79, 133
 traszka karpacka 74, 76, 93
 traszka zwyczajna 74, 93
 trawianka 130
Triturus 79, 95
Triturus alpestris 74
Triturus cristatus 12, 74, 79, 80, 81, 82, 83, 84, 85, 86, 93, 95
Triturus cristatus carnifex 79
Triturus cristatus cristatus 79
Triturus cristatus dobrogicus 79
Triturus cristatus karelini 79
Triturus montandoni 74, 77, 93
Triturus vulgaris 74, 83, 86, 93, 95
 trop 43, 44, 45
 ubarwienie aposematyczne 79
 ubarwienie kryptyczne 79
 umbrella species 10, 64
 urbanizacja 137
 użytek ekologiczny 22
 Warta 19
 wędrówka 98, 99, 121
 Wielkopolska 18, 20
 zabiegi agrotechniczne 152
 Zachodniopomorskie 18, 19, 20
 zagrożenia 127
 Załącznik II Dyrektywy Siedliskowej 15, 21
 Załącznik IV Dyrektywy Siedliskowej 21
 zasięg geograficzny 16
 zastawki 66
 zimowanie 68, 123
 zmiany genetyczne 57, 59, 61
 Zwolenka 17
 żaba jeziorkowa 74
 żaba moczarowa 74
 żaba śmieszka 74
 żaba trawna 74
 żaba wodna 74, 148
 żaba zwinka 74, 76
 żółw błotny 10, 11, 14
 żółw czerwonołocy 52, 53, 55
 żółw egipski 52
 żółw grecki 52, 54, 55, 56
 żółw kaspijski 52, 55
 żółw obrzeżony 52
 żółw stepowy 52, 55
 żółw śródziemnomorski (mauretański) 52, 54, 56
 Żółwie Błota 22
 żółwik malowany 52, 53

ADRESY

OSOBY I INSTYTUCJE DZIAŁAJĄCE W RAMACH PROJEKTU LIFE

Polska zachodnia

Klub Przyrodników - tel./fax (068) 3828236 mail: kp@kp.org.pl
ul. 1 Maja 22, 66-200 Świebodzin

woj. lubuskie

- Marek Maciantowicz - tel. 603 077 979, mail: maciant@poczta.onet.pl
Regionalna Dyrekcja Lasów Państwowych w Zielonej Górze,
ul. Kazimierza Wielkiego 24A, 65-950 Zielona Góra, tel. (068) 3254451 w. 209
- Kamil Szpotkowski (Międzychód) - tel. (095) 7483283 mail: szpotkowski@wp.pl

woj. wielkopolskie

- Mariusz Rybacki - tel. 605 229 378 mail: rybacki@man.poznan.pl
Uniwersytet Kazimierza Wielkiego, Instytut Biologii i Ochrony Środowiska
Al. Ossolińskich 12, 85-094 Bydgoszcz, (**również woj. kujawsko-pomorskie**)
- Rafał Kurczewski - tel. 501 321 013 mail: rafal.kurczewski@wp.pl
AWF, Zakład Zagospodarowania Turystycznego, ul. Rybaki 19, Poznań

woj. zachodniopomorskie

- Paweł Guzikowski – tel. 609 042 626, mail: pawel.guzikowski@gorzow.buligl.pl

woj. podlaskie

- Renata Krzyściak-Kosińska: - tel. (085) 6812348 w.33 mail: rk.kosinska@bpn.com.pl
Białowiecki Park Narodowy, Park Pałacowy 5, 17-230 Białowieża

woj. warmińsko-mazurskie

- Krzysztof Majcher lub Iwona Mirowska-Ibron tel. (089) 5336866
PTOP w Olsztynie, ul. Lubelska 3 p. 61, 10-404 Olsztyn

INNE OSOBY I ORGANIZACJE DZIAŁAJĄCE W POZOSTAŁYCH WOJEWÓDZTWACH

woj. lubelskie

Marek Sołtys – tel. 506 312 297, mail: solmark@poczta.onet.pl
Lubelski Urząd Wojewódzki, Wydział Środowiska i Rolnictwa delegatura
w ChełmiePl. Niepodległości 1, 22-100 Chełm, tel. (082) 5627597

Andrzej Różycki - tel. 506 087 379 mail: rosa7@wp.pl
Poleski Park Narodowy, ul. Lubelska 3A, 22-234 Urszulin (082) 5713071

woj. łódzkie

Piotr Zieliński - tel. (042) 6354434, mail: pziel@biol.uni.lodz.pl
Uniwersytet Łódzki, Katedra Ekologii i Zoologii Kręgowców
ul. Banacha 12/16, 90-237 Łódź

woj. mazowieckie

Towarzystwo Przyrodnicze „Żółw Błotny”, Pl. Konstytucji 3 Maja 3, 26-670 Pionki
tel. (048) 612 34 41, mail: emys@emys.pl

- Maciej Rębiś - tel. 503 126 162 mail: maciej.rebis@interia.pl
- Adam Kotowicz - tel. 608 656 277 mail: kotowicza@gazeta.pl
(również woj. śląskie)
- Mieczysław Kurowski – tel. 605 961 963
- Piotr Chołuj – tel. 502 078 442

W przypadku braku specjalisty dla danego województwa
- prosimy kontaktować się z Konserwatorem Przyrody.

Żółw błotny – gad osłonięty pancerzem, traszka grzebieniasta – płaz z długim ogonem, przypominający jaszczurkę i kumak nizinny - podobny do małej ropuchy. Dlaczego tak różne gatunki zwierząt są omawiane wspólnie? Co je łączy?

Wszystkie one zanikają w zastraszającym tempie. Nie tylko u nas, w Polsce, ale w całej Europie. Przez długie lata ich ochrona ograniczała się jedynie do przepisów prawnych, których zwykle nie egzekwowano. Dopiero niedawno zrozumiano, że efektywną ochronę gatunku może zapewnić tylko pełna ochrona jego siedlisk. Niestety w Polsce nadal niewiele miejsc występowania i rozrodu żółwia błotnego, traszki grzebieniastej i kumaka nizinnego objętych jest ochroną. Większość małych zbiorników jest zaśmiecana, zatruwana ściekami, związkami chemicznymi z pól, zasypywana, a tereny podmokłe osusza się w wyniku niewłaściwie prowadzonych melioracji.

Jednak wydaje się, że dla polskiej przyrody zapaliło się ostatnio zielone światło. Po przystąpieniu do Unii Europejskiej, zaczęło nas także obowiązywać unijne prawo, między innymi tzw. Dyrektywa Siedliskowa (o ochronie siedlisk naturalnych oraz fauny i flory). Właśnie ona stała się podstawą utworzenia Europejskiej Sieci Ekologicznej NATURA 2000. Jej zadaniem jest ochrona zanikających siedlisk przyrodniczych oraz zagrożonych w całej Europie gatunków zwierząt i roślin. Pięć spośród krajowych gatunków płazów i gadów znalazło się na liście NATURA 2000. Są to żółw błotny (jedyne gad), traszka grzebieniasta i kumak nizinny oraz dwa gatunki płazów górskich: traszka karpacka i kumak górski.

Objęcie tych gatunków ochroną w ramach sieci NATURA 2000 stwarza nadzieję na znaczącą poprawę ich sytuacji w naszym kraju. Jednak aby działania w ramach czynnej ochrony były w pełni efektywne i nie ograniczyły się tylko do udziału grupki zapaleńców, należy nadać im szerszy wymiar. Właśnie temu ma służyć nasze opracowanie omawiające najważniejsze aspekty biologii trzech wymienionych w tytule gatunków, ich ekologii, zagrożeń oraz metod ochrony. Książka powstała i służyć będzie działaniom prowadzonym w ramach programu LIFE, finansowanego przez Komisję Europejską, w międzynarodowym projekcie „Protection of *Emys orbicularis* and amphibians in the North European lowlands” (Ochrona żółwia błotnego i płazów na nizinach północnej Europy), realizowanym na terenie Danii, Litwy, Niemiec i Polski.

Zapraszamy do współpracy!

