

Jaja różnych gatunków ptaków ułożone według rozmiarów od najmniejszego. Na pierwszej stronie okładki: rokitniczka *Acrocephalus schoenobaenus*, zaganiacz *Hippolais icterina*, łożówka *Acrocephalus palustris*, świergotek drzewny *Anthus trivialis*, świergotek łąkowy *Anthus pratensis*, pliszka siwa *Motacilla alba*, kukułka *Cuculus canorus*, dzierlatka *Galerina cristata*, zimorodek *Alcedo atthis*, trzciniak *Acrocephalus arundinaceus*, skowronek *Alauda arvensis*, perkozek *Tachybaptus ruficollis*, zausznik *Podiceps nigricollis*, perkoz rdzawoszyi *Podiceps grisegena*. Na tylnej stronie okładki: od najmniejszego: perkoz dwuczuby *Podiceps cristatus*, rybołów *Pandion haliaetus*, bocian biały *Ciconia ciconia*, nur czarnoszyi *Gavia arctica*, drop *Otis tarda*



Fotografie jaj pochodzą z opracowań Józefa Hordowskiego „Gniazda i lęgi ptaków Polski” (udostępnione za zgodą autora)

Druk:
Soft Vision Mariusz Rajski
70-001 Szczecin, Ustowo 39
Nakład 250 egz.

Wersja papierowa stanowi wersję pierwotną czasopisma

W NUMERZE MIĘDZY INNYMI



PERKOZ DWUCZUBY
W POŁUDNIOWEJ POLSCE



SALAMANDRA PLAMISTA
W POLSCE



KOTEWKA ORZECH WODNY
W NATARCIU



UDROŻNIENIE BARIER
MIGRACYJNYCH NA RZECIE BIAŁA

rys. Tomasz Samojlik

„ W Polsce stał się PAWLIKOWSKI
wielkim wychowawcą narodowym.
Zakorzenione silnie w duszy polskiej
uczucie przywiązania do ziemi rodzinnej
rozwinął w nowe przykazanie polskiego
patriotyzmu: **CHROŃMY
PRZYRODĘ
OJCZYSTĄ** „



REDAKCJA

Redaktor Naczelny:
PIOTR PROFUS

Sekretarz Redakcji:
MARZENA ŻYŁOWSKA

Rada Redakcyjna:
JAN BODZIARCZYK
ŁUKASZ KAJTOCH
JOANNA KORZENIAK
HENRYK OKARMA
TOMASZ SAMOJLIK
JAN URBAN
ELŻBIETA WILK-WOŹNIAK

Adres Redakcji:
al. Adama Mickiewicza 33
31-120 Kraków

chronmy@iop.krakow.pl
www.iop.krakow.pl

ISSN 0009-6172

Layout:
ulilu JUSTYNA SZULC-WIĘCEK

Dorosły perkoz dwuczuby
w tzw. kociej postawie
fot. Jacek Żbikowski
galeria BirdWatching.pl

SPIS TREŚCI

galeria Jacka Żbikowskiego
PERKOZ DWUCZUBY PODICEPS CRISTATUS

4

Piotr Profus
Piotr Cempulik
Paweł Mielczarek
**PERKOZ DWUCZUBY PODICEPS CRISTATUS
W POŁUDNIOWEJ POLSCE**
GREAT CRESTED GREBE PODICEPS CRISTATUS
IN SOUTHERN POLAND

8

Anna Najbar
Bartłomiej Najbar
Maria Ogińska
**WYBRANE ASPEKTY BIOLOGII,
STRUKTURA POPULACJI I ZAGROŻENIA
SALAMANDER PLAMISTYCH
SALAMANDRA SALAMANDRA (L.) W POLSCE**
SELECTED ASPECTS OF BIOLOGY, POPULATION
STRUCTURE AND THREATS OF
THE FIRE SALAMANDER SALAMANDRA
SALAMANDRA (L.) FROM POLAND

24

Edward Walusiak
Wojciech Krztoń
Elżbieta Wilk-Woźniak
**KOTEWKA ORZECH WODNY TRAPA NATANS L.
– CHRONIONY GATUNEK W NATARCIU?**

46

Roman Konieczny
Roman Żurek
Karol Ciężak
Małgorzata Siudak
**UDROŻNIENIE BARIER MIGRACYJNYCH
NA RZECIE BIAŁA**

52

Rita Rakowska
**WIEDZA NA WYCIĄgniĘCIE RĘKI, CZYLI
OGÓLNODOSTĘPNE DANE
INSTYTUTU OCHRONY PRZYRODY PAN
W KRAKOWIE**

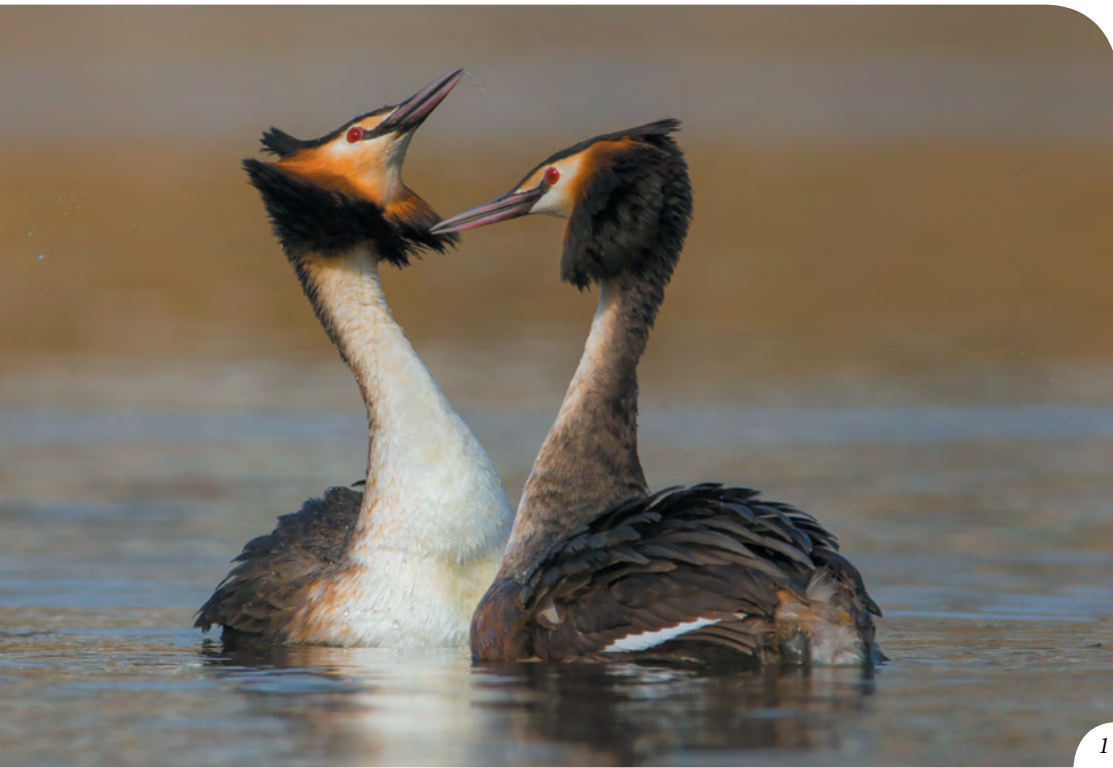
70

Antoni Amirowicz
**NASZE RYBY CHRONIONE
– DŁUGOWĄSĘ KIEŁBIE**

76

PERKOZ DWUCZUBY
PODICEPS CRISTATUS

GALERIA
JACKA ŻBIKOWSKIEGO



1

2



3

4



Toki perkozów dwuczubych należą do najbardziej spektakularnych wśród naszych ptaków. Ich przebieg znakomicie udokumentował Jacek Żbikowski na stawie zlokalizowanym na Osiedlu 1000-lecia w Katowicach. W literaturze fachowej dla poszczególnych faz toków przyjęły się nazwy angielskie (podane dalej w nawiasach), bowiem zostały one najpierw szczegółowo opisane przez angielskich ornitologów. Krótko przed budową gniazda i znoszeniem jaj pary ptaków są najbardziej

wzbudzone. Wybrane fazy zalotów: silne rozkładanie kryz i potrząsanie głowami na boki (Head Shaking Ceremony; ryc. 1–3), taniec „pingwinów” z materiałem gniazdowym i ponowne potrząsanie głowami (Penguin Dance Ceremony; ryc. 4–5), tokujący samiec w trakcie ceremoniału powitania z partnerką przyjmuje tzw. kocią postawę (Cat-Display; ryc. 6–7). Młode perkozy czasami otrzymują od rodziców zbyt dużą zdobycz – tu wzdrgęga Scardinius erythrophthalmus (ryc. 8).



5



6



7



8

PERKOZ DWUCZUBY PODICEPS CRISTATUS W POŁUDNIOWEJ POLSCE

GREAT CRESTED GREBE PODICEPS CRISTATUS IN SOUTHERN POLAND

PIOTR PROFUS
PIOTR CEMPULIK
PAWEŁ MIELCZAREK

OOLOGIA
dział ornitologii
zajmujący się
badaniem jaj

Słowa kluczowe/ Key words:

perkoz dwuczuby, zagęszczenie populacji, wielkość zniesienia, oologia, efektywność lęgów, straty w lęgach

Great Crested Grebe, population density, clutch size, oology, breeding effectiveness, brood losses

Obszarem badań dotyczących perkoza dwuczubego było silnie uprzemysłowione województwo śląskie, opolskie oraz kompleksy stawów rybnych w powiecie oświęcimskim (łącznie 22 500 km²; 7,2% powierzchni kraju). Skoncentrowano się na aspektach rozmieszczenia par i przebiegu pory lęgowej, ze szczególnym uwzględnieniem wielkości zniesień i jej sezonowej zmienności. W latach 2001–2021 wykazano obecność 1000–1200 par, a przeciętne zagęszczenie populacji w przeliczeniu na 100 km² powierzchni krajobrazowej obliczono na 4,5 do 5,3 par lęgowych. Średnia wielkość zniesień dla całego sezonu lęgowego wynosiła 3,86 jaj/parę. Najwięcej jaj składały samice w kwietniu, a najmniej w czerwcu i lipcu. Uzyskane w południowej Polsce wyniki porównano z rezultatami badań tego gatunku perkoza w innych krajach Europy. Poruszono także zagadnienia oologii. Dla 66 gniazd udało się ustalić efektywność lęgów (41,1%) oraz straty w lęgach (58,9%). Każda para ze zniesieniem wyprowadziła przeciętnie po 1,60 młodego, a każda para z udanym lęgiem odchowwała po 2,21 młodego.

The study area was the heavily industrialised provinces of Silesia and Opole, as well as fish ponds in the Oświęcim district

1 | Portret perkoza dwuczubego
fot. Mateusz Matysiak/EkoSerwis Group

(a total of 22,500 km²; 7.2% of the country's area). The study focused on issues related to the distribution of pairs and breeding season, particularly clutch size and its seasonal variability. A total of 1000–1200 pairs were recorded between 2001 and 2021, and the average population density, calculated per 100 km² of landscape area, ranged from 4.5 to 5.3 breeding pairs. The average clutch size for the entire breeding season was 3.86 eggs/pair. Females laid the most eggs in April and the fewest in June and July. The research data obtained in southern Poland were compared with data on this grebe species from other European countries. The issues related to oology were also discussed. Breeding effectiveness (41.4%) and brood losses (58.9%) were determined for 66 nests. Each pair with eggs raised on average 1.60 young and each pair with successful brood reared 2.21 young.

Wstęp i cel pracy

Spśród pięciu gatunków perkozów rozradzających się w Europie perkoz dwuczuby jest największy oraz najbardziej pospolity. Stan liczebny populacji europejskiej ocenia się na 300 000–500 000 par, z tego Polskę w latach 2013–2018 zasiedlało 15 000–25 000 par (Chodkiewicz i in. 2019). Dzisiaj trudno uwierzyć, że tak pospolity obecnie gatunek ponad sto lat temu w wielu miejscach znalazł się na skraju zagłady.

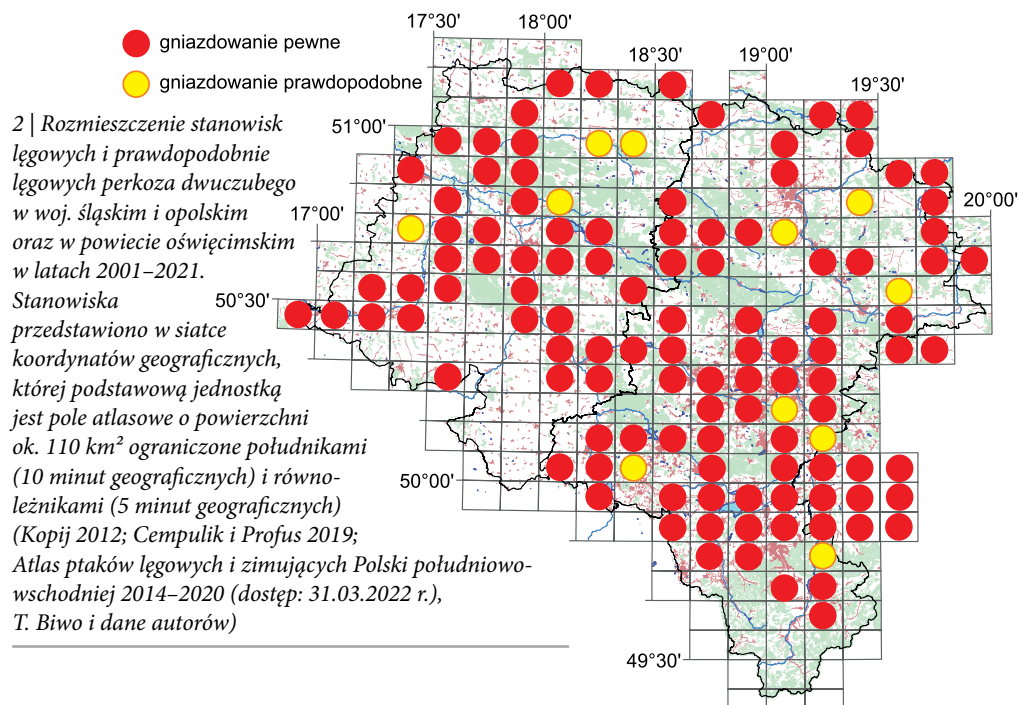
Od drugiej połowy XVIII wieku do I wojny światowej w Europie trwała prawdziwa tak zwana „gorączka piór”. Gęste i doskonale impregnowane upierzenie stało się przyczyną niemal wyginięcia perkozów dwuczubych. Subtelnie piękne pióra

perkozów stały się modnym materiałem na ciepłe mufki i peleryny. Pióra perkoza są bardzo gęste i mają wybitne właściwości termiczne i izolacyjne. Pióra z godowych czubów tych ptaków były ozdobą kapeluszy angielskich dam. Z powodu okrutnej mody najbardziej ucierpiały perkozy dwuczube. Wielki popyt na ich pióra na potrzeby mody sprawił, że w niektórych krajach perkozy te zostały niemal wytępione – na przykład w 1860 roku w Anglii wykazano zaledwie 42 pary (Cramp i Simmons 1977; Simmons 1989).

Wiele aspektów biologii i ekologii perkoza dwuczubego było przedmiotem licznych badań w różnych europejskich krajach, jednak nie wszystkie zagadnienia zostały rozpoznane dostatecznie dokładnie. Niniejsze opracowanie koncentruje się na aspektach rozmieszczenia par i przebiegu pory lęgowej, ze szczególnym uwzględnieniem wielkości zniesień i jej sezonowej zmienności. Podjęto także próbę ustalenia wielkości strat w lęgach w okresie wysiadywania i podczas wodzenia młodych. Poruszono także zagadnienia oologii*. Obszarem badań było silnie uprzemysłowione województwo śląskie i opolskie oraz stawy rybne w powiecie oświęcimskim (łącznie ok. 22 500 km²; 7,2% powierzchni kraju). Uzyskane na tym obszarze południowej Polski wyniki porównano z rezultatami badań tego gatunku perkoza w innych krajach Europy.

Wiadomości ogólne i rozmieszczenie

Rozmiary i masa ciała. Perkoz dwuczuby jest nieco mniejszy do kaczki krzyżówki *Anas platyrhynchos*. Obie płcie są podobne



do siebie i wykazują podobne zachowania. Samice są jednakże nieco mniejsze od samców i mają nieco węższą kryzę (pióra po bokach szyi w szacie godowej) i mniejszy czub.

Długość skrzydła zmierzona u dziewięciu samic perkozów dwuczubych pochodzących ze zbiorników: Dobczyckiego i Goczałkowickiego wynosiła średnio 188 mm (SD = 7,8 mm), a przeciętny ciężar ciała 1154 g (SD = 133,8 g). Pomiaru 19 samców z tych samych zbiorników były następujące: średnia długość skrzydła – 191 mm (SD = 16,3 mm), a przeciętna masa ciała 1359 g (SD = 141,9 g) (R. Gwiazda, A. Flis – niepubl.). Skrajne długości skrzydeł padłych osobników, które zginęły zaplątane w sieciach rybackich wahała się (bez rozróżnienia płci) od 130 do 208 mm, a najlżejszy osobnik ważył 799 g (Gwiazda 2006). U wyjątkowo dorodnych samic masa ciała może dochodzić do 1380 g, a u samców do 1500 g (Il'ichev i Flint 1985). Długość dzioba dorosłych ptaków z Europy Środkowej mieści się w granicach 40–50 mm u samic i 41–53 mm u samców (Bauer i Glutz von Blotzheim 1987).

Rozmieszczenie stanowisk lęgowych.

Na omawianym obszarze obejmującym powierzchnię około 22 500 km² w latach 2001–2021 wykazano obecność około 1000–1200 par lęgowych perkoza dwuczubego. Na początku XXI wieku stanowiska lęgowe były rozmieszczone nierównomiernie i zależały od lokalizacji odpowiednich zbiorników wodnych. Podobne było rozmieszczenie stanowisk lęgowych tego perkoza w latach 1985–1993 na mniejszej części tego samego obszaru (13 600 km²), obejmującego tylko Górny Śląsk (Cempulik i Profus 2019).

Zajmowane siedliska. Optymalne miejsca zajmowane przez pary lęgowe to zbiorniki wodne z rozbudowaną strefą roślinności wodnej wynurzonej i dużą powierzchnią otwartego lustra wody. Są to stawy rybne, niektóre zbiorniki zaporowe, zbiorniki powstałe w miejscu zapadlisk pokopalnianych, zbiorniki powyroboiskowe i starorzecza. Obecność wolnej od roślinności tafli wodnej jest konieczna do swobodnego nurkowania ptaków, a akwen powinien obfitować w ryby o niedużych rozmiarach.

3 | Najwyżej położone stanowisko lęgowe perkoza dwuczubego w Polsce – 600 m n.p.m. (Krauszów na Podhalu, 22 maja 2021 r.) fot. Piotr Profus



Perkoz dwuczuby do rozrodu wymaga otwartego lustra wody na zbiornikach eutroficznych oraz obecności rozległego pasa roślinności szuwarowej i zanurzonej, przy czym nielicznie może też zasiedlać głębokie jeziora oligotroficzne. Jest zdecydowanym rybożercą (ichtiofagiem), stąd wielkość i głębokość zbiornika oraz charakter zgrupowania ryb mają znaczny wpływ na zasiedlenie danego akwenu jako lęgowiska (Sokołowski 1967; Glutz von Blotzheim 1989; Gwiazda 1997; Kloskowski i in. 2010; Kloskowski 2011, 2015; Cempulik i Profus 2019 i mskr.).

W naszym kraju omawiany gatunek zasiedla przede wszystkim nizinne zbiorniki wodne. Bardzo nielicznie gnieździ się na terenach wyżynnych (300–500 m n.p.m., np. na Zbiorniku Żywieckim), a tylko w dwóch miejscach wykryto jego lęgi na zbiornikach wodnych usytuowanych powyżej 500 m n.p.m. W latach 2012–2014 u podnóża polskich Karkonoszy gniazdowało łącznie 26–37 par na Zbiorniku Bukówka (535 m n.p.m.) oraz na stawach w okolicach Podgórzyna (340 m n.p.m.) (Flousek i in. 2015). Najwyżej położone lęgi w Polsce stwierdzono na użytkowym wędkarsko stawie pomiędzy Krauszowem i Długopolem na Podhalu – 600 m n.p.m. Po raz pierwszy lęg pary odnotowano tu w 1985 roku, a kolejny po 36-letniej przerwie. Parę z gniazdem wykryto 22 maja 2021 roku. Gniazdo umiejscowione było na środku stawu, na wystających z wody gałęziach. Kolejna kontrola w dniu 12 lipca nie wykazała obecności gniazda ani perkozów (P. Profus – niepubl.). Najprawdopodobniej gniazdo zostało

zniszczone przez wędkarzy. Na Słowacji najwyżej położone lęgi stwierdzono na Jeziorze Orawskim (600 m n.p.m.), a w Republice Czeskiej na wysokości 720 m. W niemieckiej Badenii-Wirtembergii parę z nietłymi młodymi odnotowano na wysokości 790 m, przy czym aż 90% par zakłada tu gniazda do wysokości 500 m n.p.m. W terenach alpejskich na wysokości ponad 800 m n.p.m. warunki do gniazdowania tego gatunku są niekorzystne, a zbiorniki wodne położone tak wysoko zajmowane są tu sporadycznie. Niemiej jednak w Bawarii udany lęg odnotowano na wysokości 1040 m, w Austrii – 1120 m, a najwyższej zlokalizowane stanowisko lęgowe w Europie i udany lęg zarejestrowano w 2005 roku w szwajcarskiej Gryzonii (Graubünden) na wysokości 1790 m n.p.m. Poza Europą perkoz dwuczuby zasiedla zbiorniki wodne usytuowane nawet powyżej 3000 m, np. jezioro Sonkjöl w Kirgizji na wysokości 3016 m n.p.m. (Maumary i in. 2007; Hölzinger i in. 2011 i literatura tamże).

Duże skupienia, zmiany liczebności i wysokie zagęszczenia gniazd. Największe skupienie zajętych gniazd na Górnym Śląsku odnotowano na Zbiorniku Goczałkowickim. W latach 1995 i 2007 stwierdzono tu odpowiednio 408 i około 500 par lęgowych (Betleja i in. 2014), a akwen ten był wówczas spektakularnym miejscem największej koncentracji tego gatunku nie tylko na Górnym Śląsku, ale w całej południowej Polsce (Cempulik i Profus 2019). Większość gniazd (ok. 300 w 2007 r. i 350 w 2009 r.) perkozy zbudowały w zatoce Bajerki (Betleja i in. 2014; Sz. Beuch, J. Betleja – niepubl.). Opierając się na kryteriach

zawartych w monografii Tomiałojcia i Stawarczyka (2003), perkoza dwuczubego zaliczono do gatunków ptaków nielicznych na Górnym Śląsku, bowiem przeciętne zagęszczenie populacji lęgowej w przeliczeniu na 100 km² powierzchni krajobrazowej wynosi średnio 5,7–6,1 par, a wyliczone potencjalne górne zagęszczenie nie przekraczało 6,6 par na 100 km² powierzchni ogólnej. Dla niektórych zbiorników wodnych o znanej liczbie par lęgowych obliczono zagęszczenia populacji w przeliczeniu na 10 ha powierzchni ogroblowanej lub na powierzchnię lustra wody, a szczegółowe wyniki zostały opublikowane przez Cempulika i Profusa (2019). Tu przedstawione zostaną tylko nowe wyniki cenzusów wykonanych przez D. Wiehlego na 11 zespołach stawów karpiowych w Dolinie Dolnej Skawy – największym skupisku stawów we wschodniej części Doliny Górnej Wisły (Wiehle 2020). Perkoz dwuczuby jest tu najliczniej gnieźdzącym się perkozem, a jego zmiany liczebne są tu wyjątkowo dobrze rozpoznane. W latach 1995–2002 do 2017–2018 zaobserwowano tu znaczny wzrost liczebny tego gatunku z 86–135 par do 223–328 par, a na niektórych stawach tworzył kolonie. Rejestrowano tu miejscami wysokie zagęszczenia: 2,8–3,7 par lęgowych/10 ha w Spytkowicach i 2,6–3,5 pary/10 ha na Bugaju. Największe kolonijne lokalne zgrupowania tworzył na następujących stawach: Nowym Spytkowickim – 29 par (17,2 pary/10 ha) i Grabniku – 27 par (16,2 pary/10 ha) oraz na stawie Wierzbowiec Stary – 14 par (11,4 pary/10 ha) (Wiehle 2020). Są to wartości często wyższe niż notowane wcześniej na zbiornikach Górnego Śląska (Cempulik i Profus 2019).

Na całym obszarze (ryc. 2) stan populacji lęgowej w ostatnim dziesięcioleciu został oceniony na 1000–1200 par. Opierając się na kryteriach zawartych w monografii Tomiałojcia i Stawarczyka (2003), perkoza dwuczubego na badanej powierzchni należy zaliczyć do nielicznych ptaków lęgowych. Przeciętne zagęszczenie jego populacji, w przeliczeniu na 100 km² powierzchni krajobrazowej obliczono na 4,5 do 5,3 par lęgowych.

Najliczniejszą środkowoeuropejską populację lęgową na pojedynczym zbiorniku wodnym stwierdzono w 1985 roku na szwajcarskim jeziorze Neuenburgersee (218,3 km²). Przebywało tu wówczas ok. 1600 par lęgowych, a zagęszczenie lokalnych populacji w różnych częściach jeziora wahało się od 11,8 par/ha do 95 par/ha, a nawet 111 par lęgowych/ha. Dla wyżywienia tak licznej populacji lęgowej i młodych niezbędna jest odpowiednia obfitość ryb: ryb zeszłorocznych dla pokrycia zapotrzebowania pokarmowego dorosłych i ryb o mniejszych rozmiarach ciała (tegorocznych) dla wykarmienia piskląt (Glutz von Blotzheim 1989; Renevey 1987).

Lokalizacja i budowa gniazd. Perkoz dwuczuby zakłada gniazda na wodzie w trzcinowiskach lub wśród roślinności szuwarowej, chociaż często także na otwartej wodzie (niekiedy stosunkowo daleko od szuwarów). Budowa gniazda stanowi element rytuału godowego, stąd zwykle do lęgów uzupełniających i drugich pary budują nowe platformy gniazdowe (Kłoskowski 2015). Na Zbiorniku Turawskim ptaki loka-

lizowały gniazda głównie w zaroślach wierzbowych oraz w kępach trzciny (Stawarczyk i Karnaś 1992). Na Zbiorniku Goczałkowickim liczebność par lęgowych uzależniona była od rozległości szuwarów manny mielec (*Glyceria maxima*). W latach gdy szuwały te były rozległe, liczebność perkoza często przekraczała 200 par. Większość gniazd (ok. 300–350) zlokalizowanych w zatoce Podgroble w okresie wysokiej liczebności była uwita wśród wyschniętych, cienkich gałązek wierzb wystających ponad lustro wody (Betleja i in. 2014).

Rzadko spotyka się gniazda w terenie odkrytym, na przykład wśród płatów rozet kotewki orzecha wodnego (*Trapa natans*) w rezerwacie przyrody „Łęczok” (P. Profus, D. Wiehle) lub na wysepkach błota i żwiru. Są to zwykle gniazda, które osiadły na wysepkach po obniżeniu się poziomu wody zbiornika.

Gniazdo perkoza dwuczubego jest kopcem uwitym z gnijących roślin wodnych, w kształcie zbliżonym do koła; ma kształt okrągłej, silnie spłaszczonej tarczy z niewielkim zagłębieniem pośrodku. Nad powierzchnię wody wystaje jedynie niewielka część gniazda, a większa część konstrukcji znajduje się pod wodą. Zdolność do pływania na wodzie gniazdo zawdzięcza przestrzeniom wypełnionym powietrzem znajdującym się w środku sztywnych źdźbeł: trzciny pospolitej (*Phragmites communis*), pałki (*Typha* sp.) i oczeretu jeziernego (*Schenoplectus lacustris*). Wszystkie gniazda zbudowane z wymienionych materiałów okazują się dość

stabilne (Melde 1973). Budulec gniazd perkozów w Niderlandach stanowiło co najmniej 40 gatunków roślin i dziesięć innych składowych (np. muł). Wśród roślin zdecydowanie przeważały (83%) trzciny. Wyjątkowo notowano gniazda zbudowane z mchów. Niekiedy dla wzmocnienia konstrukcji gniazda wbudowywane są gałęzie. W górnej części gniazda mogą się ponadto znajdować świeże i zielone części roślin, którymi ptak przykrywa jaja. W trakcie wysiadywania gniazdo jest uzupełniane materiałem, zwłaszcza gdy podnosi się poziom wody. Przed budową właściwego gniazda para ptaków zazwyczaj przygotowuje kilka czasowych platform wykorzystywanych do wypoczynku i kopulacji, z których jedna jest później przekształcana w gniazdo właściwe. Niektóre z gniazd są użytkowane dwukrotnie w ciągu sezonu lęgowego (Mielczarek 1980; Kruszyk 2002; Hordowski 2017).

Perkozy dwuczube ścielą gniazda zwykle na niewielkiej głębokości wody – (10) 20–150 cm. Podczas kontroli zawartości 82 gniazd na omawianym terenie średnia głębokość wody wynosiła 67 cm. W obliczeniach nie uwzględniono 3 gniazd ze Zbiornika Dzierżno Duże, które zbudowane zostały na otwartej wodzie. Samice rozpoczęły składanie na nich jaj od 2 czerwca 1977 roku, lecz po gwałtownym obniżeniu poziomu wody, 10 czerwca, wszystkie gniazda znalazły się na lądzie stałym. Gniazda te miały wysokość 25, 40 i 50 cm. Z kolei jedno z gniazd na Zbiorniku Przeczycko-Siewierskim (pełne zniesienie 21–28.05.1977 r. – 3 jaja) po późniejszym obniżeniu poziomu wody znalazło się 40 m

„PRÓBA WODNA”. Zanurzając jajo w wodzie i obserwując jak się zachowuje można określić stopień jego rozwoju. Zależnie od wieku zarodka jajo albo tonie albo pływa zanurzone bądź unosi się na powierzchni wody, przyjmując przy tym pewne charakterystyczne pozycje. Jest to związane ze zmniejszaniem ciężaru właściwego jaja oraz zmiany wielkości i kształtu komory powietrznej podczas wysiadywania (Profus 2006). Klucz do oznaczenia stadium inkubacji jaj perkoza dwuczubego, z dokładnością do 2–4 dni, został opracowany przez Goca (1986).

od wód zbiornika i zostało opuszczone. Na stawach milickich gniazda perkozów dwuczubych gniazdujących pojedynczo unosiły się 30–100 cm nad wodą ($n = 52$) natomiast gniazda ptaków gniazdujących kolonijnie zbudowane były na wodach znacznie głębszych – 120–250 cm ($n = 92$) (Ławniczak 1982).

Wymiary gniazd. Średnica platformy podwodnej gniazda może dochodzić do 100 cm, średnica zewnętrzna mieści się w granicach 40–70 cm; średnica wewnętrzna 12–18 cm; wysokość 20–35 cm; wysokość brzegu gniazda nad wodą 4–10 cm; głębokość dołka do 4 cm (Hordowski 2017).

Czas budowy gniazda. Budowa gniazda zajmuje zwykle 6–8 dni (wartości skrajne 2–14 dni, wyjątkowo 28). W zadaniu tym czynnie uczestniczą samiec i samica. Składanie jaj następuje najczęściej 2 dni po zakończeniu budowy. W Niderlandach 62% gniazd (z 263 kontrolowanych) było budowanych przez pary krócej niż w 10 dni. Gwałtowne oziębienie lub ciągłe opady deszczu zwykle przerywają budowę gniazda (Konter 2008).

Początek zniesień. Perkozy dwuczube przylatują na lęgowiska wkrótce po zejściu pokrywy lodowej, zwykle na przełomie lutego i marca. W marcu i kwietniu trwa szczyt przelotu, a na początku kwietnia nieliczna frakcja ptaków może przystępować do budowania platform gniazdowych i gniazd. Większość jednak ptaków zatrzymuje się w czasie wędrówki tylko na krótki odpoczynek i udaje się na dalej

położone lęgowiska. Wkrótce po przylocie pary rozpoczynają popisowe toki. W Polsce składanie jaj rozpoczyna się od końca pierwszej dekady kwietnia i trwa nawet do sierpnia (Mielczarek 1980). Według Tischlera (1941), na Jeziorze Kinkajmskim koło Bartoszyc w ciągu 40 lat obserwacji perkozy pojawiały się na lęgowsku średnio 1 kwietnia (zakres: 19.03. – 17.04), a na Mazurach pierwsze zniesione jajo w gnieździe dostrzeżono w dniu 18.04.1927 roku na jeziorze Mamry. Niewielka frakcja skojarzonych par może w ogóle nie przystąpić do lęgu w danym sezonie, a po stracie pierwszego lęgu mogą nastąpić lęgi uzupełniające, przy czym ptaki w przypadku utraty lęgu mogą się przenieść na inny akwen (Kłoskowski 2015). W Jastrzębiu Zdroju i okolicy pary przystępowały do znoszenia jaj od początku kwietnia do końca lipca. Z 44 par, które tu dokładniej obserwowano, do drugich lęgów przystąpiło 9%, czyli 4 pary (Kruszyk 2002). Według Kłoskowskiego (2015) karmione młode spotyka się jeszcze we wrześniu, a nawet w październiku. Obie płcie uczestniczą w wysiadywaniu i opiece nad potomstwem (Goc 1986; Bauer i Glutz von Blotzheim 1987; Kłoskowski 2015).

Na badanym obszarze południowej Polski początek pory lęgowej przypadał na pierwsze dni kwietnia. Do zniesienia pierwszego jaja (w zniesieniu złożonym z 6 jaj) na Górnym Śląsku doszło około 8 kwietnia 2000 roku na stawie w Mszanie (powiat wodzisławski). Najwcześniej rozpoczęty lęg w kraju udokumentował Sokołowski (1967) na jeziorze w Pniewach – w dniu 4 kwietnia 1939 roku w komplek-

sie zeszłorocznej trzciny znalazł gniazdo z dwoma jajami.

W krajach leżących bardziej na zachód od Polski składanie jaj rozpoczyna się wcześniej, na przykład w Belgii świeże zniesienie zostało stwierdzone już 8 marca (Suetens 1960), a w Szwajcarii świeżo wylęgnięte pisklęta obserwowane już były 19 kwietnia (Glutz von Blotzheim 1962). W położonej bardziej na północ Estonii lęgi rozpoczynają się dopiero na przełomie maja i czerwca (Onno 1974). W północnoniemieckim Szlezwiku-Holsztynie sezon składania jaj przez perkozy dwuczube obejmuje 14 dekad – od końca marca do początku sierpnia. Najwcześniejsze i najpóźniejsze złożenie pierwszego jaja odnotowano tu 31 marca i 8 sierpnia, a daty klucia piskląt – 4 maja i 11 września. Najwięcej par przystępowało do rozrodu w maju, a większość młodych wykluwało się od połowy czerwca do początku lipca (Berndt i in. 1974). Okres znoszenia jaj jest tu o 2–3 dekady dłuższy niż w Estonii, w Czechach i Górnych Łużycach. Warunki pogodowe odpowiadają między innymi za temperaturę wody i wzrost trzcinowisk, co przekłada się na przebieg lęgów. Według Dementjewa i innych (1951) w Rosji temperatura wód zbiornika przed rozpoczęciem zniesienia musi wynosić co najmniej 7,5°C, bowiem wzrost młodej trzciny na wiosnę jest znacząco uzależniony od temperatury.

W jednej z kolonii lęgowych perkozów dwuczubych w Niderlandach („Footbridge colony”) w 2003 roku poszczególne samice przystępowały do zniesień od 30 marca do 18 maja – zatem w przeciągu 49 dni. W in-

nych latach okres znoszenia jaj był skrócony do 33 dni (Konter 2008). Badający perkozy na jeziorze Drużno Goc (1986) wykazał, iż główny okres, w którym samice rozpoczynają lęgi trwa 35 dni, lecz może się przedłużyć do 55 dni, choćby z powodu niskiego stanu wody w jeziorze.

Wielkość zniesień. Do określenia wielkości zniesień posłużyło 217 gniazd z pełnymi zniesieniami. Z tej liczby 147 gniazd pochodziło z Górnego Śląska (Cempulik i Profus – mskr.), a 70 zniesień ze Zbiornika Przeczycko-Siewierskiego (Mielczarek 1980). W przypadku niemal wszystkich zniesień wykonano „próbę wodną”*, co pozwoliło dość dokładnie ustalić termin przystąpienia pary do lęgu. Wielkość zniesienia u tego gatunku wahała się od 2 do 8 jaj (tabela). We wszystkich 217 lęgach samice zniosły łącznie 837 jaj co oznaczało, iż średnia wielkość zniesień dla całego sezonu lęgowego wynosiła 3,86 jaja/parę. Lęgi ze zniesieniami 3, 4 i 5 jaj stanowiły ponad 92% wszystkich zniesień. W tej samej tabeli zawarte są szczegółowe dane o wielkościach zniesień ze 1526 gniazd z ośmiu dokładniej zbadanych populacji europejskich. Samice tych par zniosły łącznie 6080 jaj, co daje średnio 3,98 jaja/zniesienie.

Średnia wielkość zniesień perkozów dwuczubych gniazdujących w Europie jest dość zmienna. Zdecydowanie najmniej liczne zniesienia rejestrowano u perkozów gniazdujących w Irlandii Północnej – 2,92 jaja/parę ($n = 840$; Perry 2000 za Konter 2008). W innych badanych populacjach – przeciętnie po 4,1 jaja/zniesienie – składały samice perkozów na jeziorze Łuknajno

Wielkość zniesień perkoza dwuczubego w różnych miejscach Europy Środkowej

Liczba gniazd w:	Liczba jaj w zniesieniu								średnio (n)
	1	2	3	4	5	6	7	8	
woj. śląskim i opolskim ¹	–	8	69	97	34	8	–	1	3,86 (n = 217)
na stawach milickich ²	–	3	13	30	14	2	1	–	4,03 (n = 63)
Górnych Łużycach ³	–	–	10	19	23	12	3	–	4,69 (n = 67)
Republice Czeskiej ⁴	1	23	67	115	42	11	–	–	3,80 (n = 259)
Brandenburgii ⁵	–	8	35	100	27	5	–	–	3,92 (n = 175)
Badenii-Wirtembergii ⁶	1	10	47	71	11	1	–	–	3,61 (n = 140)
Szwajcarii ⁷	1	7	25	97	54	17	5	1	4,31 (n = 207)
Estonii ⁸	–	27	99	179	74	16	2	1	3,91 (n = 398)
Europa (suma)	3	86	365	708	289	72	11	3	3,98 (n = 1526)

Źródła: ¹ niniejsza praca; ² Ławniczak 1982; ³ Melde 1973; ⁴ Štátný i Hudec 2016; ⁵ Litzbarski i Litzbarski 1983; ⁶ Hölzinger i in. 2011; ⁷ Bauer i Glutz von Blotzheim 1987; ⁸ Onno 1960; Lillieliecht 1974

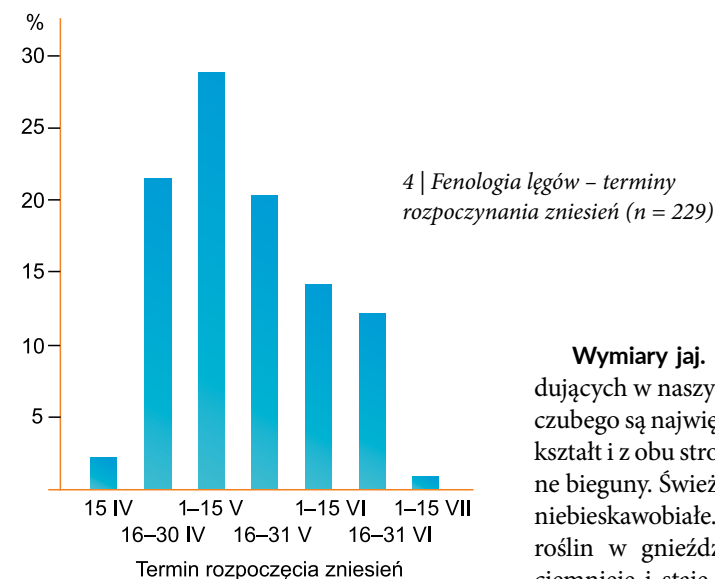
(n = 50; Bukacińska i in. 1993). Przeciętnie po 4,30 jaja składały średnio perkozy dwuczube na Jeziorze Żarnowieckim (n = 486 zniesień; Moskal i Marszałek 1986 – wyliczenia autorów), jednakże w 156 gniazdach par gniazdujących wyłącznie w trzcinowisku przeciętne zniesienia były jeszcze wyższe (4,65 jaja/gniazdo). Wśród tych zniesień stwierdzano nawet takie, które liczyły 8, 9, 10, i 11 jaj – ewidentnie złożone przez dwie lub więcej samic (Moskal i Marszałek 1986).

Ile czasu trwa kompletowanie zniesienia? W dziewięciu gniazdach codziennie kontrolowanych przez Mielczarkę (1980) pełne zniesienie z 3 jaj okazało się kompletne po 4–5 dniach, licząc od zniesienia pierwszego jaja. Zniesienie z 4 jaj było pełne po 4,5 do 7 dobach, a lęg złożony z 5 jaj był kompletny po 8–9 dniach od zniesienia pierwszego jaja. Według tego autora w trzech gniazdach liczba jaj zwiększała się w kolejnych dniach przykładowo według następującego schematu: 1/1/2/3 (czytaj: w pierwszym dniu jedno jajo, w drugim dniu jedno, w trzecim dniu dwa, w czwar-

tym dniu – trzy jaja); 1/1/2/2/3/3/4; 1/2/2/3/3/3/4/4/5. Samice perkoza dwuczubego składają jaja w godzinach porannych, najczęściej między 8:00 a 11:00 (Melde 1973) w odstępach 48-godzinnych. W Estonii znoszenie jaj następowało o różnych porach dnia, a przerwy między pojawianiem się kolejnych jaj w zniesieniu wynosiły 36 godzin (Onno 1960).

W 229 skontrolowanych gniazdach w obu badanych województwach uzyskano dane przydatne do ustalenia terminów rozpoczęcia lęgów.

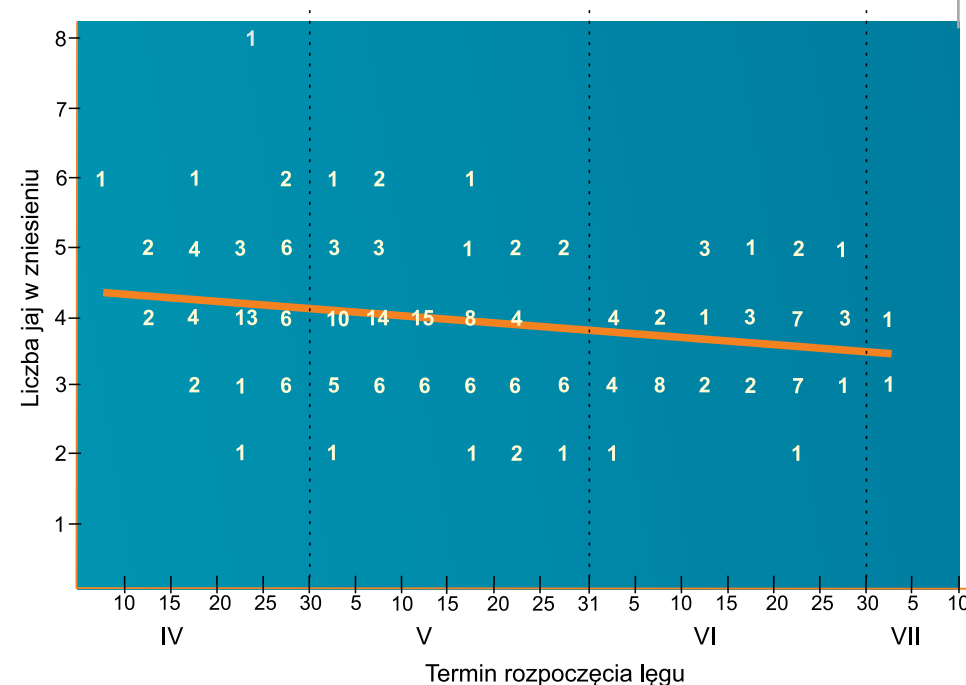
Dość często wcześniej rozpoczęte zniesienia zawierają średnio więcej jaj niż zniesienia późne, co potwierdzone zostało również w naszych badaniach. Dla zbadania sezonowej zmienności wielkości zniesienia cały sezon lęgowy podzielono na pentady (okresy pięciodniowe), lecz różnice w średniej wielkości zniesień łatwiej jest wykazać dla dłuższych okresów czasu, np. miesięcznych. W południowej Polsce najczęściej jaj składały samice w kwietniu – 4,29 (236 jaj : 55 zniesień), a w kolejnych

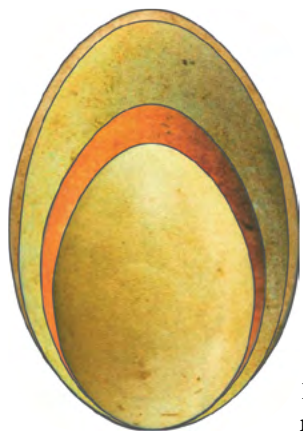


miesiącach wielkość zniesień zmniejszała się systematycznie: maj: 3,75 (396 : 106), czerwiec: 3,60 (191 : 53), lipiec: 3,50 (7 : 2). W Szwajcarii natomiast wielkość zniesień rosła w miarę upływu sezonu lęgowego (Bauer i Glutz von Blotzheim 1987), co jest raczej rzadko spotykane.

Wymiary jaj. Spośród perkozów gniazdujących w naszym kraju jaja perkoza dwuczubego są największe. Mają one wydłużony kształt i z obu stron niemal równe, zaokrąglone bieguny. Świeżo zniesione są białawe lub niebieskawobiałe. Pod wpływem gnijących roślin w gnieździe skorupka jaja szybko ciemnieje i staje się oliwkowobrązowa lub brązowa. Łącznie w południowej i środkowej Polsce wymierzono 834 jaja, których średnie wymiary wynosiły 55,34 mm × 36,99 mm. Maksymalne wymiary jaj to 63,5 × 35,6 mm i 56,5 × 39,9 mm, a minimalne 47,6 × 34,9 mm i 56,6 × 32,0 mm (Mielczarek

5 | W południowej Polsce w miarę upływu sezonu lęgowego zmniejsza się średnia wielkość zniesienia (n = 217)





6 | Jaja perkoza dwuczubego są największe wśród naszych lęgowych perkozów. Od zewnątrz do środka zestawiono jaja perkozów naturalnej wielkości: dwuczubego, rdzawoszyjnego, zauszniaka i perkozka

1980). Inne znane parametry jaj wynoszą odpowiednio: ciężar – 39,5 g (30–50g), objętość – 39,7 cm³, ciężar skorupki – średni 3,62 g (2,75–4,31 g), grubość skorupki – 0,313 – 0,389 mm (Maurer i in. 2012). Masa skorupki stanowi 9,2% ciężaru jaja, a masa jaja do przeciętnego ciężaru samicy wynosi 3,6%. Podobnie jak u innych gatunków ptaków podczas przebiegu inkubacji zmniejsza się ciężar jaj: średni dobowy ubytek wynosi 0,78% (0,42 – 1,03%), a dla całego czasu inkubacji – 21,93% jego początkowej masy (11,79 – 28,86%) (Hordowski 2017). Ciężar właściwy świeżo zniesionego jaja perkoza dwuczubego wynosi 1,049 g/cm³ (Profus P. – wyliczone z Ashoori i in. 2021).

Wielkość jaja można wyrazić za pomocą objętości (V; cm³). Niemal przez wszystkich autorów zajmujących się pomiarami jaj perkoza dwuczubego jest ona wyliczana ze wzoru: $V = 0,000496LB^2$, gdzie L – długość jaja, B – szerokość jaja (mm). W Danii wykazano, iż różnice w objętości jaj pomiędzy największym a najmniejszym jajem w tym samym zniesieniu wynoszą średnio 7%, ale maksymalne mogą dochodzić do 18%. Średnia objętość jaj duńskich perkozów wynosi 37,1 cm³ (30,2–45,1 cm³; n = 229) (Henriksen 1995). Pisklęta perkozów dwuczubych wykluwają się z jaj asynchronicznie – w kolejności, w jakiej jaja były składane, ale w nierównych odstępach czasu. Średnia przerwa pomiędzy wykluwaniem się pierwszego i drugiego pisklęcia wynosiła 1,2 doby, pomiędzy drugim a trzecim – 1,5 dnia, a pomiędzy trzecim a czwartym wzrastała do 1,8 doby (Henriksen 1995). Z kolei Bukacińskiej i innym (1983)

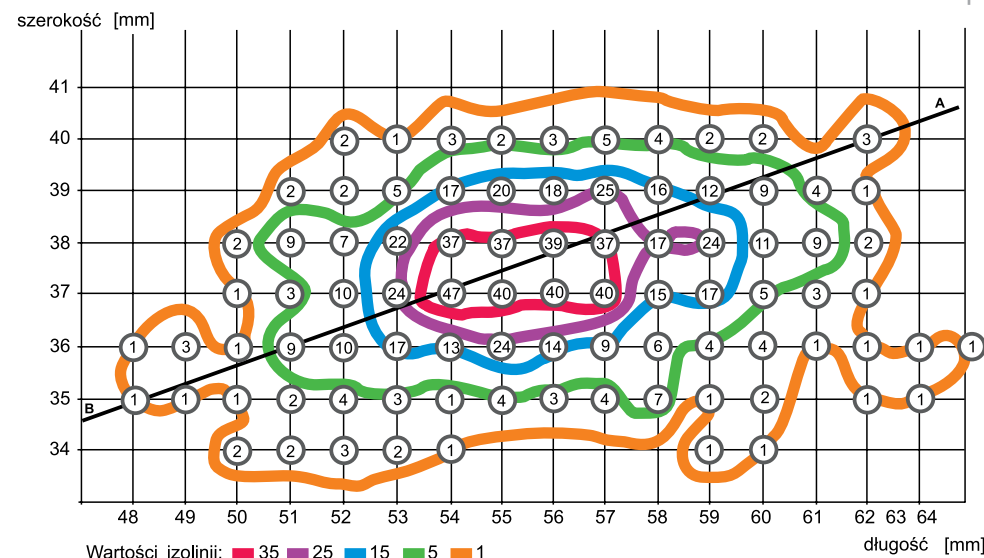
udało się wykazać większą objętość całego lęgu u perkozów gniazdujących kolonijnie (154,8 cm³) niż u gniazdujących poza kolonią (133,1 cm³). Objętość jaj ptaków, które odchowały młode, była większa niż u par, które utraciły zniesienie – odpowiednio 38,3 cm³ i 35,5 cm³ (Hordowski 2017).

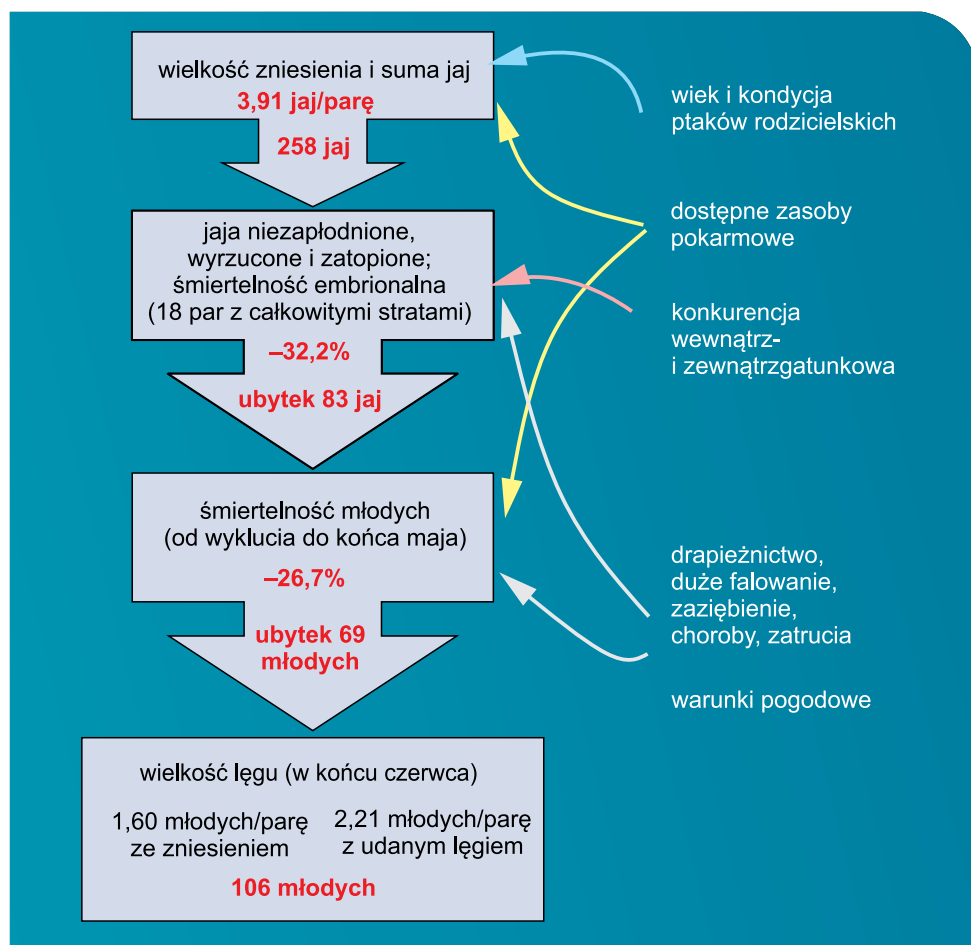
W celu wykrycia wewnętrznego zróżnicowania populacji jaj badanej grupy perkozów dwuczubych przeprowadzono analizę materiału biometrycznego metodą „topografii korelacyjnej” opisaną przez Bussego (Busse 1968). Otrzymano w ten sposób „mapę korelacyjną” (ryc. 7). Analizy Mielczarka (1980) wykazały (mimo że materiał zebrano na różnych zbiornikach wodnych), że badana grupa jaj perkozów jest jednorodna.

Długość wysiadywania. W opracowaniach monograficznych perkoza dwuczubego przyjmuje się, że okres wysiadywania jaj trwa od zniesienia pierwszego jaja przez (22) 25–29 dni (Melde 1973). Według Mielczarka (1980) ptaki częściej rozpoczynały wysiadywanie po zniesieniu drugiego jaja. Dla dziewięciu gniazd możliwe było ustalenie przybliżonej kolejności znoszenia jaj, a przerwy pomiędzy znoszeniem kolejnych jaj wynosiły 1–3 dni. W niektórych gniazdach udało się

8 | W pierwszych 3. tygodniach życia pisklęta większą część czasu spędzają w „kieszeniach” na plecach rodziców. Czynią to zwłaszcza gdy pada deszcz, jest chłodno lub gdy zagraża im niebezpieczeństwo. Na grzbiecie dorosłego ptaka mieszczą się najwyżej cztery pisklęta
fot. Mateusz Matysiak/EkoSerwis Group

7 | Rozkład częstości wymiarów jaj perkoza dwuczubego przedstawiony metodą „topografii korelacyjnej” wg Bussego 1968 (Mielczarek 1980)





określić czas wysiadywania – od zniesienia konkretnego jaja do wyklucia się pisklęcia. Wynosił on: 1 raz 22 dni, 1 raz 23 dni, 4 razy 25 dni i 5 razy 26 dni (mediana 25 dni; średnia arytmetyczna 25,0 dni).

Sukces lęgowy i straty w lęgach. Już dawni ornitolodzy zauważyli, że mimo składania około 4 jaj pary perkozów dwuczubych prowadzą zazwyczaj tylko 1 lub 2 młode (Bauer i Glutz von Blotzheim 1987). Charakterystyczną cechą populacji tych ptaków jest zatem zmniejszanie się liczby wodzonych młodych przez ptaki rodzicielskie. Z 66 par (z 258 jajami) obserwowanych na Zbiorniku Przeczycko-Siewierskim z 83 jaj nie wykuły się pisklęta, bowiem 13 jaj

9 | Główne czynniki kształtujące wielkość lęgu perkoza dwuczubego na Zbiorniku Przeczycko-Siewierskim ($n = 66$ par z pełnymi zniesieniami; efektywność lęgów – 41,1%, straty w lęgach – 58,9%)

nie było zapłodnionych, 6 zostało zjedzonych przez wronę siwą (*Corvus cornix*), 2 zostały zaziębione, a 4 znaleziono poza gniazdem. Los 54 jaj (20,9%) nie został poznany. U 18 par lęgi zakończyły się całkowitymi stratami, czyli brakiem młodych. Pozostałych 48 par wodziło w końcu maja łącznie 173 młode (średnio 3,60/parę), jednak po kilkakrotnych dalszych liczeniach, pod koniec czerwca stwierdzono tylko 106 wyrosniętych młodych, czyli średnio 2,21 na statystyczną parę z lęgiem (ryc. 9).

10 | Dorosłe żaby zielone z rodzaju *Pelophylax* rzadko bywają pokarmem perkoza dwuczubego (Dolina Baryczy, 6 lipca 2021)
fot. Janusz Krajewski/www. BirdWatching.PL



Spore straty wśród piskląt odnotowała też Ławniczak (1982) na stawach milickich. Wyniki parokrotnych liczeń w lipcu wykazały, iż statystyczna para wodziła średnio tylko 1,1 młodego, podczas gdy średnia wielkość zniesienia wynosiła 4,0 jaja. W Mecklemburgii samice znosiły średnio po 4,09 jaj ($n = 241$), ale pary wodziły przeciętnie po 2,1 młodego (Zimmermann 1987). Wielu autorów przypisuje wysoką śmiertelność młodych porzucaniu gniazd przez dorosłe ptaki wkrótce po wykluciu się pierwszych dwóch lub trzech piskląt. Ławniczak nigdy się jednak nie spotkała z tym zjawiskiem.

Młode perkozy dwuczube uzyskują zdolność do lotu po 71–79 dniach opieki rodzicielskiej, a po 11–15 tygodniach życia osiągną samodzielność (Hordowski 2017).

Najstarszy zaobraczkowany perkoz dwuczuby, który został zastrzelony w Rosji, dożył 19 lat i 3 miesięcy (www.euring.org).

Piotr Profus
profus@iop.krakow.pl
Instytut Ochrony Przyrody PAN
al. Adama Mickiewicza 33, 31–120 Kraków
Piotr Cempulik
cempulik@muzeum.bytom.pl
Dział Przyrody, Muzeum Górnośląskie
pl. Jana III Sobieskiego 2, 41–902 Bytom
Paweł Mielczarek
pawel.mielczarek@uj.edu.pl
Instytut Nauk o Środowisku
Uniwersytet Jagielloński
ul. Gronostajowa 7, 30–387 Kraków

LITERATURA

Ashoori A., Fallach S.F., Tayefeh F.H. 2021. Breeding biology of Great Crested Grebe (*Podiceps cristatus*) in Anzali International Wetland. Journal of Experimental Biology 10 (1): 63–69.
Bauer K.M., Glutz von Blotzheim U.N. 1987. Handbuch der Vögel Mitteleuropas. Bd. 1. (2 wyd.): Gaviiformes-Phoenicopteriformes. Aula, Wiesbaden.

- Berndt R.K., Spletzer F., Drenckhahn D. 1974. Haubentaucher – *Podiceps cristatus*. W: Berndt R.K., Drenckhahn D. (red.). Vogelwelt Schleswig-Holsteins. 1. Band. Seetaucher bis Flamingo. Ornithologische Arbeitsgemeinschaft für Schleswig-Holstein und Hamburg e.V: 68–88.
- Bukacińska M., Bukaciński D., Jabłoński P. 1993. Colonial and noncolonial Great Crested Grebe (*Podiceps cristatus*) at Lake Łukajno: nest site characteristics, clutch size and egg biometry. Colonial Waterbirds 16 (2): 111–118.
- Busse P. 1968. Topografia korelacyjna – metoda analizy zróżnicowania populacyjnego. Notatki Ornitologiczne 9 (3): 1–9.
- Cempulik P., Profus P. 2019. Charakterystyka występowania populacji łęgowej perkoza dwuczubego *Podiceps cristatus* na Górnym Śląsku w czasach historycznych i obecnie. Ptaki Śląska 26: 85–106.
- Cempulik P., Profus P. (mskr.) Wybrane elementy biologii i ekologii łęgów perkoza dwuczubego *Podiceps cristatus* na Górnym Śląsku.
- Chodkiewicz T., Chylarecki P., Sikora A., Wardecki Ł., Bobrek R., Neubauer G., Marchowski D., Dmoch A., Kuczyński L. 2019. Raport z wdrażania art. 12 Dyrektywy Ptasiej w Polsce w latach 2013–2018: stan, zmiany, zagrożenia. Biuletyn Monitoringu Przyrody 20: 1–20.
- Cramp S., Simmons K.E.L. 1977. Handbook of the Birds of Europe, the Middle East and North Africa. Birds of the Western Palearctic, Vol. 1. Ostrich to Ducks. Oxford University Press, Oxford.
- Dementjew G.P., Meklenburcjew R.N., Sudiłowska A.M., Spangjenberg E.P. 1951. Pticy Sowjetskiego Sojuza. Tom II. Gosudarstwennoje Izdatelstwo „Sowjetskaja Nauka”. Moskwa.
- Flousek J., Gramsz B., Telenský T. 2015. Ptáci Krkonoš – atlas hnízňního rozšíření 2012–2014 [Ptaki Karkonoszy – atlas ptaków łęgowych 2012–2014]. Správa KRNAP Vrchlabí, Dykrecja KPN Jelenia Góra.
- Glutz von Blotzheim U. N. 1962. Die Brutvögel der Schweiz. 1. Aufl. Aarau.
- Glutz von Blotzheim U. 1989. Populationsökologie des Haubentauchers *Podiceps cristatus* am Neuenburger See. Zusammenfassung der Arbeiten von Benoît Renevey. Ornithologischer Beobachter 86: 94–95.
- Goc M. 1986. Colonial versus territorial breeding of the great crested grebe *Podiceps cristatus* on Lake Družno. Acta Ornithologica 22: 95–145.
- Gwiazda R. 1997. Foraging ecology of Great Crested Grebe (*Podiceps cristatus* L.), at a mesotrophic-eutrophic reservoir. Hydrobiologia 353: 39–43.
- Gwiazda R. 2006. Strategie pokarmowe ptaków rybożernych w warunkach sztucznych zbiorników wodnych południowej Polski. Studia Naturae 51: 1–112.
- Henriksen K. 1995. Intraclutch variation in egg volume of Great Crested Grebes. Condor 97: 826–828.
- Hordowski J. 2017. Gniazda i lęgi ptaków Polski. Perkozy Podicipedidae. Nakładem autora.
- Hölzinger J., Bauer H.-G., Boschert M., Stark H. 2011. Podiceps cristatus (Linnaeus, 1758) – Haubentaucher. W: Hölzinger J., Bauer H.-G. (red.). Die Vögel Baden-Württembergs, Bd. 2, Nicht Singvögel 1,1. Rheidae (Nandu) – Phoenicopteridae (Flamingos) Ulmer, Stuttgart: 61–80.
- Il'ichev V.D., Flint V.E. 1985. Die Vögel der Sowjetunion. Bd. 1. Erforschungsgeschichte, Gaviiformes, Podicipediformes, Procellariiformes. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt.
- Kloskowski J. 2011. Consequences of the size structure of fish populations for their effects on a generalist avian predator. Oecologia 166: 517–530.
- Kloskowski J. 2015. Perkozy Podicipedidae. W: Chylarecki P., Sikora A., Cenian Z., Chodkiewicz T. (red.). Monitoring ptaków łęgowych. Poradnik metodyczny. Wyd. 2. GIOŚ, Warszawa: 58–64.
- Kloskowski J., Nieoczym M., Polak M., Pitucha P. 2010. Habitat selection by breeding waterbirds at ponds with size-structured fish populations. Naturwissenschaften 97: 673–682.
- Konter A. 2008. Colonial nesting in the Great Crested Grebe *Podiceps cristatus* (Linné 1758). Research results from a colony on the Dutch IJsselmeer in comparison to other studies on colonial nesting in the species. Ferrantia 56, Musée national d'histoire naturelle. Luxembourg.
- Kopij G. 2012. Awifauna łęgowa Ziemi Nyskiej. Chrońmy Przyrodę Ojczystą 68 (4): 259–287.
- Kruszyk R. 2002. Ptaki Jastrzębia Zdroju i okolic. Wydawnictwo urzędu miasta Jastrzębia Zdroju, Jastrzębie Zdrój.
- Lillielecht W. 1974. Wieliczyna kładki u wremija gniezdowania u wodopławajujących ptic w Matsalskom Zapowiednikie (Estonskaja SSR). Soobščenia Pribałtijskoj Komisji po izučenju migracji ptic 8: 156–195.
- Litzbarski B., Litzbarski H. 1983. Haubentaucher – *Podiceps cristatus* (L., 1758). W: Rutschke E. (red.). Die Vogelwelt Brandenburgs. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena: 98–99.
- Ławniczak D. 1982. Z ekologii i biologii perkoza dwuczubego (*Podiceps cristatus* [L.]), perkoza rdzawoszyjowego (*Podiceps griseigena* [Bodd.]) i zausznika (*Podiceps nigricollis* C.L. Brehm) na stawach rybnych koło Milicza. Acta Universitatis Wratislaviensis 487, Prace Zoologiczne 12: 63–81.
- Maumary L., Vallotton L., Knaus P. 2007. Die Vögel der Schweiz. Schweizerische Vogelwarte, Sempach, et Nos Oiseaux, Montmollin.
- Maurer G., Portugal J.S., Cassey P. 2012. A comparison of indices and measured values of eggshell thickness of different shell regions using museum eggs of 230 European Bird species. Ibis 154: 714–724.
- Melde M. 1973. Der Haubentaucher. Die Neue Brehm-Bücherei. A Ziemsen-Verlag. Wittenberg-Lutherstadt.
- Mielczarek P. 1980 (mskr.). Studia porównawcze nad dynamiką zniesień czterech gatunków rodzaju *Podiceps* (Latam 1787). Praca magisterska, Zakład Zoopsychologii i Etologii Zwierząt UJ, Kraków.
- Moskal J., Marszałek J. 1986. Effect of habitat and nest distribution on the breeding success of the great crested grebe *Podiceps cristatus* on Lake Żarnowieckie. Acta Ornithologica 22: 147–158.
- Onno S. 1960. Zur Ökologie der Lappentaucher (*Podiceps cristatus*, *griseigena* und *auritus*) in Estland. XII International Ornithological Congress, Helsinki 1958, Proceedings, Vol. II, Helsinki: 577–582.
- Onno S. 1974. Wremija gniezdowania u wodopławajujących i pribrieżnych ptic w Matsalskom Zapowiednikie (Estonskaja SSR). Soobščenia Pribałtijskoj Komisji po izučenju migracji ptic 8: 107–155.
- Profus P. 2006. Zmiany populacyjne i ekologia rozrodu bociana białego *Ciconia ciconia* L. w Polsce na tle populacji europejskiej. Synteza. Studia Naturae 50: 1–155.
- Renevey B. 1987. Effectifs et évolution de la population nicheuse de Grèbes huppés sur la rive Sud-Est du lac de Neuchâtel. Nos Oiseaux 39: 113–128.
- Simmons K.E.L. 1989. The Great Crested Grebe. Shire Natural History 37.
- Stawarczyk T., Karnaś A. 1992. Sukcesja łęgowych ptaków wodno-błotnych na Zbiorniku Turawskim w latach 1977–1991. Ptaki Śląska 9: 1–15.
- Suetens W. 1960. De Kuiffuut, *Podiceps cristatus* (L.), in België. Gerfaut 50: 231–264.
- Šťastný K., Hudec K. (red.) i in. 2016. Ptáci 1 – Aves. Fauna ČR (3. wyd.). Akademia, Praha.
- Tischler F. 1941. Die Vögel Ostpreußens und seiner Nachbargebiete. Bd. II. Königsberg/Berlin.
- Tomiałojć L., Stawarczyk T. 2003. Awifauna Polski. Rozmieszczenie, liczebność i zmiany. Tom I. Polskie Towarzystwo Przyjaciół Przyrody „pro Natura”, Wrocław.
- Wiehle D. 2020. Zmiany awifauny łęgowej Doliny Dolnej Skawy. Ornis Polonica 61: 88–116.
- Zimmermann H. 1987. Haubentaucher – *Podiceps cristatus* (L., 1758). W: Klafs G., Stübs J. (red.). Die Vogelwelt Mecklenburgs. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena: 84–86.

WYBRANE ASPEKTY BIOLOGII, STRUKTURA POPULACJI I ZAGROŻENIA SALAMANDER PLAMISTYCH SALAMANDRA SALAMANDRA (L.) W POLSCE

ANNA NAJBAR
BARTŁOMIEJ NAJBAR
MARIA OGIELSKA

SELECTED ASPECTS OF BIOLOGY, POPULATION STRUCTURE AND THREATS OF THE FIRE SALAMANDER SALAMANDRA SALAMANDRA (L.) FROM POLAND



Słowa kluczowe:

salamandra plamista, struktura populacji,
zmienność genetyczna, zagrożenia, ochrona
płazów

Key words:

fire salamander, genetic variation, population
structure, threats, amphibian conservation

Występowanie salamandry plamistej *Salamandra atra* w Polsce jest ograniczone do pasm górskich Sudetów i Karpat wyznaczających północno-wschodnią granicę zasięgu tego gatunku w Europie. Salamandry wykazują silne przywiązanie do miejsc bytowania i są wrażliwe na wszelkie zmiany zachodzące w ich siedliskach, związane z wysychaniem i zanieczyszczeniem strumieni, zwiększonym nasłonecznieniem, spadkiem wilgotności podłoża oraz szeroko pojętą fragmentacją i izolacją środowiska. Salamandra należy do gatunków wrażliwych, lokalnie szybko zmniejszających areal występowania, dlatego dla zachowania stabilności populacji niezbędne jest prowadzenie monitoringu różnych aspektów jej biologii i ekologii. Niniejsza publikacja przedstawia wyniki kilkunastoletnich badań obejmujących zasięg, rozmieszczenie, strukturę i zmienność genetyczną 29 populacji salamander zasiedlających Polskę. Wskazujemy tutaj także na lokalne zagrożenia i potrzebę skutecznej ochrony tego gatunku.

The occurrence of the spotted salamander *Salamandra atra* in Poland is limited to the mountain ranges of the Sudetes and the Carpathians, which mark the north-eastern border of the species' range in Europe. Salamanders show strong attachment to their habitats and are sensitive to any changes taking place in their habitats, which are related to the drying out of streams, their pollution, increased insolation, decrease in substrate moisture, and widely understood fragmentation and isolation of the environment. Salamander is a sensitive species, locally rapidly reducing the area of occurrence, therefore, in order to maintain the stability of the population, it is necessary to monitor various aspects of its biology and ecology. This publication presents the results of several years of research covering the range, distribution, structure and genetic variability of 29 salamander populations inhabiting Poland. We also point to local threats and the need for effective protection of this species.

1 | Samica salamandry plamistej
Salamandra atra rodząca larwy
w strumieniu w okolicy Rudaw Janowickich
w Sudetach

Female spotted salamander *Salamandra atra*
salamandra giving birth to larvae in a stream
near Rudawy Janowickie in the Sudetes
fot./photo by Anna Najbar

2 | Typowe środowisko bytowania
salamander plamistych
w Karpatach

Typical habitat of the spotted
salamander in the Carpathians
fot./photo by Anna Najbar



Zasięg występowania i środowisko życia

Salamandra plamista *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758) jest jednym z sześciu gatunków z rodzaju *Salamandra* występujących w Palearktyce (oprócz *S. algira*, *S. atra*, *S. corsica*, *S. infraimmaculata* i *S. lanzai*) (Burgon i in. 2021). Jest ona najszerzej rozpowszechniona na kontynencie europejskim zasiedlając tereny nizinne i wysokogórskie (Thiesmeier 2004). Nie występuje jedynie na Półwyspie Skandynawskim, Wyspach Brytyjskich i części wysp Morza Śródziemnego (Kuzmin i in. 2009). Jest gatunkiem politypowym, stanowiącym kompleks kilkunastu podgatunków (Steinfartz i in. 2000; Seidel i Gerhardt 2016; Burgon i in. 2021) tradycyjnie rozróżnianych na podstawie różnic w ubarwieniu (Eiselt 1958; Thiesmeier 2004). Szeroki zasięg jej występowania wiąże się z różnorodnością wypracowanych strategii życiowych, m.in. rozrodczych (Steinfartz i in. 2006; Buckley i in. 2007), dlatego jest ona modelowym gatunkiem wykorzystywanym w badaniach filogenetycznych obejmujących np. zjawisko specjacji adaptacyjnej (Weitere i in. 2004; Steinfartz i in. 2007).

Analiza zmienności wybranych genów z tzw. regionu kontrolnego mitochondrialnego DNA (haplotypu) w populacjach zasiedlających polskie Sudety i Karpaty wykazała podobieństwo do haplotypu obecnego we wschodniej linii ewolucyjnej. Uzyskanie takiego wyniku sugeruje, że po ostatnim zlodowaceniu *Salamandra salamandra* rekolonizowała ten obszar z nieobjętego lodow-

REFUGIUM – obszar, na którym występują różnorodne organizmy, i z którego w sprzyjających okolicznościach mogą one kolonizować sąsiednie krainy

FORMA NOMINATYWNA czyli ta, na podstawie której Karol Linneusz opisał ją po raz pierwszy

cem obszaru (*refugium**) znajdującego się na Półwyspie Bałkańskim (Najbar i in. 2015; Konowalik i in. 2016) w przeciwieństwie do populacji z Europy Zachodniej, która została skolonizowana z refugium na Półwyspie Iberyjskim (Steinfartz i in. 2000).

W Polsce występuje forma *nominatywna** – *Salamandra s. salamandra*, której zasięg ogranicza się do pasm Sudetów i Karpat stanowiących północno-wschod-

nią granicę geograficznego zasięgu gatunku (Juszczak 1987; Zakrzewski 2007; Głowaciński i in. 2018). Z historycznego punktu widzenia populacje salamander plamistych występujące w obrębie obecnych granic Polski znane są z publikacji sięgających końca XIX i początku XX wieku (np. Neumann 1831; Tenenbaum 1913; Pax 1925). Natomiast najaktualniejsze dane o jej rozmieszczeniu przedstawili Głowaciński i inni (2018), a dla Dolnego Śląska Ogrodowczyk i inni (2010). Lista ta w dalszym ciągu jest uzupełniana o nowe dane i coraz lepiej rozpoznane stanowiska (Nowak 2010; Budzik i Budzik 2013; Najbar i Najbar 2015; Najbar i in. 2015; Konowalik i in. 2016; Najbar i in. 2017).

3 | Siedlisko i strumień rozrodczy
salamander plamistych
na Pogórzu Ciężkowickim

Habitat and breeding stream of spotted
salamanders in Pogórze Ciężkowickie
fot./photo by Anna Najbar



4 | Skalna kryjówka
salamander plamistych
(Góra Ślęza na Dolnym Śląsku)
A rock hideout the spotted
salamander
(Ślęza Massif in Lower Silesia)
fot./photo by Anna Najbar



Pionowy zasięg występowania opisywanego gatunku w Polsce obejmuje obszary wyżynne i górskie od ok. 300 do ok. 1200 m n.p.m. (Głowaciński i in. 1995; Najbar 1995; Berger 2000; Zakrzewski 2007). Jak podaje Świerad (2003), pojedyncze osobniki obserwowane były w Tatrach nawet na wysokości 1350 m n.p.m., jednak najczęściej występują one w wilgotnych i zacienionych siedliskach leśnych partii gór na wysokości 600–800 m n.p.m. (Zakrzewski 2007). Zwykle preferują one lasy liściaste z przewagą buka zwyczajnego lub lasy mieszane (np. Najbar i Najbar 2015; Głowaciński i in. 2018), choć w zurbanizowanym terenie

spotkać je można także w bezpośrednim otoczeniu człowieka, na terenie ogródków działkowych lub nawet w zalesionym centrum aglomeracji miejskiej, jak np. w niektórych dzielnicach Bielska-Białej (Ogrodowczyk i in. 2010; Najbar i in. 2017).

Przeobrażone i dorosłe osobniki spędzają całe życie na lądzie. Prowadzą skryty tryb życia, w porze dziennej chowając się w spróchniałych pniach i konarach drzew, pod kamieniami, w szczelinach gruntu, w ściółce leśnej bądź w norkach ziemnych. Lokalnie dogodne kryjówki znajdują także w rumoszu skalnym. Aktywność wykazują głównie po zmierzchu lub podczas ulewnych deszczy, a optymalne dla nich warunki klimatyczne to wilgotność otoczenia wynosząca powyżej 70% i temperatura powietrza od 10 do 15°C (Juszczuk 1987; Thiesmeier 2004; Zakrzewski 2007). W miesiącach wiosennych, podczas bardzo wilgotnych i ciepłych dni często można je zaobserwować w pobliżu kryjówek nawet w temperaturze ok. 20°C. I chociaż salamandry są słabymi pływakami (nie mają błon pławnych), dorosłe osobniki obu płci nierzadko można zaobserwować przy brzegach lub na kamieniach usytuowanych ponad powierzchnią wody wartkich strumieni.

Krótką charakterystyka gatunku

Salamandra plamista ma ciało krępe i dobrze umięśnione, smukłą i spłaszczoną głowę zaopatrzoną w skupisko gruczołów jadowych zwanych parotoidami lub gruczołami przyusznymi. Oprócz nich gruczoły jadowe skoncentrowane są w dwóch

rzędach na linii kręgowej, w jednym rzędzie po obu bokach ciała i na ogonie. Mogą one zawierać kilka substancji toksycznych (m.in.: samandarydynę, samandyninę, samandenon, samanin), ale najbardziej znaną jest samandaryna (znana również salamandryną), będąca – podobnie jak wcześniej wymienione związki – organicznym związkiem z grupy alkaloidów steroidowych. Do nieprzyjemnych objawów kontaktu z tą substancją należy głównie podrażnienie błon śluzowych. Rzadko, w skrajnych przypadkach, jej toksyczność może prowadzić do niewydolności poszczególnych układów, organów lub do śmierci atakującego drapieżnika. Poza zapobieganiem pojawianiu się infekcji skórnych u salamander wydzielina ta służy przede wszystkim do obrony biernej, gdyż salamandra nie jest zwierzęciem agresywnym i nie stanowi zagrożenia dla jej obserwatorów. Delikatnie przytrzymana jest zwierzęciem bezbronnym, a toksyny wydzielane są dopiero po uderzeniu lub mocnym ściśnięciu np. w wyniku ataku drapieżnika (Zakrzewski 2007; Seidel i Gerhardt 2016).

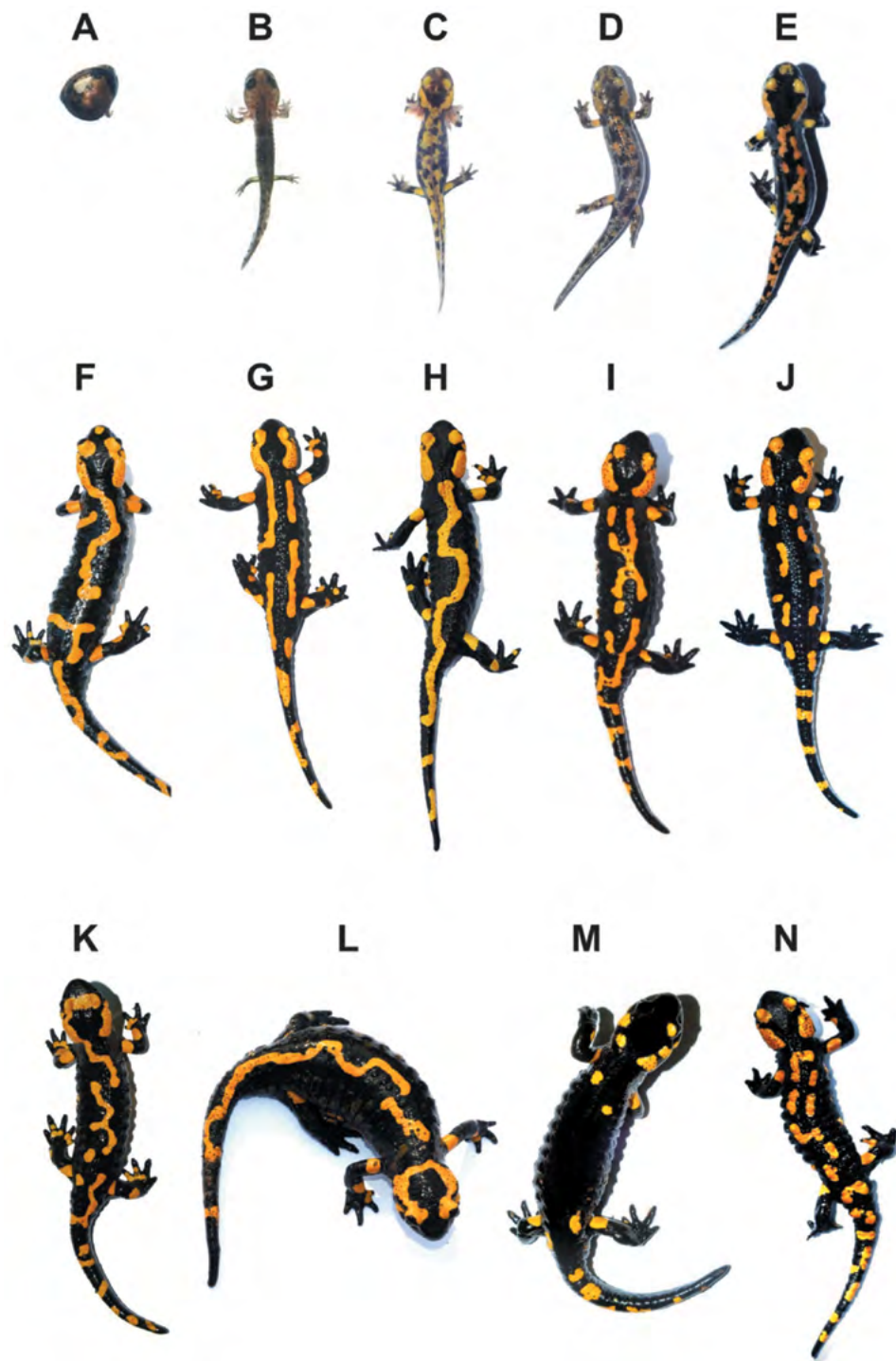
Salamandra plamista należy do największych płazów zachodniej Palearktyki. Osobniki pochodzące z Rumunii mogą osiągać nawet 32,0 cm długości (Méhely 1892). Struktura morfometryczna polskich populacji badana była m.in. przez Juszczyka i Szarskiego (1950), Bergera i Michałowskiego (1963), Juszczyka (1987), Paluch i Profusa (2004) oraz Zakrzewskiego (2007). Według wymienionych autorów zakres długości dorosłych osobników mieścił się w przedziale od 11,5 cm (Paluch i Profus

2004) do 23,8 cm (Juszczuk 1987). Nasze badania prowadzone w latach 2004–2016 na 1787 osobnikach pochodzących z 29 populacji z całego obszaru krajowego zasięgu występowania wykazały, że zakres długości osobników wahał się w granicach 4,0–21,0 cm w Sudetach i 4,8–20,5 cm w Karpatach. Ich masa wynosiła 0,5–48,7 g w Sudetach, a w Karpatach 0,6–51,7 g. Osobniki młodociane w Sudetach mierzyły 4,0–12,9 cm i ważyły 0,5–13,3 g, a w Karpatach 4,8–14,5 cm i 0,6–16,5 g. Dorosłe salamandry zasiedlające Karpaty były średnio większe (16,7 cm) i cięższe (26,9 g) od osobników z Sudetów (14,3 cm; 17,8 g). Różnice dymorficzne stwierdzono tylko w Karpatach, gdzie samice osiągały większe rozmiary (17,0 cm) niż samce (16,4 cm). Samice charakteryzowały się ponadto istotnie większą średnią masą ciała od samców zarówno w Sudetach ($x_{\text{♀}} = 19,2$ g; $x_{\text{♂}} = 16,4$ g), jak i w Karpatach ($x_{\text{♀}} = 29,7$ g; $x_{\text{♂}} = 24,2$ g). Różnice masy ciała pomiędzy płciami zależeć mogą głównie od terminów prowadzenia badań terenowych, gdyż w miesiącach wiosennych stosunkowo często chwymano ciężarne samice (Najbar i in. 2020).

Ubarwienie i wzory barwne

Salamandra plamista ma dwie dominujące barwy: na czarnym tle skóry widnieją zazwyczaj nieregularne, żółte plamy. Część plam ma stałe położenie: są to plamy oczne, parotoidalne i u nasady kończyn, które bardzo rzadko wykazują cechy nietypowe, np. połączenie plam ocznych (ryc. 5 K), parotoidalnych (ryc. 5L) lub ich brak (ryc. 5 M). Plamy na grzbiecie i stronie

5 | Salamandry plamiste *S. salamandra* z Polski: A – larwa przed wykluciem, B – larwa tuż po urodzeniu (stadium I), C – larwa w stadium IIIa, D–E – osobniki tuż po zakończeniu metamorfozy, F – forma plamista, G – forma paskowana, H – forma zygzakowata, I – forma paskowano-plamista, J – forma plamisto-paskowana, K–M – przykłady nietypowego ubarwienia (K – złłączone plamy oczne, L – złłączone plamy parotoidalne, M – brak lewej plamy ocznej i częściowo plam okołokręgowych), N – 17-letni samiec z Masywu Słęży – najstarszy schwytany osobnik



5 | Spotted salamanders from Poland: A – larva before hatching, B – larva just after birth (stage I), C – stage IIIa larva, D–E – animals just after completion of metamorphosis, F – spotted form, G – striped form, H – zigzag form, I – striped and spotted form, J – spotted and striped form, K–M – examples of unusual coloration (K – joined eye spots, L – joined parotoid spots, M – no left eye spot and partially circular spots), N – 17-year-old male from the Słęża Massif – the oldest individual captured
 fot./photo by Anna Najbar

UBARWIENIE KRYPTYCZNE
 ubarwienia zwierzęcia jest
 podobne do podłoża,
 na którym przebywa

brzuszej charakteryzują się dużą zmiennością, nie tylko w odniesieniu do wyodrębnionych podgatunków, ale także w skali regionalnej i lokalnej (Thiesmeier 2004). Na zachodzie Europy spotykane są zazwyczaj osobniki z dwoma charakterystycznymi żółtymi pasami biegnącymi wzdłuż linii wertebralnej (Köhler i Steinfartz 2006), a u salamander zamieszkujących Półwysep Iberyjski żółte plamy mogą pokrywać niemal całą powierzchnię ciała (Beukema i in. 2016). W centralnej i wschodniej części zasięgu gatunku, a więc także w Polsce, spotykane są najczęściej osobniki, u których na czarnym tle widnieją różnego kształtu plamy lub paski (Thiesmeier 2004).

Salamandry bezpośrednio po zakończeniu metamorfozy zazwyczaj są jaśniejsze, bardziej szare od osobników starszych. Ich plamki są rozproszone, szarożółte lub jasnopomarańczowe. W miarę wzrostu osobnika ulegają one koncentracji i nieco zmieniają swój kształt. Kolorystycznie stają się przy tym bardziej nasycone, a ich krawędzie lepiej zaznaczone. Z upływem czasu pierwotnie pojedyncze plamki mogą się zlewać, a plamy zlokalizowane w okolicy otworów nosowych na ogół zanikają po metamorfozie (mat. własne niepubl.; ryc. 5 D–E). Wzór, który ostatecznie się utworzy (uplamienie), jest trwałą indywidualną i niepowtarzalną cechą każdego osobnika, umożliwiającą jego identyfikację przez całe życie.

Przez wiele lat uważano, że wzór barwny i stosunek powierzchni ciała pokrytego kolorem żółtym i czarnym jest ściśle związany z rodzajem siedliska i podłoża, na

którym bytują salamandry. Uznawano go zatem za ubarwienie typowo **kryptyczne*** (Frisch 1920; Zakrzewski 2007). Obecnie przeważa pogląd, że należy ono do grupy cech dziedzicznych (Steinfartz i Tautz 2003) i pełni funkcję ubarwienia odstraszającego potencjalnych wrogów (np. van Alphen i Arntzen 2016). Różnorodne ubarwienie salamander jest wynikiem współdziałania komórek skóry zawierających różne pigmenty (żółty, rzadziej pomarańczowy lub czerwony). W naturalnych populacjach sporadycznie spotykane są również formy albinotyczne (brak pigmentu czarnego) lub leucystyczne (brak pigmentu żółtego) (Zakrzewski 1981; Ogrodowczyk i in. 2010; Lunghi i in. 2017) oraz częściowo melanistyczne (Zakrzewski 2007; ryc. 5 M). Osobniki całkowicie czarne widywane są niezwykle rzadko (Freitag 1952, cyt. za Zakrzewski 2007). Według klasyfikacji zaproponowanej przez Eiselta (1958) i stosowanej przez polskich herpetologów (np. Juszczak 1987; Zakrzewski 2007) wyróżniono cztery formy wzoru barwnego na stronie grzbietowej salamander: plamistą, paskowaną, plamisto-paskowaną i paskowano-plamistą, które stosunkowo niedawno uzupełniono o piątą – formę zygzakowatą (Paluch i Profus 2004; ryc. 5 F–J). Ze względu na możliwość popełnienia błędów wynikających z oceny pośrednich lub trudnych do odróżnienia form pomiędzy wzorami paskowano-plamistymi i plamisto-paskowanymi w pracy poświęconej temu zagadnieniu połączyliśmy je w jedną formę: plamistą-i-paskowaną (Najbar i in. 2018). W Polsce osobniki o jasnożółtych, nieregularnych plamach najczęściej reprezentują formę plamistą lub plamistą-i-

6 | Godujące salamandry plamiste
(Góra Kamińska na Pogórzu Ciężkowickim)
Breeding spotted salamanders
– a pair in amplexus
(Mount Kamińska in Pogórze Ciężkowickie)
fot./photo by Bartłomiej Najbar



-paskowaną (ryc. 5F, I–J), natomiast najrzadziej – paskowaną (0,9% w Karpatach, 1,3% w Sudetach) (ryc. 5G). Na południowym wschodzie kraju (Karpaty) dominowała forma plamista (69,2%), a jej częstotliwość spadała w kierunku zachodnim i w populacjach sudeckich wynosiła 46,4%, gdzie formy plamiste-i-paskowane były częstsze. Wyjątek stanowiła populacja z okolic Bogatyni, gdzie przebiega granica występowania dwóch podgatunków: *S. s. salamandra* i *S. s. terrestris*. Dominującymi na tym stanowisku okazały się osobniki paskowane oraz plamiste-i-paskowane (Najbar i Najbar 2015; Najbar i in. 2018), które według Veitha (1992) i Thiesmeiera (2004) mogą stanowić naturalną krzyżówkę tych podgatunków.

Obserwacje polskich salamander potwierdziły, że wzór barwny nie jest cechą umożliwiającą określenie przynależności osobników do konkretnego stanowiska lub rozróżnienia płci (Zakrzewski i Wójcik 1982; Ogrodowczyk i in. 2010; Najbar i in. 2018). Jednak najnowsze badania i cyfrowe analizy intensywności oraz proporcji barwy żółtej do czarnej u słowackich salamander plamistych wskazały na różnice pomiędzy samicami i samcami (Balogová i Uhrin 2015).

Cykl życiowy

Salamandry plamiste godują wyłącznie na lądzie. W przeciwieństwie do pozostałych polskich płazów, godujące

pary obserwować można w ciągu całego sezonu ich aktywności (np. Juszczuk 1987; Thiesmeier 2004). Należą przy tym do zwierząt typowo **promiskuitycznych**, czyli takich, u których system rozrodu polega na braku wybiórczości w wyborze partnera (brak więzi społecznych) i kojarzeniu się samic z wieloma samcami lub odwrotnie (Freeland 2008). Konsekwencją wielokrotnych kopulacji samicy z różnymi samcami w jednym cyklu rozrodczym może być wieloojcostwo, czyli pochodzenie potomstwa z jednego miotu/lęgu od więcej niż jednego ojca. Wyniki badań dotyczące wieloojcostwa u salamandry plamistej przeprowadzone przez Steinfartza i innych (2006) wykazały, że potomstwo z jednego miotu może mieć od jednego do trzech ojców (najczęściej jednak jednego ojca). Zapłodnienie u salamander plamistych jest wewnętrzne. Po osobliwych i rzadko obserwowanych tańcach godowych samiec składa na podłożu spermatofor stożkowatego kształtu, który pobierany jest przez samicę wargami kloakalnymi. Samice zdolne są do długotrwałej akumulacji spermy w kanalikach zbiorników nasiennych (Juszczuk 1987). Nadal nie wiadomo, jak długo w naturze samice są w stanie przetrzymać spermę, jednak akumulacja spermy przez ok. 2,5 lat została stwierdzona przez Baylisa (1939) w warunkach hodowli laboratoryjnych.

Wczesną wiosną (zwykle w marcu/kwietniu) ciężarne samice migrują do płytkich strumieni lub potoków, rzadziej do zbiorników o charakterze stałym, przydrożnych rowów melioracyjnych, czy też płytkich stawów (Zakrzewski i Wojtaś

1985; Zakrzewski 2007; Velo-Antón i in. 2012; mat. własne niepubl.), aby w ciągu jednego lub kilku dni urodzić od 10 do 71 larw (Juszczuk 1987; Najbar 1995; Zakrzewski 2007; ryc. 1 i 5 A–B). Badania wybranych aspektów rozrodu salamander plamistych prowadzone w warunkach hodowlanych w latach 2013–2014 wykazały, że liczba larw urodzonych przez samice schwytane na Dolnym Śląsku wahała się od 2 do 43. Długość całkowita larw wynosiła 24–31 mm, a masa ciała 0,05–0,13 g (Najbar i in. 2016; mat. własne niepubl.). Chociaż **larworodność** (**żyworodność lecytotroficzna**) przeważa u salamander na niemal całym zasięgu jej występowania, to na Półwyspie Iberyjskim spotykane są także podgatunki typowo żyworodne, u których rozwój larw do całkowitego zakończenia metamorfozy przebiega w jajowodach, a samice rodzą młode w pełni przystosowane do życia na lądzie (Buckley i in. 2007). Jest to tzw. **żyworodność matrotroficzna**. Do czasu przeobrażenia larwy bytują w dobrze natlenionych wodach strumieni (ryc. 5 B–C). Przebywają na ogół w głębozczkach, tj. miejscach charakteryzujących się łagodnym nurtem, gdzie w zależności od temperatury wody i zasobów pokarmowych pozostają od 3 do 5 miesięcy, czyli aż do zakończenia metamorfozy (Juszczuk 1987; Sever 2003). Rzadko spotykane są one także w większych kałużach, studniach i rowach melioracyjnych (Zakrzewski i Wojtaś 1985; mat. własne niepubl.). Poza dobrym natlenieniem wody larwom do przeżycia niezbędna jest również wystarczająca ilość pokarmu, gdyż są w tym okresie bardzo żarłoczne. Odżywiają się głównie wodnymi skorupiakami i larwami owadów, rza-

dziej polując na ślimaki, pierścienice i obleńce. Sporadycznie w ich diecie pojawiają się także larwy płazów, w tym własnego gatunku (kanibalizm) (np. Szabó 1962; Zakrzewski i Kępa 1981; Thiesmeier 2004). Główny pokarm świeżo przeobrażonych i dorosłych salamander stanowią lądowe bezkręgowce: stawonogi, nagie ślimaki i skąposzczety (Zakrzewski i Kępa 1981).

Młodziociane osobniki tuż po ukończeniu metamorfozy (ryc. 5 D–E) mierzą 4–7 cm długości i wychodzą na ląd. Jednak miejsca ich żerowania i kryjówek wciąż pozostają niedostatecznie rozpoznane. Przypuszcza się, że, w przeciwieństwie do osobników dorosłych, młode są wyjątkowo wrażliwe na zmiany warunków środowiskowych, a w szczególności na dostępność pokarmu, dlatego najprawdopodobniej przebywają w pobliżu cieków wodnych, ukryte pod zbutwiałymi liśćmi, konarami drzew lub wśród próchniejących pni, gdzie panuje duża wilgotność. Według Warburga i Deganiego (1979) w tego typu miejscach mogą także zimować, chociaż są to przypuszczenia wymagające potwierdzenia i dalszych badań. Nasze kilkunastoletnie obserwacje rodzimych salamander wskazują, że osobniki po zakończeniu metamorfozy faktycznie nie podejmują wędrówek i przebywają w najbliższym otoczeniu macierzystych strumieni (mat. własne niepubl.). Salamandry osiągają dojrzałość płciową po 2–5 hibernacjach (Najbar i in. 2020).

Późną jesienią salamandry zapadają w stan odrętwienia zimując wyłącznie na lądzie, nierzadko w kryjówekach o głębo-

kości powyżej jednego metra (Juszczyk 1987; Thiesmeier 2004). Ich zimowiska w siedliskach naturalnych zlokalizowane są w odległości ok. 100–150 metrów od letnich rewirów (Seifert 1991). Lokalnie w środowisku antropogenicznym wykorzystują piwnice gospodarstw domowych (np. w Szalejowie koło Dusznik; mat. własne niepubl.), czy systemy kanałów znajdujących się w sztolniach górniczych (np. Thiesmeier 2004). W miejscach zimowania salamandry gromadzą się w dużych grupach – w takich zgrupowaniach spotykano od kilkunastu (Mai 1984) do niemal 200 osobników (Feldmann 1987; Juszczyk 1987). Nadal jednak nie wiadomo, czy poszczególne osobniki wykazują przywiązanie do konkretnych miejsc zimowania, czy w ich wyborze kierują się jedynie najbardziej dogodnymi do tego celu warunkami w danym okresie (Feldmann 1987). Jak podaje Thiesmeier (2004), niezwykle rzadko obserwowano masowe wędrówki osobników młodocianych, które grupowo znikwały w zagłębieniach i rozpadlinach terenu.

Salamandry plamiste to **płazy długowieczne**. Böhme (1979) podaje, że w warunkach hodowlanych mogą dożyć nawet 50 lat. Najstarszym dotychczas potwierdzonym osobnikiem salamandry w Polsce był samiec schwytany po raz pierwszy 16 października 2004 roku koło wsi Sady w Masywie Ślęży (woj. dolnośląskie). Miał wówczas 8 lat i mierzył 18 cm długości (Rak 2005). Jego wiek został określony metodą skeletochronologiczną, polegającą na liczeniu linii zahamowanego wzrostu (tzw. LAGów) świadczących o liczbie prze-

bytych hibernacji. Ten sam, już 17-letni osobnik, rozpoznany na podstawie charakterystycznego układu plam na grzbiecie i braku amputowanego palca, został ponownie zaobserwowany 5 października 2013 roku (Najbar i in. 2020). Co ciekawe, po tak długim czasie urósł zaledwie o 4 mm. W przeciwieństwie do większości obserwowanych przez nas salamander jego skóra była bardziej szorstka i wyraźnie pofałdowana (ryc. 5 N). Wiek badanych przez nas samic wahał się w przedziale 2–12 lat w Sudetach i 2–16 lat w Karpatach, a wiek samców w przedziale 2–16 lat w Sudetach i 2–15 lat w Karpatach. Z tych badań wynika także, że w polskich populacjach dominują osobniki 7–9-letnie (43,07% w całym krajowym zasięgu), a osobniki młodociane stanowią ok. 12% wszystkich badanych salamander w Sudetach i 15% w Karpatach. Średnio salamandry w Karpatach były starsze o ok. 1,72 lat od osobników z populacji sudeckich (Najbar i in. 2020; mat. własne niepubl.).

Struktura genetyczna i różnicowanie populacji salamander plamistych w Polsce

Struktura genetyczna populacji jest kształtowana nie tylko procesami zachodzącymi współcześnie, ale również wynika z uwarunkowań historycznych np. kierunku kolonizacji postglacjalnej. Szybka ekspansja na nowe obszary często prowadzi do gradientowego spadku zmienności genetycznej w populacjach marginalnych (Dyer i Nason 2004; Excoffier i in. 2009). Jak wykazano wielokrotnie w badaniach europejskich gatunków płazów, w tym również

salamandry plamistej, zjawiska te są często obserwowane w populacjach bytujących na skraju zasięgu geograficznego, zajmujących mniej korzystne siedliska w stosunku do populacji znajdujących się bliżej centrum zasięgu (Rowe i Beebe 2003; Pabijan i Babik 2006; Eckert i in. 2008).

W latach 2008–2014 prowadziliśmy badania zmienności genetycznej 10 loci mikrosatelitarnych jądrowego DNA w omawianych populacjach. Wyniki wskazały znaczny polimorfizm wszystkich analizowanych loci i w większości nie wykazały istotnych odchyśleń od równowagi Hardy’ego–Weinberga. Tym samym badania potwierdziły niewielkie różnicowanie międzypopulacyjne i znaczny przepływ genów zarówno w obrębie populacji sudeckich, jak i karpackich (Najbar i in. 2015; Konowalik i in. 2016). Tylko trzy populacje różniły się od pozostałych ujawniając utratę zmienności i wyraźną odrębność genetyczną. Populacje te są mało liczebne, znajdują się na granicy lub wręcz poza zwartym zasięgiem występowania gatunku (Konowalik i in. 2016) i są prawdopodobnie od wielu lat izolowane. Najbardziej izolowana okazała się mała populacja zasiedlająca rejon miejscowości Rakówka na Pogórzu Strzyżowskim (Nowak 2010). Druga, mała i izolowana populacja będąca jednocześnie ostatnią w regionie, ocalała w Masywie Ślęży (Majtyka i in. 2010; Ogrodowczyk i in. 2010). Populacje te charakteryzowała różnorodność genów (heterozygotyczność oczekiwana i obserwowana) oraz niskie średnie bogactwo alleli prywatnych, czyli występujących tylko w danej populacji. Trzecia populacja, w której wykazano zna-

7 | Pofragmentowane i izolowane siedlisko w Jarnołtówku jest jednym z rozpoznanych zagrożeń populacji salamander plamistych w Polsce

The fragmented and isolated habitat in Jarnołtówek is one of the identified threats to the population of spotted salamanders in Poland
fot./photo by Anna Najbar



czący spadek zmienności, zasiedla Górę Kamińską zlokalizowaną w otoczeniu Góry Liwocz na Pogórzu Ciężkowickim. Tereny wokół powyżej wymienionych izolowanych stanowisk zostały przekształcone w wielkopowierzchniowe pola uprawne i skutecznie uniemożliwiły migrację salamander, tym samym tracących możliwość wymiany genów. W żadnej z badanych przez nas populacji nie wykryto efektu wąskiego gardła, który świadczyłby o niedawnym i gwałtownym spadku efektywnej wielkości populacji (Najbar i in. 2015; Konowalik i in. 2016).

Status, zagrożenia i propozycje ochrony

Według klasyfikacji IUCN salamandra plamista należy do grupy gatunków podlegających najmniejszej trosce (LC – *least concern*), a populacje zlokalizowane w ob-

8 | Kolejny przykład zagrożeń populacji salamander plamistych w Polsce: wycinka drzew w Masywie Słęży na Dolnym Śląsku

Another example of threats to the population of spotted salamanders in Poland: logging in the Słęży Massif in Lower Silesia
fot./photo by Anna Najbar



witą dewastację siedlisk, wynikającą z rozbudowy sieci dróg, prowadzenia intensywnej gospodarki rolnej, wycinki drzew i postępującej urbanizacji (Ogrodowczyk i in. 2010; Najbar i Najbar 2015; Lourenço i in. 2017; Najbar i in. 2017). Jak wspomniano w poprzednim rozdziale, utrata ciągłości siedlisk i ograniczenie przepływu genów może prowadzić do znacznego obniżenia zmienności genetycznej w najbardziej izolowanych i małych populacjach (Najbar i in. 2015; Konowalik i in. 2016), a w ostateczności nawet do ich zaniku.

Niestety, w ostatnich latach siedliska salamander kurczą się, a postępująca wycinka drzew lokalnie powoduje niekorzystne zmiany mikroklimatu, przede wszystkim związane ze spadkiem wilgotności siedlisk. To zjawisko jest szczególnie dotkliwe dla izolowanych i mało liczebnych populacji. Ponadto udokumentowano przykłady zabijania salamander przez ciężki sprzęt stosowany przy wycince i wywoźce drzew, a nawet w wyniku uderzeń spadających konarów (Ogrodowczyk i in. 2010). Natomiast rozwój miast sprzyja pojawianiu się np. niezabezpieczonych konstrukcji hydrotechnicznych stanowiących nierzadko śmiertelne pułapki dla wielu osobników, co udokumentowano w Bielsku-Białej (Rusek i Zawadzka 2012; Najbar i in. 2017).

Choć większość populacji salamander plamistych znajduje się poza bezpośrednim otoczeniem siedzib ludzkich, to rozbudowa nawet mało uczęszczanych lokalnych dróg znacząco wpływa na liczebność tych płazów, które giną rozjeżdżane przez pojazdy.

9 | Ujęcie wody pitnej, powodujące wysychanie wody w strumieniach w Złotym Stoku

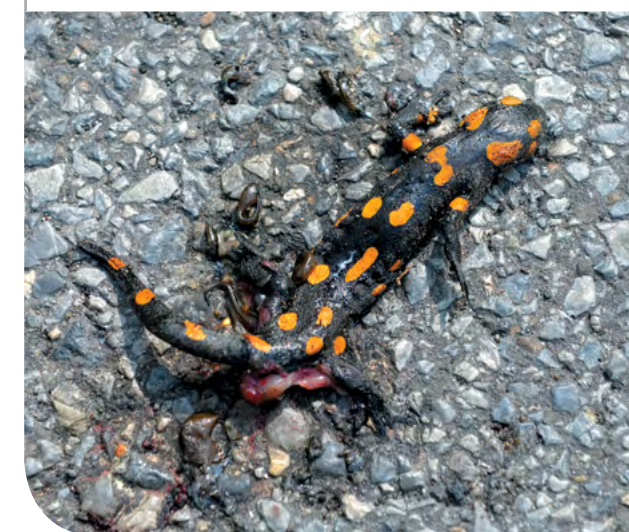
Drinking water intake causing drying up of streams in Złoty Stok
fot./photo by Anna Najbar

Stanowiska, których dotyczy ten problem, obejmują miejscowości: Ludwikowice, Pleśną, Bielsko-Białą (mat. własne niepubl.), Tłumaczów (Kolenda K., inf. ustna), a nawet słabo zaludnione podnóże Otrytu w Bieszczadach Zachodnich (ryc. 10, 12).

Kolejnym przykładem negatywnego wpływu działalności człowieka jest wykorzystanie strumieni, w których samice salamander rodzą larwy, jako źródeł wody pitnej. Taki przypadek wystąpił w Złotym

10 | Martwa przejechana ciężarna samica; widoczne są larwy wyrzucone z pękniętych jajowodów. Droga dojazdowa do Rezerwatu Hulskie w Bieszczadach

Dead run over pregnant female; larvae ejected from ruptured oviducts are scattered around. The access road to the Hulskie Reserve in Bieszczady
fot./photo by Bartłomiej Najbar





11 a

11 b

11 | Siedlisko salamander plamistych w zurbanizowanym siedlisku Bielska-Białej: a – zanieczyszczenia stałe i studzienka, która może stanowić śmiertelne zagrożenie dla płazów; b – odcieki ścieków komunalno-bytowych wpływających wprost do wody, w której obserwowano larwy salamander plamistych fot. Anna Najbar

11 | The habitat of spotted salamanders in the urbanized habitat of Bielsko-Biala: a – solid pollutants and a well, which may be a lethal threat to amphibians; b – leachate of municipal and household sewage flowing directly into the water, where larvae of spotted salamanders were observed photo by Anna Najbar

mniej tu o wysychaniu i zanieczyszczaniu strumieni oraz zarybianiu innych akwenów, które potencjalnie mogą być wykorzystywane podczas rozrodu (Zakrzewski i Wojtaś 1985). Jak wielokrotnie udowodnił Zakrzewski (1990; 1993a; 1993b), na kondycję larw, prawidłową pracę gruczołów wydzielniczych (np. tarczycy), a nawet ujawnianie się anomalii rozwojowych wpływały toksyczne herbicydy, powszechnie stosowane w latach 70.–90. XX wieku. Wówczas występowały też susze hydrologiczne i hydrogeologiczne, co zbiegło się w czasie z całkowitym zanikiem niektórych populacji salamander na Przedgórzu Sudeckim (np. w miejscowości Przerzeczyn Zdrój i w Masywie Ślęży) (Ogińska M., mat. własne niepubl.).

Aktualnie jednym z najpoważniejszych zagrożeń dla płazów jest rozprzestrzenianie się inwazyjnych patogenów wywołujących choroby infekcyjne – wirusów, bakterii i grzybów *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) (Daszak i in. 1999; Sura i in. 2010). Dotychczas najgroźniejszym dla europejskich salamander okazał się niedawno odkryty *Batrachochytrium salamandrivorans* (Bsal) (Martel i in. 2013; Spitzen-van der Sluijs i in. 2016). Ten inwazyjny patogen pochodzący z południowo-wschodniej Azji (Martel i in. 2014) prowadzi do rozwoju śmiertelnej choroby zanikowej skóry. W północno-zachodniej Europie przyczynił się on do zaniku powyżej 90% holenderskich populacji salamander (Martel i in. 2013; Spitzen-van der Sluijs i in. 2013). Z najnowszych doniesień wynika, że obecność Bsal stwierdzono także w Niemczech u salamander hodowanych w niewoli (Sa-

bino-Pinto i in. 2015), skąd potencjalnie mogą przeniknąć do środowiska naturalnego. W 2015 roku rozpoczęliśmy pionierskie badania występowania chorób infekcyjnych w populacjach płazów w Polsce (Kolenda i in. 2017). Badaniom na obecność groźnych patogenów poddano 13 populacji reprezentujących cały zasięg występowania salamandry plamistej w naszym kraju, a wyniki wskazały na brak infekcji Bd i Bsal (Lastra González i in. 2019). Również w Czechach dotychczas nie stwierdzono infekcji Bsal (Baláž i in. 2018).

Do zagrożeń herpetofauny, choć nie tak częstych i nasilonych, ale jednak dotyczących także salamander plamistych, dodać należy jeszcze translokacje i wypływanie ze środowiska naturalnego (Paluch i Profus 2004; Najbar i in. 2017).

Ochrona

W związku z geograficznym usytuowaniem populacji salamander plamistych do priorytetowych zadań mających na celu ich ochronę należy przede wszystkim **zachowanie naturalnych siedlisk w jak najmniej zmienionym stanie**. I choć w Polsce tradycyjnie kładzie się szczególny nacisk na ochronę gatunków lub populacji skrajnie zagrożonych i szybko zanikających, ochroną i regularnym monitoringiem należy objąć także populacje, które uznawane są za źródło zmienności genetycznej. W Sudetach liczne populacje nadal można spotkać m.in. w Górach Bardzkich, Górach Żłotych i Górach Suchych, a także w Kotlinie Kłodzkiej. W Karpatach natomiast liczne stanowiska znane są

z Beskidu Niskiego, Beskidu Żywieckiego i Bieszczadów (Głowaciński i Zakrzewski 2003; Ogródowczyk i in. 2010; mat. własne niepubl.). Salamandry są płazami długo żyjącymi, dlatego właściwe rozpoznanie niekorzystnych procesów wpływających na stan ich populacji może być ograniczone. Aby podjąć skuteczne kroki w celu ochrony gatunku, kluczowe wydaje się prowadzenie regularnego monitoringu zmienności genetycznej, struktury populacji oraz wszelkich zmian zachodzących w ich siedliskach, w tym występowania groźnych chorób.

Ochrona salamandry plamistej nie musi się wiązać wyłącznie z czasochłonnymi i kosztownymi badaniami, wykonywanymi zazwyczaj przez jednostki naukowe. W miejscach niebezpiecznych dla salamander wystarczy zastosować kilka prostych i niedrogich rozwiązań, umożliwiających wspólną egzystencję tych płazów z człowiekiem. Należą do nich:

- ograniczenie niekorzystnej działalności związanej głównie z niszczeniem lub przekształcaniem ich siedlisk i miejsc rozrodu;

- racjonalne prowadzenie gospodarki leśnej (ograniczenie wycinki drzew w siedliskach salamander; utrzymanie starodrzewu i próchniejącego drewna, które stanowią kryjówki salamander; prowadzenie zrywki drzew z dala od strumieni rozrodnych);

- ograniczenie ruchu samochodowego w obrębie naturalnych szlaków migracji salamander plamistych;

- wyeliminowanie lub zabezpieczenie wszelkich pułapek antropogenicznych (stu-

dzienek odwodnieniowych, kanalizacyjnych, głębokich rowów, wykopów) w obrębie „miejskich” populacji tego gatunku;

► ukierunkowanie edukacji na problemy związane z ochroną płazów;

► przywrócenie statusu gatunku objętego ochroną ścisłą.

Niewątpliwie salamandra plamista należy do jednych z bardziej lubianych płazów krajowych. Ze względu na zasięg występowania, ograniczony do terenów wyżynnych i górskich, niekorzystny wpływ rozpoznanych zagrożeń na jej populacje i siedliska wydaje się być dużo mniejszy niż w przypadku gatunków nizinnych lub żyjących na silnie przekształconym, zurbanizowanym terenie. Jednak niekorzystne działania, skupione często wyłącznie na korzyściach dla ludzi, mogą prowadzić do szybkiego zmniejszenia liczebności lub wręcz lokalnego zaniku tych pięknych zwierząt. Z tego względu działania ochronne powinny zmierzać do zachowania w jak najmniej zmienionym stanie ich siedlisk, a także na edukacji lokalnych społeczności.

Anna Najbar

Maria Ogińska

Zakład Biologii Ewolucyjnej i Ochrony Kręgowców
Pracownia Biologii Płazów
Uniwersytet Wrocławski
ul. Sienkiewicza 21, 50–335 Wrocław

Bartłomiej Najbar

b.najbar@wnb.uz.zgora.pl

Wydział Nauk Biologicznych

Uniwersytet Zielonogórski

ul. Prof. Z. Szafrana 1, 65–516 Zielona Góra

12 | *Samiec salamandry plamistej S. salamandra przekraczający drogę relacji Sękowski–Rajskie w Bieszczadach, Park Krajobrazowy Doliny Sanu*

A male spotted salamander S. salamandra crossing the road from Sękowski to Rajskie in the Bieszczady Mountains, San Valley Landscape Park
fot./photo by Anna Najbar



LITERATURA

van Alphen J.J.M., Arntzen J.W. 2016. Paul Krammer and the inheritance of acquired characteristics. *Contributions to Zoology* 85 (4): 457–470.

Baláž V., Solský M., González D.L., Havlíková B., Zamorano J.G., González Sevilleja C., Torrent L., Vojar J. 2018. First survey of the pathogenic fungus *Batrachochytrium salamandrivorans* in wild and captive amphibians in the Czech Republic. *Salamandra* 54: 87–91.

Balogová M., Uhrin M. 2015. Sex-biased dorsal spotted patterns in the fire salamander (*Salamandra salamandra*). *Salamandra* 51 (1): 12–18.

Baylis H.A. 1939. Delayed reproduction in the spotted salamander. *Proceedings of the Zoological Society of London*. 109A: 243–246.

Berger L. 2000. Płazy i gady Polski. Klucz do oznaczania. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa–Poznań.

Berger L., Michałowski J. 1963. Klucz do oznaczania kręgowców Małopolski, cz. III. Płazy – Amphibia. PWN, Warszawa–Kraków.

Beukema W., Nicieza A.G., Lourenço A., Velo-Antón G. 2016. Colour polymorphism in *Salamandra salamandra* (Amphibia: Urodela), revealed by a lack of genetic and environmental differentiation between distinct phenotypes. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*. DOI: 10.1111/jzs.12119.

Böhme W. 1979. Zum Höchstalter des Feuersalamanders *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758): ein wiederentdecktes Dokument aus der Frühzeit der Terraristik. *Salamandra* 15: 176–179.

Buckley D., Alcobendas M., Garcia-París M., Wake M.H. 2007. Heterochrony, cannibalism, and evolution of viviparity in *Salamandra salamandra*. *Evolution & Development* 9 (1): 105–115.

Budzik K.A., Budzik K.M. 2013. Stanowisko salamandry plamistej *Salamandra salamandra* w północnej części Pogorza Rożnowskiego. *Chrońmy Przyrodę Ojczyzną* 69 (6): 538–542.

Burgon D., Vences M., Steinfartz S., Bogaerts S., Bonato L., Donaire-Barroso D., Velo-Antón G., Vieites D.R., Mable B.K., Elmer K.R. 2021.

PODZIĘKOWANIA

Serdecznie dziękujemy Wiesławowi Babikowi, Sebastianowi Steinfartzowi i Ewie Kunickiej-Najbar za pomoc na różnych etapach realizacji projektu. W pracy wykorzystano także materiał zebrany przez magistrantów Zakładu Biologii Ewolucyjnej i Ochrony Kręgowców Uniwersytetu Wrocławskiego: Tomasza Januszkiewicza, Monikę Malinowską, Joannę Górąjewską, Katarzynę Serwę i Annę Szwedor. Badania prowadzone były zgodnie z zezwoleniami Generalnego Dyrektora Ochrony Środowiska (DOP-OZGIZ.6401.02.33.2012.JRO, DOP-oz.6401.02.24.2013.JRO, DZP-WG.6401.02.7.2014.JRO), Regionalnego Dyrektora Ochrony Środowiska we Wrocławiu (WPN.6401.183.2013.MK.1) i II Lokalnej Komisji Etycznej we Wrocławiu (uchwały nr 63/2008, 37/2013, 68/2015 i 78/2014). Projekt został sfinansowany z grantów Ministerstwa Nauki i Szkolnictwa Wyższego nr KBN NN 303 414737, DS 1076/S/IBS/2014 oraz 0420/1409/16.

Phylogenomic inference of species and subspecies diversity in the Palearctic salamander genus *Salamandra*. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 157: 107063.

Daszak P., Berger L., Cunningham A.A., Hyatt A.D., Green D.E., Speare R. 1999. Emerging Infectious Diseases and Amphibian Population Declines. 1999. *Emerging Infectious Diseases* 5 (6): 735–748.

Dyer R.J., Nason J.D. 2004. Population Graphs: the graph theoretic shape of genetic structure. *Molecular Ecology* 13: 1713–1727.

Eckert C.G., Samis K.E., Loughheed. S.C. 2008. Genetic variation across species' geographical ranges: the central-marginal hypothesis and beyond. *Molecular Ecology* 17: 1170–1188.

Eiselt J. 1958. Der Feuersalamander (*Salamandra salamandra* L.). Beiträge zu einer taxonomischen Synthese. Abhandlungen und Berichte aus dem Museum für Naturkunde und Vorgeschichte und dem Naturwissenschaftlichen Verein in Magdeburg 6: 77–154.

Excoffier L., Foll M., Petit R.J. 2009. Genetic Consequences of Range Expansions. *Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics* 40: 481–501.

Feldmann R. 1987. Überwinterung, Ortstreue und Lebensalter des Feuersalamanders, *Salamandra salamandra terrestris*. Schlußbericht einer Langzeituntersuchung. Jahrbuch für Feldherpetologie 1: 33–44.

Freeland J.R. 2008. *Ekologia molekularna*. PWN, Warszawa.

Frisch K. 1920. Über den Einfluss der Bodenfarbe auf die Fleckenzeichnung des Feuersalamanders. *Biologisches Zentralblatt* 40: 390–414.

Głowaciński Z., Ogińska M., Ogródowczyk-Konowalik A. 2018. *Salamandra plamista Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758). W: Głowaciński Z., Sura P. (red.). *Atlas płazów i gadów Polski. Status, rozmieszczenie, ochrona*. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa: 24–27.

Głowaciński Z., Profus P., Fijał J. 1995. Herpetofauna Bieszczadów Polskich i jej ochrona. *Roczniki Bieszczadzkie* 4: 264–270.

Głowaciński Z., Zakrzewski M. 2003. *Salamandra plamista Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758). W: Głowaciński Z., Rafiński J. (red.). *Atlas płazów i gadów Polski. Status – Rozmieszczenie – Ochrona*. Biblioteka Monitoringu Środowiska. Warszawa–Kraków: 27–29.

Juszczyk W. 1987. *Płazy i gady krajowe. Część II, płazy*. PWN, Warszawa.

Juszczyk W., Szarski H. 1950. *Płazy i gady krajowe*. PZWS, Warszawa.

Kolenda K., Najbar A., Ogińska M., Baláž V. 2017. *Batrachochytrium dendrobatidis* is present in Poland and associated with reduced fitness in wild populations of *Pelophylax lessonae*. *Diseases of Aquatic Organisms* 124: 241–245.

Konowalik A., Najbar A., Babik W., Steinfartz S., Ogińska M. 2016. Genetic structure of the fire salamander *Salamandra salamandra* in the Polish Sudetes. *Amphibia-Reptilia* 37: 405–415.

Köhler G., Steinfartz S. 2006. A new subspecies of the fire salamander, *Salamandra salamandra* (LINNAEUS, 1758) from the Tendi valley, Asturias, Spain. *Salamandra* 42: 13–20.

Kuzmin S., Papenfuss T., Sparreboom M., Ugurtas I.H., Anderson S., Beebe T., Denoël M., Andreone F., Anthony B., Schmidt B., Ogródowczyk A., Ogińska M., Bosch J., Tarkhishvili D., Ishchenko V. 2009. *Salamandra salamandra*. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2009: e.T59467A11928351.

Lastra González D., Baláž V., Solský M., Thumsová B., Kolenda K., Najbar A., Najbar B., Kautman M., Chajma P., Balogová M., Vojar J. 2019. Recent Findings of Potentially Lethal Salamander Fungus *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Emerging Infectious Diseases* 25 (7): 1416–1418. DOI: 10.3201/eid2507.181001.

Lourenço A., Álvarez D., Wang I.J., Velo-Antón G. 2017. Trapped within the city: integrating

demography, time since isolation and population specific traits to assess the genetic effects of urbanization. *Molecular Ecology* 26 (6): 1498–1514.

Lunghi E., Monti A., Binda A., Piazzio I., Salvadori M., Cogoni R., Riefole L.A., Biancardi C., Mezzadri S., Avitabile D., Ficetola G.F., Mulargia M., Manca S., Blaimont P., Di Cerbo A.R., Manenti R. 2017. Cases of albinism and leucism in amphibians in Italy: new reports. *Natural History Sciences. Atti della Società Italiana di Scienze Naturali e del Museo Civico di Storia Naturale in Milano* 4 (1): 73–80.

Mai H. 1984. Untersuchungen zum Amphibien-vorkommen auf fünf Messtischblättern der Landkreise Waldeck – Frankenberg (Nordhessen). *Vogelkundliche Hefte Edertal* 10: 104–128.

Majtyka T., Górąjewska J., Kordas J., Ogińska M. 2010. Herpetofauna Ślęzańskiego Parku Krajobrazowego i okolic. *Przyroda Sudetów* 13: 193–202.

Martel A., Blooi M., Adriaensen C., van Rooij P., Beukema W., Fisher M.C., Farrer R.A., Schmidt B.R., Tobler U., Goka K., Lips K.R., Muletz C., Zamudio K.R., Bosch J., Lötters S., Wombwell E., Garner T.W.J., Cunningham A.A., Spitzen-van der Sluijs A., Salvidio S., Ducatelle R., Nishikawa K., Nguyen T.T., Kolby J.E., van Bocxlaer I., Bossuyt F., Pasmans F. 2014. Recent introduction of a chytrid fungus endangers Western Palearctic salamanders. *Science (Washington)* 346 (6209): 630–631.

Martel A., Spitzen-van der Sluijs A., Blooi M., Bert W., Ducatelle R., Fisher M.C., Woeltjes A., Bosman W., Chiers K., Bossuyt F., Pasmans F. 2013. *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America* 110 (38): 15325–15329.

Méhely L. 1892. Die herpetologischen Verhältnisse des Burzenlandes. *Kronstadt*.

Najbar B. 1995. *Płazy i gady Polski*. Wyższa Szkoła Inżynierska w Zielonej Górze. Zielona Góra.

Najbar A., Babik W., Najbar B., Ogińska M. 2015. Genetic structure and differentiation of the fire salamander *Salamandra salamandra* at the northern margin of its range in the Carpathians. *Amphibia-Reptilia* 36 (3): 301–311

Najbar A., Kielbowicz Z., Szymczak J., Ogińska M. 2016. Ultrasonography: a method used for pregnancy imaging of the fire salamander (*Salamandra salamandra*). *Polish Journal of Veterinary Sciences* 19 (4): 715–722.

Najbar A., Konowalik A., Halupka K., Najbar B., Ogińska M. 2020. Body size and life history traits of the fire salamander *Salamandra salamandra* from Poland. *Amphibia-Reptilia* 41 (1): 63–74.

Najbar A., Konowalik A., Najbar B., Ogińska M. 2018. Yellow patterns polymorphism of the fire salamander *Salamandra salamandra* in Poland. *Acta Herpetologica* 13 (2): 101–108.

Najbar A., Najbar B. 2015. Stanowisko salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (L.) na Pogórzu Zachodniosudeckim (płd.-zach. Polska). *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 71 (4): 300–303.

Najbar A., Rusek A., Najbar B. 2017. Zagrożenia i propozycje ochronne salamandry plamistej *Salamandra salamandra* w zurbanizowanym siedlisku w Bielsku-Białej. *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 73 (3): 249–256.

Neumann J.G. 1831. *Naturgeschichte der Schlesisch-lausitzischen Amphibien*. Neues Lausitzisches Magazin 9.

Nowak K. 2010. Stanowisko salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (L.) przy północnej granicy zasięgu koło Rzeszowa. *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 66 (1): 49–52.

Ogródowczyk A., Ogińska M., Kierzkowski P., Maślak R. 2010. Występowanie salamandry plamistej *Salamandra s. salamandra* Linnaeus,

1758 na Dolnym Śląsku. Przyroda Sudetów 13: 179–192.

Pabijan M., Babik W. 2006. Genetic structure in northeastern populations of the Alpine newt (*Triturus alpestris*). Conservation Genetics 6: 307–312.

Paluch A., Profus P. 2004. Status i rozmieszczenie salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758) w Polsce ze szczególnym uwzględnieniem populacji gatunku w Górach Bardzkich (Sudety Środkowe). Chrońmy Przyrodę Ojczystą 60 (3): 49–77.

Pax F. 1925. Wirbeltierfauna von Schlesien. Gebrüder Borntraeger. Berlin.

Rak J. 2005. Występowanie salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758) w Ślązańskim Parku Krajobrazowym. Praca magisterska, Uniwersytet Wrocławski.

Rowe G., Beebe T.J.C. 2003. Population on the verge of a mutational meltdown. Fitness costs genetic loads for an amphibian in the wild. Evolution 57: 177–181.

Rozporządzenie 1952. Rozporządzenie Ministra Leśnictwa z dnia 4 listopada 1952 roku w sprawie wprowadzenia gatunkowej ochrony zwierząt. Dz. U. 1952 nr 45 poz. 307.

Rozporządzenie 2014. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 6 października 2014 roku w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt. Dz. U. 2014 poz. 1348.

Rozporządzenie 2016. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 16 grudnia 2016 roku w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt. Dz. U. 2016 poz. 2183.

Rusek A., Zawadzka A. 2012. Krąg salamander – śmiertelna pułapka. I Studencka Konferencja Herpetologiczna. 8–9.12.2012 r., Wrocław.

Sabino-Pinto J., Bletz M., Hendrix R., Perl R.G.B., Martel A., Pasmans F., Lötters S., Mutschmann F., Schmeller D.S., Schmidt B.R., Veith M., Wagner N., Vences M., Steinfartz S. 2015. First detection of the emerging fungal pathogen

Batrachochytrium salamandrivorans in Germany. Amphibia-Reptilia 36 (4): 411–416.

Seidel U., Gerhardt P. 2016. Die Gattung *Salamandra*: Geschichte, Biologie, Systematik, Zucht. Edition Chimaira, Frankfurt am Main.

Seifert D. 1991. Untersuchungen an einer ostthüringischen Population des Feuersalamanders (*Salamandra salamandra*). Artenschutzreport 1: 1–16.

Sever D.M. 2003. Reproductive Biology and Phylogeny of Urodela. Science Publishers, Inc., Enfield, NH, USA.

Spitzen-van der Sluijs A., Martel A., Asselberghs J., Bales E.K., Beukema W., Bletz M.C., Dalbeck L., Goverse E., Kerres A., Kinet T., Kirst K., Laudelout A., de Fonte M., Nöllert A., Ohlhoff D., Sabino-Pinto J., Schmidt B.R., Speybroeck J., Spikmans F., Steinfartz S., Veith M., Vences M., Wagner N., Pasmans F., Lötters S. 2016. Expanding Distribution of Lethal Amphibian Fungus *Batrachochytrium salamandrivorans* in Europe. Emerging Infectious Diseases 22 (7): 1286–1288.

Spitzen-van der Sluijs A., Spikmans F., Bosman W., de Zeeuw M., van der Meij T., Goverse E., Kik M., Pasmans F., Martel A. 2013. Rapid enigmatic decline drives the fire salamander (*Salamandra salamandra*) to the edge of extinction in the Netherlands. Amphibia-Reptilia 34 (2): 233–239.

Steinfartz S., Stemshorn K., Kuesters D., Tautz D. 2006. Patterns of multiple paternity within and between annual reproduction cycles of the fire salamander (*Salamandra salamandra*) under natural conditions. Journal of Zoology 268: 1–8.

Steinfartz S., Tautz D. 2003. The Fire Salamander: Source for New Species. German Research. Life Sciences 25 (2): 14–16.

Steinfartz S., Veith M., Tautz D. 2000. Mitochondrial sequence analysis of *Salamandra* taxa suggests old splits of major lineages and post-glacial recolonization of Central Europe from distinct source populations of *Salamandra salamandra*. Molecular Ecology 9: 397–410.

Steinfartz S., Weitere M., Tautz D. 2007. Tracing the first step to speciation: ecological and genetic differentiation of a salamander population in a small forest. Molecular Ecology 16 (21): 4550–4561.

Sura P., Janulis E., Profus P. 2010. Chytridiomikoza – śmiertelne zagrożenie dla płazów. Chrońmy Przyrodę Ojczystą 66 (6): 406–421.

Szabó I. 1962. Nahrungswahl und Nahrung des gefleckten Feuersalamanders (*Salamandra salamandra* L.). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae 8: 456–477.

Świerad J. 2003. Płazy i gady Tatr, Podhala, doliny Dunajca oraz ich ochrona. Wydawnictwo Naukowe AP, Kraków.

Tenenbaum S. 1913. Spis gadów, płazów i ssaków, zebranych w Ordynacji Zamojskiej w gub. Lubelskiej. Pamiętnik Fizyograficzny 2 (3): 75–80.

Thiesmeier B. 2004. Der Feuersalamander. Laurenti-Verlag, Bielefeld.

Veith M. 1992. The fire salamander, *Salamandra salamandra* L., in central Europe: subspecies distribution and intergradation. Amphibia-Reptilia 13 (4): 297–313.

Velo-Antón G., Zamudio K.R., Cordero-Rivera A. 2012. Genetic drift and rapid evolution of viviparity in insular fire salamanders (*Salamandra salamandra*). Heredity 108: 410–418.

Warburg M.R., Degani G. 1979. Evaporative water loss and intake in juvenile and adult *Salamandra salamandra* (L.) (Amphibia, Urodela). Comparative Biochemistry and Physiology 62A: 1071–1075.

Weitere M., Tautz D., Neumann D., Steinfartz S. 2004. Adaptive divergence vs. Environmental plasticity: trading local genetic adaptation of metamorphosis in salamanders. Molecular Ecology 13: 1665–1677.

Zakrzewski M. 1981. Albinotyczna larwa salamandry plamistej – *Salamandra salamandra* (L.). Wszechświat 12: 281–283.

Zakrzewski M. 1990. Rozwój larw salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (L.) oraz wpływ różnych czynników na jego przebieg. Wydawnictwo Naukowe WSP, Kraków.

Zakrzewski M. 1993a. Zmiany w budowie histologicznej rdzenia kręgowego i struny grzbietowej u larw salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (L.) pod wpływem działania wybranych herbicydów. Roczniki Naukowo-Dydaktyczne WSP. Prace Zoologiczne VII 166: 93–100.

Zakrzewski M. 1993b. Efekt działania herbicydów na skórę i aktywność hormonalną tarczycy salamandry plamistej *Salamandra salamandra* (Linnaeus, 1758). II sympozjum pt. Molekularne i Fizjologiczne Aspekty Regulacji Ustrojowej. Wydawnictwo Naukowe WSP, Kraków.

Zakrzewski M. 2007. Salamandra plamista. Rozmieszczenie, biologia i zagrożenia. Wydawnictwo Naukowe AP, Kraków.

Zakrzewski M., Kępa E. 1981. Composition of natural food of the spotted salamander, *Salamandra salamandra* (L.) from Western Beskids (Poland). Acta Biologica Cracoviensia, Series Zoologia 23: 77–86.

Zakrzewski M., Wojtaś W. 1985. Rodzenie i rozwój larw salamandry plamistej, *Salamandra salamandra* (L.) w nietypowym zbiorniku wodnym. Przegląd Zoologiczny 29 (1): 83–86.

Zakrzewski M., Wójcik S. 1982. Charakterystyka ubarwienia rasy nominalnej salamandry plamistej *Salamandra salamandra*, (L.) pochodzącej z trzech różnych populacji. Rocznik Naukowo-Dydaktyczny WSP Kraków im. Komisji Edukacji Narodowej w Krakowie. Prace Zoologiczne IV (82): 131–139.

KOTEWKA ORZECH WODNY TRAPA NATANS L. – CHRONIONY GATUNEK W NATARCIU?

EDWARD WALUSIAK
WOJCIECH KRZTOŃ
ELŻBIETA WILK-WOŹNIAK



Kotewka orzech wodny to rodzimy gatunek zasiedlający płytkie zbiorniki wodne. W Polsce jest gatunkiem chronionym. Na przełomie XX/XXI wieku należał do rzadkich, a jego stanowiska zanikały. Obecnie kotewka jest notowana coraz częściej i w wielu przypadkach wykazuje właściwości silnej ekspansji. W Ameryce Północnej i Australii jest gatunkiem inwazyjnym, szybko kolonizującym nowe siedliska. Jednym z powodów tak silnej ekspansji kotewki, obok ograniczenia stosowania pestycydów czy gospodarki wodnej, mogą być zmiany klimatyczne.

Kotewka orzech wodny *Trapa natans* L. s.l., jest gatunkiem rodzimym w Europie podlegającym ochronie prawnej, którego naturalny zasięg obejmuje Europę, Azję i Afrykę. W Europie ma status gatunku rzadkiego, wymagającego ochrony (załącznik I do konwencji berneńskiej). W niektórych krajach Europy (Litwa, Hiszpania) uznano go za wymarły (The Red list IUCN), a w Polsce za gatunek narażony – VU (Kaźmierczakowa 2016). Jest gatunkiem **jednorocznym***, występującym głównie w starorzeczach i płytkich zbiornikach wodnych, często zasiedla też stawy. Prefe-

GATUNEK JEDNOROCZNY – gatunek, który cały cykl życiowy przechodzi w ciągu jednego okresu wegetacyjnego.

ZBIORNIKI EUTROFICZNE – zbiorniki wodne odznaczające się dużym stężeniem substancji odżywczych rozpuszczonych w wodzie (azot, fosfor).

LIŚCIE ASYMILACYJNE to takie, w których zachodzi proces fotosyntezy, polegający na wytwarzaniu związków organicznych przy udziale światła.

KORZENIE PRZYBYSZOWE – wyrastają z pędu rośliny (najczęściej z nasady pędu), łodygi, liści lub z korzeni właściwych. Mogą współistnieć z korzeniem głównym lub go zastępować.

PĘCHERZYKI PŁAWNE są to „poduszki powietrzne” pozwalające utrzymać się rozecie liściowej na powierzchni wody.

HOLOCEN – najmłodsza, trwająca współcześnie epoka geologiczna.

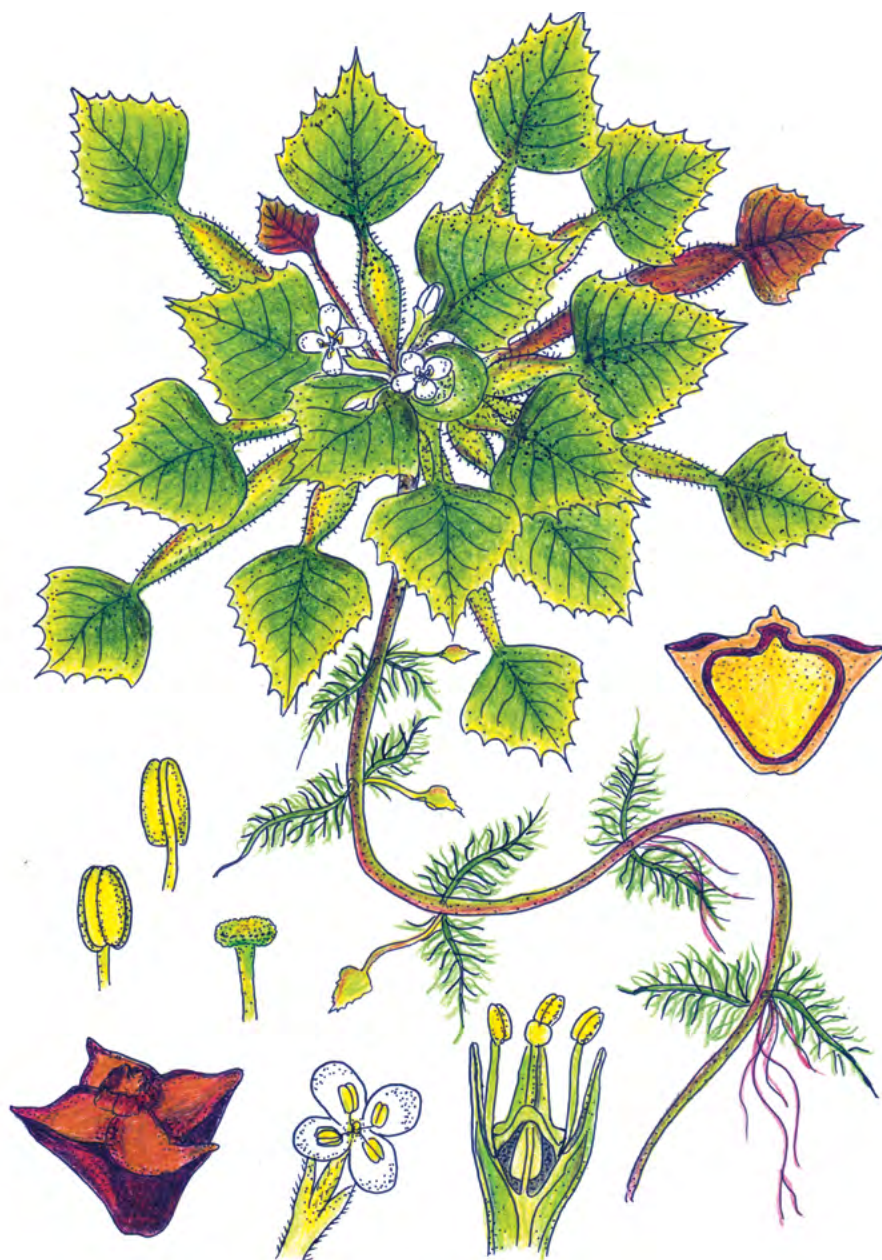
z czerwca do sierpnia wyrastają na szypułkach drobne, białe pojedyncze kwiaty. Polska nazwa kotewki pochodzi od charakterystycznych owoców, kształtem przypominających kotwice. Są to duże orzechy z czterema kolcami, opatrzonymi w ostre zadziory, które mają znaczenie w przenoszeniu owoców. Owoce dojrzewają od połowy sierpnia do września. Dojrzałe orzechy opadają na dno zbiornika i kiełkują następnej wiosny. Nasiona mogą pozostawać w stanie uśpienia do 12 lat. Zróżnicowanie wielkości i kształtów orzecha stało się podstawą do podziału na liczne podgatunki.

W Europie gatunek jest rozprzestrzeniony od Francji po środkową Rosję, na północ sięga po południową część Półwyspu Skandynawskiego, na południu po Półwysep Bałkański i Morze Czarne. W okresie atlantyckim i subborealnym gatunek dotarł aż do Szwecji i południowej Finlandii (Piórecki 2014). Do ograniczenia szerszego rozprzestrzeniania gatunku w kierunku północnym doszło w późnym **holocenie***. Jeszcze do przełomu XX i XXI wieku kotewka stwierdzana była w Polsce tylko na stanowiskach zlokalizowanych w regionach południowych, gdzie wiosną i latem notowano wyższe średnie temperatury powietrza w stosunku do Polski północnej (Marosz i in. 2011).

Gatunek był uprawiany w Europie od neolitu, a jego orzechy były powszechnie używane jako pożywienie. Orzechy kotewki są bardzo pożywne, zawierają 16% tłuszczu i 2% białka (Shalabh i in. 2012). Do dzisiaj w Azji jest uprawiana jako roślina jadalna, ale także lecznicza – o zastosowa-

1 | Zwarty płat kotewki
orzecha wodnego
fot. Krzysztof Konieczny

ruje zbiorniki **eutroficzne*** o głębokości do 1,5 m, o wodzie stagnującej lub o słabym przepływie wody. Z zanurzonej pod wodą łodygi, osiągającej długość do 1,5 m, zaopatrzonej w podwodne **liście asymilacyjne***, rozwijają się w dolnej części **korzenie przybyszowe***, a na powierzchni wody rozściela się rozeta romboidalnych ząbkowanych liści, których długie, silnie rozdęte ogonki zawierają **pęcherzyki pławne***. W kątach liści pływających w okresie od



2 | Kotewka orzech wodny Trapa natans
ryc. Katarzyna Chrzęścik

3 | Rozety liści kotewki
orzecha wodnego
fot. Wacław
Michalczuk



niu przeciwbólowym, przeciwzapalnym, przeciwukrzycowym i przeciwbakteryjnym. Używana jest także do preparatów działających moczopędnie, przeciwbiegunkowo i jako afrodyzjak (Shalabh i in. 2012).

Będąc rośliną łatwą w uprawie od czasu pierwszego wprowadzenia do Ameryki Północnej w XIX wieku bardzo szybko rozprzestrzeniła się w niektórych częściach Stanów Zjednoczonych. Tam stała się poważnym problemem dla środowiska wodnego i jest uznawana za gatunek inwazyjny, szczególnie w północno-wschodnich obszarach Stanów Zjednoczonych (Naylor 2003) w rzekach Hudson, Connecticut i Potomac oraz w jeziorze Champlain (Laba i in. 2008).

Duże pływające płyty kotewki stwarzają zagrożenie dla żeglarzy i uniemożliwiają rekreacyjne wykorzystanie zbiorników. Ponadto, gęste płyty mogą znacząco ograniczyć przenikanie światła do wody i utrudnić wzrost rodzimych roślin wodnych. Zmniejszony wzrost roślin w połączeniu z rozkładem obumierających co roku osobników kotewki może skutkować obniżonym poziomem tlenu rozpuszczonego w wodzie i wpływać na inne organizmy wodne, prowadząc np. do śmierci ryb czy bezkręgowców wodnych.

W Polsce z końcem ubiegłego wieku stwierdzano obecność tylko 39 stanowisk tej rośliny, wszystkie usytuowane w dorzeczu Wisły, Sanu oraz Odry. Najnowsze doniesienia wskazują jednak, że gatunek ten pojawia się ponownie na stanowiskach w północno-zachodniej części Polski, w okolicach

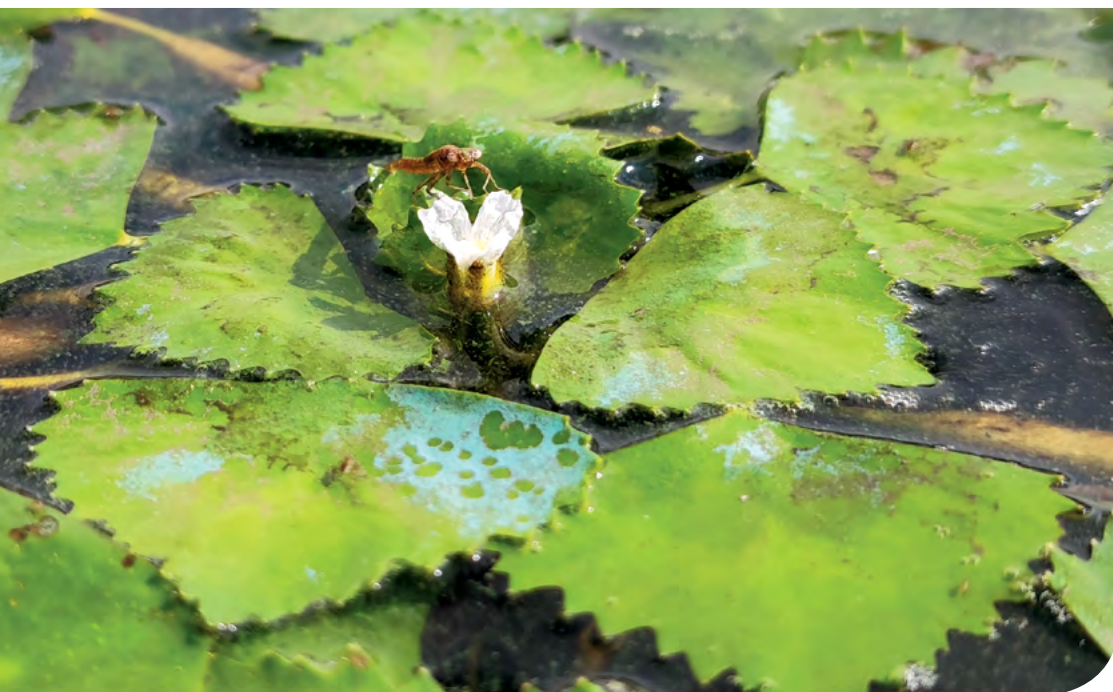
Szczecina (Ławicki i in. 2017). Obserwacje własne potwierdzają, że obecnie w Polsce kotewka powraca na swoje historyczne stanowiska na całym pasie wzdłuż Odry poprzez południową Polskę aż po Przemyśl oraz pojawia się także na nowych lokalizacjach. W wielu przypadkach obserwuje się z roku na rok bardzo szybki wzrost jej populacji, czego przykładem może być starorzecze Tynieckie pod Krakowem. W 2009 roku były tam obserwowane pojedyncze osobniki, a w 2021 roku niemal jedna czwarta powierzchni starorzecza była porośnięta kotewką. Podobnie dzieje się w innych miejscach, np. w Ścinawie w rejonie portu rzeczno-głazowego na rzece Odrze.

Co sprawiło, że gatunek zagrożony, który jeszcze niedawno ustępował ze swoich stanowisk, nagle zaczął się pojawiać na historycznych stanowiskach i równie obficie kolonizuje nowe? Przyczyny mogą być różne, jak choćby ograniczenie stosowania pestycydów, co w ostatnim czasie wpłynęło na poprawę jakości stanu wód, czy też bardziej racjonalna gospodarka przy renowacji stawów. Bardzo prawdopodobnym czynnikiem wydają się również zmiany klimatyczne i związane z nimi ocieplenie oraz częściej występujące silne wezbrania wody. Większa intensyfikacja wezbrań powodziowych, obserwowana w ostatnim okresie, wpływa na rozprzestrzenianie się orzechów, a ocieplenie powoduje, że optimum temperaturowe przesuwają się coraz bardziej na stanowiska północne, gdzie pojawia się więcej miejsc korzystnych do skolonizowania. Na przykładzie kotewki widać więc, że jednym ze skutków zmian klimatu są zmiany w rozmieszczeniu ga-



ZESKANUJ KOD QR
I WEŹ UDZIAŁ
W USTALENIU
I POZNANIU
AKTUALNEGO
ROZMIESZCZENIA
KOTEWKI ORZECHA
WODNEGO
W POLSCE

4 | Kwiat kotewki
fot. Wojciech Krztoń



tunków i dotyczy to zarówno zmniejszania, jak i rozszerzania się zasięgów geograficznych (Parmesan 2006). W XX wieku obserwowano silne ograniczenie liczby stanowisk kotewki, które mogło być efektem zmian klimatycznych, ale także masowego stosowania nawozów czy bezpośrednio związane z działalnością człowieka. Wraz z początkiem XXI wieku obserwujemy ponowny powrót kotewki na stanowiska, a nawet kolonizowanie nowych.

W celu zebrania i przedstawienia aktualnego rozmieszczenia kotewki w Polsce od 2021 roku Instytut Ochrony Przyrody Polskiej Akademii Nauk w Krakowie udostępnia w Internecie aplikację umożliwia-

jącą śledzenie i dodawanie obserwacji dotyczących krajowych stanowisk kotewki orzecha wodnego. Dzięki niej każdy może mieć dostęp do aktualnej mapy występowania kotewki, a zarazem, odkrywając nowe stanowiska, przyczynić się do lepszego poznania rozmieszczenia kotewki w Polsce.

Edward Walusiak

Wojciech Krztoń

Elżbieta Wilk-Woźniak

walusiak@iop.krakow.pl

Instytut Ochrony Przyrody Polskiej Akademii Nauk

al. Adama Mickiewicza 33, 31-120 Kraków

PODZIĘKOWANIA

Badania rozmieszczenia kotewki orzecha wodnego w 2021 r. w Polsce zostały sfinansowane z funduszy przeznaczonych przez firmę odzieżową Wólczanka VRG na badania chronionych gatunków roślin oraz z badań statutowych Instytutu Ochrony Przyrody PAN (mini-grant) „Ustalenie źródła populacji kotewki orzecha wodnego (*Trapa natans* s.l.) na nowo zasiedlonych stanowiskach”. Dziękujemy osobom, które pomogły stworzyć mapę rozmieszczenia kotewki w Polsce: Rafał Barabaś, Piotr Bednarek, Jacek Betleja, Paweł Biela-Bielecki, Tomasz Biwo, Katarzyna Bukin, Karol Cieżak, Krzysztof Czajowski, Damian Czechowski, Robert Cymbała, Adam Flis, Andrzej Gajdecki, Nikola Góral, Alek Halczuk, Piotr Kania, Mirosław Kata, Marcin Karetta, Aleksandra Kolanek, Krzysztof Konieczny, Wiesław Kuchta, Bartłomiej Kusał, Sebastian Kuzyna, Agnieszka Ledwoń, Mateusz Ledwoń, Renata Łojko, Halszka Łożyńska, Anna Malecha, Wacław Michałczuk, Jacek Nosek, Adrian Ochmann, Paweł M. Owsiany, Marcelina Poddaniec, Łukasz Piechnik, Tomasz Raczyński, Gustaw Schneider, Michał Sierakowski, Elżbieta Sroka, Dorota Twardzik, Łukasz Stugocki, Małgorzata Śliż.

LITERATURA

Laba M., Downs R., Smith S., Welsh S., Neider C., White S., Richmond M., Philpot W., Baveye P. 2008. Mapping invasive wetland plants in the Hudson River National Estuarine Research Reserve using quickbird satellite imagery. *Remote Sensing of Environment* 112 (1): 286–300.

Ławicki Ł., Marchowski D., Ziarnik K. 2017. Powrót kotewki orzecha wodnego do Doliny Dolnej Odry. *Przegląd Przyrodniczy* 28 (3): 3–10.

Marosz M., Wójcik R., Biernacik D., Jakusik E., Pilarski M., Owczarek M., Miętus M. 2011. Zmienność klimatu Polski od połowy XX wieku. *Rezultaty projektu klimat. Prace i Studia Geograficzne* 47: 51–56

Kaźmierczakowa R., Bloch-Orłowska J., Celka Z., Cwener A., Dajdok Z., Michalska-Hejduk D., Pawlikowski P., Szczęśniak E., Ziarnik K. 2016. Polska czerwona lista paprotników i roślin kwiatowych. Instytut Ochrony Przyrody PAN, Kraków.

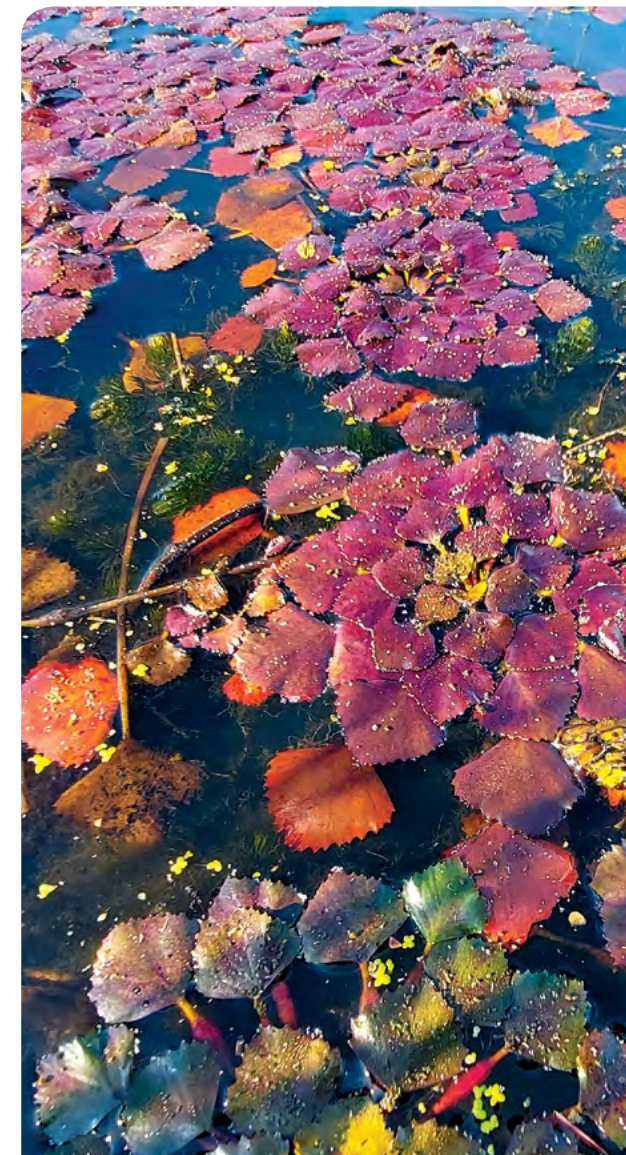
Naylor M. 2003. Water chestnut (*Trapa natans*) in the Chesapeake Bay watershed: A regional management plan. Maryland Department of Natural Resources: 1–35.

Parmesan C. 2006. Ecological and Evolutionary Responses to Recent Climate Change. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 37 (1): 637–669.

Piórecki J. 2014. *Trapa natans* L. Kotewka orzech wodny. W: Polska Czerwona Księga Roślin. Paprotniki i rośliny kwiatowe (red.). Kaźmierczakowa R., Zarzycki K., Mirek Z. Instytut Ochrony Przyrody Polskiej Akademii Nauk, Kraków: 343–345.

Shalabh B., Akash J., Jasmine Ch. 2012. *Trapa natans* (water chestnut); an overview. *International Research Journal of Pharmacy* 3 (6): 31–33.

<https://www.iucnredlist.org/species/164153/120228484>; dostęp: 7.02.2021 r.



5 | Przebarwione liście kotewki pod koniec sezonu wegetacyjnego
fot. Krzysztof Konieczny

UDROŻNIENIE BARIER MIGRACYJNYCH NA RZECE BIAŁA

Ryby przemieszczają się wzdłuż rzeki w poszukiwaniu pokarmu, odpowiednich kryjówek oraz miejsc na tarło. Ich potrzeby zależą od wieku i są różne w różnych porach roku. Przegrodzenie rzeki jazem lub inną sztuczną zaporą zakłóca te normalne potrzeby życiowe lub nawet całkowicie je uniemożliwia. W efekcie ryby zniknęły z naszych rzek. Jaka jest skala tego problemu w Polsce? Można powiedzieć, że ogromna: przez dziesięciolecia zbudowano kilkadziesiąt tysięcy przegród na rzekach, niewiele z nich posiada przepławki, a jeszcze mniej – skuteczne przepławki.

W tej sytuacji każdy projekt, którego celem jest poprawa ciągłości rzek, jest wart uwagi, a doświadczenia z nim związane mogą stanowić istotny wkład w przygotowanie i realizację kolejnych projektów w tym zakresie. Jednym z ważnych przykładów próby kompleksowego rozwiązania problemu jest projekt udrożniania rzeki Biała Tarnowska – głównego dopływu Dunajca, zatytułowany „Przywrócenie ciągłości ekologicznej i realizacja działań poprawiających funkcjonowanie korytarza swobodnej migracji rzeki Biała Tarnowska”. Projekt jest współfinansowany przez Unię Europejską ze środków Funduszu Spójności w ramach Programu Operacyjnego Infrastruktura i Środowisko 2014–2020.

1 | Stopień w Jankowej po modernizacji
fot. Zakład Badań Ekologicznych

ROMAN KONIECZNY
ROMAN ŻUREK
KAROL CIEŻAK
MAŁGORZATA SIUDAK



Konsekwencje braku przepławek w Polsce

Ryby były jeszcze niedawno podstawą diety wielu Polaków. O tym, jakie było ich znaczenie na stołach, szczególnie ubogich ludzi, najlepiej świadczy tekst Romualda Olaczka (2002), który w swoim tekście o Bzurze i o roli tej rzeki w życiu mieszkańców Łowicza w latach 50. XX wieku pisał: *W ubogich domach, a takich była większość, ryby z Bzury były jedynym dostępnym białkiem mięsnym*. Według jego szacunków, z Bzury w okolicach Łowicza wyławiano rocznie nie mniej niż 500 kg ryb na rodzinę.

Łowiono w rzekach ryby takie, jak leszcz, płoc czy szczupak, sum, sandacz i węgorz. Było ich dużo, jeszcze całkiem niedawno. Do największych gatunków należał jesiotr, łosoś i troć – czyli ryby dwuśrodowiskowe, które tarło odbywając w rzekach górskich, a żyją w morzach.

Łosoś do XIX wieku był rybą w tak popularną Polskę, że pojawiał się na stołach nawet niezbyt zamożnych ludzi. Cena łososa w 1791 roku była taka sama jak szczupaka, suma czy leszcza – 12 groszy za funt zimą, a latem 15 groszy (Gordziejew 2010) (funt chleba kosztował wtedy w Warszawie około 3,5 grosza).

Również inny gatunek – jesiotr, którego osobniki ważyły czasem do kilkudziesięciu kilogramów, pojawiał się w Wiśle w dużych ilościach. W 1856 roku rybacy krakowscy złowili na niewielkiej przestrzeni siedemdziesiąt olbrzymich jesiotrów

w ciągu trzech tygodni. Trzymali je w wodzie Wisły, uwiązane na łańcuchach przymocowanych do pali wbitych w brzeg.

Ale już sto lat później, w XX wieku sytuacja była zupełnie inna – nie tylko łosoś, ale i jesiotr coraz rzadziej pojawiały się w naszych rzekach. Ostatniego dzikiego jesiotra wyłowiono z Wisły w 1965 roku – ważył 135 kg, a ostatnie samodzielne stado łososi obserwowano w Wiśle w latach 80. XX wieku.

Po wojnie, szczególnie w latach 60. i 70., sytuacja gwałtownie się pogarszała. Głównie z powodu dużej liczby budowanych barier, ale i złej jakości wody. Jaki to miało wpływ na mieszkańców rzek, widać po archiwalnych danych dotyczących wyników połowów spółdzielni rybackich.

Jeszcze w latach 1953–1958 Spółdzielnia Rybacka „Wisła” w Krakowie odłowiła 93 tony świnki, 18 ton łososa i troci, 7 ton certy, 6 ton leszcza itd. Zupełnie inna była struktura ryb odławianych w 2016 roku w dwóch obwodach rybackich na górnej Wiśle. Tu dominuje ukleja (53% wagowo), kleń (18%), kielb (6%), krąp (5,5%) i świnka 5% (Nowak 2016). Łosoś, troć i certa zniknęły zupełnie.

Szacuje się, że spośród ryb obecnych dawniej w polskich rzekach całkowicie wyginął jeden gatunek – jesiotr ostronosy. Dwa inne, czyli łosoś i głowacica występują w naszych rzekach tylko dzięki pomocy człowieka. Generalnie rzecz biorąc, z 68 gatunków żyjących w krajowych wodach wspomniane trzy wyginęły jako gatunki



2 | Jesiotr złowiony w Wiśle na stoisku rybnym w Hali Mirowskiej w Warszawie – rok 1927
fot. Narodowe Archiwum Cyfrowe

samodzielne, a 24 zostały zaklasyfikowane do trzech najwyższych kategorii zagrożenia. To daje razem około 40% wszystkich gatunków z polskich rzek (Witkowski i in. 2009). Od lat podejmowane są intensywne próby przywrócenia choćby części z tych gatunków, co jest utrudnione przez niszczenie lub likwidowanie siedlisk.

Brak ciągłości rzek – skala problemu w Polsce

Trzeba zacząć od opisu obecnego stanu barier na naszych rzekach: ile ich jest i czy są wyposażone w przepławki. W bazach Krajowego Zarządu Gospodarki Wodnej zgromadzono informacje o 45 741 obiektach piętrzących (progach, gurtach, zastawkach, jazach i zaporach) zlokalizowanych na polskich rzekach (KZGW 2017). Są to konstrukcje różnej wielkości. Niektóre mają niewiele więcej niż 10 centymetrów,

inne są wysokie na 20 metrów. Tylko dla 37% z tych barier (17 362 obiektów) są dostępne informacje o istnieniu przepławki (bądź braku) i jej rodzaju. Okazuje się, że z podanej liczby obiektów zaledwie 3,8% ma przepławki.

Jaka jest ich skuteczność? Z racji niekompletnych danych niewiele na ten temat wiemy. Według Przeglądu istotnych problemów gospodarki wodnej przygotowanego przez Krajowy Zarząd Gospodarki Wodnej (MI 2021), istniejące sprawne przepławki stanowią około 45% podanej wcześniej liczby. Czyli, w skuteczne przepławki jest wyposażonych około 1,5% budowlanych piętrzących w Polsce.

Odtwarzanie ciągłości rzek – plany

Są w praktyce dwie metody, by poradzić sobie z niedrożnością rzek spowodowaną różnego rodzaju przegradami, które zbudowaliśmy przez stulecia. Pierwszą metodą to likwidacja obiektów. Szczególnie tam, gdzie przestały pełnić one swoje pierwotne funkcje i tam, gdzie ich eksploatacja stała się nieopłacalna. To są mniej lub bardziej złożone działania, w zależności od wielkości obiektu, jego funkcji, statusu własności, relacji społecznych i lokalnej kultury w danym kraju. Warto jednak zwrócić uwagę, że likwidacja barier jest zauważalnym trendem w wielu krajach. Przykładowo w USA do dzisiaj wyburzono około 1700 takich obiektów (American Rivers 2021). Dane dla Europy są trudniej dostępne, ale wg tych samych autorów od 1996 roku do 2019 zburzono i rozebrano 343 obiekty. Podobnie

jak w USA większość z nich to obiekty niewielkie, zwykle poniżej 7 m wysokości piętrzenia. Przyczyny likwidacji są zwykle takie same: likwidacja obiektu jest tańsza niż koszty remontów i dalszej eksploatacji. Wyburzane są obiekty służące różnym celom. I tak np. ze wspomnianych 1700 zlikwidowanych w USA obiektów 28% było używanych do produkcji energii elektrycznej, 22% dla celów rekreacyjnych, 14% dla zaopatrzenia w wodę, 13% dla kopalni, 7% na potrzeby młynów i 16% dla innych celów (Habel i in. 2020). Trzeba zaznaczyć, że w Polsce takich działań się nie podejmuje.

Drugą metodą odtwarzania ciągłości – najczęściej stosowaną – jest budowa przepławek. Działania te mają znacznie dłuższą historię niż likwidacja zapór. Pierwsze zapisane informacje o próbach ułatwienia rybom pokonania przeszkód na rzekach pochodzą z XVII wieku z Francji, gdzie wykorzystano wiązki gałęzi do utworzenia stopni dla ryb w stromych kanałach zbudowanych w celu obejścia przeszkody. W 1837 roku w Kanadzie Richard McFarlan (z Bathurst, New Brunswick) opatentował projekt przejścia dla ryb obok tamy w swoim tartaku. W latach 1852–1854 w hrabstwie Sligo w Irlandii zbudowano przejście dla łososi do rzeki, do której był odcięty dostęp, a która była jego tarliskiem i zasilala pobliskie łowisko. W 1880 roku w Rhode Island w Stanach Zjednoczonych zbudowano pierwszą przepławkę na zaprze Pawtuxet Falls Dam.

W Polsce po wejściu w życie Ramowej Dyrektywy Wodnej wiele urzędów marszałkowskich przygotowało w latach 2003–

3 | Lokalizacje przepławek dla ryb, które powstały w ramach dwóch etapów projektu udrożniania rzeki Białej Tarnowskiej

Liczba przepławek w wybranych planach udrożnienia rzek, przygotowanych w latach 2003–2008

Województwo	Dorzecze	Data zatwierdzenia	Liczba planowanych udrożeń
kujawsko-pomorskie	Wisła	2004	64
lubuskie	Odra	2005	238
lubuskie	Wisła	2007	143
łódzkie	Wisła	2006	596
mazowieckie	Wisła	2006	802
podkarpackie	Wisła	2006	504
pomorskie	Odra	2004	91
śląskie	Wisła	2005	25
świętokrzyskie	Wisła	2005	82
wielkopolskie	Odra	2005	582
zachodniopomorskie	Odra	2004	142

2008 programy udrażniania rzek na swoim terenie. Trudno dotrzeć do tych materiałów dzisiaj, choć część z nich jest dostępna w Internecie, a część została opisana w aktualizacji Planów Gospodarowania Wodami (aPGW).

Z tych dokumentów wynika, że sumując potrzeby w zakresie budowy przepławek w poszczególnych województwach konieczne jest zbudowanie wg ich autorów około 3300 takich urządzeń. Wyciągi z dokumentów dla poszczególnych województw (MI 2021) zawiera tabela poniżej.

Plany obejmowały zarówno określenie priorytetów, podział wdrożenia planów na etapy, niezbędne środki. Niestety niewiele z tego zostało zrealizowane. Można powiedzieć, że jedyny konsekwentnie działający



Regionalny Zarząd Gospodarki Wodnej (RZGW) to oddział krakowski, realizujący programy udrażniania rzek Wisłoki, Białej, Wisły i Skawy z planami włączania kolejnych rzek.

Projekt i jego cele

W XX wieku wzdłuż biegu rzeki Białej Tarnowskiej wybudowano 18 poprzecznych barier, stanowiących skuteczną przeszkodę dla ryb wędrujących w poszukiwaniu dogodnych miejsc tarliskowych. Wiele z tych konstrukcji miało zapewnić stabilność położonych wyżej mostów, ale były też takie, które pozwalały latem na okresowe spiętrzenie rzeki do celów rekreacyjnych dla mieszkańców okolicznych miejscowości.



4 a | Stopień w Bobowej po modernizacji
fot. Zakład Badań Ekologicznych



4 b | Stopień w Bobowej
przed modernizacją
fot. Zakład Badań Ekologicznych

Drugim celem była poprawa bezpieczeństwa powodziowego poprzez poszerzenie koryta rzeki i jej terenów zalewowych na kilku odcinkach. Rozregulowanie rzeki umożliwia zainicjowanie procesu samodzielnego kształtowania przez rzekę koryta – oczywiście w pewnym akceptowalnym zakresie. Efektem jest poprawa stanu ekologicznego rzeki i bezpieczeństwa powodziowego mieszkańców. Prace budowy korytarza swobodnej migracji rzeki Białej rozpoczęto od rejonu Kąclowej, gdzie poprzez budowę pięciu deflektorów dokonano „rozkorytowania” rzeki na odcinku prawie 900 m.

Modernizacja przepławek

Efektem ukończonych już prac udroźnieniowych jest przywrócenie ciągłości korytarza ekologicznego rzeki Białej Tarnowskiej o łącznej długości 101,8 km – od źródeł do ujścia. Poniżej opis poszczególnych inwestycji realizowanych w II etapie projektu.

Stopień w Bobowej (km 58+700)

Stopień wybudowano w latach 50. XX wieku dla zabezpieczenia mostu i utrzymania stałego piętrzenia na ujęciu wody pitnej dla miejscowości Bobowa. W ramach modernizacji obniżono wysokość piętrzenia i dodano trójkątne wycięcia na tzw. małą wodę. Basen pomiędzy progami wyposażono w głązy i drewniane belki zapewniające rybom tymczasowe schronienie. Powyżej stopnia i mostu wybudowano nową przepławkę w formie plastra miodu.

Likwidacja istniejących barier była pierwszym celem projektu. Aby przywrócić ciągłości rzeki dla ryb i innych organizmów wodnych, a zarazem poprawić jej stan ekologiczny zakładano przebudowę istniejących na rzece stopni wodnych. Realizacja tego zadania przebiegała dwuetapowo. W pierwszym etapie, w latach 2010–2014 usunięto cztery bariery migracyjne: w Kąclowej, Grybowie, Pleśnej i Ciężkowicach. W drugim etapie zlikwidowano 15 barier. W praktyce w miejscach stopni powstawały przepławki dla ryb. Łącznie udroźniono 80 km rzeki.

Stopień w Jankowej (km 61+160)

Stopień wybudowano w celu zabezpieczenia wieloprzęsłowego mostu. Powyżej mostu wybudowano również próg, który miał skierować rzekę pod most. Rzeka ominęła jednak ten próg z prawej strony, który w efekcie stał się bezużyteczny. Sam most z powodu zablokowania bocznych przęseł przez naniesiony materiał i roślinność stwarzał zagrożenie powodziowe. Został on w 2019 roku rozebrany i zastąpiony nowym, jednoprzęsłowym. W ramach modernizacji stopnia poniżej mostu wybudowano przepławkę w formie plastra miodu.

5 | Stopień w Jankowej
po modernizacji (obok)
i przed modernizacją (u dołu)
fot. Zakład Badań Ekologicznych





6 | Stopień w Stróżach przed modernizacją
i po (u dołu)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



Stopień w Stróżach (km 69+105)

Stary stopień wodny składający się z czterech progów piętrzył wodę na potrzeby wodociągów miejskich i planowanej elektrowni wodnej. W ramach modernizacji nieeksploatowana elektrownia została zburzona, a próg zdemontowany. Wysokość piętrzenia obniżono o około metr. Nowe ujęcie wody wykonano w formie ujęcia drenażowego spod dna rzeki. W miejsce progu wybudowano przepławkę typu plaster miodu. Przy brzegu wybudowano dodatkowo pomieszczenie obserwacyjne do monitorowania wędrówek ryb, wyposażone w okno, licznik (skaner) ryb firmy Vaki oraz kamerę nagrywającą krótkie filmy z przejścia ryb przez skaner.



7 | Stopień
w Białej Niżnej
przed modernizacją
(u góry) i po niej
(dolny kadr)
fot. Zakład Badań
Ekologicznych



Stopień w Białej Niżnej I (km 70+200)

W tym miejscu znajdował się betonowy próg ze spadem 1,3 m wyposażony w nieckę wypadową, nieeksploatowany ze względu na zły stan techniczny. W ramach modernizacji przyjęto rozwiązanie polegające na częściowej likwidacji stopnia. Górną jego część skuto, a nieckę zasypano żwirem. Dobudowano też trzy kamienne gurdy denne w formie łuków dla zabezpieczenia koryta przed nadmierną erozją oraz opaski kamienne na brzegach.

Próg w Białej Niżnej II (km 70+887)

W tym miejscu przed laty zbudowano betonowy próg piętrzący z niecką wypadową, który miał zabezpieczać przed pogłębieniem koryta. Wysokość piętrzenia wynosiła 1,2 m. W ramach modernizacji nieckę wypadową zamieniono na przepławkę. W poprzek niecki wbudowano trzy betonowe przegrody z naprzemiennymi trójkątnymi wycięciami. Cały stopień podparto kamiennym gurtem.

8 | Stopień w Białej Niżnej II – przed
modernizacją (u góry) i po (u dołu)
fot. Zakład Badań Ekologicznych





9 | Stopień w Grybowie I – przed modernizacją (obok) i po (poniżej)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



10 | Stopień w Grybowie II – przed modernizacją (mały kadr) i po (poniżej)
fot. Zakład Badań Ekologicznych

Progi w Grybowie I (km 72+050)

Wybudowane z początku XX wieku betonowe progi i betonowe bulwary podpierające brzozy na długości 300 metrów służyły jako zabezpieczenia mostu kolejowego i drogowego w centrum Gorlic. Część tych progów poniżej mostu drogowego zamieniono na przepławkę w pierwszym etapie projektu. Z kolei kaskadę sześciu progów stabilizujących koryto pod mostem kolejowym (km 72+050) przebudowano w ramach drugiego etapu projektu. Pozostawiono stare betonowe umocnienia brzegów, skuto progi, a w ich miejsce wybudowano przepławkę typu plaster miodu.

Progi w Grybowie II (km 72+750)
i likwidacja umocnienia Pławianki
(km 72+890)

Kaskada stopni powstała dla zabezpieczenia mostu drogowego. Ujście potoku Pławianka, wpadającego powyżej, zostało uregulowane w formie betonowego żłobu. W ramach modernizacji przebudowano kaskadę stopni – część skuto, wykonano wycięcia na „małą wodę”, a poniżej dobudowano przepławkę w formie plastru miodu. Betonowy żłób Pławianki został rozebrany, a między umocnienia brzegowe zamontowano głązy tworzące meandrujące koryto z naturalnym żwirowym dnem.

11 | Stopień w Kąclowej – przed modernizacją (u góry) i po (u dołu)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



Stopień w Kąclowej (km 79+013)

Stary, zniszczony, niefunkcjonalny stopień wodny został w pierwszym etapie projektu rozebrany. W ciągu kilku lat rzeka powróciła w tym miejscu do swego naturalnego spadku z niewielkim bystrzem i plosem poniżej. W ramach drugiego etapu dobudowano tu kamienny gurt i umocniono lewy brzeg.



12a | Stopień Florynka I przed modernizacją
fot. Zakład Badań Ekologicznych



12b | Stopnie Florynka I i II po modernizacji
fot. Zakład Badań Ekologicznych



13 | Stopień Florynka III przed modernizacją (obok) i po przebudowie (poniżej)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



14 | Stopień Śnietnicy (I) przed modernizacją (obok) i po modernizacji (poniżej)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



Stopnie Florynka I i II (km 82+200 i km 82+422)

Stopień górny (Florynka II) w postaci zapory o wysokości 1,75 m został wybudowany dla uruchomienia elektrowni wodnej lub tartaku. Zadaniem stopnia dolnego (Florynka I) oddalonego o 224 m, wysokiego na 1,25 m, było podparcie tej zapory. W ramach modernizacji zaplanowano przebudowę obu stopni, przy jednoczesnym zachowaniu rzędnych piętrzenia. Na Florynce I pozostawiono cały stopień razem z niecką wypadową, obniżono górny próg, a od strony wody dolnej dobudowano przepławkę w formie plastra miodu. W górnym stopniu (Florynka II) zlikwidowano nieckę wypadową, a od wody dolnej dobudowano przepławkę w formie plastra miodu. Powyżej progu wykonano trzy gurtu chroniące bród.

Florynka III (km 84+004)

Zbudowany 10 lat temu próg piętrzył wodę na potrzeby elektrowni, którą zniszczyła powódź w 2010 roku. Rzeka ominęła stopień piętrzący wodę i z biegiem czasu praktycznie zażwirowała przelew stopnia. Prawy brzeg przy stopniu został rozmyty wodami powodziowymi. W ramach przebudowy próg został zlikwidowany, a w to miejsce wybudowano sześć kamiennych gurtów. Prawy brzeg umocniono narzutem kamiennym.

Stopień w Śnietnicy I (km 92+680)

Modernizowany stopień został wykonany dla ochrony nowego jednoprzęsłowego mostu. Betonowo-kamienne umocnienie spowodowało powstanie małego wodospadu. W starym umocnieniu dna pod mostem wycięto rów o szerokości 2 m i głębokości 0,8 m i zamontowano w nim kilka kamiennych deflektorów. Po roku eksploatacji rzeka zasypała te mikromeandry żwirem. Poniżej wybudowano przepławkę w kształcie wachlarzy z wycięciami na małą wodę.



15 | Stopień w Śnietnicy II przed modernizacją (obok) i po (u dołu)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



Stopień w Śnietnicy II (km 94+190)

Modernizowany stopień został wybudowany dla ochrony mostu drogowego. W umocnieniu dna pod mostem wykonano wycięcie, w które wmontowano kamienie tworzące kilka małych meandrów, a poniżej dobudowano przepławkę z kilkoma basenami. Z powodu silnej erozji ostatnie elementy przepławki po wezbraniu zostały podmyte. Problem rozwiązano dodając dodatkowe betonowo-kamienne gurty stabilizujące dno rzeki.

Projektant istniejącego w tym miejscu mostu umocnił dno rzeki betonem. Po latach poniżej umocnienia rzeka wymyła żwir, co spowodowało, że powstał stopień. Zastosowano identyczne rozwiązanie, jak w przypadku mostów w Śnietnicy. W odróżnieniu do przepławek w Śnietnicy, zmieniono kształt basenów przepławki na układ wachlarza. Każdy wachlarz ma obniżenie, które umożliwia rybom przejście przy niskich przepływach.

Stopień w Banicy (km 95+850)

16 | Stopień w Banicy przed modernizacją (obok) i po (poniżej)
fot. Zakład Badań Ekologicznych



ton, a średnio wahał się od 4 do 8 ton. Przykładowo, w trakcie prac budowlanych przy realizacji przepławki w Bobowej użyto ponad 600 kamieni o łącznym ciężarze około 3300 ton, których ciężar jednostkowy dochodził nawet do 12 ton. Dokładność ich ułożenia wynosiła 5 cm. Wymagało to wysokich kwalifikacji i współpracy ludzi oraz specjalistycznego sprzętu.

Skuteczność przepławek

Aby ocenić skuteczność przepławek, czyli ustalić, czy i w jakim zakresie ryby mogą je pokonać, przeprowadzono specjalne badania. Obejmowały one zarówno monitoring hydrauliczny, jak i biologiczny. Pierwszy z monitoringów miał wykazać, czy parametry techniczne przepławek (prędkości przepływu wody w szczelinach) są odpowiednie, monitoring biologiczny zaś polegał na badaniu wędrówki ryb przez każdą z przepławek w obu kierunkach, czyli w górę i w dół rzeki.

Monitoring hydrauliczny

Warto zwrócić uwagę, że większość rozwiązań stanowią przepławki imitujące podobne do naturalnych warunki pokonywania tego obiektu przez ryby. Nie są to konstrukcje wykonane z betonu, poza korytem, lecz mają charakter quasi naturalny. To stwarzało wiele problemów w fazie projektowania i wykonawstwa, gdyż doświadczenie w projektowaniu i budowie tego typu inwestycji jest w Polsce niewielkie.

Do budowy przepławek zastosowano glazy, których ciężar dochodził do 12

Dla stwierdzenia czy ryby mogą pokonywać obiekt mierzono prędkości przepływu wody w szczelinach poszczególnych przepławek (kluczowy parametr techniczny). Przyjęto założenie, że przepławkę powinny pokonać wszystkie gatunki ryb żyjące w rzece. Możliwości pływackie ryb są różne, dlatego maksymalne prędkości wody w przepławkach nie powinny przekraczać dla ryb łososiowatych (łosoś, troć, pstrąg, głowacica, lipień) – 2 m/s, dla ryb karpiowatych (boleń, certa, brzana, jaź, kleń, świnka) – 1,5 m/s, dla pozostałych gatunków (oraz ryb małych i młodych) – 1 m/s.



17 | Pułapka sieciowa
zamykająca wyjście
z przepławki od strony
wody górnej
fot. Zakład Badań
Ekologicznych

wacje migracji ryb na Wisłocze pokazują, że wzrost przepływu po opadzie wyzwała u ryb migracje w górę rzeki. Baseny przepławek o konstrukcji zbliżonej do warunków naturalnych są wykorzystywane także do innych celów niż migracje. Ryby wybierają je jako dogodne miejsce schronienia lub polowania.

Podsumowanie

Regionalny Zarząd Gospodarki Wodnej w Krakowie prowadził, poza projektem zapewniającym ciągłość rzeki Biała Tarnowska, jeszcze dwa podobne projekty. Pierwszy dotyczył Wisłoki, w którym działania inwestycyjne modernizacji i budowy siedmiu przepławek na tej rzece zakończyły się w 2021 roku. Drugi, rozpoczęty w 2020 roku, dotyczy Wisły i dolnych odcinków Soły i Skawy, ma zapewnić odtworzenie historycznych korytarzy ekologicznych łączących te rzeki. W ramach tego projektu ma powstać siedem kolejnych przepławek dla ryb.

Wszystkie te działania dają obraz przyszłych korzyści, jakie niesie odtwarzanie ciągłości rzek zarówno dla środowiska, jak i dla lokalnej flory i fauny, ale również dla lokalnych społeczności.

Roman Konieczny
Roman Żurek
Karol Ciężak
Małgorzata Siudak
rkoniec@gmail.com
Zakład Badań Ekologicznych
ul. Rogatka 9/9, 31-425 Kraków

Obserwacje wizualne, pomiary prędkości przepływów i głębokości tranzytowej przy niskich przepływach wskazują, że małe ryby w pewnych okresach mogą mieć trudności w pokonaniu przepławek.

Monitoring biologiczny

Dla ustalenia jakie gatunki ryb i jakiej wielkości osobniki pokonują przepławki w górę i w dół rzeki prowadzono monitoring różnymi metodami, dobierając je w zależności od warunków w miejscu badania. Zastosowano następujące metody:

Radiowe nadajniki telemetryczne – rybom implantowano nadajniki radiowe emitujące unikalny sygnał, a następnie antenami kierunkowymi lokalizowano oznakowane ryby. W ten sposób oznakowano 60 ryb.

- **znaczkki telemetryczne RFID** – metoda polegała na oznakowaniu ryb telemetrycznymi znaczkami pasywnymi RFID, pozwalającymi na identyfikację ryby (znaczką) przepływającej przez bramkę rejestrującą.
- **skaner Riverwatcher** – skaner firmy VAKI zamontowano w specjalnie postawionym budynku przy przepławce w Stróżach. Wzrokowy podgląd ryb

jest możliwy z okna budynku. Ryby są naprowadzane do skanera kratami zamontowanymi w poprzek rzeki, podnoszonymi z jej dna w okresie prowadzenia badań. Po zakończeniu obserwacji kraty są opuszczane na dno. Oprogramowanie umożliwia zdalny dostęp do skanera.

- **pułapki sieciowe.** W rzece umieszczano pułapki sieciowe o oczkach sieci 10 mm i wymiarach 80 × 40 cm. Wymiary pułapek pozwalały wylapać nawet tak małe ryby jak strzebla. Pułapki kontrolowano raz dziennie.

Wszystkie z wymienionych metod zastosowano na Białej Tarnowskiej, adekwatnie do wielkości rzeki. Niekiedy korzystano z dwóch metod równocześnie. Pomimo że pomiary hydrauliczne na niektórych przepławkach i szczelinach przekraczały założone prędkości bądź głębokości tranzytowe były małe, okazało się, że ryby znalazły odpowiednie miejsca do skutecznego pokonania przepławki. Większe ryby, np. świnki, pokonywały w ciągu 1–2 dni nawet dwie przepławki. W okresie badania migracji (czerwiec) przepływy były niskie i co za tym idzie – aktywność migracyjna ryb niewielka. Dziennie rejestrowano po kilka przepływających ryb. Nasze obser-

LITERATURA

American Rivers. 2021. Raw Dataset — ARDam RemovalList_figshare_Feb2021. Figshare
<https://doi.org/10.6084/m9.figshare.5234068>

Gordziejew J. 2010. Komisje Porządkowe Cywilno-Wojskowe w Wielkim Księstwie Litewskim w okresie Sejmu Czterolatniego (1789–1792). Wyd. Uniwersytetu Jagiellońskiego, Kraków.

Habel M., Mechkin K., Podgorska K., Saunes M. Babiński Z., Chalov S., Absalon D., Podgórski Z., Obolewski K. 2020. Dam and reservoir removal projects: a mix of social-ecological trends and cost-cutting attitudes. Scientific Reports, naturereports.

<https://www.nature.com/articles/s41598-020-76158-3.pdf?proof=t>

KZGW. 2017. Identyfikacja presji w regionach wodnych i na obszarach dorzeczy, cz. I: Utworzenie krajowej bazy danych o zmianach hydromorfologicznych.

Nowak M. 2016. Ryby i rybołówstwo na Górnjej Wiśle – dawniej i dziś. Katedra Ichtiologii i Rybactwa Uniwersytetu Rolniczego w Krakowie. Małopolski Piknik Rybacki, Klikowa koło Tarnowa, 10–11 września 2016 r.

<https://mir.krakow.pl/resources/articles/9833/Ryby-Wis%c5%82a-Klikowa.pdf>

Olaczek R. 2002. Rzeka w życiu lokalnej społeczności. Opowieść o Bzurze. Rzeki. Kultura, Cywilizacja, Historia 11: 183–214.

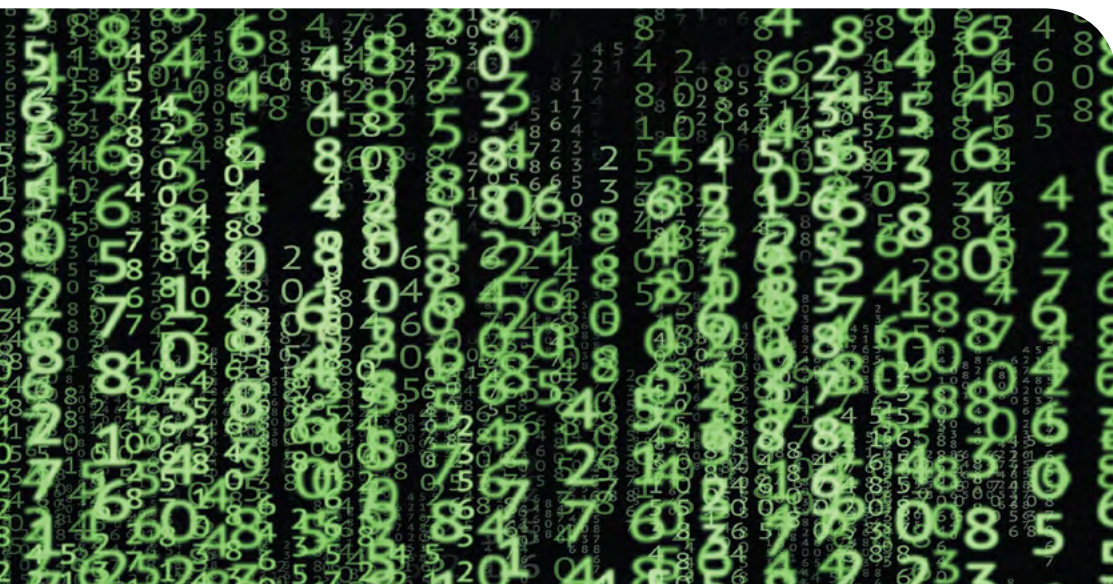
MI (Ministerstwo Infrastruktury). 2021. Przegląd istotnych problemów gospodarki wodnej dla obszarów dorzeczy. Warszawa.

<https://www.gov.pl/web/infrastruktura/przyje-to-przeglad-istotnych-problemow-gospodarki-wodnej-dla-obszarow-dorzeczy>

Witkowski A., Kotusz J., Przybylski M. 2009. Stopień zagrożenia słodkowodnej ichtiofauny Polski: Czerwona lista minogów i ryb – stan 2009. Chrońmy Przyrodę Ojczystą 65 (1): 33–52.

WIEDZA NA WYCIĄgniĘCIE RĘKI, CZYLI OGÓLNODOSTĘPNE DANE INSTYTUTU OCHRONY PRZYRODY PAN W KRAKOWIE

RITA
RAKOWSKA



Instytut Ochrony Przyrody PAN (IOP PAN) bezpłatnie udostępnia w Internecie dane o przyrodzie ożywionej i nieożywionej Polski. Pośród nich znajdują się internetowe bazy danych, jak np. Atlas Ssaków Polski czy Gatunki Obce w Polsce, które są obecnie najbardziej kompleksowymi zbiorami informacji o zawartych tam gatunkach. Wszechstronny dostęp do danych może spowodować wzrost zainteresowania odbiorców rodzimą przyrodą, a co najważniejsze dane te mogą się przyczynić do bardziej efektywnej ochrony przyrody.

Instytut Ochrony Przyrody Polskiej Akademii Nauk (IOP PAN) mieszczący się przy al. Adama Mickiewicza 33 w Krakowie jest ponad stuletnią jednostką naukową, której celem jest działanie na rzecz ochrony przyrody, zarówno nieożywionej, jak i ożywionej. Cel ten jednostka realizuje poprzez

1 | Zasoby internetu stanowią nieprzebrane źródło informacji
fot. Jae Rue (pobrane z Pixabay)

zdobywanie wiedzy naukowej w trakcie prowadzenia badań (terenowych i laboratoryjnych) i dokumentowanie stanu przyrody oraz zagrożeń dla bioróżnorodności w Polsce. Uzyskana w ten sposób wiedza daje podstawy do przygotowywania planów działań oraz aktów prawnych. Bardzo istotnym elementem działań Instytutu jest popularyzacja wyników badań naukowych wśród grona odbiorców, znacznie szerszego niż środowisko naukowe.

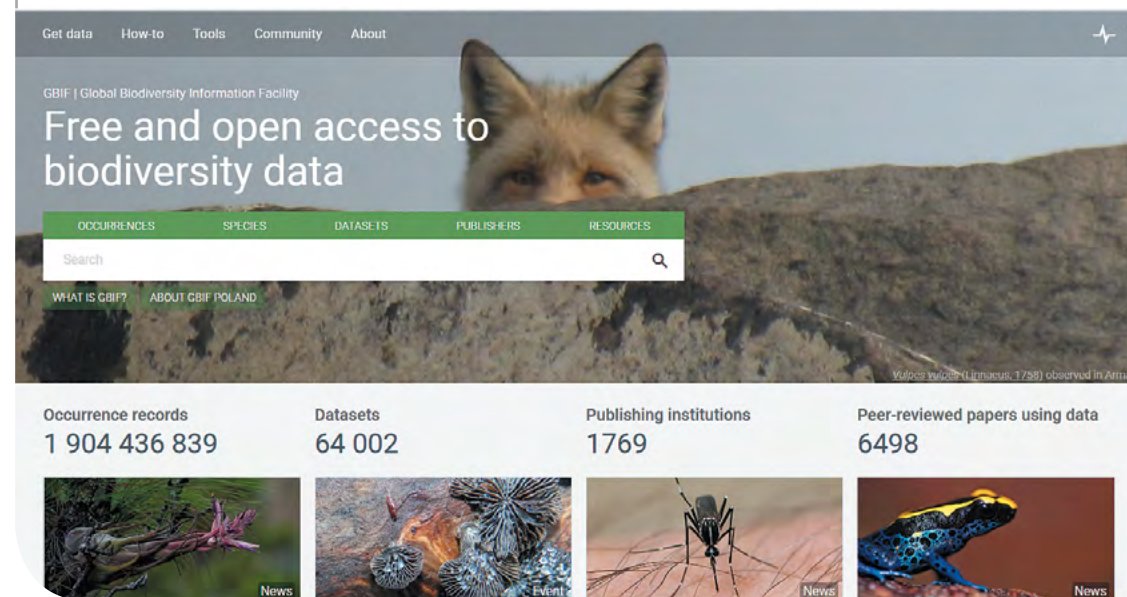
Rozwój Internetu pozwala na darmowy i szybki dostęp zarówno do lokalnych zasobów naukowych, jak Polska Baza Roślinności (ang. *The Polish Vegetation Database*; Kącki i Śliwiński 2012), jak i zasobów świa-

2 | Portal GBIF (Global Biodiversity Information Facility) udostępnia dane dotyczące różnorodności biologicznej. W ramach projektu IMBIO 18 polskich instytucji naukowych zasilę bazę GBIF o 9,5 mln rekordów danych

ATLAS
PŁAZÓW
I GADÓW
POLSKI



<https://www.iop.krakow.pl/plazygady>



towych, jak Światowa baza o oceanach (ang. *The world ocean database*; Levitus i in. 2013). W ostatnich latach portal GBIF (ang. *Global Biodiversity Information Facility*) stał się uniwersalnym i coraz częściej wykorzystywanym medium dla danych biologicznych (Tykarski 2021), w którym można znaleźć dane pochodzące z różnych zakątków świata, w tym także z Polski. Warto nadmienić, że w ramach realizacji projektu IMBIO (Integracja i mobilizacja danych o różnorodności biologicznej Eukaryota w zasobach polskich instytucji naukowych), 18 polskich instytucji naukowych podda digitalizacji i udostępni poprzez wspomniany portal ponad 9,5 mln rekordów, dzięki czemu krajowe dane znajdą się w globalnym obiegu danych (Tykarski 2021). IOP PAN jest jednym z partnerów w projekcie IMBIO, któ-

ry od dawna bezpłatnie udostępniał część swoich zasobów na serwerach Instytutu (Rakowska 2021). Poniżej zebrano dotychczasowe zbiory danych, które są bezpłatnie udostępniane przez Instytut w sieci Internet.

Internetowe bazy danych

Atlas Płazów i Gadów Polski (<http://www.iop.krakow.pl/plazygady>) jest internetową bazą zawierającą mapy rozmieszczenia dla 12 gatunków gadów i 19 gatunków płazów występujących na terenie naszego kraju. Informacje o występowaniu gatunków ujętych w atlasie pochodzą od pasjonatów przyrody i naukowców. W ramach projektu IMBIO portal GBIF zostanie zasilony 21 tysiącami rekordów z tej bazy (Rakowska 2021).



**ŁAKI
W KARPATACH
POLSKICH**

<https://www.iop.krakow.pl/LakiKarpat/>

4 | Baza Gatunki obce w Polsce
(www.iop.krakow.pl/ias)
– kompleksowe źródło informacji
o gatunkach obcych

3 | Atlas Ssaków Polski
(www.iop.krakow.pl/ssaki)
zawiera aktualne dane o występowaniu
114 gatunków ssaków w Polsce



Atlas Ssaków Polski (<http://www.iop.krakow.pl/ssaki>) jest kolejną bazą, która prezentuje mapy rozmieszczenia gatunków w Polsce. Atlas zawiera mapy dla 114 gatunków ssaków, które wykazano z obszaru Polski. Jest on obecnie najbardziej kompleksowym źródłem informacji na temat występowania i rozmieszczenia tej grupy gatunków w kraju. Dane zawarte w atlasie, tak jak w przypadku atlasu płazów i gadów, pochodzą zarówno od naukowców, jak i pasjonatów przyrody. W ramach realizacji projektu IMBIO poprzez portal GBIF z Atlasu Ssaków Polski zostanie udostępnionych 52 tysiące rekordów (Rakowska 2021).

Baza **Łąki w Karpatach Polskich**, powstała w 2007 roku, gromadzi zdjęcia fitosocjologiczne ze źródeł opublikowanych

i nieopublikowanych, pochodzące z półnaturalnych i antropogenicznych zbiorowisk łąkowych i psiar polskich Karp. Obecnie baza obejmuje 5893 zdjęć fitosocjologicznych (Korzeniak 2013; <https://www.iop.krakow.pl/LakiKarpat/>), a realizacja projektu IMBIO umożliwi udostępnienie 98 tysięcy rekordów danych poprzez GBIF (Rakowska 2021).

Baza **Gatunki Obce w Polsce** (<http://www.iop.krakow.pl/ias>) prezentuje informacje o gatunkach, które pojawiły się w Polsce wskutek działań człowieka. Podobnie jak internetowy atlas ssaków jest ona najbardziej kompleksowym źródłem informacji o gatunkach obcych, zawierając informacje o 1787 gatunkach mikroorganizmów, grzybów, roślin i zwierząt. W ra-



**ZWIERZĘTA
NA DRODZE**



<https://www.zwierzetanadrodze.pl/menus/home>

mach projektu IMBIO baza ta zostanie uzupełniona między innymi o nowe lokalizacje stwierdzeń gatunków oraz informacje o ich negatywnym wpływie na rodzimą przyrodę (Rakowska 2021).

Nowo powstała baza danych **Kotewka orzech wodny *Trapa natans* L.** (https://www.iop.krakow.pl/kotewka?fbclid=IwAR0Vii-ZGmiCv725JcmuviXnGtAYHJKYt7_36u-Oq-KT_-KEwsc1CUmSfBqC), służy zebraniu i przedstawieniu aktualnego rozmieszczenia kotewki w Polsce. Na zamieszczonej na stronie internetowej mapce znajduje się obecnie ponad 200 stanowisk. Kotewka orzech wodny jest gatunkiem zagrożonym wyginięciem (EN) w Polsce, zatem poznanie aktualnego rozmieszczenia stanowi podstawowy warunek dalszej efektywnej ochrony tej rośliny.

Database of Polish Representative Geosites (<https://www.iop.krakow.pl/geosites/>) jest bazą powstałą w 2006 roku w ramach projektu IUGS Global GEOSITES, wspartego przez Polski Komitet Badań Naukowych (KBN) w ramach grantu nr 3P04G 09223. Baza ta zawiera informacje o 175 obiektach geologicznych, takich jak Rezerwat przyrody Bonarka (Kraków, woj. małopolskie) czy Kamienne Kręgi – Tumlin Gród (Miedziana Góra, woj. świętokrzyskie).

Baza danych **GEOCONSERVATION – obiekty i obszary przyrody nieożywionej w Polsce**, znajduje się obecnie w fazie przygotowań. Będzie zawierać dane na temat obiektów przyrody nieożywionej, mających istotne walory naukowe, edukacyj-

ne i krajobrazowe oraz objętych w Polsce ochroną prawną (<https://www.iop.krakow.pl/geoconservation>).

Celem interaktywnej bazy **Zwierzęta na drodze**, której współtwórcą jest IOP PAN, jest dokumentowanie i analiza śmiertelności zwierząt w wyniku kolizji na drogach krajowych w Polsce. Swoje obserwacje mogą zgłaszać wszyscy zainteresowani (naukowcy, przyrodnicy, entuzjaści przyrody, kierowcy). Autorzy serwisu mają nadzieję, że dzięki zgłoszeniom będzie można zrozumieć skalę śmiertelności zwierząt na polskich drogach oraz upowszechnić wiedzę o tym zjawisku (<http://www.zwierzetanadrodze.pl/menus/home>).

Na osobną uwagę, mimo że zasób nie jest jeszcze dostępny w sieci Internet, zasługuje **Kartoteka łągów bociana białego** (wcześniej „Archiwum bocianie”), która w ramach realizacji projektu IMBIO została udostępniona w sieci GBIF (Rakowska 2021). Kartoteka składa się z papierowych ankiet sprawdzających stan populacji bociana białego *Ciconia ciconia* w Polsce. W sieci GBIF znajdzie się 30 tysięcy rekordów pochodzących z ogólnokrajowych cenzusów z lat 1958, 1974, 1994 i 2004, a także z cenzusów z Dolnego Śląska z lat 1984 i 1989. Udostępnienie kartoteki online pozwoli na analizę trendów populacji gatunku (w skali lokalnej i całego kraju), stworzy podstawy do analiz preferencji gniazdowych, śmiertelności czy sukcesu lęgowego. Poza tym zawarte w ankietach informacje dają możliwość badań dotyczących zmian nastawienia społeczeństwa do tego gatunku na przestrzeni lat (Rakowska 2021).



POLSKA
CZERWONA
KSIĘGA
ZWIERZĄT
- BEZKRĘGOWCE

<https://www.iop.krakow.pl/pckz/>

OTWARTE ZASOBY
W REPOZYTORIUM
CYFROWYM
INSTYTUTÓW
NAUKOWYCH



<https://rcin.org.pl/iop/dlibra>

Wydania internetowe

Publikacja **Gatunki obce w faunie Polski** jest internetową wersją wydanej w 2011 roku wersji książkowej o tym samym tytule (patrz Głowaciński i in. 2011), dostępną pod adresem <http://www.iop.krakow.pl/gatunkiobce/>. Lista introdukowanych do Polski zwierząt, wymienionych w tej publikacji, obejmuje 305 gatunków i dwa podgatunki zwierząt, należących do tkanekowców Eumetazoa, mięczaków Mollusca, różnych grup stawonogów Arthropoda i kręgowców Vertebrata.

Polska Czerwona Księga Zwierząt – Bezkręgowce – wydanie dostępne w wersji książkowej (Głowaciński i Nowacki 2004) i internetowej (<http://www.iop.krakow.pl/pckz/>). Zawiera informacje o 236 zagrożonych gatunkach bezkręgowców na terenie Polski. Jednak, jak zaznaczają autorzy opracowania, jest to jedynie niewielka część narażonych na wyginięcie bezkręgowców naszej fauny.

Oprócz wypunktowanych powyżej baz danych i wydań internetowych IOP PAN udostępnia bezpłatnie część swoich wydawnictw w sieci Internet w ramach realizacji projektu „Otwarte Zasoby w Repozytorium Cyfrowym Instytutów Naukowych” (**OZwRCIN**; <https://rcin.org.pl/iop/dlibra>). Wśród udostępnionych zasobów znajdują się między innymi artykuły z czasopism „Chrońmy Przyrodę Ojczyzn”, „Acta Hydrobiologica” czy „Ochrona Przyrody”.

Udostępnianie zasobów różnych instytucji naukowych, zarówno krajowych, jak

i zagranicznych, w dobie łatwego dostępu do Internetu daje zarówno naukowcom, jak i pasjonatom przyrody, niemal nieograniczony dostęp do wiedzy. Co więcej, łatwy dostęp do informacji z każdego zakątka globu daje możliwość zaznajomienia się nie tylko z interesującym nas zagadnieniem, ale także do przeprowadzania różnorodnych analiz. Łatwy dostęp do zasobów Instytutu Ochrony Przyrody PAN oraz do zasobów innych polskich jednostek naukowych (Rakowska 2021; Tykarski 2021) z pewnością przyczyni się do lepszego poznania różnorodności biologicznej w Polsce i jej ochrony. Należy jednak pamiętać, że działania podejmowane przez środowisko naukowe bez udziału większości społeczeństwa mogą być niewystarczające dla skutecznej ochrony rodzimej przyrody. Dlatego też ogólnodostępność zasobów i popularyzacja wyników badań naukowych jest – w gwałtownie zmieniającym się świecie – istotna w ochronie bioróżnorodności.

Rita Rakowska

rakowska@iop.krakow.pl

Instytut Ochrony Przyrody

Polskiej Akademii Nauk

al. Adama Mickiewicza 33, 31-120 Kraków

LITERATURA

Głowaciński Z., Nowacki J. (red.). 2004. Polska czerwona księga zwierząt: bezkręgowce. Instytut Ochrony Przyrody PAN, Akademia Rolnicza im. A. Cieszkowskiego, Kraków-Poznań.

Głowaciński Z., Okarma H., Pawłowski J., Solarz W. (red.). 2011. Gatunki obce w faunie Polski. Instytut Ochrony Przyrody PAN w Krakowie, Kraków.

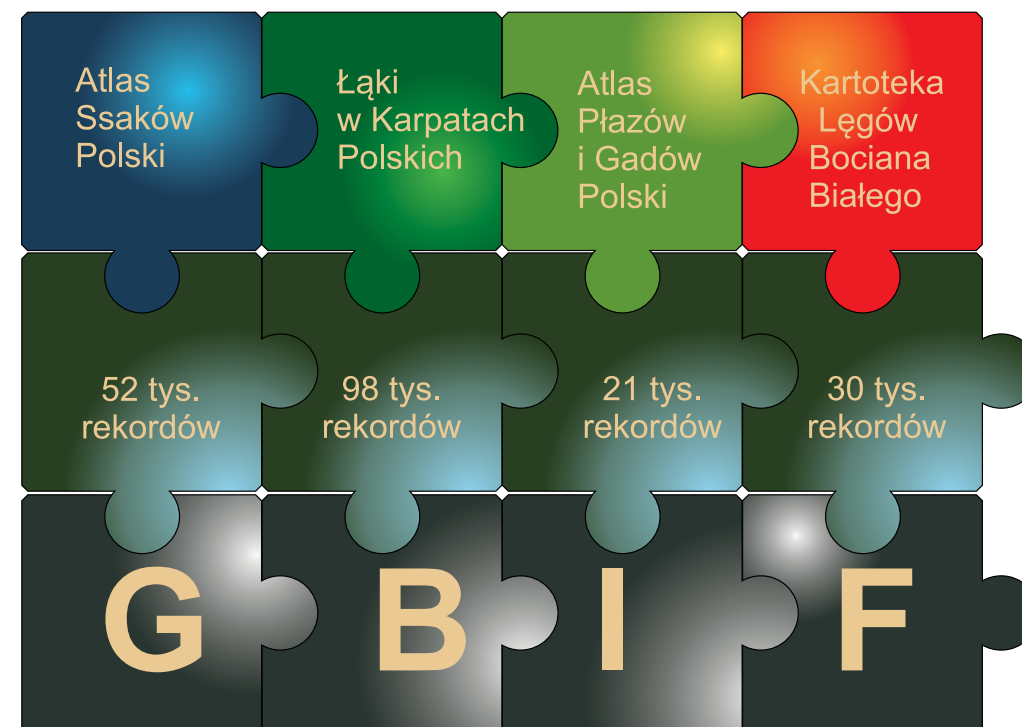
PODZIĘKOWANIA

Serdecznie dziękuję dr hab. Wojciechowi Solarzowi prof. IOP PAN za konstruktywne uwagi do tekstu.

INTERAKTYWNA
BAZA
KOTEWKA
ORZECH WODNY
TRAPA NATANS L.



https://www.iop.krakow.pl/kotewka?fbclid=IwAR0ViiZGmiCv725JcmuviXnGtAYHJKYt7_36uOq-KT_-KEwsc1CUmSfBqC



Kącki Z., Śliwiński M. 2012. The Polish Vegetation Database: structure, resources and development. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 81 (2): 75–79.

Korzeniak J. 2013. Scope and data set of the phytosociological database „Grasslands in the Polish Carpathians”. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 82 (3): 237–242.

Levitus S., Antonov J.I., Baranova O.K., Boyer T.P., Coleman C.L., Garcia H.E., Grodsky A.I., Johnson D.R., Locarnini R.A., Mishonov A.V., Reagan J.R., Sazama C.L., Seidov D., Smolyar I., Yarosh E.S., Zweng M.M. 2013. The world ocean database. Data Science Journal 12: WDS229–WDS234.

5 | Portal GBIF w ramach projektu IMBIO zostanie zasilony o ponad 200 tys. rekordów pochodzących z danych IOP PAN

Rakowska R. 2021. Udostępnianie informacji o różnorodności Eukaryota z zasobów Instytutu Ochrony Przyrody Polskiej Akademii Nauk w ramach projektu IMBIO i ich znaczenie w ochronie przyrody. Kosmos 70 (2): 197–202.

Tykarski P. 2021. Zasoby danych przyrodniczych polskich instytucji naukowych – bogactwo, historia, znaczenie – wstęp. Kosmos 70 (2): 131–137.

NASZE RYBY CHRONIONE – DŁUGOWĄSE KIEŁBIE

ANTONI
AMIROWICZ

W 1984 roku do ryb objętych w Polsce ochroną gatunkową dołączyły dwa gatunki kielbi. Były to **kielb długowąs**, *Gobio uranoscopus* i **kielb białopłetwy**, *Gobio albipinnatus*. Od razu trzeba wyjaśnić, że pierwszy z wymienionych gatunków nie występuje w Polsce, i zresztą nigdy tu nie występował. Żyje w dorzeczu górnego Dunaju w Bawarii i w niektórych jego dopływach. Obecność tego kielbia w rozporządzeniu jest skutkiem mylenia go z innym gatunkiem – **kielbiem Kesslera**, *Romanogobio kessleri*. Z tej pomyłki zdawano sobie sprawę już w latach 60. XX wieku, ale ustawodawca uwzględnił ją dopiero 30 lat później. Drugi z naszych chronionych kielbi nosi obecnie inną nazwę naukową: *Romanogobio belingi*, ale w aktualnym rozporządzeniu figuruje jako *R. albipinnatus*. Te rozbieżności są skutkiem postępującego uzupełniania stanu wiedzy o systematyce kielbi, za którym akty prawne nie zawsze nadążają. Warto też zaznaczyć, że te ryby są obecnie zaliczane do rodziny kielbiowatych (Gobionidae), a nie jak dawniej do karpiniowatych (Cyprinidae). Zatem, wiemy dziś, że w Polsce możemy spotkać, obok wciąż jeszcze pospolitego **kielbia krótkowąs**, *Gobio gobio*, dwa gatunki z rodzaju *Romanogobio*. Jedną z cech pozwalających odróżnić te rodzaje jest długość wąsów: kielbie mają jedną parę cienkich wąsów, które mogą sięgać najwyżej do połowy średnicy oka (rodzaj *Gobio*) albo do tylnej krawędzi oka lub dalej (rodzaj *Romanogobio*). Ta cecha nie jest łatwa do ustalenia w warunkach terenowych, ale można poradzić sobie inaczej.

Jeżeli chcemy się przekonać, czy mamy do czynienia z którymś z chronionych kielbi długowąs, powinniśmy przyj-

rzeć się płetwie ogonowej kielbia (ryc. 1). Kielb krótkowąs ma tam liczne ciemne plamki, które nie układają się w wyraźny wzór. U kielbi długowąs plamki są wydłużone i układają się w poprzeczne pasy – zwykle dwa oddzielne u kielbia Kesslera, i raczej zlane w jeden i to słabo widoczny u kielbia białopłetwego. Pozostałe cechy diagnostyczne wymagają bardziej fachowej wiedzy. Wskazówką może być mniej srebrzyste ubarwienie kielbia białopłetwego, ale do tego potrzebne jest opatrzenie. Można też zauważyć, że kielbie długowąse są smukłe, o wyraźnie opływowej sylwetce, która wskazuje na dobre przystosowanie do życia w płynącej wodzie. I rzeczywiście, można je spotkać wyłącznie w rzekach, ale nie we wszystkich.

Dlaczego? Bo życie w rzece wymaga od ryby sprostania specjalnym wymaganiom, a one nie wszędzie i nie zawsze są jednakowe. Żeby to zrozumieć, zacznijmy od spojrzenia na rzekę okiem przyrodnika. Wszędzie tam, gdzie na Ziemi padają deszcze – a porcja deszczówki okazuje się większa, niż może od razu wyparować albo wsiąknąć w grunt – odpływająca woda koncentruje się w korytach, którymi płynie okresowo lub stale. Taki odpływ nadmiaru wody (zwyczajnie nazywany potokiem, strumieniem lub rzeką) jest naturalnym zjawiskiem przyrodniczym. Rzeką wciąż formuje samą siebie, bo płynąca woda (1) rozmywa dno i brzegi swego koryta, (2) transportuje i sortuje zabrane materiały, i wreszcie (3) odkłada go w innym miejscu. To wystarczy, by powstawały rozmaite formy środowiska rzeczno-ego, jak kamieniste bystrzyny, głębokie pod urwistymi brzegami, płytkie ławice żwiru i pia-

1 | Kielbie żyjące w Polsce: u góry kielb krótkowąs, pośrodku kielb Kesslera, u dołu kielb białopłetwy
fot. Tomasz Mikołajczyk



sku, bagniste łąchy. Dla mieszkańców rzek istotna jest aktualna kombinacja prędkości płynącej wody, jej głębokości i struktury dna (może to być muł, piasek, żwir, kamienie) w miejscu, w którym żyją. Równie ważne są tam dla nich skala i tempo nieustannych zmian głębokości i prędkości, które następują w pulsach wezbrań i niszów – najczęściej są niewielkie i powolne, ale od czasu do czasu zdarzają się też duże i nagłe. Te lokalne właściwości każdego siedliska rzeczno-ego wstępnie selekcjonują skład zbioru organizmów, które mogą w nim żyć. Jednak ich obecność w jednym miejscu nieuchronnie prowadzi do różnych konfrontacji, wśród których szczególnie poważne skutki mają (1) konkurencja o pokarm, i (2) zagrożenie ze strony drapieżników. Tylko te gatunki, które dodatkowo zdołają znieść wzajemną presję, ostatecznie tworzą lokalne zespoły. Długowąse kielbie to potrafią, i wchodzą

w skład zespołów ryb związanych z dwiema postaciami rzek.

Postać rzeki zmienia się od jej źródła do ujścia: przede wszystkim rzeka staje się coraz większa w miarę przyjmowania kolejnych dopływów. Łatwo zauważyć tę różnicę podziwiając górski potok i nizinną rzekę, ale trzeba pamiętać o wszystkich pozostałych, wspomnianych wyżej właściwościach siedlisk, oraz o tym, że ich zmiany następują stopniowo wzdłuż biegu rzeki, bez wyraźnych granic. Każdy gatunek rzecznej ryby musi znaleźć odpowiednie dla siebie miejsce wzdłuż tego kontinuum – takie, w którym najefektywniej zdoła wykorzystać dostępne w nim zasoby, co da mu przewagę nad gorzej przystosowanymi konkurentami. Musi być tam przygotowany także na znoszenie ciągłych zmian zachowania rzeki. Ujmując to metaforycznie: rzeka po swojemu kon-



2 | San w Postołowie koło Leska ma szerokość 50–100 m, kamienisto-żwirowe dno, a głębokość rzadko przekracza 1 m. Nachylenie koryta wynosi tam 1–2‰ (czyli m na km), a średni przepływ około 25 m³/s. Jest to środowisko odpowiednie dla kielbia Kesslera
fot. Antoni Amirowicz



struuje scenę, na której jej mieszkańcy mają odtańczyć swoje tańce życia, i narzuca im rytm i melodię, do której muszą znać kroki. I oczywiście znają je, bo znali je wszyscy ich przodkowie. Dzięki temu dziedzictwu „umieją” znaleźć się we właściwym miejscu o odpowiednim czasie, i „wiedzą”, co należy tam czynić. To wystarcza, żeby przetrwać „katastrofalne” (tylko z naszego punktu widzenia!) powodzie i susze. Naturalnie, nie obywatel się bez ofiar, zwłaszcza kiedy te zjawiska są ekstremalne, ale ci, którzy potrafią sprostać wyzwaniom, przekazują potem

te bezcenne zdolności swoim potomkom i łańcuch pokoleń nie zostaje przerwany. Długowase kielbie są świetnymi specjalistami od życia w swoich rzekach.

Przyjrzyjmy się bliżej obu gatunkom. **Kielb Kesslera** osiąga zwykle 10 cm długości i ciężar około 8 g. Żyje w podgórskich rzekach o kamienistym i żwirowym dnie, gdzie trzyma się w nurcie (ryc. 2). Żywi się drobnymi bezkręgowcami dennymi. Tarło rozpoczyna w czerwcu, do września składa ikrę w kilku porcjach, jaja rozwijają się

na dnie. Występuje w dorzeczach Dunaju, Dniestru i górnej Wisły, gdzie jest rzadki. To niepokoiło na tyle, że w latach 2004–2014 gatunek był uznany za wymagający ochrony czynnej. **Kielb białopłetwy** osiąga nieco ponad 10 cm długości, żyje w nizinnych rzekach o piaszczystym dnie, grupuje się w głębokich miejscach w strefie nurtu (ryc. 3). Żywi się głównie larwami owadów żyjącymi na dnie rzeki. Tarło odbywa od maja do lipca, ikrę składa w paru porcjach w toni wody. Występuje w rzekach Europy środkowej od Dniepru do Renu. W odpo-

3 | San w Stalowej Woli, 230 km od Postołowa. Rzekę ma tu szerokość około 150 m, piaszczyste dno, a w korycie nierzadkie są parometrowe głębie. Nachylenie koryta wynosi tam 0,1–0,3‰, a średni przepływ około 140 m³/s. Takie środowisko jest odpowiednie dla kielbia białopłetwego
fot. Antoni Amirowicz

wiadających mu odcinkach rzek może być liczny. Od 2014 roku oba gatunki są objęte tylko ochroną częściową (wcześniej była to ochrona ścisła).

Biologia obu gatunków kielbi długowasych jest stosunkowo słabo poznana, bo nie mają żadnego znaczenia gospodarczego i dlatego nie budziły większego zainteresowania. Tę lukę wypełniają dopiero badania prowadzone współcześnie. Dzięki ich wynikom wiadomo, że te gatunki mogą się okazać bardziej zróżnicowane, niż to wyobrażamy sobie obecnie – dotyczy to zwłaszcza kielbia Kesslera. Będzie to oznaczało, że w rzeczywistości mamy tu do czynienia z grupą bardzo podobnych, ale odrębnych gatunków żyjących w poszczególnych dorzeczach, a to może wpłynąć na poziom ich zagrożenia. Aktualnie oba nasze kielbie długowase w skali całych zasięgów mają kategorię LC (najmniejszej troski), ale wiadomo też, że zagraża im hydrotechniczne przekształcanie rzek i pogorszenie jakości wody, co skutkuje spadkiem liczebności ich populacji. Trudno się dziwić: używając rzek do zaspokajania naszych potrzeb **demonstrowujemy** scenę rzeczno-życiową, być może w stopniu tak dużym, że doskonałe adaptacje posiadane przez długowase kielbie okażą się niewystarczające, by mogły przetrwać w swoich rzekach.

Antoni Amirowicz
amirowicz@iop.krakow.pl
Zakład Biologii Wód im. Karola Starmacha
Instytut Ochrony Przyrody PAN
al. Adama Mickiewicza 33, 31–120 Kraków



Dorosły perkoz dwuczuby z młodymi
fot. Mateusz Matysiak/EkoSerwis Group