

Julia DOBRZAŃSKA¹, Witold STRUŻYŃSKI²

¹Katedra Kształtowania Środowiska SGGW w Warszawie
Department of Environment Improvement WULS – SGGW

²Katedra Biologii Środowiska Zwierząt SGGW w Warszawie
Department of Zoology WULS – SGGW

Przyżyciowe oznaczanie larw chruścików na potrzeby zooindykacji

Identification of live caddies flies larvae for the purpose of zoological indication

Słowa kluczowe: biomonitring, makrobezkręgowce, chruściki, przyżyciowe oznaczanie
Key words: biomonitring, macroinvertebrates, caddies flies, identification of live animals

Wprowadzenie

Monitoring rzek w większości europejskich krajów opiera się na organizmach należących do makrobezkręgowców (Birk i Hering 2006). Uważa się, iż makrofauna bezkręgowca dobrze obrazuje stopień zmian jakości wody, gdyż w obrębie tej grupy występują liczne jednostki systematyczne i funkcjonalne, które w różny sposób reagują na zmiany środowiskowe. Makrobentos jest również, w porównaniu z innymi grupami organizmów, stosunkowo łatwy do analizy systematycznej (Kołodziejczyk i in. 1998). Bardzo interesującą i zróżnicowaną grupą w obrębie wskaźnikowych organizmów bentosowych są chruściki

(*Trichoptera*). Już w 1848 roku Kolenati oceniał wodę pod względem chemicznym za pomocą analizy larw chruścików (Turoboyski 1979).

Badania na makrobezkręgowcach bentosowych opierają się często na zbiorze materiału w terenie, jego konserwacji, a następnie oznaczaniu w warunkach laboratoryjnych. W przypadku wielu słodkowodnych zwierząt dokładne oznaczenie gatunku lub nawet rodzaju wymaga dużego doświadczenia i skomplikowanej metodyki (Kołodziejczyk i Koperski 2000). W swoich badaniach do pracy inżynierskiej i magisterskiej (Dobrzańska 2007, 2008 dane niepublikowane) stosowałam metodę przyżyciowego oznaczania larw chruścików do poziomu rodziny. Metoda ta omawiana była w czasie dyskusji kuluarowych w trakcie XIV Ogólnopolskich Warsztatów Bentologicznych Polskiego Towarzystwa Hydrobiologicznego Opolo – Turawa 2007. Postawiona została

w wątpliwość poprawność oznaczania larw chruścików w sposób przyżyciowy, oraz kondycja larw po przeprowadzonym oznaczeniu. Dlatego w ramach badań do pracy magisterskiej przeprowadziłam weryfikację oznaczeń oraz eksperyment służący określeniu kondycji i możliwości odbudowywania konstrukcji domkowych przez chruściki. Praca ta zawiera omówienie wyników tych badań. Przedstawione zostaną również możliwości zastosowania metody przyżyciowej w badaniach środowiskowych.

Materiały i metody

Chruściki (Trichoptera) – charakterystyka rzędu

Chruściki są owadami o przeobrażeniu zupełnym, które w stadium larwalnym żyją w wodzie, a w stadium dorosłym (imago) są aktywnie latającymi owadami lądowymi (rys. 1). Larwy chruścików są bardzo zróżnicowane zarówno morfologicznie jak i ekologicznie. Większość gatunków w stadium larwalnym tworzy konstrukcje w formie domków, nerek lub sieci łownych. Największe bogactwo chruścików występuje w potokach i strumieniach górskich, bardzo bogata jest również fauna jezior



RYSUNEK 1. Postać dorosła Trichoptera (J. Dobrzańska)

FIGURE 1. Imago Trichoptera (J. Dobrzańska)

i rzek nizinnych (Czachorowski 1998, Czachorowski i Pietrzak 2003).

Na terenie Polski udokumentowano występowanie 268 gatunków chruścików należących do 18 rodzin. Dodatkowo obecność czterech gatunków uznano za niepewną, a czternastu jako wątpliwą (Czachorowski 2002). Jest wiele cech, które stanowią o dużej przydatności tego rzędu w monitoringu środowiska. Larwy Trichoptera charakteryzują się ścisłym powiązaniem z różnymi środowiskami – jak jeziora, rzeki, torfowiska, źródła, drobne zbiorniki. Każde z tych siedlisk cechuje się większą lub mniejszą liczbą gatunków charakterystycznych. Wzrost udziału gatunków oportunistycznych może świadczyć o zaburzeniach w ekosystemie. Larwy są także częstym i liczny elementem makrobentosu, zwłaszcza w drobnych ciekach (Czachorowski i Pietrzak 2003). W monitoringu środowiska mogą być przydatne zarówno larwy jak i formy dorosłe. Larwy wskazują na cechy środowiska wodnego, z kolei imago uzależnione są od warunków istniejących w siedliskach sąsiadujących z wodami. Z tego względu formy dorosłe chruścików mogą być stosunkowo dobrą grupą wskaźnikową procesów zachodzących w dolinach rzecznych (Czachorowski i Piotrowska 2006). Wykorzystanie chruścików, jako samodzielnej grupy, w monitoringu ma jednak pewne ograniczenia, na przykład dlatego, iż nie zasiedlają one wszystkich siedlisk rzecznych i potokowych oraz profundalu jezior. Z tej przyczyny dla celów bioindykacyjnych należy uwzględnić również inne grupy makrobentosu (Czachorowski i Pietrzak 2003).

Metody zbioru larw i weryfikacja oznaczeń

Chruściki łowione były przy pomocy czerpaka hydrobiologicznego o wielkości oczek 1 mm, lub zbierane ręcznie. W celu określenia rodzin złowionych chruścików, larwy wyjmowane były z domków (nie dotyczyło to form bezdomkowych oraz łatwo rozpoznawalnych form domkowych, takich jak larwy z rodzin Goeridae i Molannidae) poprzez popchnięcie żdźbłem trawy od tylnej strony domku (Clegg 1974). Oznaczenie wykonywane było przyżyciowo przy pomocy lupy optycznej oraz kluczy do oznaczania chruścików: Edington i Hildrew 1981, Wallace i inni 1990, Czachorowski i Pietrzak 2003. Następnie larwy zakonserwowano w 75% metanolu. Odłów był niezbędny w celu przeprowadzenia weryfikacji, metoda przyżyciowa zakłada wypuszczenie larw w miejscu złowienia, od razu po oznaczeniu. Weryfikacja oznaczeń przeprowadzona została przez profesora Stanisława Czachorowskiego z Katedry Ekologii i Ochrony Środowiska Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie dnia 28.09.2007 roku. Weryfikacji zostało poddanych 31 osobników należących do 11 rodzin, zebranych na 7 stanowiskach.

Eksperyment z domkami

Eksperyment przeprowadzony został w dniach 09.07–01.08.2007 roku, in situ w rzece Krutynia na wysokości Bystrza koło Sychowa. Badania polegały na założeniu hodowli w pojemnikach umieszczonych w warunkach naturalnych. Pojemniki w przypadku rodzin Limnephili-

dae i Molannidae były plastikowe, o wymiarach 18 (długość) x 10 (wysokość) x 8 (szerokość) centymetrów, przykryte siatką o oczkach o powierzchni 1 mm². Dla rodziny Leptoceridae, których larwy w domkach miały tylko około centymetra długości, wykorzystane zostały słoiki o średnicy dna 10 cm, również zakryte siatką. Dno pojemników zostało pokryte substratem naturalnym pochodzącym z miejsca złowienia larw – piasek, kamyczki, roślinność, gałązki, detrytus. Po przygotowaniu siedliska umieszczone zostały w nim larwy uprzednio pozbawione domków (zgodnie z wcześniej opisaną metodyką). Następnie pojemniki zostały przykryte siatką i umieszczane na dnie rzeki na głębokości około 0,5 m. Dla Limnephilidae i Molannidae założono po cztery hodowle, w tym dwie o dłuższym czasie trwania (3–4 dni) i dwie jednodniowe. Liczba osobników w hodowlach różniła się ze względu na możliwości odłowu larw w miejscu badań (nie zawsze udało się złowić taką samą liczbę larw). Rozkład czasu i ilości osobników w hodowlach wyglądał następująco: Limnephilidae – 1 dzień (10 osobników), 1 dzień (5 osobników), 3 dni (10 osobników), 4 dni (10 osobników); Molannidae – 1 dzień (5 osobników), 1 dzień (5 osobników), 3 dni (6 osobników), 3 dni (5 osobników). Dla Leptoceridae przeprowadzono dwie hodowle: 1 dzień (5 osobników), 1 dzień (5 osobników). W literaturze informacje na temat czasu odbudowywania przez larwy konstrukcji domkowych są bardzo ogólne. Eksperyment pokazuje, metodą obserwacji przed i po, co w danym czasie działo się z larwami. Nie pozwala to na stwierdzenie jak długo larwa pozostaje bez domku. Określenie tego w przypadku badań in situ byłoby jednak logistycznie

trudne i kosztowne. Likwidacja hodowli polegała na wyjęciu larw, określeniu ich kondycji (żyje / nie żyje) oraz określeniu stopnia odbudowania konstrukcji domkowej. Warto zauważyć, iż larwy w tym eksperymencie nie były narażone na presję ze strony drapieżników. Po likwidacji hodowli larwy wypuszczane były w miejscu ich złowienia.

Wyniki

Weryfikacja oznaczeń

Tabela 1 przedstawia wyniki weryfikacji oznaczenia larw wykonanych

TABELA 1. Wyniki weryfikacji przyżyciowego oznaczania larw chruścików
TABLE 1. The results of the verification of live caddies flies larvae identification

Rzeka River	Miejscowość Spot	Termin Date	Rodzina Family	Gatunek Species
Słomianka	Antoniów	czerwiec (June) 2007	Polycentropodidae Limnephilidae	<i>Plectrocnemia conspersa</i> , <i>Halesus digitatus</i> , <i>Chaetopteryx</i> sp. (<i>villosa</i> ?), <i>Limnephilus rhombicus</i> , <i>Limnephilus flavicornis</i> , <i>Anabolia</i> sp.
Krutynia	Spychowo	lipiec (July) 2007	Hydropsychidae Mo- lannidae Polycentropodidae Leptoceridae	<i>Hydropsyche angustipennis</i> , <i>Molanna angustata</i> , <i>Neureclipsis bimaculata</i> , <i>Ceraclea dissimilis</i> , <i>Athripsodes cinerus</i>
Krutynia	Krutyński Piecek	sierpień (August) 2007	Brachycentridae	<i>Brachycentrus subnubilus</i>
Krypianka	Garbatka Letnisko	sierpień (August) 2007	Phryganeidae	<i>Phryganea</i> sp. (<i>grandis</i> ?)
Drwęca	Drwęck	sierpień (August) 2007	Goeridae Sericostomatidae Rhyacophilidae	Brak oznaczenia <i>Sericostoma personatum</i> <i>Rhyacophila fasciata</i>
Marózka	Waplewo	sierpień (August) 2007	Leptoceridae (-) ^a	<i>Athripsodes albifrons</i>
Gzówka	Jedlnia Letnisko	wrzesień (September) 2007	Goeridae	<i>Goera pilosa</i>

^a(-) Negatywne oznaczenie rodziny. / Wrong identification of the family.

metodą przyżyciową. Oznaczenie do rodziny nie powiodło się tylko w jednym przypadku, w którym to małych rozmiarów larwa z rodziny Leptoceridae z rzeki Marózki została błędnie przypisana do rodziny Sericostomatidae.

Eksperyment z domkami

Hodowle w środowisku naturalnym pokazały, iż chruściki mogą odbudowywać konstrukcje domkowe, a ich jakość zależy od rodziny. Tabela 2 przedstawia przeżywalność chruścików po wyjęciu

TABELA 2. Wyniki eksperymentu z domkami. Przeżywalność chruścików [%] oraz odbudowywanie domku [%]

TABLE 2. The results of the case experiment. Survival of caddies flies [%] and case rebuilding [%]

Hodowla Culture	Przed Before	Po After	Przeżywalność Survival [%]	Odbudowywanie Rebuilding [%]
Leptoceridae				
1 dzień (day)	5 l+d	5 l+d	100	100
1 dzień (day)	5 l+d	5 l+d	100	100
W sumie (in total):			10 z (out of) 10 =100	10 z (out of) 10 =100
Limnephilidae				
1 dzień (day)	10 l+d	9 l+d; 1l, 1d	100	100
1 dzień (day)	5 l+d	3 l+d, 2l	100	60
3 dni (days)	10 l+d	7 l+d	70	70
4 dni (days)	10 l+d	7 l+d, 1d+1 (-)	70	80
W sumie (in total):			29 z (out of) 35 = 82,9	28 z (out of) 35 = 80
Molannidae				
1 dzień (day)	5 l+d	4 l+d, 1d	80	100
1 dzień (day)	5 l+d	5 l+d, 1d	100	120
3 dni (days)	6 l+d	3 l+d, 1d	50	66,7
3 dni (days)	5 l+d	4 l+d	80	80
W sumie (in total):			16 z (out of) 21 = 76,2	19 z (out of) 21 = 90,5

Oznaczenia: l – larwa, d – domek; (-) martwa larwa, domek odtworzony.

Explanation: l – larvae, d – case; (-) dead larva, the case rebuilt.

z domków, oraz zdolność odbudowywania konstrukcji domkowych.

Larwy z rodziny Molannidae (tworzące konstrukcje piaskowe), oraz z rodziny Leptoceridae (domki głównie z detrytusu), odbudowywały konstrukcje domkowe podobne do pierwotnych, to znaczy o kształcie takim samym bądź zbliżonym, wykorzystując te same materiały. W przypadku rodziny Molannidae były one nieco mniej stabilne od pierwotnych (wizualnie i dotykowo stwierdzono, iż cechują się one większą delikatnością). U Leptoceridae domki wtórne były tak samo stabilne jak pierwotne. W przypadku larw z rodzaju *Anabolia*

(rodzina Limnephilidae) domki wtórne znacznie różniły się od pierwotnych. Były one mniejsze, nie miały charakterystycznego dla tego rodzaju kształtu (rurka z doczepionymi patyczkami), a materiał tworzący część centralną występował w innych proporcjach.

Podsumowanie i dyskusja wyników

Weryfikacja oznaczeń potwierdziła, iż możliwe jest przyżyciowe oznaczenie larw chruścików do poziomu rodziny. Hodowle prowadzone w środowisku

naturalnym pokazały, iż chruściki mogą odbudowywać konstrukcje domkowe, lecz ich jakość jest różna. Najmniej podobne do pierwotnych domki zostały wytworzone przez chruściki z rodzaju *Anabolia* z rodziny Limnephilidae. Porównując budowę centralnej części domków pierwotnych i wtórnych tych larw zauważono, iż większość domków pierwotnych (74,3%) przynajmniej w połowie zbudowana była z piasku, zaś domki wtórne w większość (77,8%) zbudowane były z detrytusu. W przypadku domków pierwotnych piasek umieszczony był najczęściej w przedniej części domków. Wyniki te mogą sugerować zmianę w behawiorze związanym z tworzeniem konstrukcji domkowych w trakcie rozwoju larwy Limnephilidae. Wszystkie domkowe chruściki dobudowują domek od przodu, z tyłu odgryzając, gdy jest za długi. W taki sposób domek „rośnie” wraz z larwą. Widoczna u wielu gatunków zmiana budulca może się wiązać ze zmianą mikrosiedliska lub sposobem odżywiania starszych larw (informacja ustna prof. Stanisław Czachorowski). Słaba konstrukcja domków wtórnych chruścików z rodzaju *Anabolia* może więc być spowodowana tym, iż znajdują się one we wczesnym stadium konstrukcyjnym, w którym larwa tworzy domek z detrytusu. Może to sugerować, iż zmiana behawioru w tworzeniu konstrukcji nie jest permanentna, a larwy mogą powtórzyć cykl budowania domku.

Domek dla larw chruścików może pełnić różne funkcje: ochrony przed drapieżnikami i kamuflażu (Otto i Svenson 1980), wspomagania oddychania (Williams i inni 1987), balastu chroniącego przed porwaniem przez prąd (Otto i Johansson 1995) oraz ochrony przed

wysychaniem w trakcie czasowej suszy (Zamora-Muñoz i Svensson 1996). Dlatego też usunięcie chruścika z domku wiąże się ze stresem dla larwy, natomiast wypuszczenie pozbawionej domku larwy może narazić ją na drapieżnictwo. Toteż należy unikać wyjmowania larw z domków. W przypadku form bezdomkowych cechy larwy widoczne są od razu po wyłowieniu, u wielu larw domkowych też jest możliwe oznaczenie do rodziny po cechach konstrukcji domkowej (charakterystyczne domki Goeridae, Moalnnidae) lub wystających z domku częściach ciała larwy – dwuczęściowe udo trzeciej pary odnóży larw z rodziny Leptoceridae. Przy dużym doświadczeniu obserwatora, myślę, iż w wielu przypadkach jest możliwe przyżyciowe oznaczanie do rodzaju. Uważa się, iż mając sam domek, bez larwy, możliwe jest ich rozpoznanie do rodziny lub rodzaju (Czachorowski 2006a). Warto pamiętać, by zapewnić dobre warunki larwom oczekującym na oznaczenie i unikać trzymania larw bezdomkowych i domkowych w jednym pojemniku, ze względu na możliwość drapieżnictwa ze strony niektórych gatunków chruścików domkowych.

Czy przyżyciowe oznaczanie chruścików ma jednak sens? Na pewno nie w badaniach faunistycznych, gdzie zależy nam na wykrywaniu gatunków. Istnieje tu nawet pewien konflikt z prawodawstwem. Obecnie należy uzyskiwać zezwolenia na prowadzenie badań entomologicznych na terenie parków narodowych, krajobrazowych i rezerwatów oraz dodatkowe pozwolenia na odłów gatunków prawnie chronionych. Mimo iż prawo to nie zapobiega przypadkowemu niszczeniu siedlisk ani zabi-

janiu gatunków chronionych, uniemożliwia ono jednak publikowanie informacji o tych gatunkach, jako że złowienie gatunku chronionego (gdy metodyka badań powoduje nieumyślne zabicie owada) może być ukrywane, ze względu na brak wcześniejszego zezwolenia (Czachorowski 2006b). Można osiągnąć tu pewien kompromis, polegający na wstępnym przeglądaniu materiału badawczego w terenie. W Polsce mamy jeden chroniony gatunek chruścika, którego charakterystyczne larwy zasiedlają specyficzne siedlisko. Dodatkowo na terenie kraju występują trzy gatunki umieszczone w Czerwonej księdze bezkręgowców (<http://www.iop.krakow.pl/pckz/>). Wstępna selekcja materiału wymaga dodatkowej pracy terenowej, ale pozwoliłaby na oddzielenie gatunków rzadkich i chronionych. Metoda ta mogłaby być również przydatna przy prowadzeniu wielkoobszarowej inwentaryzacji z wykorzystaniem wolontariuszy amatorów, z przyczyn metodycznych ograniczonej do oznaczania do poziomu rodziny. Również w przypadku monitoringu określonego stanowiska można też zastanowić się nad stworzeniem zbioru porównawczego larw występujących w danym miejscu, który można by wykorzystywać w następnych latach. Ograniczyło by to pozyskiwanie gatunków, które były już łowione.

Na podstawie obecnie dostępnych kluczy przyżyciowe oznaczanie możliwe jest do poziomu rodziny. Warto pomyśleć nad opracowaniem klucza do przyżyciowego oznaczania taksonów niższego rzędu. Oznaczanie do rodziny ma jednak pewne zastosowania. Na rodzinach właśnie opiera się obowiązujący w Polsce system biologicznej oceny jakości wody

z wykorzystaniem makrobezkręgowców bentosowych BMWP-PL (Kownacki i Soszka 2004). Istnieją jednak pewne wątpliwości co do poprawności oceny czystości wody na podstawie rodzin bentosu. Uważa się, że indeksy oparte na poziomie rodziny mogą przeszacowywać lub niedoszacowywać wartości jakości wody (Czerniawska-Kusza 2005). Nie mniej metoda ta jest powszechnie stosowana, także przez Inspektoraty Ochrony Środowiska. Oznaczenie do rodziny może mieć także zastosowanie w waloryzacji siedlisk. Uważa się, iż indeksem mającym przewagę nad wskaźnikami bogactwa gatunkowego, czy różnorodności gatunkowej, jest wskaźnik odrębności taksonomicznej oparty na średnim dystansie taksonomicznym pomiędzy gatunkami (Clarke i Warwick 1998). Miary biorące pod uwagę liczbę gatunków lub nawet ich różnorodność nie znajdują różnicy między stanowiskami, gdzie występują cztery gatunki należące do różnych rodzin, rodzajów czy tego samego rodzaju. Trzeba oddalić się w drzewie taksonomicznym, by zobaczyć różnice między takimi stanowiskami.

Wnioski

1. Weryfikacja oznaczeń potwierdziła, iż możliwe jest przyżyciowe oznaczanie chruścików do poziomu rodziny.
2. Hodowle prowadzone w środowisku naturalnym pokazały, iż chruściki mogą odbudowywać konstrukcje domkowe, lecz ich jakość jest różna. Wyniki wskazują, iż zmiana zachodząca w behawiorze tworzenia kon-

strukcji, obserwowana u niektórych larw, nie musi być permanentna.

3. Wstępna selekcja materiału w terenie pozwoliłaby uniknąć przypadkowego pozyskiwania osobników gatunków rzadkich i chronionych. Drugim sposobem ograniczenia pozyskiwania larw może być utworzenie zbioru porównawczego.
4. Przyżyciowe oznaczanie chruścików może być przydatne przy prowadzeniu wielkoobszarowej inwentaryzacji z wykorzystaniem wolontariuszy amatorów.

Podziękowania

Dziękujemy serdecznie Panu Profesorowi Stanisławowi Czachorowskiemu za konsultacje i pomoc w weryfikacji oznaczeń larw.

Literatura

- BIRK S., HERING D.: Direct comparison of assessment methods using benthic macroinvertebrates: a contribution to the EU Water Framework Directive intercalibration exercise. *Hydrobiologia* 556: 401–415.
- CLARKE K.R., WARWICK R.M. 1998: A taxonomic distinctness index and its statistical properties. *J. Appl. Ecol.* 35: 523–531.
- CLEGG J. 1974: Freshwater life. Frederick Warne & CO LTD, London.
- CZACHOROWSKI S. 1998. Chruściki (*Trichoptera*) jezior polski – charakterystyka rozmieszczenia larw. WSP, Olsztyn (www.uwm.edu.pl/czachor/publik; 18.06.2008)
- CZACHOROWSKI S. 2002. Trichoptera – chruściki Polski. *Trichopteron* 3: 2–8.
- CZACHOROWSKI S., PIETRZAK L. 2003. Klucz do oznaczania rodzin chruścików (*Trichoptera*) występujących w Polsce. Larwy. Mantys, Olsztyn.
- CZACHOROWSKI S., PIOTROWSKA K. 2006: Chruściki (*Trichoptera*) doliny Narwi między Wisłą a Łomżą – ekologiczna charakterystyka rozmieszczenia. *Drozdowskie Zeszyty Przyrodnicze* 3: 13–35.
- CZACHOROWSKI S. 2006a: Co z domków wyczytać można? *Trichopteron* 19: 4.
- CZACHOROWSKI S. 2006b: Konflikt między ochroną a badaniami – przykład *Trichoptera*. *Trichopteron* 20: 12–13.
- CZERNIAWSKA-KUSZA I. 2005: Comparing modified biological monitoring working party score system and several biological indices based on macroinvertebrates for water-quality assessment. *Limnologia* 35: 169–176.
- DOBRAŃSKA J. 2007: Chruściki wskaźnikiem stanu środowiska wodnego. Praca inżynierska na kierunku Ochrona Środowiska SGGW, Warszawa.
- Dobrzańska J. 2008. Pośrednia ochrona gatunków na przykładzie współwystępowania pluszcza (*Cinclus cinclus*), pstrąga potokowego (*Salmo trutta m. fario*), raka szlachetnego (*Astacus astacus*) i chruścików (*Trichoptera*). Praca magisterska na kierunku Ochrona Środowiska SGGW, Warszawa.
- EDINGTON J.M., HILDREW A.G. 1981. A key to the caseless caddis larvae of the British Isles with notes on their ecology. Freshwater Biological Association Scientific Publication 43.
- KOŁODZIEJCZYK A., KOPERSKI P., KAMIŃSKI M. 1998: Klucz do oznaczania słodkowodnej makrofauny bezkręgowej dla potrzeb bioindykacji stanu środowiska. PIOŚ (www.wigry.win.pl; 04.06.2008).
- KOŁODZIEJCZYK A., KOPERSKI P. 2000: Bezkręgowce słodkowodne Polski. Klucz do oznaczania oraz podstawy biologii i ekologii makrofauny. Wydawnictwo Uniwersytetu Warszawskiego, Warszawa.
- KOWNACKI A., SOSZKA A. 2004: Wytyczne do oceny stanu rzek na podstawie makrobezkręgowców oraz do pobierania prób makrobezkręgowców w jeziorach. IOŚ, Warszawa.
- TUROBOYSKI L. 1979: Hydrobiologia techniczna. PWN, Warszawa.
- OTTO C., JOHANSSON A. 1995: Why do some caddis larvae in running waters construct heavy, bulky cases? *Anim. Behav.* 49: 473–478
- OTTO C., SVENSSON B.S. 1980. The significance of case material selection for the survival of caddis larvae. *J. Anim. Ecol.* 49: 855–865.

- WALLACE I.D., WALLACE B., PHILIPSON G.N. 1990: A key to the case-bearing larvae of Britain and Ireland. Freshwater Biological Association Scientific Publication 51.
- WILLIAMS D.D., TAVARES A.F., BRYANT E. 1987: Respiratory device or camouflage? A case for the caddisfly. *OIKOS* 50: 42–52.
- ZAMORA-MUÑOZ C., SVENSSON B.W. 1996: Survival of caddisfly larvae in relation to their case material in a group of temporary and permanent pools. *Freshw. Biol.* 36: 23–31. <http://www.iop.krakow.pl/pckz/> (20.11.2008).

Summary

Identification of live caddis flies larvae for the purpose of zoological indication. The pre-studies were conducted in order to elaborate methodology for identification of live caddis flies larvae. Moreover,

the possibilities of using these methods are shown. The study showed that it is possible to identify live caddis flies larvae to family level. Cultures conducted in natural habitat revealed that caddis flies can rebuild cases but their quality varies.

Authors' address:

Julia Dobrzańska
Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego
Katedra Kształtowania Środowiska
ul. Nowoursynowska 159, 02-776 Warszawa
Polska
e-mail: julia_dobrzanska@tlen.pl

Witold Strużyński
Szkoła Główna Gospodarstwa Wiejskiego
Zakład Zoologii
ul. Ciszewskiego 8, 02-786 Warszawa
Polska
e-mail: wstruzynski@tlen.pl