

JACEK PIĘTKA, JERZY BOROWSKI

## Chrząszcze odłowione na substrat trocinowy z grzybnią wrośniaka garbatego *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. w Świętokrzyskim Parku Narodowym

Beetles caught into sawdust substrate traps with *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. mycelium in the Świętokrzyski National Park

### ABSTRACT

Piętka J., Borowski J. 2011. Chrząszcze odłowione na substrat trocinowy z grzybnią wrośniaka garbatego *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. w Świętokrzyskim Parku Narodowym. Sylwan 155 (9): 633-641.

Paper presents study on the beetles caught in traps filled with sawdust substrate overgrown by the mycelium of *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. Research was conducted in the Świętokrzyski National Park in the beech stand growing in the upland forest and mountain forest habitats. A total of 71 beetle species from 27 families were caught in the traps. Obtained material consisted mainly of the beetles associated with dying or dead wood, and the dominant species were *Ptilinus pectinicornis* and *Cryptophagus dentatus*.

### KEY WORDS

sawdust substrate, Świętokrzyski National Park, *Trametes gibbosa*, mycetobiontic beetles

### ADDRESSES

Jacek Piętka – e-mail: jacek\_pietka@sggw.pl

Jerzy Borowski – e-mail: jerzy\_borowski@sggw.pl

Katedra Ochrony Lasu i Ekologii; SGGW; ul. Nowoursynowska 159; 02-776 Warszawa

### Wstęp

Od 1997 roku w Zakładzie Mikologii i Fitopatologii Leśnej Wydziału Leśnego SGGW prowadzone są badania nad możliwością czynnej ochrony grzybów przez sztuczną infekcję drzew [Piętka, Grzywacz 2005]. Założone w 2007 roku doświadczenia są kontynuacją badań, których istotnym elementem jest określenie stopnia zagrożenia grzybni na zasiedlanie i niszczenie jej przez owady – podstawowy czynnik powodujący destrukcję grzybni i owocników grzybów, zwłaszcza w fazie ich wzrostu.

W niniejszej pracy autorzy pragną przedstawić wyniki badań, które dotyczą pospolitego gatunku nadrzewnego – wrośniaka garbatego *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. Gatunek ten należy do rodziny żagwiowatych *Polyporaceae*, rzędu żagwiowców *Polyporales* [Kirk i in. 2008]. Jest grzybem saprotroficznym, powodującym białą zgniliznę drewna. Rozwija się na większości gatunków liściastych występujących w Polsce oraz, choć rzadko, na drewnie iglastym. Okazjonalnie może występować jako słaby pasożyt. Najczęściej stwierdzany był na buku [Orłowski 1951; Domański i in. 1967; Kotłaba 1984; Breitenbach, Kränzlin 1986; Ryvarden, Gilbertson 1994; Butin 1995; Wojewoda 2003]. Wrośniak garbaty należy do gatunków pospolicie spotykanych w Europie i Azji, natomiast nie występuje w Ameryce Północnej [Ryvarden, Gilbertson 1994]. Według Kotłaby [1984] jego rozmieszczenie pokrywa się z arealem występowania buka.

Najliczniejszą grupą zwierząt żyjących w grzybach są owady, a wśród nich chrząszcze [Gilbertson 1984]. To właśnie ta grupa organizmów ma według tego autora największe znaczenie, jeśli chodzi o rozkład grzybów nadrzewnych. Pośród owocników tego typu grzybów, wrośniak garbaty stanowi bardzo atrakcyjny pokarm dla chrząszczy [Benick 1952; Marchand 1975; Butin 1995]. Jednak ze względu na trimityczną budowę strzępek, owocniki *T. gibbosa* mogą być zasiedlane tylko przez niektóre gatunki chrząszczy, np. pewne grupy gatunków z rodziny *Ciidae* [Borowski 2006].

Przeprowadzone badania miały na celu zbadanie, czy substrat trocinowy przerośnięty grzybnią wrośniaka garbatego działa wabiąco na chrząszcze, a jeśli tak jest, to jakie grupy ekologiczne chrząszczy przylatują do substratu, jaki jest udział ilościowy i jakościowy chrząszczy mycetobiontycznych oraz czy istnieje możliwość ich rozwoju na tak przygotowanym substracie.

## Materiał i metody

Świętokrzyski Park Narodowy powstał w 1950 roku, a w 1996 roku został powiększony. Obecnie jego powierzchnia wynosi 7626,45 ha, z czego powierzchnia zalesiona stanowi blisko 95% [Harabin 2000]. Na terenie Świętokrzyskiego Parku Narodowego utworzono 9 obwodów ochronnych [Miernik 2000]. Ze względu na stosunkowo łatwy dojazd, a później dojście do powierzchni, do badań wybrano obwód ochronny „Święta Katarzyna”. Obwód ten znajduje się na południowy-wschód od miejscowości Święta Katarzyna.

Pułapki samolowne rozwieszono w oddziałach 145a, 145b, 146d oraz C-2a i C-2b, wchodzących w skład strefy ochrony ścisłej. Występujący tu typ siedliskowy określono jako las wyżynny oraz las górski, który porośnięty jest żyzną buczyną karpacką *Dentario glandulosae-Fagetum* [Opis... 1997]. W większości płaty tego zespołu tworzą duży i zwarty kompleks lasów bukowych na północnych stokach Pasma Łysogór, między Świętą Katarzyną a Widną Skalą [Danielewicz 2000].

Do odłowu chrząszczy wykorzystano trocinowy substrat wabiący, silnie przerośnięty grzybnią *T. gibbosa*. Substrat taki został odpowiednio wcześniej przygotowany w laboratorium Zakładu Mikologii i Fitopatologii Leśnej SGGW. W 2009 roku zawieszono 10 urządzeń samolownych z grzybnią *T. gibbosa*, które funkcjonowały od kwietnia do końca października. W doświadczeniu zastosowano zmodyfikowaną pułapkę ekranową [Økland 1996] (ryc.). Do skonstruowania pułapki wykorzystano dwie skrzyżowane ze sobą płytki z pleksiglasu o wymiarach 15×20 cm, plastikowy lejek o średnicy 20 cm, plastikową butelkę, miedziany drut i sznurek. Haczykami z drutu połączono lejek z pleksiglasowymi płytkami, a sznurkiem mocowano całą pułapkę do drzewa. Pod lejkiem umieszczono butelkę z płynem konserwującym. Przygotowanie substratu wabiącego polegało na zmieszaniu trocin bukowych ze śrutą pszeniczną i zaszczepieniu go grzybnią wrośniaka garbatego. Do jednego worka z folii polipropylenowej wsypywano 360 g podłoża (300 g trocin bukowych oraz 60 g śruty pszenicznej). Składniki dokładnie mieszano i nawilżano dolewając 360 ml wody destylowanej (do wilgotności początkowej podłoża około 100%). Worki z podłożem umieszczano w autoklawie i poddawano dwuetapowej sterylizacji w temperaturze 121°C (pierwsza sterylizacja przez 30 minut, druga, po 24 godzinach, przez 10 minut). Następnie substrat przenoszono do komory laminarnej i pozostawiano na kilka godzin do wystudzenia. Podłoże szczepiono grzybnią z hodowli na pożywce agarowo-brzeczkowej w płytkach Petriego, worki zatykano korkiem z waty i szczelnie owijano szyjkę torebki taśmą bezbarwną. Wata stanowiła filtr powietrzny zapewniający wymianę gazową, a jednocześnie chroniła substrat przed mikroorganizmami z zewnątrz. Inkubację prowadzono przez około 8 tygodni w temperaturze 22°C w cieplarni Q-Cell 700, aż do momentu przerośnięcia substratu przez grzybnie. Po odcięciu frag-

mentów folii (od dołu i od góry) substrat mocowano nad pułapką przegrodową zawieszoną na drzewie (ryc.). Pułapki zawieszano na wysokości około 2 m, na zdrowych, nieuszkodzonych drzewach, tak by mieć pewność, że odłowione owady są wynikiem efektu wabiącego użytego substratu lub przypadku. Raz w miesiącu wybierano odłowiony materiał, który był transportowany do laboratorium, a następnie czyszczony, segregowany i oznaczany.

## Wyniki

Od kwietnia do października 2009 roku do pułapek samolownych, gdzie substancją wabiącą były trociny silnie przerośnięte przez grzybnię wrośniaka garbatego, odłowiono łącznie 250 chrząszczy. Odłowione okazy należą do 71 gatunków reprezentujących 27 rodzin chrząszczy (tab. 1). Niemal wszystkie odłowione gatunki należą do owadów, które w różnoraki sposób powiązane są z obumierającym lub martwym drewnem, grzybnią, owocnikami grzybów lub śluzowcami. Zaledwie dwa gatunki, *Othius punctulatus* i *Batrissodes delaporti*, nie występują na drzewach lub występują na nich zupełnie przypadkowo. Zatem można uznać, że tak skonstruowana pułapka jest pułapką wysoce selektywną, nastawioną na odławianie owadów z wyżej wymienionych grup ekologicznych.

W odłowionym materiale dominował kołatek *Ptilinus pectinicornis* (32,8%), rozwijający się w twardym drewnie drzew liściastych, a wyjątkowo również iglastych. Subdominantem (17,2%) był natomiast *Cryptophagus dentatus*, czyli pospolicie spotykany gatunek, rozwijający się na pleśniach porastających drewno, grzybnię i owocniki grzybów. Pozostałe gatunki występowały mniej licznie.

Największy udział w odłowionych gatunkach chrząszczy miały saproksylokole (45,6%), czyli organizmy ekologicznie związane z częściowo obumarłym lub martwym drewnem (tab. 2). Pośród tych gatunków znalazł się wymieniony wyżej dominant. Pozostałe 23 gatunki należące do tej grupy ekologicznej występowały zwykle pojedynczo. Nieco mniejszy udział (32,4%) miały chrząszcze ekologicznie związane z grzybnią i owocnikami grzybów (mycetokole). Znalazły się tutaj gatunki żyjące na pleśniach (np. subdominant *Cryptophagus dentatus*), gatunki rozwijające się na strzępkach grzybni (np. *Aulonothroscus brevicollis*), a także kilka gatunków żyjących w owocnikach grzybów nadrzewnych. Pośród tej ostatniej grupy znalazły się dwa gatunki chrząszczy z rodziny *Ciidae* (*Cis boleti* i *Cis micans*), które są typowymi przedstawicielami mycetobiontów żyjących w owocnikach grzybów z rodzaju *Trametes*, w tym i *T. gibbosa*. Dalej plasowały się chrząszcze związane ze środowiskiem podkorowym (kortikole – 14,4%), a najmniej licznie występowały chrząszcze występujące na śluzowcach (myksomycetokole – 6,8%). Ta ostatnia



Ryc.

Zmodyfikowana pułapka przegrodowa z substratem wabiącym (fot. Jacek Piętka)

Modified double compartment trap with the luring substance (photo Jacek Piętka)

Tabela 1.

Chrząższe (*Coleoptera*) odłowione do pułapek przynętowych z grzybnią wrośniaka garbatego w Świętokrzyskim Parku Narodowym w 2009 roku

Beetles (*Coleoptera*) caught in bait traps containing *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. mycelium in the Świętokrzyski National Park in 2009

Rodzina	Gatunek	Liczebność	Klasy biotopowe	Grupy troficzne
<i>Aderidae</i>	<i>Euglenes oculus</i> (Paykull, 1798)	1	S	sx
<i>Cantharidae</i>	<i>Malthinus flaveolus</i> (Herbst, 1786)	3	S	z
<i>Cerambycidae</i>	<i>Alosterna tabacicolor</i> (DeGeer, 1775)	1	S	sx
<i>Cerambycidae</i>	<i>Ruptela maculata</i> (Poda, 1761)	1	S	sx
<i>Cerambycidae</i>	<i>Corymbia rubra</i> (Linnaeus, 1758)	1	S	sx
<i>Cerylonidae</i>	<i>Cerylon ferrugineum</i> Stephens, 1830	5	C	z
<i>Cerylonidae</i>	<i>Cerylon histeroideus</i> (Fabricius, 1792)	2	C	z
<i>Ciidae</i>	<i>Cis boleti</i> (Scopoli, 1763)	5	M	m
<i>Ciidae</i>	<i>Cis glabratus</i> (Mellié, 1848)	1	M	m
<i>Ciidae</i>	<i>Cis micans</i> (Fabricius, 1792)	2	M	m
<i>Ciidae</i>	<i>Cis quadridens</i> Mellié, 1848	2	M	m
<i>Cleridae</i>	<i>Tilius elongatus</i> (Linnaeus, 1758)	1	S	z
<i>Cryptophagidae</i>	<i>Cryptophagus dentatus</i> (Herbst, 1793)	43	M	m
<i>Cryptophagidae</i>	<i>Cryptophagus pubescens</i> (Sturm, 1845)	1	M	m
<i>Cryptophagidae</i>	<i>Pteryngium crenatum</i> (Fabricius, 1798)	1	M	m
<i>Curculionidae</i>	<i>Cryphalus abietis</i> (Ratzeburg, 1837)	1	C	f
<i>Curculionidae</i>	<i>Hylurgops palliatus</i> (Gyllenhal, 1813)	3	C	f
<i>Curculionidae</i>	<i>Pityokteines spinidens</i> (Reitter, 1895)	1	C	f
<i>Curculionidae</i>	<i>Rhyncolus sculpturatus</i> (Waltl, 1839)	1	S	sx
<i>Curculionidae</i>	<i>Xyleborinus saxeseni</i> (Ratzeburg, 1837)	1	S	m
<i>Dasytidae</i>	<i>Dasytes plumbeus</i> (O. F. Müller, 1776)	1	S	z
<i>Elateridae</i>	<i>Ampedus erythrogonus</i> (P.W.J. Müller, 1821)	3	S	z
<i>Elateridae</i>	<i>Ampedus pomorum</i> (Herbst, 1784)	1	S	z
<i>Elateridae</i>	<i>Ampedus nigrinus</i> (Herbst, 1784)	1	S	z
<i>Elateridae</i>	<i>Ampedus elegantulus</i> (Schönherr, 1817)	1	S	z
<i>Elateridae</i>	<i>Melanotus villosus</i> (Geoffroy, 1785)	1	S	z
<i>Endomychidae</i>	<i>Mycetina cruciata</i> (Schaller, 1783)	1	M	m
<i>Erotylidae</i>	<i>Triplax lepida</i> (Faldermann, 1837)	1	M	m
<i>Erotylidae</i>	<i>Triplax aenea</i> (Schaller, 1783)	2	M	m
<i>Histeridae</i>	<i>Plegaderus vulneratus</i> (Panzer, 1797)	1	C	z
<i>Histeridae</i>	<i>Plegaderus dissectus</i> (Erichson, 1839)	1	C	z
<i>Histeridae</i>	<i>Abraeus granulum</i> (Erichson, 1839)	1	S	z
<i>Latridiidae</i>	<i>Cartodere nodifer</i> (Westwood, 1839)	2	M	m
<i>Latridiidae</i>	<i>Corticaria alleni</i> (C. Johnson 1974)	1	M	m
<i>Latridiidae</i>	<i>Corticaria longicollis</i> (Zetterstedt, 1838)	1	M	m
<i>Latridiidae</i>	<i>Enicmus fungicola</i> (C. G. Thomson, 1868)	6	MY	my
<i>Latridiidae</i>	<i>Enicmus histrio</i> (Joy & Tomlin, 1910)	1	MY	my
<i>Latridiidae</i>	<i>Enicmus rugosus</i> (Herbst, 1793)	2	MY	my
<i>Latridiidae</i>	<i>Enicmus testaceus</i> (Stephens, 1830)	1	MY	my
<i>Latridiidae</i>	<i>Latridius hirtus</i> (Gyllenhal, 1827)	1	MY	my
<i>Leiodidae</i>	<i>Agathidium confusum</i> (Brisout de Barneville, 1863)	1	MY	my
<i>Leiodidae</i>	<i>Agathidium seminulum</i> (Linnaeus, 1758)	1	MY	my
<i>Leiodidae</i>	<i>Agathidium varians</i> Beck, 1817	2	MY	my
<i>Leiodidae</i>	<i>Anisotoma humeralis</i> (Fabricius, 1792)	2	MY	my

Tabela 1. c.d.

Rodzina	Gatunek	Liczebność	Klasy biotopowe	Grupy troficzne
<i>Lucanidae</i>	<i>Sinodendron cylindricum</i> (Linnaeus, 1758)	1	S	sx
<i>Malachidae</i>	<i>Hypebaeus flavipes</i> (Fabricius, 1787)	1	S	z
<i>Melandryidae</i>	<i>Orchesia undulata</i> (Kraatz, 1853)	2	S	sx
<i>Melandryidae</i>	<i>Serropalpus barbatus</i> (Schaller, 1783)	3	S	sx
<i>Monotomidae</i>	<i>Rhizophagus bipustulatus</i> (Fabricius, 1792)	3	C	z
<i>Monotomidae</i>	<i>Rhizophagus fenestralis</i> (Linnaeus, 1758)	1	C	z
<i>Monotomidae</i>	<i>Rhizophagus dispar</i> (Paykull, 1800)	2	C	z
<i>Mordelidae</i>	<i>Tomoxia bucephala</i> (Costa, 1854)	1	S	sx
<i>Nitidulidae</i>	<i>Epuraea biguttata</i> (Thunberg, 1784)	1	C	z
<i>Ptinidae</i>	<i>Dorcatoma lomnickii</i> (Reitter, 1903)	2	M	m
<i>Ptinidae</i>	<i>Dorcatoma setosella</i> (Mulsant & Rey, 1864)	3	S	sx
<i>Ptinidae</i>	<i>Dorcatoma robusta</i> (Strand, 1938)	2	M	m
<i>Ptinidae</i>	<i>Ptilinus pectinicornis</i> (Linnaeus, 1758)	82	S	sx
<i>Salpingidae</i>	<i>Salpingus planirostris</i> (Fabricius, 1787)	4	C	z
<i>Salpingidae</i>	<i>Salpingus ruficollis</i> (Linnaeus, 1760)	3	C	z
<i>Scarabaeidae</i>	<i>Valgus hemipterus</i> (Linnaeus, 1758)	1	S	sx
<i>Scaptiidae</i>	<i>Anaspis thoracica</i> (Linnaeus, 1758)	1	S	sx
<i>Staphylinidae</i>	* <i>Batrissodes delaporti</i> (Aubé, 1833)	1	MI	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Bibloporus minutus</i> (Raffray, 1914)	2	C	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Bolitochara obliqua</i> (Erichson, 1837)	1	M	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Leptusa ruficollis</i> (Erichson, 1839)	3	C	z
<i>Staphylinidae</i>	* <i>Othius punctulatus</i> (Goeze, 1777)	1	D	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Phloeostiba plana</i> (Paykull, 1792)	2	C	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Plectophloeus fischeri</i> (Aubé, 1833)	1	C	z
<i>Staphylinidae</i>	<i>Sepedophilus testaceus</i> (Fabricius, 1793)	1	M	m
<i>Throscidae</i>	<i>Aulonothroscus brevicollis</i> (Bonvouloir, 1859)	10	M	m
<i>Throscidae</i>	<i>Trixagus dermestoides</i> (Linnaeus, 1767)	2	M	m

S – saproksylokole; C – kortikole; M – mycetokole; MY – myksomycetokole; MI – myrmetokole; D – detritikole; sx – saproksylofagi; z – zoofagi; m – mycetofagi; f – fitofagi; my – myksomykofagi; \* – gatunki odłowione przypadkowo, niezwiązane z nadzwyczajnymi grzybami, zamierającym lub martwym drewnem

S – saproxylocoles; C – corticoles; M – mycetocoles; MY – myxomycetocoles; MI – myrmetocoles; D – detriticoles; sx – saproxylophages; z – zoophages; m – mycetophages; f – phytophages; my – myxomycophages; \* – incidentally caught species, not associated with tree fungi, dying or dead wood

Tabela 2.

Klasy biotopowe odłowionych chrząszczy

Biotope classes of the caught beetles

Klasa biotopowa	Liczebność [szt.]	Udział[%]
Saproksylokole	114	45,6
Mycetokole	81	32,4
Kortikole	36	14,4
Myksomycetokole	17	6,8
Myrmetokole	1	0,4
Detritikole	1	0,4
Suma	250	100

grupa dość często bywa odławiana w różnego typu pułapki, choć rozwojowo związana jest z różnymi gatunkami słuźowców (*Myxomycota*). Owady te potrafią prowadzić żer uzupełniający lub regeneracyjny na zarodnikach różnych grzybów, a niekiedy na strzępkach grzybów podstawkowych i workowych, oczekując w ten sposób na pojaw owocników słuźowców, do których składają jaja i w których przebiega ich właściwy rozwój. Zjawisko takie rozpoznano już wcześniej, a dotyczyło niektórych gatunków chrząszczy mycetobiontycznych [Borowski 2006].

Udział grup troficznych kształtował się podobnie jak udział klas biotopowych (tab. 3). Najwięcej odłowionych chrząszczy należało do saproksylofagów (39,6%) z dominantem *Ptilinus pectinicornis* i mycetofagów (32,4%), gdzie najliczniejszy był subdominant *Cryptophagus dentatus*. Blisko połowę mniej stanowił udział zoofagów (19,2%). Pośród tej grupy troficznej znalazły się zarówno drapieżniki podkorowe, jak np. gatunki z rodzaju *Salpingus* czy *Cerylon*, oraz drapieżne chrząszcze żyjące w drewnie, np. gatunki z rodzaju *Ampedus*. Niewielki udział stanowiły myksomykofagi (6,8%), a akcesoryczny udział miały fitofagi (2%).

Wśród 71 odłowionych gatunków chrząszczy znalazły się 3 gatunki, które w naszym kraju są rzadko poławiane i które można uznać za gatunki reliktowe, charakteryzujące naturalne, puszczańskie lasy. Są to przedstawiciele *Latridiidae*: *Corticaria alleni* i *Enicmus testaceus* oraz *Histeridae*: *Plegaderus dissectus*.

## Dyskusja

Literatura poświęcona występowaniu owadów na grzybach jest dość uboga, a większość danych dotyczy wyłącznie stwierdzeń obecności poszczególnych gatunków na konkretnych grzybach [Scheerpeltz, Höfler 1948; Benick 1952; Luterek 1969; Wheeler, Blackwell 1984; Wilding i in. 1989; Krasutskii 1997a, b, 2007; Cline, Leschen 2005; Borowski 2006]. Dane dotyczące występowania chrząszczy na *T. gibbosa* zostały podsumowane przez Benicka [1952]. Wymienia on w swojej pracy 22 gatunki chrząszczy (należące do 5 rodzin), jakie odnotowano na omawianym gatunku grzyba. Pośród nich połowa należy do mycetobiontów, czyli gatunków, których rozwój odbywa się wyłącznie na grzybach, również na wrośniaku garbatym. Należą do nich przedstawiciele rodziny *Ciidae*: *Cis boleti*, *C. bilamellatus* Wood (gatunek australijski, zawleczony do Anglii, gdzie występuje w owocnikach grzybów z rodzaju *Trametes*), *C. micans*, *C. jacquemartii* Mellié, *C. setiger* Mellié, *Sulcaxis fronticornis* (Panz.), *S. affinis* (Gyll.), *Octotemnus glabriculus* (Gyll.) i rodziny *Staphylinidae*: *Scaphisoma agaricinum* (L.), *Gyrophana angustata* (Steph.) i *G. strictula* Er. Pośród wymienionych mycetobiontów znajdują się gatunki polifagiczne, odżywiające się zarodnikami *Scaphisoma agaricinum*, *Gyrophana angustata* i *G. strictula*. Pozostałe gatunki (z rodziny *Ciidae*) to gatunki odbywające rozwój wewnątrz owocników zbudowanych z trimitycznych strzępek, za wyjątkiem *Cis jacquemartii*, który rozwija się w twardych owocnikach grzybów, o budowie dimitycznej lub monomitycznej [Borowski 2006]. Wykazanie tego gatunku chrzą-

Tabela 3.

Grupy troficzne odłowionych chrząszczy  
Trophic groups of the caught beetles

Grupa troficzna	Liczebność [szt.]	Udział [%]
Saproksylofagi	99	39,6
Mycetofagi	81	32,4
Zoofagi	48	19,2
Myksomykofagi	17	6,8
Fitofagi	5	2
Suma	250	100

szcza z grzybów z rodzaju *Trametes* jest niewątpliwie pomyłką, która bywa powtarzana i cytowana w kolejnych pracach [Burakowski i in. 1987]. Pozostała część chrząszczy występujących na wrośniaku garbatym, wymienionych przez Benicka [1952], to mycetokseny lub mycetofile, a zatem fakultatywnie pojawiające się na grzybach, których rozwój odbywać się może poza grzybnią czy owocnikami. Burakowski i in. [1981, 1987] podają dwa kolejne gatunki, zasiedlające wrośniaka garbatego, a mianowicie przedstawiciela *Staphylinidae* – *Gyrophana polita* (Grav.) i kolejnego przedstawiciela rodziny *Ciidae* – *Cis laminatus* Meillé. Niestety, w przypadku tego drugiego, nastąpiła prawdopodobnie podobna pomyłka jak z *C. jacquemartii*. *C. laminatus* rozwija się na owocnikach grzybów zbudowanych ze strzępek monomitycznych, a zatem raczej nie ma możliwości rozwoju na wrośniaku garbatym. W pracy Borowskiego [2007] na temat waloryzacji ekosystemów leśnych Gór Świętokrzyskich metodą zooindykacyjną elementem indykacyjnym były chrząszcze grzybów nadrzewnych. W pracy tej autor przedstawia wyniki zastosowania pułapek samołownych typu „Fomes”, zawieszonych m.in. na bukach na owocnikach wrośniaka garbatego. W zawieszone na owocnikach wrośniaka garbatego trzy pułapki Borowski odłowił 36 gatunków mycetobiontycznych chrząszczy. Niemal wszystkie gatunki reprezentowane były przez pojedyncze okazy, a jedynie *Cis boleti* i *Octotemnus glabriusculus* były nieco liczniejsze. Wymienione gatunki są jednymi z najczęściej spotykanych chrząszczy rozwijających się wewnątrz owocników wrośniaków. Z powyższych danych wynika, że pułapki typu „Fomes” odławiają głównie chrząszcze żyjące w owocnikach grzybów, natomiast zastosowane pułapki z substratem trocinowym odławiają przede wszystkim chrząszcze związane z przegrzybiałym drewnem. Analizując wykaz gatunków w tabeli 1, zauważyć można, że w badaniach przeprowadzonych w 2009 roku w Świętokrzyskim Parku Narodowym odłowiono niektóre gatunki mycetobiontów, jak np. *C. boleti* czy *C. micans*. Udział tych gatunków w ogólnej liczbie odłowionych chrząszczy jest jednak znikomy (2,8%). Oprócz wymienionych dwóch gatunków rozwijających się w owocnikach wrośniaków, odłowiono dwóch innych przedstawicieli rodziny *Ciidae*, a mianowicie *C. glabratus* i *C. quadridens*. Oba gatunki chrząszczy rozwijają się na owocnikach grzybów z rodzaju *Fomitopsis* P. Karst., co wskazuje na przypadkowość ich odłowu. Pułapka z grzybnią *T. gibbosa* stanowiła zatem przynętę przede wszystkim dla chrząszczy żyjących w przegrzybiałym drewnie, odżywiających się rozkładanym drewnem lub/i strzępkami grzybni przerastającej drewno. Udział tych dwóch grup wyniósł w sumie 72% wszystkich odłowionych chrząszczy. Należy zaznaczyć, że wśród mycetokoli znajduje się grupa chrząszczy żyjących na pleśniach. W tej grupie znalazł się m.in. *Cryptophagus dentatus*, który subdominował pośród wszystkich chrząszczy. Na taki układ wpływało częściowe pleśnienie substratu w ciągu sezonu, co jednocześnie mogło zmniejszać atrakcyjność dla innych grup chrząszczy, w tym mycetobiontów żyjących w owocnikach wrośniaków.

## Wnioski

- ✦ Substrat trocinowy przerośnięty grzybnią *Trametes gibbosa* działa wabiąco na chrząszcze ekologicznie powiązane z obumierającym lub martwym drewnem oraz chrząszcze mycetobiontyczne, odżywiające się strzępkami grzybni.
- ✦ Zastosowane do badań pułapki odznaczają się wysoką selektywnością w stosunku do chrząszczy mycetofilnych. Chrząszcze niezwiązane z grzybami i martwym drewnem łowione były sporadycznie.
- ✦ Pośród odłowionych owadów dominował *Ptilinus pectinicornis*, gatunek żyjący w martwym, ale twardym drewnie. Subdominantem okazał się *Cryptophagus dentatus*, gatunek biologicznie związany z grzybami pleśniowymi.

- ♣ Mimo silnego efektu wabiącego dla *Ptilinus pectinicornis*, owad ten nie jest w stanie rozwijać się w substracie, który ma zupełnie inną budowę, w tym gęstość, niż jednolite drewno.
- ♣ *Cryptophagus dentatus* licznie zasiedlał substrat, zwłaszcza jego boczne, najbardziej zapleśniałe fragmenty, przechodząc w nim niemal całkowity rozwój. Liczne larwy ostatniego stadium rozwojowego, które w celu przepoczwarczenia wychodziły z substratu i wpadały do podwiezionego pojemnika, odławiano do wszystkich pułapek.
- ♣ Na tak przygotowanym substracie, oprócz *Cryptophagus dentatus*, mogą rozwijać się również trzy inne gatunki chrząszczy: *Salpingus planirostris*, *S. ruficollis* oraz *Aulonothroscus brevicollis*, co potwierdza obecność wielu larw tych gatunków.

## Literatura

- Benick L. 1952. Pilzkäfer und Käferpilze. Ökologische und statistische Untersuchungen. Acta Zool. Fenn. 70: 1-250.
- Borowski J. 2006. Chrząszcze (*Coleoptera*) grzybów nadrzewnych – studium waloryzacyjne. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
- Borowski J. 2007. Waloryzacja drzewostanów Gór Świętokrzyskich przy wykorzystaniu mycetobiontycznych chrząszczy grzybów nadrzewnych. W: Borowski J., Mazur S. [red.]. Waloryzacja ekosystemów leśnych Gór Świętokrzyskich metodą zooindykacyjną. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
- Breitenbach J., Kränzlin F. 1986. Fungi of Switzerland. 2. *Heterobasidiomycetes, Aphyllophorales, Gasteromycetes*. Verlag Mykologia, Lucerne.
- Burakowski B., Mroczkowski M., Stefańska J. 1981. Chrząszcze – *Coleoptera*. Kusakowate – *Staphylinidae*, 3: *Aleocharinae*. Katalog Fauny Polski. 23, 8. PWN, Warszawa.
- Burakowski B., Mroczkowski M., Stefańska J. 1987. Chrząszcze – *Coleoptera*. *Cucujoidea*. 3. Katalog Fauny Polski. 23, 13. PWN, Warszawa.
- Butin H. 1995. Tree diseases and disorders. Oxford University Press, Oxford.
- Cline A. R., Leschen R. A. B. 2005. *Coleoptera* Associated with the Oyster Mushroom, *Pleurotus ostreatus* Fries, in North America. Southeastern Naturalist 4 (3): 409-420.
- Danielewicz W. 2000. Zbiorowiska roślinne W: Cieśliński S., Kowalkowski A. [red.]. Świętokrzyski Park Narodowy. Przyroda, Gospodarka, Kultura. Bodzentyn-Kraków. 209-234.
- Domański S., Orłóś H., Skirgiełło A. 1967. Podstawczaki (*Basidiomycetes*), Bezblaszkowce (*Aphyllophorales*), Żagwiowate II (*Polyporaceae pileatae*), Szczeciniakowate II (*Mucronoporaceae pileatae*), Lakownicowate (*Ganodermataceae*), Bondarczewowate (*Bondarzewiaceae*), Boletkowate (*Boletopsidaceae*), Ozorkowate (*Fistulinaceae*). W: Kochman J., Skirgiełło A. [red.]. Flora Polska. Rośliny Zarodnikowe Polski i Ziemi Ościennych. Grzyby (*Mycota*). 3. PWN, Warszawa.
- Gilbertson R. L. 1984. Relationships between insects and wood-rotting Basidiomycetes. W: Wheeler Q., Blackwell M. [red.]. Fungus – Insect relationships. Columbia University Press, New York.
- Harabin Z. 2000. Usytuowanie Parku w regionalnym i krajowym systemie ochrony przyrody. W: Cieśliński S., Kowalkowski A. [red.]. Świętokrzyski Park Narodowy. Przyroda, Gospodarka, Kultura. Bodzentyn-Kraków. 17-29.
- Kirk P. M., Cannon P. F., Minter D. W., Stalpers J. A. 2008. Dictionary of the Fungi. 10<sup>th</sup> ed. CAB International, Wallingford.
- Kotlaba F. 1984. Zemepisne rozšíření a ekologie chorošu (*Polyporales* s. l.) v Československu. Academia, Praha.
- Krasutskii B. V. 1997a. Coleopteran Mycetobionts (*Coleoptera*) of the Main Tree-Destroying Fungi in the Southern Subzone of Western Siberian Taiga. Entomol. Obozr. 76 (2): 302-308.
- Krasutskii B. V. 1997b. Coleopteran Mycetobionts (*Coleoptera*) of the Main Tree-Destroying Fungi in the Middle Taiga Subzone of Western Siberia. Entomol. Obozr. 76 (4): 720-775.
- Krasutskii B. V. 2007. Beetles (*Coleoptera*) Associated with the Polypore *Daedaleopsis confragosa* (Bolton: Fr.) J. Schrot (*Basidiomycetes, Aphyllophorales*) in Forest of the Urals and Transurals. Entomological Review 87 (5): 512-523.
- Luterek D. 1969. Entomofauna owocników niektórych gatunków leśnych grzybów kapeluszowych. Pr. Kom. Nauk Roln. i Kom. Nauk Leśn. Pozn. TPN 28: 185-230.
- Marchand A. 1975. Champignons du nord et du midi. Bolétales et Aphyllophorales. Hachette, Perpignan.
- Miernik A. 2000. Struktura organizacyjna Parku. W: Cieśliński S., Kowalkowski A. [red.]. Świętokrzyski Park Narodowy. Przyroda, Gospodarka, Kultura. Bodzentyn-Kraków. 472-476.
- Økland B. 1996. A comparison of three methods of trapping saproxylic beetles. Eur. J. Entomol. 93: 195-209.
- Orłóś H. 1951. Przewodnik do oznaczania chorób drzew i zgnilizny drewna. PWRiL, Warszawa.
- Piętka J., Grzywacz A. 2005. *In situ* inoculation of larch with the threatened wood-decay fungus *Fomitopsis officinalis* (*Basidiomycota*) – experimental studies. Polish Botanical Journal 50 (2): 225-231.
- Ryvarden L., Gilbertson R. L. 1994. European Polypores. 2. Fungiflora, Oslo.
- Scheerpeltz O., Höfler K. 1948. Käfer und Pilze. Verlag für Jugend und Volk, Wien.



- Świętokrzyski Park Narodowy. Opis taksacyjny lasu według stanu na 01.01.1997 r. 1997. BULiGL. Warszawa.
- Wheeler Q., Blackwell M. [red.]. 1984. Fungus-Insect relationships. Columbia University Press, New York.
- Wilding N., Collins N. M., Hammond P. M., Webber J. F. [red.] 1989. Insect-Fungus interactions. Academic Press, London.
- Wojewoda W. 2003. Checklist of Polish larger *Basidiomycetes*. Biodiversity of Poland. 7. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.

## SUMMARY

### Beetles caught into sawdust substrate traps with *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. mycelium in the Świętokrzyski National Park

Beetles were captured in traps from April to October 2009, in the 'Św. Katarzyna' Protected Area in the Świętokrzyski National Park. The luring substance was sawdust substrate overgrown by the mycelium of *Trametes gibbosa* (Pers.: Fr.) Fr. Traps were hung on trees in the beech stand growing in the upland deciduous forest and mountain forest habitats. They were placed on live, undamaged trees to make sure that the caught beetles were baited by the substrate contained in the traps. The aim of the study was to investigate whether the sawdust substrate overgrown by the *Trametes gibbosa* mycelium attracts the beetles, and if so, what ecological groups of beetles get to the substrate, what is the quantitative and qualitative share of mycetobiotic beetles and whether there is the possibility for them to develop on such substrate.

71 beetle species from 27 families were caught in the traps throughout the study period (tab. 1). The species were divided into biotope classes and trophic groups and their percentage share was calculated (tab. 2, 3). On the basis of the collected material, it was found that the traps used in the studies were highly selective. The sawdust substrate overgrown by *T. gibbosa* mycelium attracted beetles associated with the dying or dead wood environment and mycetobiotic beetles feeding on the mycelium. The material contained mainly beetles associated with dying or dead wood, and the dominant species were *Ptilinus pectinicornis* and *Cryptophagus dentatus*. Despite the strong luring effect, *P. pectinicornis* was not able to develop in the substrate, which had a completely different structure (including density) than solid wood. Its development ability differed from that of *C. dentatus* which frequently colonised the substrate, especially its most mouldy side fragments, where it underwent almost complete transformation. A large number of the last-instar larvae, which came out from the substrate in order to pupate and fell into the suspended container, were caught in all traps. In such so prepared substrate, also three other beetle species can develop, i.e. *Salpingus planirostris*, *S. ruficollis* and *Aulonothroscus brevicollis*, which was confirmed by the presence of many larvae of these species.