

Możliwości odtwarzania mikrośrodków bezkręgowców saproksylicznych

Jerzy Borowski, Jacek Piętko

Abstrakt. W pracy przedstawiono możliwości odtwarzania mikrośrodków saproksylicznych bezkręgowców. Odtwarzanie takie może się odbywać na drodze laboratoryjnego namnożenia grzybni grzybów nadrzewnych i wszczepianiu jej do zdrowych drzew. Stwierdzono jednocześnie wysoką atrakcyjność substratu grzybowego używanego do inokulacji drzew dla różnych grup chrząszczy saproksylicznych.

Słowa kluczowe: saproksyliczne bezkręgowce, mikrośrodek, odtwarzanie, grzyby nadrzewne.

Abstract. Possibilities of reconstructing microhabitats of saproxylic invertebrates. The paper presents the possibilities of reconstructing microhabitats of saproxylic invertebrates. Such reconstructing can be done through laboratory culture of arboreal fungus mycelium and implantation of mycelium to healthy trees. There was also observed the high attractiveness of fungal substrate used to inoculate trees for different groups of saproxylic beetles.

Key words: saproxylic invertebrates, microhabitat, reconstructing, lignicolous-fungi.

Wstęp

Najpowszechniejszym mikrośrodowiskiem, w jakim żyją bezkręgowce saproksyliczne, jest drewno rozkładane przez grzyby (fot. 1). Rozkład drewna przez grzyby jest zwykle procesem powolnym, trwającym wiele lat. Zaczyna się za życia drzewa, a kończy wiele lat po jego śmierci, kiedy to resztki tkanek drzewnych staną się elementem gleby. Proces, w którym żywe, stojące drzewo jest opanowywane przez grzyby rozkładające drewno, jest często procesem wielokrotnie dłuższym od etapu, w którym drzewo jest martwe i leżące. Dlatego jako mikrośrodek życia bezkręgowców martwe fragmenty drzew żywych są znacznie cenniejsze od elementów leżących na ziemi. Są to swoiste „magazyny”, a zarazem refugia różnych zwierząt, przede wszystkim owadów.

Po wprowadzeniu w latach 90. XX wieku w Polsce zarządzeń dyrektora generalnego Lasów Państwowych o doskonaleniu gospodarki leśnej na podstawach ekologicznych (Zarządzenie nr 11, Zarządzenie nr 11A) jesteśmy świadkami zmian, jakie zachodzą w naszych lasach, dotyczących pozostawiania martwych, zamierających czy uszkodzonych drzew do ich naturalnego rozkładu. Według przyjętej przez Lasy Państwowe certyfikacji FSC zakłada się pozostawianie 5% miąższości drewna do naturalnego rozkładu w każdym oddziale w celu ochrony bioróżnorodności organizmów saproksylicznych (Brodziak, Hilszczański 2012). Jednak w dalszym ciągu obserwować można działania ludzi, co ciekawe często kierunkowo wykształconych, prowadzące do niszczenia tych specyficznych oaz. Nadmierne cięcia hodowlano-sanitarne, brak nadzoru

przy wykonywaniu prac zrębowych, brak widocznych oznaczeń na tzw. drzewach ekologicznych często prowadzi do eliminacji drzew z widocznymi dziuplami, zgnilizną pnia (fot. 2). Działania takie są brakiem dbałości o różnorodność biologiczną środowiska leśnego, powodują jego zubożenie, niekiedy o unikatowe mikrośrodowiska w skali np. leśnictwa. Należy pamiętać, że zniszczenie takiego środowiska to kwestia kilkuninutowej pracy piły, natomiast jego odtworzenie to proces wieloletni.



Fot. 1. Drewno rozkładane przez grzyby – środowisko życia saproksylicznych bezkręgowców (fot. J. Borowski)

Photo 1. Wood destroyed by fungus as a habitat of saproxylic invertebrates



Fot. 2. Ścięta stara osika z widoczną zgnilizną wewnętrzną pnia oraz owocnikami czyrenia (*Phellinus* sp.) (fot. J. Borowski)

*Photo 2. Catted old aspen with a visible rot inside the trunk and the fruiting bodies of *Phellinus* sp.*

Sztuczna inokulacja drzew grzybami rozkładającymi drewno była już wykonywana, m.in. w celu przystosowania pni do późniejszego wykorzystania ich przez ptaki dziuplaste (Conner i in. 1983; Bull, Partridge 1986; Filip i in. 2004, 2011).

Naturalny proces kształtowania się odpowiedniego dla saproksylicznych bezkręgowców mikrośrodowiska trwa często dziesiątki lat. Jednak początki są zwykle takie same. Zaczyna się od zranienia/uszkodzenia fragmentu drzewa i infekcji grzybowej (fot. 3, 4). Mogą to być zranienia spowodowane czynnikami klimatycznymi (pioruny, listwy mrozowe, zgorzele słoneczne, wiatry, okiśc), biotycznymi (żerowanie owadów, spalowanie, wycieranie poroża) lub antropogenicznymi – najczęściej związane z czynnościami pozyskaniowymi. Po wnikięciu grzybów drewno zaczyna ulegać rozkładowi. W błonach komórkowych grzybni występuje ergosterol – prowitamina, która warunkuje wiele procesów w rozwoju owadów, m.in. linienie czy przepoczwarczenie. Dlatego też ogromna ilość owadów korzysta z przegrzybionego drewna jako pokarmu. Na szybkość rozkładu drewna przez grzyby, a tym samym szybkość tworzenia odpowiedniego dla bezkręgowców mikrosiedliska, wpływa wiele czynników, m.in. gęstość i wilgotność rozkładanego głównie drewna, gatunek grzyba, rodzaj drewna (bielaste/twardzielowe) czy reakcje obronne drzewa. W przypadku grzybów rozkładających drewno twardzielowe (np. *Laetiporus sulphureus*, *Fistulina hepatica*) często pierwszymi widocznymi objawami zewnętrznymi są owocniki grzybów na pniu drzewa (fot. 5). Taka sytuacja może trwać przez wiele lat, aż pojawi się widoczny ubytek w postaci martwicy bocznej czy dziupli wykutej przez dzięcioła (fot. 6). Od tego momentu można uznać, że zostało utworzone mikrośrodowisko dla saproksylicznych bezkręgowców. Należy jednak pamiętać, że niektóre dziuple, martwice boczne, a nawet obszernie próchnowiska mogą ulec zablźnieniu/zamknięciu. Jednak dzieje się tak zwykle na drzewach o małej pierśnicy, które są w okresie aktywnego wzrostu na grubość.



Fot. 3. Martwica boczna na sosnie – efekt prac związanych z pozyskaniem i wywozem drewna (fot. J. Borowski)

Photo 3. Dead-side on a pine tree – the effect of work related to the extraction and export of wood



Fot. 4. Martwica boczna na klonie – oznaczenie granicy prywatnej posesji (fot. J. Borowski)
Photo 4. Dead-side on the maple – marking the border private property



Fot. 5. Owocniki *Fistulina hepatica* na starym dębie (fot. J. Piętka)
*Photo 5. Fruiting bodies of *Fistulina hepatica* on the old oak*



Fot. 6. Dziupła i wyrosły owocnik *Phellinus pini* na pniu sosny (fot. J. Piętka)
*Photo 6. A hollow and grown fruiting body of *Phellinus pini* on pine trunk*

Opis badań i metody

Badania prowadzono w latach 2008–2009 w Katedrze Ochrony Lasu i Ekologii SGGW. Przyczyniły się do opracowania metody umożliwiającej sztuczne tworzenie mikrośrodowiska dla saproksylicznych bezkręgowców. Podstawą takich działań było namnożenie grzybni grzybów rozkładających drewno, wszczepianie uzyskanej grzybni do żywych drzew oraz sprawdzanie grzybni jako atraktanta dla saproksylicznych owadów – w tym wypadku były to chrząszcze (Coleoptera).

Część laboratoryjna badań obejmowała:

- izolację czystych kultur grzybowych z owocników grzybów (do badań użyto, za odpowiednim zezwoleniem, chronione grzyby nadrzewne (Dziennik Ustaw, 2004): z owocnikami jednorocznymi – *Hericium coralloides* (Scop.) Pers. (soplówka bukowa), *Hericium flagellum* (Scop.) Pers (soplówka jodłowa), *Fistulina hepatica* (Schaeff.) Kreisel (ozorek dębowy), *Grifola frondosa* (Dicks.) Gray (żagwica listkowata), *Bondarzewia mesenterica* (Schaeff.) Kreisel (jodłownica górską), *Meripilus giganteus* (Pers.) P. Karst. (flagowiec olbrzymi), *Sparassis crispa* (Wulfen) Fr. (szmaciak gałęzisty) i wieloletnimi – *Fomitopsis rosea* (Alb. & Schwein) P. Karst. (pniarek różowy). Dodatkowo korzystano z grzybni *Laetiporus sulphureus* (Bull.: Fr.) Murrill (zółciak siarkowy) i *Pleurotus ostreatus* (Jacq.: Fr.) P. Karst. (bocznik ostrygowaty);
- badania grzybni na pożywce agarowo-brzeczkowej (fot. 7) w celu ustalenia optymalnych warunków wzrostu grzybni;
- przygotowanie inokulatów do szczepień w terenie (wysterylizowane kawałki odpowiedniego gatunku drewna przerośnięte grzybnią namnożoną na pożywce); szczepienia dokonywano na przygotowanych wałkach oraz na żywych drzewach;
- szczepienie trocin z dodatkiem śruty pszenicznej (substrat trocinowy) (fot. 8).

Wyniki

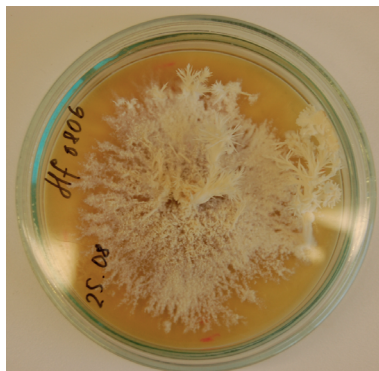
Efektom badań laboratoryjnych było uzyskanie danych dotyczących wymagań ekologicznych grzybni poszczególnych gatunków grzybów nadrzewnych, tempa i warunków rozkładu drewna oraz uzyskanie „czynnej grzybni”, która przerastała substrat trocinowy. Substrat ten wykorzystano w badaniach terenowych jako atraktant dla owadów saproksylicznych oraz jako materiał do szczepiania drzew (grzybni *Pleurotus ostreatus* i *Laetiporus sulphureus*).

Stwierdzono, że po dwóch latach od infekcji żywych drzew okazała się ona skuteczna w przypadku *Fomitopsis rosea*, *Hericium* spp., *Fistulina hepatica* oraz *Bondarzewia mesenterica*. Na drzewach stwierdzono żywą, aktywną grzybnię wymienionych gatunków grzybów (Piętka 2013). Średnie tempo wnikania grzybni (w górę i w dół od miejsca skutecznej inokulacji) wynosiło, w zależności od gatunku, od 4 do około 22 cm rocznie. Zakładając, że tempo wnikania *Fistulina hepatica* będzie stałe (ok. 6 cm rocznie), pień np. dębowy będzie opanowywany przez ozorka dębowego (powoduje brunatną zgniliznę drewna) z prędkością około 6 m/100 lat. Jednak należy pamiętać, że mamy różne gatunki drzew i różne gatunki grzybów rozkładających różne rodzaje drewna. Na przykład *Hericium flagellum* wnikała w drewno jodeł w tempie niemal 4-krotnym szybszym niż przytoczony przykład z ozorkiem.

W 2011 roku dokonano szczepienia grzybnią *Pleurotus ostreatus* i *Laetiporus sulphureus* wyhodowaną na substracie trocinowym na dwóch drzewach i były to:

- pniak po ściętej topoli (wysokości 1 m) – *Pleurotus ostreatus*; szczepienia dokonano wiosną i jeszcze tego samego roku zbierano pierwsze owocniki, a wielokilogramowy wysyp był już od roku następnego; bocznik silnie przerósł drewno topolowe i owocniki pojawiały się niemal na całej długości pniaka; ten jednoroczny grzyb jest wymiennym środowiskiem dla życia wielu mycetobiontycznych gatunków owadów np. chrząszczy z rodziny Staphylinidae, Erotylidae, Tetratomidae, Cryptophagidae, Latridiidae;
- żywy dąb o pierśnicy ok. 80 cm – *Laetiporus sulphureus*; zrobiono dwa nacięcia pilarką do głębokości niemal rdzeniowych; po wprowadzeniu grzybni jeden z otworów zabito drewnianą osłoną, a drugi pozostawiono otwarty; po 3 latach od inokulacji trudno stwierdzić czy grzybnia się przyjęła, ale doświadczenie ciągle trwa.

Substrat trocinowy przerośnięty grzybnią stanowił przynętę w doświadczeniu mającym sprawdzić, jakie gatunki owadów przylatują do tak przygotowanej substancji. Na wyłożonych substratach w początkowym okresie wzrost grzybni odbywał się bardzo dynamicznie, a w drugiej połowie lata na niektórych próbach pojawiały się owocniki (na wszystkich 10 wywieszonych substratach pojawiły się owocniki *Hericium coralloides*) (fot. 9). Jednak oprócz grzybni właściwej na substracie pojawiały się dość licznie grzyby pleśniowe, co spowodowało znaczący wzrost w odławianym materiale chrząszczy z rodziny Cryptophagidae i Latridiidae.



Fot. 7. Grzybnia *Hericium flagellum* na pożywce agarowo-brzeczkowej (fot. J. Piętka)
 Photo 7. The mycelium of *Hericium flagellum* on the wort agar medium



Fot. 8. Substrat trocinowy silnie przerośnięty przez grzybnię *Hericium flagellum* (fot. J. Piętka)
 Photo 8. The sawdust substrate heavily overgrown by mycelium of *Hericium flagellum*



Fot. 9. Owocniki *Hericium coralloides* na substracie trocinowym użytym w badaniach terenowych (fot. J. Piętka)

Photo 9. Fruiting bodies of *Hericium coralloides* on the sawdust substrate used in field studies

Wnioski

W ciągu dwóch sezonów odłowiono niemal 300 gatunków chrząszczy, w tym wiele gatunków saproksylicznych oraz mycetobiontów. Pośród odłowionych chrząszczy dwa okazały się nowymi dla fauny Polski (Borowski i in. 2010). Były to: *Euplectus infirmus* (Staphylinidae) oraz *Corticaria pineti* (Latridiidae). Pośród chrząszczy saproksylicznych na uwagę zasługują trzy gatunki z rodziny Throscidae: *Trixagus dermestoides*, *T. carinifrons* oraz *Aulonothroscus brevicollis*. Oprócz wysokiej liczebności chrząszczy wymienionych gatunków odnotowano występowanie ich larw, co świadczy o możliwościach rozwojowych owadów w tak przygotowanym substracie.

Przedstawiona metoda inokulacji drzew grzybnią wydaje się być bardzo obiecująca, ponieważ daje możliwość odtworzenia zniszczonych mikrośrodków i podnoszenia różnorodności biologicznej określonych obszarów. Wydaje się, iż może znaleźć zastosowanie w miejscach:

- 1) gdzie brak jest takich mikrośrodków, czyli np. na ubogich siedliskach, zwłaszcza na gruntach porolnych,
- 2) gdzie istnieje lub istniała zbyt intensywna gospodarka leśna,
- 3) izolowanych, jednocześnie podlegających silnej antropopresji (np. małe, śródpolne kompleksy leśne).

Zalety metody:

- 1) oprócz wzbogacania czy odtwarzania środowiska leśnego metoda daje możliwości czynnej ochrony rzadkich grzybów nadrzewnych;
- 2) mamy możliwość wyboru miejsca, gatunku drzewa, gatunku grzyba i rodzaju zgnilizny drewna;
- 3) tworzymy naturalne refugia bezkręgowców saproksylicznych na obszarach, gdzie jest ich bardzo mało;

- 4) tworzymy mikrośrodowiska nie tylko dla bezkręgowców, ale i wielu kręgowców;
- 5) miejsce takie można wykorzystywać w szeroko rozumianej edukacji leśnej.

Wady metody:

- 1) namnażanie grzybnii i przygotowanie inokulatów (do szczepień w terenie) musi odbywać się w warunkach laboratoryjnych;
- 2) w opinii niektórych pracowników leśnictwa, doprowadzamy do niszczenia drewna użytkowego, obniżenia jego jakości czy nawet rozprzestrzeniania pasożytniczych grzybów mogących atakować w przyszłości inne drzewa.

Brak dostatecznej wiedzy na temat interakcji międzygatunkowych, pomiędzy gatunkiem, który chcemy wprowadzić a innymi organizmami występującymi na tym samym substracie w terenie (innymi grzybami, bakteriami), co może skutkować niepowodzeniem całego przedsięwzięcia. Dodatkowo na udatność inokulacji mają wpływ aktywne reakcje obronne drzew.

Literatura

- Borowski J., Piętka J., Byk A. 2010. *Euplectus infirmus* Raffray 1910 (Coleoptera, Staphylinidae) i *Corticaria pineti* Lohse, 1960 (Coleoptera, Latridiidae) – dwa chrząszcze nowe dla polskiej fauny. *Wiadomości Entomologiczne*, 29 (3): 210–211.
- Brodziak L., Hilszczański J. 2012. Ochrona lasu i bioróżnorodności a produkcja drewna. (W:) *Przyrodnicze i gospodarcze aspekty produkcji oraz wykorzystania drewna – stan obecny i prognoza*. Instytut Badawczy Leśnictwa, Sękocin Stary.
- Bull E.L., Partridge A.D. 1986. Methods of killing trees for use by cavity nesters. *Wildl. Soc. Bull.* 14: 142–146.
- Conner R.N., Dickson J.G., Williamson J.H. 1983. Potential Woodpecker Nest Trees through Artificial Inoculation of Heart Rots. (In:) J.W. Davis, A.G. Goodwin, R.A. Ockenfels (eds). *Snag habitat management: Proceedings of the symposium*, USDA, Forest Service, RM-GTR-99: 68–72.
- Dziennik Ustaw, 2004, Nr168, poz. 1765. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 lipca 2004 r. w sprawie gatunków dziko występujących grzybów objętych ochroną.
- Filip G.M., Parks C.G., Baker F.A., Daniels S.E. 2004. Artificial inoculation of decay fungi into Douglas-Fir with rifle or shotgun to produce wildlife trees in western Oregon. *West. J. Appl. For.* 19 (3): 211–215.
- Filip G., Chadwick K., Zambino P., Omdal D., Ramsey-Kroll A., Schmitt C., Maffei H., Saavedra A., Rall W., Parks C. 2011. Seven- to 14-Year Effects of Artificially Inoculating Living Conifers to Promote Stem Decay and Subsequent Wildlife Use in Oregon and Washington Forests. *USDA Forest Service, Portland*.
- Piętka J. 2013. *Czynna ochrona zagrożonych grzybów nadrzewnych w lasach*. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
- Zarządzenie nr 11 Dyrektora Generalnego Lasów Państwowych z dnia 14 lutego 1995 r.
- Zarządzenie nr 11A Dyrektora Generalnego Lasów Państwowych z dnia 11 maja 1999 r.

Jerzy Borowski, Jacek Piętka

Wydział Leśny

Katedra Ochrony Lasu i Ekologii SGGW

jerzy_borowski@sggw.pl, jacek_pietka@sggw.pl