

JACEK PIĘTKA, ADAM BYK

Rozkład drewna olszy czarnej *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. przez grzybnię lakownicy żółtawej *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. w warunkach laboratoryjnych

Decay of black alder *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. wood by mycelium of *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. in laboratory conditions

ABSTRACT

Piętko J., Byk A. 2018. Rozkład drewna olszy czarnej *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. przez grzybnię lakownicy żółtawej *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. w warunkach laboratoryjnych. Sylwan 162 (2): 138-145.

Black alder is an important forest-forming species in Poland. Its wood is decomposed by many species of fungi. *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. is a species of *Basidiomycetes* which belongs to family *Ganodermataceae*, order *Polyporales*. This fungus causes white rot decay of wood in dead and sometimes living alder trees. *G. lucidum* has been under partial protection in Poland since 2014. It is also red-listed as a rare species (category R – taxa with small populations) on the ‘Red list of the macrofungi in Poland’. The fungus was cut out with a sizeable fragment of wood from the alder stump in Łuków Forest District (eastern Poland) and transported to the laboratory of the Department of Mycology and Forest Phytopathology, Warsaw University of Life Sciences-SGGW. Pure culture of *G. lucidum* mycelium was obtained from a fragment of fruitbody. The aim of this study was to investigate, through laboratory decay tests, the ability of *G. lucidum* to degrade alder wood. Sterilization of wood samples (30×20×20 mm) consisted of placing the material in an accelerator and irradiating it with high-energy electrons at a dose of 30 kGy at the Institute of Nuclear Chemistry and Technology in Warsaw. On the next day, wood samples were put into 200 ml flasks with mycelium of *G. lucidum* on agar-wort medium (2 samples per flask). The flasks were placed in a Heraeus BK 600 incubator for 180 days, with a constant temperature of 22°C and humidity of 80 ±5%. Every 30 days 10 flasks were randomly selected, i.e. 20 samples of alder wood from this experiment. After each incubation period the samples were removed from the flasks, cleaned to remove mycelia and dried at a temperature of 105°C until they reached constant weight. By comparing mass of the samples at the start and the end of experiment in an absolutely dry state, the relative wood mass loss was calculated. After exposure times 180 days, the relative weight loss of alder wood as a result of decay by *G. lucidum* mycelium was on average 10.88%. The rate of the decay was almost constant during the study period. On some alder wood samples structures resembling fruitbodies of *G. lucidum* were noticed.

KEY WORDS

lignicolous fungi, decomposition of wood, white rot, Reishi

ADDRESSES

Jacek Piętko – e-mail: jacek_pietka@sggw.pl

Adam Byk – e-mail: adam_byk@sggw.pl

Katedra Ochrony Lasu i Ekologii, SGGW w Warszawie; ul. Nowoursynowska 159/34, 02-776 Warszawa

Wstęp

W Polsce olsza czarna *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. jest gatunkiem ważnym z gospodarczego punktu widzenia. Najlepiej rozwija się na terenach, gdzie obecne są wody przepływowe, chociaż może też występować na obszarach z wodą zastojową [Białobok 1980; Pancer-Kotejowa, Zarzycki 1980; Jaworski 2011]. W Polsce jest gatunkiem występującym zwłaszcza w dolinach rzek, nad jeziorami i w zagłębieniach terenu. W takich miejscach jest jednym z głównych gatunków na siedliskach lasu mieszanego bagiennego, olsu i olsu jesionowego, lasu łąkowego oraz lasu wilgotnego. Natomiast na siedliskach borów oraz lasów bagiennych i wilgotnych wprowadzana jest jako cenna domieszka pomocnicza [Jaworski 2011]. W 2015 roku powierzchnia olszyn wynosiła 509 tys. ha, co daje 5,5% udziału olszy w składzie gatunkowym drzewostanów w Polsce. Przeciętny wiek drzewostanów olszowych w zarządzie Lasów Państwowych wynosi 49 lat [Leśnictwo... 2016].

Drewno olszy czarnej znajduje zastosowanie w meblarstwie, w produkcji oklein, w budownictwie ziemnym i wodnym, przy produkcji sklejk, elementów instrumentów muzycznych, przedmiotów codziennego użytku oraz jako drewno opałowe [Maciejowski 1953; Surmiński 1980; Godet 2006]. Drewno to zawiera 42-51% celulozy, 16,6-25,1% pentozanów i 18,6-24,6% ligniny [Prosiński 1984]. Jest rozkładane przez wiele gatunków grzybów [Strid 1975; Wojewoda 2003; Arhipova i in. 2012; Kuntu i in. 2016], w tym przez lakownicę żółtawą (= lakownicę lśniącą) *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. [Domański 1955; Schumacher i in. 2001; Wojewoda 2003].

Lakownica żółtawa to rzadki grzyb saprotroficzny z rodziny *Ganodermataceae*, rzędu *Polyporales* bądź czasami słaby pasożyt rozwijający się na gatunkach liściastych z wielu rodzajów, w tym: *Acer*, *Alnus*, *Betula*, *Carpinus*, *Castanea*, *Cerasus*, *Corylus*, *Fagus*, *Fraxinus*, *Juglans*, *Malus*, *Populus*, *Prunus*, *Pyrus*, *Quercus*, *Robinia* czy *Rosa* [Orłóš 1951; Domański i in. 1967; Kotłaba 1984; Kreisel 1987; Ryvardeen, Gilbertson 1993; Sokół 2000]. Czasami znajdowana jest na gatunkach iglastych [Kreisel 1987; Ryvardeen, Gilbertson 1993; Butin 1995; Dominik, Grzywacz 1998]. Poza Europą lakownica żółtawa spotykana jest również w lasach tropikalnych i subtropikalnych Afryki (Tanzania, Maroko, Ghana, Kenia) i Azji (od Turcji po Japonię) oraz w Ameryce Północnej (Kanada, USA) [Kotłaba 1984].

W Polsce gatunek ten jest niezbyt pospolity [Domański i in. 1967]. Wykazuje pewien stopień synantropizacji, na terenach zurbanizowanych spotykany przede wszystkim w parkach i ogrodach botanicznych [Sokół 2000; Wojewoda 2003]. Od wielu lat znajduje się na „Czerwonej liście grzybów wielkoowocnikowych w Polsce” w kategorii R – gatunków rzadkich [Wojewoda, Ławrynowicz 1992, 2006]. W 2004 roku znalazł się na liście grzybów objętych ochroną ścisłą [Rozporządzenie... 2004], natomiast od 2014 roku jest na liście gatunków pod ochroną częściową [Rozporządzenie... 2014].

Owocniki lakownicy żółtawej są zwykle jednoroczne, czasami 2-3-letnie, półkoliste lub nerkowate, z bocznym, ekscentrycznym, z reguły długim trzonem. Górna strona owocnika oraz cała powierzchnia trzonu jest lśniaca, pokryta błyszczącą skórką, barwy wiśniowej, kasztanowatej lub czarnoczerwonej. Powierzchnia hymenoforu jest za młodu biaława, z czasem ciemnieje i staje się kremowa. Rurki są zwykle jednowarstwowe (rzadziej w 2-3 warstwach), długości 0,5-2 cm. Pory są drobne, koliste, średnicy od 0,15 do 0,25 mm [Domański i in. 1967]. Owocniki pojawiają się w lecie i na jesieni [Přihoda 1959]. Zarodniki są żółtawe, jajowate, na górze jak gdyby ścięte, wielkości 7-13 × 6-8 μm. Wysyp zarodników jest płowy [Domański i in. 1967].

Lakownica żółtawa jest gatunkiem od wieków stosowanym w medycynie ludowej w krajach regionu Pacyfiku (m.in. Chiny, Japonia i Korea). Stosowana jest również w Stanach Zjednoczonych przez azjatyckie grupy etniczne. W Japonii owocniki *G. lucidum* określane są jako „Reishi” [Willard 1990; Lee, Friedrich 1997].

Grzyby rozkładające drewno mają zdolność syntezy enzymów umożliwiających im korzystanie ze złożonych składników budujących drewno, tj. celulozy, hemicelulozy i ligniny. Zgnilizny drewna powodowane przez grzyby, biorąc pod uwagę objawy określonych procesów rozkładu, dzieli się na zgniliznę brunatną, białą i pleśniową [Schwarze i in. 2000; Mańka 2005; Schwarze 2007]. Zgnilizna biała (white rot) powodowana jest przez grzyby z klasy *Basidiomycetes* oraz niektóre z *Ascomycetes*. Wspólną cechą tych grzybów jest fakt, że rozkładają ligninę, celulozę i hemicelulozę. Jednak szybkość rozkładu ligniny i celulozy różni się znacznie w zależności od gatunku grzyba i warunków panujących w drewnie. W rzadziej spotykanym rozkładzie selektywnym lignina jest rozkładana wcześniej niż celuloza i hemiceluloza. Natomiast wiele gatunków grzybów powoduje rozkład symultaniczny (równomierny) wszystkich składników drewna. Taki typ rozkładu jest częściej spotykany u gatunków roślin okrytonasiennych. Blanchette [1984a, b] podaje, że niektóre grzyby są zdolne do powodowania obu rodzajów rozkładu (symultanicznego i selektywnego) w tym samym drewnie lub w różnych gatunkach drewna. Lakownica żółtawa to sprawca białej zgnilizny drewna [Ryvarden, Gilbertson 1993]. Jednym z ważniejszych żywicieli tego grzyba w Polsce jest olsza czarna [Sokół 2000].

Celem pracy było ustalenie, w jakim tempie lakownica żółtawa dokonuje rozkładu drewna olszy czarnej.

Materiał i metody

Owocnik lakownicy żółtawej szerokości 25 cm pozyskano z bocznej powierzchni pniaka olszowego z drzewostanu olszowego w okolicach Łukowa (woj. mazowieckie). Wraz z dużym fragmentem drewna przewieziono go do laboratorium Zakładu Mikologii i Fitopatologii Leśnej SGGW w Warszawie, gdzie wyizolowano czystą kulturę.

W doświadczeniach dotyczących rozkładu drewna olszowego przez grzybnię lakownicy żółtawej użyto próbek drewna o wymiarach: długość 3 cm, przekrój 2×2 cm. Drewno wysuszone w suszarce KBC w temperaturze 105°C do stanu absolutnie suchego, zważono i ponumerowano. Następnie próbki drewna moczone przez 24 godziny w wodzie wodociągowej do momentu uzyskania przez nie wilgotności około 50-70%. Tak przygotowane próbki pakowano po 10 sztuk w woreczki foliowe, które następnie zgrzewano. Sterylizacja drewna polegała na umieszczeniu materiału w akceleratorze i napromieniowaniu wysokoenergetycznymi elektronami dawką 30 kGy w Instytucie Chemii i Techniki Jądrowej w Warszawie. Następnie w laboratorium Zakładu Mikologii i Fitopatologii Leśnej próbki poddano 24-godzinnemu naświetlaniu promieniami UV w kabinie szczepień. Probki z torebek foliowych przenoszono sterylną pęsetą do wcześniej przygotowanych kolb o pojemności 200 ml z pożywką agarowo-brzeczkową porośniętą grzybnią (po 2 próbki do każdej kolby). Kolby umieszczono w cieplarkach Heraeus BK 600 na okres 180 dni, gdzie panowała stała temperatura 22°C i wilgotność 80 ±5%. Co 30 dni losowo wybierano 10 kolb, czyli 20 próbek drewna z założonego doświadczenia. Probki drewna oczyszczano delikatnie z obrastającej je grzybni i poddawano procesowi suszenia do stanu absolutnie suchego. Porównując masę początkową i końcową w stanie absolutnie suchym, wyliczono procent ubytku masy drewna.

W pracy sprawdzono istotność statystyczną stwierdzonych różnic pomiędzy średnią masą klocków drewna przed rozkładem i po rozkładzie przez grzybnię lakownicy żółtawej. Zgodność danych z rozkładem normalnym zweryfikowano testem Shapiro-Wilka, a jednorodność wariancji

testem Levene'a. Przy zastosowaniu nieparametrycznego testu Kruskala-Wallisa przetestowano różnice pomiędzy masą próbek drewna przed zainfekowaniem a masą próbek po 30 i 60 dniach trwania doświadczenia. Natomiast przy zastosowaniu parametrycznego testu Tukeya przetestowano różnice pomiędzy masą próbek drewna przed rozkładem a masą próbek po 90, 120, 150 i 180 dniach trwania doświadczenia. Analizę statystyczną wykonano w programie Statistica 12 (StatSoft, Inc.).

Wyniki

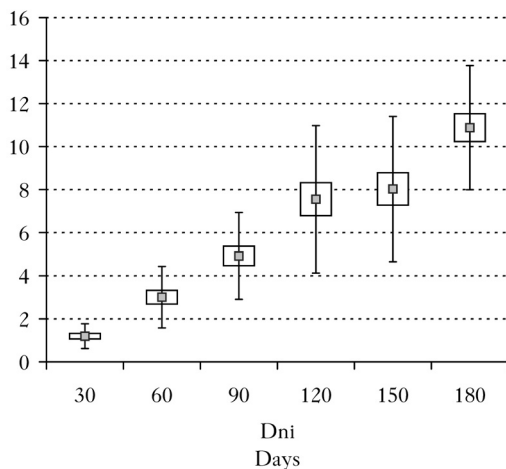
Próbki drewna olszowego bardzo szybko zostały obrosnięte przez białą grzybnię lakownicy żółtawej. Grzybnia ta w przeciągu 180 dni spowodowała ubytek masy drewna, średnio o 10,88%. Rozpiętość stopnia rozkładu po 180 dniach trwania doświadczenia wahała się wśród pojedynczych klocków od 5,41 do 16,98%. Na powierzchni niektórych klocków wytworzyły się struktury przypominające zawiązki owocników.

Średni procentowy ubytek masy próbek drewna przerośniętych grzybnią lakownicy żółtawej wzrastał sukcesywnie wraz z czasem trwania doświadczenia. Najniższy był po 30 dniach ($1,19 \pm 0,58\%$), a najwyższy po 180 dniach doświadczenia ($10,88 \pm 2,89\%$). Można zauważyć, że tempo ubytku masy drewna olszy czarnej jest stosunkowo równomierne (ryc. 1).

Średnia masa klocków drewna była zawsze niższa po zainfekowaniu grzybnią lakownicy żółtawej niż przed zainfekowaniem (ryc. 2). Po 30 dniach doświadczenia wynosiła $5,25 \pm 0,17$ g, a przed kolonizacją $5,30 \pm 0,17$ g. Po 180 dniach doświadczenia wynosiła $4,68 \pm 0,17$ g, a przed kolonizacją $5,25 \pm 0,11$ g. Stwierdzono istotne różnice między masą klocków drewna po 60 i więcej dniach trwania doświadczenia a masą klocków przed kolonizacją przez grzybnię *G. lucidum* ($p < 0,005$ dla 60 dni oraz $p < 0,0005$ dla 90, 120, 150 i 180 dni).

Dyskusja

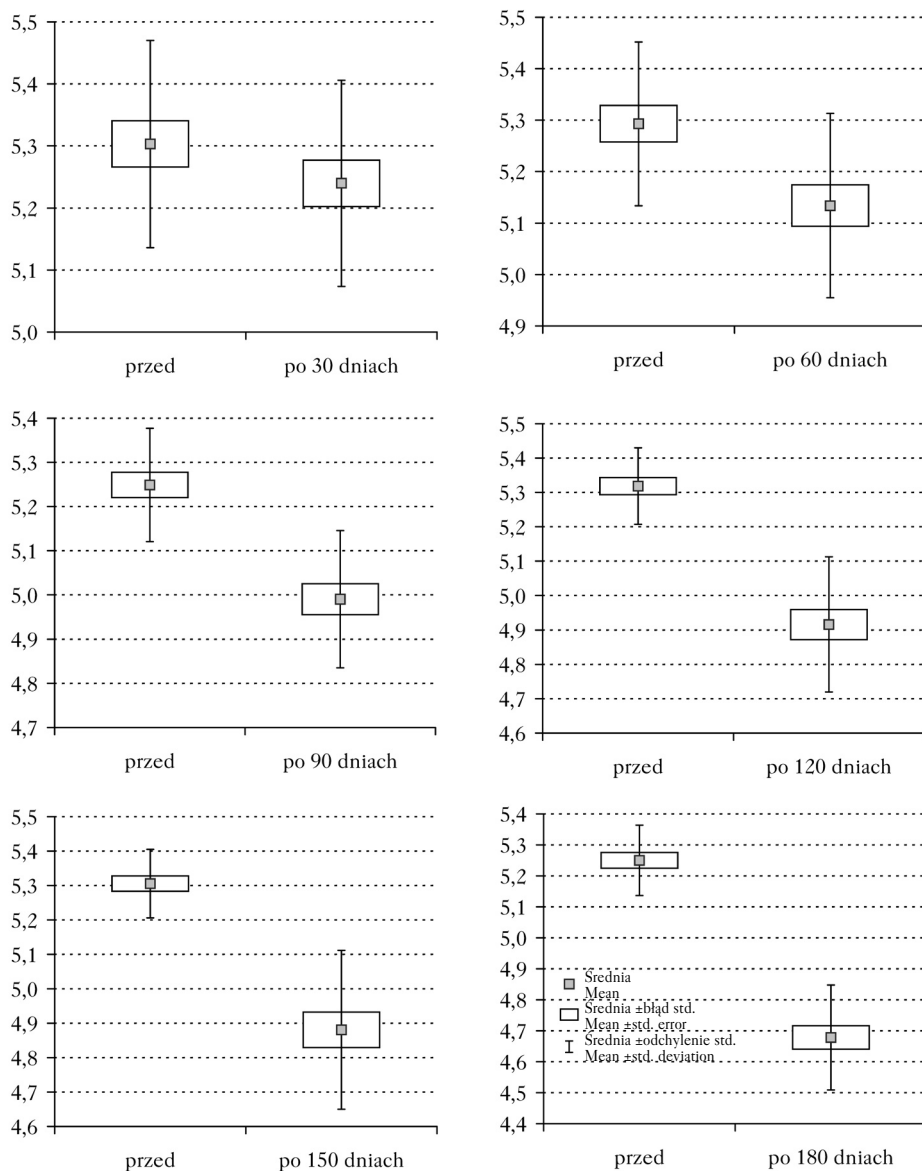
Luna i in. [2004] badali tempo rozkładu drewna topoli *Populus deltoides*, która jest powszechnie uprawiana w regionie Paraná River Delta w Argentynie, przez lakownicę żółtawą. W naturze gatunek ten powoduje rozkład zarówno żywych, jak i ściętych topól. Analizowano dwa czasy ekspozycji: 75 i 150 dni w temperaturze $27 \pm 1^\circ\text{C}$. Procentowy ubytek masy drewna topoli w wyniku rozkładu przez lakownicę żółtawą wynosił $52,09 \pm 6,15\%$ po 75 dniach doświadczenia i $58,64 \pm 9,18\%$ po 150 dniach.



Ryc. 1.

Średni (słupki) \pm odchylenie standardowe (wąsy) ubytek [%] masy drewna olszowego w efekcie rozkładu przez grzybnię *Ganoderma lucidum*
Mean (bar) and \pm standard deviation (whiskers) weight loss [%] of alder wood as a result of decay caused by *Ganoderma lucidum* mycelium

Adaskaveg i Gilbertson [1986] badali ubytek masy próbek 5 różnych gatunków drewna spotykanych w Ameryce Północnej (3 gatunków liściastych: winorośli właściwej *Vitis vinifera*, dębu *Quercus hypoleucoides* i jadaloszynu *Prosopis velutina* oraz 2 iglastych: jodły kalifornijskiej *Abies concolor* i daglezi zielonej *Pseudotsuga menziesii*) po 20 tygodniach rozkładu (140 dni) przez grzybnię 3 różnych szczepów lakownicy żółtawej w temperaturze 27°C. Największy średni ubytek masy wystąpił w przypadku winorośli właściwej (od 53,64 do 73,18%) oraz dębu (od 19,38 do 47,64%).



Ryc. 2.

Masa [g] drewna olszowego przed infekcją i po różnym czasie rozkładu przez grzybnię *Ganoderma lucidum*
Weight [g] of alder wood before infection (przed) and after different length of decay caused by *Ganoderma lucidum* mycelium

Najmniejszy rozkład odnotowano dla próbek drewna jądłoszynu (od 1,69 do 2,65%). W przypadku drewna gatunków iglastych rozkład wynosił dla jodły kalifornijskiej od 6,07 do 15,28%, a dla daglezi zielonej od 5,66 do 9,98%. Adaskaveg i Gilbertson [1986] stwierdzili, że we wszystkich próbkach zarówno lignina, jak i holoceluloza ulegały rozkładowi. Dodatkowe badania pod skaningowym mikroskopem elektronowym (SEM) pokazały, że szybkość usuwania poszczególnych składników w różnych fragmentach drewna może być różna. Autorzy ci wykazali, że w warunkach laboratoryjnych lakownica żółtawa jest zdolna do selektywnej delignifikacji drewna. Schwarze [2007] podaje, że w przypadku grzybów z rodzaju *Ganoderma* lignina zostaje najpierw usunięta ze ściany wtórnej w pobliżu światła komórek. Ostatnimi obszarami, które są delignifikowane, są blaszka środkowa i naroża komórek. Lakownica żółtawa wytwarza lakazę jako dominujący enzym modyfikujący ligninę. Grzyb ten produkuje przynajmniej 5 izoform tego enzymu [D'Souza i in. 1999]. Analizy mikroskopowe pokazały, że występują różne modele rozkładu drewna zaszczerpionego grzybnią lakownicy żółtawej. Stwierdzono kombinację rozkładu symultanicznego i selektywnej delignifikacji [Adaskaveg, Gilbertson 1986; Luna i in. 2004].

W przeprowadzonych badaniach grzybnia lakownicy żółtawej po 180 dniach trwania doświadczenia w temperaturze 22°C spowodowała ubytek masy próbek drewna olszowego średnio o 10,88%. W porównaniu do powyższych wyników jest to zwykle mniejszy ubytek masy drewna, co może być związane z niższą temperaturą inkubacji. Jayasinghe i in. [2008] podają, że optymalny zakres temperatury dla wzrostu grzybni koreańskich szczepów *G. lucidum* wynosi 25-30°C. Yang i Liau [1998] uzyskali największy wzrost grzybni w temperaturze 30-35°C. Natomiast Ripaček [1967] zaliczył lakownicę żółtawą do gatunków, które mają optimum powyżej 32°C.

W przeprowadzonym doświadczeniu doszło na powierzchni niektórych próbek drewna olszowego do wytworzenia struktur przypominających zawiązki owocników. Gurung i in. [2012] podają, że okres formowania primordiów (czyli inicjalnej fazy owocników) w uprawie na trocinach olchy nepalskiej *Alnus nepalensis* z dodatkiem różnych akceleratorów wzrostu (otręby ryżowe, pszenne, mączka kukurydziana lub z ciecierzycy) przypadł na 40 dzień doświadczenia. Natomiast w uprawie na trocinach olchy nepalskiej bez dodatków zawiązki owocników pojawiły się w 46 dniu. O tworzeniu primordiów bądź nietypowych struktur owocnikowych lakownicy żółtawej na pożywkach agarowych donoszą natomiast Adaskaveg i Gilbertson [1989] oraz Seo i in. [1995].

Wnioski

- ✦ Rozkład drewna olszy czarnej (*Alnus glutinosa*), którego miarą jest ubytek masy, w okresie 180 dni od zainfekowania przez grzybnicę lakownicy żółtawej (*Ganoderma lucidum*) przebiega w równomiernym tempie.
- ✦ Grzybnia lakownicy żółtawej (*Ganoderma lucidum*) po 180 dniach trwania doświadczenia w temperaturze 22°C spowodowała ubytek masy próbek drewna średnio o 10,88%. Uzyskana wielkość ubytku masy drewna oraz wyniki badań innych autorów dotyczących optymalnych warunków wzrostu grzybni wskazują, że duże znaczenie dla tempa rozkładu drewna ma temperatura inkubacji.
- ✦ W warunkach laboratoryjnych na niektórych próbkach drewna olszowego tworzą się struktury przypominające zawiązki owocników lakownicy żółtawej.

Literatura

- Adaskaveg J. E., Gilbertson R. L. 1986. *In vitro* decay studies of selective delignification and simultaneous decay by the white rot fungi *Ganoderma lucidum* and *G. tsugae*. Canadian Journal of Botany 64 (8): 1611-1619.
- Adaskaveg J. E., Gilbertson R. L. 1989. Cultural studies of four North American species in the *Ganoderma lucidum* complex with comparisons to *G. lucidum* and *G. tsugae*. Mycological Research 92 (2): 182-191.

- Arhipova N., Gaitnieks T., Donis J., Stenlid J., Vasaitis R. 2012. Heart-rot and associated fungi in *Alnus glutinosa* stands in Latvia. *Scandinavian Journal of Forest Research* 27 (4): 327-336.
- Białobok S. [red.]. 1980. Olsze *Alnus* Mill. Tom 8. Nasze drzewa leśne. PWN, Warszawa – Poznań.
- Blanchette R. A. 1984a. Screening wood decayed by white rot fungi for preferential lignin degradation. *Applied and Environmental Microbiology* 48 (3): 647-653.
- Blanchette R. A. 1984b. Selective delignification of eastern hemlock by *Ganoderma tsugae*. *Phytopathology* 74 (2): 153-160.
- Butin H. 1995. Tree diseases and disorders. Oxford University Press, Oxford.
- Domański S. 1955. Z badań nad zgniliznami drewna olszy czarnej (*Alnus glutinosa* L. Gaertn.) w odrosłowym drzewostanie w Wesołej koło Siemianic. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae* 24: 287-310.
- Domański S., Orłós H., Skirgiełło A. 1967. Grzyby (*Mycota*). Tom III. Instytut Botaniki PAN, Warszawa.
- Dominik J., Grzywacz A. 1998. Zagrożenie obcych gatunków drzew iglastych ze strony rodzimej entomofauny oraz mikoflory. Katedra Ochrony Lasu i Ekologii SGGW, Warszawa.
- D'Souza T. M., Merritt C. S., Reddy C. A. 1999. Lignin-Modifying Enzymes of the White Rot Basidiomycete *Ganoderma lucidum*. *Applied and Environmental Microbiology* 65 (12): 5307-5313.
- Godet J.-D. 2006. Atlas drewna. Multico Oficyna Wydawnicza, Warszawa.
- Gurung O. K., Budathoki U., Parajuli G. 2012. Effect of Different Substrates on the Production of *Ganoderma lucidum* (Curt.: Fr.) Karst. *Our Nature* 10: 191-198.
- Jayasinghe C., Imtiaj A., Hur H., Lee G. W., Lee T. S., Lee U. Y. 2008. Favorable Culture Conditions for Mycelial Growth of Korean Wild Strains in *Ganoderma lucidum*. *Mycobiology* 36 (1): 28-33.
- Jaworski A. 2011. Hodowla lasu. Tom 3. Charakterystyka hodowlana drzew i krzewów leśnych. PWRiL, Warszawa.
- Kotlaba F. 1984. Zempisne rozšírení a ekologie chorošú (*Polyporales* s. l.) v Československu. Academia, Praha.
- Kreisel H. [red.]. 1987. Pilzflora der Deutschen Demokratischen Republik. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.
- Kunttu P., Kotiranta H., Kulju M., Pasanen H., Kouki J. 2016. Occurrence patterns, diversity and ecology of aphyllporoid fungi on the black alder (*Alnus glutinosa*) in an archipelago in the Baltic Sea. *Annales Botanici Fennici* 53 (3-4): 173-189.
- Lee W. H., Friedrich J. A. 1997. Medicinal Benefits of Mushrooms. Keats Publishing, Inc. New Canaan, Connecticut.
- Leśnictwo. Informacje i opracowania statystyczne. 2016. GUS, Zakład Wydawnictw Statystycznych, Warszawa.
- Luna M. L., Murace M. A., Keil G. D., Otaño M. E. 2004. Patterns of decay caused by *Pycnoporus sanguineus* and *Ganoderma lucidum* (*Aphyllporales*) in poplar wood. *International Association of Wood Anatomists Journal* 25 (4): 425-433.
- Maciejowski K. 1953. Olsza. PWRiL, Warszawa.
- Mańka K. 2005. Fitopatologia leśna. PWRiL, Warszawa.
- Orłós H. 1951. Przewodnik do oznaczania chorób drzew i zgnilizny drewna. PWRiL, Warszawa.
- Pancer-Kotejowa E., Zarzycki K. 1980. Zarys ekologii. W: Białobok S. [red.]. Olsze *Alnus* Mill. PWN, Warszawa – Poznań. 229-257.
- Prosiński S. 1984. Chemia drewna. PWRiL, Warszawa.
- Příhoda A. 1959. Lesnická fytopatologie. Státní Zemědělské Nakladatelství, Praha.
- Ripaček V. 1967. Biologija derevorazrušajušičih gribov. Izdatelstvo Lesnaja Promyšlennost, Moskva.
- Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 lipca 2004 r. w sprawie gatunków dziko występujących grzybów objętych ochroną. 2004. Dz. U. Nr 168, poz. 1765.
- Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 9 października 2014 r. w sprawie ochrony gatunkowej grzybów. 2014. Dz. U. poz. 1408.
- Ryvarden L., Gilbertson R. L. 1993. European Polypores. Part 1. Fungiflora, Oslo.
- Schumacher J., Heydeck P., Roloff A. 2001. Lignicole Pilze an Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa* [L.] Gaertn.) welche Arten sind bedeutsame Fäuleerreger? *Forstwissenschaftliches Centralblatt* 120: 8-17.
- Schwarze F. W. M. R. 2007. Wood decay under the microscope. *Fungal Biology Reviews* 21: 133-170.
- Schwarze F. W. M. R., Engels J., Mattheck C. 2000. Fungal Strategies of Wood Decay in Trees. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg.
- Seo G. S., Shin G. C., Otani H., Kodama M., Kohmoto K. 1995. Formation of atypical fruiting structures in *Ganoderma lucidum* isolates on a nutrient agar medium. *Mycoscience* 36: 1-7.
- Sokoł S. 2000. *Ganodermataceae* Polski. Taksonomia, ekologia i rozmieszczenie. Wydawnictwo Uniwersytetu Śląskiego, Katowice.
- Strid Å. 1975. Wood-inhabiting Fungi of Alder Forests in North-Central Scandinavia: 1, *Aphyllporales* (*Basidiomycetes*). Taxonomy, ecology and distribution. *Wahlenbergia* 1: 1-237.
- Surmiński J. 1980. Właściwości techniczne drewna olszy i możliwości jego wykorzystania. W: Białobok S. [red.]. Olsze *Alnus* Mill. PWN, Warszawa – Poznań. 325-341.
- Willard T. 1990. Reishi Mushroom. Herb of Spiritual Potency and Medical Wonder. Sylvan Press, Issaquah, Washington.
- Wojewoda W. 2003. Checklist of Polish larger Basidiomycetes. Krytyczna lista wielkoowocnikowych grzybów Polski. Safer Institute of Botany, Polish Academy of Science, Kraków.

- Wojewoda W., Ławrynowicz M. 1992. Czerwona lista grzybów wielkoowocnikowych zagrożonych w Polsce. W: Zarzycki K., Wojewoda W., Heinrich Z. [red.]. Lista roślin zagrożonych w Polsce. Instytut Botaniki PAN, Kraków. 27-56.
- Wojewoda W., Ławrynowicz M. 2006. Czerwona lista grzybów wielkoowocnikowych w Polsce. W: Mirek Z., Zarzycki K., Wojewoda W., Szelaż Z. [red.]. Czerwona lista roślin i grzybów Polski. Instytut Botaniki PAN, Kraków. 55-70.
- Yang F.-C., Liao C.-B. 1998. Effects of cultivating conditions on the mycelial growth of *Ganoderma lucidum* in submerged flask cultures. *Bioprocess Engineering* 19: 233-236.