

ANDRZEJ SZCZEPKOWSKI, PIOTR SOŁOWIŃSKI, JACEK PIĘTKA, PIOTR T. ZANIEWSKI

Zdolność rozkładu drewna przez wybrane izolaty błyskoporka podkorowego *Inonotus obliquus*

Wood decay ability of some isolates of *Inonotus obliquus*

ABSTRACT



Szczepkowski A., Sołowiński P., Piętka J., Zaniewski P. T. 2021. Zdolność rozkładu drewna przez wybrane izolaty błyskoporka podkorowego *Inonotus obliquus*. Sylwan 165 (6): 470-478. DOI: <https://doi.org/10.26202/sylwan.2021053>.

The ability to decompose the wood of six tree species by three *Inonotus obliquus* isolates from the Polish population of this fungus was tested. For this purpose, a method based on PN-EN 350 and EN-113 standards was used. The loss of dry wood mass after a four-month decomposition test was adopted as a measure of the ability to decompose the wood. Pure cultures of fungi were isolated from pseudosclerotia of *I. obliquus* collected from three host species: *Alnus glutinosa* (isolate A), *Betula pendula* (isolate B) and *Carpinus betulus* (isolate C). The wood samples were taken from the lower part of the trunks of healthy trees of cutting or close-to-cutting age of six tree species (*Alnus glutinosa*, *Betula pendula*, *Carpinus betulus*, *Fagus sylvatica*, *Populus tremula*, *Quercus robur*). Individual isolates caused a loss of wood mass in the range of 3.1-8.9%, 4.6-15.3% and 8.0-18.5% (alder), 18.7-31.9%, 10.5-20.4% and 20.4-29.0% (hornbeam), 14.3-27.6%, 16.5-22.6% and 12.8-21.2% (aspen), 14.3-23.0%, 13.4-20.3% and 11.9-26.5% (birch), 10.4-23.6%, 13.9-20.6% and 10.8-18.3% (beech), 0.8-2.6%, 0.0-1.7% and 0.0-2.9% (oak), A, B and C isolates respectively. All three isolates decomposed oak (1.23% on average) and alder wood (8.85% on average) to the significantly least degree. The wood of the other four species was decomposed to a much greater degree (15.75% for beech, 18.35% for birch, 19.42% for aspen and 23.43% for hornbeam). In the case of *C. betulus*, isolate A caused the loss of wood mass to the significantly greatest degree (27.89%). Similarly, the highest mass loss was recorded for isolate C (23.58%), significantly greater than almost all other tree species. The provenance of the *I. obliquus* isolate was not found to influence its better ability to decompose wood of the same tree species in the laboratory conditions.

KEY WORDS

fungi, natural wood resistance, white rot, chaga

ADDRESSES

Andrzej Szczepkowski ⁽¹⁾ – e-mail: andrzej_szczepkowski@sggw.edu.pl
Piotr Sołowiński ⁽²⁾, Jacek Piętka ⁽¹⁾, Piotr T. Zaniewski ⁽³⁾

⁽¹⁾ Katedra Ochrony Lasu, SGGW w Warszawie; ul. Nowoursynowska 166, 02-787 Warszawa

⁽²⁾ ul. M. Konopnickiej 8A/9, 08-220 Sarnaki

⁽³⁾ Samodzielny Zakład Botaniki, SGGW w Warszawie; ul. Nowoursynowska 166, 02-787 Warszawa

Wstęp

Inonotus obliquus (Fr.) Pilát należy do grzybów podstawkowych *Basidiomycota*, a pod względem morfologicznym klasyfikowany jest do grupy grzybów poliporoidalnych (wieloporowatych). Gatunek

nek ten jest szeroko rozprzestrzeniony na półkuli północnej [Breitenbach, Kränzlin 1986; Dai 2012; Ryvardeen, Melo 2014]. W Polsce jest stosunkowo często spotykany, głównie w stadium anamorfy – czarnych, guzowatych pseudosklerocjów na pniach drzew. Ze względu na właściwości prozdrowotne i pozyskiwanie do celów farmakologicznych objęty jest częściową ochroną gatunkową [Szczepkowski 2020]. Występuje w różnych typach lasów z udziałem gatunków drzew żywicielskich (m.in. w borach i lasach mieszanych, łąkach, buczynach, olsach czy w nasadzeniach sosnowych z domieszką brzozy na gruntach porolnych), parkach, zadrzewieniach i alejach [Szczepkowski i in. 2013a, b]. Głównym żywicielem *I. obliquus* są brzozy (*Betula* spp.) i buki (*Fagus* spp.), rzadziej inne gatunki drzew liściastych, należące m.in. do rodzajów *Acer*, *Alnus*, *Carpinus*, *Fraxinus*, *Genista*, *Populus*, *Sorbus*, *Ostrya* i *Quercus* [Boyce 1961; Domański 1972; Kotłaba 1984; Bernicchia 2005; Ryvardeen, Melo 2014]. Jednak informacje o występowaniu na klonach *Acer* spp., dębach *Quercus* spp., wiązach *Ulmus* spp. i innych gatunkach drzew liściastych, biorąc pod uwagę aktualny stan wiedzy, odnoszą się lub mogą odnosić się do innych przedstawicieli tego rodzaju [Szczepkowski i in. 2013a]. W Polsce *I. obliquus* stwierdzony był na *Betula pendula*, *B. pubescens*, *Alnus glutinosa*, *A. incana*, *Fagus sylvatica*, *Carpinus betulus* [Szczepkowski i in. 2013a, b] i *Populus tremula* [Wojewoda 2003].

Błyskoporek podkorowy poraża żywe drzewa, powodując intensywny, biały typ rozkładu drewna [Cartwright, Findlay 1951]. Drewno w początkowej fazie rozkładu jest ochrowo-białe i twarde. Od zdrowego drewna jest zwykle ograniczone czerwono-brązową strefą o grubości 0,2-0,8 cm. W końcowej fazie rozkładu drewno jest słomkowożółte i miękkie. W przypadku bardzo zaawansowanej zgnilizny w miejscach po rozłożonych promieniach rdzeniowych rozrasta się rdzawobrązowa grzybnia [True i in. 1955; Domański 1972; Černý 1976, 1989]. Mikrostrukturalne zmiany związane z przebarwieniami i zasięgiem zgnilizny drewna wzdłuż pnia *B. papyrifera* spowodowane przez *I. obliquus* szczegółowo opisał Blanchette [1982]. Występowanie pseudosklerocjum na pniu brzozy wskazuje na zasięg zgnilizny na długości do około 4,5 m [Boyce 1961], a na przekroju poprzecznym drewno rozłożone i przebarwione zajmuje ponad 60% [Blanchette 1982; Brazec i in. 2011]. Patogen powoduje silny rozkład ścian komórkowych drewna, co czyni pnie podatnymi na złamania, obniża wartość surowca drzewnego i może doprowadzić do przedwczesnego zamierania drzew [Terho i in. 2007; Sierota, Szczepkowski 2014]. Udział drzew porażonych w drzewostanach brzożowych i olszowych może dochodzić do 20% [Černý 1976; Fedorov 1992; Kuzmichev i in. 2001], a w starodrzewach bukowych objętych ochroną nawet do 25% [Černý 1976].

Mimo upływu wielu lat od opisanie przez Erika Achariusa i Christiaana Hendrika Persoona i opublikowania tego gatunku pod nazwą *Boletus obliquus* [Persoon 1801] oraz ustalenia etiologii guzowatych narośli na brzożach, trafnie powiązanych z *I. obliquus* [Campbell, Davidson 1938; Findlay 1939], nie udało się znaleźć informacji na temat jego zdolności do rozkładu drewna różnych gatunków drzew w warunkach kontrolowanych.

Celem niniejszej pracy było porównanie zdolności rozkładu drewna 6 gatunków drzew przez 3 izolaty *Inonotus obliquus* pochodzące z polskich populacji grzyba uzyskane z różnych gatunków żywicieli.

Materiał i metody

POCHODZENIE IZOLATÓW. W badaniach użyto 3 izolatów *Inonotus obliquus* oznaczonych na potrzeby niniejszej pracy pierwszymi literami alfabetu. Szczepy pochodziły z Fungarium Katedry Ochrony Lasu SGGW w Warszawie (WAML). Czyste kultury uzyskano z pseudosklerocjów pochodzących z 3 gatunków żywicieli: olszy czarnej (izolat A) i brzozy brodawkowatej (izolat B) rosna-

cych w Nadleśnictwie Sarnaki (RDLP Lublin) oraz grabu pospolitego (izolat C) z terenu Nadleśnictwa Grójec (RDLP Radom).

CHARAKTERYSTYKA DREWNA. Drewno do badań pozyskano w 3 nadleśnictwach: Czaplinek (RDLP Szczecinek) (buk zwyczajny), Sarnaki (olsza czarna, brzoza brodawkowata, grab pospolity, topola osika) i Wejherowo (RDLP Gdańsk) (dąb szypułkowy). Z drzewostanów w wieku rębny lub bliskorębnym wybierano drzewa o przeciętnej grubości, należące do I lub II klasy Krafta, charakteryzujące się prostym pniem, bez widocznych objawów chorób i uszkodzeń. Próbkki drewna wyrabiano z dolnej części pni. Drzewa ścinano w drugiej połowie sezonu wegetacyjnego. Do badań użyto próbek o wymiarach 1,5×2,5×5,0 cm wyrobionych ze środkowej strefy, położonej między kambium a rdzeniem, przekroju poprzecznego kłody (tab. 1).

TEST ROZKŁADU. Jako miarę zdolności do rozkładu drewna przyjęto ubytek suchej masy po czteromiesięcznym teście rozkładu. Podstawowe procedury postępowania podczas badań wykonano zgodnie z normami PN-EN 350-1 [2000] i European Standard EN-113 [1996] oraz według prac Szczepkowskiego [2010a, b]. Po klimatyzacji w warunkach powietrznie suchych próbki zmierzono z dokładnością do 0,01 mm i zważono z dokładnością do 0,001 g. W teście rozkładu jeden wariant doświadczenia (jeden izolat, jeden gatunek drewna) reprezentowało 16 próbek drewna w przypadku izolatu A i 12 dla izolatów B i C. W każdym wariancie doświadczenia użyto po 3 dodatkowe próbki drewna, które wysuszono w temperaturze 105°C do stałej masy i zważono w celu obliczenia ich przeciętnej wilgotności po klimatyzacji. Następnie obliczono teoretyczną absolutnie suchą masę każdej próbki przed testem rozkładu według wzoru:

$$M_{t0} = 100 \cdot M_u / (100 + u)$$

gdzie:

M_{t0} – teoretyczna absolutnie sucha masa próbki [g],

M_u – masa próbki po klimatyzacji [g],

u – przeciętna wilgotność próbek po klimatyzacji [%].

Próbki użyte w teście rozkładu nie podlegały sztuczemu suszeniu. Przed testem rozkładu próbki były dwukrotnie sterylizowane w autoklawie w temperaturze 121°C pod ciśnieniem 0,12 MPa przez 20 i 10 min. Przerwa między zabiegami sterylizacji wynosiła 24 h. Wysterylizowane próbki

Tabela 1.

Pochodzenie (nadleśnictwo), siedliskowy typ lasu (TSL) i wiek (W [lata]) drzew, z których wykonano próbki drewna, oraz najmniejsza (Min), średnia (M) i największa (Max) gęstość drewna [kg/m³] próbek użytych w teście rozkładu i ich wilgotność [%] po jego wykonaniu

Location (nadleśnictwo), habitat type (TSL) and age (W [years]) of the trees from which samples of wood for study were taken, as well as the lowest (Min), mean (M) and the highest (Max) wood density (gęstość drewna [kg/m³]) of samples used in decay test and their moisture content (wilgotność [%]) after its execution

	Nadleśnictwo	TSL	W	Gęstość drewna			Wilgotność		
				Min	M	Max	Min	M	Max
<i>Alnus glutinosa</i>	Sarnaki	Ol	60	496	507	519	37,8	59,7	119,8
<i>Betula pendula</i>	Sarnaki	BMśw	80	603	647	684	22,9	33,7	51,7
<i>Carpinus betulus</i>	Sarnaki	LMśw	80	897	933	953	26,0	44,1	73,8
<i>Fagus sylvatica</i>	Czaplinek	Lśw	125	703	722	735	23,2	36,6	60,0
<i>Populus tremula</i>	Sarnaki	LMśw	50	468	485	497	25,2	73,9	147,8
<i>Quercus robur</i>	Wejherowo	LMśw	150	699	736	755	45,7	50,9	57,3

BMśw – fresh mixed coniferous, LMśw – fresh mixed deciduous, Lśw – fresh deciduous, Ol – alder

moczono w sterylnej wodzie destylowanej przez około godzinę, następnie umieszczano po dwie próbki drewna w kolbach Kollego z trzytygodniowymi kulturami izolatów testowanego gatunku wyrosłymi na 45 ml 2-procentowej pożywki agarowo-maltozowej Difco. Po 16 tygodniach inkubacji w temperaturze 24°C próbki wyjęto, oczyszczono z grzybni powierzchniowej i zważono. Następnie wysuszono je w temperaturze 105°C do stałej masy i ponownie zważono oraz obliczono skorygowany ubytek masy (różnica pomiędzy obliczoną teoretyczną absolutnie suchą masą a końcową suchą masą każdej próbki) i wilgotność próbek po teście rozkładu.

GĘSTOŚĆ DREWNA. Gęstość próbek określono metodą stereometryczną [Krzysik 1978] przy wilgotności drewna około 12% (jedynie gęstość drewna grabu pospolitego określono przy wilgotności około 35%) według wzoru:

$$\rho = m / V$$

gdzie:

m – masa próbki [g],

V – objętość próbki [cm³].

ANALIZY STATYSTYCZNE. Zmienności ubytku masy drewna spowodowane przez *I. obliquus* porównano dla badanych gatunków drzew i izolatów z wykorzystaniem nieparametrycznych testów Kruskala-Wallisa i Manna-Whitneya z uwzględnieniem korekty Bonferroniego. Analizy wykonano w oprogramowaniu PAST 4 [Hammer i in. 2001].

Wyniki

Najniższe średnie wartości gęstości drewna próbek użytych w teście rozkładu stwierdzono dla *P. tremula* i *A. glutinosa*, a najwyższe dla *C. betulus*. Średnie wartości wilgotności próbek drewna po teście rozkładu były najniższe w przypadku próbek *B. pendula* i *F. sylvatica*, a najwyższe w próbkach *P. tremula* i *A. glutinosa*. W przypadku próbek drewna *Q. robur* i *C. betulus* wartości te były pośrednie (tab. 1).

Średni ubytek masy drewna badanych gatunków drzew spowodowany przez izolat A wynosił od 1,20% (*Q. robur*) do 27,89% (*C. betulus*). Izolat B rozkładał drewno w zakresie od 0,97% (*Q. robur*) do 19,40% (*P. tremula*). Izolat C spowodował ubytek masy w przedziale od 1,52% (*Q. robur*) do 23,58% (*C. betulus*) (tab. 2). W przypadku *A. glutinosa* i *C. betulus* stwierdzono istotne zróżnicowanie w ubytku masy drewna pomiędzy izolatami. Izolat A istotnie słabiej rozkładał drewno *A. glutinosa* niż pozostałe. W przypadku *C. betulus* rozkład drewna w stopniu największym spowodował izolat A, a w najmniejszym izolat B. Wszystkie izolaty w najmniejszym stopniu rozłożyły drewno dębu, a następnie olszy (tab. 2, ryc.). Drewno pozostałych 4 gatunków zostało rozłożone w znacznie większym stopniu, przy czym w przypadku izolatów A i C istotnie największe ubytki stwierdzono dla *C. betulus* (ryc.).

Dyskusja

Gęstość drewna badanych próbek mieści się w zakresie charakterystycznym dla poszczególnych gatunków [Bärner 1942; Wagenführ, Scheiber 1974; Krzysik 1978; PN-EN 350-2 2000]. Jedynie w przypadku grabu wartości gęstości drewna były nieco większe od zakresu podawanego przy wilgotności 12-15% w cytowanej powyżej literaturze, co wynikało z użycia drewna o wilgotności około 35%. Wilgotność drewna próbek po teście rozkładu (tab. 1) wskazuje na odpowiednie warunki doświadczenia. Optymalny i/lub suboptymalny poziom wilgotności drewna do rozwoju grzybni większości gatunków poliporooidalnych, a tym samym zwykle do jego efektywnego rozkładu, mieści się w granicach 35-60% [Rypáček 1966; Schmidt 2006]. Doświadczenie przepro-

Tabela 2.

Średnia (M), najmniejsza (Min) i największa (Max) oraz mediana (Me) ubytku masy drewna [%] sześciu gatunków drzew spowodowany przez szczep *Inonotus obliquus* w izolowanych z *Alnus glutinosa* (A), *Betula pendula* (B) i *Carpinus betulus* (C) oraz ocena różnic między izolatami (p w teście Kruskala-Wallis)

Mean (M), minimum (Min), maximum (Max) and median (Me) of the wood mass loss [%] of six tree species caused by *Inonotus obliquus* isolates extracted from *Alnus glutinosa* (A), *Betula pendula* (B) and *Carpinus betulus* (C) as well as assessment of differences among isolates (Kruskal-Wallis test)

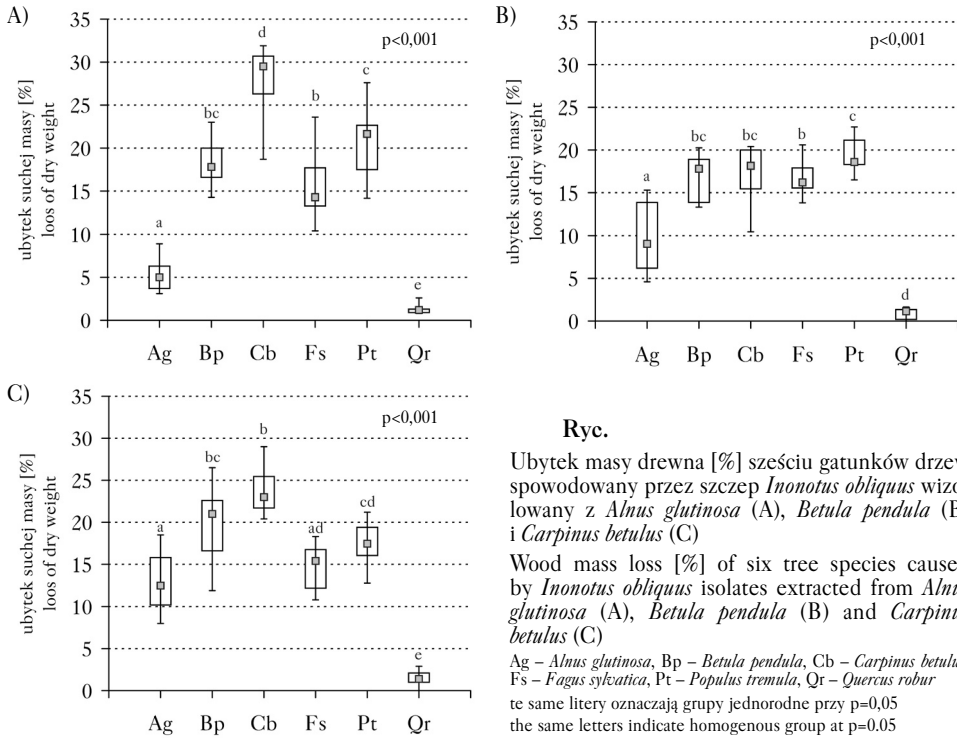
		M	Min	Max	Me	p
<i>Alnus glutinosa</i>	A	5,24	3,1	8,9	5,05a	<0,001
	B	9,78	4,6	15,3	9,10b	
	C	12,84	8,0	18,5	12,45b	
	A-C	8,85	3,1	18,5	7,90	
<i>Betula pendula</i>	A	18,27	14,3	23,0	17,80a	0,101
	B	16,97	13,4	20,3	17,85a	
	C	19,85	11,9	26,5	20,10a	
	A-C	18,35	11,9	26,5	18,10	
<i>Carpinus betulus</i>	A	27,89	18,7	31,9	29,08c	<0,001
	B	17,38	10,5	20,4	18,22a	
	C	23,58	20,4	29,0	23,01b	
	A-C	23,43	10,5	31,9	23,00	
<i>Fagus sylvatica</i>	A	15,73	10,4	23,6	14,16a	0,181
	B	16,76	13,9	20,6	16,26a	
	C	14,78	10,8	18,3	15,38a	
	A-C	15,75	10,4	23,6	15,60	
<i>Populus tremula</i>	A	20,79	14,3	27,6	21,65b	0,025
	B	19,40	16,5	22,6	18,61a	
	C	17,59	12,8	21,2	17,46a	
	A-C	19,42	12,8	27,6	18,75	
<i>Quercus robur</i>	A	1,20	0,8	2,6	1,19a	0,272
	B	0,97	0,0	1,7	1,18a	
	C	1,52	0,0	2,9	1,42a	
	A-C	1,23	0,0	2,9	1,20	

te same litery oznaczają grupy jednorodnie w teście *post-hoc* Manna-Whitneya (p=0,05)

the same letters indicate homogenous group in the *post-hoc* Mann-Whitney test (at p=0.05)

wadzone w temperaturze 24°C. W warunkach *in vitro* grzybnia *I. obliquus* najszybciej rośnie w temperaturze stosunkowo wysokiej, tj. około 28°C [Cartwright, Findlay 1951; Černý 1976]. Prowadzony w suboptymalnej temperaturze rozkład drewna mógł wpłynąć na mniejszą aktywność enzymatyczną grzybnia, a tym samym uzyskane wartości ubytku masy drewna mogą nie odzwierciedlać rzeczywistego poziomu dekompozycji, jaki izolaty *I. obliquus* spowodowałyby w optymalnych warunkach termicznych. Z drugiej strony niektóre gatunki grzybów poliporoidalnych (np. *Fibroporia vaillantii* (DC.) Parmasto) powodują bardziej efektywny rozkład drewna w temperaturze o 2-3°C niższej od tej, w której rozwijają się najlepiej na pożywce [Cartwright, Findlay 1951]. Zatem wpływ czynnika temperatury na efektywność rozkładu drewna przez szczep *I. obliquus* wymaga jeszcze eksperymentalnego wyjaśnienia.

Drewno większości drzew o budowie rozpięchłonaczyniowej użyte w doświadczeniu zostało rozłożone przez badane izolaty na podobnym poziomie 15,75-23,43% ubytku masy. Jedynie drewno *A. glutinosa* było słabiej rozkładane (5,24-12,84%) (tab. 2). Drewno twarde dębu szypułkowego (gatunku o budowie pierścieniowonaczyniowej) praktycznie nie zostało rozłożone przez badane szczep *I. obliquus* (tab. 2). Jednym z głównych czynników uodparniających



drewno dębowe na rozwój grzybów jest duży udział w nim garbników, a w szczególności tanin – złożonych związków o charakterze fenolowym [Rypáček 1966; Hillis 1987; Aloui i in. 2004]. Ich zawartość w drewnie twardej dębu szypułkowego może wynosić do 13%, dzięki czemu jest niedostępne jako substrat dla większości grzybów [Scalbert i in. 1989; Sacharczuk 1998; Schwarze i in. 2000; Krajewski, Witomski 2005]. Wyniki doświadczenia potwierdzają opinię, że drewno twarde, szczególnie w wieku dojrzałości fizycznej, charakteryzuje się większą naturalną trwałością, w tym większą odpornością na rozkład przez grzyby w porównaniu z drewnem beztwardzielowym [Krzysik 1978; Krajewski, Witomski 2005]. Ponadto wyniki testu rozkładu drewna dębowego (praktycznie brak dekompozycji) mogą sugerować małe prawdopodobieństwo zasiedlenia przez ten gatunek grzyba dębów w warunkach naturalnych. Informacje w literaturze o występowaniu *I. obliquus* na dębach odnoszą się do innego przedstawiciela tego rodzaju – błyskoporka dziuplowego (*Inonotus nidus-pici* Pilát ex Pilát), który wytwarza dość podobne, ale mniejsze (kilka cm średnicy), jednoroczne pseudosklerocja, wyłącznie w dziuplach i w pobliżu ich otworów na żywych drzewach, m.in. na dębach [Ryvarden, Gilbertson 1993; Bernicchia 2005; Ryvarden, Melo 2014]. Porównując ubytki masy drewna spowodowane przez inne gatunki grzybów poliporoidalnych powodujących białą zgniliznę drewna drzew liściastych, należy pamiętać, że odporność drewna na rozkład przez grzyby uwarunkowana jest szeregiem jego cech i właściwości. Ważne są także warunki, w jakich prowadzone jest doświadczenie, i oczywiście właściwości samych szczepów. Przykładowo *Trametes versicolor* (L.) Lloyd powodował ubytek masy drewna bukowego po 4 miesiącach rozkładu na poziomie około 25% [Szczepkowski 2010a], a w badaniach Rosneva i Stiptzova [1986] tylko około 3%. Ten sam gatunek grzyba rozkładał w różnych badaniach drewno brzożowe na poziomie około 35% [Lutomski, Cofta 1996], osikowe 33,6% [Bazyar 2012] i około 36% (po 12 tygodniach inkubacji) [Lutomski 1995], grabowe około 3%

[Rosnev, Stiptzov 1986], a dębowe (*Q. robur*) 1,3% [Szczepkowski 2010b] i 4,1% [Aloui i in. 2004]. Łakomy i in. [2005], badając 11 szczepów *T. versicolor*, stwierdzili znaczną rozpiętość ubytku masy drewna w próbkach z pniaków bukowych (w zakresie 21,96-74,45%), brzozowych (19,71-64,88%) i dębowych (29,4-52,81%). W przypadku grzybów rozkładających drewno właściwości szczepów i warunki środowiska, w których dochodzi do dekompozycji ksylemu, mogą znacząco wpływać na końcowy efekt biodegradacji drewna. Łakomy i Zarakowski [2000] wykazali bardzo zbliżone zdolności rozkładu drewna sosnowego przez 10 izolatów *Phlebiopsis gigantea* (Fr.) Jülich. Natomiast zróżnicowaną aktywność enzymatyczną różnych szczepów *P. gigantea* w drewnie iglastym stwierdzili m.in. Sierota [1997], Żółciak i in. [2008, 2020] oraz Sierota i in. [2015], wskazując także na wpływ gęstości drewna na jego rozkład [Sierota i in. 2016; Żółciak i in. 2016]. Inny pospolity gatunek grzyba poliporoidalnego *Fomes fomentarius* (L.) J.J. Kickx powodował ubytek masy drewna bukowego po 4 miesiącach inkubacji na poziomie około 20% [Szczepkowski 2010a], a w doświadczeniu Rosneva i Stiptzova [1986] zaledwie 2%. Ten sam szczep *F. fomentarius* w badaniach Rosneva i Stiptzova [1986] spowodował ubytek masy drewna grabowego na poziomie około 2%. Przedstawiciel rodzaju lakownica *Ganoderma lucidum* (Curtis) P. Karst. rozkładał drewno olszy czarnej na poziomie około 11% (po 20 tygodniach inkubacji) [Piętka, Byk 2018], natomiast inny gatunek z tego rodzaju *G. pfeifferi* Bres. spowodował ubytek masy drewna bukowego po 16 tygodniach inkubacji na poziomie 13,4%, a drewno dębowe praktycznie nie zostało rozłożone (0,7%) [Szczepkowski, Konsencjusz 2006]. A zatem izolaty obu lakownic w mniejszym stopniu rozkładały drewno tych samych gatunków drzew co badane szczepy *I. obliquus*.

Najbardziej podatne na rozkład przez *I. obliquus* okazało się drewno grabu, osiki i brzozy (średni ubytek masy powyżej 18%). W warunkach naturalnych brzoza jest głównym żywicielem *I. obliquus*, a jej drewno klasyfikowane jest jako nietrwałe [Prosiński 1984] i dlatego jej pozycja w tej grupie nie może dziwić. Natomiast obserwacje *I. obliquus* na grabie [Szczepkowski, Piętka 2008] i osice [Wojewoda 2003] są niezmiernie rzadkie. W przypadku tych dwóch gatunków drzew najprawdopodobniej ich właściwości drewna, niska trwałość i odporność na czynniki biodegradacji, wynikająca m.in. z dużej ilości substancji węglowodanowych, szczególnie u grabu, jak też niemal zupełny brak garbników, w tym substancji fenolowych [Fengel, Wegener 1984], zdecydowały o wysokim poziomie ubytku drewna spowodowanym przez *I. obliquus*. Nieco większą odporność wykazało drewno olszy i buka (ubytek masy w przedziale 8,85-15,75%), co z punktu widzenia preferencji żywicielskich grzyba nieco dziwi, ponieważ oba te gatunki, po brzozach, są najczęściej zasiedlane przez *I. obliquus* [Szczepkowski i in. 2013a, b] i dodatkowo są podatne na rozkład przez liczną grupę grzybów [Kubiak, Laurow 1994]. Jednak drewno buka i olszy jest w określonych warunkach uznawane za nieco trwalsze niż np. osiki i grabu [Prosiński 1984], co mogłoby tłumaczyć uzyskane wyniki. Wydawało się, że badane szczepy powinny w największym stopniu rozłożyć drewno tych gatunków drzew, z których zostały wyizolowane. Taka sytuacja miała miejsce tylko w przypadku szczepu C, pochodzącego z *C. betulus*, który spośród 6 analizowanych gatunków drzew najintensywniej rozłożył drewno grabu. Jednak izolat A (pochodzący z *A. glutinosa*) w istotnie większym stopniu rozłożył drewno *C. betulus* (tab. 2). Z kolei szczep B wyizolowany z *B. pendula* spowodował największy ubytek masy drewna osikowego (ryc.). Tym samym nie stwierdzono wpływu pochodzenia izolatu *I. obliquus* na jego efektywniejszą zdolność do rozkładu drewna tego samego gatunku drzewa w warunkach laboratoryjnych.

Stwierdzone wartości ubytku masy drewna (maksymalnie 31,9%) po czteromiesięcznym okresie inkubacji wskazują, że *I. obliquus* powoduje nie tylko rozległy [Sierota, Szczepkowski 2014], ale także bardzo intensywny rozkład drewna. Patogen w stosunkowo krótkim czasie

może znacząco obniżyć wartość surowca drzewnego i spowodować podatność pni na złamanie. Charakter zgnilizny powodowanej przez *I. obliquus* i jego wymagania w stosunku do żywicieli sprawiają, że należy traktować ten gatunek grzyba jako ważnego gospodarczo sprawcę rozkładu drewna gatunków drzew beztwardzielowych.

Literatura

- Aloui F., Ayadi N., Charrier F., Charrier B. 2004. Durability of European oak (*Quercus petraea* and *Quercus robur*) against white rot fungi (*Coriulus versicolor*): relations with phenol extractives. *Holz als Roh- und Werkstoff* 62: 286-290.
- Bazyar B. 2012. Decay resistance and physical properties of oil heat treated aspen wood. *BioResources* 7 (1): 696-705.
- Bärner J. 1942. Die Nutzhölzer der Welt. 1. Verlag J. Neumann, Neudamm.
- Bernicchia A. 2005. Polyporaceae s.l. *Fungi Europaei* 10. Candusso, Alasio.
- Blanchette R. A. 1982. Progressive stages of discoloration and decay associated with the canker-rot fungus, *Inonotus obliquus*, in birch. *Phytopathology* 72: 1272-1277.
- Boyce J. S. 1961. *Forest Pathology*. McGraw-Hill, New York.
- Brazeo N. J., Marra R. E., Göcke L., van Wassenae P. 2011. Non-destructive assessment of internal decay in three hardwood species of northeastern North America using sonic and electrical impedance tomography. *Forestry* 84 (1): 33-39. DOI: <https://doi.org/10.1093/forestry/cpq040>.
- Breitenbach J., Kränzlin F. 1986. *Fungi of Switzerland. 2. Non-gilled fungi. Heterobasidiomycetes, Aphylllophorales, Gasteromycetes*. Verlag Mykologia, Luzern.
- Campbell W. A., Davidson R. W. 1938. A *Poria* as the fruiting stage of the fungus causing the sterile conks on birch. *Mycologia* 30: 553-560.
- Cartwright K. S. G., Findlay W. P. K. 1951. Rozkład i konserwacja drewna. PWRiL, Warszawa.
- Černý A. 1976. *Lesnická fytopatologie*. Státní zemedelské nakladatelství, Praha.
- Černý A. 1989. *Parazitické dřevokazné houby*. Ministerstvo lesního a vodního hospodářství a dřevozpracujícího průmyslu ČR ve Státním zemedelském nakladatelství, Praha.
- Dai Y.-Ch. 2012. Polypore diversity in China with an annotated checklist of Chinese Polypores. *Mycoscience* 53: 49-80. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10267-011-0134-3>.
- Domański S. 1972. *Fungi. Polyporaceae I (resupinatae), Mucronoporaceae I (resupinatae)*. Foreign Scientific Publications Department of the National Center for Scientific, Technical and Economic Information, Warsaw.
- European Standard EN 113. 1996. Wood preservatives – Test method for determining the protective effectiveness against wood destroying basidiomycetes.
- Fedorov N. I. 1992. *Lesnaja fitopatologija*. Izdatel'stvo Vyššejšaja škola, Minsk.
- Fengel D., Wegener G. 1984. *Wood, chemistry, ultrastructure, reactions*. W. de Gruyter, Berlin – New York.
- Findlay W. P. K. 1939. Note on an abnormal fungus on birch. *Transactions of the British Mycological Society* 23 (2): 169-170.
- Hammer Ø., Harper D. A. T., Ryan P. D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Paleontologia Electronica* 4 (1): 9.
- Hillis W. E. 1987. *Heartwood and tree exudates*. Springer, Berlin.
- Kotlaba F. 1984. *Zemepisne rozšíření a ekologie chorošu (Polyporales s. l.) v Československu*. Academia, Praha.
- Krajewski A., Witomski P. 2005. *Ochrona drewna: surowca i materiału*. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
- Krzysik F. 1978. *Nauka o drewnie*. PWN, Warszawa.
- Kubiak M., Laurow Z. 1994. *Surowiec drzewny*. Fundacja Rozwój SGGW, Warszawa.
- Kuzmichev E. P., Sokolova E. S., Kulikova E. G. 2001. *Common Fungal Diseases of Russian Forests*. General Technical Report NE-279. US Department of Agriculture, Forest Service, Northeast Research Station.
- Lutomski K. 1995. Laboratory investigations on the durability of aspen (*Populus tremula* L.) wood on the fungi action. *Folia Forestalia Polonica, Ser. B*: 26: 85-92.
- Lutomski K., Cofta G. 1996. Laboratory research on the common birch wood (*Betula pendula* Roth.) resistance to the fungal attack. *Folia Forestalia Polonica, Ser. B*, 27: 85-93.
- Łakomy P., Kwaśna H., Ratajczak A., Molińska-Glura M. 2005. Wood decomposition ability of some isolates of *Bjerkandera adusta* and *Trametes versicolor*. *Phytopathologia Polonica* 38: 7-19.
- Łakomy P., Zarakowski T. 2000. Pine wood decomposition ability of different *Phlebiopsis gigantea* isolates. *Acta Mycologica* 35 (2): 323-329.
- Persoon C. H. 1801. *Synopsis Methodica Fungorum* 2: 548. Göttingen, Henricus Dieterich.
- Pięta 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. DOI: <https://doi.org/10.26202/sylwan.2017108>.
- PN-EN 350-1. 2000. *Trwałość drewna i materiałów drewnopochodnych. Naturalna trwałość drewna litego*. Wytyczne dotyczące zasad badania i klasyfikacji naturalnej trwałości drewna. Polski Komitet Normalizacyjny.

- PN-EN 350-2. 2000. Trwałość drewna i materiałów drewnopochodnych. Naturalna trwałość drewna litego. Wytyczne dotyczące naturalnej trwałości i podatności na nasycenie wybranych gatunków drewna mających znaczenie w Europie. Polski Komitet Normalizacyjny.
- Prosiński S. 1984. Chemia drewna. PWRiL, Warszawa.
- Rosnev B., Stiptzov V. 1986. On the resistance to rotting of the Beech (*Fagus sylvatica* L.) and the European hornbeam (*Carpinus betulus* L.). Gorskostopanska nauka 6: 56-61.
- Rypáček V. 1966. Biologie holzzerstörender Pilze. VEB Gustav Fischer-Verlag, Jena.
- Ryvarden L., Gilbertson R. L. 1993. European Polypores 1. Fungiflora, Oslo.
- Ryvarden L., Melo I. 2014. Poroid fungi of Europe. Synopsis Fungorum 31. Fungiflora, Oslo.
- Sacharczuk A. 1998. Różnice w zawartości substancji ekstrakcyjnych, pozyskanych z twardzieli i bielu drewna dębowego (*Quercus robur* L.). Przemysł Drzewny 6: 7-9.
- Scalbert A., Monties, B., Janin G. 1989. Tannins in wood: Comparison of different estimation methods. Journal of Agricultural and Food Chemistry 37: 1324-1329.
- Schmidt O. 2006. Wood and tree fungi. Biology, damage, protection, and use. Springer, Germany.
- Schwarze F. W. M. R., Engels J., Mattheck C. 2000. Fungal strategies of wood decay in trees. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg – New York.
- Sierota Z. 1997. Dry weight loss of wood after the inoculation of Scots pine stumps with *Phlebiopsis gigantea*. Forest Pathology 27 (3): 179-185. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.1997.tb00859.x>.
- Sierota Z., Nowakowska J. A., Sikora K., Wrzosek M., Żółciak A., Małecka M. 2015. What is important in selecting *Phlebiopsis gigantea* strain for commercial use? Journal of Agricultural Science and Technology B 5: 61-70. DOI: <https://doi.org/10.17265/2161-6264/2015.01.006>.
- Sierota Z., Szczepkowski A. 2014. Rozpoznawanie chorób infekcyjnych drzew leśnych. CILP, Warszawa.
- Sierota Z., Wrzosek M., Małecka M., Żółciak A. 2016. Decay indices for evaluating wood decomposition activity. Biocontrol Science & Technology 26 (2): 163-173. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2015.1085000>.
- Szczepkowski A. 2010a. Odporność drewna buka zwyczajnego (*Fagus sylvatica* L.), z drzew o zróżnicowanym stanie zdrowotnym, na rozkład powodowany przez grzyby. Leś. Pr. Bad. 71 (1): 29-38.
- Szczepkowski A. 2010b. Odporność drewna dębu szypułkowego (*Quercus robur* L.), z drzew o różnym stanie zdrowotnym, na rozkład powodowany przez grzyby. Leś. Pr. Bad. 71 (2): 125-133.
- Szczepkowski A. 2020. Błyskoporek podkorowy (włókouszek ukośny) *Inonotus obliquus* (Fr.) Pilát. W: Kujawa A., Ruszkiewicz-Michalska M., Kałucka I. L. [red.]. Grzyby chronione Polski. Rozmieszczenie, zagrożenia, rekomendacje ochronne. Instytut Środowiska Rolniczego i Leśnego Polskiej Akademii Nauk. 244-246.
- Szczepkowski A., Ohsensjusz M. 2006. The intensity of wood decay caused by *Ganoderma pfeifferi* Bres., and the influence of temperature on the growth of its mycelia in laboratory conditions. Annals of Warsaw Agricultural University. Forestry and Wood Technology 60: 65-73.
- Szczepkowski A., Piętka J. 2008. Stanowisko błyskoporka podkorowego *Inonotus obliquus* (Pers.: Fr.) Pilát na grabie zwyczajnym *Carpinus betulus* L. Wszechświat 109 (4-6): 140-141.
- Szczepkowski A., Piętka J., Grzywacz A. 2013a. Biologia i właściwości lecznicze błyskoporka podkorowego *Inonotus obliquus* (Fr.) Pilát. Sylwan 157 (3): 223-233. DOI: <https://doi.org/10.26202/sywan.2012050>.
- Szczepkowski A., Piętka J., Grzywacz A. 2013b. Występowanie i zasoby błyskoporka podkorowego *Inonotus obliquus* (Fr.) Pilát w środkowej i wschodniej Polsce oraz problemy jego ochrony. Sylwan 157 (7): 483-494. DOI: <https://doi.org/10.26202/sywan.2012051>.
- Terho M., Hantula J., Hallaksela A.-M. 2007. Occurrence and decay patterns of common wood-decay fungi in hazardous trees felled in the Helsinki City. Forest Pathology 37 (6): 420-432. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.2007.00518.x>.
- True R. P., Tryon E. H., King J. F. 1955. Cankers and decays of birch associated with two *Poria* species. Journal of Forestry 53 (6): 412-415.
- Wagenführ R., Scheiber C. 1974. Holzatlas. VEB Fachbuchverlag, Lipsk.
- Wojewoda W. 2003. Krytyczna lista wielkoowocnikowych grzybów podstawkowych w Polsce. W: Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków.
- Żółciak A., Kornilowicz-Kowalska T., Sierota Z., Iglík H. 2008. Enzymatic activity of *Phlebiopsis gigantea* isolates. Acta Mycologica 43 (1): 41-48. DOI: <https://doi.org/10.5586/am.2008.005>.
- Żółciak A., Sikora K., Nowakowska J. A., Małecka M., Borys M., Tereba T., Sierota Z. 2016. *Antrodia gossypium*, *Phlebiopsis gigantea* and *Heterobasidion parviporum* in vitro growth and Norway spruce wood block decay. Biocontrol Science & Technology 26 (12): 1706-1718. DOI: <https://doi.org/10.1080/09583157.2016.1236365>.
- Żółciak A., Sikora K., Wrzosek M., Damszel M., Sierota Z. 2020. Why *Phlebiopsis gigantea* does not always effectively inhibit root and butt rot in conifers? Forests 11 (2): 129. DOI: <https://doi.org/10.3390/f11020129>.