

Received: 29.09.2015 / Accepted: 23.11.2015

Colonization of rare and endangered seeds of plant species cultivated in maintenance breeding at The Living Gene Bank in Jagniątków by microscopic fungi

Zasiedlenie przez grzyby mikroskopowe nasion rzadkich i zagrożonych gatunków roślin uprawianych w hodowli zachowawczej w Żywym Banku Genów w Jagniątkowie

Wojciech Pusz^{1*}, Marta Kroczek², Agata Kaczmarek¹

Summary

The aim of the study was to determine the degree of seed colonization by fungi. The seeds were obtained from 11 selected rare plant species cultivated in The Living Gene Bank in Jagniątków (belong to Karkonosze National Park): *Aconitum plicatum*, *Allium sibiricum*, *Anemone alpina*, *Arabis alpina*, *Campanula bohemica*, *Drosera rotundifolia*, *Geum montanum*, *Pimpinella saxifraga* subsp. *rupestris*, *Rhodiola rosea*, *Saxifraga moschata* subsp. *basaltica*, *Saxifraga nivalis*. The mycological analysis revealed that the seeds were colonized by 23 species of fungi. *Alternaria alternata* was the most frequently isolated species from the non-disinfected seeds. The surface decontamination of seeds with sodium hypochlorite significantly reduced the number of obtained fungal colonies, and in the case an increase of the number of germinated seeds was recorded for *A. sibiricum* and *S. moschata* subsp. *basaltica*.

Key words: spermosphaere; fungi; rare plant species; gene bank; preservative breeding

Streszczenie

Celem przeprowadzonych badań było określenie stopnia zasiedlenia przez grzyby nasion wybranych gatunków rzadkich roślin uprawianych w Żywym Banku Genów w Jagniątkowie (należącym do Karkonoskiego Parku Narodowego). Materiałem do analizy mykologicznej były nasiona 11 gatunków roślin: *Aconitum plicatum*, *Allium sibiricum*, *Anemone alpina*, *Arabis alpina*, *Campanula bohemica*, *Drosera rotundifolia*, *Geum montanum*, *Pimpinella saxifraga* subsp. *rupestris*, *Rhodiola rosea*, *Saxifraga moschata* subsp. *basaltica*, *Saxifraga nivalis*. W trakcie analizy mykologicznej stwierdzono, że nasiona były zasiedlone przez 23 gatunki grzybów. W przypadku nasion nieodkażonych największym udziałem charakteryzował się gatunek *Alternaria alternata*. Odkazanie nasion podchlorynem sodu znacznie zmniejszyło liczbę uzyskanych kolonii grzybów, a w przypadku *A. sibiricum* oraz *S. moschata* subsp. *basaltica* wpłynęło na wzrost liczby skielkowanych nasion.

Słowa kluczowe: spermosfera; grzyby; rzadkie gatunki roślin; bank genów; hodowla zachowawcza

¹Uniwersytet Przyrodniczy we Wrocławiu
Katedra Ochrony Roślin
pl. Grunwaldzki 24A, 50-363 Wrocław

²Karkonoski Park Narodowy
Chałubińskiego 23, 58-570 Jelenia Góra

*corresponding author: wojciech.pusz@up.wroc.pl

Wstęp / Introduction

Karkonosze są stosunkowo niskim pasmem gór (najwyższy szczyt – Śnieżka o wysokości 1602 m n.p.m.), lecz wiekowo starym i zerodowanym, które zostało wydźwignięte w okresie fałdowania alpejskiego (Szczęśniak i wsp. 2009). Między innymi ten fakt wpłynął na powstanie enklaw wysokogórskich, cechujących się dużą skalistością oraz kotłów polodowcowych, gdzie występują rzadkie i bardzo rzadkie gatunki roślin, zaliczane do reliktywów glacialnych oraz endemitów (Chlebicki 2002; Szczęśniak i wsp. 2009; Dworzycy i Krocze 2013).

W ostatnich dziesięcioleciach obserwuje się w Karkonoszach spadek liczebności populacji rzadkich gatunków roślin, który w skrajnych sytuacjach może doprowadzić do ich zamierania (Żołnier i wsp. 2004). Zagrożone są gatunki, które świadczą o wyjątkowości Karkonoszy, w tym endemity, jak np. *Campanula bohémica* oraz relikty glacialne, tj. *Allium sibiricum*, *Arabis alpina*, *Geum montanum* czy też gatunki rodzaju *Saxifraga*: *S. nivalis*, *S. moschata* (Mirek i wsp. 2002; Żołnier i wsp. 2004; Szczęśniak i wsp. 2009). Jeszcze gorzej przedstawia się sytuacja, gdy porównywane są obecnie prowadzone analizy florystyczne z tymi historycznymi (Fabiszewski i Kwiatkowski 2002). Dlatego też w Karkonoskim Parku Narodowym (KPN) prowadzone są od wielu lat różnego rodzaju przedsięwzięcia, których nadrzędnym celem jest zahamowanie tego procesu oraz ochrona zarówno siedlisk, jak i samych gatunków zagrożonych wymarciem. Jednym z takich działań było stworzenie w 2010 roku Żywego Banku Genów KPN w Jagniątkowie. Zadaniem Banku jest zabezpieczenie zasobów genowych rzadkich i zagrożonych gatunków roślin występujących w Karkonoszach oraz opracowanie metodyki uprawy, a następnie hodowli *ex situ* oraz ich ewentualnej reintrodukcji (Dworzycy i Krocze 2013).

Jednym z największych problemów, z jakimi borykają się przyrodnicy w Żywym Banku Genów jest niski procent skielkowanych nasion, co ma bezpośredni wpływ na dalszą hodowlę zachowawczą gatunków roślin, nie mówiąc już o ich reintrodukcji na stanowiskach naturalnych (Dworzycy i Krocze 2013).

Celem przeprowadzonych badań było określenie stopnia zasiedlenia nasion wybranych gatunków roślin przez grzyby.

Materiały i metody / Materials and methods

Materiałem do analizy mykologicznej były nasiona 11 gatunków roślin: *Aconitum plicatum* (tojad sudecki), *Allium sibiricum* (czosnek syberyjski), *Anemone alpina* (sasanka alpejska), *Arabis alpina* (gęsiówka alpejska), *Campanula bohémica* (dzwonek karkonoski), *Drosera rotundifolia* (rosiczka okrągłolistna), *Geum montanum* (kuklik górski), *Pimpinella saxifraga* subsp. *rupestris* (biedzeniec mniejszy), *Rhodiola rosea* (rózeniec górski), *Saxifraga moschata* subsp. *basaltica* (skalnica bazaltowa), *Saxifraga nivalis* (skalnica śnieżna) zaliczanych według IUCN (International Union for Conservation of Nature – Międzynarodowa Unia Ochrony Przyrody) (2001) do kate-

gorii CR (critically endangered – krytycznie zagrożony), EN (endangered – zagrożony wyginięciem) oraz VU (vulnerable – narażony).

Nasiona zostały zebrane ze stanowisk naturalnych (Wielki Śnieżny Kocioł, Mały Śnieżny Kocioł) we wrześniu i październiku 2013 roku. Następnie przechowywane były w ciemności, w sterylnych kopertach papierowych w temperaturze 20–20°C. Pierwszą analizę wykonano 6 tygodni po zbiorze nasion (I termin). Kolejną analizę wykonano po półrocznym okresie przechowywania (II termin), a ostatnia analiza przypadła na okres około 18 miesięcy po zbiorze (III termin).

Nasiona zostały podzielone na dwie partie: jedna z nich (obejmująca nasiona 11 gatunków roślin) została wyłożona bezpośrednio na szalki Petriego z 2% zestaloną pożywką maltozową. Z powodu małej liczby uzyskanych nasion odkażono powierzchniowo nasiona 5 gatunków roślin (*A. plicatum*, *A. sibiricum*, *A. alpina*, *G. montanum*, *P. saxifraga* subsp. *rupestris*) przed wyłożeniem na pożywkę – 1% roztworem podchlorynu sodu przez 30 sekund. Wyrastające z nasion kolonie grzybów oznaczono do gatunku na podstawie cech morfologicznych (Pitt i Hocking 2009; Watanabe 2011).

Dodatkowo, po 18 miesięcznym okresie przechowywania, określono zdolność i energię kiełkowania nasion zgodnie z zalecaną przez Lasy Państwowe metodyką do oceny przedsięwzięcia nasion (Załęski 2000). Nasiona: *A. plicatum*, *A. sibiricum*, *D. rotundifolia*, *G. montanum*, *P. saxifraga* subsp. *rupestris*, *R. rosea*, *S. moschata* subsp. *basaltica*, *S. nivalis* zostały również poddane działaniu 1% podchlorynu sodu przez 30 sekund, aby określić ewentualny wpływ stosowania tego zabiegu na ich zdolność i energię kiełkowania.

Ze względu na różną dostępność nasion badanych gatunków roślin zmienna była liczba nasion (w zależności od gatunku rośliny od 30 do 50 sztuk) oraz liczba samych gatunków roślin. Biorąc jednak pod uwagę pionierski charakter tych badań, można uznać, że badane próby były reprezentatywne i oddają zaistniały stan rzeczy.

Wyniki i dyskusja / Results and discussion

W trakcie analizy mykologicznej stwierdzono, że nasiona są zasiedlone przez 23 gatunki grzybów. W przypadku nasion nieodkażonych największym udziałem charakteryzował się gatunek *Alternaria alternata*. Wyjątkiem były nasiona *A. plicatum*, gdzie dominował *Truncatella hartigii* (44,2% wszystkich wyizolowanych grzybów); *A. sibiricum* z dominantem *Arthrinium pheospermum* (stanowił 37,9% wszystkich wyosobnionych gatunków); *C. bohémica*, gdzie *Cladosporium cladosporioides* stanowił 38,1% ogółu uzyskanych kolonii. Natomiast w przypadku *G. montanum* największym udziałem charakteryzował się gatunek *Botrytis cinerea*, który stanowił 42,9% ogółu wyosobnionych gatunków (tab. 1a, b).

Wśród grzybów wyizolowanych z nasion odkażonych *A. alternata* dominował w spermosferze *A. plicatum* (64,5%) oraz *P. saxifraga* (81,9%). W przypadku *A. sibiricum* zaistniała identyczna sytuacja, jak w wariancie z nasionami nieodkażonymi – większość stanowił *A. phe-*

Tabela 1a. Grzyby wyizolowane z nasion nieodkazanych powierzchniowo
Table 1a. Fungi isolated from non-disinfected seeds

Gatunek grzyba Fungal species	Gatunek rośliny – Plant species																			
	<i>Aconitum plicatum</i>				<i>Allium sibiricum</i>				<i>Anemone alpina</i>				<i>Arabis alpina</i>				<i>Campanula bohemica</i>			
	I	II	III	%	I	II	III	%	I	II	III	%	I	II	III	%	I	II	III	%
Procent nasion zasiedlonych przez grzyby Percentage of seeds colonized by fungi	100	100	100		74	70	100		50	100	100		28	100	50		66	95	100	
<i>Alternaria alternata</i>	44	43		42,2		1		0,9	17	1	35	44,9	10	40	2	69,4	1	20	7	27,4
<i>Alternaria botrytis</i>					2			1,8					1			1,3		2	4	5,9
<i>Arthium phaeospermum</i>							42	37,9												
<i>Aspergillus niger</i>	1			0,9																
<i>Botrytis cinerea</i>	3	3		2,9	20	2	1	20,8	9	25		28,9	3			4	4			3,9
<i>Chaetomium glaucum</i>					1			0,9												
<i>Cladosporium cladosporioides</i>			3	2,9									1	12	17,3	21	1	17		38,1
<i>Cladosporium herbarum</i>													2			2,7				
<i>Epicoecum nigrum</i>							1	0,9	2		1	2,6						3		2,9
<i>Fusarium oxysporum</i>					9			8,2			2	1,7	1			1,3	3			2,9
<i>Gibberella avenacea</i>									7			5,8							1	3,5
<i>Mucor hiemalis</i>																		1		3,5
<i>Penicillium chrysogenum</i>	1			0,9									1			1,3			1	3,5
<i>Penicillium glabrum</i>																			1	3,5
<i>Penicillium notatum</i>	1		1	0,9									1	1	2,7			2		6,9
<i>Phoma levellei</i>																				
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>		3		2,9		3	6	8,2										2		1,9
<i>Trichoderma harzianum</i>	1	1	2	1,3			2	1,8	2		17	16,1							5	17,2
<i>Trichoderma viride</i>		1		0,9																
<i>Truncatella hartigii</i>			45	44,2													1			0,9
Kolonie drożdżoidalne – Yeast colonies					19	2		18,6									6	6	3	15,2
Razem kolonii Total numbers of colonies	51	51	51	100	39	20	52	100	30	33	55	100	13	47	15	100	29	36	37	100

Tabela 1b. Grzyby wyizolowane z nasion nieodkaszanych powierzchniowo
Table 1b. Fungi isolated from non-disinfected seeds

Gatunek grzyba Fungal species	Gatunek roślinny – Plant species																			
	<i>Geum montanum</i>			<i>Pimpinella saxifraga</i> subsp. <i>rupestris</i>			<i>Rhodiola rosea</i>			<i>Saxifraga moschata</i> subsp. <i>basaltica</i>			<i>Saxifraga nivalis</i>							
	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III	I	II	III					
Procent nasion zasiedlonych przez grzyby Percentage of seeds colonized by fungi	100	100	100	100	100	100	%			%			0	98	90	%				
	6			3,9	50	36	26	60,9	2	7		23,7		11	17	44,4	4	8	3	23,1
		1		0,6		1	5	3,2		1		2,7		7	4	17,5		3		4,6
					1			0,5						1		1,5				
		5	16	44	42,9		10	14	13											
<i>Botrytis cinerea</i>														1		1,5	14			21,5
<i>Chaetomium glacier</i>	9			5,9																
<i>Cladosporium cladosporioides</i>		2		1,3		4		2,1	4			10,5		1	4	7,2		5		7,7
<i>Cladosporium herbarum</i>														1		1,5		2	3	7,7
<i>Epicoccum nigrum</i>						1	1	1,1												
<i>Fusarium oxysporum</i>														5				2		3,1
<i>Fusarium poae</i>		1		0,6														2		3,1
<i>Gibberella avenacea</i>		2		1,3						4			10,5					1		1,5
<i>Gibberella intricans</i>							1	0,5										2		3,1
<i>Mucor hiemalis</i>						5		2,8				2,7								
<i>Penicillium chrysogenum</i>												2,7		1						
<i>Penicillium glabrum</i>																				
<i>Penicillium notatum</i>	2			1,3	2			1,1	1	7		21								
<i>Penicillium</i> spp.										3		7,7								
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>			10	6,3												4	6,4			
<i>Trichoderma harzianum</i>					1		1	1,1												
<i>Trichoderma viride</i>					20			11												
<i>Truncatella hartigii</i>	25	14	16	35,9					1			2,7								
Kolonie drożdżoidalne – Yeast colonies						5		2,7						10	2	20		7	9	24,6
Razem kolonii Total numbers of colonies	47	36	70	100	74	62	48	100	12	26	0	100	0	32	31	100	18	32	15	100

I – termin analizy mykologicznej nasion przeprowadzonej po 6 tygodniach od poboru nasion – mycological analysis of seeds conducted 6 weeks after the harvest of seed

II – termin analizy mykologicznej nasion przeprowadzonej po 6 miesiącach od poboru nasion – mycological analysis of seeds conducted 6 months after the harvest of seed

III – termin analizy mykologicznej nasion przeprowadzonej po 18 miesiącach od poboru nasion – mycological analysis of seeds conducted 18 months after the harvest of seed

ospermum (32,6%). Natomiast grzyb *Chaetomium glaucum* był dominantem zasiedlającym nasiona *A. alpina* (47,7%), a *B. cinerea* (28,9%) – *G. montanum* (tab. 2).

Z nasion większości badanych gatunków roślin licznie wyizolowano *A. alternata*. Gatunek ten wyosabniało zarówno z nasion nieodkaszonych, jak i odkaszonych podchlorynem sodu, co świadczy o trwałym, wewnętrznym penetrowaniu nasion przez grzybnie. Wyniki autorów potwierdzają wcześniejsze doniesienia dotyczące nasion innych roślin (Jajor 2006). Występowanie *A. alternata* na przechowywanych nasionach nie zawsze świadczy o złej jakości materiału siewnego (Pusz 2009), co znajduje swoje potwierdzenie w określaniu zdolności kiełkowania badanych nasion. W przypadku nasion *P. saxifraga* subsp. *rupestris* oraz *S. moschata* subsp. *basaltica*, gdzie *A. alternata* stanowił zdecydowaną większość wśród wszystkich wyosobnionych grzybów, stwierdzono do około 40% niekiełkowanych nasion, gdy np. w przypadku *A. plicatum* było to 100%, *G. montanum* – 98%, a *R. rosea* blisko 91% (tab. 3). Tylko nasiona tego ostatniego gatunku były zasiedlone w największym stopniu przez *A. alternata*. Grzyb ten jest uważany za typowego przedstawiciela spermosfery i może być uwzględniany jako jeden ze wskaźników złej jakości nasion (Logrieco i wsp. 2009). Jednak inni uważają, że to głównie grzyby rodzaju *Fusarium* znacznie obniżają jakość nasion (Jajor 2006; Pusz 2009; Kordas i wsp. 2015). W przeprowadzonym doświadczeniu *Fusarium* spp. w największym stopniu zasiedlały nasiona *A. sibiricum*, *A. alpina* oraz *R. rosea*. Podobna sytuacja miała miejsce w przypadku *B. cinerea*, który licznie zasiedlając nasiona *A. sibiricum*, *G. montanum* oraz *P. saxifraga* subsp. *rupestris* znacznie obniżył ich wigor. Uzyskane wyniki znajdują potwierdzenie w pracach innych badaczy (Jajor 2006).

Odkaszenie nasion podchlorynem sodu znacznie zmniejszyło liczbę uzyskanych kolonii grzybów. Potwierdzają to badania innych autorów, którzy zaobserwowali, że odkaszenie powierzchniowe pozwala określić stopień zasiedlenia wnętrza nasiona przez grzyby (Xu i Nicholson 2009). Okazało się, że niektóre grzyby występują zarówno na powierzchni, jak i wnikają do wnętrza nasiona, co znacznie wpływa na ich jakość. Taka sytuacja miała miejsce w przypadku *A. sibiricum*, gdzie zarówno powierzchnia, jak i wnętrze nasion były zasiedlone w największym stopniu przez *A. phaeospermum*. W trakcie badań wigoru nasion stwierdzono, że aż 81% z nich nie kiełkowało. Negatywny wpływ tego gatunku na nasiona znajduje swoje potwierdzenie w badaniach innych autorów (Niaz i Dawar 2009). Z kolei w przypadku nasion *A. plicatum*, powierzchniowe odkaszenie wykazało, że wnętrze badanego materiału jest zasiedlone w dużym stopniu przez

A. alternata oraz *B. cinerea*. Ten drugi gatunek jest zdolny do zasiedlania wnętrza tkanek, co stwierdzono w przypadku *A. sibiricum*, *A. alpina* oraz *G. montanum*. *B. cinerea* jest pospolitym patogenem wielu gatunków roślin i wpływa negatywnie zarówno na wigor nasion, jak i wzrost oraz rozwój roślin (Sowley i wsp. 2010).

Na kiełkowanie nasion oprócz stopnia zasiedlenia przez grzyby mają także wpływ inne czynniki, jak np. termin zbioru nasion czy też wilgotność (Magan i wsp. 2010). Znaczenie może mieć także odkaszenie powierzchniowe, którego celem jest ograniczenie zasiedlenia nasion przez grzyby. Okazało się, że tylko w przypadku *A. sibiricum* oraz *S. moschata* subsp. *basaltica* zastosowanie podchlorynu sodu jako środka odkaszającego nie wpłynęło na zwiększenie liczby skielkowanych nasion (tab. 3). Interesujący jest również fakt, że nasiona potraktowane podchlorynem sodu znacznie szybciej kiełkowały niż nasiona nieodkaszane. Zwiększenie liczby skielkowanych nasion po ich odkaszeniu podchlorynem sodu znajduje swoje potwierdzenie w pracach innych autorów (Weiner i Domaradzka 2005).

Rozpatrywany problem zasiedlenia nasion rzadkich gatunków roślin i zagrożonych wyginięciem jest tematyką, która wpisuje się doskonale w ochronę rzadkich gatunków roślin oraz podejmowanych prób ich reintrodukcji i hodowli zachowawczej (Cooper i wsp. 2004; Alsos i wsp. 2013; Dworzycy i Kroczyk 2013). Analizy mykologiczne nasion powinny być przeprowadzane standardowo, a ich wyniki mogą być wykorzystane przez służby ochrony przyrody.

Wnioski / Conclusions

1. Nasiona rzadkich i zagrożonych gatunków roślin uprawianych w ramach hodowli zachowawczej w Żywym Banku Genów w Jagniątkowie są w znacznym stopniu zasiedlone przez grzyby, co może być spowodowane nieodpowiednim terminem zbioru nasion oraz ich przechowywaniem.
2. Odkaszenie powierzchniowe nasion podchlorynem sodu ogranicza liczbę kolonii grzybów.
3. W przypadku *A. sibiricum* oraz *S. moschata* subsp. *basaltica* odkaszenie powierzchniowe podchlorynem sodu wpłynęło na wzrost liczby skielkowanych nasion.
4. Konieczne jest określenie dokładnego terminu zbioru nasion poszczególnych gatunków roślin.

Praca finansowana przez Fundusz Leśny Państwowego Gospodarstwa Leśnego „Lasy Państwowe”.

Literatura / References

- Alsos I.G., Muller E., Eidesen P.B. 2013. Germinating seeds or tubers in 87 of 113 tested Arctic species indicating potential for ex situ seed bank storage. *Polar Biology* 36 (6): 819–830.
- Chlebicki A. 2002. Biogeographic relationships between fungi and selected glacial relict plants. *Monographiae Botanicae* vol. 90. Polish Botanical Society, Warszawa, 233 pp.
- Cooper E.J., Alsos I.G., Hagen D., Smith F.M., Coulson S.J., Hodgkinson I.D. 2004. Plant recruitment in the High Arctic: seed bank and seedling emergence on Svalbard. *Journal of Vegetation Science* 15 (1): 115–124.

- Dworzycki K., Krocze M. 2013. Próby kiełkowania nasion rzadkich i zagrożonych gatunków roślin z terenu Karkonoskiego Parku Narodowego. *Opera Corcontica* 50: 27–34.
- Fabiszewski J., Kwiatkowski P. 2002. Threatened vascular plants of the Sudeten Mountains. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae* 71 (4): 339–350.
- IUCN 2001. IUCN Red List Categories and Criteria (Version 3.1). <http://www.iucn.org/themes/ssc/redlist/RLcats2001.booklet.html> [Accessed: 05.10.2015].
- Jajor E. 2006. Zasiadlenie przez grzyby nasion odmian populacyjnych i mieszańcowych rzepaku pochodzących ze zbioru 2004 roku. [Colonisation of seeds of open-pollinated and hybrid oilseed rape cultivars from 2004 harvest]. *Progress in Plant Protection/Postępy w Ochronie Roślin* 46 (2): 572–575.
- Kordas L., Pusz W., Czapka T., Kacprzyk R. 2015. The effect of low-temperature plasma on fungus colonization of winter wheat grain and on seed quality. *Polish Journal of Environmental Studies* 24 (1): 433–438.
- Logrieco A., Moretti A., Solfrizzo M. 2009. Alternaria toxins and plant diseases: an overview of origin, occurrence and risks. *World Mycotoxin Journal* 2 (2): 129–140.
- Magan N., Aldred D., Mylona K., Lambert R.J.W. 2010. Limiting mycotoxins in stored wheat – a review. *Food Additives and Contaminants* 27 (05): 644–650.
- Mirek Z., Piękoś-Mirkowa H., Zając A., Zając M. 2002. Flowering plants and pteridophytes of Poland: a checklist. Instytut Botaniki PAN, Kraków, 442 pp.
- Niaz I., Dawar S. 2009. Detection of seed borne mycoflora in maize (*Zea mays* L.). *Pakistani Journal of Botany* 41 (1): 443–451.
- Pitt J.I., Hocking A.D. 2009. Fungi and food spoilage. Springer, New York, 320 pp.
- Pusz W. 2009. Fungi from seeds of *Amaranthus* spp. *Phytopathologia* 54: 15–21.
- Sowley E.N., Dowey F.M., Shaw M.W. 2010. Persistent, symptomless, systemic, and seed-borne infection of lettuce by *Botrytis cinerea*. *European Journal of Plant Pathology* 126 (1): 61–71.
- Szczęśniak E., Malicki M., Kuś D. 2009. *Saxifraga nivalis* L. w Karkonoszach – stan aktualny i próby wzmocnienia populacji. *Acta Botanica Silesiaca* 4: 107–116.
- Watanabe T. 2011. Pictorial atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and key to species. CRC Press, Washington, 420 pp.
- Weiner W., Domaradzka O. 2005. Badania odkażania nasion papryki. *Inżynieria Rolnicza* 9: 361–365.
- Xu X.M., Nicholson P. 2009. Community ecology of fungal pathogens causing wheat head blight. *Annual Review of Phytopathology* 47: 83–109.
- Załęski A. 2000. Zasady i metodyka oceny nasion w Lasach Państwowych. CIIP, Warszawa, 180 ss.
- Żołniercz L., Wojtuń B., Kwiatkowski P., Matuła J. 2004. Ocena stanu populacji wybranych rzadkich gatunków roślin w Karkonoskim Parku Narodowym. *Opera Corcontica* 41: 229–235.