

Instytut Biologii, Uniwersytet Pedagogiczny w Krakowie  
ul. Podchorążych 2, 32-084 Kraków,  
e-mail: rzepkzf@up.krakow.pl

KATARZYNA MOŹDŻEŃ, ANDRZEJ RZEPKA

**Rola łupiny nasiennej podczas kiełkowania  
i wzrostu nasion bobu (*Vicia faba* L.)  
w obecności siarczanu ołowiu**

The role of the seed coat on germination and growth of broad beans  
(*Vicia faba* L.) in lead sulfate conditions

**Streszczenie.** Celem niniejszej pracy było określenie wpływu siarczanu ołowiu na kiełkowanie nasion bobu (*Vicia faba* L.) z łupiną nasienną i bez łupiny nasiennej oraz na wzrost roślin z nich wyrosłych. Nasiona traktowano wodnymi roztworami siarczanu ołowiu o stężeniach 0,1 i 1% PbSO<sub>4</sub>. Stwierdzono, że sole ołowiu zmniejszały energię i siłę kiełkowania nasion bobu, hamowały wzrost korzeni zarówno w obecności łupiny nasiennej, jak i przy jej braku. Wzrost pędów był istotnie zahamowany u roślin wyrosłych z nasion bez łupiny nasiennej w obu stężeniach PbSO<sub>4</sub>. Pędy roślin wyrosłe z nasion z łupiną nasienną były jedynie krótsze przy stężeniu 1%. Większe stężenie PbSO<sub>4</sub> skutkowało mniejszym przyrostem świeżej i suchej masy organów bobu. Największe różnice w procentowej zawartości wody wykazano w liściach roślin bobu. Wyniki badań wskazują, że większą tolerancję na ołów mają rośliny wyrosłe z nasion posiadających łupinę nasienną.

**Słowa kluczowe:** kiełkowanie, łupina nasienne, morfologia, siarczan ołowiu, *Vicia faba* L.

WSTĘP

Mianem metali ciężkich określa się pierwiastki zarówno niezbędne dla żywych organizmów, jak i te zbyteczne dla ich wzrostu i rozwoju [Ashraf i in. 2015]. W ostatnich latach zauważa się zawężenie tego pojęcia do metali w największym stopniu skażających środowisko i działających toksycznie [Grimm i in. 2008, Grover i in. 2010, Shahid i in. 2011]. Jednym z nich jest ołów, który w skorupie ziemskiej występuje głównie w postaci dwuwartościowej i przejawia właściwości chalkofilne. W środowisku głównymi źródłami zanieczyszczeń ołowiem są spalane paliwa oraz emisje przemysłowe. Ołów stosowany jest do wyrobu aparatury chemicznej, osłon do kabli, amunicji. Tlenki ołowiu używane są m.in. do wytwarzania szkła ołowiowego, farb, emalii, zapalek [Abramczyk 1998].

W glebie duża koncentracja ołowiu powoduje obniżenie jej aktywności biologicznej [Chaney i in. 1998, Huang i in. 2007, Li i in. 2007]. W wodach zawartość ołowiu jest

niska ze względu na małą rozpuszczalność związków, w których ołów występuje. Nie oznacza to jednak całkowitego jego braku, ponieważ ołów rozproszony w wodzie w postaci zawiesiny utrzymuje się w niej długo i ulega intensywnej akumulacji biologicznej przez glony, rośliny, skorupiaki i ryby [Klavins i in. 2009, Zhao i in. 2012, Malar i in. 2014, Ferhad i in. 2016]. W powietrzu ze względu na globalne zanieczyszczenie środowiska największą kumulację ołowiu obserwuje się na półkuli północnej [Watanabe 1997].

Metale ciężkie w organizmach żywych wywołują zmiany, w następstwie których może dochodzić do poważnych zaburzeń ich metabolizmu [Prasad 1995, Gallego i in. 1996, Gwóźdź i in. 1997]. W przypadku roślin ołów w nadmiernych ilościach wpływa negatywnie na ich procesy życiowe. Powoduje przede wszystkim zaburzenia aktywności fotosyntezy, podziałów komórkowych, metabolizmu azotowego oraz gospodarki wodnej. W efekcie zmniejsza plonowanie roślin, powoduje nekrozy, zaczerwienienie liści oraz hamuje wzrost korzeni i gęstości włókników [Kabata-Pendias i Mukherjee 2007, Ashraf i in. 2015, Ferhad i in. 2016]. W związku z tym zawartość ołowiu, zwłaszcza w roślinach uprawnych, wymaga systematycznego monitoringu, bowiem niebezpieczne jego stężenia mogą być nie tylko zagrożeniem dla roślin, ale także dla zwierząt i ludzi [Gorlach i Gambuś 2000, Ociepa-Kubicka i Ociepa 2012].

Nasiona roślin strączkowych od wieków stanowią jeden z najstarszych pokarmów człowieka. W ostatnich latach dietetycy podkreślają konieczność spożywania nasion strączkowych z powodu zawartości istotnych w trawieniu substancji, stanowiących antidotum na skażenia pokarmów i środowiska. Substancje te przeciwdziałają powstawaniu chorób cywilizacyjnych. Rośliny strączkowe cenione są głównie z uwagi na dużą zawartość białka, błonnika, węglowodanów, tłuszczów oraz witamin: B<sub>1</sub>, B<sub>2</sub>, PP, C i prowitaminy A. Ponadto zawierają duże ilości wapnia, fosforu, żelaza, magnezu i karotenu. Zatem jakość nasion i możliwość szczegółowej oceny procesu ich kiełkowania oraz późniejszego wzrostu mają ogromne znaczenie dla rolnictwa, a także dla wielu gałęzi przemysłu, z którymi rolnictwo jest związane.

Celem niniejszej pracy było określenie wpływu wodnego roztworu siarczanu ołowiu o stężeniach 0,1 i 1% na kiełkowanie i wzrost nasion bobu (*Vicia faba* L.) z łupiną nasienną i bez łupiny nasiennej. Wyznaczono energię i siłę kiełkowania nasion, wzrost korzeni i pędów roślin bobu z nich wyrosłych, przyrost świeżej i suchej masy oraz procentową zawartość wody w korzeniu, łodydze, liściach i ogonkach liściowych z przylistkami *V. faba*.

## MATERIAŁ I METODY

### Zdolność kiełkowania

Przeplukane pod wodą bieżącą i destylowaną nasiona bobu (*Vicia faba* L.) podzielono na dwie grupy badawcze. Jedną stanowiły nasiona z łupiną nasienną, a drugą nasiona pozbawione łupiny nasiennej. Tak przygotowany materiał roślinny wyłożono na sterylne szalki z bibułą filtracyjną zwilżoną wodnymi roztworami siarczanu ołowiu (PbSO<sub>4</sub>) o stężeniach 0,1 i 1% oraz wodą destylowaną, która stanowiła grupę kontrolną nasion z łupiną i bez łupiny nasiennej. Szalki z nasionami umieszczono w kiełkowniku w temperaturze 25°C ±1°C. Co 24 h przez 3 pierwsze dni sprawdzano energię kiełkowania, a po 7 dniach wyznaczono siłę kiełkowania nasion bobu. Za wykiełkowane nasiona uważano

te, których korzeń zarodkowy miał wielkość równą lub większą niż połowa wielkości nasiona. Każda próba liczyła po 50 nasion, a doświadczenie przeprowadzono w 5 powtórzeniach.

### Warunki hodowli

Siewki bobu z łupiną nasienną i bez łupiny po 72 h kiełkowania na podłożach z siarczanem ołowiu (0,1 i 1%) i na wodzie destylowanej wysadzono w doniczkach z piaskiem rzeczny płukany o średnicy ziaren do 4 mm. Następnie materiał roślinny umieszczono na 21 dni w komorze fitotronowej o fotoperiodzie 12/12 h, przy natężeniu światła  $250 \mu\text{mol} \cdot (\text{fotonów}) \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ , w temperaturze 25°C (dzień) /18°C (noc) i wilgotności względnej (RH%) 60–70%. Każda próba liczyła po 10 siewek, a doświadczenie przeprowadzono w 5 powtórzeniach.

### Morfometria roślin

Za pomocą suwmiarki zmierzono przyrost korzeni i pędów roślin bobu (*V. faba*) wrosłych z nasion z łupiną i bez łupiny nasiennej na podłożach z wodnymi roztworami 0,1 i 1%  $\text{PbSO}_4$  i na wodzie destylowanej (kontrola).

### Świeża i sucha masa oraz procentowa zawartość wody

Świeżą masę organów bobu, tj. korzenia, łodygi, liści i ogonków z przylistkami, wyznaczono po 21 dniach. W celu oznaczenia suchej masy organy roślinne suszono przez 48 h w temp. 105°C. Na podstawie uzyskanych mas wyznaczono procentową zawartość wody w organach roślin bobu.

### Analiza statystyczna

Uzyskane wyniki poddano ocenie statystycznej, wykonując test Levena na jednorodność wariancji. Istotność różnic między obiektami weryfikowano testem Kruskala-Wallisa przy  $P \leq 0,05$ . Otrzymane wyniki stanowią wartości SD z  $n = 5$  niezależnych powtórzeń. W obliczeniach wykorzystano program Statistica 10.0 for Windows.

## WYNIKI I DYSKUSJA

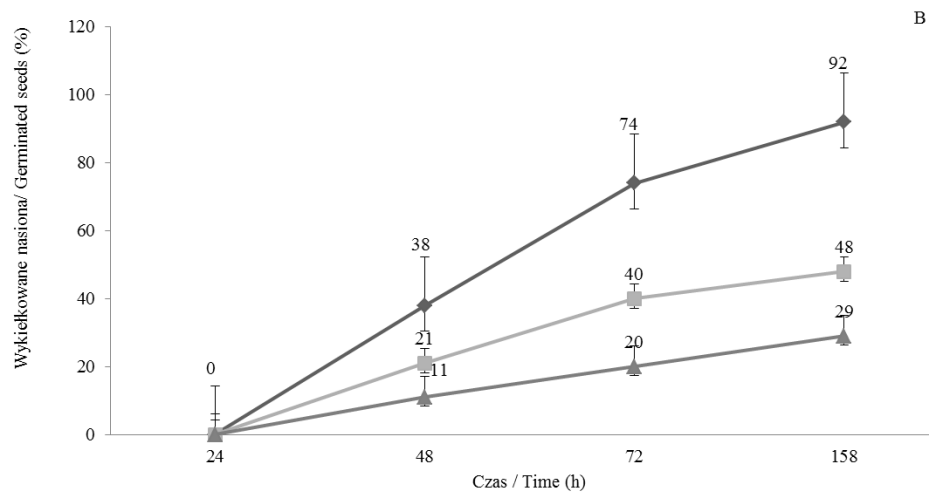
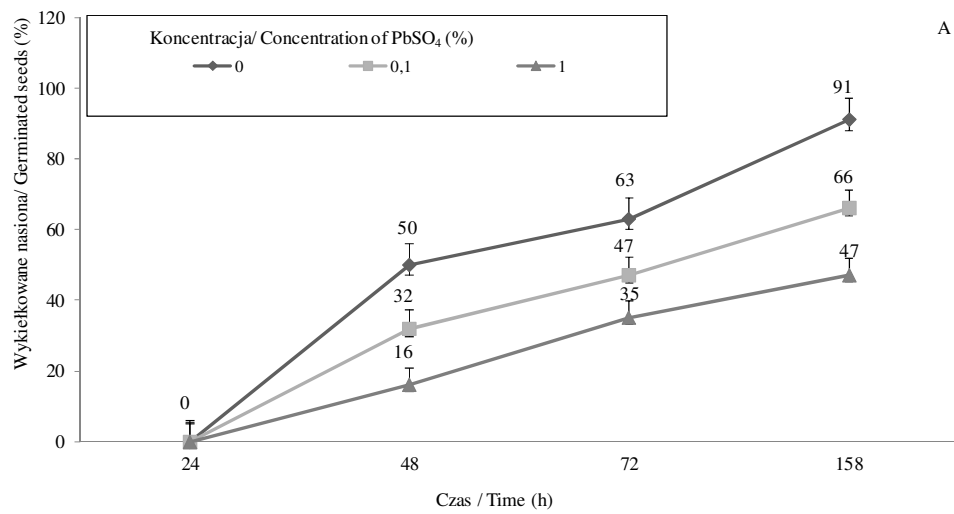
Procesy kiełkowania, wzrostu i rozwoju nasion są ze sobą powiązane. Regulowane są na poziomie molekularnym, subkomórkowym i komórkowym oraz na poziomie całego nasienia. Kiełkowanie jest procesem złożonym z cząstkowych procesów fizjologicznych, którego efektem są zmiany morfologiczne obserwowane makroskopowo. Pierwszy etap obejmuje reakcje kataboliczne (hydrolityczny rozpad substancji zapasowych) i procesy anaboliczne w zarodku (faza fizyczna). Drugi etap stanowi fazę biochemiczną, w której następuje rozpad związków zapasowych i transport ich produktów do tkanek rosnących. W trzecim etapie maleje rozpad związków zapasowych i wzrasta intensywność reakcji anabolicznych w tkankach rosnących. Następuje wzrost zarodka, który przebija chroniącą go łupinę nasienną, stając się kiełkiem, a następnie siewką (faza fizjologiczna) [Bewley 1997].

Łupina nasienna podczas rozwoju i dojrzewania nasion ulega różnym zmianom i przekształceniom biologicznym, fizycznym i chemicznym – typowym dla określonych taksonów. Spełnia ona głównie funkcje ochronne i troficzne [Grzesiuk i Kulka 1981]. W pierwszej fazie kiełkowania łupina nasienna ogranicza wpływ substancji, w tym jonów ołowiu, do nasienia. Ołów osadza się na powierzchni łupiny nasiennej i wnika do jej wnętrza, przez co blokuje drogę, którą woda dostaje się do zarodka. Jednak nadmierne jego stężenie ogranicza działanie tych barier ochronnych, co wiąże się dodatkowo z jego negatywnym oddziaływaniem na kiełkowanie [Wierzbicka i Obidzińska 1998].

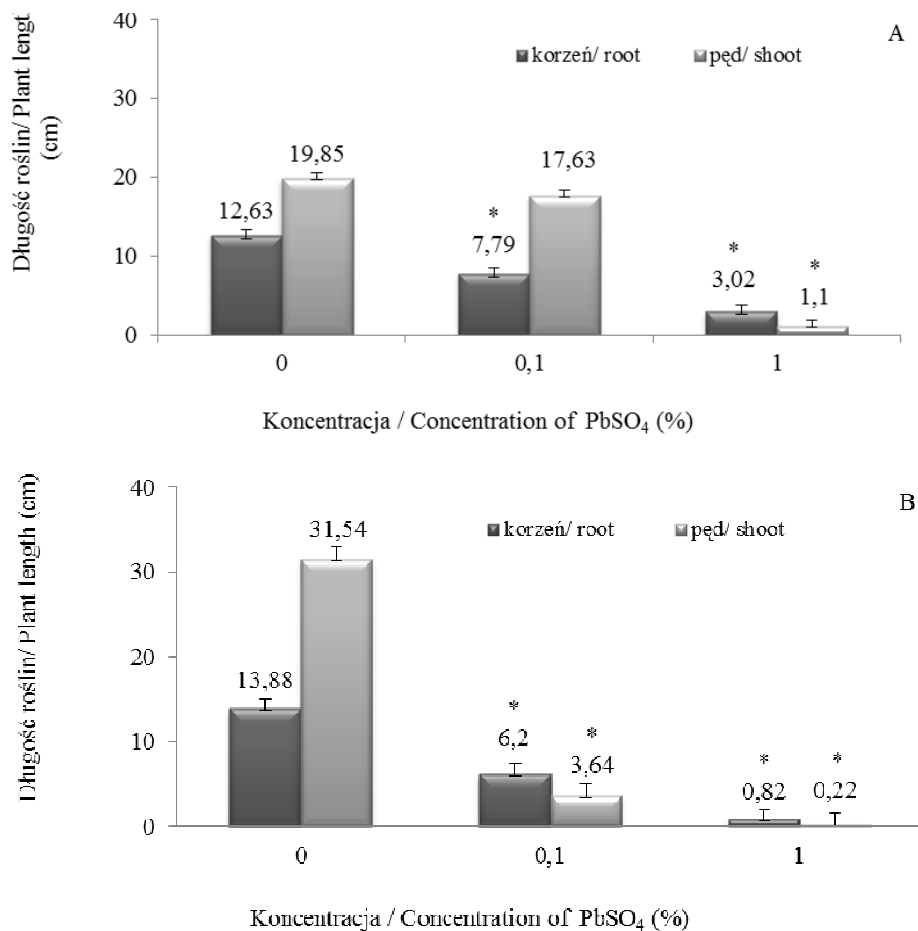
Symptomy toksycznego wpływu ołowiu obserwowano podczas kiełkowania nasion bobu (*V. faba*) (rys. 1). Po 24 h, zarówno w kontroli (woda destylowana), jak i na szalkach z wodnymi roztworami siarczanu ołowiu, nie zaobserwowano żadnych wykiełkowanych nasion bobu. W drugiej dobie nasiona kiełkowały wolniej na podłożach z roztworami siarczanu ołowiu. W 3 dobie w każdym z zastosowanych stężeń obserwowano mniejszą liczbę wykiełkowanych nasion. Najmniejszą liczbę wykiełkowanych nasion bobu obserwowano u nasion pozbawionych łupiny nasiennej zarówno na podłożu z 0,1, jak i 1%  $PbSO_4$ . W kolejnych dobach liczba wykiełkowanych nasion wzrastała, ale jednak była istotnie mniejsza w stosunku do liczby nasion wykiełkowanych na wodzie destylowanej (kontrola). W 7 dobie kiełkowania na podłożu z 1%  $PbSO_4$  zaobserwowano około 47% wykiełkowanych nasion z łupiną nasienną i 29% nasion bez łupiny nasiennej. Generalnie większą zdolność kiełkowania na podłożach z siarczanem ołowiu zaobserwowano u nasion z łupiną nasienną niż u nasion bez łupiny nasiennej (rys. 1A i B). Te obserwacje potwierdzają badania Mesmar i Jaber [1991], w których kiełkowanie *Triticum sativum* i *Lens esculanta* w stężeniu 20 mM  $Pb(NO_3)_2$  było hamowane aż w 60%.

Istotnymi czynnikami decydującymi o biodostępności ołowiu dla roślin są m.in. odczyn gleby, pojemność wymienna gleby, zawartość związków organicznych, tlenków żelaza i fosforu. Antagonistycznie na pobieranie ołowiu przez rośliny wpływają wapń, siarka i fosfor, powodując wytrącanie go w formach słabo rozpuszczalnych [Burzyński 1987, Jin i in. 2005, Luo i in. 2012]. Z gleby najłatwiej pobierane są metale, które występują w formie wolnych jonów. A metale występujące w formie kompleksów mogą być mobilizowane przez substancje aktywne wydzielane przez korzenie i następnie pobierane przez rośliny [Inal i in. 2007].

Dotychczas najlepiej poznano pobieranie ołowiu przez korzenie, gdzie ulega on akumulacji głównie w ścianach komórkowych. Część ołowiu, która przedostaje się do komórek jest odkładana w jądrach komórkowych i w mitochondriach, powodując zakłócenia ich enzymatycznych procesów. Biochemiczny system unieruchamiania ołowiu w tkankach korzeniowych jest naturalną ochroną przed nadmiernym stężeniem tego metalu w roślinach. Wnikanie ołowiu do korzeni może być w miarę równomierne na całej długości organu lub ograniczone do określonych jego regionów. Metal ten pobierany jest przez korzenie zwłaszcza w strefie włośnikowej i merystematycznej, a następnie jest transportowany drogą apoplastyczną w kierunku organów nadziemnych [Seregin i Kosevnikova 2008]. Z danych literaturowych wynika, że korzeń gromadzi od 3 do 50 razy więcej ołowiu niż organy nadziemne [Słowik 1999].



Rys. 1. Zdolność kiełkowania nasion bobu (*Vicia faba* L.) z łupiną nasienną (A) i bez łupiny nasiennej (B)  
 Fig. 1. The germination of broad bean (*Vicia faba* L.) seeds with seed coat (A) and without seed coat (B)



Rys. 2. Długość korzeni i pędów roślin bobu (*Vicia faba* L.) wyrosłych z nasion z łupiną nasienną (A) i bez łupiny nasiennej (B). Wartości SD oznaczone \* różnią się istotnie wg testu Kruskala-Wallisa,  $P \leq 0,05$

Fig. 2. The length of roots and shoots broad bean (*Vicia faba* L.) plants growth from seeds with seed coat (A) and without seed coat (B). The value SD with \* statistical significance with Kruskal-Wallis test,  $P \leq 0.05$

Najczęstszymi objawami nadmiaru ołowiu w roślinach są zmiany biomasy korzenia, grubienie wierzchołkowej części korzenia, brązowienie i przebarwienia, zmniejszenie średnicy i liczby naczyń, zmiany w metabolizmie lipidów, zaburzenia fizjologiczne wywołane stresem oksydacyjnym oraz pobieranie wielu jonów, m.in. potasu, wapnia, azotu czy żelaza [Rucińska-Sobkowiak i Pukacki 2006, Qureshi i in. 2007]. W konsekwencji dochodzi do hamowania wzrostu całej rośliny, a w skrajnych przypadkach do jej całkowitego zamierania [Ciećko i in. 2000].

W badaniach własnych wykazano istotne zahamowanie przyrostu korzeni w każdym ze stężeń siarczanu ołowiu u roślin wyrosłych z nasion z łupiną nasienną i bez łupiny nasiennej (rys. 2). Analiza biometryczna pędu wykazała różnice statystyczne w długości

pędów bobu wyrosłych z nasion z łupiną nasienną tylko w przypadku największej koncentracji soli ołowiu – 1% PbSO<sub>4</sub> (rys. 2A). Natomiast istotne różnice w przyroście pędu u roślin wyrosłych z nasion pozbawionych łupiny nasiennej zaobserwowano zarówno w stężeniu 0,1, jak i 1% PbSO<sub>4</sub> w porównaniu z pędami roślin kontrolnych (rys. 2B). Najprawdopodobniej różnice w przyroście organów wynikają z większej kumulacji ołowiu w korzeniach niż w pędach [Mesmar i Jaber 1991, Pesko i in. 2015]. Szybkość wchłaniania ołowiu jest zależna od stężenia i czasu jego działania [Rucińska i in. 1999]. Wierzbička [2011] pisze, że ołów w cebuli (*Allium cepa*) równomiernie osadza się w pierwszych sześciu warstwach komórek, a głębiej gromadzi się niejednorodnie. Występuje zarówno w przestrzeniach międzykomórkowych, jak i w ścianach komórkowych w pobliżu błon komórkowych, a ostatecznie gromadzi się w wakuolach.

W przypadku świeżej i suchej masy istotnie największe zmiany wykazano dla korzeni roślin wyrosłych z nasion pozbawionych łupiny nasiennej (tab. 1). Obniżenie przyrostu masy obserwowano także dla łodygi w stężeniu 1% PbSO<sub>4</sub> u roślin wyrosłych z nasion z łupiną nasienną i w obu stężeniach 0,1 i 1% dla roślin wyrosłych z nasion bez łupiny nasiennej. W porównaniu z kontrolą wartości masy liści i ogonków z przylistkami były różne zarówno u roślin wyrosłych z nasion z łupiną nasienną, jak i z nasion bez łupiny (tab. 1). Wyniki te są zgodne z obserwacjami Pesko i in. [2015], którzy wykazali, że wraz ze wzrostem stężenia ołowiu zmniejsza się przyrost świeżej i suchej masy organów nadziemnych i podziemnych roślin rzepaku (*Brassica napus* 'Verona'). Jak podają Malkowski i in. [2002] i Kopittke i in. [2007], zahamowanie wzrostu i zmiany masy organów roślin wynikają z upośledzenia podstawowych funkcji korzeni głównych roślin.

Tabela 1. Świeża i sucha masa oraz zawartość wody (%) w organach roślin bobu (*Vicia faba* L.) wyrosłych z nasion z łupiną nasienną (A) i bez łupiny nasiennej (B).  
Table 1. The fresh and dry mass and water content (%) in broad bean (*Vicia faba* L.) plants growth from seeds with seed coat (A) and without seed coat (B)

Koncentracja PbSO <sub>4</sub> (%) / Concentration of PbSO <sub>4</sub> (%)	Organy roślin bobu ( <i>Vicia faba</i> ) / The plant organs of broad bean ( <i>Vicia faba</i> )							
	korzeń/ root		łodyga/ shoot		liście/ leaves		ogonki z przylistkami/ petioles with stipules	
	A	B	A	B	A	B	A	B
Świeża masa/ Fresh mass (g)								
0	3,7	2,92	4,3	1,75	3,1	1,37	0,65	0,56
0,1	2,9	0,31*	3,19	0,96*	2,6	0,21*	0,56	0,11*
1	0,13*	0,12*	0,71*	0,6*	0,2*	0,09*	0,2*	0,1*
Sucha masa/ Dry mass (g)								
0	0,69	0,49	0,41	0,26	0,37	0,2	0,06	0,07
0,1	0,52	0,07*	0,36	0,22	0,19*	0,1	0,05	0,05
1	0,02*	0,02*	0,22*	0,08*	0,13*	0,04*	0,04	0,02*
Zawartość wody/ Content of water (%)								
0	81	83	90	85	88	85	91	88
0,1	82	79	8	77	93	53*	91	55*
1	81	79	69	86	36*	58*	81	81

Wartości SD oznaczone \* różnią się istotnie wg testu Kruskala-Wallisa,  $P \leq 0,05$

The value SD with \* statistical significance with Kruskal-Wallis test,  $P \leq 0.05$

Modyfikacje wzrostu mogą również pojawić się jako efekt pewnych zaburzeń w porborze wody i transportu wodnego w korzeniach [Seregin i Ivanov 2001, Rucińska i Gwóźdź 2005, Pesko i in. 2015]. W niniejszych badaniach największe zmiany w uwodnieniu organów bobu stwierdzono w liściach roślin wyrosłych z nasion z łupiną i bez łupiny nasiennej, wykiełkowanych na szalkach z 1% roztworem  $PbSO_4$  (tab. 1). Najprawdopodobniej zaburzenia w transporcie wody wynikają ze zmian właściwości symplastu i apoplastu [Volobueva i in. 2004, Przedpelska-Wasowicz i Wierzbicka 2011]. Jony ołowiu zmniejszają szybkość przenikania wody przez błony komórkowe, są zaangażowane w tworzenie zgrubień w ścianach komórkowych [Krzyszowska i in. 2009]. W korzeniach soi powodują wzrost zawartości ligniny [Pawlak-Sprada i in. 2011], kalozy u *Lemna minor* [Samardakiewicz i in. 1996], pektyn, kalozy, celulozy w splątkach *Funaria hygrometrica* [Krzyszowska i Woźny 2000, Krzyszowska i in. 2009]. W obecności ołowiu dostarczanie wody z roztworu glebowego może być ograniczane przez osłabienie transpiracji [Barceló i Poschenrieder 1990, Sharma i Dubey 2005].

Na powierzchni liści za istotną barierę wnikania ołowiu uważana jest kutikula oraz warstwa wosków. Wydaje się, że ołów wnika do liści poprzez aparaty szparkowe lub w wyniku uszkodzenia kutikuli. Jednak rola szparek w pobieraniu ołowiu nie jest w pełni wyjaśniona [Chwil i Mięka 2005].

Rośliny mogą wprowadzać do łańcucha troficznego duże ilości ołowiu przy stosunkowo niewielkich szkodach własnych. Duża odporność na ten pierwiastek związana jest z mechanizmem jego wykluczenia z metabolizmu. Mechanizm ten obejmuje wydzielanie metalu przez korzenie, unieruchamianie go w ścianach komórkowych lub w wakuolach, wytrącanie z białkami o charakterze metaloprotein, zmianę przepuszczalności błon komórkowych, wzrost wartości pH ryzosfery i zmianę jej potencjału redoks. Te reakcje roślin powodują, że w warunkach naturalnych objawy zatrucia ołowiem występują rzadko [Wójcik i Tukendorf 1997]. Należy jednak podkreślić, że toksyczne oddziaływanie metali ciężkich, w tym ołowiu, zależy w dużym stopniu od jego ilości wprowadzonej do organizmu, od postaci chemicznej w jakiej występuje, czasu ekspozycji, a także odporności organizmu, na który działa [Rucińska i in. 2004, Jin i in. 2005].

#### WNIOSKI

1. Zdolność kiełkowania nasion bobu maleje wraz ze wzrostem stężenia siarczanu ołowiu. W procesie kiełkowania ważną rolę odgrywa łupina nasienna. Stanowi barierę ochronną nasion przed toksycznym działaniem metali ciężkich.
2. Większa koncentracja siarczanu ołowiu istotnie hamuje wzrost roślin bobu, zwłaszcza roślin wyrosłych z nasion bez łupiny nasiennej.
3. Wodne roztwory siarczanu ołowiu ograniczają przyrost świeżej i suchej masy roślin bobu.



## PIŚMIENNICTWO

- Abramczyk S., 1998. Uwaga, ołów. *Aura* 3, 32–33.
- Ashraf U., Kanu A.S., Mo Z., Hussain S., Anjum S.A., Khan I., Abbas R.N., Tang X., 2015. Lead toxicity in rice: effects, mechanisms, and mitigation strategies-a mini review. *Environ Sci. Pollut. Res.* 22 (23), 18318–18332.
- Barceló J., Poschenrieder Ch., 1990. Plant water relations as affected by heavy metal stress: a review. *J. Plant Nutr.* 13, 1–37.
- Bewley J.D., 1997. Seed germination and dormancy. *Plant Cell.* 9, 1055–1066.
- Burzyński M., 1987. The influence of lead and cadmium on the absorption and distribution of potassium, calcium, magnesium and iron in cucumber seedlings. *Acta Physiol. Plant.* 9, 229–238.
- Chaney R., Malik M., Li Y.M., Brown S.L., Brewer E.P., Angle J.S., Baker A.J.M., 1998. Phytoremediation of soil metals. *Curr. Opin. Biotechnol.* 8, 279–284.
- Chwil M., Mikuła A., 2005. Reaction of *Phaseolus vulgaris* (L.) var. nanus organs to lead stress. *Chem. Inż. Ekol.* 12 (4), 352–360.
- Ciećko Z., Wyszowski M., Żołnowski A., 2000. Działanie zanieczyszczenia gleby ołowiem i nawożenia wapniem na plonowanie i skład chemiczny kukurydzy. *Zesz. Probl. Post. Nauk Rol.* 472, 129–136.
- Ferhad M.E., Tarik E., Muttalip G., Boysan C.S., 2016. Influence of lead stress on growth, antioxidative enzyme activities and ion change in root and leaf of strawberry. *Fresen. Environ. Bull.* 25 (2), 623–632.
- Gallego S.M., Benavides M.P., Tomaro M.L., 1996. Effect of heavy metal ion excess on sunflower leaves: evidence for involvement of oxidative stress. *Plant Sci.* 121, 151–159.
- Gorlach E., Gambuś F., 2000. Potencjalnie toksyczne pierwiastki śladowe w glebach (nadmiar, szkodliwość i przeciwdziałanie). *Zesz. Probl. Post. Nauk Rol.* 472, 275–296.
- Grimm N.B., Foster D., Groffman P., Grove J.M., Hopkinson C.S., Nadelhoffer K.J., Pataki D.E., Peters D.P., 2008. The changing landscape: ecosystem responses to urbanization and pollution across climatic and societal gradients. *Front Ecol. Environ.* 6, 264–272.
- Grover P., Rekhadevi P., Danadevi K., Vuyyuri S., Rahman M.M., 2010. Genotoxicity evaluation in workers occupationally exposed to lead. *Int. J. Hyg. Environ. Health.* 213 (2), 99–106.
- Grzesiuk S., Kulka K., 1981. *Fizjologia i biochemia nasion*. PWN, Warszawa.
- Gwóźdź A., Przymusiński R., Rucińska R., Deckert J., 1997. Plant cell responses to heavy metals: molecular and physiological aspects. *Acta Physiol. Plant.* 19, 459–465.
- Huang S.S., Liao Q.L., Hua M., Wu X.M., Bi K.S., Yan C.Y., Chen B., Zhang X.Y., 2007. Survey of heavy metal pollution and assessment of agricultural soil in Yangzhong district, Jiangsu Province, China. *Chemosphere* 67 (11), 2148–2155.
- Inal A., Gunes A., Zhang F., Cakmak I., 2007. Peanut/maize intercropping induced changes in rhizosphere and nutrient concentrations in shoots. *Plant Physiol. Biochem.* 45, 350–356.
- Jin C.W., Zheng S.J., He Y.F., Zhou G.D., Zhou Z.X., 2005. Lead contamination in tea garden soils and factors affecting its bioavailability. *Chemosphere* 59 (8), 1151–1159.
- Kabata-Pendias A., Mukherjee A.B., 2007. *Trace elements from soil to human*, Springer-Verlag, Berlin–Heidelberg.
- Klavins M., Potapovics O., Rodinov V., 2009. Heavy Metals in Fish from Lakes in Latvia: Concentrations and Trends of Changes. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 82 (1), 96–100.
- Kopittke P.M., Asher C.J., Kopittke R.A., Menzies N.W., 2007. Toxic effects of Pb<sup>2+</sup> on growth of cowpea (*Vigna unguiculata*). *Environ. Pollut.* 150 (2), 280–287.

- Krzesłowska M., Lenartowska M., Mellerowicz E.J., Samardakiewicz S., Woźny A., 2009. Pectinous cell wall thickenings formation – A response of moss protonemata cells to lead. *Environ. Exp. Bot.* 65, 119–131.
- Krzesłowska M., Woźny A., 2000. Wall thickenings – moss protonema apical cell reaction to lead. *Biol. Plant.* 43, 93–98.
- Li J.X., Yang X.E., He Z.L., Jilani G., Sun C.Y., Chen S.M., 2007. Fractionation of lead in paddy soils and its bioavailability to rice plants. *Geoderma* 141, 174–180.
- Luo X.-S., Yu S., Li X.-D., 2012. The mobility, bioavailability, and human bioaccessibility of trace metals in urban soils of Hong Kong. *Appl. Geochem.* 27 (5), 995–1004.
- Malar S., Vikram S.S., Favas P.J.C., Perumal V., 2014. Lead heavy metal toxicity induced changes on growth and antioxidative enzymes level in water hyacinths [*Eichhornia crassipes* (Mart.)]. *Bot. Stud.* 55:54.
- Malkowski E., Kita A., Galas W., Karcz W., Kuperberg J.M., 2002. Lead distribution in corn seedlings (*Zea mays* L.) and its effect on growth and the concentrations of potassium and calcium. *J. Plant Growth Regul.* 37, 69–76.
- Mesmar M.N., Jaber K., 1991. The toxic effect of lead on seed germination, growth, chlorophyll and protein contents of wheat and lens. *Acta Biol. Hung.* 42 (4), 331–344.
- Ociepa-Kubicka A., Ociepa E., 2012. Toksyczne oddziaływanie metali ciężkich na rośliny, zwierzęta i ludzi. *Inż. Ochr. Środ.* 15 (2), 169–180.
- Pawlak-Sprada S., Arasimowicz-Jelonek M., Podgórska M., Deckert J., 2011. Activation of phenylpropanoid pathway in legume plants exposed to heavy metals. Part I. Effects of cadmium and lead on phenylalanine ammonia-lyase gene expression, enzyme activity and lignin content. *Acta Biochim. Pol.* 58, 211–216.
- Pesko M., Molnárová M., Fargašová A., 2015. Effect of lead and zinc treatments on *Brassica napus* L. (cv. Verona) plants: Accumulation and physio-biochemical changes. *Fresenius Environ. Bull.* 24 (10), 3213–3219.
- Prasad M.N.V., 1995. Cadmium toxicity and tolerance in vascular plants. *Environ. Exp. Bot.* 35, 525–545.
- Przedpelska-Wasowicz E.M., Wierzbicka M., 2011. Gating of aquaporins by heavy metals in *Allium cepa* L. epidermal cells. *Protoplasma* 248, 663–671.
- Qureshi M.I., Abdin M.Z., Qadir S., Iqbal M., 2007. Lead-induced oxidative stress and metabolic alterations in *Cassia angustifolia* Vahl. *Biol. Plant.* 51, 121–128.
- Rucińska R., Wapłak S., Gwóźdź E.A., 1999. Free radical formation and activity of antioxidant enzymes in lupin roots exposed to lead. *Plant Physiol. Bioch.* 37, 187–194.
- Rucińska R., Sobkowiak R., Gwóźdź E.A., 2004. Genotoxicity of lead in lupin root cells as evaluated by the comet assay. *Cell. Mol. Biol. Lett.* 9, 519–528.
- Rucińska R., Gwóźdź E.A., 2005. Influence of lead on membrane permeability and lipoxygenase activity in lupine roots. *Biol. Plant.* 49, 617–619.
- Rucińska-Sobkowiak R., Pukacki P.M., 2006. Antioxidative defense system in lupin roots exposed to increasing concentrations of lead. *Acta Physiol. Plant.* 28, 357–364.
- Samardakiewicz S., Strawiński P., Woźny A., 1996. The influence of lead on callose formation in roots of *Lemna minor* L. *Biol. Plant.* 38, 463–467.
- Seregin I.V., Ivanov V.B., 2001. Physiological aspects of cadmium and lead toxic effects on higher plants. *Russ. J. Plant Physiol.* 48, 523–544.
- Seregin I.V., Kosevnikova A.D., 2008. Roles of root and shoot tissues in transport and accumulation of cadmium, lead, nickel, and strontium. *Russ. J. Plant Physiol.* 55, 1–22.

- Shahid M., Pinelli E., Pourrut B., Silvestre J., Dumat C., 2011. Lead-induced genotoxicity to *Vicia faba* L. roots in relation with metal cell uptake and initial speciation. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 74 (1), 78–84.
- Sharma P., Dubey R.S., 2005. Lead toxicity in plants. *Braz. J. Plant Physiol.* 17, 35–52.
- Słowik D., 1999. Wpływ ołowiu na fotosyntezę. *Wiad. Bot.* 43, 41–49.
- Volobueva O.V., Velikanov G.A., Baluška F., 2004. Regulation of intercellular water exchange in various zones of maize root under stresses. *Russ. J. Plant Physiol.* 51, 676–683.
- Watanabe M.A., 1997. Phytoremediation on the brink of commercialization. *Environ. Sci. Technol.* 31, 182–186.
- Wierzbicka M., 2011. Lead translocation and localization in *Allium cepa* roots. *Can. J. Bot.* 65 (9), 1851–1860.
- Wierzbicka M., Obidzińska J., 1998. The effect of lead on seed imbibition and germination in different plant species. *Plant Sci.* 137, 155–171.
- Wójcik A., Tukendorf A., 2000. Strategia unikania stresu w odporności roślin na metale ciężkie. *Wiad. Bot.* 39 (3–4), 33–40.
- Zhao S., Feng Ch., Quan W., Chen X., Niu J., Shen Z., 2012. Role of living environments in the accumulation characteristics of heavy metals in fishes and crabs in the Yangtze River Estuary, China. *Mar. Pollut. Bull.* 64, 1163–1171.

**Summary.** The aim of this study was to determine the effect of water solution lead sulfate ( $\text{PbSO}_4$ ) of concentrations 0.1 and 1% on the broad beans (*Vicia faba* L.) seeds with and without the seed coat and the growth of plants which grew from them. The seeds germination, the length of roots and shoots, the fresh and dry mass and the water content in plants were measured. It was found that salts of lead decreased the germination energy and strength of broad bean seeds, inhibited the growth of roots in the presence of and without the seed coat. The length of the shoot was significantly inhibited in plants grown from seeds without the seed coat on 0.1 and 1%  $\text{PbSO}_4$ . The shoots of plants grown from the seeds with a seed coat were only less at 1%  $\text{PbSO}_4$ . Growth reduction of fresh and dry mass of broad bean plants was observed together with  $\text{PbSO}_4$  concentration increase. The biggest differences in the water content were demonstrated in the leaves of broad bean plants. The obtained data suggest that plants grown from the seeds with the seed coat are more tolerant to lead.

**Key words:** germination, morphology, seed coat, sulfate lead, *Vicia faba* L.