

MAREK BURZYŃSKI

WPLYW OŁOWIU NA PROCESY FIZJOLOGICZNE ROŚLIN

INFLUENCE OF LEAD ON PHYSIOLOGICAL PROCESSES OF PLANT

Ołów jako pierwiastek należący do grupy metali ciężkich jest trucizną dla żywych organizmów. Metal ten wchodzi w reakcję z wieloma składnikami subkomórkowymi co doprowadza do zaburzeń w normalnym funkcjonowaniu komórki, powodując w konsekwencji jej uszkodzenie, a w skrajnych warunkach śmierć całego organizmu.

Niejednokrotnie stwierdzano zwłaszcza w badaniach składu flory na terenach zasobnych w rudy metali ciężkich przystosowanie niektórych gatunków do wegetacji na glebach o wysokim stężeniu Pb. [13, 47, 53]. Mechanizm przystosowania nie jest do końca poznany. Wydaje się, że rośliny takie wytwarzają dodatkowe bariery ograniczające pobieranie i transport ołowiu. Rozpatruje się również możliwość wytwarzania specjalnych mechanizmów pobierania i transportu makroelementów zwłaszcza fosforu, niedostępnego w takich warunkach dla przeciętnych roślin.

Obecnie krytyczne dla roślin stężenia ołowiu pojawiły się również w sąsiedztwie zakładów metalurgicznych, w aglomeracjach miejskich oraz wzdłuż ruchliwych szos i autostrad. Wzrost skażenia środowiska ołowiem nastąpił głównie na skutek rozwoju przemysłu metalurgicznego i motoryzacji.

Organizmy zwierzęce narażone są na choroby wywołane nadmierną akumulacją ołowiu w wyniku spożywania pokarmów roślinnych zawierających ten metal oraz w wyniku wdychania pyłów i gazów zanieczyszczających powietrze. Jak wiadomo wydalanie ołowiu z organizmów zwierzęcych jest bardzo powolne i w zasadzie zwierzęta stale narażone na działanie ołowiu, wykazują ciągłą kumulację tego pierwiastka. Podobnie rośliny nie są zdolne do wydzielania pobranego i zakumulowanego Pb.

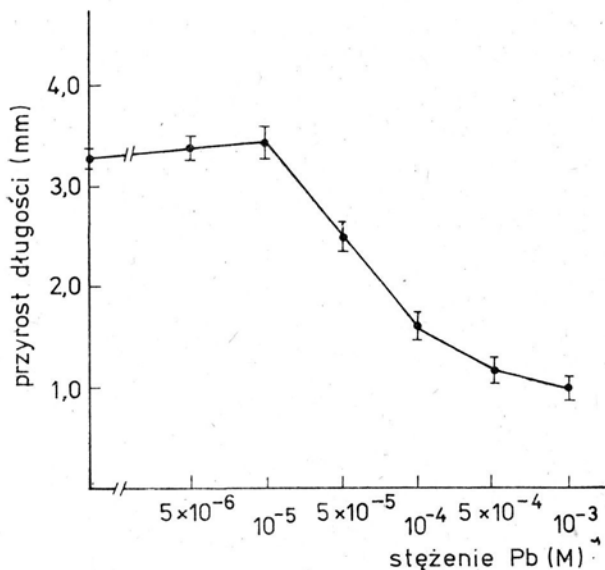
Toksyczne działanie ołowiu u człowieka i zwierząt objawia się przede wszystkim zaburzeniami syntezy hemu oraz oddziaływaniem na system nerwowy [11, 16, 32]. Szczególnie wrażliwym enzymem na działanie Pb uczestniczącym w biosyntezie hemu jest dehydrataza kwasu delta-aminolewulinowego (ALA) [14, 18, 48].

Dzięki zdolności łączenia się ołowiu wiązaniami kowalencyjnymi z różnymi biomolekułami, metal ten może niespecyficznie oddziaływać na wiele struktur komórkowych i tym samym wpływać na wiele procesów metabolicznych. Lista potencjalnych miejsc tworzenia połączeń ołowiu ze składnikami żywej komórki jest duża a jak przypuszcza się najłatwiej i powszechnie ołów tworzy połączenia z grupami SH różnych związków, np. z glutationem. W większości komórek organizmów żywych stężenie tego peptydu sięga rzędu 10^{-3} — 10^{-2} M [24]. Wiele enzymów zawierających pojedyncze grupy SH tworzy również połączenia z jonami ołowiu, a szczególnie enzymy posiadające kilka grup SH położonych wystarczająco blisko by tworzyć chelatowe struktury z metalem. Do takich enzymów można zaliczyć np.: dehydrogenazę lipoamidową czy reduktazę glutationową. Jest wysoce prawdopodobne, że drastyczne hamowanie oddychania w niektórych komórkach przez Pb jest spowodowane jego interakcją z grupami tiolowymi dehydrogenazy pirogronianowej i alfa-ketoglutazarowej [5, 54]. Bardzo wrażliwymi na Pb są metaloenzymy a zwłaszcza enzymy zawierające luźno związany cynk. Takim enzymem jest wspomniana dehydrataza ALA, której aktywność w procesie biosyntezy hemu wyraźnie hamowana jest przez Pb [17]. Stwierdzono również, że pod wpływem Pb następują zmiany w ilości identyfikowanych izoenzymów bądź zmiany w natężeniu ich aktywności [33, 34, 35].

Niektóre składniki, z którymi łączy się ołów, chronią komórkę przed działaniem toksycznym tego metalu. Do takich związków można zaliczyć właśnie glutation [27]. Do specyficznych pułapek metali ciężkich zalicza się również metalotioneiny. Metalotioneiny są to wewnątrzkomórkowe białka o niewielkich masach cząsteczkowych, które zawierają w swoim składzie duże ilości reszt cysteiny połączonych z metalami. Stwierdzono, że synteza tych białek indukowana jest przez metale poprzez zwiększoną syntezę specyficznego m RNA [15]. Szczególnie intensywna indukcja syntezy metalotionein ma miejsce w przypadku pobrania przez komórki kadmu i cynku. Nie ma zależności między zdolnością jonu metalu do indukcji biosyntezy, a jego łączeniem się z nowo tworzonym białkiem i tak Mn, Cr, In, i Pb mimo że wyzwalają syntezę metalotioneiny charakterystycznej dla cynku nie są wiązane przez to białko [49]. Obecnie wyizolowano z komórki roślinnej i częściowo scharakteryzowano metalotioneiny tworzące połączenia z Cd, Cu i Zn. Wydaje się, że są one podobne do metalotionein występujących w cytosolu w komórkach zwierzęcych [42, 55]. Intensywne badania nad metalotioneinami są prowadzone od niedawna i nie można wykluczyć istnienia białek o podobnym charakterze tworzących połączenia z różnymi metalami.

Poważnym czynnikiem ograniczającym penetrację ołowiu w komórce jest precipitacja Pb z fosforanami i siarczanami. Niejednokrotnie stwierdzano, że w obecności nadmiaru tych jonów rośliny są dużo mniej wrażliwe na działanie Pb niż rośliny kontrolne [25, 28, 56]. Wydaje się, że poważną barierą ograniczającą wnikanie ołowiu do cytoplazmy jest celulozowa ściana komórkowa, a zwłaszcza frakcja kwasów pektynowych [31]. Należy zatem sądzić, że blaszka środkowa stanowi główną barierę utrudniającą wnikanie Pb do cytoplazmy. Jednakże pewne ilości Pb dostają się do cytosolu, częściowo gromadzą się w diktiosomach i stąd są z powrotem

transportowane z pęcherzykami diktiosomalnymi do ściany komórkowej [36]. Logiczne wydaje się zatem założenie, że pewne ilości ołowiu zakumulowane w ścianach mogą oddziaływać hamująco na wzrost komórki. Powyższe przypuszczenie potwierdziły testy wzrostowe, w których fragmenty tkanek inkubowano w roztworach Pb (ryc. 1) [7, 8, 31]. Dalsze badania wykazały, że Pb w stężeniu 10^{-4} M ha-



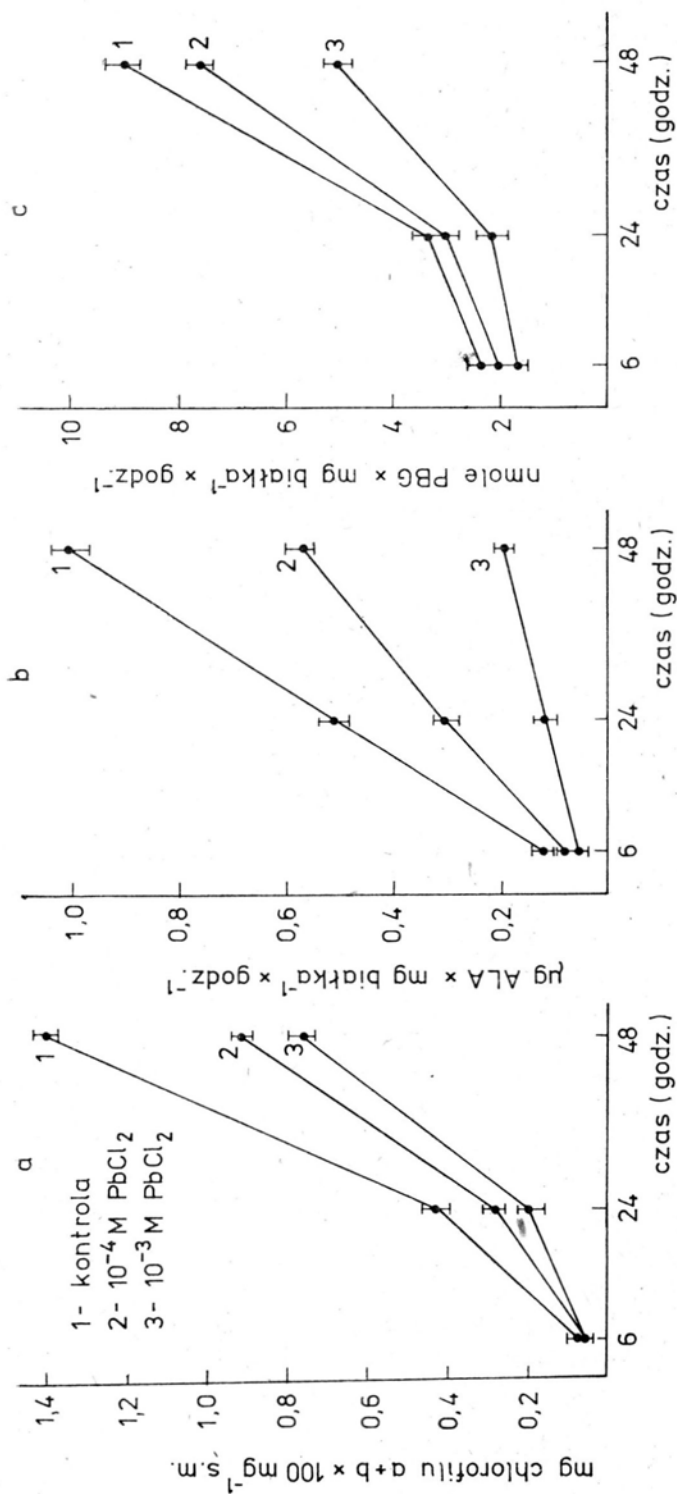
Ryc. 1. Wpływ $PbCl_2$ na wzrost elongacyjny cylindrycznych odcinków koleoptyli pszenicy. Mieszanina inkubacyjna zawierała 1 mM KCl i odpowiednie stężenie $PbCl_2$. Inkubację przeprowadzano w ciemności przez 24 godziny (wg [7]).

mował w 50% zarówno elastyczną jak i plastyczną rozciągliwość ścian komórkowych koleoptyli pszenicy, a wpływ ołowiu na hamowanie wzrostu wydłużeniowego w koleoptylach zaznaczał się już po 1 godzinie inkubacji tkanek w roztworze Pb [7]. Wydaje się, że zwiększona odporność ścian komórkowych na rozciąganie w wyniku akumulacji w nich ołowiu może mieć wpływ, w niektórych przypadkach, na wzrost całego organu lub całej rośliny. Z uwagi na fakt, iż transport i dystrybucja ołowiu w całej roślinie są dość ograniczone nie można powyższym tłumaczyć obserwowanego niejednokrotnie zmniejszonego plonowania roślin traktowanych Pb [22, 38, 46, 50, 51].

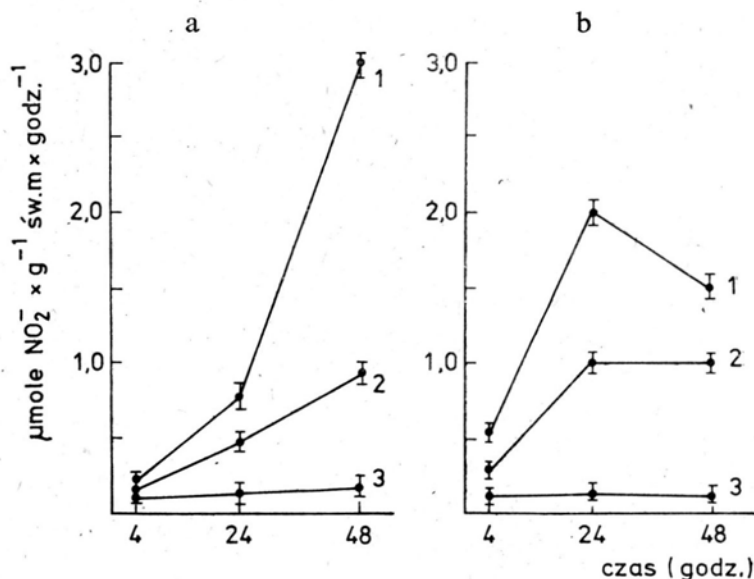
Zasadniczym czynnikiem warunkującym dobre plonowanie jest wysoka aktywność fotosyntetyczna roślin. Metale ciężkie, a w tym ołów w różny sposób zaburzają ten proces. Jak wynika z prac Bazzaza i in. [1, 2] ołów ogranicza otwieranie się aparatów szparkowych co pociąga za sobą zmniejszenie dopływu CO_2 do komórek asymilacyjnych. Jony ołowiu, które dostały się do chloroplastów, ujemnie oddziałują na transport elektronów. Szczególnie wrażliwym na działanie Pb jest transport elektronów związany z fotosystemem II [12, 37]. Metale ciężkie w tym ołów, już

w niskich stężeniach reagują z istotnymi dla funkcjonowania fotosyntezy białkami zawierającymi aktywne grupy SH, np.: z ATPazą chloroplastową czy ferredoksyna-NADPH-oksydoreduktazą [12]. Stwierdzono również, że struktura samych chloroplastów może ulegać zmianom pod wpływem ołowiu. Rebecchini i Hanzely [43] hodując *Ceratophyllum demersum* w roztworze z dodatkiem ołowiu obserwowali słabo wykształcone grana, zredukowaną ilość stromy w stosunku do błon, plastoglobule o mniejszej gęstości elektronowej i małe ziarna skrobi. Sabinis i in. [44] stwierdzili natomiast osadzanie się Pb na brzegach tylakodiów gran. Ponadto ołów hamował syntezę chlorofilu. Wykazano (ryc. 2.), że traktowanie ołowiem etiolowanych siewek ogórka na 18 godzin przed umieszczeniem ich na świetle wpływa na zmniejszenie zawartości chlorofilu, obniżenie zdolności syntezy kwasu delta-aminolewulinowego i zmniejszenie aktywności dehydratazy ALA [10]. Podobne zahamowanie aktywności dehydratazy ALA wykazano [45] u kukurydzy rosnącej w obecności Pb. Enzym ten jest szczególnie łatwo atakowany przez ołów z uwagi na fakt, iż zawiera w swej cząsteczce cynk, a w centrum aktywnym występują grupy SH. Jednakże, jak sugerują Scarponi i Perucci, [45] na podstawie wartości V_{max} i K_m dehydratazy ALA, ołów oddziałuje raczej na biosyntezę enzymu. Analogicznie zatem jak przy syntezie hemu w organizmach zwierzęcych również w roślinach ołów hamuje aktywność dehydratazy ALA [10] a nadto obniża syntezę kwasu delta-aminolewulinowego. Nie poznano jeszcze mechanizmu obniżania zdolności syntezy ALA w roślinach w obecności ołowiu. Należy pamiętać, że w roślinach kwas ten może być syntetyzowany na innej drodze niż u zwierząt. Powszechnie uważa się, że ALA syntetyzowany jest przy udziale syntetazy ALA, która katalizuje reakcję kondensacji glicyny z bursztynylo-CoA. Badania Beale [3] wskazują, że w przypadku syntezy ALA w roślinach, znakowane węgle glicyny lub bursztynylo-CoA, tylko w niewielkim procencie znajdowano w produkcie reakcji. W dużo większym stopniu znakowane węgle glutaminy lub kwasu glutaminowego znajdowano w ALA. Na podstawie tych i podobnych badań Beale zaproponował kilka możliwych dróg syntezy ALA [3].

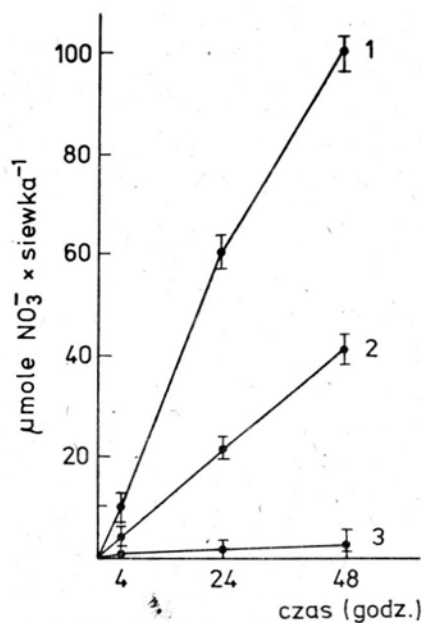
Szereg badań wskazuje, że również metabolizm białek jest zaburzony u roślin traktowanych Pb. Do tej pory najwięcej uwagi poświęcono oddziaływaniu Pb na wiązanie azotu przez bakterie żyjące w symbiozie z roślinami motylkowymi [22, 40, 41]. Aktywność nitrogenazy wyznaczana poprzez pomiar redukcji acetyleny była obniżona zarówno u soi [22] jak i u lucerny [41]. Ponadto Huang i in. [22] stwierdzili, w brodawkach soi rosnącej w obecności ołowiu obniżony poziom NH_4^+ i białek. Wpływ ołowiu na metabolizm azotowy w roślinach stwierdzono również w przypadku odżywiania roślin azotanami [9]. Siewki ogórka rosnące na pożywce azotanowej z dodatkiem jonów ołowiu wykazały wyraźnie obniżoną aktywność reduktazy azotanowej zarówno w korzeniach jak i w liściach (ryc. 3). Wydaje się, że reduktaza azotanowa jest enzymem wrażliwym na działanie ołowiu z uwagi na obecność grup SH w jej centrum aktywnym [4]. Stwierdzono również pośredni wpływ Pb na aktywność reduktazy azotanowej; obserwowano zmniejszone pobieranie NO_3^- przez rośliny traktowane Pb (ryc. 4). Jednym z czynników wpływających na poziom aktywności reduktazy azotanowej jest stałe pobieranie jonów



Ryc. 2. Zmiany w zawartości chlorofilu (a), zdolności syntezy kwasu delta-aminolewulinowego (b), w aktywności dehydratazy kwasu delta-aminolewulinowego (c) w trakcie zazieleniania się siewek ogórków rosnących na roztworach $PbCl_2$. 3-dniowe siewki ogórka przeniesiono na okres 18 godzin do rozświetlenia i po tym czasie na ciągłe światło. Pomiarów dokonywano po 6, 24 i 48 godzinach wzrostu siewek na światle (wg [10]).



Ryc. 3. Zmiany aktywności reduktazy azotanowej pod wpływem ołowiu w liściach (a) i korzeniach (b) siewek ogórków. 1 — kontrola, 2 — 10^{-5} M $PbCl_2$, 3 — 10^{-3} M $PbCl_2$. 3-dniowe siewki ogórka wstępnie traktowano przez 18 godzin ołowiem w ciemności, następnie przenoszono siewki na światło a do roztworów dodawano azotanów. Aktywność reduktazy azotanowej mierzono po 4, 24, i 48 godzinach wzrostu siewek na świetle (wg [91]).



Ryc. 4. Pobieranie azotanów przez rośliny traktowane $PbCl_2$ (wg [9]). Wyjaśnienia jak przy Ryc. 3.

NO_3^- przez korzenie i transport tych jonów do poszczególnych komórek pędu nadziemnego [19, 23, 39].

Z wielu prac wynika, że rośliny pobierające Pb wykazują zakłócenia w gospodarce wodnej. Pb wpływa na obniżenie pobierania wody przez fragmenty hypokotyli słonecznika [7], natomiast 4-dniowe siewki ogórka rosnące w roztworze Pb są gorzej uwodnione w stosunku do siewek kontrolnych [9]. Obserwowano zamykanie się aparatów szparkowych i obniżenie transpiracji w liściach słonecznika i kukurydzy poddanych działaniu Pb [2]. Pobieranie wody przez wypełni wykształcone rośliny fasoli, ogórka i pszenicy, traktowane przez 72 godziny ołowiem, było wyraźnie hamowane co miało ujemny wpływ na uwodnienie roślin (Diagram 1).

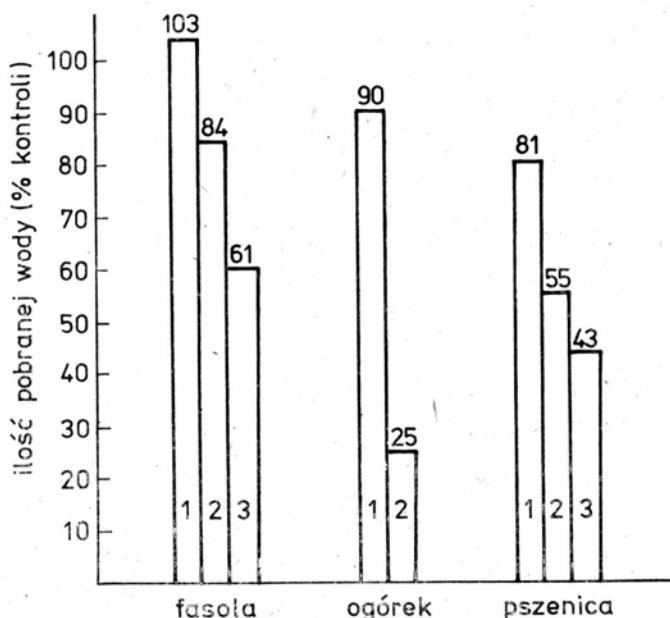


Diagram 1. Wpływ ołowiu na pobieranie wody przez fasolę, ogórek i pszenicę. (nie publikowane). Cyfry w słupkach — 1— 10^{-4} M PbCl₂, 2— 10^{-3} M PbCl₂, 3— 10^{-2} M PbCl₂. Wartości na poszczególnych słupkach oznaczają uwodnienie roślin jako procent uwodnienia roślin kontrolnych. 10-dniowe rośliny fasoli i pszenicy oraz 20-dniowe rośliny ogórka przenoszono do roztworów ołowiu na okres 72 godzin, następnie oznaczano ilość pobranej wody przez rośliny. Rośliny ogórka obumarły w obecności ołowiu w stężeniu 10^{-2} M.

Stres wodny w roślinie jest jednym z głównych czynników ograniczających produkcję biomasy. W warunkach niedostatku wody zakłóceniu ulega wiele procesów życiowych rośliny, i to nawet przy stosunkowo małych zmianach w zaopatrzeniu w wodę. Obniżenie zawartości wody w roślinach uprawnych o około 10—15%, co odpowiada obniżeniu potencjału wody tylko o około 6 barów, może wywrzeć istotny wpływ na procesy metaboliczne [21]. Zaproponowano schemat sekwencji reakcji roślin na niedostatek wody w tkance [20]. Pierwszą reakcją jest zmniejszenie tempa wzrostu łodygi i liści. Wiąże się z tym zwolniona synteza składników ściany komórkowej i białek w tkankach, w strefach elongacji. Przy dalszym spadku potencjału wody, ustają podziały komórkowe, maleje poziom niektórych enzymów

indukcyjnych o krótkim okresie półtrwania jak np. reduktaza azotanowa, zaburzeniu ulega proces biosyntezy chlorofilu, następnie obserwuje się proces zamykania szparek i w konsekwencji obniżenie transpiracji i asymilacji CO_2 . W tej chwili trudno jednoznacznie odpowiedzieć na pytanie w jaki sposób ołów oddziałuje na pobieranie wody. Wiadomo jest, że Pb pobrany przez roślinę akumuluje się głównie w korzeniach. Ilości ołowiu transportowanego do pędu nadziemnego zależą od stężenia ołowiu, ale rzadko przekraczają 10 procent pobranego [6, 26]. W korzeniu ołów ulega akumulacji w ścianach komórkowych zwłaszcza w ścianach endodermi i naczyń [30]. Sugeruje się [30], że ołów w obrębie korzeni jest przemieszczany głównie kanałami apoplastycznymi, a endoderma z pasemkami Caspariego stanowi poważną barierę utrudniającą transport. Jak wiadomo dla wody stanowi ona również poważną przeszkodę. Być może, ołów wiązany przez ścianę komórkową endodermi czy ścianę komórek naczyń dodatkowo utrudnia transport wody w korzeniach. Również zmiany w własnościach osmotycznych komórki wywołane reakcją ołowiu z fosforanami błon plazmatycznych [29, 52] mogą mieć pewne znaczenie w absorpcji wody.

Praca wykonana w ramach problemu: CPBP 5.02

LITERATURA

- [1] Bazzaz F. A., Carlson R. W., Rolfe G. L., 1974. The effect of heavy metals on plants. Part I. Inhibition of gas exchange in sunflower by Pb, Cd, Ni and Tl. *Environ. Pollut* 7: 241—246.
- [2] Bazzaz F. A., Carlson R. W., Rolfe G. L., 1975. Inhibition of corn and sunflower photosynthesis by lead. *Physiol. Plant.* 34: 326—329.
- [3] Beale S. I., 1978. δ -Aminolevulinic Acid in Plants: Its Biosynthesis, Regulation and Role in Plastid Development. *Ann. Rev. of Plant Physiol.* 29: 95—149.
- [4] Beevers L., Hageman R. H., 1969. Nitrate reductase in higher plants. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 20: 495—522.
- [5] Bittell I. E., Koeppe D. E., Miller R. J., 1974. Sorption of heavy metal cations by corn mitochondria and the effect on electron and energy transfer reactions. *Physiol. Plant.* 30: 226—230.
- [6] Broyer T. C., Johnson C. N., Paull R. E., 1972. Some aspects of lead in plant nutrition. *Plant a. Soil* 36: 301—313.
- [7] Burzyński M., Jakób M., 1983. Influence of lead on auxin-induced cell elongation. *Acta Soc. Bot. Pol.* 52: 231—239.
- [8] Burzyński M., 1984. Effect of lead on regeneration of hypocotyls and adventitious roots formation in cucumber cotyledon test. *Acta Univ. Wratislaviensis, Prace Botaniczne* 31: 3—9.
- [9] Burzyński M., Grabowski A., 1984. Influence of lead on NO_3^- uptake and reduction in cucumber seedlings. *Acta Soc. Bot. Pol.* 53: 77—86.
- [10] Burzyński M. 1985. Influence of lead on chlorophyll content and on initial steps of its synthesis in greeninig cucumber seedlings. *Acta Soc. Bot. Pol.* 54: 95—105.
- [11] Christophers A. J., 1980. Environmental lead question a point of view from victoria. *Med. J. Aust.* 2: 297—302.
- [12] Clijsters H., van Assche F., 1984. Multiple effects of heavy metal toxicity on photosynthesis. 4th Congress of the Federation of European Societies of Plant Physiology. Strassbourg 29. Juillet/3 Aout.
- [13] Cox R., Hutchinson T., 1980. Multiple metal tolerance in the grass *Deschampsia caespitosa* (L.) Beauv. from the Sudbury smelting area. *New Phytol.* 84: 631—647.
- [14] Damstra T. 1977. Toxicological properties of lead. *Environ. Health Perspect.* 19: 297—302.

- [15] Durnam D. M., Palmiter R. D., 1981. Transcriptional regulation of the mouse metallothionein — I gene by heavy metals. *J. Biol. Chem.* 256: 5712—5716.
- [16] Elinder C. G., 1984. Metabolism and toxicity of metals. *Changing Metal Cycles and Human Health*, ed. J. O. Nriagu, pp 265—274 Dahlem Konferenzen 1984. Berlin, Heidelberg, New York, Tokyo: Springer-Verlag.
- [17] Haeger-Aronsen B., Schutz A., Abdulle M., 1976. Antagonistic effects in vivo of zinc on inhibition of delta-aminolevulinic acid dehydratase by lead. *Arch. Env. Health* 31: 215—220.
- [18] Hayashi P. C., 1983. Lead toxicity in the pregnant rat. *Environ. Res.* 30: 152—160.
- [19] Heimer Y. M., Filner P., 1971. Regulation of the nitrate assimilation pathway in cultured tobacco cells. III. The nitrate uptake system. *Biochem. Biophys. Acta* 230: 362—372.
- [20] Hsiao T. C., 1973. Plant responses to water stress. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 24: 519—570.
- [21] Hsiao T. C., Acevedo E., Fereres E., Henderson D. W., 1976. Water stress, growth and osmotic adjustment. *Phil. Trans. Royal Soc. London* 273: 479—500.
- [22] Huang C. Y., Bazzaz F. A., Vanderhoef L. N., 1974. The inhibition of soybean metabolism by cadmium and lead. *Plant Physiol.* 54: 122—124.
- [23] Jackson W. A., Flesher D., Hageman R. H., 1973. Nitrate uptake by dark-grown corn seedlings. Some characteristic of apparent induction. *Plant Physiol.* 51: 120—128.
- [24] Jocelyn P. C., 1972. *Biochemistry of the SH group*. London: Academic Press.
- [25] Jones L. H., Jarvis S. C., Cowling D. W., 1973. Lead uptake from soils by perennial ryegrass and its relation to the supply of an essential element. *Plant a. Soil* 38: 605—619.
- [26] Kabata-Pendias A., 1977. Wpływ ołowiu w pożywce wodnej na skład chemiczny stokłosa. *Rocz. Nauk Roln.* 102-A: 29—38.
- [27] Kagi J. H. R., Hapke H. J., 1984. Biochemical interaction of mercury, cadmium and lead. *Changing Metal Cycles and Human Health* ed. J. O. Nriagu, pp. 237—250. Dahlem Konferenzen 1984. Berlin, Heidelberg, New York, Tokyo: Springer-Verlag.
- [28] Koeppe D. E., Miller R. J., 1970. Lead effect on corn mitochondrial respiration. *Science* 167: 1376—1377.
- [29] Lagerwerff J. V., Brower D. J., 1974. Effect of a smelter on the agricultural conditions in the surrounding environment. *Trace Subst. Env. Health* 8: 203—212.
- [30] Lane S. D., Martin E. S., 1977. A histochemical investigation of lead uptake in *Raphanus sativus*. *New Phytol.* 79: 281—286.
- [31] Lane S. D., Martin E. S., Garrod J. F., 1978. Lead toxicity effects on indole-3-ylacetic acid-induced cell elongation. *Planta* 144: 79—84.
- [32] Mahaffey K. R., 1981. Nutritional factors in lead poisoning. *Nutr. Rev.* 39: 353—362.
- [33] Maier R., 1977. The effect of lead on the NAD⁺ — dependent malate dehydrogenase in *Medicago sativa* L. and *Zebrina pendula* Schnizl. *Z. Pflanzenphysiol.* 85: 319—326.
- [34] Maier R., 1977. Influence of lead on the activity of esterase and its multiple forms. *Biochem. Physiol. Pflanzen.* 171: 455—468.
- [35] Maier R., 1978. Untersuchungen zur Wirkung von Blei auf die Phosphate in *Zea mays* L. *Z. Pflanzenphysiol.* 87: 347—354.
- [36] Malone C., Koeppe D. E., Miller R. J., 1974. Localization of lead accumulated by corn plants. *Plant Physiol.* 53: 388—394.
- [37] Miles C. D., Brandle J. R., Daniel D. J., Chu-Der O., Schnare P. D., Uhlik D. J., 1972. Inhibition of photosystem II in isolated chloroplast by lead. *Plant Physiol.* 49: 820—825.
- [38] Mukherji S., Maitra P., 1977. Growth and metabolism of germinating rice (*Oriza sativa* L.) seeds as influenced by toxic concentration of lead. *Z. Pflanzenphysiol.* 73: 377—386.
- [39] Neyera C. A., Hageman R. H. 1975. Nitrate uptake and induction of nitrate reductase in excised corn roots. *Plant Physiol.* 56: 692—695.
- [40] Porter J. R., Sheridan R. P., 1981. Inhibition of nitrogen fixation in alfalfa by arsenate, heavy metals, fluoride and simulated acid rain. *Plant Physiol.* 68: 143—148.
- [41] Porter J. R., 1983. Variation in the relationship between nitrogen fixation, leghemoglobin, nodule numbers and plant biomass in alfalfa (*Medicago sativa*) caused by treatment with arsenate, heavy metals and fluoride. *Physiol. Plant.* 57: 579—583.

- [42] Rauser W. E., 1984. Estimating metallothionein in small root samples of *Agrostis gigantea* and *Zea mays* exposed to cadmium. *J. Plant Physiol.* 116: 253—260.
- [43] Rebechini H. M., Hanzely L., 1974. Lead induced ultrastructural changes in chloroplasts of the hydrophyte *Ceratophyllum demersum*. *Z. Pflanzenphysiol.* 73: 377—386.
- [44] Sabinis D. D., Gordon M., Galston A. W., 1969. A site with an affinity for heavy metals on the thylakoid membranes of chloroplasts. *Plant Physiol.* 44: 1355—1363.
- [45] Scarponi L., Perucci P., 1984. Effect of some metals and related metal — organic compounds on ALA dehydratase activity of corn Plant a. *Soil* 79: 69—75.
- [46] Simola L. K., 1977. The effect of lead, cadmium, and fluoride ions on the growth and fine structure of *Sphagnum nemoreum* in aseptic culture. *Can. J. Bot.* 55: 426—435.
- [47] Simon E., 1978. Heavy metals in soils, vegetation development and heavy metal tolerance in plant populations from metalliferous areas *New Phytol.* 81: 175—188.
- [48] Sordo J. C., Arroyo M., Macarulla J. M., Fedriani J. R., Marino A., 1982. Niveles de plomo y actividad dela-aminolevulinico deshidratase sanguineos en una poblacion espanola. Efecto de la exposicion profesional y de los habitos sociales. *Rev. Espan. Fisiol.* 38: 427—432.
- [49] Suzuki Y., Yoshikawa H., 1976. Induction of hepatic zinc binding proteins of rats by various metals. *Ind. Health* 14: 25—31.
- [50] Swieboda M., 1976. The use of biological tests for establishing the influence of flue dust from lead and zinc works on plant development. *Acta Soc. Bot. Pol.* 45: 17—31.
- [51] Taylor R. W., Allinson D. W., 1981. Influence of lead, cadmium and nickel on the growth of *Medicago sativa* (L.). *Plant a. Soil* 60: 223—236.
- [52] Tornabene T. G., Bennett L. G., Peterson S. L., Edwards H. W., 1973. Effects of lead on *Micrococcus luteus* cells and membrane lipid components. *Impact of Man Env. Contam. by lead.* 263—291. Fort Collins. Colo.
- [53] Urquhart C., 1971. Genetics of lead tolerance in *Festuca ovina*. *Heredity* 26: 19—33.
- [54] Vallee B. L., Ulmer D. D., 1972. Biochemical effects of mercury cadmium and lead. *Ann. Rev. Biochem.* 41: 91—128.
- [55] Wagner G. J., Trotter M. M., 1982. Inducible cadmium binding complexes of cabbage and tobacco. *Plant Physiol.* 69: 804—809.
- [56] Wainwright M., Grayston S. J., 1983. Reduction in heavy metal toxicity towards fungi by addition to media of sodium thiosulphate and sodium tetrathionate. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 81: 541—546.

Dr Marek Burzyński

Zakład Fizjologii Roślin, Instytut Botaniki Uniwersytetu Wrocławskiego,
ul. Kanonia 6/8, 50-328 Wrocław