

WPLYW RÓŻNYCH DAWEK METALI CIĘŻKICH NA AKTYWNOŚĆ ENZYMÓW STRESU OKSYDACYJNEGO ORAZ PARAMETRY FIZJOLOGICZNE PSZENICY JAREJ

CZĘŚĆ I

WPLYW MIEDZI

Beata Smolik¹, Katarzyna Malinowska²

¹ Katedra Biochemii, Akademia Rolnicza w Szczecinie

² Katedra Fizjologii Roślin, Akademia Rolnicza w Szczecinie

Wstęp

Miedź należy do pierwiastków niezbędnych do normalnego rozwoju i wzrostu roślin. Zarówno niedobór, jak i nadmiar tego pierwiastka może spowodować zaburzenia biochemicznych i fizjologicznych procesów w roślinie [LITVYNSKI 1971; KABATA-PENDIAS, PENDIAS 1999]. MAKSYMIEC [1997] podaje, że nadmierne ilości miedzi uszkadzają m.in. DNA oraz ograniczają proces fotosyntezy, co w efekcie ogranicza wzrost i rozwój roślin. Zbyt duża zawartość miedzi przyczynia się do generowania znacznego nadmiaru reaktywnych form tlenu w tkankach roślinnych, co prowadzi do stresu oksydacyjnego w komórkach [GROPPA i in. 2001; WANG i in. 2004]. Ochronę przed toksycznym i mutagennym działaniem aktywnych form tlenu pełnią enzymatyczne i nieenzymatyczne antyoksydanty. Zalicza się do nich m.in. katalazę, peroksydazę i dysmutazę ponadtlenkową, jak również barwniki fotosyntetyczne [MOSTOWSKA, GWÓZDŹ 1995].

Celem pracy jest określenie aktywności enzymów stresu oksydacyjnego (katalazy i peroksydazy), zawartości barwników asymilacyjnych oraz natężenia procesu asymilacji CO₂ i transpiracji w różnych fazach rozwojowych pszenicy rosnącej w glebie z dodatkiem różnych ilości soli miedzi.

Materiał i metody

Doświadczenie wazonowe zostało przeprowadzone w 2005 roku. Rośliną testową była pszenica jara odmiany Alba. W doświadczeniu użyto glebę pobraną z warstwy ornopróchnicznej, o składzie gliny lekkiej pylastej i zawartości węgla organicznego 1,2%, zaliczanej do 2 kompleksu pszennego dobrego.

W schemacie modelowym doświadczenia założonego w 3 powtórzeniach, uwzględniono następujące obiekty: 1 – obiekt kontrolny – gleba, 2 – gleba + NPK, 3 – gleba + 1 stężenie Cu (3,2 mg jonów Cu²⁺·kg⁻¹ gleby) + NPK, 4 –

gleba + 2 stężenie Cu (32 mg) + NPK, 5 – gleba + 3 stężenie Cu (320 mg) + NPK, 6 – gleba + 1 stężenie Cu, 7 – gleba + 2 stężenie Cu, 8 – gleba + 3 stężenie Cu. Miedź wprowadzona została do gleby w formie wodnego roztworu soli $\text{Cu}(\text{NO}_3)_2 \cdot 3 \text{H}_2\text{O}$, natomiast nawozy w formie wodnych roztworów, zgodnie z zaleceniami dla gleb kompleksu 2 pszennego dobrego. Przyjęto następujące warunki w doświadczeniu: wilgotność gleby 60% m.p.w., temperaturę 19–20°C (dzień i noc), natężenie światła: $100 \mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, fotoperiodyzm 12/12 godz.

Od momentu wystąpienia fazy rozwojowej dwóch liści w odstępach tygodniowych pobierano próbki roślinne i prowadzono analizy biochemiczne i fizjologiczne. Reakcję biochemiczną roślin badano poprzez pomiar aktywności enzymów: katalazy i peroksydazy, natomiast fizjologiczną poprzez pomiar intensywności asymilacji CO_2 i transpiracji oraz zawartości barwników asymilacyjnych (chlorofil a, b, karotenoidy).

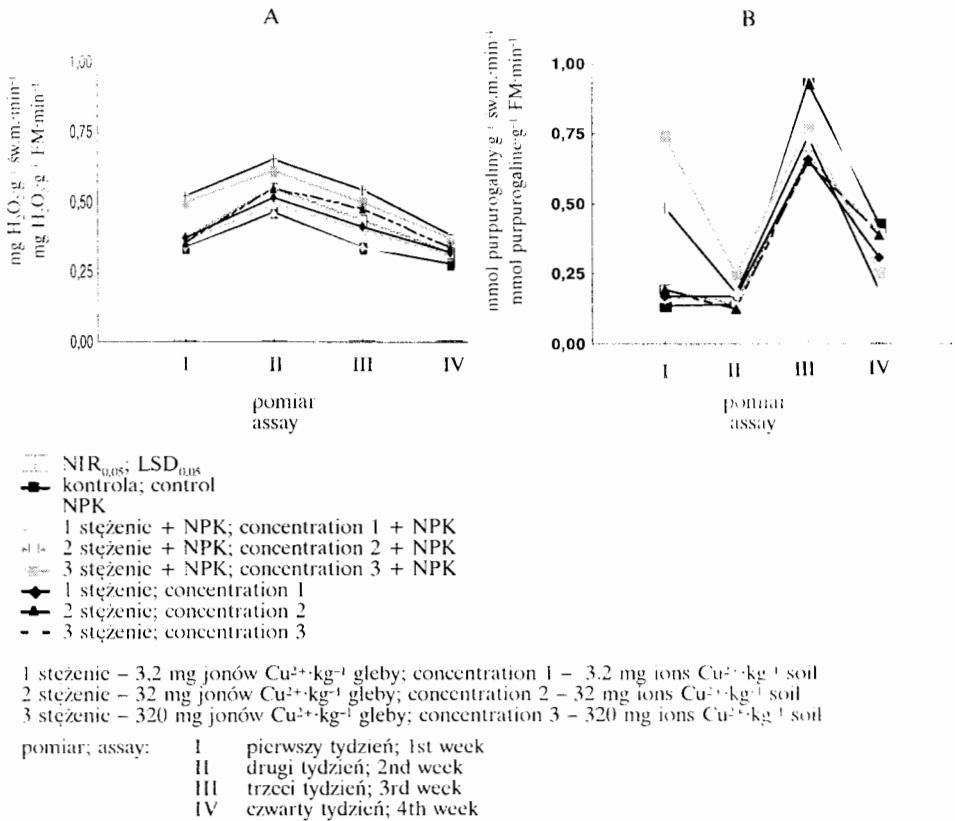
Aktywność peroksydazy oznaczano spektrofotometrycznie stosując roztwór pirogalollu $0,02 \text{ mol} \cdot \text{dm}^{-3}$ jako substrat przy długości fali 430 nm wg metody CHANCE i MACHLY [1955]. Aktywność katalazy oznaczano w UV $\lambda = 240 \text{ nm}$ według metody LUCKA [1963], mierząc spadek absorbancji roztworu $0,0125 \text{ mol H}_2\text{O}_2 \cdot \text{dm}^{-3}$ w czasie 60 s. Zawartość barwników asymilacyjnych oznaczono za pomocą metody LICHTENTHALERA i WELLBURNA [1983]. Za ARNONEM i in. [1956] obliczono zawartość chlorofilu a i b oraz karotenoidów w materiale roślinnym. Pomiar natężenia fotosyntezy ($\mu\text{mol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) i transpiracji ($\text{mmol} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$) wykonano przy użyciu gazoanalyzerów LCA-4.

Wyniki i dyskusja

Uzyskane wyniki wykazały duże zróżnicowanie badanych parametrów biochemicznych i fizjologicznych w zależności od dawki soli miedzi, nawożenia NPK oraz pomiaru (rys. 1–2, tab. 1).

Nawożenie mineralne NPK nieznacznie zmieniało aktywność katalazy, natomiast wyraźniej zwiększało aktywność peroksydazy, zwłaszcza przy I pomiarze, gdzie aktywacja sięgała 17% (rys. 1A). Stymulujący wpływ nawożenia NPK na aktywność katalazy i peroksydazy obserwowali PODSIADŁO i in. [2003]. Wprowadzenie do gleby różnych stężeń soli miedzi spowodowało wzrost aktywności katalazy we wszystkich terminach analiz. W miarę wzrostu stężenia soli miedzi w glebie aktywność enzymu zwiększała się. Najwyższą stymulację odnotowano przy III pomiarze, gdzie aktywność enzymu w pszenicy rosnącej w glebie kontrolnej wynosiła $0,34 \text{ mg H}_2\text{O}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ św.m. min}^{-1}$, natomiast w glebie z dawką 320 mg Cu^{2+} sięgała $0,55 \text{ mg H}_2\text{O}_2 \cdot \text{g}^{-1} \text{ św.m. min}^{-1}$, co stanowiło wzrost rzędu 65% (rys. 1A).

Bardzo wyraźny wzrost aktywności peroksydazy pod wpływem wszystkich zastosowanych stężeń soli miedzi wprowadzonych do gleby z nawozem i bez nawożenia obserwowano przy I i II pomiarze (rys. 1B). Tak wysoki wzrost aktywności obu enzymów świadczyć może, że nawożenie i zastosowane stężenia soli miedzi stanowią istotny czynnik wpływający na pojawienie się reaktywnych form tlenu, które prowadzą do stresu oksydacyjnego w komórce. Znaczący wzrost aktywności peroksydazy pod wpływem różnych dawek miedzi odnotowali MOCQUOT i in. [1996]. W dalszej części doświadczenia przy III i IV pomiarze obserwowano spadek aktywności peroksydazy pod wpływem wszystkich zastosowanych stężeń soli miedzi.



Rys. 1. A – Zmiany aktywności katalazy w pszenicy rosnącej w glebie z różnymi dawkami soli miedzi. B – Zmiany aktywności peroksydazy w pszenicy rosnącej w glebie z różnymi dawkami soli miedzi

Fig. 1. A – Changes of catalase activity in wheat caused by various doses of copper salts. B – Changes of peroxidase activity in wheat caused by various doses of copper salts

Aktywność peroksydazy w roślinach rosnących w glebie z nawożeniem i odpowiednią dawką miedzi była wyższa w porównaniu z aktywnością enzymu w pszenicy rosnącej w glebie z dodatkiem tej samej dawki, ale bez nawożenia. METZ, WILKE [1992] podają, że dobre zaopatrzenie roślin w składniki pokarmowe, zwłaszcza w azot, przyczynia się do większego pobierania metali ciężkich.

Analiza dwuczynnikowej wariancji wykazała istotny wpływ terminu pomiaru, dawki soli miedzi na natężenie procesu fotosyntezy i transpiracji oraz istotność interakcji (tab. 1). Największą intensywność asymilacji CO₂ stwierdzono w drugim terminie badań we wszystkich obiektach. Znaczne obniżenie intensywności badanych procesów w pszenicy rosnącej w glebie z dodatkiem soli miedzi zanotowano przy III pomiarze. Istotny spadek natężenia asymilacji CO₂ i transpiracji stwierdzono przy dawce 320 mg Cu · kg⁻¹ gleby. Intensywność procesu fotosyntezy spadła o 54%, zaś transpiracji o 80% w stosunku do kontroli. Efektywność wykorzystania wody dla procesu asymilacji CO₂ malała wraz ze wzrostem

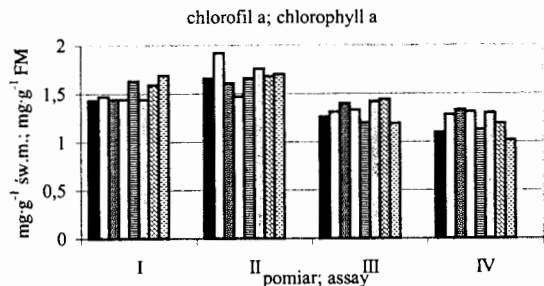
Zmiany w intensywności procesu asymilacji CO₂, transpiracji oraz wskaźnika wykorzystania wody w pszenicy rosnącej w glebie z różnymi dawkami soli miedzi

Changes in the intensity of CO₂ assimilation, transpiration and the water use photosynthetic efficiency in wheat growing on soil supplied with different doses of copper salt

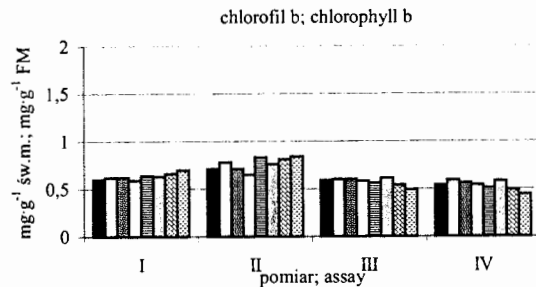
Pomiar Assay	Asymilacja CO ₂ (μmol·m ⁻² ·s ⁻¹); CO ₂ assimilation (μmol·m ⁻² ·s ⁻¹)							
	kontrola control	NPK	NPK + 1 stęż. NPK + conc. 1	NPK + 1 stęż. NPK + conc. 2	NPK + 3 stęż. NPK + conc. 3	1 stęż. conc. 1	2 stęż. conc. 2	3 stęż. conc. 3
I	7,49*	7,96	6,87	6,27	6,03	6,15	6,12	5,91
II	7,52	7,85	7,15	6,21	6,20	6,45	6,19	6,03
III	7,22	7,11	6,04	6,06	4,26	5,93	4,73	3,33
IV	6,83	6,51	5,82	5,03	4,11	5,19	4,03	3,15
NIR _{0,05} LSD _{0,05}	pomiar (I) = 0,307 assay (I) = 0.307		dawka (II) = 0,515 dose (II) = 0.515		interakcja I x II = 1,030 interaction I x II = 1.030		interakcja II x I = 0,870 interaction II x I = 0.870	
Pomiar Assay	Transpiracja (mmol·m ⁻² ·s ⁻¹); Transpiration (mmol·m ⁻² ·s ⁻¹)							
	kontrola control	NPK NPK	NPK + 1 stęż. NPK + conc. 1	NPK + 2 stęż. NPK + conc. 2	NPK + 3 stęż. NPK + conc. 3	1 stęż. conc. 1	2 stęż. conc. 2	3 stęż. conc. 3
I	2,15*	2,20	1,84	1,43	1,40	1,23	1,12	1,04
II	2,32	2,51	2,03	1,40	1,05	1,10	0,86	0,67
III	2,01	1,96	1,27	1,15	1,10	0,96	0,82	0,42
IV	1,12	1,23	1,22	1,03	0,89	0,85	0,78	0,35
NIR _{0,05} LSD _{0,05}	pomiar (I) = 0,050 assay (I) = 0.050		dawka (II) = 0,083 dose (II) = 0.083		interakcja I x II = 1,030 interaction I x II = 1.030		interakcja II x I = 0,141 interaction II x I = 0.141	
Pomiar Assay	Wskaźnik wykorzystania wody (μmol·mmol ⁻¹); Water use photosynthetic efficiency (μmol·mmol ⁻¹)							
	kontrola control	NPK NPK	NPK + 1 stęż. NPK + conc. 1	NPK + 2 stęż. NPK + conc. 2	NPK + 3 stęż. NPK + conc. 3	1 stęż. conc. 1	2 stęż. conc. 2	3 stęż. conc. 3
I	5,34	5,76	5,03	4,84	4,63	4,92	5,00	4,87
II	5,20	5,34	5,12	4,81	5,15	5,35	5,33	5,36
III	5,21	5,15	4,87	4,74	3,16	4,97	3,91	2,91
IV	5,71	5,23	4,60	4,00	3,22	4,34	3,25	2,80

stężenie: 1, 2, 3, pomiary: I, II, III, IV – objaśnienia jak w rys. 1; concentration: 1, 2, 3, assay: I, II, III, IV – explanataions see Fig. 1

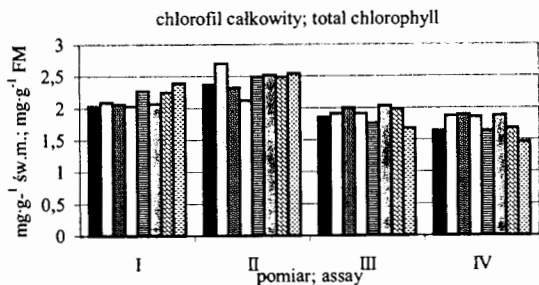
* wartość srednia z trzech pomiarów; the average for 3 assays



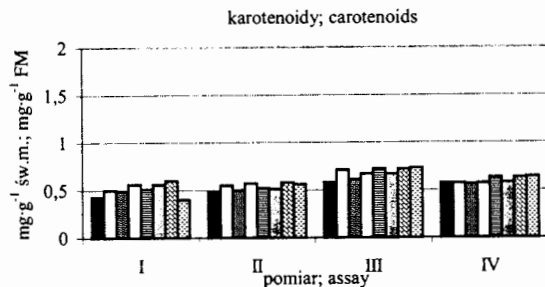
Chlorofil a; Chlorophyll a
 NIR_{0,05} pomiar (P) = 0,127, dawka (D) = 0,213, interakcja P x D = 0,427, interakcja D x P = 0,360; LSD_{0,05} assay (A) = 0,127, dose (D) = 0,213, interaction A x D = 0,427, interaction D x A = 0,360



Chlorofil b; Chlorophyll b
 NIR_{0,05} pomiar (P) = 0,060, dawka (D) = 0,101, interakcja P x D = 0,202, interakcja D x P = 0,171; LSD_{0,05} assay (A) = 0,060, dose (D) = 0,101, interaction A x D = 0,202, interaction D x A = 0,171



Chlorofil całkowity; Total chlorophyll
 NIR_{0,05} pomiar = 0,147 (P), dawka (D) = 0,246, interakcja P x D = 0,492, interakcja D x P = 0,415; LSD_{0,05} assay (A) = 0,147, dose (D) = 0,246, interaction A x D = 0,492, interaction D x A = 0,415



Karotenoidy; Carotenoids
 NIR_{0,05} pomiar (P) = 0,057, dawka (D) = 0,095, interakcja P x D = 0,191, interakcja D x P = 0,161; LSD_{0,05} assay (A) = 0,057, dose (D) = 0,095, interaction A x D = 0,191, interaction D x A = 0,161

kontrola; control
 NPK
 1 stęż. + NPK; conc. 1 + NPK,
 2 stęż. + NPK; conc. 2 + NPK
 3 stęż. + NPK; conc. 3 + NPK
 1 stęż.; conc. 1
 2 stęż.; conc. 2
 3 stęż.; conc. 3

stężenie: 1, 2, 3, pomiary: I, II, III, IV – objaśnienia jak w rys. 1; concentration: 1, 2, 3, assay: I, II, III, IV – explanations see Fig. 1

Rys. 2. Średnia zawartość barwników w pszenicy rosnącej w glebie z różnymi dawkami soli miedzi

Fig. 2. The average content of assimilation dyes in wheat growing on soil supplied with different doses of copper salt

koncentracji soli miedzi w glebie (tab. 1). Spadek intensywności asymilacji CO_2 i transpiracji prawdopodobnie spowodowany jest toksycznym oddziaływaniem miedzi na te procesy. Nadmierne ilości miedzi w roślinie ograniczają proces fotosyntezy poprzez zahamowanie transportu elektronów. Ponadto miedź wpływa na metabolizm błon komórkowych poprzez zwiększenie wydzielania jonów K^+ , pogarszając gospodarkę wodną roślin i przyczyniając się do spadku procesu transpiracji [MAKSYMIEC 1997; KABATA-PENDIAS, PENDIAS 1999; KÜPPER i in. 2002]. WOŹNY [1995] podaje, że metale ciężkie, w tym także nadmiar miedzi w roślinie, ograniczając uwodnienie tkanek roślinnych, może obniżyć potencjał wody w liściach i w ten sposób także hamować transpirację.

Dodatek do gleby soli miedzi w dawce 32 i 320 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ spowodował wzrost zawartości chlorofilu a i b w I i II terminie badań (rys. 2). Fizjologiczna rola miedzi jest ściśle związana z procesami powstawania chlorofilu i chroni go przed rozkładem. Miedź uaktywnia białkowo-barwnikowy kompleks plastydów liści, w wyniku czego proces tworzenia się chlorofilu ulega nasileniu [SZKOLNIK 1980; KABATA-PENDIAS, PENDIAS 1999]. Toksyczne oddziaływanie soli miedzi na badane parametry fizjologiczne stwierdzono dopiero przy III pomiarze. Stwierdzono bowiem, że oprócz obniżenia intensywności asymilacji CO_2 i transpiracji nastąpił znaczny spadek zawartości chlorofilu a i b oraz nieznaczny wzrost zawartości karotenoidów (rys. 2). Spadek zawartości chlorofilu a i b u kukurydzy pod wpływem dużych dawek miedzi obserwowali JASIEWICZ i in. [2004]. Przyczyna takiej reakcji fizjologicznej pszenicy na działanie soli miedzi związana jest z rolą korzeni w dystrybucji i akumulacji miedzi przez rośliny. W warunkach nadmiaru miedzi w glebie pierwiastek ten jest gromadzony w dużej ilości w korzeniach. Również transport Cu do części nadziemnych roślin jest powolny z powodu występowania silnej bariery w przewodzeniu tego pierwiastka z korzeni do pędu [PIOTROWSKA i in. 1992; JURKOWSKA i in. 1996; MCBIRDE, MARTINEM 2000; MCBIRDE 2001]. Hamowanie syntezy chlorofilu jest przejawem oddziaływania różnych metali ciężkich, w tym także nadmiaru miedzi w roślinie. W szlaku syntezy chlorofilu istnieją enzymy wrażliwe na jony miedzi [WOŹNY 1995]. Zdaniem STIBOROVA i in. [1986] nadmierna zawartość Cu w roślinie hamuje syntezę barwników asymilacyjnych i obniża ich poziom w komórkach fotosyntetyzujących. Dotyczy to zwłaszcza chlorofilu a i b. Wzrost zawartości karotenoidów w III terminie badań przy dawce 32 i 320 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ gleby może być efektem nagromadzenia w roślinie nadmiaru reaktywnych form tlenu [MOSTOWSKA, GWÓZDŹ 1995].

Nawożenie NPK wpłynęło na wzrost zawartości barwników asymilacyjnych w pszenicy oraz na intensywność transpiracji w stosunku do kontroli i wariantów z samymi dodatkami miedzi do gleby, niezależnie od terminu badań. Również PODSIADŁO i in. [2003] obserwowali istotny wzrost koncentracji barwników pod wpływem nawożenia mineralnego.

Wnioski

1. Podczas wszystkich pomiarów stwierdzono wyraźnie stymulujący wpływ zastosowanych dawek miedzi na aktywność katalazy.
2. W fazie rozwojowej dwóch liści pszenicy wykazano stymulujący wpływ zastosowanych dawek miedzi na aktywność peroksydazy, a w miarę wzrostu rośliny obserwowano spadek aktywności tego enzymu.

3. Nawożenie NPK wpłynęło na wzrost zawartości barwników asymilacyjnych w pszenicy, intensywność transpiracji oraz aktywność peroksydazy w stosunku do pozostałych obiektów.
4. Stwierdzono istotny wpływ soli miedzi oraz terminu pomiaru na intensywność asymilacji CO₂ i transpiracji pszenicy.
5. Znaczny spadek zawartości chlorofilu a i b oraz badanych procesów fizjologicznych stwierdzono przy III pomiarze po zastosowaniu najwyższej dawki miedzi – 320 mg Cu²⁺·kg⁻¹ gleby.

Literatura

ARNON D.J., ALLEN M.B., WHARLEY F. 1956. *Photosynthesis by isolated chloroplasts*. Biochim. Biophys. Acta. 20: 449–461.

CHANCE B., MACHLY A.C. 1955. *Methods in enzymology*. T 2. Pod red. Calonik C.P., N.O. Kaplan Academic Press. Nowy Jork: 764–775.

GROPPA M.D., TOMARO M.L., BENAVIDES M.P. 2001. *Polyamines as protectors against cadmium or copper-induced oxidative damage in sunflower leaf discs*. Plant Science 161: 481–488.

JASIEWICZ CZ., ZEMANEK M., ANTONKIEWICZ J. 2004. *Wpływ miedzi na zawartość barwników fotosyntetycznych u kukurydzy uprawianej w kulturach wodnych*. Zesz. Prob. Post. Nauk Rol. 496: 459–467.

JURKOWSKA H., ROGÓZ A., WOJCIECHOWICZ T. 1996. *Interactive influence of big doses of Cu, Zn, Pb and Cd on their uptake by plants*. Pol. J. Soil Sci. 29(1): 73–78.

KABATA-PENDIAS A., PENDIAS H. 1999. *Biogeochemia pierwiastków śladowych*. PWN, Warszawa: 398 ss.

KÜPPER H., ŠETLIK J., SPILLER M., KÜPPER F.C., PRASILL O. 2002. *Heavy metal – induced inhibition of photosynthesis: targets of in vitro heavy metals chlorophyll formation*. J. of Phycol. 38(3): 429–441.

LICHTENTHALER H.K., WELLBURN A.R. 1983. *Determinations of total carotenoids and chlorophyll a and b of leaf extracts in different solvents*. Bioch. Soc. Trans. 11: 591–592.

LITYŃSKI T. 1971. *Żyzność gleby*. Cz. I, w: *Żyzność gleby i nawożenie*. PWN, Warszawa: 380 ss.

LÜCK H. 1963. *Catalase*, w: *Methods of enzymatic analysis*. Bergmeyer H-U, Verlag Chemie. Nowy Jork – Londyn: 885–888.

MAKSYMIEC W. 1997. *Effect of copper on cellular processes in higher plants*. Photosynthetica 34(3): 321–342.

MCBRIDE M.B. 2001. *Cupric ion activity in peat soil as a toxicity indicator for maize*. J. Environ. Qual. 30: 78–84.

MCBRIDE M.B., MARTINEM C.E. 2000. *Copper phytotoxicity in a contaminated soil: remediation tests with adsorptive material*. Environ. Sci. Technol. 34: 4386–4391.

METZ R., WILKE B.M. 1992. *Einfluss der Bodenbelastung von Rieselfeldern auf Wachstum, Ertrag und Schwermetallentzug von Mais (Zea mays) in Gefäßversuch*. Wissenschaftliche Zeitschrift der Humboldt Universität zu Berlin. Reihe Agrarwissenschaften 41(3): 29–33.

MOCQUOT B., VONGRONSRELD J., CLISTERS H., MENCH M. 1996. *Copper toxicity in young maize (Zea mays L.) plants: effects on growth, mineral and chlorophyll contents, and enzyme activities*. Plant Soil 182: 287–300.

MOSTOWSKA A., GWÓZDŹ E.A. 1995. *Reakcje aparatu fotosyntetycznego na stres oksydacyjny*. Post. Biol. Kom. 22(1): 43–63.

PIOTROWSKA M., DUDKA S., BOILBRZUCH E. 1992. *Wpływ zróżnicowanych dawek metali śladowych na plon oraz zawartość tych pierwiastków w kukurydzy. Cz. II. Miedź i ołów*. Arch. Ochr. Środ. 2: 145–152.

PODSIADŁO C., JAROSZEWSKA A., BICZAK R., HERMAN B. 2003. *Zmiany aktywności enzymów oksydoredukcyjnych oraz zawartość barwników asymilacyjnych w grochu siewnym i lubnie wąskolistnym pod wpływem nawadniania i nawożenia mineralnego*. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 495: 201–210.

STIBOROWA M., DOUBRAVOVA M., BREZINOVA A. 1986. *Effect of heavy metal ions on growth and biochemical characteristics of photosynthesis of barley (Hordeum vulgare L.)*. Photosynthetica 20: 418–425.

SZKOLNIK M. 1980. *Mikroelementy w życiu rośliny*. PWRiL, Warszawa: 175 ss.

WANG S.H., YANG H., LI S.O., LU Y.P. 2004. *Copper – induced stress and antioxidative response in roots of Brassica juncea. L.* Bot. Bull. Acad. Sin. 45: 203–214.

WOZNY A. 1995. *Ołów w komórkach roślinnych*. Wydawnictwo Sorus, Poznań: 163 ss.

Słowa kluczowe: miedź, katalaza, peroksydaza, barwniki asymilacyjne, transpiracja, asymilacja CO₂

Streszczenie

Określono aktywność enzymów katalazy i peroksydazy, zawartość barwników asymilacyjnych oraz natężenie procesu asymilacji CO₂ i transpiracji w różnych fazach rozwojowych pszenicy rosnącej w glebie z dodatkiem różnych ilości soli miedzi oraz dodatkiem nawożenia NPK.

Uzyskane wyniki wykazały duże zróżnicowanie badanych parametrów biochemicznych i fizjologicznych w zależności od dawki soli miedzi, nawożenia NPK oraz terminu pomiaru. W pierwszej części doświadczenia obserwowano wyraźnie stymulujący wpływ wszystkich zastosowanych dawek miedzi na aktywność katalazy i peroksydazy, a podczas III i IV pomiaru spadek aktywności peroksydazy. Miedź spowodowała w I i II terminie badań wzrost zawartości chlorofilu a i b, natomiast w dalszych terminach badań spadek zawartości oznaczanych parametrów fizjologicznych. Nawożenie NPK wpłynęło na wzrost zawartości barwników asymilacyjnych w pszenicy, na intensywność transpiracji oraz aktywność peroksydazy w stosunku do pozostałych obiektów badawczych.

INFLUENCE OF DIFFERENT HEAVY METAL DOSES ON ACTIVITY
OF OXIDATIVE STRESS ENZYMES AND PHYSIOLOGICAL FACTORS
OF SPRING WHEAT

PART I

INFLUENCE OF COPPER

Beata Smolik¹, Katarzyna Malinowska²

¹ Department of Biochemistry, Agricultural University, Szczecin

² Department of Plant Physiology, Agricultural University, Szczecin

Key words: copper, catalase, peroxidase, assimilation dyes, transpiration, CO₂ assimilation

Summary

Authors investigated enzymatic activity of catalase and peroxidase, contents of assimilatory pigments and intensity of CO₂ assimilation and transpiration at different development stages of wheat, grown on the soil with various copper salt addition and NPK fertilization. Obtained results showed large differentiation of examined biochemical and physiological parameters depending on copper salt dose, NPK fertilization and plant development stage. In the first part of experiment all used copper doses showed stimulatory effect on catalase and peroxidase activity, but at 3rd and 4th measurements a decrease of peroxidase activity was observed. At first part of experiment Cu caused an increase of chlorophyll a and b, but at the rest of experiment it decreased the physiological parameters. Applied NPK fertilization increased the content of assimilatory pigments, content, transpiration intensity and peroxidase activity in wheat, as compared to other experimental objects.

Dr inż. Beata **Smolik**
Katedra Biochemii
Akademia Rolnicza
ul. Słowackiego 17
71-434 SZCZECIN
e-mail: bsmolik@agro.ar.szczecin.pl