CHEMISTRY, ENVIRONMENT, BIOTECHNOLOGY 2010, XIV, 111–120

Barbara Herman, Robert Biczak, Piotr Rychter

Instytut Chemii, Ochrony Środowiska i Biotechnologii, Akademia im. Jana Długosza, 42-200 Częstochowa, Armii Krajowej 13/15, Polska
e-mail: b.herman@ajd.czest.pl, r.biczak@ajd.czest.pl, p.rychter@ajd.czest.pl.

Reakcja fasoli szparagowej na zasolenie podłoża

Abstrakt

W przeprowadzonym eksperymencie wazonowym określono wpływ zróżnicowanego zasolenia podłoża na aktywność katalazy i peroksydazy oraz zawartość chlorofilu całkowitego i karotenoidów w liściach fasoli szparagowej (*Phaseolus vulgaris* L., cv Złota Saxa). Rośliny potraktowano doglebowo roztworami chlorku sodu zawierającymi: 5, 10, 20 i 30 mM NaCl. Uzyskane wyniki wykazały, że zarówno zmiany aktywności badanych enzymów, jak i zawartości barwników asymilacyjnych w liściach roślin były w dużym stopniu zależne od poziomu zasolenia gleby. Zasolenie podłoża prowadziło do wzrostu aktywności peroksydazy w liściach fasoli, wielkość zmian była wprost proporcjonalna do poziomu zasolenia. Aktywność katalazy w liściach fasoli rosnącej na podłożu o niższych poziomach zasolenia była zbliżona do aktywności w roślinach kontrolnych, podczas gdy wyższe zasolenia wywołały spadek aktywności tego enzymu. Zasolenie podłoża wpłynęło także na obniżenie zawartości chlorofilu i karotenoidów w liściach fasoli, przy czym zmiany te były tym większe im wyższy był poziom zasolenia gleby.

Słowa kluczowe: zasolenie, fasola, chlorofil, karotenoidy, katalaza, peroksydaza.

Wprowadzenie

W środowisku naturalnym rośliny ciągle narażone są na różnorodne stresy biotyczne i abiotyczne[1]. Jednym z ważniejszych stresów abiotycznych oddziaływujących na wzrost roślin jest zasolenie[2, 3]. Zasolenie gleb obejmuje 7% powierzchni Ziemi, co stanowi 930 mln ha, ponadto powierzchnia ta ciągle się powiększa[4]. Problem zasolenia gleb w dużym stopniu dotyczy rolnictwa , gdyż blisko 20% światowych użytków rolnych i 50% terenów nawadnianych narażone są na zasolenie[5, 6]. Nadmierne zasolenie podłoża może prowadzić do hamowania wzrostu roślin, co w konsekwencji prowadzi do spadku plonu upraw[5, 6, 7, 8]. Ograniczenie wzrostu roślin jest wynikiem zmian fizjologiczno-biochemicznych wywołanych nadmiarem soli[9, 10].

Zasolenie, podobnie jak i inne czynniki środowiskowe, może prowadzić do wystąpienia w roślinach stresu oksydacyjnego związanego ze wzmożoną pro-

dukcją reaktywnych form tlenu (RFT), takich jak tlen singletowy ($^1O_2$), anionorodnik ponadtlenkowy ($O_2^{\bullet-}$), nadtlenek wodoru (H_2O_2) oraz rodnik hydroksylowy ($^{\bullet}OH$)[9, 10, 11, 12, 13, 14]. Reaktywne formy tlenu mogą poważnie naruszać prawidłowy metabolizm poprzez tlenowe uszkodzenia białek, kwasów nukleinowych i lipidów[9, 11, 12, 15, 16]. Rośliny wykształciły specyficzne mechanizmy chroniące je przed szkodliwym działaniem RFT, w tym antyoksydacyjne związki niskocząsteczkowe (kwas askorbinowy, glutation, karotenoidy, α-tokoferol)[11, 14, 17, 18] i antyoksydacyjne enzymy (dysmutaza ponadtlenkowa, katalaza, peroksydaza i reduktaza glutationowa)[11, 14, 15, 17, 18, 19, 20].

Z doniesień literaturowych wynika, że zmiany aktywności peroksydazy w roślinach mogą być wskaźnikiem zaistniałego stresu solnego[11, 21, 22]. Wyniki wielu badań wskazują na wzrost aktywności peroksydazy pod wpływem zasolenia podłoża[11, 13, 14, 16, 19, 20, 21, 23, 24]. Stres solny obok zmian aktywności peroksydazy powoduje także zmiany aktywności innych enzymów w roślinach, w tym katalazy[6, 8, 9, 13, 16, 20, 23]. Zmiany aktywności katalazy pod wpływem zasolenia podłoża nie są jednoznaczne, obserwowano zarówno wzrost[6, 8, 9, 20], jak i spadek aktywności tego enzymu[13, 16, 23].

Podczas długoterminowego wystawiania na zasolenie, rośliny doznają stresu jonowego, który może prowadzić do przedwczesnego starzenia się liści i w ten sposób zredukować powierzchnię fotosyntezy, niezbędną do wzrostu roślin[25, 26]. Jednym z głównych wskaźników starzenia się liści jest spadek poziomu chlorofilu[27, 28, 29]. W wielu badaniach udowodniono, że zasolenie podłoża NaCl powoduje spadek zawartości chlorofilu[29, 30, 31, 32, 33, 34]. Stres solny może prowadzić nie tylko do obniżenia poziomu chlorofilu, lecz także do zmian zawartości karotenoidów[17, 25, 30, 31, 33], przy czym w większości przypadków odnotowano spadek poziomu tego barwnika[17, 25, 31, 33].

Niniejsza praca miała na celu przebadanie zmian aktywności katalazy i peroksydazy oraz zawartości chlorofilu całkowitego i karotenoidów w liściach fasoli szparagowej w zależności od poziomu zasolenia podłoża NaCl.

Materiały i metody

W przeprowadzonym eksperymencie fasolę szparagową (*Phaseolus vulgaris* L.) odmiany Złota Saxa wysiano w drugiej połowie maja do wazonów plastikowych o pojemności około 2 dm^3 napełnionych ujednoliconą glebą brunatną o pH (KCl) – 6,6 i zawartości próchnicy około 16%. W pierwszej połowie lipca rośliny potraktowano doglebowo roztworami chlorku sodu zawierającymi 5, 10, 20 i 30 mM NaCl.

Materiał roślinny do oznaczenia aktywności enzymatycznej peroksydazy i katalazy oraz zawartości chlorofilu i karotenoidów pobierano czterokrotnie w odstępach tygodniowych. Wyciągi do badań enzymatycznych przygotowano

poprzez homogenizację świeżego materiału roślinnego w schłodzonym buforze fosforanowym o ściśle określonym pH. Aktywność peroksydazy oznaczono z *o*-dianizydyną jako H-donor[35], a aktywność katalazy poprzez określenie ilości rozłożonego H_2O_2 w czasie[36]. Zawartość chlorofilu całkowitego i karotenoidów oznaczano metodą spektrofotometryczną[37] w świeżym materiale roślinnym.

Ocenę istotności otrzymanych wyników przeprowadzono wykorzystując analizę wariancji (test F Fishera – Snedecora), a wartości $NIR_{0,05}$ wyliczono testem Tukey'a. Dane zostały ponadto zanalizowane statystycznie jako odchylenia standardowe średniej.

Omówienie i analiza wyników

Zastosowane w przeprowadzonym eksperymencie wazonowym zasolenia podłoża na poziomie 5 mM – 30 mM NaCl spowodowały istotne zmiany aktywności enzymatycznych katalazy i peroksydazy oraz zawartości chlorofilu całkowitego i karotenoidów w liściach fasoli szparagowej (Tab. 1-2, Rys. 1). Zmiany aktywności oznaczanych enzymów oraz zawartość barwników asymilacyjnych były zależne zarówno od poziomu zasolenia podłoża, jak i terminu analizy, przy czym znaczny wpływ miało zasolenie. Wyniki prezentowane w wielu pracach świadczą o zmianach aktywności enzymów antyoksydacyjnych[6, 8, 9, 11, 13, 14, 16, 20, 38] i barwników fotosyntetycznych[17, 25, 30, 31, 33] w roślinach uprawnych na skutek stresu solnego.

Analiza zmian aktywności badanych enzymów w liściach fasoli szparagowej wykazała, że niezależnie od stopnia zasolenia gleby aktywność peroksydazy rosła, a aktywność katalazy nieznacznie rosła, a następnie obniżała się z wiekiem roślin (Tab. 1). O tym, że wzrost aktywności peroksydazy i spadek aktywności katalazy są godnymi uwagi wskaźnikami starzenia się tkanki liściowej donoszono wcześniej[39, 40].

W całym analizowanym okresie badań stwierdzono wyższą aktywność peroksydazy w liściach fasoli szparagowej rosnącej na podłożu zasolonym w porównaniu do aktywności tego enzymu w roślinach kontrolnych (Tab. 1, Rys 1). Wielkość zmian była wprost proporcjonalna do poziomu zasolenia podłoża, przy najmniejszej z zastosowanych dawek chlorku sodu (5 mM) wystąpił średnio 16% wzrost aktywności peroksydazy, a przy dawce najwyższej (30 mM NaCl) odnotowany wzrost aktywności tego enzymu wynosił średnio aż 47%. Wyniki większości badań prowadzonych w tym zakresie wykazały wzrost aktywności peroksydazy pod wpływem zasolenia podłoża[11, 13, 14, 16, 19, 20, 21, 23, 24], wskazując na silne uzależnienie stopnia zmian aktywności tego enzymu od poziomu zasolenia[11, 14, 20, 21, 23, 24] oraz od wrażliwości roślin na zasolenie[11, 16]. U roślin odpornych na zasolenie wzrost aktywności peroksydazy jest z reguły większy niż w roślinach wrażliwych[11, 16].

W przeprowadzonym eksperymencie obok zmian aktywności peroksydazy odnotowano także zmiany aktywności katalazy, przy czym zmiany nie były już tak jednoznaczne (Tab. 1., Rys. 1). Przy niższych z zastosowanych poziomów zasolenia gleby (5 mM i 10 mM NaCl) aktywność katalazy w liściach fasoli szparagowej była zbliżona do aktywności tego enzymu w roślinach rosnących na podłożu niezasolonym, przy wyższych poziomach zasolenia (20 mM i 30 mM NaCl) stwierdzono natomiast obniżenie aktywności katalazy, które średnio dla całego terminu analiz wynosiło od 10% do 15%, w porównaniu do roślin kontrolnych.

Z doniesień literaturowych wynika, że zmiany aktywności katalazy nie są jednoznaczne, zależne są zarówno od tolerancyjności roślin na zasolenie[6, 11, 17], poziomu zasolenia podłoża[14, 20], a nawet części analizowanej rośliny[12, 38].

O tym, że stres solny może prowadzić do spadku aktywności katalazy w roślinach uprawnych świadczą wyniki wielu badań[13, 16, 23, 24]. Spadek aktywności katalazy pod wpływem zasolenia podłoża może wystąpić zarówno w roślinach tolerancyjnych, jak i wrażliwych na zasolenie i może być kompensowany wzrostem aktywności peroksydaz[16].

Tabela 1. Zmiana aktywności enzymów w liściach fasoli szparagowej w kolejnych dniach po zasoleniu podłoża

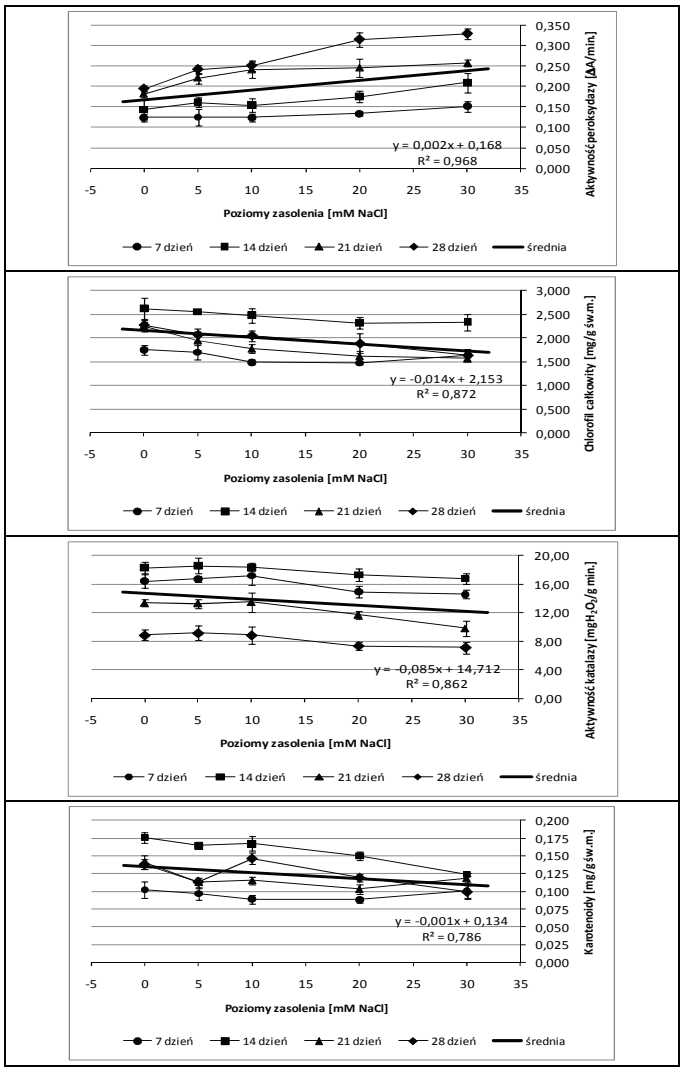
Poziomy zasolenia	**Katalaza [mg H_2O_2 min^{-1} g^{-1}]**					**Peroksydaza [ΔA min^{-1}]**				
	7 dzień	**14 dzień**	**21 dzień**	**28 dzień**	**średnia**	**7 dzień**	**14 dzień**	**21 dzień**	**28 dzień**	**średnia**
Kontrola	16,42	18,33	13,36	8,86	14,24	0,124	0,144	0,182	0,195	0,161
5 mM NaCl	16,73	18,60	13,31	9,14	14,45	0,125	0,161	0,220	0,242	0,187
10 mM NaCl	17,17	18,39	13,48	8,86	14,48	0,124	0,154	0,241	0,251	0,193
20 mM NaCl	14,94	17,33	11,70	7,34	12,83	0,134	0,176	0,246	0,315	0,218
30 mM NaCl	14,59	16,80	9,81	7.11	12,08	0,152	0,210	0,257	0,329	0,237
$NIR_{0,05}$	dla terminów analiz – 0,60 dla poziomów zasolenia – 0,52					dla terminów analiz – 0,017 dla poziomów zasolenia – 0,015				

Tabela 2. Zmiana zawartości chlorofilu całkowitego i karotenoidów w liściach fasoli szparagowej w kolejnych dniach po zasoleniu podłoża

Poziomy zasolenia	**Chlorofil całkowity [mg g^{-1} św.m.]**					**Karotenoidy [mg g^{-1} św.m.]**				
	7 dzień	**14 dzień**	**21 dzień**	**28 dzień**	**średnia**	**7 dzień**	**14 dzień**	**21 dzień**	**28 dzień**	**średnia**
Kontrola	1,750	2,628	2,259	2,275	2,228	0,102	0,176	0,141	0,138	0,139
5 mM NaCl	1,697	2,559	1,943	2,065	2,066	0,097	0,165	0,113	0,114	0,122
10 mM NaCl	1,487	2,479	1,773	2,050	1,947	0,085	0,167	0,115	0,146	0,128
20 mM NaCl	1,470	2,318	1,618	1,885	1,823	0,088	0,150	0,103	0,119	0,115
30 mM NaCl	1,641	2,338	1,565	1,632	1,794	0,101	0,124	0,118	0,099	0,111
$NIR_{0,05}$	dla terminów analiz – 0,018 dla poziomów zasolenia – 0,016					dla terminów analiz – 0,007 dla poziomów zasolenia – 0,006				

W badaniach dotyczących reakcji roślin na zasolenie podłoża wiele miejsca poświęca się analizie zmian zawartości barwników fotosyntetycznych. W wielu pracach donosi się o spadku zawartości chlorofilu całkowitego w liściach roślin pod wpływem zasolenia podłoża[3, 7, 10, 17, 25, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 34], przy czym wielkość zmian łączona jest w dużym stopniu z poziomem zasolenia[3, 10, 25, 27, 30, 31] i wskazuje na tym większy spadek zawartości chlorofilu im wyższy jest poziom zasolenia podłoża. Zmiany zawartości chlorofilu uzależniane są także od tolerancyjności roślin na zasolenie podłoża, ogólnie wykazuje się, iż u roślin tolerancyjnych obserwowane spadki są mniejsze niż u roślin wrażliwych[18, 41, 42]. Z doniesień literaturowych wynika, że nadmierna koncentracja soli w podłożu może także, obok spadku zawartości chlorofilu, prowadzić do obniżenia poziomu karotenoidów w liściach roślin[17, 25, 30, 31, 33].

Wyniki uzyskane w przeprowadzonych badaniach odnośnie zmian zawartości barwników fotosyntetycznych w liściach fasoli szparagowej pod wpływem zasolenia gleb są zgodne z wcześniejszymi doniesieniami. W całym analizowanym okresie badań zawartość chlorofilu całkowitego w liściach fasoli szparagowej rosnącej na podłożu zasolonym utrzymywała się na poziomie niższym niż w roślinach kontrolnych (Tab. 2, Rys. 1). Biorąc pod uwagę średnią z wszystkich terminów analiz, można stwierdzić, że spadek zawartości chlorofilu całkowitego był tym większy im wyższa była koncentracja soli w podłożu, wynosił on średnio od 7% przy najmniejszej dawce chlorku sodu (5 mM) do 20% przy dawce najwyższej (30 mM NaCl).



Rysunek 1. Reakcja fasoli szparagowej na wzrastające zasolenie podłoża

Zawartość karotenoidów w liściach fasoli szparagowej także uległa redukcji pod wpływem zasolenia podłoża, dla średniej z wszystkich terminów analiz zmiany były tym większe im wyższy był poziom zasolenia podłoża (Tab. 2, Rys. 1). Przy najwyższej z zastosowanych dawek zasolenia równej 30 mM NaCl obserwowany spadek zawartości karotenoidów wynosił około 20% w odniesieniu do roślin rosnących na podłożu nie zasolonym. Spadek zawartości chlorofilu całkowitego w liściach fasoli szparagowej pod wpływem zasolenia pod-

łoża może wskazywać na przyspieszenie procesu starzenia się liści, o czym donoszono wcześniej[25, 27, 29].

W podsumowaniu można stwierdzić, że znaczny wzrost aktywności peroksydazy w liściach fasoli szparagowej poddanej stresowi solnemu, obok niewielkich zmian aktywności katalazy, sugerują uruchomienie mechanizmu adaptacyjnego do zaistniałego stresu oksydacyjnego i redukcję H_2O_2, co wskazuje, że fasola szparagowa jest rośliną odporną na zasolenie. O tolerancyjności fasoli szparagowej na zasolenie donoszą Nagesh Babu i Devaraj[19], którzy w swych badaniach także wykazali znaczny wzrost aktywności peroksydazy, przy niewielkim wzroście aktywności katalazy w liściach roślin poddanych stresowi solnemu.

Literatura

1. Evers D., Hemmer K., Hausman J.F., Salt stress induced biometric and physiological changes in *Solanum tuberosum* L. *cv*. Bintje grown *in vitro*, Acta Physiol. Plant. 20(1), 1998, s. 3–7.
2. Telesiński A., Nowak J., Smolik B., Dubowska A., Skrzypiec N., Effect of soil salinity on activity of antioxidant enzymes and content of ascorbic acid and phenols in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) plants , J. Elementol., 13(3), 2008, s. 401–409.
3. Pérez-Tornero O., Tallón C.I., Porras I., Navarro J.M., Physiological and growth changes in micropropagated *Citrus macrophylla* explants due to salinity, J. Plant Physiol., 166, 2009, s. 1923–1933.
4. Matuszak R., Brzóstowicz A., Ocena wpływu chlorku sodu na wzrost siewek dwóch odmian jęczmienia, Acta Agroph., , 7(4), 2006, s. 977–982.
5. Matuszak R., Baranowski P, Walczak R.T., Brzóstowicz A., Ocena wpływu zasolenia na wzrost, fotosyntezę, potencjał wody i temperaturę liści siewek pszenicy odmiany Almari, Acta Agroph., 4(1), 2004, s. 97–103.
6. Sajid Z.A., Aftab F., Amelioration of salinity tolerance in *Solanum tuberosum* L. by exogenous application of ascorbic acid, In Vitro Cell. Dev. Biol. – Plant, 45, 2009, s. 540–549.
7. Tuna A.L., Kaya C., Higgs D., Murillo-Amador B., Aydemir S., Girgin A.R., Silicon improves salinity tolerance in wheat plants, Environ. Exp. Bot., 62, 2008, s. 10–16.
8. Wang W.B., Kim Y.H., Lee H.S., Kim K.Y., Deng X.P., Kwak S.S., Analysis of antioxidant enzyme activity during germination of alfalfa under salt and drought stresses, Plant Physiol. Biochem., 47, 2009, s. 570–577.
9. Hafsi C., Romero-Puertas M.C., del Rio L.A., Sandalio L.M., Abdelly C., Differential antioxidative response in barley leaves subjected to the interactive effects of salinity and potassium deprivation, Plant Soil, 334, 2010, s. 449–460.

10. Qin J., Dong W.Y., He K.N., Chen J., Liu J., Wang Z.L., Physiological responses to salinity in Silver buffaloberry (*Shepherdia argentea*) introduced to Qinghai high-cold and saline area, China, Photosynthetica, 48(1), 2010, s. 51–58.
11. Sudhakar C., Lakshmi A., Giridarakumar S., Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity, Plant Sci., 161, 2001, s. 613–619.
12. Eyidogan F., Öz M.T., Effect of salinity on antioxidant responses of chickpea seedlings, Acta Physiol. Plant, 29, 2007, s. 485–493.
13. Tanou G., Molassiotis A., Diamantidis G., Induction of reactive oxygen species and necrotic death-like destruction in strawberry leaves by salinity, Environ. Exp. Bot., 65, 2009, s. 270–281.
14. Telesiński A., Smolik B., Skrzypiec N., Nowak J., Kształtowanie się aktywności katalazy I peroksydazy na tle zmian zawartości fluorków w roślinach fasoli po wprowadzeniu do gleby różnych dawek NaF, Ochrona Środowiska i Zasobów Naturalnych, 41, 2009, s. 219–226.
15. Multu S., Atici Ö., Nalbantoglu B., Effects of salicylic acid and salinity on apoplastic antioxidant enzymes in two wheat cultivars differing in salt tolerance, Biol. Plant., 53(2), 2009, s. 334–338.
16. Maia J.M., Costa de Macedo C.E., Voigt E.L., Freitas J.B.S., Silveira J.A.G, Antioxidative enzymatic protection in leaves of two contrasting cowpea cultivars under salinity, Biol. Plant., 54(1), 2010, s. 159–163.
17. Sairam R.K., Rao K.V., Srivastava G.C., Differential response of wheat genotypes to long term salinity stress in relation to oxidative stress, antioxidant activity and osmolyte concentration, Plant Sci., 163, 2002, s. 1037–1046.
18. Noreen Z., Ashraf M., Assessment of variation in antioxidative defence system in salt-treated pea (*Pisum sativum*) cultivars and its putative use as salinity tolerance markers, J. Plant Physiol., 166, 2009, s. 1764–1774.
19. Nagesh Babu R., Devaraj V.R., High temperature and salt stress response in French bean (*Phaseolus vulgaris*), Austr. J. Crop Sci., 2(2), 2008, s. 40–48.
20. Shafi M., Bakht J., Hassan M.J., Raziuddin M., Zhang G., Effect of cadmium and salinity stresses on growth and antioxidant enzyme activities of wheat (*Triticum aestivum* L.), Bull. Environ. Contam Toxicol., 82, 2009, s. 772–776.
21. Evers D., Schmit C., Mailliet Y., Hausman J.F., Growth characteristics and biochemical changes of poplar shoots in vitro under sodium chloride stress, J. Plant Physiol., 151(6), 1997, s. 748–753.
22. Sreenivasulu N., Ramanjulu S., Ramachandra-Kini K., Prakash H.S., Shekar-Shetty H., Savithri H.S., Sudhakar C., Total peroxidase activity and peroxidase isoforms as modified by salt stress in two cultivars of fox-tail millet with differential salt tolerance, Plant Sci., 141, 1999, s. 1–9.
23. Víllora G., Moreno D.A., Pulgar G., Romero L., Yield improvement in zucchini under salt stress: determining micronutrient balance, Sci. Hort., 86, 2000, s. 175–183.

24. Herman B., Biczak R., Rychter P., Reakcja owsa na zasolenie podłoża, Chemia i iżynieria ekologiczna, 10(S1), 2003, s. 73–80.
25. Sultana N., Ikeda T., Itoh R., Effect of NaCl salinity on photosynthesis and dry matter accumulation in developing rice grains, Environ. Exp. Bot., 42, 1999, 211–220.
26. Muscolo A., Panuccio M.R., Sidari M., Effects of salinity on growth, carbohydrate metabolism and nutritive properties of kikuyu grass (*Pennisetum clandestinum* Hochst), Plant Sci., 164, 2003, s. 1103–1110.
27. Lutts S., Kinet J.M., Bouharmont J., NaCl-induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance, Annals Bot., 78, 1996, s. 389–398.
28. Prochazkova D., Sairam R.K., Srivastava G.C., Singh D.V., Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves, Plant Sci., 161, 2001, s. 765–771.
29. Kaya C., Kirnak H., Higgs D., Saltali K., Supplementary calcium enhances plant growth and fruit yield in strawberry cultivars grown at high (NaCl) salinity, Sci. Hort., 93, 2002, s. 65–74.
30. Parida A.K., Das A.B., Salt tolerance and salinity effects on plants: a review, Ecotox. Environ. Safety, 60, 2005, s. 324–349.
31. Hameed M., Ashraf M., Physiological and biochemical adaptations of *Cynodon dactylon* (L.) Pers. from the Salt Range (Pakistan) to salinity stress, Flora, 203, 2008, s. 683–694.
32. Meloni D.A., Gulott M.R., Martínez C.A., Salinity tolerance in *Schinopsis guebrachto colorado*: Seed germination, growth, ion relations and metabolic responses, J. Arid Environ., 72, 2008, s. 1785–1792.
33. Zeid I.M., Effect of arginine and urea on polyamines content and growth of bean under salinity stress, Acta Physiol. Plant., 31, 2009, s. 65–70.
34. Silva E.N., Ribeiro R.V., Ferreira-Silva S.L., Viégas R.A., Silveira J.A.G., Comparative effects of salinity and water stress on photosynthesis, water relations and growth of *Jatropha curcas* plants, J. Arid Environ., 74, 2010, s. 1130–1137.
35. Gardiner M.G. , Cleland R., Peroxidase changes during the cessation of elongation in *Pisum sativum* stems, Phytochem., 13, 1974, s. 1095–1098.
36. Bergmeyer H.U., Methods of enzymatic analysis. – Academic Press, 888, New York, 1963.
37. Oren R., Werk K.S., Buchmann N., Zimmermann R.: Chlorophyll-nutrient relationships identify nutritionally caused decline in *Pibea abies* stands, Can, J. For. Res., 23, 1993, s. 1187–1195.
38. Chai Y.Y., Jiqang C.D., Shi L., Shi T.S., Gu W.B., Effects of exogenous spermine on sweet sorghum during germination under salinity, Biol. Plant., 54(1), 2010, s. 145–148.

39. Braber J.M., Catalase and peroxidase in primary bean leaves during development and senescence, Z. Pflanzenphysiol. Bd., 97, 1980, s. 135–144.
40. Swaraj J.K., Laura S., Bishnoi N.R., Nitrate induced nodule senescence and changes in activities of enzymes scavenging H_2O_2 in clusterbean (*Cyamopsis tetragonaloba* Taub.), J. Plant Physiol., 126, 1993, s. 293–296.
41. García-Sánchez F., Jifon J.L., Carvajal M., Syvertsen J.P., Gas exchange, chlorophyll and nutrien contents in relation to Na^+ and Cl^- accumulation in 'Sunburst' mandarin grafted on different rootstocks, Plant Sci., 162, 2002, s.705–712.
42. Sairam R.K., Srivastava G.C., Changes in antioxidant activity in sub-cellular fractions of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long term salt stress, Plant Sci., 162, 2002, s. 897–904.

Barbara Herman, Robert Biczak, Piotr Rychter

French bean reaction on basis salinity

Abstract

The effect of various soil salinities on changes of catalase and peroxidase activity, content of total chlorophyll and carotenoides in leaves of French bean (*Phaseolus vulgaris* L., cv Golds Saxa) in the pot experiments was determined. The plants were watered with a solution of sodium chloride containing 5, 10, 20 and 30 mM NaCl. The results have proved that the salinity levels applied to the basis influenced not only the change in the activity of the enzymes studied but also assimilation pigments content in leaves of plants. The basis salinity caused increase the peroxidase activity in leaves of bean and was directly proportional to the level of basis salinity. Activity of the catalase in leaves of bean growing in soil containing lower levels of salinity was similar to the activity in control plants, while higher salinities caused considerable drop in activity of these enzyme. As expected excessive salinity of soil caused decrease of chlorophyll and carotenoides level in tested plants. The higher salinity level was, the more erident changes were observed.

Keywords: salinity, bean, chlorophyll, carotenoides, catalase, peroxidase