

ZOFIA LISIEWSKA  
*Akademia Rolnicza w Krakowie*

## NATURALNE ZWIĄZKI OGRANICZAJĄCE WARTOŚĆ ODŻYWCZĄ NIEKTÓRYCH WARZYW

W żywieniu człowieka znana jest powszechnie i doceniana rola warzyw świeżych oraz wykonanych z nich konserw i przetworów. Stanowią one bogate źródło witamin i soli mineralnych. Jednak w produktach tych zawarte są również związki o charakterze ograniczającym wartość żywieniową diety. Czynniki antyodżywcze stwierdzono przede wszystkim w dwóch grupach warzyw, a mianowicie: w nasionach roślin strączkowych oraz w warzywach z rodziny krzyżowych; chociaż nie są od nich wolne także i inne gatunki. Związki te występują głównie w surowych warzywach, jednak część z nich pozostaje w produktach przygotowywanych do bezpośredniego spożycia, to znaczy po obróbce kulinarnej bądź technologicznej.

### *Nasiona roślin strączkowych*

Do czynników antyodżywczych, zawartych w nasionach roślin strączkowych należą inhibitory trypsyny, które ograniczają wykorzystanie białka przez tworzenie kompleksu inhibitor-trypsyna, blokują działanie enzymów proteolitycznych, wywołują przerost trzustki oraz mogą spowodować zahamowanie wzrostu konsumenta [1, 6, 19, 22, 31]. Badania wykazały zróżnicowanie aktywności inhibitorów trypsyny, w zależności od gatunku i odmiany (tab. 1). Inhibitory trypsyny są czynnikiem termolabilnym. Gotowanie w temperaturze 100°C powoduje znaczny spadek ich aktywności, gdyż w zależności od odmiany i gatunku wynosi on od 81 do 100% wartości początkowej. Natomiast sterylizacja była przyczyną całkowitej inaktywacji inhibitorów. Według Rackisa [23] nie ma konieczności całkowitego niszczenia inhibitorów trypsyny, aby uniknąć negatywnych skutków ich działania na organizm człowieka. Liener [15] podaje, że inhibitory trypsyny wyodrębniono również z ziemniaków, kukurydzy, żyta, pszenicy i lucerny.

Kolejną grupą składników antyodżywczych nasion roślin strączkowych są taniny. Ich szkodliwość polega na tworzeniu trudno przyswajalnych lub nieprzyswajalnych kompleksów z białkiem, zmniejszeniu

Tabela 1

Aktywność inhibitorów trypsyny w nasionach roślin strączkowych surowych i po obróbce technologicznej

Wg autora	Gatunek	Jednostki aktywności/mg białka		Obniżenie aktywności %
		nasiona surowe	nasiona po obróbce technologicznej	
Wronowski, 1986				gotowanie w 100°C
	groch	4,77—6,50	0,00—1,07	84—100
	fasola	5,10—7,53	0,38—1,46	81—93
	bób	5,13	0,29	94
Al Bakir, 1981				sterylizacja w 121°C przez 30 min
	fasola	28,7	0,0	100
	bób	4,0	0,0	100
Newton, 1983				sterylizacja w 110—120°C przez 20 min
	groch	2,9	0,0	100
	fasola	10,9—25,9	0,0	100
	bób	0,5—2,5	0,0	100
	soja	21,1—64,5	0,0	100

przyswajalności węglowodanów i żelaza, ponadto taniny mogą zachowywać się jak inhibitory enzymów: trypsyny, chymotrypsyny, amylazy i lipazy. Newton [19] wykazał, że taniny gromadzą się przede wszystkim w okrywie nasiennej. Rao [25] podaje, że usunięcie okrywy nasiennej z nasion powoduje obniżenie zawartości tanin o 83 do 97%. W przypadku nasion bobu występuje zróżnicowanie zawartości tanin, w zależności od barwy kwiatów [19]. Odmiany bobu o kwiatach białych zawierają znacznie mniej tanin w okrywie niż odmiany o kwiatach kolorowych (tab. 2).

Tabela 2

Rozmieszczenie tanin w nasionach bobu, w % suchej masy, według Newtona, 1983

Odmiany o kwiatach	W okrywie nasiennej	W liścieniach	W całych nasionach
Kolorowych	5,34—7,42	0,78—0,91	1,34—2,00
Białych	0,32—0,51	0,74—0,88	0,75—0,81

Wronowski [31] dla wybranych gatunków i odmian roślin strączkowych, uprawianych w Polsce, wymienia zawartości kwasu taninowego w suchej masie nasion od 0 do 0,91% (tab. 3). Ilości te po moczeniu i gotowaniu do konsystencji konsumpcyjnej obniżyły się od 43% w nasionach soi do całkowitego ich zaniku w nasionach grochu odmiany Opal.

Tabela 3

Zawartość kwasu taninowego w surowych nasionach roślin strączkowych i po obróbce technologicznej, według Wronowskiego, 1986

Gatunek i odmiana	Kwas taninowy w ‰ s.m.		Obniżenie zawartości w ‰
	nasiona surowe	nasiona po moczeniu i gotowaniu	
Groch odm. Kaliski	0,19	0,06	68
Opal	0,06	0,00	100
Sum	0,25	0,12	52
Fasola odm. Piękny Jaś	0,00	0,00	—
	0,19	0,06	68
Bób odm. Hangdown	0,91	0,37	59
Soja odm. Progres	0,53	0,29	43

Prawie wszystkie nasiona roślin strączkowych mogą wywołać wzdęcia. Czynnikiem powodującym wzdęcie są kilkucukrowce: rafinoza, stachioza a niekiedy występuje ponadto ajugoza i werbaskoza. Organizm ludzki nie posiada enzymu, który mógłby trawić te cukry. Mikroflora bakteryjna jelita grubego wytwarza enzym alfa galaktozydazę, która powoduje rozpad tych związków, w następstwie czego wytwarzają się gazy: wodór, metan i dwutlenek węgla. Wywołuje to wzdęcie a czasami także nudności i biegunki. Według Kossona [11] nasiona roślin strączkowych zawierały w suchej masie od 3,2 do 5,2% rafinozy i stachiozy (tab. 4).

Tabela 4

Zawartość cukrów wzdęciogennych w nasionach roślin strączkowych, w ‰ suchej masy, według Kossona, 1983

Gatunek	Rafinoza	Stachioza
Fasola	1,0	4,2
Bób	0,7	4,5
Groch	1,0	2,4
Soczewica	0,5	2,7
Soja	1,4	2,2

Horbowicz [4] podaje, że cukry wzdymające występują również w cebuli, skorzonercie, cykorii, pasternaku, porze, pietruszce, kukurydzy i melonie. Cukry te są związkami termostabilnymi. Mogą one ulegać rozkładowi tworząc inne cukry, nie posiadające właściwości gazotwórczych, lecz przede wszystkim są wymywane podczas moczenia i gotowania. Jacórzyński [5] wykazał, że przy obróbce kulinarnej obniżało się od 16 do 75% zawartości cukrów powodujących wzdęcia. Kosson [11] pod wpływem tych samych zabiegów stwierdził ubytek rafinozy i stachiozy sięgający od 50 do 80 kilku procent (tab. 5). Całkowite usunięcie tych cukrów można uzyskać

Tabela 5

*Zmiany zawartości cukrów wzdęciogennych spowodowane moczeniem i gotowaniem*

Według autora	Gatunek i odmiana	Obniżenie zawartości w %		
		rafinoza	stachioza	razem
Jacórzyński, 1981	fasola			43
	groch			16
	soja			75
Kosson, 1983	fasola —			
	odm. Piękny Jaś cv	50	50	
	odm. Słowianka cv	85	83	
	odm. Biała Wyborowa cv	70	75	
	odm. Igołomska cv	77	84	

na drodze fermentacji. Wykorzystują to Japończycy produkując swoje narodowe potrawy [26]. Liener [15] zwraca uwagę na fakt, że reakcja organizmu człowieka po spożyciu nasion roślin strączkowych jest sprawą indywidualną.

U niektórych osób po spożyciu pewnych odmian bobu mogą wystąpić wymioty, zapaść czy żółtaczka połączona z niedokrwistością hemolityczną. Skłonność ta ma podłoże genetyczne i jest spowodowana niedoborem we krwi enzymu dehydrogenazy-glukozo-6-fosforanu. Brak tego enzymu powoduje zmniejszenie odporności erytrocytów na działanie czynników hemolizujących i w konsekwencji dochodzi do rozpadu krwinek czerwonych. Ten zespół chorobowy nazywany fawizmem stanowi problem w Północnej Afryce, Włoszech, Grecji i na Środkowym Wschodzie. Newton [19] podaje, że nie we wszystkich grupach ludzi, którzy nie posiadali enzymu dehydrogenazy-glukozo-6-fosforanu stwierdzono fawizm. Najbardziej podatne na fawizm są dzieci.

Mager [17] stwierdził, że przyczyną hemolizy erocytyków mogą być glikozydy pirymidyny występujące w bobie: wicyna i konwicyna. Według różnych źródeł [3, 8, 14] zawartość wicyny w około 80 odmianach bobu wahała się od 0,45 do 0,90% suchej masy nasion, a konwicyny od 0,15 do 0,54% (tab. 6). Zawartość glikozydów jest niższa w dojrzałych

Tabela 6

Zawartość wicyny i konwicyny w nasionach i produktach z bobu,  
w % suchej masy

Wg autora	Rodzaj produktu	Wicyna	Konwicyna	Razem
Gardiner, 1982	nasiona 78 odm.	0,45—0,90	0,15—0,54	
Lattanzio, 1983	nasiona 10 odm.	0,58	0,36	
Kim, 1982	mąka			0,94
	koncentrat białkowy			1,86
	krochmal			0,66

nasionach niż w niedojrzałych. Lattanzio [14] podaje, że znaczna część glikozydów jest wymywana z nasion podczas gotowania. Według Kima [8] w procesie produkcji koncentratu białkowego glikozydy te w znacznym stopniu przechodzą do wyrobu gotowego (tab. 6). Marquardt [18] i Olsen [21] uważają jednak, że w produktach białkowych występują niewielkie ilości glikozydów. Wicyny i konwicyny nie wykazano natomiast w okrywie nasiennej. A jak podaje Kmiecik [10] okrywa nasienna zawiera więcej niż liścienie aminokwasów ograniczających wartość biologiczną białka bobu. Przemawia to za spożywaniem nasion bobu wraz z okrywą. Marquardt [18] twierdzi, że witamina E osłabia niekorzystne działanie wicyny i konwicyny, a Olsen [21] poddaje w wątpliwość toksyczne działanie tych glikozydów. Pod jednym względem badacze są zgodni, że problem wicyny i konwicyny może być rozwiązany jedynie na drodze selekcji genetycznej [3, 14].

Kolejnym składnikiem, obniżającym wartość pokarmową diety są związki fitynowe. Występują one w nasionach roślin strączkowych i w zbożach. Kwas fitynowy może ograniczać przyswajalność białka tworząc z nim kompleksy oraz trudno rozpuszczalne sole zwłaszcza z wapniem, magnezem, żelazem, cynkiem i miedzią [9]. Lolas [16] w suchej masie nasion fasoli wykazał od 0,5 do 1,6% kwasu fitynowego a Vose [30] w

nasionach bobu 1,8<sup>0</sup>%. Najwyższą zawartość związków fitynowych stwierdzono w nasionach o pełnej dojrzałości fizjologicznej [9]. Fityniany mogą być trawione dopiero w jelicie grubym przez mikroorganizmy wydzielające enzym fitazę, lecz wchłanianie w tej części przewodu pokarmowego już się nie odbywa. Ranhotra [24] jednak twierdzi, że fityny nie mają wpływu na przyswajalność wymienionych kationów i fosforu. Kozłowska [13] w badaniach prowadzonych *in vitro* nie wykazała zależności pomiędzy obecnością fityn i strawnością białka. Ponadto wykazano, że fityny ulegają rozkładowi w wysokich temperaturach [27]. Niejednolitość poglądów wynika z faktu, że organizm człowieka jest zdolny przystosować się do ograniczonej dostępności składników mineralnych [9, 24, 27]. Niektórzy autorzy przypuszczają, że nadmiar kwasu fitynowego w żywności nie wywiera ujemnych efektów żywieniowych [24]. Jednak przy dużym lub jednostronnym spożyciu nasion roślin strączkowych a także ich produktów zalecane jest równoczesne spożycie artykułów bogatych w składniki mineralne. W Polsce obecnie spożycie nasion roślin strączkowych jest bardzo niskie i wynosi około 1 kg rocznie na mieszkańca, wobec ilości zalecanej przez dietetyków na poziomie około 3 kg [28].

### *Warzywa z rodziny krzyżowych*

We wszystkich warzywach z rodziny krzyżowych występują tioglikozydy [2], ich obecność niekiedy stwierdza się również w soi, fasoli, grochu, cebuli [20]. Fenwick [2] podaje, że całkowita zawartość tioglikozydów waha się w bardzo szerokich granicach dla poszczególnych gatunków. Zależy ona ponadto od odmiany, warunków uprawy, klimatu i zabiegów agrotechnicznych. Liczby przytoczone za cytowanym autorem [2] w tabeli 7 pokazują, że wyraźnie najwięcej tych związków znajduje się w kapuście brukselskiej, następnie w białej i czarnej rzodkwi, brokule, kapuście głowiastej białej i czerwonej a wyraźnie najmniej w kalafiorze i kalarepie.

Pod wpływem enzymu myrozinazy w sprzyjających warunkach, w tym również podczas obróbki kulinarnej i technologicznej warzyw, z nieaktywnych biologicznie tioglikozydów powstają substancje antyodżywcze o charakterze wolotwórczym [2, 12]. Są to lotne bądź nielotne związki siarki: izotiocyaniany, tiocyaniany i goitron-L-5 winylooksazolidinotioin. Według Ju [7] kalafior zawierał od 27 do 144 mg tiocyanianów w 100 g suchej masy, a brokuł od 63 do 95 mg.

Van Etten [29] podaje, że kapusta głowiasta czerwona zawierała kilkakrotnie więcej, niż kapusta głowiasta biała, najaktywniejszego związku o działaniu wolotwórczym jakim jest goitron (tab. 7). Kozłowska [12]

dla warzyw uprawianych w Polsce wykazała największą ilość pochodnych tioglikozydów w jarmużu i kapuście brukselskiej, przy czym bardzo dużo izotiocyjanianów zawierał jarmuż, który — co należy podkreślić — był wolny od goitronu. Natomiast kapusta brukselska posiadała najwięcej tiocyjanianów. Wyraźnie mniej pochodnych tioglikozydów niż wymienione gatunki zawierały: kapusta głowiasta biała, brokuł i kalafior, gdyż ogółem około 10 mg w 100 g części jadalnych. Następna grupa warzyw: rzodkiew czarna i biała oraz kalarepa posiadały 6—7 mg tych związków, a najmniej (około 3—4 mg) zanotowano w kapuście pekińskiej i w rzodkiewce (tab. 7). Niemal we wszystkich warzywach, pochodzących z wiosennego okresu wegetacji, obserwowano wyższą ogólną ilość substancji

Tabela 7

Zawartość tioglikozydów i ich pochodnych w warzywach,  
mg/100 g świeżej masy

Wg autora	Gatunek	Całkowita zawartość tioglikozydów	Pochodna tioglikozydów			
			Izotiocyjaniany	Tiocyjaniany	Goitron	
Fenwick 1983	kapusta brukselska	60—390				
	kap. gł. czerwona	41—120				
	kap. gł. biała	26—107				
	brokuł	45—148				
	kalafior	27—83				
	kalarepa	13—20				
	rzodkiew czerwona	9—157				
	rzodkiew biała	7—201				
	Kozłowska 1971	jarmuż-kale		25,3	19,8	0,0
kapusta brukselska			9,2	26,3	7,0	
kap. gł. biała			4,6—6,2	2,6	0,6—1,5	
brokuł-broccoli			2,0	7,5	1,7	
kalafior			1,0	6,5	0,7	
rzodkiew czarna			2,7	3,1	0,8	
rzodkiew biała			1,7	4,2	0,6	
kalarepa						
pekińska			0,8	2,8	0,3	
rzodkiew			0,3	1,8	0,2	
kap. gł. biała				1,81	0,37	
Van Etten 1980		kap. gł. czerwona			0,0	1,07

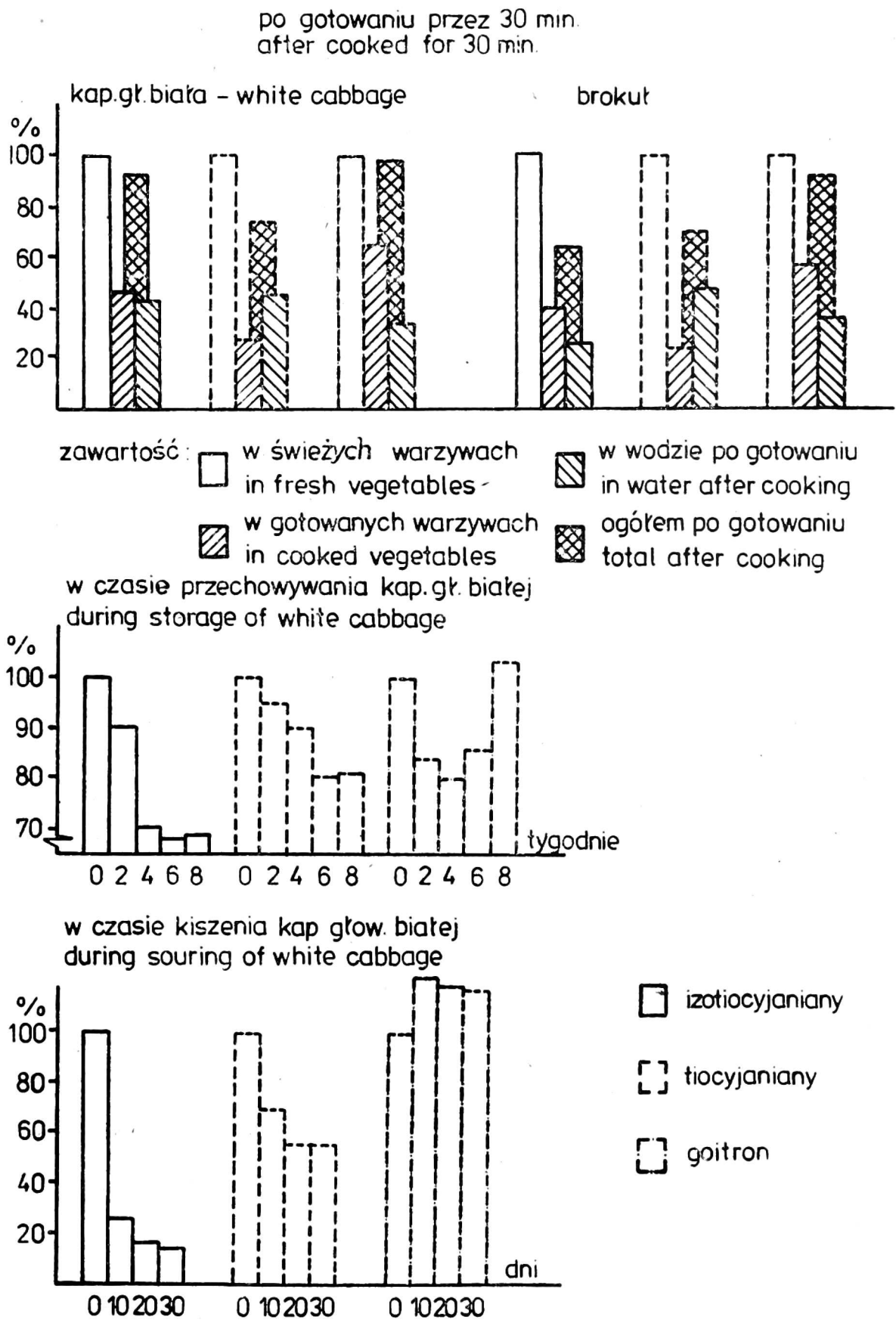
wolotwórczych anizeli w tych samych warzywach z uprawy jesiennej. Wystąpiły także różnice w ilości tioglikozydów w zależności od roku badań [12]. Fenwick [2] ponadto zwraca uwagę, że poziom tych związków zależy od odmiany i zabiegów agrotechnicznych. W warunkach Polski w największej ilości, spośród warzyw z rodziny krzyżowych, jest spożywana kapusta głowiasta biała; dotyczy to postaci świeżej, gotowanej jak i kiszanej. Kozłowska [12] określiła zmiany zawartości pochodnych tioglikozydów spowodowane gotowaniem (rys. 1). Badania prowadzone z kapustą głowiastą białą i brokułem wykazały, że ugotowane warzywa zawierały najmniej, w odniesieniu do ilości wykazanej w surowcu, tiocyjanianów a najwięcej goitronu. Przy czym znaczny procent związków wolotwórczych przechodził do wody podczas gotowania. Fenwick [2] ponadto podaje, że stopień ich wypłukania zależy od metody i czasu gotowania. Kozłowska [12] określiła również zmiany zawartości pochodnych tioglikozydów w czasie przechowywania kapusty głowiastej białej odmiany Amager (rys. 1). Przechowywanie przez dwumiesięczny okres powodowało spadek izotiocyanianów i tiocyjanianów, pod koniec przechowywania obserwowano natomiast wzrost ilości goitronu. Podczas kiszenia kapusty zmiany pochodnych tioglikozydów były większe niż podczas przechowywania (rys. 1). Najistotniejsze zmiany zanotowano po 10 dniach fermentacji, przy czym bardzo znaczny spadek wystąpił w ilości izotiocyanianów, wyraźnie mniejszy w ilości tiocyjanianów a zawartość goitronu wykazywała tendencję wzrostową. Kapusta w przemyśle warzywno-mięsny jest wykorzystywana do wyrobu wielu popularnych konserw typu bigos i gołąbki. Proces utrwalania tych produktów przebiega zwykle w temperaturze zbliżonej do  $120^{\circ}\text{C}$  przez około 1 godzinę. W konserwach tych zawartość substancji wolotwórczych była niewielka [12]. Tak więc sterylizację, w tym zawężonym zakresie, można uznać za korzystną pod względem żywieniowym. Fenwick [2] zwraca uwagę na fakt, że zmiany tioglikozydów zależały nie tylko od metody przetwarzania lecz również od partii materiału.

Zmiany tarczycy o charakterze zarówno strukturalnym jak i czynnościowym nie zależą wyłącznie od zawartości tioglikozydów, lecz także od ilości w diecie jodu, magnezu, manganu, kobaltu, fluoru, chloru, bromu, siarki a ponadto od zawartości witamin A, B, C [12].

#### *Inne warzywa*

Do substancji antyodżywczych zaliczany jest również kwas szczawowy występujący w szeregu warzywach, gdyż ogranicza przyswajalność





Rys. Zmiany zawartości pochodnych tioglikozydów, [12].

wapnia a przy jego braku również żelaza i magnezu. Kwas szczawiowy tworzy z wymienionymi pierwiastkami trudno przyswajalne szczawiany wydalone z moczem lub kałem. Wiadomo, że 45 mg kwasu szczawiowego reaguje z 20 mg wapnia, w związku z tym produkty, u których stosunek kwasu szczawiowego do wapnia jest wyższy od 2,25 działają wybitnie odwapniająco. Według Skorkowskiej [27] wyższy od wymienionego stosunek kwasu szczawiowego do wapnia był w rabarbarze, szczawiu, szpinaku i buraku ćwikłowym (tab. 8). Wykazano, że witamina D zmniejsza szkodliwy wpływ kwasu szczawiowego [27].

Tabela 8

Zawartość kwasu szczawiowego i wapnia oraz wzajemny ich stosunek [27]

Gatunek	Kwas szczawiowy	Wapń	Stosunek kwasu szczawiowego do wapnia
Rabarbar	805	45	18
Szczaw	500	45	11
Szpinak	900	100	10
Burak ćw.	610	110	6
Fasola	55	40	1,4
Pomidor	20	15	1,3
Marchew	30	40	0,8
Szparag	7	40	0,2
Kapusta głowiasta biała	9	50	0,2
Kalafior	10	175	0,1

Oprócz omówionych substancji o charakterze antyodżywczym niektóre warzywa mogą zawierać związki o działaniu alergicznym, antywitami-ny, hemaglutyniny i saponiny [6, 15, 20, 22].

Raport Akademii Nauk Stanów Zjednoczonych podaje, że zwiększone spożycie owoców i warzyw przy zmniejszonym spożyciu tłuszczu wyraź-nie ograniczyło zachorowania na raka. Naukowcy wyjaśnili, że nie jest pewne czy pomocne w ochronie ludzi przed rakiem były zawarte w owo-cach i warzywach witaminy czy też związki nieodżywcze. Tak więc różno-rodność spożywanych pokarmów jest znaczącym gwarantem zdrowia.

## LITERATURA

1. Al Bakir A.Y. i in.: *J. Agric. Food Chem.* 6, 1184—1185, 1982.
2. Fenwick R. i in.: *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 18, 123—201, 1983.
3. Gardiner E.E. i in.: *Can. J. Plant. Sci.* 62, 589—592, 1982.
4. Horbowicz M. i in.: *Acta Alim. Pol.* 4, 227—236, 1980.
5. Jacórzyński B. i in.: *Acta Alim. Pol.* 1—2, 3—11, 1981.
6. Jacórzyński B.: *Żyw. Czł. Met.* 3, 223—235, 1983.
7. Ju H. i in.: *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 2, 187—189, 1980.
8. Kim S. i in.: *J. Agric. Food Cem.* 1, 144—147, 1982.
9. Kłoczko I., Rutkowski A.: *Post. Nauk Roln.* 5, 107—113, 1977.
10. Kmiecik W., Lisiewska Z.: *Acta Agr. et Silv. s. Agr.*, 26, 55—68, 1987.
11. Kosson K.: *Ogrodnictwo* 11, 14—15, 1983.
12. Kozłowska H.: *ZN WSR Olsztyn E* 3, 1971.
13. Kozłowska H. i in.: *ZN ART Olsztyn Techn. Żywn.* 11, 133—140, 1977.
14. Lattanzio V. i in.: *J. Food Sci.* 48, 992—993, 1983.
15. Liener L.: *J. Am. Oil Chem. Soc.* 56, 121—123, 1979.
16. Lolos G.M., Markakis P.: *J. Agric. Food Chem.* 23, 13—15, 1975.
17. Mager J. i in.: *Toxic constituents of plant foodstuffs*, New York and London, Acad. Press. 293—318, 1969.
18. Marquardt R.R. i in.: *J. Agric. Food Chem.* 31, 1, 839—844, 1983.
19. Newton A., Hill K.: *Nutrition Abstracts and Reviews s. B* 2, 99—115, 1983.
20. Nikonorow M.: *Toksykologia żywności*, PZWL, Warszawa 79—118, 1979.
21. Olsen H.S., Andersen J.H.: *J. Sci. Food Agric.* 4, 323—331, 1978.
22. Perlman K.A.: *Toxic constituents of plant foodstuffs*, New York and London, Acad. Press. 320—348, 1969.
23. Rackis J.J.: *J. Am. Oil Chem. Soc.* 51, 161A—171A, 1974.
24. Ranhotra G.S. i in.: *Cereal Chem.* 51, 323—329, 1974.
25. Rao P.U., Deosthale Y.G.: *J. Sci. Food Agric.* 33, 1013—1016, 1982.
26. Rutkowski A., Kozłowska H.: *Preparaty żywnościowe z białka roślinnego*, WNT, Warszawa 85—103, 1981.
27. Skorkowska-Zieleniewska J. i in.: *Przem. Spoż.* 6, 258—261, 1973.
28. Szyrmer J.: *Nowe Roln.* 1—2, 5—7, 1986.
29. Van Eetten C.H. i in.: *J. Am. Soc. Hort. Sci.* 5, 710—714, 1980.
30. Vose I.R. i in.: *Cereal Chem.* 53, 928—936, 1976.
31. Wronowski S. i in.: *Ogrodnictwo* 1, 11—14, 1986.

# PAŃSTWOWE WYDAWNICTWO ROLNICZE I LEŚNE POLECA KSIĄŻKĘ

STANISŁAWA GRABOWSKIEGO

## PROCESY REPRODUKCJI W GOSPODARSTWACH INDYWIDUALNYCH

WARSZAWA 1991, NAKŁAD 1500 EGZ., STRON 194, CENA ŻŁ 15 000,—

Jest to pierwsze wydanie publikacji, która według zamierzenia Autora ma być uzupełniającą lekturą z dziedziny ekonomiki rolnictwa i polityki rolnej, przeznaczona dla studentów kierunków ekonomicznych i rolniczych szkół wyższych.

Tematykę książki zawarł Autor w pięciu rozdziałach. Przeprowadzona w nich analiza procesów reprodukcji w gospodarstwach indywidualnych. Podstawą do opracowania publikacji były dane rachunkowości rolnej z lat 1980—1986 w 877 gospodarstwach indywidualnych.

W pierwszym rozdziale przeprowadzono analizę teoretyczno-metodologicznych podstaw reprodukcji w rolnictwie. Autor zwraca uwagę na szczególne cechy procesu reprodukcji w gospodarstwach indywidualnych w Polsce, jak również odtwarzanie czynników produkcji (ziemi, siły roboczej, kapitału).

W drugim rozdziale omówiono zdolność gospodarstw do reprodukcji. Uwzględniono zdolność gospodarstwa do reprodukcji (podano mierniki zastosowania do omówienia zagadnienia). Przeprowadzono też analizę dynamicznej zdolności gospodarstw do reprodukcji, związek procesów reprodukcji z obszarem gospodarstwa oraz związek efektywności nakładów z obszarem gospodarstwa. W końcowej części tego rozdziału podano przestrzenne zróżnicowanie procesów reprodukcji.

Trzeci obszerny rozdział traktuje o czynnikach kształtujących zdolność gospodarstw do reprodukcji. Na wstępie podano czynniki zewnętrzne i wewnętrzne oraz przeprowadzono analizę czynników reprodukcji z uwzględnieniem struktury produkcji, poziomu gospodarstwa, poziomu nakładów, zasobów siły roboczej, wieku gospodarującego, poziom konsumpcji i jakości gleb.

W czwartym rozdziale podano reprodukcję cząstkową. Jako produkcję przyjęto: żywiec wieprzowy, żywiec wołowy, mleko i cztery podstawowe zboża oraz ziemniaki. W dalszej części omówiono związek reprodukcji cząstkowej z obszarem gospodarstwa, zróżnicowanie regionu oraz czynniki wewnętrzne kształtujące procesy reprodukcji cząstkowej (skala produkcji, zasoby siły roboczej, jakość gleb, poziom plonów czterech zbóż).

Piąty rozdział poświęcono wpływowi instrumentów ekonomiczno-financeowych na procesy reprodukcji. Autor analizuje ceny rolne (tempo zmian w wielkości produkcji rolnej w zależności od cen, wpływ cen na opłacalność produkcji), kredyty obciążenia finansowe gospodarstw. Podsumowując omawiane zagadnienia Autor stwierdza, że barierą procesów reprodukcji w gospodarstwach indywidualnych są: mały obszar gospodarstw, niedostateczna podaż dóbr i usług produkcyjnych, ceny rolne, kredyty i obciążenia finansowe.

Książka jest pożyteczną lekturą dla wszystkich interesujących się ekonomiką rolnictwa i praktyką rolną. Zalecana także dla bibliotek wojewódzkich, miejskich i gminnych. Można ją nabyć we wszystkich Księgarniach, jak również po niższej cenie w punkcie sprzedaży Państwowego Wydawnictwa Rolniczego i Leśnego w Warszawie, al. Jerozolimskie 28.