Mikroflora nasion buraków i szpinaku i ich dezynfekcja Panogenem

The microflora of beet and spinach seeds and their dressing with Panogen

KRZYSZTOF NIEMYSKI, LIGIA KONOPSKA, MARIA OJRZYŃSKA

WSTĘP

Nasiona roślin uprawnych są z reguły przenosicielami różnorodnej flory mikroorganizmów tak saprofitów, jak i patogenów. Czynnikiem patogennymi przenoszonymi przez nasiona bywają zarodniki grzybów, bakterie, rzadziej wirusy. Zlokalizowanie tych czynników jest różne — występować one mogą od zarodka aż do zewnętrznych okryw nasien-nych (Grabowski 1927; G ä u m a n n 1959).

Nasiona buraków, których zdrowotność, dezynfekcja i reakcje na działanie metabolitów grzybów były badane w niniejszej pracy, są ze względu na swą budowę dogodnymi nosicielami licznych mikroorga-nizmów należących do różnych grup systematycznych. Typowymi pato-genami buraków są: *Pleospora betae* (Berl) Newod. ze stadium koni-dialnym *Phoma betae* Frank., (piknidia tego grzyba pogrążone bywają częściowo w tkance nasion), *Cercospora beticola* Sacc., *Phytium de-baryanum* Hesse, *Aphanomyces cochlioides* Dreschl., *Moniliopsis ader-holdi* Ruhl., *Alternaria tenuis* Frank., *Ramularia betae* Rostr., *Botrytis cinerea* Pers. Poza nimi występują jeszcze grzyby z rodzaju *Fusarium*, jak i inne gatunki z wyżej wymienionych rodzajów (A w a m m 1962). Na nasionach stwierdzono także obecność grzybów porażających liście buraków w późniejszych stadiach rozwoju: *Erysiphe communis* (Wallr.) Link. *F. betae* Poteb., *Peronospora betae* Del., *Verticillium laterinum* Ber. (Gilman 1945; Warren 1948). Przez nasiona buraków prze-noszone są poza tym zarodniki saprofitów, wśród nich gatunki ro-dzaju *Mucor*, *Penicillium*, *Rhizopus*, *Aspergillus*, *Trichothecium*, rzadziej *Ascochyta betae*, *Ascochyta chenopodii*, *Macrosporium commune* Rabenh., *Cladosporium herbarum* (Pers) Link. Z bakterii najczęściej bywają znajdowane *Erwinia amylyvora*, *Pseudomonas fluo-rescens*, *Bacillus butyricus betae*, *Bacterium Bussei*, *Bacterium lace-rans*. Zagadnienie przenoszenia wirusów przez nasiona buraków nie

jest jeszcze w pełni wyjaśnione. Badania wirusologów z lat 1949—54, jak i późniejsze badania Grela (1961) nie wykazały przenoszenia żółtaczki wirusowej przez nasiona buraków; być może inne wirusy są przez nie przekazywane (Chrzanowski 1961; Grela 1961).

Fakt przenoszenia za pośrednictwem nasion licznych patogenów oraz saprofitów (o których wiadomo, że mogą niekiedy porażać osłabione siewki), a także dane o wysokości strat gospodarczych uzasadniają przeprowadzanie profilaktycznej dezynfekcji nasion. Zabieg ten wykonywany bywa najczęściej środkami chemicznymi; skuteczność jego jest różna. Ostatnio Gates (1958) oceniał, że traktowanie nasion odpowiednimi fungicydami zwiększa ilość zdrowych siewek do 40%. Szczególnie celowe jest dezynfekowanie nasion przeznaczonych do wczesnych siewów wiosennych (Awamm 1962). W niektórych przypadkach lepsze wyniki daje stosowanie środków fizycznych (obróbka termiczna) (Miller, Whorter 1948).

Nie jest natomiast dostatecznie poznana zależność między organizmami występującymi na nasionach, jak i ich specyficzne oddziaływanie na rozwijające się rośliny. Wpływ ten zaczyna się od oddziaływania na kiełkujące nasiona, a trwa często przez cały okres wzrostu. Mikroflora nasion jest bowiem jednym ze źródeł mikroflory ryzosfery korzenia, ta zaś może mieć znaczny, choć dotąd niezbyt ściśle określony, wpływ na rozwijającą się roślinę.

Dlatego też w niniejszych badaniach zwrócono uwagę na zależność między kiełkowaniem nasion a działaniem na nie metabolitów grzybów. Do badań użyto grzyby uprzednio wyizolowane z nasion buraków i szpinaku. W toku badań obserwowano wpływ zaprawy chemicznej Panogen na stopień dezynfekcji nasion i ich kiełkowanie. Preparat ten wybrano ze względu na liczne dane o jego skuteczności w przeprowadzonej dezynfekcji nasion; w literaturze obfitują szczególnie dane o stosowaniu Panogenu jako zaprawy nasion zbóż. Należy on do grupy fungicydów rtęciowych. Spotykane są też doniesienia o dodatnim wpływie Panogenu na energię i siłę kiełkowania wielu gatunków roślin uprawnych (Kiśpatić 1962; Sommers 1962; Awamm 1962).

MATERIAŁ

Badanym materiałem były nasiona buraków cukrowych odmian: 'Al. Janasz 2', 'Al. Janasz 4', 'Poli 2', 'Tetra Tri Poli' (ze zbiorów 1964); nasiona buraków ćwikłowych 'Czerwona Kula' (ze zbiorów 1965); nasiona szpinaku odmiany 'America CNOS' ze zbiorów (w 1965). Jako środek dezynfekcyjny stosowano: zaprawę Panogen, Luxein Casco (Szwecja).

Badania przeprowadzono w Zakładzie Fizjologii Roślin UŁ i w laboratorium Szpitala Grochowskiego w Warszawie w 1965—66 r.

METODY

Stopień zakażenia nasion ustalano obliczając ilość zakażonych nasion spośród nasion rozłożonych na szalkach Petriego z pożywką agarowo-brzeczkową. Na szalkach o średnicy 9 cm rozkładano po 10—15 nasion. Szalki umieszczano w termostacie o temp. 22—24°C. Kielki liczono po 2 dniach. Powtórzeń było 40.

Ustalenie składu mikoflory z posiewu mikoflory rozwijającej się na szalkach Petriego z pożywką agarowo-brzeczkową izolowano czyste kultury przeszczepiając zarodniki na szalki z pożywkami zestalonymi agarem: brzeczką, pożywką ziemniaczaną Czapka oraz Sabouraud.

Skład pożywek:

a) Agarowo-brzeczkowa. Brzeczka piwna rozcieńczona wodą do stężenia 12° Ballinga; 2% agaru. Wyjałowiona w sterylizatorze Kocha metodą tyndalizacji. Po pierwszej sterylizacji odsączano związki nierozpuszczalne.

b) Pożywka z agarem ziemniaczanym. Przez 1,5 godziny gotowano 250 g obranych i pokrojonych ziemniaków. Po ostudzeniu i zdekantowaniu płyn doprowadzano do objętości 1 l, dodawano 25 g agaru. Sterylizowano w autoklawie przy temp. 116°C.

c) Pożywka Czapka. NaNO_3 — 2 g, KH_2PO_4 — 1 g, KCl — 0,5 g, $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ — 0,5 g, FeSO_4 — 0,01 g, laktoza — 30 g, 15 g agaru, 1000 ml H_2O . Sterylizacja jak wyżej.

d) Pożywka Sabouraud: pepton — 10 g, maltoza — 40 g, agar — 20 g, 1000 ml wody, 10 ml ekstraktu drożdżowego. Sterylizacja jak wyżej.

Posługiwano się kluczami wymienionymi w liście literatury.

Przygotowanie metabolitów i badanie ich wpływu na kiełkowanie nasion. Czyste kultury grzybów hodowano w kolbach Erlenmayera z płynną pożywką brzeczkową przez 14 dni, w termostacie o temp. 20—25°C. Następnie usuwano grzybnie, pozostałość wirowano przez 10 minut z szybkością ok. 3000 obr./min. Po usunięciu osadu płyn rozdzielano na dwie frakcje: pierwszą gotowano przez 10 min., drugą filtrowano przez filtry bakteryjne Schott G-5 lub Carlsan EK z zastosowaniem próżni.

W otrzymanych płynach jałowych moczoło nasiona przez 90 min. i przez 6 godz. w drugiej serii. Badania przeprowadzono na nasionach buraków i szpinaku. Kontrolne partie nasion moczoło w jałowej brzeczce. Następnie badano energię i siłę kiełkowania w partiach po 20—30 nasion. Powtórzeń cztery lub sześć.

Dezynfekcja Panogenem i określanie jej skuteczności. Partie nasion zalewano roztworem Panogenu o stężeniu odpowiadającym: dla buraków 600 ml Panogenu/100 kg nasion, dla szpinaku 200 ml Panoge-

nu/100 kg nasion. W doświadczeniu próbki po 10 i 30 g. Powtórzeń 6 do 8. Po 10 minutach odsączano zaprawę, nasiona lekko podsuszano na powietrzu i badano równolegle: stopień zakażenia i energię i siłę kiełkowania. Kontrolnymi były nasiona moczone w wodzie.

Obliczanie wyników i ocena statystyczna. Wyniki liczbowe podawano w postaci średnich arytmetycznych z odpowiednim błędem standardowym. Istotność statystyczną ustalono posługując się parametrami statystycznymi t wg Fishera — „Studenta” i F wg Snedecora. Część wyników obliczono metodą losowanych bloków.

WYNIKI I DYSKUSJA

Badania stopnia zakażenia nasion. Szalki z nasionami umieszczone w termostacie obserwowano po 24, 48, 72 godz. Już po 24 godzinach koło niektórych nasion zauważano wzrost nie zidentyfikowanych organizmów. Obliczenia ilości nasion zarażonych wykonywano po 48 i 72 godz., bowiem odróżnienie nasion otoczonych strefą wzrostu od nasion nie zakażonych było niemożliwe. Przyczyną trudności w ocenie stopnia zakażenia, jak i w izolowaniu czystych kultur wolniej rozwijających się grzybów — był *Rhizopus nigricans*.

Dla nasion buraków cukrowych odmiany 'Janasz Al.', 'Tetra Tri Poli', otrzymano wyniki:

ilość nasion koło których rozwijały się kolonie grzybów	— 85,5% $\pm$ 3,5
ilość nasion z koloniami bakteryjnymi	— 11,0% $\pm$ 3,2
ilość nasion wolnych od mikroorganizmów	— 2,7% $\pm$ 1,1

Otrzymane rezultaty świadczą o wysokim stopniu zakażenia nasion. Chociaż w przeważającej liczbie przypadków stwierdzono obecność grzybów, liczyć się trzeba z możliwością zamaskowania zakażeń bakteryjnych szybko rozwijającą się grzybnią.

W badaniach nasion szpinaku odmiany 'America', stwierdzono:

ilość nasion z koloniami grzybów	83,3% $\pm$ 2,4
ilość nasion z koloniami bakterii	5,0% $\pm$ 1,0
ilość nasion wolnych od mikroorganizmów	11,6% $\pm$ 1,8

Wyniki i wnioski są analogiczne. Obserwowano silne zakażenie ustępujące jednak dość wyraźnie zakażeniu nasion buraczanych. Nasiona szpinaku są w mniejszym stopniu nosicielami bakterii, więcej jest wolnych od zakażeń, nie ma różnic w stopniu porażenia grzybami.

Identyfikacja mikroorganizmów. Wyodrębniono z powierzchni nasion 17 gatunków grzybów (nie oznacza to jednak, że tylko tyle gatunków występowało). Silnie rozwijające się szczepy *Rhizopus*, *Aspergillus* i *Penicillium* wyraźnie dominowały tłumiąc rozwój wolniej rosnącej grzybni innych gatunków. Znajdowano również grzybnie nie zarodni-

kujące, których nie udało się zidentyfikować. Przynależności systematycznej bakterii nie określano.

Zauważono również pewną zależność między wyglądem zewnętrznym nasion a ilością występujących na nich drobnoustrojów. Ściemniałe, o chropowatej powierzchni nasiona buraków cukrowych odmian 'Al. Janasz' i 'Tetra Tri Poli', zawierały najwięcej mikroorganizmów.

Stwierdzono także, że pożywka agarowo-brzeczkowa była najodpowiedniejszą dla wzrostu grzybów; na innych pożywkach wzrost był wolniejszy.

Wykaz grzybów wyizolowanych z nasion

PHYCOMYCETES

MUCORALES

Rhizopus nigricans Ehrenberg

Saprofit b. częsty, wyizolowany z buraków i szpinaku.

Rhizopus arrhizus Fischer

Saprofit mniej częsty niż poprzedni wyizolowany ze szpinaku.

Mucor racemosus Fresenius

Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Mucor spinosus von Tieghem

Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

ASCOMYCETES

SPHAERIALES

Chaetomium comatum (Tode) Fries

Saprofit wyizolowany ze szpinaku.

Sordaria fimicola (Rabenh.) Ces. et de Not.

Saprofit wyizolowany z buraków.

EUROTIALES

Aspergillus flavus Link

Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Penicillium herquei Bainier and Sartory

Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Penicillium viridicatum Westling

Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

DEUTEROMYCETES

MONILIALES

Monilia sp. (*M. humicola* Oudemans)

Kolonia na pożywce Sabouraud z ekstraktem drożdżowym, akksamitno-welnista, szara z brązowym odcieniem; od spodniej strony

kultura żółtobrazowa. Konidia w łańcuszkach rzadko rozgałęzionych, $6,8 - 11,5 \times 3,6 - 4,5 \mu$, 1-komórkowe, z kroplami tłuszczu, w masie szarawożółte.

Saprofit lub pasożyt wyizolowany ze szpinaku.

Trichotecium roseum Link

Saprofit lub słaby pasożyt wyizolowany z buraków i szpinaku.

Cladosporium herbarum (Pers.) Link

Pasożyt lub saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Alternaria tenuis Nees.

Pasożyt lub saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Epicoccum purpurescens Ehrenb.

Kolonja na pożywce Czapka początkowo szarawa, potem brązowa do czarnej, wysoka, wełnista; od strony spodniej szalki kultura początkowo czerwona, później czarna. Na pożywce ziemniaczanej wzrost bardzo powolny; tworzą się sporodochia. Konidiofory formują się w strefach o barwie brunatnej. Konidiofory 1-komórkowe, zrosnięte po kilka. Konidia początkowo bezbarwne 1- i 2-komórkowe, później podzielone licznymi błonami poprzecznymi i podłużnymi, ciemnobrązowe, lekko brodawkowane, kuliste, do 25μ średnicy, opatrzone jednym, krótkim, jasnym wyrostkiem. Saprofit wyizolowany z buraków i szpinaku.

Fusarium solani (Mart.) App. et Wr.

Wyizolowany z buraków i szpinaku.

Stysanus medius Saccardo

Saprofit wyizolowany ze szpinaku.

SPHAEROPSIDALES

Phoma betae Frank.

Saprofit bądź pasożyt wyizolowany z buraków.

Wyizolowane grzyby należą do spotykanych często na nasionach innych roślin uprawnych (Pietkiewicz 1958). Znajdowane też były na nasionach buraków (Čača 1962; Awamm 1962; Ridge 1960; Christensen, Lopez 1964; Compte-rendu 1962). Dziwić się można, że nie znaleziono zarodników *Botrytis cinerea*. Dane z literatury wskazują, że gatunek ten występuje często i miewa bardzo ujemny wpływ na zawartość nasion (Čača 1962). Spotykane są też inne gatunki należące głównie do rodzajów, które znaleźliśmy, rzadziej zaś inne (Awamm 1962).

Mało jest danych w literaturze o grzybach na nasionach szpinaku. Ciekawe jest, że według naszych obserwacji mikoflora tych nasion jest bardziej różnorodna od tej, która występuje na nasionach buraków.

Tabela 1 — Table 1

Energia i siła kiełkowania nasion buraków moczonych przez 6 godzin w produktach metabolizmu grzybów — filtrowanych (F) i gotowanych (G)

Germination energy and power of beet seeds soaked for 6 hrs in the metabolism products of fungi: filtered (F) and boiled (G)

Nr* dośw. No. of expt.	Wyciągi wodne z kultur Water extracts from cultures	E n e r g i a Germination energy				S i ł a Germination power			
		% kiełk. germ.	% kontr. contr.	t** dośw. exp.	ist. statyst. statist. sign.	% kiełk. germ.	% kontr. contr.	t** dośw. exp.	ist. statyst. statist.***
1	Kontrola — Control	3,5	100	—	—	70,0	100	—	—
	<i>C. herbarum</i> F	12,5	357	4,50	+	66,0	94	0,11	—
	" " G	12,5	357	4,50	+	63,5	91	0,18	—
	<i>A. tenuis</i> F	4,0	114	0,25	—	57,5	82	3,47	+
	" " G	0	0	1,75	—	51,0	72	5,28	—
2	Kontrola — Control	11,0	100	—	—	47,5	100	—	—
	<i>M. racemosus</i> F	17,3	159	3,31	+	61,5	129	1,25	—
	" " G	15,7	143	2,47	+	56,5	118	0,80	—
	<i>P. viridicatum</i> F	17,0	154	3,16	+	87,3	183	3,48	+
	" " G	12,9	173	1,00	—	72,5	152	2,23	+
	<i>S. fimicola</i> F	11,6	105	0,31	—	68,7	143	1,96	—
3	Kontrola — Control	10,3	100	—	—	61,4	100	—	—
	<i>Mucor</i> sp. F	15,2	147	2,19	+	69,2	112	0,69	—
	" " G	13,3	129	1,43	—	63,0	102	0,28	—
	<i>R. nigricans</i> F	3,1	30	3,21	+	53,0	86	1,40	—
	" " G	6,0	58	1,92	—	59,2	96	0,39	—
4	Kontrola — Control	7,3	100	—	—	48,4	100	—	—
	<i>A. tenuis</i> F	5,0	68	0,55	—	43,0	89	0,40	—
	" " G	1,6	22	1,35	—	50,0	103	0,44	—
	<i>A. nigricans</i> F	0,6	8	1,59	—	28,4	59	1,76	—
	" " G	5,3	73	0,95	—	37,4	73	0,97	—
	<i>E. purpurescens</i> F	15,3	209	3,16	+	46,7	97	0,14	—
	" " G	12,4	170	2,94	+	46,7	97	0,14	—
	<i>F. solani</i> F	19,0	260	4,52	+	60,0	124	1,03	—
	" " G	11,7	160	1,03	—	77,3	160	2,26	+
	<i>Monilia</i> sp. F	4,0	55	0,79	—	31,7	65	1,48	—
	" " G	0,6	8	1,59	—	47,3	98	0,09	—
	<i>P. viridicatum</i> F	7,3	100	0	—	61,7	128	0,59	—
	" " G	7,3	100	0	—	77,0	159	2,21	+
	<i>P. herquei</i> F	0	0	1,74	—	77,0	159	2,21	+
	" " G	10,0	137	0,80	—	61,7	128	0,59	—

* W doświadczeniu 1 — buraki odmiany A. Janasz Tetra Tri Poli, powtórzeń 4; w doświadczeniu 2 i 4 — buraki odm. Czerwona Kula, powtórzeń 4; w doświadczeniu 3 — buraki odm. Czerwona Kula, powtórzeń 6.

In expt. 1 — beet of variety A. Janasz Tetra Tri Poli, 4 replications; in expt. 2 and 4 — beet of variety Czerwona Kula, 4 replications; in expt. 3 — beet of variety Czerwona Kula, 6 replications.

** t_{dośw.} dla różnicy: kontrolne-badany wariant
t_{expt.} for the differences: control-variant studied

*** t_{dośw.} dla P = 0,05 w dośw. 1 = 2,13; w dośw. 2 — 2,10; w dośw. 3 — 2,09; w dośw. 4 — 2,02.
t_{expt.} for P = 0,05 in expt. 1 = 2,13; in expt. 2 — 2,10; in expt. 3 — 2,09; in expt. 4 — 2,02

Badanie wpływu metabolitów grzybów na kiełkowanie nasion buraków i szpinaku

Doświadczenia wykonano w kilku seriach, w każdej powtarzającej się było doświadczenie kontrolne. W tabeli 1 zamieszczono jedynie część uzyskanych wyników, ograniczając się do podania rezultatów otrzymanych po moczeniu przez 6 godz. Pominęto wyniki osiągnięte po moczeniu w ciągu 90 minut, gdyż nie różniły się one istotnie, a były obciążone większym błędem doświadczalnym.

Przedstawione wyniki odznaczały się dużą zmiennością, co ograniczało możliwość wyciągnięcia dalej idących wniosków. Pobudzenie szybkości kiełkowania przez metabolity tej grupy drobnoustrojów występowało często, choć tylko w nielicznych przypadkach, jak u *Penicillium viridicatum*, *Epicoccum purpurescens*, *Cladosporium herbarum*, *Fusarium solani* i *Mucor racemosus*, osiągnięto próg istotności statystycznej. Te same metabolity w mniejszym stopniu oddziaływały na siłę kiełkowania. Pewne statystycznie wyniki uzyskano jedynie w trzech przypadkach. Metabolity *Alternaria tenuis*, *Monilia* sp. i *Rhizopus nigricans* hamowały bardzo wydatnie kiełkowanie nasion buraka. Natomiast Grümer (1955) obserwując pobudzanie kiełkowania nasion maku stwierdził, że w porażonych przez grzyby torebkach nasiona kiełkują już przed zbiorem. Giberelina, produkt metabolizmu grzybów, jest również znanym aktywatorem kiełkowania nasion niektórych gatunków roślin.

Interesującym byłoby ustalenie, czy *Cladosporium herbarum*, *Epicoccum purpurescens* i *Fusarium solani* wydzielają specyficzne substancje aktywne fizjologicznie, czy też dodatni wpływ na kiełkowanie sprowadza się po prostu do korzystnych dla kiełkowania zmian składu środowiska. W przeprowadzonym układzie doświadczeń badano niejako naturalne oddziaływanie drobnoustrojów. W dalszym etapie konieczna jest próba wyjaśnienia mechanizmu działania ewentualnych substancji czynnych. Liczyć się też należy, że mogą one mieć wpływ ujemny na wzrost *Phoma betae* czy *Botrytis cinerea*. Obecność wśród metabolitów grzybów substancji o takich własnościach stwierdzili Nespiak i wsp. (1961). Zaznaczyła się też wyraźnie różnica w oddziaływaniu wyciągów wodnych grzybów sterylizowanych przez filtrowanie i gotowanie, w których były moczone nasiona. Filtraty były prawie z reguły aktywniejsze od metabolitów gotowanych zarówno w dodatnim, jak i ujemnym kierunku. Wskazuje to na dwoistość czynników regulujących kiełkowanie — obok termostabilnych występują także termolabilne; o ich naturze chemicznej przedwcześnie jest dyskutować.

Wpływ dezynfekcji Panogenem na zdrowotność i wartość biolo-

Tabela 2 — Table 2

Wpływ 10-minutowego moczenia w roztworach Panogenu na energię i siłę kiełkowania nasion buraków odm. 'Al. Janasz' i 'Czerwona Kula CNOS' oraz szpinaku 'America'

Effect of 10-min. soaking in Panogen solution on germination energy and power of beets of the varieties 'Al. Janasz' and 'Czerwona Kula CNOS' and spinach 'America'

Nr doświad. No. of expt.	Liczba powtórzeń No. of replica- tions	Rośliny i zabiegi Plants and treatments	Energia kiełkowania Germination energy			Siła kiełkowania Germination power		
			kiełkujących nasion germinating seeds %	Procent kontroli controls %	ist. stat. stat. sign.	kiełkujących nasion germinating seeds %	procent kontroli controls %	ist. stat. stat. sign.
1	6	'Al. Janasz' kontrola Panogen t _{dośw.}	17,5±2,80	100	+	67,3±3,61	100	—
			6,8±3,60	39		60,0±5,44	89	
2	8	'Czerwona Kula' kontrola Panogen t _{dośw.}	27,8±3,83	100	—	70,3±3,01	100	—
			17,5±3,60	63		65,1±3,41	92	
3	6	'America' kontrola Panogen t _{dośw.}	30,2±2,76	100	—	48,0±3,70	100	—
			32,0±3,16	107		52,2±3,42	108	
4	8	'America' kontrola Panogen t _{dośw.}	42,0±1,75	100	—	82,0±4,21	100	—
			46,5±2,70	111		92,3±3,91	112	
					1,43			1,76

** Porównywalne wartości t_{dośw.}, przy P = 0,05 dla doświadczenia 1 i 3 = 2,57, dla dośw. 2 i 4 = 2,36
Comparable t_{dośw.} values for expts 1 and 3 = 2,57, for expts 2 and 4 = 2,36, with P = 0,05.

* Nasiona buraków moczone w roztworze Panogenu 0,15%, nasiona szpinaku w 0,06%
Beet seeds were soaked in a 0,15% Panogen solution, and spinach seeds in a 0,06% solution.

Tabela 3 — Table 3

Wpływ 10-minutowego moczenia w roztworze Panogenu
na stopień zakażenia nasion
Effect of 10-min. soaking in Panogen solution on the degree
of seed infection

Nasiona Seeds	Roztwór Panogenu Panogen solution %	Kombinacje Combinations	Liczba nasion zakażonych Seeds infected % $\pm$ e
Buraki (Beets)	0,15	kontrolne control	100 $\pm$ 0,0
'Al. Jonasz'			
'Tetra Tri Poli'	0,15	po 48 godz. after 48 hrs	6,5 $\pm$ 1,30
		po 7 dniach after 7 days	40,5 $\pm$ 2,00
Szpinak (Spinach)	0,06	kontrolne control	81,0 $\pm$ 3,72
'America'			
		po 48 godz. after 48 hrs	0,72 $\pm$ 0,36
		po 7 dniach after 7 days	6,4 $\pm$ 0,82

giczną nasion uwidaczniają wyniki przedstawione w tabeli 2. Buraki zaprawiane miały niższą energię kiełkowania. Ujemny wpływ na siłę kiełkowania był widoczny — różnice nie osiągnęły jednak progu istotności statystycznej.

Szpinak zareagował inaczej i słabiej, wszystkie różnice były statystycznie nieistotne. Należy jednak podkreślić, że lepsze kiełkowanie zaprawionych nasion szpinaku powtarzało się w obu doświadczeniach. Natomiast dość niespodziewane było stwierdzenie obniżenia się energii i siły kiełkowania nasion buraków zaprawianych Panogenem. Można przypuszczać, że stężenie zaprawy było zbyt wysokie lub czas moczenia zbyt długi, może i zbyt wysoka temperatura kąpieli. Jest prawdopodobne, że zła jakość nasion odm. 'Tetra Tri Poli' wpłynęła na silniejszą reakcję ujemną. Dobór warunków kąpieli musi jeszcze być dokładniej zbadany.

Panogen obniżył znacznie stopień zarażenia, jednak skuteczność dezynfekcji wydaje się niedostateczna. Szczególnie widoczne jest to na podstawie rezultatów uzyskanych z nasionami buraków. Inni autorzy (Agaciak, Stefaniak 1965; Skirgiełło 1954; Kišpatić 1962; Sommers 1962), którzy podkreślają zalety zapraw rtęciowych, stosowanych dla roślin zbożowych, lnu, konopi i warzyw, także nie

uzyskali 100% dezynfekcji. Wydaje się, że byłoby ważne sprawdzenie, w jakim stopniu usuwane są z nasion różne gatunki grzybów, szczególnie z rodzajów *Phoma*, *Cercospora* i *Botrytis*.

Pewne obserwacje dokonane w czasie badań mają znaczenie metodyczne. Okazało się mianowicie, że nasiona buraków ujemnie reagują na światło. W pokoju termostatowym, w którym kiełkowano nasiona, zainstalowane są na wysokości 3,5 m lampy jarzeniowe (6 lamp 40 W). Oświetlenie nimi nasion wystarczało do obniżenia energii kiełkowania o około 30% i siły kiełkowania o 35%. Stwierdzono także przydatność układu doświadczalnego i obliczeń metodą „losowych bloków”. Przy 4 blokach uzyskano zmniejszenie błędu doświadczalnego 1,6 razy, w drugim doświadczeniu 2, 3-krotne w stosunku do obliczeń metodą Snedecora. Efektywność założenia bloków była tym lepsza, im równomierniejsze było oświetlenie każdej serii kombinacji traktowanej jako blok.

WNIOSKI

1. Stwierdzono, że nasiona buraków i szpinaku ze zbiorów 1964 i 1965 wykazują stopień zakażenia mikroorganizmami bliski 100%.

2. Mikroflorę nasion buraków i szpinaku stanowią głównie grzyby.

3. Na nasionach buraków wystąpiły grzyby: *Alternaria tenuis*, *Aspergillus flavus*, *Cladosporium herbarum*, *Epicoccum purpurescens*, *Fusarium solani*, *Mucor racemosus*, *Mucor spinosus*, *Penicillium herquei* i *P. viridicatum*, *Phoma betae*, *Rhizopus nigricans*, *Sordaria fimicola*, *Trichotecium roseum* oraz nie zidentyfikowane bakterie.

4. Na nasionach szpinaku wystąpiły te same gatunki grzybów z wyłączeniem *Sordaria fimicola*. Znaleziono natomiast *Stysanus medius*, *Rhizopus arrhizus*, *Monilia* sp. i *Chaetomium comatum*.

5. Produkty metabolizmu grzybów mogą w różny sposób wpływać na wschody nasion. Najlepiej przyspieszały kiełkowanie metabolity: *Cladosporium herbarum*, *Fusarium solani* i *Epicoccum purpurescens*; ujemnie wpływały na kiełkowanie: *Rhizopus nigricans*, *Alternaria tenuis* i *Monilia* sp.

SUMMARY

In 1965 and 1966 the microflora of beet and spinach seeds was investigated in the Department of Plant Physiology, University, Łódź, and the Laboratory of the Grochów, District Hospital, Warsaw. Sugar-beet seeds of the varieties 'Al. Janasz', 'Al. Janasz 24', 'Poli 2', 'Tetra Poli' and red beets 'Czerwona Kula' as well as of spinach 'America CNOS' were used for the study. As dressing Pango an agent belonging to the group of mercury fungicides was applied. Attention was specially focussed on the relation between seed germination and the action of fungal metabolites.

It was found in the course of investigations that beet and spinach seed

from the 1964 and 1965 harvests exhibited an almost 100 percent infection, the microflora consisting mainly of fungi.

The beet seeds were infected with *Alternaria tenuis*, *Aspergillus flavus*, *Cladosporium herbarum*, *Epicoccum purpurescens*, *Fusarium solani*, *Mucor racemosus*, *M. spinosus*, *Penicillium herquei*, *P. viridicatum*, *Phoma betae*, *Rhizopus nigricans*, *Sordaria fimicola*, *Trichothecium roseum* and some unidentified bacteria.

The same microorganisms occurred on the spinach seeds with the exception of *Sordaria fimicola*, moreover the fungi *Stysanus medius*, *Rhizopus arrhizus*, *Monilia* sp. and *Chaetomium comatum* were found on them.

The fungal metabolism products may variously affect seed germination, those *Cladosporium*, *Fusarium* and *Epicoccum* accelerated germination, whereas *Rhizopus*, *Alternaria* and *Monilia* had an unfavourable effect.

LITERATURA

- Agaciak K., Stefaniak H., 1965, Płynna zaprawa nasienna typu Panogen, Postępy Nauk Roln. 1 (91): 19—26.
- Awamm M., 1962, Erkenntnisse und Fragen bei der Rubensamenbeizung, Zucker 14/14: 352—355.
- Barnett H. L., 1956, Illustrated genera of imperfect fungi, Burgess Publ., Minneapolis.
- Čača Z., 1962, Príspevek ke studiu škodlivosti nekterých skladkových mikroorganismů na cukrove repe za laboratorních podmínek, Ann. Ac. Czech. Agr., 35: 509—520.
- *Christensen C. M., Lopez F. L. C., 1964, Pathology of stored seeds, Rev. Appl. Mycol. 43: 283.
- Chrzanowski J., 1961, Choroby i szkodniki buraka cukrowego. Wydawnictwo Przemysłu Lekkiego i Spożywczego W-wa.
- Compte-rendu des travaux effectués en 1962 sur les maladies de la bettrave, à la Station de Pathologie Végétale. I Recherches sur les maladies cryptogamiques de la bettrave. Publ. Inst. techn. fr. bett. ind., 1961: 33—53.
- Garbowski L., 1927, Choroby i szkodniki buraków cukrowych, Rada Naczelna Polsk. Przemysłu Cukrown., Warszawa.
- Gates L., 1958, Report of the Rothamsted Exp. Sta., 1957 (Harpenden).
- Gäumann E., 1959, Nauka o infekcyjnych chorobach roślin. PWRiL Warszawa.
- Gilman J. C., 1945, A manual of soil fungi, J. St. coll. Ames.
- Grela T., 1961, Żółtaczka wirusowa buraków cukrowych i jej zwalczanie, Bul. Inst. Ochr. Roślin. 91—107.
- Grove W. B., 1937, British stem — and leaf — fungi, Un. Press., Cambridge.
- Grümmer G., 1955, Die gegenseitige Beeinflussung höherer Pflanzen — Allelopathie, G. Fisch. Verlag Jena.
- Kišpatic J., 1962, Rezultati pokusa tretiranja „sjemena” šećerne repe protiv Cercospore, Agr. Clasn., 12: 5—7, 432—4.
- Miller P. W., Mc Whorter F. P., 1948, The use vapor-heat as a practical means of disinfecting seeds, Phytopathology 38: 89—101.
- Nespiak A., Kocor M., Śliwiński, 1961, Antibiotic properties of mycelium of *Myrothecium roridum* Tode, Nature 50: 192—479, 138—139.
- Pietkiewicz T. A., 1958, Mikroflora nasion konopi, Roczniki Nauk Roln. 77: 577—590.

- Raiño A. J., 1950, Griby roda *Fusarium*, Gos. Izd. Sielsk. Lit., Moskwa.
- Raper K. B., Thom Ch., 1949, A manual of the Penicillia, Tindall & Cox, London.
- Ridge J. D., 1960, Fungicide steep treatment of sugar beet seed, Beet Rev. Brit. Sug. 30: 181—182.
- Skirgiełło A., 1954, Grzyby niższe, PWN, Warszawa.
- Sommers E., 1962 Mechanism of toxicity of agricultural fungicides, Sc. Progress: 218—234.
- Thom Ch., Raper K. B., 1945, A manual of the Aspergilli, Williams and Wilkins Co, Baltimore.
- Warren J. R., 1948, A study of the sugar beet seedling disease in Ohio, Phytopathology 38, 11: 883—892.
- Zycha H., 1935, Mucorineae. Kryptogamenflora, Mark Brandenburg, Borntraeger Verlag Leipzig.