

DANUTA KSIAŻEK

Instytut Ekologii PAN w Dziekanowie Leśnym

PRZENOSZENIE WIRUSÓW Z NASIONAMI CHWASTÓW

Wiadomo jak dużą rolę odgrywają chwasty oraz mszyce w epidemiologii chorób wirusowych roślin uprawnych m. in. motylkowatych i roślin warzywnych. Największe jednak zagrożenie dla środowiska naturalnego pochodzi nie tylko z zimujących chwastów, lecz również z ich nasion oraz z nasion roślin uprawnych, z którymi przenoszone są z roku na rok wirusy [6]. Jest to zagadnienie bardzo ciekawe z punktu widzenia biologii i ważne dla produkcji roślinnej.

Na podstawie najnowszych danych z literatury (tab. 1) wykazano, że 22 wirusy przenoszone są z nasionami 42 gatunków chwastów. Zależnie od gatunku chwastu i wirusa stwierdzono przenoszenie się z nasionami wahające się w granicach od 1 do 100%. Na uwagę zasługuje *Stellaria media*, roślina o dużej sile reprodukcyjnej. Tomlinson i wsp. [28] podają, że roślina ta wytwarza 5×10^6 nasion na 1 akr powierzchni. Z jej nasionami przenosi się 6 wirusów. Wirus mozaiki ogórka od 21 do 40% [16, 17, 26]. Tomlinson i wsp. [26] przeprowadzili doświadczenia nad przenoszeniem się tego wirusa z nasionami *S. media*, inokulowanymi w warunkach szklarniowych, porażonymi w warunkach naturalnych oraz nad przetrwaniem wirusa w nasionach pozostawionych w glebie. W wyniku tego wykazali przenoszenie się wirusa mozaiki ogórka w szklarni od 3 do 21%; w polu od 4 do 29%. Natomiast rośliny wyrosłe z porażonych nasion przeniosły wirus w 24—40%. Autorzy nie wykazali przenoszenia się wirusa z nasionami *Senecio vulgaris*, *Tripleurosperum maritimum*, *Urtica urens*, *Capsella bursa-pastoris*, *Chenopodium album*. Kolejnymi wirusami przenoszonymi z nasionami *S. media* były: wirus aspermii pomidora [24], czarnej plamistości pomidora w 60% [19], mozaiki gęsiówki w 57% [19], ustajonej wirozy malin w 8—26% [24], pierścieniowej plamistości malin w 29% [19].

Z nasionami *Capsella bursa-pastoris* przenoszą się 4 wirusy: czarna plamistość pomidora w 90% [18], nekrotyczna kędzierzawka tytoniu w 1,9% [19], pierścieniowa plamistość malin w 2,2—3,3% [19], mozaika pierścieniowa firletki w 9,4% [23]. Z nasionami *Senecio vulgaris* przenosi się 5 wirusów, z *Chenopodium sp.* — 9 wirusów (tab. 1).

Tabela 1

Przenoszenie wirusów z nasionami chwastów

Wirus	Gatunki roślin	Przenoszenie wirusów z nasionami w %	Literatura
Alfalfa mosaic — mozaika lucerny	<i>Chenopodium quinoa</i>	?	Klinkowski [14]
	<i>Datura stramonium</i>	?	Klinkowski [14]
	<i>Melilotus sp.</i>	?	Klinkowski [14]
	<i>Solanum nigrum</i>	?	Klinkowski [14]
Arabis mosaic — mozaika gęsiów- ki	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	33	Lister, Murant [19]
	<i>Chenopodium album</i>	80	Lister, Murant [19]
	<i>Lamium amplexicaule</i>	1,2—25	Lister, Murant [19]
	<i>Myosotis arvensis</i>	19—95	Lister, Murant [19]
	<i>Plantago major</i>	5,4—28	Lister, Murant [19]
	<i>Polygonum persicaria</i>	21—100	Lister, Murant [19]
	<i>Senecio vulgaris</i>	2,2	Lister, Murant [19]
<i>Stellaria media</i>	57	Lister, Murant [19]	
Barley strip mosaic — mozaika pasiasta jęczmie- nia	kilka gatunków traw	2—8	Nitzany, Gerechter [23]
Bean yellow mosaic — żółta mozaika fasoli	<i>Melilotus alba</i>	3—5	Phatak [24]
	<i>Melilotus alba</i>	?	Frandsen [12]
Cucumber mosaic — mozaika ogórka	<i>Cerastium holosteoides</i>	2	Tomlinson, Carter [26]
	<i>Echinocystis lobata</i>	9,1	Doolittle, Gilbert [11]
	<i>Lamium purpureum</i>	4	Tomlinson, Carter [26]
	<i>Spergula arvensis</i>	2	Tomlinson, Carter [26]
	<i>Stellaria media</i>	21—40	Tomlinson, Carter [26]
	<i>Stellaria media</i>	32	Kvičala [17]
Dulcamara mottle — mozaikowatość psianki słodkogórz	<i>Solanum dulcamara</i>	2—3	Gibbs i wsp. (1966) x
	<i>Chenopodium amaranticolor</i>	1,3	Dias [9]
	<i>Chenopodium quinoa</i>	?	Bruckbauer, Rudel (1961) x Dias [9]
Grapevine fan- leaf — wachlarzowatość wino- rośli			
Grapevine yellow mosaic strain — żółta mozaika winorośli	<i>Chenopodium amaranticolor</i>	0,7	

c.d. tab. 1

Wirus	Gatunki roślin	Przeno- szenie wirusów z nasio- nami w %	Literatura
Lettuce mosaic	<i>Chenopodium quinoa</i>	0,4	Phatak [24]
— mozaika sała- ty	<i>Lactuca serriola</i>	0,2—6,2	van Hoof [13]
	<i>Senecio vulgaris</i>	?	Ainsworth, Ogilvie [1]
	<i>Senecio vulgaris</i>	2,3	Phatak [24]
Lychnis ringspot	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	9,4	Bennett [5]
— mozaika pier- ścieniowa firlet- ki	<i>Cerastium viscosum</i>	27	Bennett [5]
	<i>Lychnis divaricata</i>	58	Bennett [5]
	<i>Silene gallica</i>	28	Bennett [5]
	<i>Silene noctiflora</i>	41	Bennett [5]
Potato spindle tuber — wrze- cionowatość bulw ziemniaka	<i>Physalis peruviana</i>	29	Mc Clean (1948) x
Potato virus X			
— mozaika ziem- niaka	<i>Chenopodium album</i>	60—80	Napierkowskaja [22]
	<i>Amaranthus retroflexus</i>	75	Napierkowskaja [22]
Raspberry latent — utajona wi- roza malin	<i>Stellaria media</i>	8—26	Murant i wsp. (1968) x
Raspberry ring- spot — pierście- niowa plamisto- ść malin	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	2,2—3,3	Lister, Murant [20]
	<i>Stellaria media</i>	29	Lister, Murant [2]
Sowbane mosaic	<i>Atriplex pacifica</i>	21	Bennett [5]
— mozaika ko- mosy	<i>Chenopodium album</i>	30	Bennett [5]
	<i>Chenopodium amaranticolor</i>	34—62	Dias, Waterworth [10]
	<i>Chenopodium murale</i>	45	Bennett [5]
	<i>Chenopodium quinoa</i>	1,6	Bennett [5]
Strawberry la- tent ringspot — utajona pierście- niowa plamistość truskawek	<i>Chenopodium quinoa</i>	63—100	Allen i wsp. [2]
	<i>Mentha arvensis</i>	6	Taylor, Thomas [25]
Tobacco rattle	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	1,9	Lister, Murant [19]
nekrotyczna kę- dzierzawka tyto- niu	<i>Lamium amplexicaule</i>	2,2	Lister, Murant [19]
	<i>Myosotis arvensis</i>	6,0	Lister, Murant [19]
	<i>Papaver rhoeas</i>	1,1	Lister, Murant [19]
	<i>Viola arvensis</i>	?	Cooper, Harrison [8]
Tobacco ringspot			
— pierścieniowa plamistość tyto- niu	<i>Gomphrena globosa</i>	25—50	Kahn (1962) x
	<i>Senecio vulgaris</i>	?	Tomlinson, Carter [27]
	<i>Taraxacum officinale</i>	9—36	Tuite [29]

Wirus	Gatunki roślin	Przeno- szenie wirusów z nasio- nami w %	Literatura
Tobacco streak			
— smugowatość tytoniu	<i>Chenopodium quinoa</i> <i>Datura stramonium</i>	? ?	Brunt [7] Brunt [7]
Tomato aspermy — aspermia pomidora	<i>Stellaria media</i>	?	Noordam i wsp. (1965) x
Tomato blackring — czarna plamistość pomidora	<i>Capsella bursa-pastoris</i> <i>Cerastium vulgatum</i> <i>Chenopodium album</i> <i>Fumaria officinalis</i> <i>Lamium amplexicaule</i> <i>Myosotis arvensis</i> <i>Poa annua</i> <i>Polygonum persicaria</i> <i>Senecio vulgaris</i> <i>Spergula arvensis</i> <i>Stellaria media</i>	90 33—100 84 100 10—48 100 2,7 21—100 14 63 65	Lister [18] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19] Lister [18] Lister, Murant [19] Lister, Murant [19]
Tomato spotted wilt — brązowa plamistość pomidora	<i>Senecio cruentus</i>	96	Jones (1944) x

x = cyt. Phatak [24]

Przenoszenie wirusów z nasionami jest szczególnie ważne w epidemiologii wirusów o dużym zakresie roślin gospodarzy. Należy do nich wirus mozaiki ogórka przenoszony z nasionami 5 gatunków powszechnie występujących chwastów, czarnej plamistości pomidora — 11, mozaiki lucerny 4, nekrotycznej kędzierzawki tytoniu — 5, mozaiki gęsiówki przenoszony z nasionami 8 gatunków chwastów.

Przenoszenie wirusów ziemniaka z nasionami roślin z rodziny *Solanaceae* stwierdzono tylko sporadycznie. Kozłowska [15] podaje, że wirus mozaiki tytoniu nie przenosi się nigdy z nasionami, natomiast w przypadku pomidora przenosi się na ich powierzchni. Wirus liściozwoju ziemniaka również nie przenosi się nigdy z nasionami. Podzielone są jednak zdania co do przenoszenia się z nasionami wirusów Y i X. Udało się wykazać kilka razy obecność tych wirusów w nasionach *Datura sp.*, *Petunia sp.* i *Capsicum sp.* Phatak [24] donosi o przenoszeniu się wi-

roidu wrzecionowatości bulw ziemniaka z nasionami *Physalis peruviana* w 29%.

Napierkowskaja [22] wykazała doświadczalnie przenoszenie się wirusa X ziemniaka z nasionami chwastów *Amaranthus retroflexus* w 75% oraz w *Chenopodium album* w granicach od 60 do 80%. Wirus X przeniósł się zarówno z nasionami tych 2 gatunków chwastów zebranych w warunkach naturalnych jak i z nasionami tych chwastów porażonych w warunkach szklarniowych.

Lister i wsp. [19] donoszą, że wirusy plamistości pierścieniowej maliny i czarnej plamistości pomidora przenoszone są z nasionami 11 gatunków chwastów m. in. *Stellaria media* i *Capsella bursa-pastoris*, które są równocześnie źródłem wirusów dla nicienia *Longidorus elongatus* — przenosiela tych wirusów na rośliny uprawne.

Murant i wsp. [20] wykazali ponadto, że gleba porażona wirusami plamistości pierścieniowej maliny i czarnej plamistości pomidora traciła infekcyjność w okresie zimy przy braku chwastów. Przeprowadzona w tym czasie analiza gleby nie wykazała obecności porażonych wirusami nicieni. Dopiero po skiełkowaniu chwastów na wiosnę stały się one źródłem infekcji dla nicieni, w wyniku czego gleba nabyła infekcyjności. Tym samym wykazano, że mechanizm rozszerzania się tych dwóch wirusów decyduje o ich rozprzestrzenianiu, a nie liczebność populacji nicieni [21].

Dalsze zagrożenie w rozprzestrzenianiu się wirusów w warunkach naturalnych stanowi długoletnia ich trwałość w nasionach. Bennett [5] podaje trwałość 5 różnych wirusów w nasionach 7 gatunków chwastów w granicach od 1 roku do 14 lat. Lister i wsp. [19] donoszą m. in., że trwałość wirusa pierścieniowej plamistości maliny i czarnej plamistości pomidora w nasionach *Capsella bursa-pastoris* i *Stellaria media* wynosi 6 lat, a wirusa mozaiki komosy w nasionach *Chenopodium murale* waha się w granicach 6—14 lat (tab. 2). Tomlinson i wsp. [28] donoszą o przetrwaniu wirusa mozaiki ogórka w nasionach *Stellaria media* zimujących w glebie do 21 miesięcy.

Przenoszenie się wirusów z nasionami nasunęło przypuszczenie, że dostają się one do nasion przez komórki generatywne. Bennett [3] wykazał doświadczalnie przenoszenie się przez pyłek i nasiona *Lychnis divaricata* i *Silene noctiflora* wirusa pierścieniowej plamistości firletki w 18,6%. Tyle nasion powstałych w wyniku zapylenia zdrowych roślin pyłkiem z roślin porażonych wirusem dało wirusowo chore siewki. Natomiast przez zalążki wirus przeniósł się w 30,7%. W tym przypadku zapylono rośliny wirusowo chore pyłkiem z roślin zdrowych. Również Tomlinson i wsp. [26] donoszą o przenoszeniu się wirusa mozaiki ogórka przez pyłek i nasiona *Stellaria media*.

Tabela 2

Trwałość wirusów w nasionach chwastów wg Bennetta [5]

Wirus	Gatunki roślin	Liczba dni lub lat	Literatura
Lychnis ringspot	<i>Lychnis divaricata</i>	992 dni	Bennett [3]
	<i>Silene gallica</i>	do 9 lat	
Raspberry ring-spot	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	6 lat	Lister, Murant [19]
	<i>Stellaria media</i>	6 lat	Lister, Murant [19]
Sowbane mosaic	<i>Chenopodium murale</i>	6—14 lat	Bennett, Costa [4]
Tomato blackring	<i>Capsella bursa-pastoris</i>	6 lat	Lister, Murant [19]
	<i>Stellaria media</i>	6 lat	Lister, Murant [19]
Tomato bushy-stunt — krzaczastość wierzchołków pomi-dora	<i>Physalis peruviana</i>	1 rok	Mc Clean (1948)
	<i>Solanum incanum</i>	3,3 lat	Mc Clean (1948)

Istnieje wiele hipotez wyjaśniających fakt przenoszenia się tylko niektórych wirusów z nasionami tylko pewnych gatunków chwastów. Zjawisko to nie jest uwarunkowane przez jeden czynnik. Ogólnie można powiedzieć, że z nasionami nie przenoszą się wirusy wywołujące zamieranie roślin, wirusy uniemożliwiające tworzenie się kwiatów, wirusy o ograniczonym rozprzestrzenianiu wewnątrz roślin żywicielskich i w końcu takie wirusy, które nie znoszą zmian zachodzących w dojrzewających i wysychających nasionach.

W pracy przedstawiono jak groźne dla roślin uprawnych są chore wirusowo chwasty i ich nasiona. Zwrócono przede wszystkim uwagę na te gatunki chwastów, które powszechnie występują nie tylko na polach uprawnych, lecz również na rumowiskach, miedzach, przydrożach i innych nieużytkach. Znaczenie chwastów w epidemiologii gospodarczo ważnych chorób wirusowych roślin wskazuje jak ważna jest skuteczna walka chemiczna z chwastami.

LITERATURA

1. Ainsworth G.C., Ogilvie L.: Lettuce mosaic virus. Ann. appl. Biol. 26; 279—297, 1939.

2. Allen W.R., Davidson T.R., Briscoe M.R.: Properties of a strain of strawberry latent ringspot virus isolated from sweet cherry growing in Ontario. *Phytopathology* 60, 8: 1262—1265, 1970.
3. Bennett C.W.: Lychnis ringspot. *Phytopathology* 49: 706, 1959.
4. Bennett C.W., Costa A.S.: Sowbane mosaic caused by a seed transmitted virus. *Phytopathology* 51; 546—550, 1961.
5. Bennett C.W.: Seed transmission of plant viruses. *Adv. Virus Res.* 14; 221—261, 1969.
6. Błaszczak W.: Przenoszenie się chorób wirusowych przez nasiona. *Post. Nauk rol.* 2(86), 41—56, 1964.
7. Brunt A.A.: Seed-borne viruses in leguminous test plants. *Rep. Glasshouse Crops Res. Inst.*, 1969.
8. Cooper J.I., Harrison B.D.: The role of weed hosts and the distribution and activity of vector nematodes in the ecology of tobacco rattle virus. *Ann. appl. Biol.* 73: 53—66, 1973.
9. Dias H.F.: Host range and properties of grapevine fanleaf and grapevine yellow mosaic virus. *Ann. appl. Biol.* 51: 85—95, 1963.
10. Dias H.E., Waterworth E.: The identity of seedborne mosaic virus of *Chenopodium amaranticolor* and *C. quinoa*. *Can. J. Bot.* 45: 1285—1295, 1967.
11. Doolittle S.P., Gilbert W.W.: Seed transmission of cucurbit mosaic by the wild cucumber. *Phytopathology* 9: 326, 1919.
12. Frandsen N.O.: Untersuchungen zur Virusresistenzzüchtung bei *Phaseolus vulgaris* L. I. *Phytopath. Untersuch. Z. Pfl. Zücht.* 31: 381—420; 1952.
13. Hoof van H.A.: Verschil in reactie van wilde sla ten opzichte van besmetting met het slamozaiekvirus. *Tijdschr. PlZiekt.* 62: 285—290, 1956.
14. Klinkowski M.: *Pflanzliche Virologie*. Akademie Verlag Berlin. Band I, II, III, 1977.
15. Kozłowska A.: *Wirusy Roślinne*. *Wirusologia Ogólna* — red. Mikulaszek E., Dobrzański W. PWN, 1960.
16. Książek D.: Rola chwastów w epidemiologii wybranych chorób wirusowych roślin. *Zesz. probl. Post. Nauk rol.* 235; 1979.
17. Kvičala B.A.: Some remarks on the cucumber mosaic virus in Czechoslovakia. *Proc. XIX int. hort. Congr. Warszawa*, 1-A: 268, 1974.
18. Lister R.M.: Transmission of soil-borne viruses through seed. *Virology*, 10: 547—549, 1960.
19. Lister R.M., Murrant A.F.: Seed transmission of nematode-borne viruses. *Ann. appl. Biol.* 59: 49—62, 1967.
20. Murrant A.F., Lister R.M.: Seed-transmission in the ecology of nematode-borne viruses. *Ann. appl. Biol.* 59: 63—76, 1967.
21. Murrant A.F.: The importance of wild plants in the ecology of nematode-transmitted plant viruses. *Agriculture*, 6: 114—121, 1970.
22. Napierakowskaja G.: Sornyje rastienja — rezervatory virusa X. *Kartofiel Ovosci*, 8: 42, 1968.
23. Nitzany F.E., Gerechter Z.K.: Barley stripe mosaic virus host range and seed transmission tests among Gramineae in Israel. *Phytopath. Med.* 2: 11—19, 1962.
24. Phatak H.Ch.: Seed-borne plant viruses — identification and diagnosis in seed health testing. *Dan. Gov. Inst. Seed Path. Develop. Contries*, Copenhagen, 1—155, 1974.

25. Taylor C.E., Thomas P.R.: The association of *Xiphinema diversicaudatum* (Micoletsky) with strawberry latent ringspot and arabis mosaic viruses in a raspberry plantation. *Ann. appl. Biol.* 62, 147—157, 1968.
26. Tomlinson J.A., Carter A.L.: Studies on the seed transmission of cucumber mosaic virus in chickweed (*Stellaria media*) in relation to the ecology of the virus. *Ann. appl. Biol.* 66, 3, 381—386, 1970.
27. Tomlinson J.A., Carter A.L.: Reports *Pl. Path. Rev. Pl. Path.* 51, 1, 1971.
28. Tomlinson J.A., Walker V.M.: Further studies on seed transmission in the ecology of some aphid transmitted viruses. *Ann. appl. Biol.* 73, 3, 293—298, 1973.
29. Tuite J.: The natural occurrence of tobacco ringspot virus. *Phytopathology* 50: 296—298, 1960.