

Wirusy zbóż przenoszone przez nasiona*

Małgorzata Jeżewska

*Instytut Ochrony Roślin
ul. Mieczurina 20, 60-318 Poznań*

Słowa kluczowe: wirusy, przenoszenie przez nasiona, zboża, pszenica, jęczmień, kukurydza, wirus pasiastej mozaiki jęczmienia

Wstęp

W krajach Europy Zachodniej i w USA wirusy zbóż są uważane za niebezpieczną grupę chorób. W Polsce natomiast są traktowane jako mało znaczące, a znajomość tego zagadnienia – jak się wydaje – nie jest powszechna. Dodatkową okolicznością zwiększającą zagrożenie chorobami wirusowymi jest możliwość przenoszenia sprawców przez nasiona.

Zjawisko przenoszenia wirusów przez nasiona jest przedmiotem badań fitopatologów już od początku ubiegłego stulecia [17]. Ukazało się też wiele artykułów przeglądowych poświęconych temu ważnemu tematowi. Szczególnie wartościowa, kompleksowa i wnikliwa była praca Bennetta [5]. Wśród nowszych publikacji na uwagę zasługują prace Minka [40] oraz Johansen i in. [35] stanowiące dobre podsumowanie aktualnej wiedzy w tym zakresie. Wiadomo, że ogólna liczba wirusów przenoszonych przez nasiona przewyższa 100, jednak ze względu na dynamikę badań w tej dziedzinie, stałe przybywanie nowych i weryfikację istniejących danych, bardzo trudne jest ustalenie faktycznej liczby takich wirusów. Mink [40] zweryfikował listy wirusów przenoszonych przez nasiona, podawane przez autorów poprzednich opracowań. Odrzucił liczne dane jako niepotwierdzone, a także wyeliminował synonimy nazw gatunkowych wirusów. Ponadto wyraźnie rozróżnił wirusy „seed-transmitted” (przenoszone przez nasiona) oraz „seedborne” (wykrywalne w wewnętrznych częściach nasienia).

* Publikację przygotowano w ramach projektu badawczego finansowanego przez Komitet Badań Naukowych (nr 5 PO6B00118).

Uważa się, że wirus jest przenoszony przez nasiona jeżeli jest obecny w zarodku. Wyjątek stanowi wirus mozaiki tytoniu (*Tobacco mosaic virus*, TMV), który nie występuje w tkankach zarodka, a tylko w okrywie nasiennej. Podobną właściwość wykazano także u innych tobamowirusów (*Tomato mosaic virus*, *Pepper mild mottle virus*, *Cucumber green mottle mosaic virus*) [1].

Wirusy mogą wnikać do zarodka na dwa sposoby, pośrednio i bezpośrednio. Sposób pośredni polega na zakażeniu komórek pyłku i/lub woreczka zalążkowego jeszcze przed zapłodnieniem; natomiast bezpośredni na zakażeniu zarodka tuż po zapłodnieniu. W wypadku inwazji pośredniej istotny jest moment zakażenia rośliny macierzystej; warunkiem koniecznym do przeniknięcia wirusa do gamet jest zakażenie jeszcze przed kwitnieniem. Przedostawanie się wirusów do zarodka jest utrudnione ze względu na szereg mechanizmów obronnych u roślin; fizycznych, biochemicznych i fizjologicznych barier zabezpieczających tkanki reprodukcyjne. Mechanizmy te mają charakter ogólny lub specyficzny [3, 11, 54]. Rośliny bronią się przed penetracją wirusów na drodze ograniczania ich przemieszczania się i namnażania, inaktywacji podczas dojrzewania nasion oraz inhibicji replikacji w czasie kiełkowania nasion. Zostało to wyczerpująco omówione przez Johansen i in. [35]. Ekspresja pewnych objawów również może wpływać hamująco na tempo przenoszenia wirusów przez nasiona; dotyczy to zwłaszcza wykształcania kwiatów i nasion [35]. Ponadto udowodniono wpływ czynników środowiskowych, głównie temperatury, na skuteczność transmisji wirusów przez nasiona [22, 52].

Odrębnym zagadnieniem jest poszukiwanie determinantów wirusowych (genetycznych uwarunkowań) decydujących o możliwości przenoszenia przez nasiona. Badania nad tym problemem prowadzono wykorzystując szczepy tych samych wirusów przenoszone i nieprzenoszone przez nasiona (konstrukcja rekombinantów i pseudorekombinantów). Jak dotąd nie wykazano jednak obecności uniwersalnego mechanizmu warunkującego zdolność wirusów do przenoszenia przez nasiona.

Wirusy przenoszone przez nasiona cechuje zdolność transmisji mechanicznej i porażania tkanki parenchymatycznej. Wirusy ograniczone do floemu nie są przenoszone przez nasiona.

Efektywność przenoszenia wirusów przez nasiona jest bardzo zróżnicowana, ale jak podkreślają Johansen i in. [35] niska częstość przenoszenia nie zawsze jest miarodajnym wskaźnikiem znaczenia epidemiologicznego, gdyż w połączeniu z dalszym (wtórnym) rozprzestrzenianiem przez wektory owadzie może bardzo skutecznie wpływać na opanowanie przez dany wirus nowych terenów upraw. Jest oczywiste, że zdolność przenoszenia przez nasiona ma ogromne znaczenie epidemiologiczne, gdyż zwielokrotnia szanse patogenów na rozprzestrzenianie się w czasie i w przestrzeni.

Pomimo bogatej literatury na temat wirusów przenoszonych przez nasiona brakuje szczegółowego opracowania poświęconego wyłącznie wirusom zbóż o takiej zdolności. Wśród nich wyjątkową pozycję zajmuje wirus pasiastej mozaiki jęczmienia (*Barley stripe mosaic virus*, BSMV), który stał się obiektem modelowych badań

w tym zakresie. Poza BSMV zdolność przenoszenia przez nasiona wykazano u następujących wirusów zbóż: *Maize chlorotic mottle virus* (MCMV), *Maize dwarf mosaic virus* (MDMV), *Wheat streak mosaic virus* (WSMV) oraz *Indian peanut clump virus* (IPCV), przenoszonego przez nasiona pszenicy i prosa [15, 46]. Badania prowadzone w Zakładzie Wirusologii i Bakteriologii Instytutu Ochrony Roślin w Poznaniu przez Jeżewską i in. [30, 31] oraz Garbaczewską i in. [20] ujawniły zdolność przenoszenia się przez nasiona wirusa wstępnie określonego jako polski szczep odglebowego wirusa mozaiki pszenicy (*Soil-borne wheat mosaic virus* – Polish strain, SBWMV-P). Wyniki badań ostatnich lat wskazują, że znaczenie wirusów zbóż przenoszonych przez nasiona może być większe niż poprzednio sądzono.

Wirus pasiastej mozaiki jęczmienia (*Barley stripe mosaic virus*, BSMV)

Wirus pasiastej mozaiki jęczmienia jest najważniejszym, najbardziej znanym i najwnikliwiej przebadanym wirusem zbóż przenoszonym przez nasiona. Jest także organizmem objętym przepisami kwarantannowymi EPPO – lista A2 [43].

BSMV należy do rodzaju *Hordeivirus*. Wiriony mają kształt sztywnych pałeczek o średnicy około 20 nm i zróżnicowanych długościach 100–150 nm, z widocznym kanałem wewnętrznym. Wirus ten występuje w postaci licznych wariantów i szczepów [2]. Genom BSMV tworzą 3 cząsteczki jednoniciowego (ss) RNA α , β i γ o względnych masach cząsteczkowych (M_r) i liczbie nukleotydów (nt), odpowiednio, $1,43 \times 10^6$ (3800 nt), $1,24 \times 10^6$ (3400 nt) i $1,1 \times 10^6$ D (2800 nt). Wielkość RNA γ nie jest stabilna i u niektórych szczepów może być zbliżona do wielkości RNA β , są to tzw. szczepy „pseudodwudzielne” (np. szczep CV 17 posiada RNA γ o długości 3200 nt). U niektórych szczepów wykryto ponadto subgenomowy RNA [10, 44]. Wirusowe białko kapsydu jest pojedynczym polipeptydem o $M_r 21 \times 10^3$ D [2].

BSMV został po raz pierwszy wykryty i opisany w USA przez McKinneya w latach pięćdziesiątych. Obecnie wiadomo, że zasięg występowania tego wirusa jest bardzo szeroki i obejmuje wszystkie kontynenty [4]. Ostatnio został wykryty także w Polsce [33].

Głównym i w warunkach naturalnych prawie wyłącznym gospodarzem BSMV jest jęczmień (*Hordeum vulgare* L.). Obserwowano jednak także przypadki porażeń pszenicy (*Triticum aestivum* L.) i owsa (*Avena sativa* L.) [10]. Ekspresja objawów porażenia jest bardzo zróżnicowana i zależy od szczepu wirusa, gatunku lub odmiany gospodarza oraz czynników środowiskowych. Wyższe temperatury (25–30°C) i światło słoneczne sprzyjają rozwojowi objawów [10]. Najczęściej spotyka się smugowate przejaśnienia liści i czasami nekrozy. Występują również infekcje latentne. Wirus dość łatwo przenosi się mechanicznie w warunkach szklarniowych; po sztucz-

nej inokulacji mechanicznej roślin testowych stwierdzono, że BSMV może infekować aż 237 gospodarzy z rodziny *Gramineae*. Wykazano też, że gospodarzami BSMV mogą być również rośliny dwuliścienne, głównie z gatunków należących do rodziny *Chenopodiaceae* [28].

Ocena szkodliwości BSMV dla upraw jęczmienia była przedmiotem licznych badań głównie w USA; prace te zostały szczegółowo omówione w opracowaniu Carrola [10]. Chiko i Baker opracowali metodę szacowania strat spowodowanych przez BSMV [13].

Przenoszenie BSMV przez nasiona jęczmienia stanowi w naturze podstawowy sposób jego rozprzestrzeniania się. Nie wykryto bowiem wektorów BSMV, a przeniesienie mechaniczne w warunkach polowych odgrywa niewielką rolę. Badania molekularne determinantów wirusowych warunkujących efekt przenoszenia przez nasiona nie doprowadziły, jak dotąd, do wyjaśnienia tego mechanizmu. Na podstawie doświadczeń z wykorzystaniem pseudorekombinantów powstałych z infekcyjnych RNA szczepów o krańcowo różnych wskaźnikach wydajności przenoszenia przez nasiona ustalono, że podstawową rolę odgrywa tu czynnik kodowany na RNA γ , aczkolwiek odnotowano również wpływ RNA α i β [35]. Nie wykazano analogii między elementami genomu BSMV i innych wirusów przenoszonych przez nasiona. Dyskutowana jest natomiast rola białek o zwiększonej zawartości reszt cysteinowych. Potwierdzono związek między mechanizmem replikacji wirusa a jego zdolnością do przenoszenia się przez nasiona.

Wirus karłowej mozaiki kukurydzy (*Maize dwarf mosaic virus*, MDMV)

Wirus ten opisany w latach sześćdziesiątych jako szczep wirusa mozaiki trzciny cukrowej (*Sugarcane mosaic virus*, SCMV) należy do rodzaju *Potyvirus* (rodzina *Potyviriidae*). Występuje w postaci cząstek nitkowatych o długości około 750 nm i średnicy 13 nm [19]. Jest przenoszony przez mszyce, a także mechanicznie.

W warunkach naturalnych głównymi gospodarzami wirusa są: kukurydza (*Zea mays* L.), sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) MOENCH.) oraz trawa Johnsona (*S. halepense* (L.) PERS.). MDMV występuje we wszystkich rejonach uprawy kukurydzy i sorga poza Australią. Objawami porażenia jest mozaika i niekiedy karłowatość. Zakres roślin gospodarzy w warunkach szklarniowych po zastosowaniu sztucznej inokulacji mechanicznej obejmuje liczne gatunki traw, przy czym część infekcji ma charakter latentny. Pszenica, jęczmień, żyto i ryż nie są gospodarzami MDMV [19].

Opisano 5 szczepów MDMV: A (typowy), C, D, E i F. Szczep B MDMV został zaklasyfikowany jako szczep SCMV natomiast szczep O – jako szczep wirusa mozaiki trawy Johnsona (*Johnson grass mosaic virus*, JGMV).

W komórkach roślin porażonych MDMV tworzy charakterystyczne dla potywirusów inkluzje cytoplazmatyczne, spiralne oraz typu „pinwheel”.

Genom MDMV jest zbudowany z jednoskładnikowego ss RNA o wielkości około $3,32 \times 10^6$ D. Białko kapsydu jest pojedynczym polipeptydem o M_r 35 500 D [19].

Struktura genomu MDMV jest zbliżona do typowej dla potywirusów. Potencjalnych determinantów przenoszenia przez nasiona u potywirusów poszukiwano na przykładzie wirusa mozaiki grochu przenoszonego z nasionami (*Pea seed-borne mosaic virus*, PSbMV). Nie udało się wyodrębnić określonego fragmentu genomu odpowiedzialnego wyłącznie za efekt przenoszenia przez nasiona. Zauważono natomiast, że największy wpływ ma region 5'-końcowy, w którym kodowane jest białko bogate w cysteinę oraz HC-proteinaza [34].

MDMV może przenosić się przez nasiona kukurydzy, ale efektywność tej transmisji jest niska i waha się w granicach 0,007 do 0,4 % [19, 23, 39]. Ocenia się, że przenoszenie przez nasiona nie odgrywa znaczącej roli w epidemiologii MDMV.

Wirus chlorotycznej pstrości kukurydzy (*Maize chlorotic mottle virus*, MCMV)

MCMV został odkryty w 1973 roku w Peru, ale w znaczącym nasileniu występuje przede wszystkim w USA. Jest współsprawcą choroby określonej jako letalna nekroza kukurydzy (corn lethal necrosis, CLN). Ostre objawy chorobowe, powodujące straty plonu rzędu 50%, są wywoływane przez łączne porażenie roślin przez MCMV w kompleksie z MDMV lub WSMV) [6]. Jeżeli MCMV nie występuje w kompleksie z tymi wirusami to objawy porażenia kukurydzy są znacznie łagodniejsze i ograniczają się do chlorotycznej pstrości liści.

MCMV należy do rodzaju *Machlomovirus* (rodzina *Tombusviridae*) [45]. Jest wirusem sferycznym o średnicy cząstek około 30 nm [53]. Przenosi się przy udziale wektorów owadzych oraz mechanicznie. Do wektorów MCMV należą wciornastki (*Thripidae*), chrząszcze (*Coleoptera*) oraz gatunki z rodzaju *Diabrotica* (szkodniki żerujące na korzeniach kukurydzy) [9]. Genom MCMV tworzy jednoskładnikowy ssRNA o wielkości 4,4 kb [38]. Białko kapsydu (M_r 25 100D) zawiera 238 reszt aminokwasowych [9].

Przenoszenie MCMV przez nasiona kukurydzy, podobnie jak w wypadku MDMV, charakteryzuje się bardzo niską wydajnością. Według badań Jensena i in. [29] potwierdzono zaledwie 17 przypadków transmisji MCMV przez nasiona na 42000 przetestowanych siewek kukurydzy, wyrosłych z 25 partii nasion dostarczonych przez 3 przedsiębiorstwa nasienne. Wprawdzie skala zjawiska jest nieznaczna, ale autorzy wyżej wspomnianych badań przestrzegają przed bagatelizowaniem jego roli w epidemiologii wirusa. Sugerują, że właśnie w wyniku zdolności przenoszenia przez nasiona MCMV przedostał się z kontynentu amerykańskiego na Hawaje.

Wirus smugowatej mozaiki pszenicy (*Wheat streak mosaic virus, WSMV*)

WSMV jest jednym z najgroźniejszych wirusów pszenicy, powszechnie występującym na świecie, a ostatnio wykrytym także w Polsce. [8, 32]. Należy do rodzaju *Tritimovirus* (rodzina *Potyviriidae*). Morfologia wirionów jest typowa dla potywirusów, tzn. cząstki mają kształt nitkowaty (700×15 nm). WSMV jest specyficznie przenoszony przez szpecielea *Aceria tosichella* KEIFER, może też przenosić się mechanicznie [8].

Wprawdzie jest to wirus o ogromnym potencjale szkodliwości dla pszenicy, udokumentowanym przede wszystkim w USA, jednak nie wykazano jego zdolności przenoszenia się przez nasiona tego gatunku. Stwierdzono natomiast taką możliwość w odniesieniu do kukurydzy. W badaniach Hilla i in. [23] przeprowadzonych na wybranych liniach hodowlanych kukurydzy, tempo transmisji WSMV było jednak niskie i nie przekraczało 0,1%.

Uważa się, że w epidemiologii WSMV rola przenoszenia wirusa przez nasiona nie jest istotna.

Indyjski wirus zlepiania orzecha ziemnego (*Indian peanut clump virus, IPCV*)

Zdolność przenoszenia się IPCV przez nasiona pszenicy odkryto dopiero w końcu lat dziewięćdziesiątych [15, 46]. Wprawdzie w warunkach naturalnych IPCV poraża przede wszystkim orzech ziemny (*Arachis hypogaea* L.), ale naturalnymi gospodarzami tego wirusa mogą być także zboża, głównie pszenica, a także jęczmień, kukurydza, proso, sorgo i ryż [14, 18]. Pierwsze informacje o tym wirusie pochodzą z Indii; w 1983 roku Reddy i in. [47] opisali ostre objawy chorobowe występujące na roślinach *A. hypogaea*, których sprawcą był pałeczkowaty wirus typu furovirus, przypominający wcześniej opisany w Afryce *Peanut clump virus* (PCV) [50, 51]. Indyjski wariant PCV nie wykazał jednak pokrewieństwa serologicznego z afrykańskim PCV i został uznany za odrębny gatunek [47, 48]. Wyniki badań sekwencji aminokwasowej białka kapsydu IPCV potwierdziły tę odrębność, gdyż stwierdzono zaledwie 61% identyczności z białkiem kapsydu PCV [55]. Według najnowszej klasyfikacji IPCV razem z PCV zaliczono do rodzaju *Pecluvirus* [45].

Wiriony IPCV mają kształt sztywnych pałeczek z kanałem wewnętrznym o średnicy około 25 nm i długościach 240–250 oraz 170–185 nm [47]. W warunkach naturalnych wektorem IPCV jest grzyb glebowy *Polymyxa graminis* LED., ale wirus może także przenosić się mechanicznie [18, 47]. Objawy na roślinach orzecha ziemnego w warunkach polowych występują placowo. Typowe symptomy to silne zahamowa-

nie wzrostu młodych siewek, mozaikowatość liści oraz chlorotyczne przebarwienie pierścieniowe na liściach. Później natomiast obserwuje się ciemnozielone przebarwienie liści [47]. Nieco zbliżone objawy porażenia opisano dla roślin pszenicy; chore rośliny cechowała karłowatość oraz mozaikowe, a następnie ciemnozielone przebarwienie liści [14].

Zakres roślin gospodarzy tego wirusa jest dość szeroki i obejmuje odległe taksonomicznie gatunki, takie jak: *Canavalia ensiformis* (L.) DC., *Crotalaria juncea* L., *Phaseolus vulgaris* L., *Vicia faba* L., *Vigna unguiculata* (L.) WALP. (*Papilionaceae*) oraz *Capsicum annuum* L., *Nicotiana benthamiana* DOMIN. i *N. clevelandii* GRAY. (*Solanaceae*). IPCV jest uważany za patogena o znaczeniu ekonomicznym na subkontynencie indyjskim.

Genomowy ssRNA jest dwuskładnikowy. Nolt i in. [42] podali wartości M_r dla RNA-1 i RNA-2, odpowiednio, 1,90 oraz $1,65 \times 10^6$ D. M_r wirusowego białka kapsydu wynosi 24×10^3 D [42]. Badania sekwencji nukleotydowej RNA-1 IPCV długości 5841 nukleotydów dostarczyły informacji na temat organizacji genomu wirusa [40]. Białko kapsydu IPCV jest kodowane na RNA-2 [55]. Badania sekwencji aminokwasowej białka kapsydu IPCV wykazały dość znaczne podobieństwo (37%) do białka kapsydu BSMV [55].

IPCV, podobnie jak PCV, efektywnie przenosi się przez nasiona *A. hypogaea* [46]. Ponieważ w warunkach indyjskich powszechnymi uprawami rotacyjnymi na polach orzecha ziemnego są proso i sorgo, które wirus poraża bezobjawowo, przebadano jego zdolność przenoszenia się z nasionami tych gatunków zbóż jako cechę sprzyjającą zwiększeniu potencjału infekcyjnego w glebie [46]. Stwierdzono, że IPCV przenosi się z nasionami *Eleusine coracana* (L.) GERTN., *Setaria italica* (L.) BEAUV. i *Pennisetum glaucum* (L.) R. BR. w nasileniu, odpowiednio, 5,2, 9,7 i 0,9%. Nie zarejestrowano natomiast przenoszenia się IPCV z nasionami sorga (*Sorghum bicolor* (L.) MOENCH.) [46]. Delfosse i in. [15] badali przenoszenie IPCV (izolat H) przez nasiona pszenicy i jęczmienia. Wykazali, że IPCV-H jest przenoszony przez nasiona pszenicy odm. RR-21 w niezbyt dużym nasileniu, 0,5–1,3%. Nie potwierdzono natomiast tej zdolności dla jęczmienia. Porażenie roślin pszenicy i jęczmienia przez IPCV-H powodowało drastyczne obniżenie zdolności kiełkowania nasion. Siewki porażone przez IPCV-H z nasion ujawniały obecność antygeny wirusowego zarówno w liściach, jak i w korzeniach. Objawy były zbliżone do obserwowanych w szklarni po sztucznej inokulacji mechanicznej [15].

Wprawdzie bezpośrednia szkodliwość IPCV dla upraw zbóż w Indiach nie jest oceniana jako znacząca ekonomicznie, ale sam fakt porażania zbóż i zdolności przenoszenia się z ich nasionami stanowi ważny czynnik zagrożenia dla innych upraw, przede wszystkim orzecha ziemnego.

Polski szczep odglebowego wirusa mozaiki pszenicy (*Soil-borne wheat mosaic virus* – Polish strain, SBWMV-P)

SBWMV, typowy przedstawiciel rodzaju *Furovirus*, został zidentyfikowany po raz pierwszy w Polsce na początku lat pięćdziesiątych [30]. Zwrócono uwagę na pewną nietypowość cech badanych izolatów i dlatego określano je jako „polskie” [31]. Najważniejszą właściwością SBWMV-P odróżniającą od typowego SBWMV [7] okazała się zdolność przenoszenia się przez nasiona żyta i pszenżyta [20, 31]. Wobec tak istotnego zróżnicowania powstało pytanie, czy SBWMV-P można w ogóle uznać za szczep SBWMV. Podobny dylemat zarysował się w badaniach innych wirusologów europejskich zajmujących się furowirusami zbóż wstępnie zidentyfikowanymi jako izolaty SBWMV [25, 27]. Na podstawie analizy sekwencji nukleotydowej genomowych RNA zostały uznane za tworzące odrębny gatunek, będący europejską odmianą SBWMV (typowy szczep został wykryty i opisany w USA). Nazwa tego europejskiego wariantu nie została jeszcze ostatecznie ustalona. Wysłano trzy propozycje: *Soil-borne rye mosaic virus* [37], *European wheat mosaic virus* [16] oraz *Soil-borne cereal mosaic virus* [36]. SBWMV-P został włączony do kompleksowych badań porównawczych sekwencji nukleotydowych RNA różnych izolatów europejskich quasi SBWMV [36]. Potwierdzono jego przynależność do tej grupy. Ze względu na brak ustabilizowanej nazwy dla nowego, europejskiego gatunku w niniejszym opracowaniu pozostawiono starą nazwę, która zostanie wkrótce zmieniona i dostosowana do nowego nazewnictwa zatwierdzonego na najbliższym kongresie ICTV (the International Committee for Taxonomy of Viruses).

Nazwa rodzajowa *Furovirus* jest akronimem wskazującym na dwie charakterystyczne cechy tych wirusów: sposób przenoszenia i morfologię; „Fungus-transmitted rod-shaped”, czyli przenoszone przez grzyb i pałeczkowatego kształtu. Wiriony SBWMV mają zróżnicowane długości, przy czym przeważają wielkości około 280 i 138 nm. Wektorem jest grzyb glebowy *P. graminis* LED.

Genom SBWMV zbudowany z ssRNA jest dwuskładnikowy. Opis struktury i organizacji genomu tego wirusa podali Shirako i Wilson [49]. RNA-1 ($2,28 \times 10^6$ D) składa się z 7099 nt, a RNA-2 ($1,23 \times 10^6$ D) z 3593 nt [24, 49]. RNA-1 koduje białka 150k, 209k i 37k; dwa pierwsze przypuszczalnie tworzą kompleks replikacyjny wirusa. Na RNA-2 znajduje się gen białka kapsydu (19k) oraz innego białka o podobnej wartości M_r (19k), o wysokiej zawartości reszt cysteinowych. Charakterystyczną cechą RNA-2 jest łatwość ulegania mutacjom delecyjnym [12].

Podsumowanie

Jak już wyżej podkreślano, wśród wirusów zbóż przenoszonych przez nasiona zdecydowanie wyróżnia się BSMV, przede wszystkim dlatego, że jako jedyny rozprzestrzenia się zasadniczo wyłącznie tą drogą i może stanowić znaczne zagrożenie dla upraw jęczmienia.

Epidemiologiczna rola przenoszenia przez nasiona MDMV, MCMV i WSMV wydaje się być raczej mało istotna i dlatego nie rozwijano badań wymienionych wirusów pod tym kątem.

Wstępne wyniki badań wskazują natomiast na istotne znaczenie epidemiologiczne przenoszenia przez nasiona dwóch opisanych w ostatnich latach furowirusów, IPCV oraz SBWMV-P.

Wydaje się, że na szczególną uwagę zasługuje SBWMV-P jako wirus występujący w Europie i bardzo blisko spokrewniony z jednym z najgroźniejszych wirusów zbóż. Z ostatnich doniesień literaturowych wynika, że furowirus typu SBWMV stanowi poważne zagrożenie dla upraw zbóż w Niemczech [26]. Badania prowadzone obecnie w Instytucie Ochrony Roślin w Poznaniu zmierzają do lepszego określenia znaczenia przenoszenia przez nasiona SBWMV-P w epidemiologii tego patogena. Zamierza się również sprawdzić czy inne izolaty europejskich odglebowych furowirusów zbóż mogą przenosić się przez nasiona i jaką rolę odgrywa to w epidemiologii wywoływanych przez nie chorób.

Literatura

- [1] Astier S., Albouy J., Maury Y., Lecoq H. 2001. Principes de virologie végétale. Génome, pouvoir pathogène, écologie des virus. INRA, Paryż: 444 ss.
- [2] Atabekov J. G., Novikov V.K. 1971. Barley stripe mosaic virus. CMI/AAB *Descriptions of Plant Viruses* 68: 1–4.
- [3] Bailiss K.W., Offei S.K. 1990. Alfalfa mosaic virus in lucerne seed during seed maturation and storage, and in seedlings. *Plant Pathol.* 39: 539–547.
- [4] Barley stripe mosaic hordeivirus. 1994. W: Kwarantannowe agrofagi Europy. Tłum. z jęz. ang. za zgodą CAB International i EPPO. Wydawnictwo Inspektorat Kwarantanny Roślin, Warszawa: 893–898.
- [5] Bennett C.W. 1969. Seed transmission of plant viruses. *Adv. Virus Res.* 14: 221–261.
- [6] Bockelman D.L., Claflin L.E., Uyemoto J.K. 1982. Host range and seed-transmission studies of maize chlorotic mottle virus in grasses and corn. *Plant Dis.* 66: 216–218.
- [7] Brakke M.K. 1971. Soil-borne wheat mosaic virus. CMI/AAB *Descriptions of Plant Viruses* 77: 1–4.
- [8] Brakke M.K. 1971. Wheat streak mosaic virus CMI/AAB *Descriptions of Plant Viruses* 48: 1–4.

- [9] Brunt A.A. 1996. Maize chlorotic mottle machlomovirus. W: Viruses of Plants. Descriptions and lists from the VIDE Database. A.A. Brunt, K. Crabtree, M.J. Dallnitz, A.J. Gibbs, L. Watson (red.), CAB International, UK: 750–752.
- [10] Carroll T.W. 1986. Hordeiviruses: Biology and Patology. W: The Plant Viruses: Vol. 2. The Rod-Shaped Plant Viruses. M.H.V. van Regenmortel and H. Fraenkel-Conrat, (red.), Plenum, New York: 373–395.
- [11] Carroll T.W., Gossel P.L., Hockett E.A. 1979. Inheritance of resistance to seed transmission of barley stripe mosaic virus in barley. *Phytopathology* 69: 431–433.
- [12] Chen J., Mac Farlane S.A., Wilson T.M.A. 1995. An analysis of spontaneous deletion sites in soil-borne wheat mosaic virus RNA 2. *Virology* 209: 213–217.
- [13] Chiko A.W., Baker R.J. 1978. Economic significance of barley stripe mosaic virus in Canadian prairies. *Can. J. Plant Sci.* 58: 331–340.
- [14] Delfosse P., Reddy A.S., Devi P.S., Murthy A.K., Wesley I.V., Naidu R.A., Reddy D.V.R. 1995. A disease of wheat caused by Indian peanut clump virus (IPCV). *Plant Dis.* 79:1074.
- [15] Delfosse P., Reddy, A.S., Legreve A., Devi P.S., Thirumala Devi K., Maraitte H., Reddy D.V.R. 1999. Indian peanut clump virus (IPCV) infection on wheat and barley: symptoms, yield loss and transmission through seed. *Plant Pathol.* 48: 273–282.
- [16] Diao A., Chen J., Gitton F., Antoniw J.F., Mullins J., Hall A.M., Adams M.J. 1999. Sequences of European wheat mosaic and oat golden stripe virus and genome analysis of the genus Furovirus. *Virology* 261: 331–339.
- [17] Doolittle S.P., Gilbert W.W. 1919. Seed transmission of cucurbit mosaic by the wild cucumber. *Phytopathology* 9: 326–327.
- [18] Doucet D., Delfosse P., Legreve A., Maraitte H. 1999. The Indian peanut clump virus is highly infections on graminaceous plants. *Z. Pflkrankh. Pfl. Schutz.* 106(4): 418–424.
- [19] Ford R.E., Tomic M., Shukla D.D. 1989. Maize dwarf mosaic virus. *AAB Descriptions of Plant Viruses* 341: 1–4.
- [20] Garbaczewska G., Wieczorek M., Jeżewska M. 1997. Cytological localization of soil-borne wheat mosaic virus (SBWMV) particles in the tissue of three-day-old rye seedlings. *Phytopath. Pol.* 13: 59–62.
- [21] Gordon D.T., Bradfute O.E., Gingeny R.E., Nault L.R., Uyemoto J.K. 1984. Maize chlorotic mottle virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* 284: 1–4.
- [22] Hanada K., Harrison B.D. 1977. Effects of virus genotype and temperature on seed transmission of nepoviruses. *Ann. Appl. Biol.* 85: 79–92.
- [23] Hill J.H., Martinson C.A., Russell W.A. 1974. Seed transmission of maize dwarf mosaic and wheat streak mosaic viruses in maize and response of inbred lines. *Crop Sci.* 14: 232–235.
- [24] Hsu Y. H., Brakke M.K. 1985. Sequence relationships among soil-borne wheat mosaic virus RNA species and terminal structures of RNA II. *J. Gen. Virol.* 66: 915–919.
- [25] Huth W. 1998. Bodenbürtige Viren an Roggen in Deutschland. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 50(7): 163–169.
- [26] Huth W. 2000. Im Getreidebau in Deutschland und in Europa wird eines der größten phytopathologischen Probleme erwartet: die bodenbürtigen Viren des Weizens und Roggens. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* 52(8): 196–198.
- [27] Huth W., Lesemann D.E. 1996. Fungus-transmitted soil-borne viruses on rye in Germany. *Z. Pflkrankh.* 103: 120–124.

- [28] Jackson A.O., Lane L.C. 1981. Hordeiviruses. W Handbook of Plant Virus Infections and Comparative Diagnosis (E. Kurstak red.), Elsevier, Amsterdam: 565–625.
- [29] Jensen S.G., Wysong D.S., Ball E.M., Higley P.M. 1991. Seed transmission of maize chlorotic mottle virus. *Plant Dis.* 75: 497–498.
- [30] Jeżewska M. 1994. Identification and some properties of wheat soil-borne mosaic virus isolated in Poland. *Phytopath. Pol.* 8 (XX): 97–102.
- [31] Jeżewska M. 1995. Detection of Polish isolate of wheat soil-borne mosaic virus in cereal seeds. *Phytopath. Pol.* 10 (XXII): 61–67.
- [32] Jeżewska M. 2000. Incidence of *Wheat streak mosaic virus* in Poland in the years 1998–1999. *Phytopath. Pol.* 20: 77–83.
- [33] Jeżewska M. 2001. Identification of Barley stripe mosaic virus in Poland. *J. Plant Protection Res.* 41(2): 164–167.
- [34] Johansen E., Dougherty W.G., Keller K.E., Wang D., Hampton R.O. 1996. Multiple viral determinants affect seed transmission of pea seedborne mosaic virus in *Pisum sativum*. *J. Gen. Virol.* 77: 3149–3154.
- [35] Johansen E., Edwards M.C., Hampton R.O. 1994. Seed transmission of viruses: current perspectives. *Ann. Rev. Phytopathol.* 32: 363–386.
- [36] Koenig R., Huth W. 2000. *Soil-borne rye mosaic* and *European wheat mosaic virus*: two names for a furovirus with variable genome properties which is widely distributed in several cereal crops in Europe. *Arch. Virol.* 145: 689–697.
- [37] Koenig R., Pleij C.W.A., Huth W. 1999. Molecular characterization of a new furovirus mainly infecting rye. *Arch. Virol.* 144: 2125–2140.
- [38] Lommel S.A., Kendall T.L., Siu N.F., Nutter R.C. 1991. Characterization of maize chlorotic mottle virus. *Phytopathology* 81: 819–823.
- [39] Mickel M.A., D'Arcy C.J., Ford R.E. 1984. Seed transmission of maize dwarf mosaic virus in sweet corn. *Phytopath. Z.* 110: 185–191.
- [40] Miller J.S., Wesley S.V., Naidu R.A., Reddy D.V.R., Mayo M.A. 1996. The nucleotide sequence of RNA-1 of Indian peanut clump furovirus. *Arch. Virol.* 141: 2301–2312.
- [41] Mink G.J. 1993. Pollen- and seed-transmitted viruses and viroids. *Annu. Rev. Phytopathol.* 31: 375–402.
- [42] Nolt B.L., Rajeshwari R., Reddy D.V.R., Bharathan N., Manohar S.K. 1988. Indian peanut clump virus isolates: host range, symptomatology, serological relationships, and some physical properties. *Phytopathology* 78: 310–313.
- [43] OEPP/EPPO 1983. Data sheets on quarantine organisms. No. 88, Barley stripe mosaic virus. *Bull. OEPP/EPPO Bull.* 13(1): 1–5.
- [44] Petty I.T.D., French R., Jones R.W., Jackson A.O. 1990. Identification of barley stripe mosaic virus genes involved in viral RNA replication and systemic movement. *EMBO J.* 9(11): 3453–3457.
- [45] Pringle C.R. 1999. Virus Taxonomy – 1999. The Universal System of Virus Taxonomy, updated to include the new proposals ratified by the ICTV during 1998. *Arch. Virol.* 144(2): 421–429.
- [46] Reddy A.S., Hobbs H.A., Delfosse P., Murthy P., Reddy D.V.R. 1998. Seed transmission of Indian peanut clump virus (IPCV) in peanut and millets. *Plant Dis.* 82: 343–346.

- [47] Reddy D.V.R., Rajeshwari R., Ilzuka N., Lesemann D.E., Nolt B.L., Goto T. 1983. The occurrence of Indian peanut clump, a soil-borne virus disease of groundnuts (*Arachis hypogaea*) in India. *Ann. Appl. Biol.* 102: 305–310.
- [48] Reddy D.V.R., Robinson D.J., Roberts I.M., Harrison B.D. 1985. Genome properties and relationships of Indian peanut clump virus. *J. Gen. Virol.* 66: 2011–2016.
- [49] Shirako Y., Wilson T.M.A. 1993. Complete nucleotide sequence and organization of the bipartite RNA genome of soil-borne wheat mosaic virus. *Virology* 195: 16–32.
- [50] Thouvenel J.-C., Dollet M., Fauquet C. 1976. Some properties of peanut clump, a newly discovered virus. *Ann. Appl. Biol.* 84: 311–320.
- [51] Thouvenel J.C., Fauquet C. 1981. Peanut clump virus. *CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses* 235: 1–4.
- [52] Tu J.C. 1992. Symptom severity, yield, seed mottling and seed transmission of soybean mosaic virus in susceptible and resistant soybean: The influence of infection stage and growth temperature. *J. Phytopathol.* 135: 28–36.
- [53] Uyemoto J.K. 1983. Biology and control of maize chlorotic mottle virus. *Plant Dis.* 67: 7–10
- [54] Wang D., Woods R.D., Cockbain A.J., Maule A.J., Biddle A.J. 1993. The susceptibility of pea cultivars to pea seed-borne mosaic virus infection and virus seed transmission in the UK. *Plant Pathol.* 42: 42–47.
- [55] Wesley S.V., Mayo M.A., Jolly C.A., Naidu R.A., Reddy D.V.R., Jana M.K., Parnack V.K. 1994. The coat protein of Indian peanut clump virus: relationships with other furoviruses and with barley stripe mosaic virus. *Arch. Virol.* 134: 271–278.

Seed-transmitted viruses of the cereals

Key words: viruses, seed-transmission, cereals, wheat, barley, maize, Barley stripe mosaic virus

Summary

A general description of seed-transmitted viruses is followed by characterization of six seed-transmitted cereal viruses. The best known representative member of this group is Barley stripe mosaic virus (BSMV). It is noteworthy that among the other seed-transmitted viruses infecting cereals there is a strain of Soil-borne mosaic virus (SBWMV) widely spread in Poland and tentatively named the Polish strain of SBWMV (SBWMV-P).