

Received: 30.01.2023 / Accepted: 27.03.2023

ARTYKUŁ ORYGINALNY

## Wykrywanie i identyfikacja wirusów w polskiej populacji robinii akacjowej (*Robinia pseudoacacia* L.)

### Detection and identification of viruses in the Polish black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) population

Aleksandra Zarzyńska-Nowak<sup>1\*</sup>, Daria Budzyńska<sup>1</sup>, Julia Minicka<sup>1</sup>, Natasza Borodynko-Filas<sup>1</sup>,  
Beata Hasiów-Jaroszewska<sup>1</sup>, Grażyna Korbecka-Glinka<sup>2</sup>

#### Streszczenie

Robinia akacjowa (*Robinia pseudoacacia* L.) ze względu na liczne cechy użytkowe, szybki wzrost, niskie wymagania środowiskowe oraz walory estetyczne stała się popularnym drzewem nasadzanym na terenach leśnych oraz miejskich. W związku z obserwacją w ostatnich latach licznych drzew robinii o zmienionym pokroju, z wyraźnymi objawami chorobowymi na liściach, a nawet zamierających, celem pracy była identyfikacja wirusów powodujących obserwowane objawy. W latach 2016–2019 przeprowadzono monitoring robinii akacjowej, w wyniku którego zebrano 683 próbki. Spośród 223 zidentyfikowanych izolatów wirusów najczęściej wykrywanym gatunkiem był wirus karłowatości orzecha ziemnego (PSV) (58,7%), utajony wirus pierścieniowej plamistości truskawki (SLRSV) (27,8%) i wirus czarnej pierścieniowej plamistości pomidora (TBRV) (13,5%). Gatunki te występowały również w infekcjach mieszanych. Coroczne obserwacje porażonych drzew na terenie Polski potwierdzają negatywny wpływ wirusów na ich pokrój oraz ogólną kondycję, doprowadzając w wielu przypadkach do zamierania i wycinki drzew.

**Słowa kluczowe:** robinia akacjowa (*Robinia pseudoacacia* L.), RT-PCR, wirus karłowatości orzecha ziemnego (PSV), wirus czarnej pierścieniowej plamistości pomidora (TBRV), utajony wirus pierścieniowej plamistości truskawki (SLRSV)

#### Abstract

Black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) is characterized by fast growth, low environmental requirements and aesthetic values and therefore it has become a very popular tree planted in forest and urban areas. In recent years, altered shape trees with virus-like symptoms on their leaves have been observed. Therefore, the aim of this work was to identify the virus species potentially causing visible symptoms. During the surveys carried out in 2016–2019, 683 black locust samples were collected. Out of 223 identified virus isolates peanut stunt virus (PSV) (58.7%) was predominant, followed by strawberry latent ringspot virus (SLRSV) (27.8%) and tomato black ring virus (TBRV) (13.5%). The occurrence of mixed infection was also recorded. Annual observation of infected trees confirms the negative impact of viruses on their growth and general condition, leading in many cases to dieback and felling of trees.

**Key words:** black locust (*Robinia pseudoacacia* L.), RT-PCR, peanut stunt virus (PSV), tomato black ring virus (TBRV), strawberry latent ringspot virus (SLRSV)

<sup>1</sup>Institut Ochrony Roślin – Państwowy Instytut Badawczy  
ul. Władysława Węgorka 20, 60-318 Poznań

<sup>2</sup>Institut Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa – Państwowy Instytut Badawczy  
ul. Czartoryskich 8, 24-100 Puławy

\*corresponding author: a.zarzyńska@iorpib.poznan.pl

## Wstęp / Introduction

Należąca do rodziny bobowatych robinia akacjowa (*Robinia pseudoacacia* L.), zwana również grochodrzewem lub (nieprawidłowo) akacją, jest drzewem pierwotnie występującym na południowo-wschodnich obszarach Ameryki Północnej, sprowadzonym do Europy w XVII wieku (Vítková i wsp. 2017). Wysoka zdolność adaptacyjna tej rośliny pozwoliła na szybkie rozprzestrzenienie się i zaaklimatyzowanie na prawie wszystkich kontynentach. Do cech przystosowawczych należą: szybki wzrost, niska wrażliwość na czynniki abiotyczne (wysokie temperatury, zanieczyszczenie powietrza, susza, zasolenie), tolerancja na ubogie gleby (rozbudowany system korzeniowy), krótki czas pomiędzy kolejnymi pokoleniami, kwitnienie w młodym wieku (3–5 lat) oraz obfity plon nasion (Rédei i wsp. 2018). Co więcej, będąc gatunkiem symbiotycznym z mikroorganizmami wiążącymi azot (Mierzwa i wsp. 2009), może polepszać walory gleby, w której rośnie. Drewno akacjowe zaliczane jest do najtwardszych na świecie, przez co może zastąpić np. drewno tekowe czy bongossi (Verleysen i wsp. 2005). Cechuje się wysoką odpornością na rozkład, trwałością oraz różnorodnością kolorów i tekstur. Używane jest m.in. w meblarstwie, budownictwie czy rolnictwie. Ponadto, drewno akacjowe jest doskonałym surowcem opałowym. Jego wartość opałowa jest porównywalna z drewnem dębu (Kraszkiewicz 2008), natomiast w porównaniu z drewnem wierzby, topoli czy klonu charakteryzuje się mniejszą wilgotnością, co ma znaczenie w obniżaniu kosztów produkcji energii. Takie właściwości wskazują na duży potencjał wykorzystania tego drewna jako surowca stanowiącego biomasę o wysokiej wartości energetycznej. Korzystne właściwości drewna oraz potencjał energetyczny były przyczyną podjęcia szeregu badań i projektów dotyczących wykorzystania tej rośliny na terenie Europy. Biorąc pod uwagę jej liczne cechy adaptacyjne często stosowana jest do zalesiania siedlisk o niskiej urodzajności, takich jak ziemie pokopalniane czy nieużytki (Kanwar i wsp. 2007). Obecnie, nasadzenia robinii zajmują 2,3 mln ha w Europie, z czego ponad 100 tys. ha znajduje się na Węgrzech, w Ukrainie, Słowenii, Polsce, Rumunii, Włoszech, Francji, Serbii i Bułgarii (Bijak i Lachowicz 2021). Szacuje się, że robinia zajmuje ok. 3,35% powierzchni lasów w Polsce, a ilość pozyskiwanego z niej drewna rośnie z roku na rok (Bijak i Lachowicz 2021). Ponadto, robinia akacjowa jest cenną rośliną zielarską i miododajną. Miód akacjowy, ze względu na przewagę fruktozy w składzie długo pozostaje w stanie płynnym. Zarówno zasuszone kwiatostany, jak i miód zawierają flawonoidy (robininę, akacetynę), olejek eteryczny (mający w składzie farnesol, linalol i piperonal), kwasy organiczne (kwas syryngowy) oraz niewielkie ilości biopierwiastków (Hołderna-Kędzia i Kędzia 2021). Napary z kwiatostanów bądź miód stosuje się w zaburzeniach trawiennych, stanach zapalnych żołądka i jelit, chorobach nerek czy w stanach skurczowych (Szajewska-Urbaniec 1983). Co więcej,

z uwagi na właściwości przeciwzapalne i przeciwdrobnoustrojowe miód akacjowy stosowany jest wspomagająco w leczeniu infekcji (Hołderna-Kędzia i Kędzia 2021). Robinia, ze względu na swoje walory estetyczne, niskie wymagania, dużą tolerancję na różne warunki środowiskowe oraz szybkość wzrostu stała się popularnym drzewem sadzonym wzdłuż dróg, miejskich ulic, w parkach czy ogrodach. Największe nasadzenia w obrębie terenów miejskich odnotowuje się w Zielonej Górze (2200 ha), Szczecinie (1700 ha), Poznaniu (900 ha) czy Wrocławiu (800 ha) (Wojda i wsp. 2015). Jednakże, wyżej wymienione właściwości adaptacyjne i szybkość rozprzestrzeniania spowodowały, że w wielu krajach (tj. Norwegia, Czechy, Szwajcaria, Niemcy, Włochy) robinia akacjowa uznawana jest za gatunek inwazyjny (Vítková i wsp. 2017).

Pomimo dużej odporności tej rośliny na czynniki środowiskowe, robinia porażana jest przez liczne gatunki grzybów m.in. *Phellinus rimosus*, *Polyporus robiniiophilus*, *Phymatotrichum omniurum*, *Nectria cinnabarina* (Huntley 1990), grzyby z rodzaju fuzarium (*Fusarium avenaceum*, *F. lateritium*, *F. semitectum*, *F. solani*, *F. sulphureum*) (Halaśz 2005), fitoplazmy (miotlastość robinii) (Kanwar i wsp. 2007) i wirusy. Do najczęściej występujących wirusów infekujących robinie należą: wirus żółtej mozaiki fasoli (bean yellow mosaic virus, BYMV) (Kovachevsky 1968), wirus karłowatości orzecha ziemnego (peanut stunt virus, PSV) (Štefanac i wsp. 1988), wirus mozaiki tytoniu (tobacco mosaic virus, TMV) (Pospieszny i wsp. 2003), wirus czarnej pierścieniowej plamistości pomidora (tomato black ring virus, TBRV) (Jończyk i wsp. 2004), wirus pierścieniowej plamistości buraka (beet ringspot virus, BRSV) (Borodynko 2004), wirus mozaiki lucerny (alfalfa mosaic virus, AIMV) (Borodynko 2004; Delibašić i wsp. 2013), utajony wirus pierścieniowej plamistości truskawki (strawberry latent ringspot virus, SLRSV) (Borodynko i wsp. 2007), wirus pierścieniowej plamistości papai (papaya ringspot virus, PRSV) oraz wirus mozaiki arbuza (watermelon mosaic virus, WMV) (Laney i wsp. 2012).

W ostatnich latach w Polsce obserwuje się liczne drzewa robinii z wyraźnymi objawami chorobowymi na liściach, o zmienionym pokroju, niewykształcające na wiosnę liści i kwiatostanów czy wręcz zamierające. Biorąc pod uwagę fakt, iż patogeny znacząco wpływają na wartość użytkową i ozdobną robinii, celem pracy była identyfikacja wirusów powodujących obserwowane objawy chorobowe.

## Materiały i metody / Materials and methods

### Material roślinny / Plant samples

Monitoring prowadzono w latach 2016–2019, wiosną w okresie rozwoju liści (przed kwitnieniem) kiedy koncentracja wirusów w liściach jest najwyższa. Do badań wybierano drzewa o wyraźnie zmienionym pokroju, zamierające, z małą liczbą ulistnionych gałęzi oraz z wyraźnymi obja-

wami chorobowymi na liściach (fot. 1). Pobierane liście były często zniekształcone, mniejsze, z charakterystycznymi dla infekcji wirusowych chlorozami i mozaikami (fot. 2). Materiał zbierano z drzew rosnących w przestrzeniach miejskich (skwery, parki, nasadzenia przydrożne), wzdłuż dróg miejskich i wojewódzkich, wzdłuż pól oraz na obrzeżach lasów na terenie 10 województw (kujawsko-pomorskie, lubelskie, lubuskie, łódzkie, mazowieckie, małopolskie, podkarpackie, warmińsko-mazurskie, wielkopolskie, zachodniopomorskie)

(fot. 3). W celu namnożenia wirusa, z każdej próbki pobierano 500 mg tkanki, którą następnie rozcierano z 0,5 ml 0,05 M buforu fosforanowego (pH 7,2). Uzyskanym sokiem inokulowano zdrowe rośliny *Chenopodium quinoa* opylone karbo-rundem. Rośliny utrzymywano w warunkach szklarniowych (16 godzin światła, 8 godzin ciemności, 22°C w dzień, 20°C nocą) przez 14 dni i obserwowano pojawianie się objawów wskazujących na infekcję.

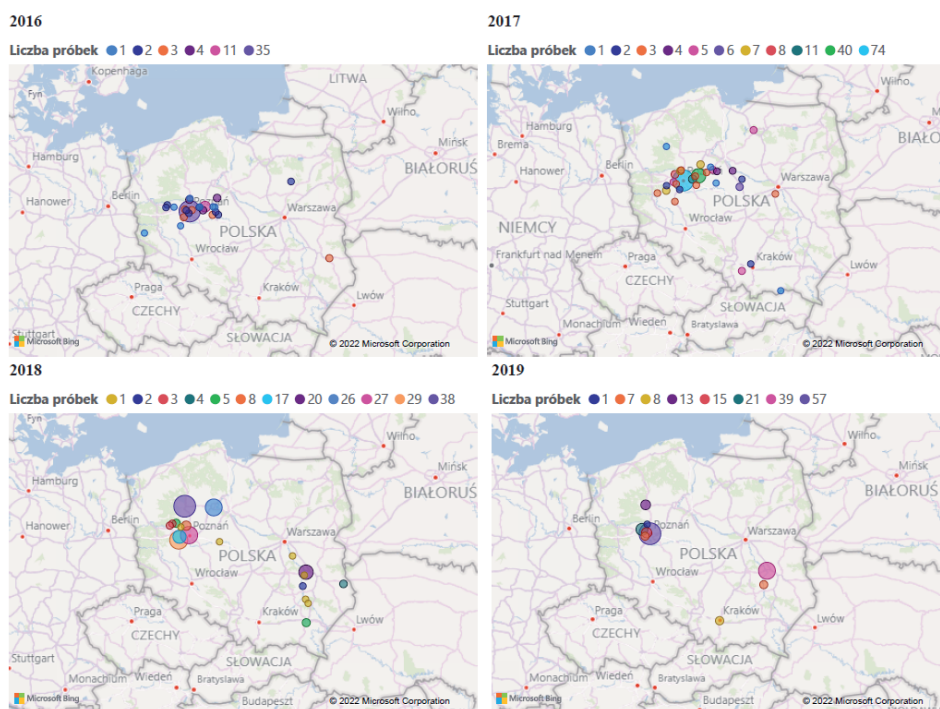


**Fot. 1.** Robinie akacjowe porażone wirusami obsadzone wzdłuż ulicy Hlonda (A) oraz w Parku Czarnieckiego (B) w Poznaniu  
**Photo 1.** Infected black locust trees planted near Hlonda street (A) and in Czarniecki Park (B) in Poznań



**Fot. 2.** Objawy obserwowane na liściach robinii: (A) chlorotyczne mozaiki, (B) deformacje i zmiany koloru, (C) zmiana kształtu i chloroza  
**Photo 2.** Symptoms observed on black locust leaves: (A) chlorotic mosaics, (B) deformations and color changing, (C) abnormal leaf shape and chlorosis





**Fot. 3.** Liczba próbek (drzew robinii z wyraźnymi objawami chorobowymi) pobranych w różnych lokalizacjach na terenie 10 województw w latach 2016–2019

**Photo 3.** Number of samples (black locust trees with visible disease symptoms) collected in various locations in 10 voivodeships in 2016–2019

### Isolacja RNA i reakcja RT-PCR / RNA isolation and RT-PCR

W przypadku wystąpienia objawów z porażonych wirusem roślin *C. quinoa* izolowano całkowity RNA z wykorzystaniem zestawu RNeasy Plant Mini Kit (Qiagen), zgodnie z zaleceniami producenta. Następnie rośliny testowano na obecność trzech najczęściej występujących na robinii wirusów: TBRV, SLRSV i PSV. W tym celu dla każdej próbki przeprowadzono trzy odrębne reakcje RT-PCR (ang. reverse transcription-polymerase chain reaction). W skład mieszaniny reakcyjnej o objętości 50  $\mu$ l wchodziły: 1  $\mu$ l RNA o stężeniu 100 ng/ $\mu$ l, 200 nM startera 5' i 3', 25  $\mu$ l 2x DreamTaq PCR Master Mix (Thermo Fisher Scientific), 1  $\mu$ l RevertAid Reverse Transcriptase o stężeniu 200 U/ $\mu$ l (Thermo Fisher Scientific) i 22  $\mu$ l wody. Każda reakcja zawierała kontrolę negatywną (woda) oraz pozytywną (RNA wyizolowane z rośliny porażonej TBRV, SLRSV lub PSV). Reakcję RT-PCR prowadzono zgodnie z zaleceniami producenta. W przypadku identyfikacji TBRV dodatkowo sprawdzano obecność subwirusowych cząsteczek RNA (defektywne i satelitarne RNA), które mogą być zassocjowane z genomem wirusa. Startery wykrywające poszczególne gatunki wirusów oraz cząsteczki subwirusowe wraz z temperaturami przyłączania starterów zestawiono w tabeli 1. Otrzymane produkty reakcji RT-PCR rozdzielano w 1% żelu agarozowym i weryfikowano pod względem wielkości w świetle UV. Wybrane próbki były dodatkowo potwierdzane poprzez sekwencjonowanie (Genomed S.A.).

### Wyniki i dyskusja / Results and discussion

W czasie czterech lat monitoringu przetestowano 683 próbki liści robinii akacjowej (tab. 2) pobrane z 72 lokalizacji na terenie 10 województw (fot. 3). W związku z dużą liczbą próbek oraz możliwą obecnością innych patogenów (bakterie, grzyby) powodujących objawy chorobowe, z każdej próbki sporządzano inokulum, którym następnie infekowano rośliny *C. quinoa*, będące jednym z wielu gatunków roślin wykorzystywanych rutynowo w testach biologicznych. Na 391 roślinach *C. quinoa* 7–14 dni po inokulacji (dpi) obserwowano chlorotyczne mozaiki, chlorotyczne i nekrotyczne plamki oraz karłowacenie (fot. 4). Rośliny z wyraźnymi objawami świadczącymi o infekcji wirusowej testowano molekularnie na obecność: PSV, SLRSV i TBRV. Obserwowane objawy nie wskazywały bezpośrednio na infekcję TMV, w związku z tym, obecność tego gatunku nie była sprawdzana molekularnie. W przypadku obecności wirusa otrzymano produkty RT-PCR o wielkości odpowiednio: ~763 pz (TBRV), ~500 pz (SLRSV) i/lub ~570 pz (PSV) (fot. 5). Spośród 391 roślin z wyraźnymi objawami infekcji wirusowej w 181 roślinach zidentyfikowano 223 izolaty różnych wirusów występujących w postaci infekcji pojedynczej lub mieszanej (tab. 2). Dla pozostałych 210 roślin komosy z obserwowanymi objawami chorobowymi nie zidentyfikowano źródła infekcji. Przyczyną może być niska koncentracja wirusów w izolowanym materiale roślinnym, duże zróżnicowanie genetyczne izolatów wymagające



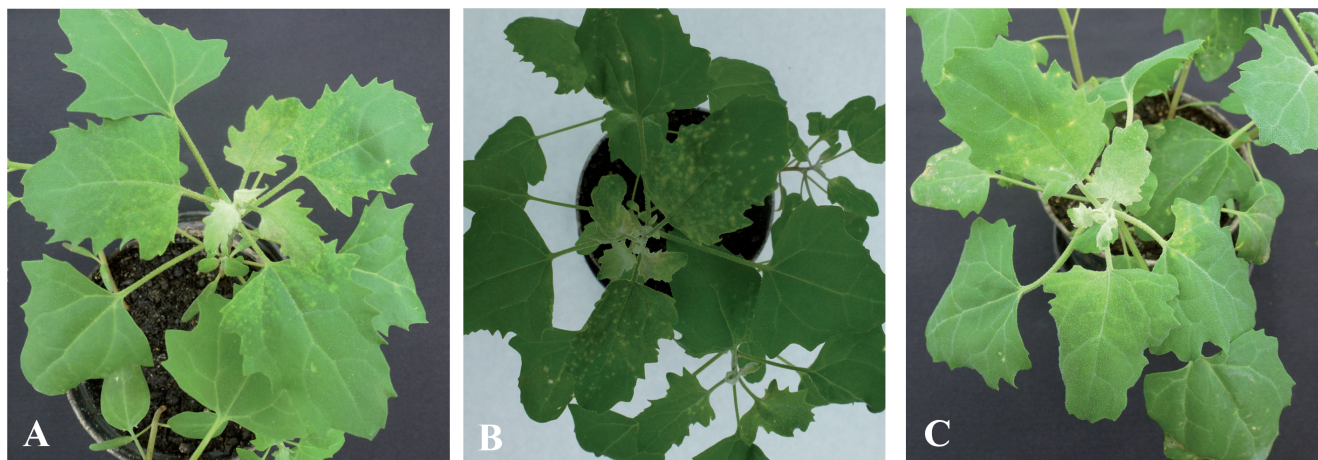
**Tabela 1.** Startery diagnostyczne wykorzystane do przeprowadzenia reakcji RT-PCR**Table 1.** Primers used in RT-PCR

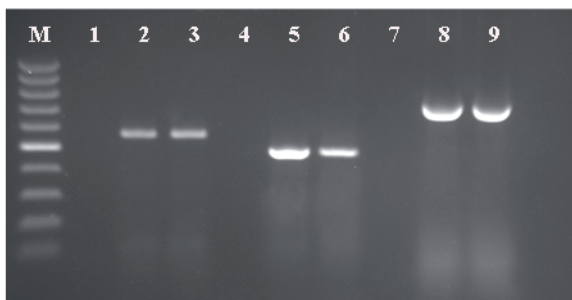
Starter Primer	Sekwencja 5'–3' Sequence 5'–3'	Temperatura przyłączenia Primer annealing temperature	Literatura References
TBRVF TBRVR	GCCTGTCTCTCTCGCAATG AAGGAGCCAAACTGAAATG	53°C	Hasiów-Jaroszewska i wsp. 2015 Hasiów-Jaroszewska et al. 2015
SLRSVF SLRSVR	CCTCTCAACCTGCTAGACT AAGCGCATGAAGGTGTAAGT	50°C	Borodynko i wsp. 2007 Borodynko et al. 2007
PSVlow PSVup	CAGGAGTAGATGATATAAAG GAATTTCCGAAGAAGAAG	51°C	Rymelska i wsp. 2009 Rymelska et al. 2009
sat_insert_F sat_insert_R	TTTCATTGGAGAGGTTTGAAAATAATTTTG AAAGTCTCTGACAATCGTAACTGATG TGCTCTGGAGAAAAGGTATACAATCT	65°C	Minicka i wsp. 2022 Minicka et al. 2022
R1 (D RNA) 128 (D RNA)	TTGAAAAGAAATTTTCAAGTCTT CAATCCTGTAACCAATCAG	55°C	Hasiów-Jaroszewska i wsp. 2012 Hasiów-Jaroszewska et al. 2012

**Tabela 2.** Liczba zidentyfikowanych izolatów gatunków wirusów porażających robinie akacjową w latach 2016–2019**Table 2.** Number of identified isolates of virus species infecting black locust during 2016–2019

Rok zbioru Harvest year	Liczba zebranych roślin The number of plants of collected	TBRV	PSV	SLRSV	PSV+ TBRV	PSV+ SLRSV	TBRV+ PSV+SLRSV	TBRV+ SLRSV
2016	96	5	17	x*	2	x	x	x
2017	226	2	40	19	0	35	1	3
2018	193	17	9	4	0	0	0	0
2019	168	0	27	0	0	0	0	0

\*w roku 2016 nie sprawdzano obecności SLRSV w zebranych próbach – in 2016, the presence of SLRSV in the collected samples was not checked

**Fot. 4.** Objawy obserwowane 7 dni po inokulacji na roślinach *Chenopodium quinoa* porażonych przez (A) TBRV, (B) infekcję mieszaną TBRV i SLRSV oraz (C) infekcję mieszaną SLRSV i PSV**Photo 4.** Symptoms observed 7 days after inoculation on *Chenopodium quinoa* infected with (A) TBRV, (B) mixed infection of TBRV and SLRSV and (C) mixed infection of SLRSV and PSV



**Fot. 5.** Rozdział elektroforetyczny produktów RT-PCR. M – marker GeneRuler 100 bp DNA Ladder (Thermo Fisher Scientific), 1, 4, 7 – kontrole negatywne, 2, 5, 8 – kontrole pozytywne, 3 – PSV, 6 – SLRSV, 9 – TBRV

**Photo 5.** Electrophoretic separation of RT-PCR products. M – GeneRuler 100 bp DNA Ladder (Thermo Fisher Scientific), 1, 4, 7 – negative controls, 2, 5, 8 – positive controls, 3 – PSV, 6 – SLRSV, 9 – TBRV

użycia innych par starterów bądź obecność innych gatunków wirusów niż testowane. W takich przypadkach, najlepszym rozwiązaniem jest wykorzystanie sekwencjonowania nowej generacji, umożliwiającego określenie całego mikrobiomu obecnego w analizowanej próbce, identyfikację poszczególnych gatunków porażających roślinę, a nawet odkrycie nowych, wcześniej nieznanych patogenów roślin (Hasiów-Jaroszevska i wsp. 2021). Wśród 223 zidentyfikowanych wirusów, najczęściej wykrywanym gatunkiem był PSV (58,7%), następnie SLRSV (27,8%) i TBRV (13,5%). Ponadto, w roku 2016 i 2017 gatunki te identyfikowano również w infekcjach mieszanych (PSV+TBRV, PSV+SLRSV, TBRV+SLRSV, TBRV+PSV+SLRSV) (tab. 2), w przypadku których obserwowano nieznaczne zaostrzenie objawów chorobowych. Spośród 30 zidentyfikowanych izolatów TBRV, nie stwierdzono obecności defektywnych cząsteczek RNA, natomiast w 17 przypadkach wykryto obecność satelitarnych RNA.

Rośliny robinii akacyjowej o zahamowanym wzroście, zniekształconym pokroju oraz z wyraźnymi objawami chorobowymi na liściach obserwowane były od początku XX wieku. Wirus PSV infekujący robinie na terenie krajów Europy, błędnie określany jako wirus mozaiki robinii wykrywany był już w latach sześćdziesiątych XX wieku (Borodynko 2004), natomiast w Polsce został zidentyfikowany po raz pierwszy w 1995 roku (Pospieszny i wsp. 1996). Na roślinach robinii powoduje on mozaiki, silne deformacje liści (Bang i wsp. 2006) oraz prowadzi do zamierania roślin. Wirus ten jest szeroko rozpowszechnionym patogenem roślin bobowatych, powodującym liczne straty plonu roślin gospodarczo ważnych, takich jak: orzech ziemny, fasola, groch, soja, koniczyna biała, lucerna, tytoń czy łubin (Echandi i Herbert 1970; Milbrath i Tolin 1977; Pospieszny 1989; Zhang i wsp. 1998; Borodynko 2004). Wirus TBRV porażający robinie identyfikowany był w Niemczech, na Węgrzech i w Polsce (CABI 2022) powodując mozaiki

liści, zmiany pokroju drzew oraz ich zamieranie (Schmelzer 1963; CABI 2022). Jest to rozpowszechniony na świecie patogen porażający szeroki zakres roślin (rośliny uprawowe, zielne, krzewinki, krzewy, drzewa), powodujący straty plonów sięgające nawet do 60% (Laveau i wsp. 2019). Natomiast SLRSV, w Polsce w robinii został stwierdzony po raz pierwszy w 1998 roku (Borodynko 2004). Wirus ten powoduje liczne straty w uprawach roślin jagodowych (truskawka, malina), jak również infekuje liczne gatunki roślin wieloletnich (róża, wiśnia, brzoskwinia, oliwka) (Sweet 1975; Allen i Ebsary 1988; Faggioli i wsp. 2002; Tang i wsp. 2013). Monitoring drzew robinii w Polsce był już prowadzony wcześniej, w latach 1997–2001. Obejmował on zachodnio-północny, centralny i południowy obszar Polski i wykazał obecność 6 gatunków wirusów w 611 zebranych próbkach (Borodynko 2004). Spośród zidentyfikowanych 187 wirusów, przeważającym gatunkiem również był PSV (75,4%), natomiast drugim co do częstotliwości występowania był TMV (9,1%), który nie został zidentyfikowany w trakcie prowadzonych później badań. W latach 1997–2001 w zebranych próbkach wykryto również obecność BRSV (8,1%), TBRV (3,7%), SLRSV (3,2%) oraz 1 przypadek AIMV. W latach 2017–2019 można zatem zaobserwować wzrost występowania TBRV i SLRSV w populacji robinii akacyjowej. Ponadto, porównanie sekwencji otrzymanych izolatów TBRV z sekwencjami TBRV pozostałych izolatów z kolekcji Zakładu Wirusologii i Bakteriologii oraz pochodzącymi z Banku Genów wykazało duże zróżnicowanie genetyczne populacji wirusa (Zarzyńska-Nowak i wsp. 2020; Budzyńska i wsp. 2021).

Wyżej opisane gatunki wirusów powodują wyraźne objawy chorobowe obserwowane na porażonych drzewach. Szczególnie wyraźne symptomy widoczne są wczesną wiosną, przed okresem kwitnienia. W porównaniu do zdrowych drzew rozwój liści jest opóźniony, są one często mniejsze, zdeformowane oraz posiadają wyraźne mozaiki i przebarwienia. W późniejszym etapie rozwoju drzewa mają zmieniony pokrój, liście są zdrobniałe i często nie wykształcają się kwiatostany. Drzewa takie tracą swoje walory estetyczne, dzięki którym są wybierane do nasadzeń miejskich. Coroczne obserwacje porażonych drzew na terenie Polski potwierdzają negatywny wpływ wirusów na ich pokrój oraz ogólną kondycję doprowadzającą w wielu przypadkach do śmierci i wycinki drzew. Ponadto, rośliny chorujące przez wiele lat są naturalnym rezerwuarem wirusów, stanowiąc zagrożenie epidemiologiczne (Xu i wsp. 1994). Wirusy PSV, TBRV, SLRSV, jak również TMV, BRSV oraz AIMV porażają szeroki zakres roślin w tym gospodarczo ważnych, w związku z czym mogą stanowić potencjalne źródło infekcji roślin uprawnych czy ozdobnych. Badania potwierdziły również możliwość przenoszenia się wirusów (PRSV i WMV) z nasionami robinii (Laney i wsp. 2012). Co więcej, obserwowane obecnie ocieplanie się klimatu stwarza dodatkowe zagrożenie poprzez możliwość wcześniejszych nalotów mszyc (np. *Myzus persicae*) żerujących na robinii

w momencie wysokiej koncentracji wirusów, mogących rozprzestrzeniać np. PSV czy AIMV na kolejne rośliny.

Biorąc pod uwagę wyniki powyższych badań, wysoki odsetek nasadzeń miejskich, potencjalny wzrost plantacji robinii w związku z opalową wartością jej drewna oraz inwazyjny charakter tego drzewa, konieczność prowadzenia diagnostyki młodych drzewek robinii w szkółkach oraz stały monitoring drzew wydają się niezbędne.

## Wnioski / Conclusions

1. Podczas monitoringu robinii akacjowej prowadzonego na terenie Polski w latach 2016–2019 stwierdzono obecność wirusa karłowatości orzecha ziemnego (peanut stunt virus, PSV), wirusa czarnej pierścieniowej plamistości pomidora (tomato black ring virus, TBRV) i utajonego wirusa pierścieniowej plamistości truskawki (strawberry latent ringspot virus, SLRSV) występujących pojedynczo lub w infekcjach mieszanych.

2. Najczęściej wykrywanym wirusem w populacji robinii był PSV (58,7%), następnie SLRSV (27,8%) i TBRV (13,5%).

3. Zidentyfikowane gatunki wirusów są wykrywane w populacji robinii w Polsce od końca lat 90 XX wieku, w związku z czym może ona potencjalnie stanowić źródło porażen innych gatunków roślin, w tym uprawnych i ozdobnych.

## Podziękowanie / Acknowledgements

Podziękowania dla studentów odbywających letnie praktyki w Zakładzie Wirusologii i Bakteriologii w latach 2016–2019, którzy pomagali przy mechanicznej inokulacji *C. quinoa* oraz izolacji materiału genetycznego.

## Finansowanie / Funding

Badania finansowano z projektów 2015/17/B/NZ8/02407 i 2017/25/B/NZ9/01715 otrzymanych z Narodowego Centrum Nauki.

## Literatura / References

- Allen W.R., Ebsary B.A. 1988. Transmission of raspberry ringspot, tomato black ring, and peach rosette mosaic viruses by an Ontario population of *Longidorus elongatus*. Canadian Journal of Plant Pathology 10 (1) 1–5. DOI: 10.1080/07060668809501755
- Bang J.-H., Choi J.-K., Lee S.-Y. 2006. Characterization of peanut stunt virus isolated from black locust tree (*Robinia pseudoacacia* L.). The Plant Pathology Journal 22 (2): 125–130. DOI: 10.5423/PPJ.2006.22.2.125
- Bijak S., Lachowicz H. 2021. Impact of tree age and size on selected properties of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) wood. Forests 12 (5): 634. DOI: 10.3390/f12050634
- Borodynko N. 2004. Wirusy występujące w naturalnej infekcji robinii akacjowej (*Robinia pseudoacacia* L.) w Polsce. (praca doktorska). Instytut Ochrony Roślin – Państwowy Instytut Badawczy, Poznań.
- Borodynko N., Hasiów B., Figlerowicz M., Pospieszny H. 2007. Identification of the new strain of strawberry latent ringspot virus isolated from black locust (*Robinia pseudoacacia* L.). Journal of Phytopathology 155 (11–12): 738–742. DOI: 10.1111/j.1439-0434.2007.01310.x
- Budzyńska D., Hasiów-Jaroszewska B., Elena S.F. 2021. Genetic variability and evolutionary dynamics of tomato black ring virus population. Plant Pathology 70 (6): 1521–1531. DOI: 10.1111/ppa.13382
- CABI 2022. Tomato black ring virus (ring spot of beet). <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.54060> [dostęp: 29.11.2022].
- Delibašić G., Tanović B., Hrustić J., Stanković I., Bulajić A., Vučurović A., Krstić B. 2013. First report of the natural infection of *Robinia pseudoacacia* with *Alfalfa mosaic virus*. Plant Disease 97 (6): 851. DOI: 10.1094/PDIS-12-12-1136-PDN
- Echandi E., Herbert T.T. 1970. An epiphytic of stunt in beans incited by the peanut stunt virus in North Carolina. Plant Disease Reporter 54: 183–184.
- Faggioli F., Ferretti L., Pasquini G., Barba M. 2002. Detection of *Strawberry latent ring spot virus* in leaves of olive trees in Italy using a one-step RT-PCR. Journal of Phytopathology 150 (11–12): 636–639. DOI: 10.1046/j.1439-0434.2002.00810.x
- Halász G. 2005. Canker and wilt of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) caused by *Fusarium* species. Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica 49 (2–3): 249–260. DOI: 10.1556/amicr.49.2002.2-3.11
- Hasiów-Jaroszewska B., Boezen D., Zwart M.P. 2021. Metagenomic studies of viruses in weeds and wild plants: a powerful approach to characterise variable virus communities. Viruses 13 (10): 1939. DOI: 10.3390/v13101939
- Hasiów-Jaroszewska B., Borodynko N., Figlerowicz M., Pospieszny H. 2012. Two types of defective RNAs arising from the tomato black ring virus genome. Archives of Virology 157 (3): 569–572. DOI: 10.1007/s00705-011-1200-z
- Hasiów-Jaroszewska B., Budzyńska D., Borodynko N., Pospieszny H. 2015. Rapid detection of genetically diverse tomato black ring virus isolates using reverse transcription loop-mediated isothermal amplification. Archives of Virology 160 (12): 3075–3078. DOI: 10.1007/s00705-015-2586-9
- Hołderna-Kędzia E., Kędzia B. 2021. Krajowe miody odmianowe w profilaktyce i leczeniu. [Domestic varietal honeys for prevention and treatment]. Postępy Fitoterapii 2/2021: 114–124. DOI: 10.25121/PF.2021.22.2.114
- Huntley J.C. 1990. *Robinia pseudoacacia* L. black locust. Silvics of North America 2: 755–761.
- Jończyk M., Le Gall O., Pałucha A., Borodynko N., Pospieszny H. 2004. Cloning and sequencing of full-length cDNAs of RNA1 and RNA2 of a *Tomato black ring virus* isolate from Poland. Archives of Virology 149 (4): 799–807. DOI: 10.1007/s00705-003-0261-z



- Kanwar K., Bhardwaj A., Deepika R., Sharma D.R. 2007. *Robinia pseudoacacia* Linn. Tree and Forestry Science and Biotechnology 1 (1): 74–80.
- Kovachevsky J.Ch. 1968. Das Bohnengelbmosaik-Virus in Bulgarien. Journal of Phytopathology 61 (1): 41–48. DOI: 10.1111/j.1439-0434.1968.tb03009.x
- Kraszkievicz A. 2008. Ocena ciepła spalania i wartości opałowej wybranych sortymentów drewna robinii akacjowej na tle klas grubości. [Heat of combustion and calorific value assessment of chosen assortments of black locust for certain thickness classes]. Motrol. Motoryzacja i Energetyka Rolnictwa 10: 67–72.
- Laney A.G., Avanzato M.V., Tzanetakis I.E. 2012. High incidence of seed transmission of *Papaya ringspot virus* and *Watermelon mosaic virus*, two viruses newly identified in *Robinia pseudoacacia*. European Journal of Plant Pathology 134 (2): 227–230. DOI: 10.1007/s10658-012-9985-5
- Laveau C.D., Mary S., Darrietourt G., Audeguin L., van Helden M., van Leeuwen C. 2019. Impact of Tomato Black Ring Virus (TBRV) on quantitative and qualitative features of *Vitis vinifera* L. cv. Merlot and Cabernet franc. OENO One 53 (2): 161–169. DOI: 10.20870/oenone.2019.53.2.2429
- Mierzwa B., Wdowiak-Wróbel S., Małek W. 2009. Phenotypic, genomic and phylogenetic characteristics of rhizobia isolated from root nodules of *Robinia pseudoacacia* (black locust) growing in Poland and Japan. Archives of Microbiology 191 (9): 697–710. DOI: 10.1007/s00203-009-0500-0
- Milbrath G.M., Tolin S.A. 1977. Identification, host range and serology of peanut stunt virus isolated from soybean. Plant Disease Reporter 61 (8): 637–640.
- Minicka J., Taberska A., Zarzyńska-Nowak A., Kubska K., Budzyńska D., Elena S.F., Hasiów-Jaroszewska B. 2022. Genetic diversity of tomato black ring virus satellite RNAs and their impact on virus replication. International Journal of Molecular Sciences 23 (16): 9393. DOI: 10.3390/ijms23169393
- Pospieszny H. 1989. Peanut stunt virus - a newly identified pathogen of papilionaceous plants in Poland. Prace Naukowe Instytutu Ochrony Roślin 28 (1–2): 27–85.
- Pospieszny H., Borodynyk N., Jończyk M. 2003. First report of the natural infection of black locust (*Robinia pseudoacacia*) by tobacco mosaic virus (TMV) in Poland. Phytopathologia Polonica 30: 27–35.
- Pospieszny H., Zielińska L., Cajza M. 1996. Nowe wirusy roślinne w Polsce. [New plant viruses in Poland]. Progress in Plant Protection/Postępy w Ochronie Roślin 36 (1): 244–249.
- Rédei K., Keserű Z., Csiha I., Rásó J., Bakti B., Takács M. 2018. Improvement of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) growing under marginal site conditions in Hungary: case studies. Acta Agraria Debreceniensis 74: 129–133. DOI: 10.34101/actaagr-74/1677
- Rymelska N., Pospieszny H., Borodynyk N., Hasiów-Jaroszewska B. 2009. Wirus mozaiki ogórka na cukinii. [Cucumber mosaic virus on zucchini]. Progress in Plant Protection/Postępy w Ochronie Roślin 49 (1): 275–278.
- Schmelzer K. 1963. Untersuchungen an Viren der Zier- und Wildgehölze: 4. Mitteilung Versudie zur Differenzierung und Identifizierung der Ringfeckenviren. Journal of Phytopathology 46 (4): 315–342. DOI: 10.1111/j.1439-0434.1963.tb02075.x
- Štefanac Z., Wrisher M., Bezic N. 1988. Cytopathic structures associated with robinia mosaic virus, a strain of peanut stunt virus. Acta Horticulturae 234: 315–320. DOI: 10.17660/ActaHortic.1988.234.38
- Sweet J.B. 1975. Strawberry latent ringspot virus in glasshouse roses. Plant Pathology 24 (2): 93–96. DOI: 10.1111/j.1365-3059.1975.tb01869.x
- Szajewska-Urbaniec M. 1983. Z prasy. O robinii akacjowej i jej leczniczych właściwościach. Sylwan 127 (05): 78.
- Tang J., Ward L.I., Clover G.R.G. 2013. The diversity of *Strawberry latent ringspot virus* in New Zealand. Plant Disease 97 (5): 662–667. DOI: 10.1094/PDIS-07-12-0703-RE
- Verleysen H., Fernandes P., Pinto I.S., Bockstaele E.V., Debergh P. 2005. Cryopreservation of *Robinia pseudoacacia*. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 81 (2): 193–202. DOI: 10.1007/s11240-004-4957-x
- Vítková M., Müllerová J., Sádlo J., Pergl J., Pyšek P. 2017. Black locust (*Robinia pseudoacacia*) beloved and despised: A story of an invasive tree in Central Europe. Forest Ecology and Management 384: 287–302. DOI: 10.1016/j.foreco.2016.10.057
- Wojda T., Klisz M., Jastrzębowski S., Mionskowski M., Szymp-Borowska I., Szczygieł K. 2015. The geographical distribution of the black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) in Poland and its role on non-forest land. Papers on Global Change 22: 101–113. DOI: 10.1515/igbp-2015-0018
- Xu Z., Chen K., Chen G., Cao G. 1994. Black locust, an important primary source of Peanut stunt virus (PSV) for the PSV epidemics on peanut. Acta Phytopathologica Sinica 24 (4): 305–309.
- Zarzyńska-Nowak A., Hasiów-Jaroszewska B., Budzyńska D., Trzmiel K. 2020. Genetic variability of Polish tomato black ring virus isolates and their satellite RNAs. Plant Pathology 69 (6): 1034–1041. DOI: 10.1111/ppa.13188
- Zhang Z., Chen K., Xu Z., Fang X., Yan L., Chen G., Reddy D.V.R. 1998. Occurrence and epidemiology of peanut stunt virus (PSV) on peanut. Chinese Journal of oil Crop Sciences 20 (1): 78–82.