

**CYLINDROCLADIUM SCOPARIUM MORGAN
– PATOGEN SADZONEK PELARGONII**

**CYLINDROCLADIUM SCOPARIUM MORGAN
– PATHOGEN OF PELARGONIUM SEEDLINGS**

Leszek B. Orlikowski

Emerytowany Profesor Instytutu Ogrodnictwa – PIB
ul. Konstytucji 3 Maja 1/3, 96-100 Skierniewice
e-mail: leszek.orlikowski@inhort.pl

Abstract

A new disease on rooting cuttings of *Pelargonium zonale* was recorded in 2 greenhouse farms in Poland. White-brown mycelium and rotting of tissues were observed on 5–10% of rooting plants. *Cylindrocladium scoparium* dominated among fungal species isolated from 82 infected plants. Inoculation of stem parts, petioles, and leaves of *P. peltatum* and *P. zonale* resulted in the development of necrosis on the affected organs. In the greenhouse trial, the species caused rotting of cuttings and yellowing and browning of leaves.

Key words: *Cylindrocladium scoparium*, pelargonium, pathogenicity

WSTĘP

Pelargonie jest jedną z najważniejszych roślin do dekoracji balkonów i rabat kwiatowych. Ukorzenianie sadzonek i produkcja roślin odbywa się w szklarni lub w tunelach foliowych w temperaturze i wilgotności sprzyjającej rozwojowi i rozprzestrzenianiu się patogenów roślin. W trakcie ukorzeniania na roślinach notowano występowanie *Pythium ultimum* Trow, *Botrytis cinerea* Pers., *Phytophthora cinnamomi* (Rands) J. Schröt., *P. cryptogea* (Pethybr. & Laff.) i *P. nicotianae* Breda de Haan (Orlikowski 1997). W minionych latach w 2 gospodarstwach szklarniowych produkujących sadzonki *Pelargonium zonale* stwierdzono występowanie nowej choroby pędów – na około 10% sadzonek w jednym i na 5% w drugim gospodarstwie. Przy podstawie ukorzenianych pędów obserwowano biało-brązową grzybnię oraz gnicie tkanek na długości około 2–3 cm. W przypadku niektórych sadzonek nekroza rozprzestrzeniała się na ogonki liściowe i na sąsiadujące rośliny.

Celem pracy była izolacja i identyfikacja gatunków grzybów powodujących zgniliznę podstawy pędów sadzonek pelargonii oraz ocena ich patogeniczności wobec *P. zonale* i *P. peltatum*.

MATERIAŁ I METODY

Izolacja grzybów z chorych sadzonek

Badania przeprowadzono w dwóch gospodarstwach szklarniowych pod kątem obecności chorób na importowanych, ukorzeniających się sadzonkach. Rośliny z objawami zgnilizny podstawy łodygi lub z grzybnią i zarodnikami na powierzchni porażonych tkanek zbierano pojedynczo do worków foliowych i przenoszono do laboratorium. Po umyciu pod bieżącą wodą i opłukaniu wodą destylowaną porażone fragmenty podstawy pędów suszono między 2 warstwami bibuły i sterylizowano nad płomieniem palnika, a następnie 3–5-milimetrowe odcinki wykładano na pożywkę PDA na płytkach Petriego o średnicy 90 mm i inkubowano przez 4 dni w temperaturze 25 °C, w ciemności. Około 3-milimetrowe fragmenty kolonii rosnących wokół inokulum przeszczepiono na skosy PDA, a po około 10 dniach inkubacji otrzymane izolaty pogrupowano według typów wzrostu i morfologii. Na podstawie ich cech morfologicznych zidentyfikowano gatunki reprezentatywnych kultur (Linderman 1972).

Kolonizacja części i sadzonek pelargonii przez *Cylindrocladium scoparium*

Badania zdolności kolonizacji *P. zonale* i *P. peltatum* przez *C. scoparium* wykonano z zastosowaniem procedury opisanej przez Orlikowskiego i Szkutę (2001). W badaniach laboratoryjnych części łodyg, ogonki liściowe i blaszki liściowe *P. zonale* i *P. peltatum* pobrane z roślin rosnących w szklarniach przenoszono na tace wyłożone sterylną, wilgotną bibułą oraz siatką z tworzywa sztucznego i inokulowano krążkami grzybni o średnicy 3 mm porośniętej przez *C. scoparium*, pobranej z krawędzi 7-dniowych kultur rosnących w ciemności, w temperaturze 25 °C. Po przykryciu tace inkubowano w temperaturze 22–24 °C. Po 4 i 6 dniach mierzono długość lub średnicę nekrozy na zakażonych częściach pelargonii.

W doświadczeniu szklarniowym sadzonki *P. zonale* i *P. peltatum* ukorzeniano w torfie niezakażonym i zakażonym przez *C. scoparium*. Po posadzeniu sadzonki przykryto folią polietylenową i inkubowano przez 14 dni w temperaturze 24 °C. Po 2 tygodniach oceniono liczbę ukorzenionych sadzonek, liczbę korzeni na roślinie oraz liczbę żółknących liści.

Doświadczenie prowadzono według modelu całkowicie losowego z 4 powtórzeniami i 5 fragmentami roślin lub 5 sadzonkami w każdym powtórzeniu. Doświadczenie powtórzono w dwóch terminach.

WYNIKI I DYSKUSJA

Analiza mykologiczna 82 porażonych sadzonek pobranych z 2 szklarni wykazała na większości z nich występowanie *Cylindrocladium scoparium*. W pierwszym gospodarstwie gatunek ten wyizolowano z około $\frac{3}{4}$ pobranych roślin, w drugim z około $\frac{4}{5}$ (tab. 1). *Botrytis cinerea* i *Pythium ultimum*, znane jako patogeny pelargonii (Orlikowski 1997), stwierdzono odpowiednio na około $\frac{1}{5}$ i $\frac{1}{6}$ roślin w 2 szklarniach (tab. 1).

Tabela 1. Grzyby wyizolowane z chorych części *Pelargonium zonale* z dwóch szklarni
Table 1. Fungi isolated from diseased parts of *Pelargonium zonale* from two greenhouses

Gatunek grzyba; Fungal species	Liczba porażonych roślin (a) i liczba izolatów (b); Number of affected plants (a) and number of isolates (b)			
	I (35 sadzonek; cuttings)		II (47 sadzonek; cuttings)	
	a	b	a	b
<i>Phytophthora</i> spp.	7	11	5	12
<i>Botrytis cinerea</i> Pers.	6	9	4	7
<i>Cylindrocladium scoparium</i> Morgan	21	28	36	39
<i>Fusarium avenaceum</i> (Fr.) Sacc.	8	13	5	10
<i>Mucor</i> spp.	3	7	1	3
<i>Pythium ultimum</i> Trow.	4	6	7	9
<i>Trichoderma</i> spp.	3	4	1	2

W doświadczeniu laboratoryjnym gatunek *C. scoparium* kolonizował wszystkie organy *P. peltatum* i *P. zonale* (tab. 2). W ciągu pierwszych 4 dni po inokulacji nekroza rozprzestrzeniła się na obu gatunkach (około 1,2 mm na dobę). W ciągu kolejnych 4 dni kolonizacja łodyg *P. peltatum* następowała istotnie szybciej (około 3,4 mm na dobę) aniżeli blaszek i ogonków liściowych. Na *P. zonale* nekroza rozwijała się istotnie szybciej na ogonkach liściowych (około 3,4 mm na dobę) aniżeli na pozostałych częściach rośliny (tab. 2).

Tabela 2. Kolonizacja tkanek pelargonii przez *Cylindrocladium scoparium* po 4 (a) i 6 (b) dniach od inokulacji; długość, średnica nekrozy (mm)

Table 2. Colonization of pelargonium tissues by *Cylindrocladium scoparium* after 4 (a) and 6 (b) days after inoculation; necrosis length, diameter (mm)

Części roślin; Plant parts	<i>P. peltatum</i>		<i>P. zonale</i>	
	po 4 dniach; after 4 days	po 6 dniach; after 6 days	po 4 dniach; after 4 days	po 6 dniach; after 6 days
Błaszki liściowe; Leaf blades	5,3 a	16,0 a	5,7 a	16,6 a
Ogonki liściowe; Leaf petioles	4,4 a	17,1 a	5,9 a	20,5 b
Łodygi; Stems	5,5 a	20,4 b	3,6 a	15,5 a

274 / 5 000

Średnie w kolumnach oznaczone tą samą literą nie różnią się istotnie według testu Duncana; Means in columns followed by the same letter do not differ significantly, according to Duncan's multiple range test

W doświadczeniu szklarniowym większość sadzonek obu gatunków pelargonii ukorzenionych w niezakażonym podłożu była zdrowa. Natomiast w torfie zakażonym przez *C. scoparium* wszystkie rośliny *P. peltatum* obumarły w ciągu 2 tygodni (tab. 3), ich blaszki liściowe już po tygodniu wzrostu zmieniały kolor na zielonożółty i żółty, a po 7 dniach wszystkie zamierały (tab. 3). Sadzonki *P. zonale* ukorzeniane w zakażonym podłożu ukorzeniały się w ok. 40%. Rośliny te wytwarzały jednak około dwukrotnie mniej korzeni, a ich liście były żółte. Na blaszkach liściowych takich sadzonek stykających się z powierzchnią podłoża tworzyły się liczne, drobne mikrosklerocje, początkowo białe, zmieniające barwę na szarobrązową.

Tabela 3. Wpływ *Cylindrocladium scoparium* na ukorzenianie sadzonek pelargonii po 2 tygodniach uprawy

Table 3. Influence of *Cylindrocladium scoparium* on development of pelargonium cuttings 2 weeks after planting; greenhouse trial

Gatunek pelargonii; Pelargonium species	Podłoże; Substrate	Liczba ukorzenionych sadzonek; Number of rooted cuttings (n = 5)	Średnia liczba korzeni; Mean number of roots per cutting	Liczba roślin z żółtymi liśćmi; Number of plants with yellow leaves (n = 5)
<i>P. peltatum</i>	niezakażone; uninfested	4,8 c	9,5 c	0 a
	zakażone; infested	0 a	0 a	4,0 c
<i>P. zonale</i>	niezakażone; uninfested	4,8 c	9,5 c	0,5 a
	zakażone; infested	2,0 b	5,5 b	3,0 b

Z badań Barnesy i Lindermana (2001) wynika, że sadzonki są najbardziej podatne na porażenie przez *C. scoparium* w trakcie rozmnażania, gdy wysoka temperatura, wilgoć i duże zagęszczenie sprzyjają infekcji i rozwojowi choroby. W takich warunkach może dochodzić do szybkiego zamierania sadzonek. Obecne badania wykazały, że mikrosklerocja tworząca się na powierzchni porażonych liści są ważnym etapem w epidemiologii *C. scoparium*, infekującego podstawy łodyg i powodującego zgniliznę korzeni. Podobny rozwój patogenu zaobserwowano na skolonizowanych blaszkach liściowych *Cuphea hysopifolia* (Orlikowski i Ptaszek 2011). Zakażone sadzonki są źródłem inokulum, zagrażającym korzeniom pobliskich sadzonek. Zdaniem Lindermana (1973) mikrosklerocja wytwarzane przez gatunki *Cylindrocladium* w zakażonych tkankach kwiatów, liści, łodyg i kory mogą przetrwać w niekorzystnych warunkach środowiska przez kilka lat na obszarach uprawowych, a w obecności rośliny żywicielskiej – wytwarzać liczne

konidiofory z zarodnikami, rozprzestrzeniające się na zdrowe rośliny z prądem powietrza, z wodą w czasie nawadniania oraz podczas zabiegów uprawowych (Linderman 1974).

Z przedstawionych badań wynika, że oprócz występowania *C. scoparium* w szkółkach roślin wrzosowatych i iglastych w Polsce (Orlikowski 2005; Orlikowski i Jarecka 2005), gatunek ten może być również niebezpiecznym patogenem dla roślin zielnych, w tym pelargonii, zwłaszcza podczas rozmnażania roślin pod osłonami, gdy ciepłe i wilgotne warunki sprzyjają zarodnikowaniu i infekcji sadzonek.



Fot. 1. Zgnilizna podstawy pędu na *Pelargonium zonale* spowodowana przez *Cylindrocladium scoparium*

Photo 1. Stem base rot of *Pelargonium zonale* caused by *Cylindrocladium scoparium*



Fot. 2. Wpływ *Cylindrocladium scoparium* na zdrowotność sadzonek pelargonii po 2 tygodniach od posadzenia

Photo 2. Pelargonium cuttings growing in noninfested and infested substrate with *Cylindrocladium scoparium*

Literatura

- Barnes L.W., Linderman R.G. 2001. Diseases caused by *Cylindrocladium*. W: Jones R.K., Benson D.M. (red.), Diseases of woody ornamental trees in nurseries. APS Press, USA, s. 43–45.
- Linderman R.G. 1972. Isolation of *Cylindrocladium* from soil or infected azalea stems with azalea leaf traps. *Phytopathology* 62(7): 736–739. DOI: 10.1094/phyto-62-736.
- Linderman R.G. 1973. Formation of microsclerotia of *Cylindrocladium* spp. in infected azalea leaves, flowers, and roots. *Phytopathology* 63(1): 187–191. DOI: 10.1094/phyto-62-736.
- Linderman R.G. 1974. The role of abscised *Cylindrocladium*-infected azalea leaves in the epidemiology of *Cylindrocladium* wilt of azaleas. *Phytopathology* 64(4): 481–485. DOI: 10.1094/phyto-64-481.
- Orlikowski L. (red.) 1997. Ochrona pelargonii. Plantpress, Kraków, 88 s.
- Orlikowski L.B. 2005. Występowanie i szkodliwość *Cylindrocladium scoparium* Morgan dla roślin wrzosowatych i jałowca łuskowatego. *Zeszyty Problemowe Postępów Nauk Rolniczych* 504(2): 487–492.
- Orlikowski L.B., Jarecka A. 2005. *Cylindrocladium scoparium* w szkółkach roślin iglastych. *Sylwan* 149(1): 25–29.
- Orlikowski L.B., Ptaszek M. 2011. First report of *Cylindrocladium scoparium* on *Cuphea hyssopifolia* in Poland. *Journal of Plant Protection Research* 51(3): 322–324. DOI: 10.2478/v10045-011-0052-6.
- Orlikowski L.B., Szkuta G. 2001. Dieback of *Pieris japonica* caused by *Phytophthora citrophthora*. *Acta Mycologica* 36(2): 251–256. DOI: 10.5586/am.2001.017.