

# **Występowanie, szkodliwość i biologia węgorza chryzantemowca – *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ, 1911) na roślinach ozdobnych**

**Aneta Chalańska**

*Instytut Sadownictwa i Kwiaciarnictwa  
ul. Pomologiczna 18, 96-100 Skierniewice  
e-mail: aneta.chalanska@insad.pl*

**Słowa kluczowe:** węgorz chryzantemowiec, biologia, rośliny żywicielskie, szkodliwość, zwalczanie niechemiczne

## **Wstęp**

---

Większość ze 140 gatunków nicieni należących do rodzaju *Aphelenchoides* jest mikofagami, ale kilka z nich to groźne szkodniki roślin [33]. W Polsce jest nim węgorz chryzantemowiec, który został umieszczony na liście 'B' organizmów szkodliwych podlegających obowiązkowi zwalczania. Po stwierdzeniu jego występowania na roślinach z rodzaju *Fragaria* przeznaczonych do sadzenia oraz na sadzonkach roślin ozdobnych istnieje obowiązek jego zwalczania [10]. Aby jednak przestrzegać prawa, należy dany obiekt rozpoznać, wiedzieć jak się rozprzestrzenia i jaką ma biologię. Niniejsza publikacja stanowi przegląd literatury, który ma na te pytania odpowiedzieć.

## **Rys historyczny**

---

Uszkodzenia spowodowane przez węgorza chryzantemowca zostały po raz pierwszy opisane na chryzantemach w 1890 r. równocześnie w Stanach Zjednoczonych i Anglii [6]. Halstead w New Jersey (USA) i anonimowy redaktor z *Gardeners' Chronicle* zaobserwowali, że w wyniku obecności nicieni w liściach, pojawiają się na nich uszkodzenia [40]. W 1911 roku Schwartz stwierdził, że nicienie te różnią się od tych

występujących na truskawkach i paprociach i nazwał ten gatunek *Aphelenchus ritzema-bosi*. W 1921 roku Stewart, nie znając pracy Schwartz, opisał szczegółowo ten gatunek nadając mu nazwę *Aphelenchus phyllophagus*. W latach 1928–1930 Goffart i Voss opublikowali niezależnie prace dotyczące biologii i zakresu roślin żywicielskich węgorka chryzantemowca, wraz z opisem objawów jego żerowania na różnych roślinach [40].

## Występowanie i rośliny żywicielskie

Węgorek chryzantemowiec jest szeroko rozprzestrzeniony na całym świecie. W Europie dane o jego występowaniu pochodzą m.in. z Anglii, Austrii, Czech, Danii, Holandii, Niemiec, Szwecji, Szwajcarii i Słowacji. Występuje także w Ameryce Północnej, Afryce Południowej i Japonii [14], a także w Australii i Nowej Zelandii oraz Brazylii, Fidżii i Mauritiusie [30], a nawet w Indiach [24]. *A. ritzemabosi* poraża ponad 200 gatunków roślin, z czego jedna trzecia należy do rodziny *Asteraceae* [9]. W Polsce stwierdzono tego szkodnika jedynie na kilkunastu botanicznych rodzajach roślin (tab. 1), jednakże istnieje ogromne prawdopodobieństwo sprowadzenia, bądź rozprzestrzenienia tego gatunku z materiałem roślinnym będącym w obrocie handlowym (tab. 2–4), bądź nawet z przypadkowymi chwastami. Rośliny ruderalne, występujące w szkólkach bądź na plantacjach stanowią także wtórne źródło infekcji.

**Tabela 1.** Przegląd roślin ozdobnych, na których stwierdzono w Polsce *A. ritzemabosi*

Rodzina	Roślina	Występowanie w Polsce	Literatura światowa
<i>Asteraceae</i>	<i>Chrysanthemum</i> sp.	[38, 51]	[2, 6, 18, 19, 33, 43]
<i>Buddlejaceae</i>	<i>Weigela</i> sp.	[31]	[1]
	<i>Buddleja</i> sp.	[31]	[1]
<i>Geraniaceae</i>	<i>Geranium</i> sp.	[31]	[11]
<i>Hydrangeaceae</i>	<i>Hydrangea petiolaris</i>	[27, 31]	—
	<i>Philadelphus coronarius</i>	[27, 31]	—
<i>Liliaceae</i>	<i>Hemerocallis</i> sp.	[27]	—
<i>Lamiaceae</i>	<i>Lamium</i> sp.	[31]	[16, 32]
	<i>Lavandula</i> sp.	[31]	[1, 20, 52]
<i>Ranunculaceae</i>	<i>Clematis</i> sp.	[27, 31]	[16, 20, 32]
	<i>Trollius europaeus</i>	[31]	—
	<i>Anemone</i> sp.	[31]	[11, 16]
<i>Rosaceae</i>	<i>Fragaria</i> sp.	[38, 39]	[2, 16, 20, 32]
<i>Saxifragaceae</i>	<i>Darmera peltata</i>	[31]	—
	<i>Bergenia</i> sp.	[27, 31]	[11]

**Tabela 2.** Przegląd doniczkowych i jednorocznych roślin żywicielskich *A. ritzemabosi* uprawianych w Polsce

Rodzina	Roślina	Literatura
<i>Araceae</i>	<i>Rhaphidopora (Scindapsus) aureus</i>	[16]
<i>Asteraceae</i>	<i>Pyrethrum</i> sp.	[1]
	<i>Pericallis xhybrida</i>	[7]
	<i>Callistephus chinensis</i>	[6, 11, 16, 32, 33]
	<i>Dahlia</i> sp.	[1, 6, 7, 11, 16, 33]
	<i>Zinnia</i> sp.	[6, 11, 16, 20, 24, 32, 33]
	<i>Tagetes erecta</i>	[8]
	<i>Helianthus annuus</i>	[8]
	<i>Calendula officinalis</i>	[20]
	<i>Ageratum mexicanum</i>	[16]
	<i>Dendranthema × grandiflorum</i>	[16, 20]
<i>Balsaminaceae</i>	<i>Impatiens balfouri</i>	[32]
<i>Begoniaceae</i>	<i>Begonia</i> sp.	[16]
<i>Crassulaceae</i>	<i>Crassula</i> sp.	[1, 11]
<i>Gesneriaceae</i>	<i>Synningia (Gloxinia)</i> sp.	[2, 7, 14, 16, 20, 25]
	<i>Saintpaulia</i> sp.	[2, 7, 14, 16]
<i>Moraceae</i>	<i>Ficus elastica</i>	[11]
<i>Orchidaceae</i>	storczyki	[11]
<i>Piperaceae</i>	<i>Peperomia</i> sp.	[2, 11]
<i>Primulaceae</i>	<i>Cyclamen persicum</i>	[7, 16]
<i>Scrophulariaceae</i>	<i>Calceolaria</i> sp.	[6, 16]
<i>Verbenaceae</i>	<i>Verbena</i> sp.	[6, 16]

**Tabela 3.** Przegląd uprawianych w Polsce bylin ogrodowych – roślin żywicielskich *A. ritzemabosi*

Rodzina	Roślina	Literatura
<i>Asteraceae</i>	<i>Aster</i> sp.	[11, 14, 16, 20, 32]
	<i>Chrysanthemum</i> sp.	[8, 32]
	<i>Tanacetum</i> sp.	[16, 20]
	<i>Leucanthemum</i> sp.	[16, 20, 29]
	<i>Anacyclus pyrethrum</i>	[20]
	<i>Erigeron</i> sp.	[20, 32]
	<i>Centaurea</i> sp.	[20, 32]
	<i>Anthemis tinctoria</i>	[16]
	<i>Gaillardia grandiflora</i>	[16]
	<i>Doronicum</i> sp.	[1, 14, 16, 20, 32]
	<i>Leontodon</i> sp.	[33]
	<i>Cineraria</i> sp.	[1, 11]
	<i>Echinacea (Rudbeckia)</i> sp.	[11, 14, 16, 20, 32]
	<i>Achillea filipendula</i>	[32]
	<i>Helenium autumnale</i>	[32]
	<i>Heliopsis scabra</i>	[32]

Rodzina	Roślina	Literatura
Apocynaceae	<i>Vinca rosea</i>	[8]
Brassicaceae	<i>Cheiranthus</i> sp.	[1, 11]
Campanulaceae	<i>Campanula rapunculoides</i>	[2, 11]
Caryophyllida	<i>Limonium</i> sp.	[20, 33]
	<i>Dianthus</i> sp.	[11]
Crassulaceae	<i>Sedum maximum</i>	[20]
Dipsacaceae	<i>Scabiosa</i> sp.	[16, 32]
Iridaceae	<i>Iris</i> sp.	[20]
Lamiaceae	<i>Salvia</i> sp.	[11, 20, 32]
Liliaceae	<i>Lilium</i> sp.	[11]
Paeoniaceae	<i>Paeonia</i> sp.	[1, 11, 16]
Papaveraceae	<i>Papaver</i> sp.	[16, 32]
Plumbaginaceae	<i>Ceratostigma</i> sp.	[1]
	<i>Statice latifolia</i> , <i>S. speciosa</i>	[32]
Polemoniaceae	<i>Phlox</i> sp.	[6, 11, 16, 32, 33]
Primulaceae	<i>Primula</i> sp.	[7, 11]
Ranunculaceae	<i>Ranunculus</i> sp.	[7, 11, 16, 20, 32]
	<i>Delphinium</i> sp.	[1, 6, 11, 16]
	<i>Hepatica nobilis</i>	[11, 20]
	<i>Aconitum napellus</i>	[11, 20]
	<i>Aquilegia</i> sp.	[7, 32]
Saxifragaceae	<i>Saxifraga</i> sp.	[11, 16, 52]
	<i>Heuchera</i> sp.	[11, 16]
Scrophulariaceae	<i>Antirrhinum majus</i>	[16]
	<i>Pentstemon</i> sp.	[16, 32]
	<i>Mimulus</i> sp.	[2, 7, 11]
	<i>Veronica</i> sp.	[16, 20, 32]

**Tabela 4.** Przegląd ozdobnych pnączy, krzewów i drzew – roślin żywicielskich *A. ritzemabosi* uprawianych w Polsce

Rodzina	Roślina	Literatura
Caprifoliaceae	<i>Viburnum dentatum</i> , <i>Sambucus</i> sp.	[11]
Cistaceae	<i>Cistus</i> sp.	[52]
Cornaceae	<i>Cornus</i> sp.	[11]
Ericaceae	<i>Rhododendron</i> ( <i>Azalea</i> ) sp.	[11]
Grossulariaceae	<i>Ribes</i> sp.	[2, 16]
Oleaceae	<i>Forsythia suspense</i>	[20]
Rosaceae	<i>Prunus cerasus</i>	[16, 20]
	<i>Rubus idaeus</i>	[16]
Salicaceae	<i>Salix reticulata</i>	[20]
Vitaceae	<i>Ampelopsis quinquefolia</i> , <i>Atragene alpina</i>	[20]
	<i>Vitis vinifera</i>	[8]

## Charakter żerowania i szkodliwość

W Polsce w 1967 roku *A. ritzemabosi* porażał 8% plantacji truskawek, na których stwierdzano średnio 14,1% uszkodzonych roślin [36]. Wśród roślin ozdobnych największe straty powoduje w uprawie chryzantemy. Pomimo zwiększonej kontroli fitosanitarnej, w latach osiemdziesiątych w uprawach chryzantemy i truskawki powodował straty rzędu 15% [38]. W ostatnich latach znaczenie tego szkodnika w Polsce wzrasta, ze względu na szkody jakie powoduje w szkółkarstwie. Silnie porażane są rośliny z rodziny skalnicowatych (*Saxifragaceae*), szczególnie jaśminowiec wonny (*Philadelphus coronarius*) oraz lawenda wąskolistna (*Lavandula angustifolia*; *Lamiaceae*) i budleja (*Buddleja* sp.; *Buddlejaceae*), na której powoduje zamieranie wierzchołków pędów i kwiatostanów [31].

Jest to pasożyt atakujący najczęściej liście roślin, ale może on być endopasożytem w mezofilu starszych liści, albo ektopasożytem w pąkach i młodych liściach [46]. Wykazano, że *A. ritzemabosi* jest głównie ektopasożytem w pąkach i na wierzchołkach pędów siewek lucerny, ale są osobniki, które żyją także w miękiszu liścieni [22], a nawet wewnątrz ogonków liści i łodygi, jak w przypadku bazylii [41]. Węgorek chryzantemowiec wnika do liści chryzantem poprzez szparki oddechowe, które w 97% znajdują się na spodniej stronie liści [42]. Osobniki węgorka chryzantemowca po wnikięciu do liści żyją w przestrzeni międzykomórkowej miękiszu gąbczastego, którym odżywiają się [40]. Przemieszczanie się i żerowanie nicieni prowadzą do rozerwania mezofilu. Tworzą się w tkance różnorodne wydrążenia i jamy, które są przyczyną powiększających się nekroz, dochodzących do miękiszu palisadowego [5, 41].

Według Christie [6] nicienie uszkadzają tylko tkankę miękiszową liścia, bez naruszania komórek skórki. Jednak Krusberg [22] stwierdził, że na siewkach lucerny *A. ritzemabosi* żeruje jako ektopasożyt nie tylko na stożku wzrostu, ale także na komórkach epidermy liści zarodkowych. Niszczy on 2–3 zewnętrzne warstwy komórek, co powoduje powstanie czerwonej plamy. Uszkodzone komórki hamują wzrost i podziały komórek leżących pod nimi. Zaczynają się one wydłużać, jądra komórkowe i wakuole powiększają się i następuje redukcja cytoplazmy [5, 22]. Także Vovlas i in. [41] podaje, że nicienie uszkadzają epidermę bazylii.

U *A. ritzemabosi* obserwuje się różnice w agresywności w zależności od rośliny żywicielskiej [53]. Już Junges [20] dowiódł, że istnieją różnice w porażaniu roślin żywicielskich przez tego węgorka i wskazał na możliwość występowania ras biologicznych. Nicienie z synningii (gloksynii) przeniesione na 56 różnych gatunków roślin, porażały 51% z nich.

## Reakcja rośliny na nicienie

---

Zazwyczaj objawem żerowania węgorka chryzantemowca na roślinie jest zahamowanie wzrostu pędu głównego, co zmusza rośliny do wypuszczania pędów bocznych. W początkowym okresie daje to wrażenie proporcjonalnego wzrostu rośliny, jednakże silnie porażone przez nicienie rośliny rozwijają się na wiosnę znacznie później niż zdrowe i wykazują zniekształcenia i skarlówacenie [34]. Szczególnie podatne na żerowanie nicieni są siewki roślin, które ulegają silnej deformacji i skarleniu [22].

Objawy porażenia przez nicienie liści chryzantem widoczne są po 5–13 dniach od inokulacji w dolnej partii rośliny [26], nie później niż po 18 dniach [18].

Uszkodzenie komórek miękiszowych liści powoduje pojawienie się na liściach nekroz i zbrązowień w formie plam [40, 41]. Pierwszym objawem żerowania nicieni jest pojawienie się wielu małych plam między nerwami na spodniej stronie liści. Z czasem plamki te powiększają się i nekrozy są widoczne po obu stronach liścia [41]. Następnie brązowieje cały sektor liścia pomiędzy nerwami [40]. Mogą pojawić się także zaczerwienienia i przebarwienia na liściach [46], nie zawsze ograniczone nerwami [15]. Później całe liście zwijają się i zamierają. Przy silnym porażeniu roślin objawy mogą też być widoczne na łodygach i płatkach kwiatów chryzantem [4]. Ponadto, np. na truskawkach, często obserwuje się czerwienienie zewnętrznych łusek pąków [34]. Czasem, jak na synningii i innych roślinach z rodziny *Gesneriaceae*, pierwszym objawem porażenia przez nicienie są ciemne wodniste plamy ograniczone żyłkami, tworzące się początkowo na dolnych liściach. Później następuje brązowienie, skręcanie i skarlenie liści [25].

Opisane powyżej uszkodzenia dotyczą roślin porażonych przez nicienie na początku sezonu wegetacyjnego. Jeżeli rośliny zostaną porażone przez węgorka pod koniec wegetacji, np. w przypadku upraw gruntowych późnym latem czy jesienią, to na roślinach w danym sezonie nie wystąpią żadne objawy na liściach, nie będzie żadnych różnic w kwitnieniu, co oczywiście nie oznacza, że rośliny są wolne od nicieni [19].

W liściach bazylii stwierdzono maksymalnie 636 osobników na 1 liść, co daje zagęszczenie populacji nicieni 15 osobników na 1 cm<sup>2</sup> liścia [41], a na chryzantemie może być nawet 15 tys. osobników na 1 liść [42].

Reakcja rośliny na żerowanie nicienia w postaci rozległych nekroz jest bardzo groźna w skutkach i prowadzi do poważnych uszkodzeń, a nawet całkowitego zniszczenia żywiciela [21]. Brązowienie liści nie jest jednak wywołane uszkodzeniem mechanicznym tkanki przez przemieszczające się nicienie, ale jest wynikiem reakcji utleniania fenoli przez oksydazę polifenolową: kwasu chlorogenowego i izochlorogenowego [44]. Nekrozy liści powodowane są zawartością w porażonych przez nicienie tkankach dużej ilości wolnej tyrozyny, której przemiany powodują zwiększenie ilości związków fenolowych utlenianych następnie przez oksydazę



**Rysunek 1.** Pąg szczytowy budlei uszkodzony przez *A. ritzemabosi*

polifenolową [22]. Niektóre odmiany chryzantemy cechuje naturalna odporność na *A. ritzemabosi*. Pomimo że stężenie polifenoli u odmian tolerancyjnych i podatnych na węgorka chryzantemowca jest podobne, to u odmian odpornych szybko powstaje kwas chlorogenowy, co ma związek z zamieraniem tkanek. Takie liście szybciej brązowieją i odseparowują nicienie w uszkodzonych tkankach. Nie mają one dostępu do substancji odżywczych, a larwy i jaja narażone są na odwodnienie, czyli nie następuje rozmnażanie [45].

Rośliny podatne na nicienie reagują pozytywnie na wydzielane przez węgorka chryzantemowca enzymy proteolityczne. Powodują one przerwanie wiązań peptydowych w komórkach roślinnych, przez co uwalnia się między innymi tryptofan. Aktywność enzymów hydrolitycznych powoduje zwiększenie poziomu kwasu gibberelinowego. Indukuje to syntezę estru glukozowego kwasu indolilo-3-octowego (IAA), który wywołuje zmianę poziomu auksyn, będących naturalnymi regulatorami szeregu procesów rozwojowych roślin. Zwiększona aktywność komórek roślinnych dostarcza nicieniom odpowiednich substancji odżywczych i stwarza optymalne warunki do rozwoju i rozmnażania się [47].

Różnice w podatności roślin i odmian na porażenie przez węgorka chryzantemowca zależą od wielu czynników, jednakże w literaturze brak jest na ten temat jednoznacznych danych [19, 36, 39]. Jednym z nich może być struktura liścia i pokrój rośliny. Rośliny charakteryzujące się zwartym pokrojem oraz krótkimi międzywęzłami dłużej pozostają mokre po podlaniu, co ułatwia przemieszczanie się nicieni, które szybciej i silniej uszkadzają rośliny [43]. Dalsze badania wykazały brak zależności między podatnością różnych odmian chryzantemy na nicienie, a wielkością szparek oddechowych, zagęszczeniem włosków epidermalnych na liściach bądź łodydze, wielkością przestrzeni powietrznych w miękiszu lub grubością ścian komórkowych [17].

## Przemieszczanie się nicieni

W strefie klimatu umiarkowanego zimują osobniki dorosłe zgromadzone w pąkach, stożkach wzrostu i resztkach roślinnych. Swoją aktywność wznowiają wiosną wraz z rozpoczęciem wzrostu roślin. Jeżeli nicienie muszą szukać żywiciela przemieszczając się w glebie, pozostają w niej nie dłużej niż to konieczne [40]. Stwierdzono w doniczkowej uprawie chryzantemy, że po 26 dniach od inokulacji nicieni do podłoża nie wykryto w im żadnego osobnika [18]. W nadmiernie wilgotnej ziemi nicienie gwałtownie giną i po 17 tygodniach nie znajduje się żadnego żywego osobnika. W glebie schłodzonej do  $-5^{\circ}\text{C}$  po 15 miesiącach od inokulacji 0,3% nicieni pozostaje żywych, w suchej zaś glebie przetrzymywanej w  $5^{\circ}\text{C}$  pozostaje 10% żywych nicieni. Jednak temperatura w zakresie  $18-25^{\circ}\text{C}$  skraca ten czas [13].

W gruntowej uprawie chryzantemy nicienie w wilgotnej ziemi są w stanie przeżyć od 1–2 miesięcy [18], do nawet 3–4 miesięcy [13]. Trudno jest natomiast ustalić czasokresy najliczniejszego występowania nicieni w glebie. W Wielkiej Brytanii populacja węgorka chryzantemowca w glebie z poziomu zerowego w sierpniu, bardzo szybko rośnie, osiągając maksimum we wrześniu–miesiącu bardzo mglistym. W tym okresie można zauważyć symptomy żerowania na wielu odmianach chryzantemy. W końcu października populacja gwałtownie załamuje się i pod koniec listopada w glebie nie ma już nicieni [18]. Według French i Barraclough [13], pomimo gwałtownego spadku liczebności w zimie, były one obecne w glebie, a ich brak stwierdzili dopiero w połowie marca. Obserwacje te są zbliżone do wyników badań na lucernie, gdzie nicienie w glebie stwierdzano 3-krotnie w ciągu roku: w połowie października, pod koniec stycznia i na początku kwietnia, przy czym maksymalne zagęszczenie przypadało na okres największej wilgotności gleby przy temperaturze  $0^{\circ}\text{C}$  [50].

Przy dużej wilgotności powietrza nicienie wędrują w górę, po łodydze do liści, w cienkiej warstwie wody z prędkością około  $15\text{ mm} \cdot \text{s}^{-1}$ . [42]. Są najbardziej ruchliwe w miejscach dużej koncentracji włosków epidermalnych, tj. na wierzchołkach wzrostu i spodniej stronie liści. Wnikanie następuje przez szparki oddechowe i ma miejsce jedynie wtedy, gdy woda odparowuje z powierzchni roślin i warstewka wody jest tak cienka, że nicienie mogą poruszać się jedynie bardzo powoli. Przemieszczają się wtedy z prędkością  $7,6\text{ mm} \cdot \text{s}^{-1}$  [42] i prześlizgują się przez aparat szparkowy w ciągu 3–4 sekund [46]. Ponadto nicienie wykazują większą aktywność w liściach mokrych niż w suchych, stąd porażenie roślin chryzantem jest szybsze [42], a różnica jest 10-krotna [18]. Także gdy liście są wilgotne, na przykład po deszczu, przez szparki oddechowe wychodzi w ciągu pierwszej godziny 50% nicieni, które aktywnie przemieszczają się, szukając nowych miejsc żerowania.

Badania wykazały, że w szerniałej części liścia znajduje się relatywnie mało nicieni i są to głównie osobniki dorosłe. W brązowo-zielonym sektorze porażonego liścia przeważają osobniki dorosłe, występują także larwy i jaja. Natomiast w całkowicie zielonej części liścia są głównie jaja oraz larwy i jedynie kilka osobników



dorosłych. W suchych liściach 95% stanowią osobniki dorosłe i larwy ostatniego stadium oraz 12% larwy we wczesnym stadium rozwojowym [43].

W stanie anabiozy osobniki dorosłe *A. ritzemabosi* w suchych liściach przetrzymywanych w temperaturze 25°C mogą przeżyć dwa lata [13]. Christie [6], przetrzymując próby w warunkach pokojowych, po 16 miesiącach z suchych liści otrzymał żywe nicienie, ale już po 19 miesiącach – żadnego [6]. Jeżeli jednak porażony materiał przetrzymywany jest w temperaturze 4°C, to jeszcze po 3 latach 33% nicieni jest ciągle żywych [13].

W uprawie gruntowej chryzantemy stwierdzono, że nicienie z liścia na liść nigdy nie rozprzestrzeniały się dalej niż do drugiego rzędu od źródła infekcji, a maksymalna odległość wyniosła 915 cm [18].

Węgorek chryzantemowiec wykazuje adaptację do cieplejszego środowiska, a maksimum wydolności oddechowej osobników dorosłych jest w zakresie temperatury 30–35°C. Poziom respiracji nie wzrasta w środowisku bogatszym w składniki pokarmowe, ale jest wyższy w powietrzu (zawartość CO<sub>2</sub> 0,03%) niż przy całkowitym braku dwutlenku węgla. Nicienie znoszą dużą koncentrację dwutlenku węgla, ale 2% stężenie obniża ich wydolność oddechową. Węgorek chryzantemowiec znosi wysokie ciśnienie osmotyczne, co związane jest z przystosowaniem do życia wewnątrz liści, w których gromadzone są produkty fotosyntezy [3].

## Cykl życiowy i płodność

---

Stewart w 1921 roku jako pierwszy zbadał cykl życiowy *A. ritzemabosi*. Stwierdził, że trwa on około 14 dni, nie określając jednak zakresu temperatury i wilgotności. Badania nad cyklem życiowym tego nicienia na chryzantemie wykazały, że rozwój jednego pokolenia w temperaturze 14–17°C trwa 10–13 dni, przy czym jajo rozwija się przez 3–4 dni, larwa 9–10 dni, a samica składa jaja po 1–2 dniach od osiągnięcia dojrzałości płciowej [43]. W innych badaniach ustalono, że w szklarni, w temperaturze 17–23°C cykl życiowy trwa 11–12 dni, jajo rozwija się przez 4–5 dni, a larwa osiąga dojrzałość płciową po 7–8 dniach, w warunkach polowych zaś w temperaturze 13–18°C jedno pokolenie rozwija się przez 13–14 dni.

Średnia płodność samic na chryzantemie w warunkach szklarniowych i polowych jest zbliżona i wynosi 22–23 jaja, maksymalnie 36 jaj, i dziennie składają około 2 jaj każda. W szklarni po 38 dniach od zasiedlenia liści chryzantemy pojedynczą samicą stwierdzono 3,5 tys. osobników i był to koniec trzeciego pokolenia [12]. Trochę wyższy współczynnik rozmnażania otrzymali Dolliver i in. [8]. Nakładając pojedynczą samicę na liść tytoniu po 29 dniach w 24°C i 4 dniach inkubacji w 26°C stwierdzili 3880 sztuk potomstwa. Rozmnażanie nicieni jest najszybsze w temperaturze 24–26°C, a ustaje w temperaturze 8°C [8].

Największa liczba nicieni w częściach zielonych lucerny przypada w okresie, gdy średnia temperatura dobowa wynosi 20–25°C [50].

Samice *A. ritzemabosi* nie mają zdolności rozmnażania partenogenetycznego, samce są niezbędne do reprodukcji. Proporcja samców do samic wynosi między 1 : 3, a 1 : 8 [12] lub między 1 : 4, a 1 : 17, jak podają Dolliver i in. [8]. Według Li i Zhang [26] na chryzantemie samce stanowią 12% ogólnej liczby osobników dorosłych.

## Współdziałanie z innymi patogenami

---

Węgorek chryzantemowiec wykazuje również współdziałanie z niektórymi bakteriami i grzybami. Razem z bakterią *Corynebacterium fascians* powoduje tzw. kalafiorowatość truskawki. Aby nastąpiły zmiany chorobowe na roślinie muszą występować obydwa organizmy, żaden z nich nie może ich wywołać sam [28]. Nicienie spełniają zarówno rolę wektora, jak i stymulują rozwój choroby przez korzystne zmiany biochemiczne w porażonej tkance. Bakterie zaś najpierw wpływają korzystnie na rozwój nicieni, a potem hamująco [37]. Stwierdzono także interakcje nicieni z niektórymi wirusami. Na roślinach tytoniu zainfekowanego wirusem mozaiki tytoniu (TMV) populacja węgorka znacznie spada [48], osiągając zaledwie 20% stanu liczbowego tego nicienia rozwijającego się na roślinach wolnych od wirusa. Na tytoniu stymulująco na rozwój populacji *A. ritzemabosi* działa wirus pierścieniowej plamistości pomidora (ToRSV) i wirus mozaiki gęsiówki (AMV), a hamująco – wirus nekrotycznej kędzierzawki tytoniu (TRV) i wirus pierścieniowej plamistości maliny (RRSV). Rozwój populacji nicieni najsilniej jest hamowany przez czarną pierścieniową plamistość pomidora (ToBRV) oraz TMV [49]. *A. ritzemabosi* był także znaleziony na roślinach gloksynii porażonych przez *Phytophthora cryptogea*, prawdopodobnie ułatwiając infekcję przez grzyb [30].

## Niechemiczne metody zwalczania

---

Węgorek chryzantemowiec okazał się groźnym szkodnikiem wielu roślin, stąd zaczęto poszukiwać skutecznych sposobów jego zwalczania. Pierwsza praca dotycząca tego zagadnienia pojawiła się w 1909 roku i napisana została przez Marciniowskiego (za: Thorne, 1961) [40]. Stwierdził on, że wodna kąpiel roślin w temperaturze 50°C przez pięć minut niszczy nicienie. Metoda ta była prosta i tania, stąd znalazła się w powszechnym użyciu, a późniejsze badania dotyczyły głównie jej udoskonalania [6, 17, 35, 51]. Christie [6] zaleca 30-minutową kąpiel w wodzie o temperaturze 44,4°C, zaznaczając jednak, że rośliny dobrze znoszą zabieg, ale ich wzrost jest trochę wolniejszy od roślin nietraktowanych. Szczygieł [35] za skuteczny zabieg dla truskawki podaje temperaturę wody w zakresie od 45,5 do 46,5°C przy

skracaniu czasu moczenia w wyższej temperaturze, a Wojtowicz i Łabanowski [51] dla karp matecznych chryzantem zalecają 10-minutową kąpiel w temperaturze 46°C. Obecnie dla każdego gatunku rośliny opracowywane są optymalne temperatury i czas trwania kąpeli wodnych (tab. 5). Skuteczność i bezpieczeństwo zaleconych kąpeli zależy nie tylko od gatunku rośliny, ale także od jej odmiany, ogólnego stanu roślin, czy samego terminu zabiegu [17, 35]. Na przykład, dla odmian truskawki o grubych i zwartych pąkach, temperatura gorącej kąpeli może okazać się niewystarczająca, ponieważ im grubszy i bardziej zwarty pąk, tym wolniej osiąga temperaturę pożądaną do zabicia nicieni. Ponadto rośliny dołowane są bardziej odporne na wysoką temperaturę kąpeli niż rośliny wykopane z pola bezpośrednio przed zabiegiem [35]. Niestety dla wyżej omówionej metody brak jest obecnie alternatywy w postaci zwalczania chemicznego, gdyż nie ma na rynku zarejestrowanych preparatów do zwalczania nicieni na roślinach ozdobnych.

**Tabela 5.** Temperatura i czas trwania kąpeli wodnych dla poszczególnych gatunków roślin wg Edwards [11]

Gatunek rośliny	Pokrój rośliny	Temp. (w °C)	Czas
Sępolia	małe rośliny doniczkowe	46,0*	15 min
Anturium	rozsada bez korzeni	46,6	12 min
Begonia	małe rośliny doniczkowe	47,0*	3 min
Chryzantema	karpy	46,0	5–15 min
		43,0	20–30 min
Paproć	małe rośliny doniczkowe	43,0*	10–15 min
Lilia	cebule	36,0	6 godz.
		44,0	1 godz.
Płomyk	karpy	44,0	1 godz.
Truskawka	sadzonki	47,0	15 min
Piwonia	karpy	47,0	40 min
Fiołek	rośliny w st. spoczynku	43,0	30 min

\* Po wyjęciu roślin z gorącej wody umieścić je w czystej, zimnej wodzie.

## Podsumowanie

*Aphelenchoides ritzemabosi* to rozpowszechniony na całym świecie szkodnik polifagiczny, który uszkodza liście i kwiatostany roślin. Najbardziej znany jest ze strat wywoływanych uprawie truskawki i chryzantemy. Ponadto na truskawce współdziała z bakterią *Corynebacterium fascians* powodując tzw. kalafiorowość.

Wysoka wilgotność powietrza, a więc zraszanie lub podlewanie roślin od góry, sprzyja ich porażeniu przez tego nicienia.

Cykl życiowy węgorka chryzantemowca trwa około 13–14 dni, przy czym optymalna dla niego temperatura to 24–26°C. Temperatury poniżej 8°C oraz powyżej 35°C hamują jego rozwój, a godzinna kąpiel w temperaturze około 44°C zwalcza tego szkodnika. Dobór temperatury kąpieli nie jest łatwy i zależy m.in. od gatunku rośliny poddawanej temu zabiegowi.

## Literatura

- [1] Alford D.V. 1991. A colour atlas of pests of ornamental trees, shrubs and flowers. Wolfe Publ. Ltd.: 448 ss.
- [2] Allen M.W. 1952. Taxonomic status of the bud and leaf nematodes related to *Aphelenchoides fragariae* (RITZEMA BOS, 1891). *Proc. Helminth. Society of Washashington* 19: 108–120.
- [3] Bhatt B.D., Rohde R.A. 1970. The influence of environmental factors on the respiration of plant-parasitic nematodes. *Journal of Nematology* 2(4): 277–285.
- [4] Brzeski M. 1960. Nicienie-pasożyty roślin ozdobnych. *Przegląd Ogrodniczy* 12: 14–16.
- [5] Cayrol J.C., Combettes S. 1972. Étude histopathologique de l'anguillulose des feuilles du chrysanthème sur cultures monoxéniques. *Ann. Zool. – Écol. Anim.* 4(2): 119–128.
- [6] Christie J.R. 1959. Plant nematodes: Their Bionomics and Control. Agricultural Experiment Stations University of Florida, Gainesville, Florida: 256 ss.
- [7] Daughtrey M.L., Wick R.L., Peterson J.L. 1995. Compendium of flowering potted plant diseases, APS Press: 90 ss.
- [8] Dolliver J.S., Hildebrandt A.C., Riker A.J. 1962. Studies of production of *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ) on plant tissues in culture. *Nematologica* 7: 294–300.
- [9] Dunn R.A. 2005. Foliar nematodes as pests of ornamental plants. Univ. Florida, IFAS ext., SP 221: 2 ss.
- [10] Dz. U. Z dnia 14 lutego 1996 roku, nr 15, pozycja 81. Rozporządzenie Ministra Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej w sprawie zwalczania organizmów szkodliwych.
- [11] Edwards D.I. 2000. Foliar nematode disease of ornamentals. Univ. Illinois Urbana-Champaign. RPD 1102: 5 ss.
- [12] French N., Barraclough R.M. 1961. Observations on the reproduction of *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ). *Nematologica* 6: 89–94.
- [13] French N., Barraclough R.M. 1962. Survival of *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ) in soil and dry leaves. *Nematologica* 7: 309–316.
- [14] Goffart H. 1951. Nematoden der Kulturpflanzen Europas. Paul Parey (ed.), Berlin: 144 ss.
- [15] Greet D.N., Wallace H.R. 1962. Diagnosis of eelworm attack in chrysanthemums. *Plant Pathology* 11(1): 43.
- [16] Goodey T. 1956. The nematode parasites of plants catalogued under their hosts. Comm. Agricul. Bur., Farn. Royal, England: 140 ss.
- [17] Hesling J.J., Wallace H.R. 1960. Susceptibility of varieties of chrysanthemum to infestation by *Aphelenchoides ritzema-bosi* (SCHWARTZ). *Nematologica* 5: 297–302.

- [18] Hesling J.J., Wallace H.R. 1961. Observations on the biology of chrysanthemum eelworm *Aphelenchoides ritzema-bosi* (SCHWARTZ) STEINER in florists' chrysanthemum. *Ann. Appl. Biol.* 49: 195–203.
- [19] Hesling J.J., Wallace H.R. 1961b. Observations on the susceptibility of chrysanthemum varieties infested at two different times with chrysanthemum eelworm *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ). *Nematologica* 6: 64–68.
- [20] Junges W. 1938. Systematik und Variabilität der pflanzenparasitischen Aphelenchen, sowie deren Verbreitung an verschiedenen Wirtspflanzen. *Z. Parasitenk.* 10: 559–607.
- [21] Kornobis S. 1990. Wzajemne oddziaływanie między roślinami a pasożytującymi na nich nicieniami. *Kosmos* 39(4): 389–401.
- [22] Krusberg L.R. 1961. Studies on the culturing and parasitism of plant-parasitic nematodes, in particular *Ditylenchus dipsaci* and *Aphelenchoides ritzemabosi* on alfalfa tissues. *Nematologica* 6: 181–200.
- [23] Krusberg L.R. 1967. Analyses of total lipids and fatty acids of plant-parasitic nematodes and host tissues. *Comp. Biochem. Physiol.* 21: 83–90.
- [24] Lamberti F. 1997. Plant nematology in developing countries: Problems and progress. W: Plant nematode problems and their control in the Near East region. FAO Plant Production and Protection Paper – 144: 10–15.
- [25] Lehman P.S. 1991. A disease of gloxinias caused by foliar nematodes. *Nematology Circular* No. 195: PI92T–03: 2 ss.
- [26] Li Y.S., Zhang P. 1992. Occurrence of leaf wilt nematode disease of chrysanthemum in Guizhou. *Plant Protection* 18(2): 47.
- [27] Łabanowski G., Soika G. 2002. Aktualne problemy w ochronie roślin ozdobnych przed szkodnikami. *Progress in Plant Protection* 42(1): 188–195.
- [28] Pitcher R.S., Crosse J.E. 1958. Studies in the relationship of eelworms and bacteria to certain plant diseases, II. Further analysis of the strawberry cauliflower disease complex. *Nematologica* 3: 244–256.
- [29] Prado C., Moss C.S. 1978. Nemátodo *Aphelenchoides ritzemabosi* su presencia en Mexico en el follaje de margariton. *Panagfa* 6(52): 12–13.
- [30] Siddiqi M.R. 1974. *Aphelenchoides ritzemabosi*. Descriptions of plant-parasitic nematodes, Set 3, No. 32. St. Albans, UK: CAB International: 4 ss.
- [31] Soika G., Łabanowski G. 2003. Zagrożenie upraw szkółkarskich roślin ozdobnych przez węgorka chryzantemowca i próba jego zwalczania. *Progress in Plant Protection* 43(2): 936–939.
- [32] Sturhan D. 1962. Über neue Wirtspflanzen der Blattäichen *Aphelenchoides fragariae* und *A. ritzemabosi*, mit Bemerkungen zu den Wirtspflanzenkreisen beider Nematodenarten. *Anz. Schädlingsk.* 35: 65–67.
- [33] Sturhan D., Lišková M. 1998. Records of leaf nematodes (*Aphelenchoides* spp.) in the Slovak Republic. *Helminthologia* 35(3): 155–157.
- [34] Szczygieł A. 1967. Wstępna ocena szkodliwości nicieni rodzaju *Aphelenchoides* dla truskawek w Południowej Polsce. *Prace Ins. Sad.* T. XI: 211–224.
- [35] Szczygieł A. 1969. Ocena skuteczności odkażania sadzonek truskawek ciepłą wodą w zwalczaniu nicieni z rodzaju *Aphelenchoides*. *Prace Ins. Sad.* T. XIII: 133–145.

- [36] Szczygieł A. 1970. Distribution of leaf and bud nematodes (*Aphelenchoides* spp.) and stem nematode (*Ditylenchus dipsaci*) in strawberry fields in Poland. *Zesz. Probl. Post. Nauk Rol.* 92: 311–329.
- [37] Szczygieł A. 1983. Współdziałanie pasożytniczych nicieni z patogenami roślin. *Post. Nauk Rol.* 4: 71–90.
- [38] Szczygieł A. 1988. Nematode problem and research in Poland. *Advances in Plant Nematology Proc. of U.S. Pakistan International Workshop on Plant Nematology*, April 6–8, 1986, Karachi, Pakistan: 47–57.
- [39] Szczygieł A., Danek J. 1975. Susceptibility of strawberry cultivars to leaf and bud nematodes (*Aphelenchoides* spp.). *Fruit Science Reports* II(2): 47–57.
- [40] Thorne G. 1961. Principles of nematology. McGraw-Hill Book Company, INC: 553 ss.
- [41] Vovlas N., Minuto A., Garibaldi A., Troccoli A., Lamberti F. 2005. Identification and histopathology of the foliar nematode *Aphelenchoides ritzemabosi* (Nematoda: Aphelenchoididae) on basil in Italy. *Nematology* 7(2): 301–308.
- [42] Wallace H.R. 1959. Movement of eelworms. V. Observations on *Aphelenchoides ritzema-bosi* (SCHWARTZ, 1912) STEINER, 1932 on florists' chrysanthemums. *Ann. Appl. Biol.* 47(2): 350–360.
- [43] Wallace H.R. 1960. Observations on the behaviour of *Aphelenchoides ritzema-bosi* in chrysanthemum leaves. *Nematologica* 5: 315–321.
- [44] Wallace H.R. 1961a. Browning of chrysanthemum leaves infested with *Aphelenchoides ritzemabosi*. *Nematologica* 6: 7–16.
- [45] Wallace H.R. 1961b. The nature resistance in chrysanthemum varieties to *Aphelenchoides ritzemabosi*. *Nematologica* 6: 49–58.
- [46] Wallace H.R. 1963. The biology of plant parasitic nematodes. Edward Arnold LTD, London: 280 ss.
- [47] Webster J.M. 1967. The influence of plant-growth substances and their inhibitors on the host-parasite relationships of *Aphelenchoides ritzemabosi* in culture. *Nematologica* 13: 256–262.
- [48] Weischer B. 1969. Vermehrung und Schadwirkung von *Aphelenchoides ritzemabosi* und *Ditylenchus dipsaci* in virusfreiem und in TMV- infiziertem Tabak. *Nematologica* 15: 334–336.
- [49] Weischer B. 1975. Further studies on the population development of *Ditylenchus dipsaci* and *Aphelenchoides ritzemabosi* in virus-infected and virus-free tobacco. *Nematologica* 21: 213–218.
- [50] Williams-Woodward J.L., Gray F.A. 1999. Seasonal fluctuations of soil and tissue populations of *Ditylenchus dipsaci* and *Aphelenchoides ritzemabosi* in alfalfa. *Journal of Nematology* 31(1): 27–36.
- [51] Wojtowicz M., Łabanowski G.S. 1995. Wpływ termicznego i chemicznego traktowania roślin macecznych złoceń na ich wzrost i porażenie przez węgorzka chryzantemowca – *Aphelenchoides ritzemabosi*. *Zesz. Nauk. ISK* 2: 129–135.
- [52] Young J.E.B., Maher H.M. 2000. Evaluation of abamectin against bud and leaf nematode in hardy ornamentals. *The BCPC Conf – Pests & Diseases*: 309–314.
- [53] Zuckerman B.M., Mai W.F., Rohde R.A. 1971. Plant parasitic nematodes. Academic Press, New York and London, Vol. II: 347 ss.

## **Occurrence, harmfulness and biology of chrysanthemum foliar nematode – *Aphelenchoides ritzemabosi* (SCHWARTZ, 1911) on ornamental plants**

---

**Key words:** chrysanthemum foliar nematode, biology, host plants, harmfulness, non-chemical control

### Summary

In a review of nematological literature on *Aphelenchoides ritzemabosi*, (a) occurrence on ornamental plants and symptoms of feeding, (b) the relationships between hosts and nematodes, plants' reaction on parasites, (c) distribution of *Aphelenchoides ritzemabosi*, its biology, life cycle and simple non-chemical control and (d) interactions with other pathogens were given.