선충 종류별 4종 포식성곰팡이의 포식력 차이

Nematode-Trapping Fungi Showed Different Predacity among Nematode Species

*Corresponding author

Tel: +82-55-350-5692

Fax: +82-55-350-5509

E-mail: kimdgkr@naver.com

ORCID

<https://orcid.org/0000-0002-9858-6593>

강헌일¹ · 최인수^{1,2} · 박남숙² · 배창환³ · 김동근^{2*}

¹부산대학교 생명자원과학대학 식물생명과학과

²부산대학교 생명자원과학대학 선충연구센터

³환경부 국립생물자원관 생물자원활용부

Heonil Kang¹, Insoo Choi^{1,2}, Namsook Park², Changhwan Bae³, and Donggeun Kim^{2*}

¹Plant Bioscience, College of Natural Resources and Life Science, Pusan National University, Miryang 50463, Korea

²Nematode Research Center, Life and Industry Convergence Research Institute, Pusan National University, Miryang 50463, Korea

³Biological and Genetic Resources Assessment Division, National Institute of Biological Resources, Incheon 22689, Korea

Nematode-trapping fungi develop trap and consume nematodes are an important part of the subsoil ecosystem and they share a special predator-prey relationship. Four nematode-trapping species, there with adhesive network, *Arthrobotrys oligospora*, *A. sinensis*, *A. thumasia* and one with constricting ring, *Drechslerella brochopaga* were collected from soils in Korea and tested their predacity against 12 different nematode species. They were three feeding groups, plant-parasitic (*Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus penetrans*), fungivorous (*Aphelenchus avenae*), bacteriovorous (*Betlerius* sp. and *Diplogasteritus* sp. in diplogasterid, *Panagrolaimus labiatus*, *P. multidentatus* in panagrolaimid, *Mesorhabditis irregularis*, *Pelodera strongyloides* and *Rhabditis* sp., in rhabditid, and *Acrobeloides* sp. in cephalobid). Results showed that nematode-trapping fungi successfully captured most of nematodes in Petri dish in the group of plant-parasitic nematodes and rhabditids, moderately and variably in other nematodes in 15 days. But it didn't captured *A. avenae* and *Acrobeloides* sp. both belongs to c-p group 2. Numbers of *Acrobeloides* sp. and *A. avenae* even increased during the test period. The results of this study indicated that nematode-trapping fungi may have specificity among nematode species.

Keywords: Biocontrol, c-p group, Feeding group, Nematophagous fungi, Specificity

Received May 1, 2019

Revised July 24, 2019

Accepted August 16, 2019

선충은 길이 0.5 mm 정도의 미소동물로 토양에서 원생동물 다음으로 그 수와 생체중이 높다. 선충 밀도는 m² 당 5-12×10⁶ 건물중은 623-1,309 mg 정도이고(Freckman 등, 1979), 전 세

계적으로 약 30,000종의 선충이 기록되었다(Kiontke와 Fitch, 2013). 선충은 지구상 모든 토양에서 서식이 가능하며 먹이 습성에 따라 세균을 먹는 식세균성, 곰팡이를 먹는 식균성, 포식성, 식물기생성, 동물기생성, 잡식성선충 등으로 나눈다. 토양 중 가장 밀도가 높은 식세균성 선충은 토양 유기물이 분해되는 곳에 많으며 세균 포식, 세균 분산, 유기물의 분해 및 생성, 또는 상위동물의 피포식자로서 토양 생태계의 영양 순환에 있어서

Research in Plant Disease

pISSN 1598-2262, eISSN 2233-9191

www.online-rpd.org

© The Korean Society of Plant Pathology

© This is an open access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution Non-Commercial License (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/>), which permits unrestricted non-commercial use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

중요한 역할을 하고 있다. 식세균성선충은 세균을 먹이로 하여 성장하는데, 유기체인 세균을 먹고 소화하여 무기질 암모니아를 배출함으로써 질소무기화작용에 관여하며 ha당 1.38 kg의 질소를 생산한다(Ferris 등, 1997).

반면, 식물기생성선충은 식물의 세포에서 양분을 흡수함으로써 직접적인 수량 감소를 일으키는데 전 세계 식량 생산에 있어서 가장 큰 위협 요인 중의 하나이다(Luc 등, 2005). 모든 작물은 1종 이상의 식물기생성선충에 의하여 피해를 받으며 전 세계 모든 지역에서 피해가 발생되고 있다(Bridge와 Starr, 2007). 선충의 피해정도는 작물에 따라 3.3–20.6%이며, 평균 12.3%이고 선충에 의한 농작물의 피해액은 전 세계적으로 연간 3,580억 달러로 추정되며, 개발도상국에서는 피해가 더 크다(Sasser와 Freckman, 1987). 주요 식물기생성선충은 잎선충류(*Aphelenchoides* spp.), 줄기선충류(*Ditylenchus* spp.), 씨스트선충(*Globodera* spp., *Heterodera* spp.), 뿌리혹선충류(*Meloidogyne* spp.), 뿌리썩이선충류(*Pratylenchus* spp.), 바이러스 매개선충인 궁침선충류(*Trichodorus* spp.)와 검선충류(*Xiphinema* spp.)이다.

포식성곰팡이는 양분이 있으면 유기물에서 번식하다가 양분이 부족해지면 특수한 기관을 만들고 이를 이용하여 선충을 포획하여 선충으로부터 양분을 섭취한다. Fresenius (1852)에 의하여 *Arthrobotrys oligospora*가 처음 발견된 이후 균계에 속하는 곰팡이가 동물계에 속하는 선충을 잡아먹는 흥미로운 현상에 대하여 많은 연구자들이 관심을 가졌다. 최초의 포식성곰팡이를 이용한 식물 기생성 선충의 생물학적 방제 연구는 1937년 Linford (Linford, 1937)에 의하여 하와이에서 실시되었는데, 그는 파인애플의 잎, 순들을 잘게 잘라 토양에 넣고 토양 내 선충과 포식성곰팡이의 밀도 변화를 관찰하였다. 초기에는 유기물의 첨가로 인해 식세균성선충의 밀도가 매우 높게 증가하였고, 그 후 이 선충들을 포식하기 위해 포식성곰팡이의 밀도가 증가하였는데, 증가된 포식성곰팡이들은 식세균성선충뿐 아니라 기생성선충까지도 포식하여, 결과적으로 시험구내 기생성 선충의 밀도가 원래보다 더 낮아졌다(Linford, 1937; Linford 등, 1938).

선충을 잡는 포식성곰팡이의 기관은 끈끈이균사(adhesive hyphae), 끈끈이격자(adhesive column), 끈끈이그물(adhesive network), 끈끈이봉(adhesive knob), 비수축성올가미(non-constricting rings), 수축성올가미(constricting rings) 등으로 다양한 형태와 기능을 가지고 있다. 그 중 끈끈이그물은 토양에서 가장 흔히 발견되는 종류로 영양균사에서 가지가 생기고 그 끝이 굽어 3차원의 그물 형태로 되는데, 그물에는 끈끈한 물질이 묻어 있어 선충이 접촉되면 빠져나가지 못한다. 수축성 올가미는 포식기관 중에서 가장 진화된 기관으로 선충이 올가

미 안으로 들어가 올가미의 내부를 자극하면 올가미의 세포가 1/10초의 속도로 안쪽으로 팽창하여 선충을 졸라 죽이게 되는데, 팽창될 때 세포의 크기는 3배로 증가한다. 선충잡이의 기작으로 보면 끈끈이 그물이 가장 많은 75%를 차지하고 있고, 반면 가장 정교한 수축성올가미를 가진 포식성곰팡이는 5% 정도로 끈끈이봉과 같이 분포도가 낮다. 국내 연구에서도 끈끈이그물을 형성하는 종은 *Arthrobotrys oligospora*, *A. conoides*, *A. arthrobotryoides*, *A. superba*, *Monacrosporium thaumasium* 등이 발견되었으며 그중에서 *A. oligospora*가 25%로 가장 많이 분포하고있었다(Kim 등, 1997).

이후 이들 포식성곰팡이들을 이용하여 식물기생성선충을 방제하고자 많은 연구가 되었는데(Cayrol, 1983; Stirling와 Mani, 1995) 몇몇 방제효과가 있는 포식성곰팡이들이 상품으로 등록되었다(Cayrol, 1983; Pelagatti and Piccolo, 1990). 그러나 이들 포식성곰팡이 제제를 이용한 선충방제 효과는 처리 시기, 작물, 포장, 선충에 따라 방제효과의 변이가 심하였다. 이러한 문제를 해결하기 위하여 추가적으로 포자의 fungistasis (Cooke와 Satchuthananthavale, 1968; Dobbs와 Hinson, 1953; Mankau, 1962), 우수 계통 선발(Galper 등, 1995), 제제화(Hastuti와 Faull, 2018; Stirling와 Mani, 1995), 기주특이성(Gaspard와 Mankau, 1987; Rosenzweig 등, 1985) 등의 연구들이 수행되고있다.

몇몇 식물기생성선충을 이용한 연구에서 포식성곰팡이는 선충 종에 따른 기주 특이성이 없다고 하였다(Rosenzweig 등, 1985). 그러나 토양 내에는 식세균성, 식균성, 포식성, 식물기생성, 곤충기생성, 잡식성선충 등 15,000종 이상의 다양한 선충 종류가 있으며 또한 200종 이상의 포식성곰팡이가 존재하기 때문에, 선충 종류와 포식성곰팡이 사이에 종 특이적인 상호 관계가 있을 것이라는 추정도 가능하다. 그러나 이 부분에 대한 자세한 연구는 아직 부족한 현상이다.

따라서 이번 연구에서는 토양에서 가장 흔히 발견되는 3차원의 끈끈이그물을 가진 *A. oligospora*, *A. thaumasia*, *A. sinensis*와 가장 발달된 포식기관인 수축성올가미를 가진 *Drechslerella brochopaga*를 이용하여 식세균성선충 9종, 식균성선충 1종, 식물기생성선충 2종에 대한 기주특이성을 연구하였다.

시험에 사용된 포식성곰팡이. 끈끈이그물형 포식기관을 가진 3종, *Arthrobotrys oligospora*, *A. sinensis*, *A. thaumasia*와 수축성올가미형 포식기관을 가진 *Drechslerella brochopaga* 1종을 토양에서 분리한 후 potato dextrose 배지에서 순수배양하고 각 포식성곰팡이의 DNA를 추출하여 종을 동정한 다음 시험에 사용하였다(Table 1, Fig. 1).

Table 1. List of nematode trapping fungi used in the experiment

Species	Trapping device	Conidial type	Conidial septum
<i>Arthrobotrys oligospora</i>	3-D network	Pear	1
<i>A. sinensis</i>	3-D network	Spindle	1-3
<i>A. thaumasia</i>	3-D network	Spindle	2-3
<i>Drechslerella brochopaga</i>	Constricting ring	1-septate	3

Fig. 1. Conidial shape and trapping organs of predatory fungi used in the experiment. (A) *Arthrobotrys oligospora*. (B) *A. sinensis*. (C) *A. thaumasia*. (D) *Drechslerella brochopaga*. (E) 3-Dimensional sticky network. (F) Constricting ring. Scale bars=20 μ m.

시험에 사용된 선충. 식세균성선충 9종, 식균성선충 1종, 식물기생성선충 2종 등 총 12종의 선충이 시험에 사용되었다(Table 2, Fig. 2). 세균을 먹이로 하는 식세균성선충인 cephalobid 2종류(*Acrobeloides* sp. #1, *Acrobeloides* sp. #2), diplogasterid 2종류(*Butlerius* sp., *Diplogasteritus* sp.), panagrolaimid 2종류(*P. labiatus*, *P. multidentatus*), rhabditid 3종류(*Mesorhabditis irregularis*, *Pelodera strongyloides*, *Rhabditis* sp.)는 nematode growth medium을 이용하여 배양하였으며(Chaudhuri 등, 2011), 곰팡이를 먹는 식균성선충인 *Aphelenchus avenae*는 cornmeal agar 배지에 *Botrytis cinerea* 곰팡이를 먼저 증식 후 선충을 접종하고 증식하였다. 식물기생성선충인 뿌리혹선충(*Meloidogyne incognita*)은 온실에서 토마토('Rutger')를 이용하여 증식시켜 시험에 사용하였으며, 뿌리썩이선충(*Pratylenchus penetrans*)은 Carrot disk method를 이용하여 실내에서 인공배양하여 시험에 사용하였다(Moody 등, 1973).

선충 종류별 포식성곰팡이에 대한 반응. 1.5% water agar

를 직경 60-mm Petri dish에 부어 굳힌 후, 미리 증식시켜둔 포식성곰팡이를 0.5 cm 크기로 잘라 Petri dish 중앙에 접종하고, 포식성곰팡이 주위에 선충 약 100마리를 접종하였다. 뿌리혹선충의 경우는 뿌리로부터 신선한 난낭을 채취하여 접종된 포식성곰팡이 위에 난낭 3개씩을 접종하였다. 접종된 Petri dish는 실온에서(21-25°C) 보관하고, 접종 후 Petri dish를 매일 관찰하여 포식성곰팡이별로 최초 포식기관 형성일을 기록하였고, 15일 후 Petri dish 내 살아있는 선충과 포식된 선충의 전체 수를 확인하였다. 시험은 각 처리별 2번 반복으로 수행하였다.

포식성곰팡이는 종류가 다양하고 대량 인공 배양이 용이한(Hayes와 Blackburn, 1966; Saxena 등, 1989) 장점이 있으나 선충의 종류에 따른 기주 특이성이 적어(Barron, 1977) 천적 개발에 어려움이 있다고 알려져 있다. 그러나 이번 연구에 의하면 포식성곰팡이는 선충 종류별로 포식성에 차이를 보였다. 대부분의 포식성곰팡이는 선충 종류와 무관하게 선충 접종 4일째에 포식기관을 형성하였으나 *Acrobeloides* spp. 선충을 접종한 Petri dish에서는 8일째에 포식기관이 발생되었다.

4종의 포식성곰팡이에 모두 감수성인 선충은 식물기생성선충 2종류, Rhabditidae에 속하는 *P. strongyloides*, *M. irregularis*이었다. 이들은 접종 4일후부터 선충이 잡히기 시작하였고, 잡힌 선충은 내부로 곰팡이가 번식하여 15일째에는 거의 선충의 형태를 알아볼 수 없을 정도였다. 반면, Cephlobidae에 속하는 *Acrobeloides* spp., *A. avenae*는 4종의 포식성곰팡이에 모두 저항성을 보였다. 오히려 이들은 15일 후 관찰하였을 때, Petri dish 내에 선충 수가 초기접종 밀도와 같거나 오히려 2-3배 정도까지 번식되었다. 나머지 선충 종들은 포식성곰팡이 종류에 따라 감수성에 차이가 있었다. *A. oligospora*는 끈끈이그물로 선충을 포식하는 종류인데 포식성곰팡이 중에서 가장 흔히 발견되는 종이며 또한 가장 많이 연구된 포식성곰팡이이다. 이 포식성곰팡이는 선충이 없으면 부생성으로 성장하다가 선충이 있으면 3차원의 끈끈이그물형 포식기관 만들어 선충 포식한다(Nordbrin-Hertz, 2004). 이번 연구에서 *A. oligospora*는 대부분의 선충을 다소간 포식하였으나, *Acrobeloides* spp., *A. avenae*는 포식하지 않았다(Fig. 3). Rosenzweig 등(1985)은 7종 포식

Fig. 2. Typical head shape of nematodes used in the experiment. (A) *Aphelenchus avenae*. (B) *Cephalobidae* sp. (C) *Diplogasteridae*. (D) *Panagrolaimidae*. (E) *Rhabditidae*. (F) *Meloidogyne incognita*. (G) *Pratylenchus penetrans*. Scale bars=20 μ m.

Fig. 3. Four nematode-trapping fungi showed different predacity among 12 nematode species. Cephalobidae: *Acrobeloides* sp. #1, *Acrobeloides* sp. #2, *Acrobeloides* sp. #3. Diplogasteridae: *Butlerius* sp., *Acrostichus* sp., *Diplogasteritus* sp. Panagrolaimidae: *Panagrolaimus apicatus*, *P. labiatus*, *P. multidentatus*. Rhabditidae: *Mesorhabditis irregularis*, *Rhabditis* sp., *Pelodera strongyloides*. Aphelenchidae: *Aphelenchus avenae*, Plant-parasitic nematodes *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus penetrans*. Ao, *Arthrobotrys oligospora*; As, *A. sinensis*; At, *A. thaumasia*; Db, *Drechslerella brochopaga*. ^aNumber of nematodes survived in a Petri dish after 15 days; %=(No. of survived nematodes/No. of inoculated nematodes)×100.

성곰팡이와 9종의 선충을 이용하여 시험한 결과 기주선택성은 없다고 하였는데, 이때 Rosenzweig (1985)가 시험에 사용한 선충은 대부분 식물기생선충이었으며 사용한 선충 중에 *Acrobeloides* spp., *A. avenae*는 없었다.

곰팡이를 먹는 식균성선충(Fig. 2A)인 *A. avenae*는 작고 날씬한 침을 가지며 곰팡이 균사에 구멍을 뚫어 양분을 흡수하여

성장한다. 식균성선충은 곰팡이를 먹는 선충이므로 포식성곰팡이에 잡히지 않을 수도 있을 것이라고 예상하였지만 세균을 먹는 선충인 *Acrobeloides* spp.가 포식성곰팡이에 잡히지 않은 것은 예상 밖이었다.

Rhabditid와 cephalobid 선충은 같이 세균을 먹는 선충이지만 입의 형태나 생태가 서로 다르다. Rhabditid 선충은 긴 튜

Table 2. List of nematode species and their feeding habits used in the experiment

Species	Family	c-p group ^a	Feeding group ^b	Functional guild ^c
<i>Acrobeloides</i> sp. #1	Cephalobidae	2	3	b2
<i>Acrobeloides</i> sp. #2	Cephalobidae	2	3	b2
<i>Butlerius</i> sp.	Diplogasteridae	1	3	b1
<i>Diplogasteritus</i> sp.	Diplogasteroidiae	1	3	b1
<i>Panagrolaimus labiatus</i>	Panagrolaimidae	1	3	b1
<i>P. multidentatus</i>	Panagrolaimidae	1	3	b1
<i>Mesorhabditis irregularis</i>	Rhadtidae	1	3	b1
<i>Pelodera strongyloides</i>	Rhadtidae	1	3	b1
<i>Rhabditis</i> sp.	Rhadtidae	1	3	b1
<i>Aphelenchus avenae</i>	Aphelenchidae	2	2	f2
<i>Meloidogyne incognita</i>	Heteroderidae	3	1	h3
<i>Pratylenchus penetrans</i>	Pratylenchidae	3	1	h3

^ac-p group (colonizer-persister): ranges from a colonizer (c-p=1) to a persister (c-p=5).

^b1=plant feeder, 2=hyphal feeder, 3=bacterial feeder.

^cb1, enrichment indicator bacterial feeders; b2, basal indicator bacterial feeders; f2, enrichment and basal fungal feeders; h3, endoparasitic plant feeder.

브형의 입을 가졌으며(Fig. 2E), cephalobid 선충은 좁은 삼각형 입을 가졌다(Fig. 2B). 또한 rhabditid 선충은 maturity index 1 opportunists (Bongers, 1990)로서 퇴비화 과정 초기에 나타나며 토양 내에서 유기물의 질소무기화에 관여하는 선충이다(Table 2). 반면, cephalobid 선충은 maturity index 2로 rhabditid 선충보다 늦게, 퇴비가 거의 완성된 시점에 *Aphelenchus* 종과 같이 나타난다(Ferris 등, 1996). 또한 rhabditid 선충은 토양 전체에서 분산되어 발견되며 cephalobid 선충은 주로 뿌리근처에서 발견되는 특징이었다(Griffiths 등, 1991). Bouwman 등(1996)의 연구에서도 *Rhabditis* sp. 선충이 *Acrobeloides butschlii*보다 3종류의 포식성곰팡이 *Drechmeria coniospoma*, *A. oligospora*, *Dactylaria* sp.에 감수성이라고 보고하였다.

Acrobeloides spp., *A. avenae*가 모든 포식성곰팡이에 저항성인 것은 아닌 것으로 보인다. Gaspard와 Mankau (1987)에 의하면 끈끈이봉을 가진 *Monacrosporium ellipsosporum*은 식물기생성선충인 *Aphelenchoides* sp., *Crictonemella xenoplax*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus scribneri*, *Tylenchulus semipenetrans*, *Acrobeloides* spp., *A. avenae* 표피에 부착되는 것이 관찰되었다. 이들 선충은 모두 표피에 주름이 있는 선충이었으며 반면 표피에 주름이 없는 종인 Dorylaimid 종류의 선충 4종(*Longidorus africanus*, *Mesodorylaimus* sp., *Paratrichodorus*

minor, *Xiphinema americanum*)에는 *M. ellipsosporum* 곰팡이의 끈끈이봉이 부착되지 않았다.

이러한 선충 종류별, 포식성곰팡이 종류에 따른 기주특이성은 이들 포식성곰팡이를 이용한 천적 개발에 중요한 의미가 있다. 예를 들어, 대부분의 rhabditid 선충은 포식성곰팡이에 감수성이므로 rhabditid 선충이 토양에 풍부하도록 토양 환경을 조절하면 포식성곰팡이의 밀도도 높게 유지될 것이고, 궁극적으로 식물기생성선충의 밀도를 줄이게 될 것이다(Timper, 2014). 따라서 천적 포식성곰팡이의 선발 및 제제화와 더불어 토양 내 rhabditid 선충이 풍부해지도록 만드는 방법을 고려해 볼 필요가 있다.

일반적으로 포식성곰팡이는 기주가 되는 선충이 없는 경우에는 포식기관을 만들지 않고, 기주 선충이 있으면 선충을 인지하여 포식기관을 만들게 된다(Barron, 1977). 이러한 포식성곰팡이의 선충 인지 현상은 선충의 표피에 있는 어떠한 물질이 포식성곰팡이의 포식기관을 발현시킨다고 생각되었고, 포식기관을 형성시킬 수 있는 물질을 'Nemin'으로 명명하였다(Pramer와 Stoll, 1959). 포식기관이 생성된 이후에 포식기관에 선충이 붙는 것은 포식기관의 lectin과 선충표피의 특이 carbohydrate가 결합하기 때문이라고 하였는데(Nordbring-Hertz와 Mattiasson, 1979; Tunlid 등, 1992), 선충표피의 carbohydrate 종류

는 glucose-mannose, N-acetylgalactosamine residues 등이 알려졌다(Rosenzweig 등, 1985). 최근 *Caenorhabditis elegans*로부터 서로 상호작용하여 선충의 행동과 발달에 관여하는 100종 이상의 ascarosides가 발견되었다(von Reuss 등, 2012). Rhabditid에 속하는 *C. elegans*를 대상선충으로 하여 ascarosides의 포식기관 발현 가능성 시험에서, ascaroside는 끈끈이그물을 형성하는 4종의 포식성곰팡이에서는 모두 포식기관을 만들었고, 수축성올가미를 가지는 3종의 포식성곰팡이에서는 포식기관을 만들지 않았다(Hsueh 등, 2013).

이러한 여러 결과를 미루어볼 때, 선충-포식성곰팡이 사이의 기주특이성은 선충의 표피에 있는 carbohydrate 종류, lectin의 종류, ascarosides 종류와 연관이 있지 않을까한다. 이번 연구에서 *Acroboloides* spp., *A. avenae*가 끈끈이그물을 가진 3종, 수축성올가미를 가진 1종의 포식성곰팡이에 모두 저항성이었으므로 이들 선충 표피의 carbohydrate 종류와 포식성곰팡이의 lectin에 대하여 추가적인 검토가 필요하다. 더불어 선충의 크기, 운동성, 유충 탈피의 용이성, 표피 주름의 여부와 끈끈이접착성 등에 대하여 같이 검토가 되어야 할 것이다.

토양으로부터 포식성곰팡이를 분리할 때, 포식성곰팡이의 분리를 빠르고 용이하도록 분리배지에 인위적으로 선충을 접종할 수 있다(Kim 등, 1997). 본 연구결과에서, 선충 종류에 따라 포식성곰팡이의 포식능력이 다르게 나타남에 따라 포식성곰팡이 분리에 사용되는 선충 종류를 다르게 함으로서 독특한 포식성곰팡이 종이 분리될 수도 있다. 따라서, 선충 포식성곰팡이가 선충 종에 따라 특이적으로 반응하였으며 이러한 기주특이성을 이용하여 식물기생성선충의 친환경적 방제를 위한 하나의 수단으로 이용될 수 있다.

요 약

선충 포식성곰팡이는 유기물에서 번식하다가 양분이 부족해지면 특수 기관을 형성하여 선충을 포획하고 선충으로부터 양분을 섭취하기 때문에 토양 내 동물계와 먹이사슬을 이루며 생태계에서 중요한 부분을 차지한다. 본 연구에서는 끈끈이그물형 포식기관을 가진 3종, *Arthrobotrys oligospora*, *A. sinensis*, *A. thauasia*과 수축성올가미형 포식기관을 가진 *Drechslerella brochopaga* 1종 등 4종의 선충 포식성곰팡이의 식세균성선충 9종, 식균성선충 1종, 식물기생성선충 2종 등 총 12종의 선충류에 대한 포식력을 검정하였다. 4종의 포식성곰팡이에 모두 감수성인 선충은 식물기생성선충 2종류(*Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus penetrans*), Rhabditidae에 속하는 *P. strongyloides*, *Mesorhabditis irregularis*이었고 접종 4일 후부터 선충을 포

식하였으며, 선충 내부로 곰팡이가 번식하여 15일째에는 거의 선충의 형태를 알아볼 수 없을 정도였다. 반면, Cephlobidae에 속하는 *Acroboloides* spp., *A. avenae*는 4종의 포식성곰팡이에 모두 저항성을 보였으며 15일 후 관찰하였을 때, 접종배지 내에 선충 수가 초기접종 밀도와 같거나 오히려 2-3배 정도까지 번식되었다. 나머지 선충 종들은 포식성곰팡이 종류에 따라 감수성에 다소간 차이가 있었다. 본 연구결과, 선충 포식성곰팡이가 선충 종에 따라 특이적으로 반응하였으며 이러한 기주특이성을 이용하여 식물기생성선충의 친환경적 방제를 위한 하나의 수단으로 이용될 수 있다.

Conflicts of Interest

No potential conflict of interest relevant to this article was reported.

Acknowledgements

This study was carried out with the support of “Cooperative Research Program for Agriculture Science and Technology Department (Project No. PJ0134282019)” Rural Development Administration, Republic of Korea.

References

- Barron, G. L. 1977. The Nematode-Trapping Fungi. Canadian Biological Publications, Guelph, ON, Canada. 140 pp.
- Bongers, T. and Bongers, M. 1998. Functional diversity of nematodes. *Appl. Soil Ecol.* 10: 239-251.
- Bouwman, L. A., Hoenderboom, G. H. J., van der Maas, K. J. and de Ruiter, P. C. 1996. Effects of nematophagous fungi on numbers and death rates of bacterivorous nematodes in arable soil. *J. Nematol.* 28: 26-35.
- Bridge, J. and Starr, J. L. 2007. Plant Nematodes of Agricultural Importance: A Color Handbook. Academic Press, Boston, Ma, USA. 152 pp.
- Cayrol, J. C. 1983. Biological control of *Meloidogyne* by *Arthrobotrys irregularis*. *Rev. Nématol.* 6: 265-273.
- Chaudhuri, J., Parihar, M. and Pires-daSilva, A. 2011. An introduction to worm lab: from culturing worms to mutagenesis. *J. Vis. Exp.* 47: 2293.
- Cooke, R. C. and Satchuthananthavale, V. 1968. Sensitivity to mycostasis of nematode-trapping hyphomycetes. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 51: 555-561.
- Dobbs, C. G. and Hinson, W. H. 1953. A widespread fungistasis in soils. *Nature* 172: 197-199.

- Ferris, H., Eyre M., Venette, R. C. and Lau, S. S. 1996. Population energetics of bacterial-feeding nematodes: stage-specific development and fecundity rates. *Soil Biol. Biochem.* 28: 271-280.
- Ferris, H., Venette, R. C. and Lau, S. S. 1997. Population energetics of bacterial-feeding nematodes: carbon and nitrogen budget. *Soil Biol. Biochem.* 29: 1183-1194.
- Freckman, D. W., Duncan, D. A. and Larson, J. R. 1979. Nematode density and biomass in an annual grassland ecosystem. *J. Range Manag.* 32: 418-422.
- Fresenius, G. 1852. Contributions to Mycology. 2nd ed. Heinrich Ludwig Brömmel Verlag, Frankfurt. 80 pp.
- Galper, S. Smith, L. J., Eden, L. M. and Stirling, G. R. 1995. Simple screening methods for assessing the predacious activity of nematode-trapping fungi. *Nematologica* 41: 130-140.
- Gaspard, J. T. and Mankau, R. 1987. Density-dependence and host-specificity of the nematode-trapping fungus *Monacrosporium elipsosporum*. *Rev. Nématol.* 10: 241-246.
- Griffiths, B. S., Young, I. M. and Boag, B. 1991. Nematodes associated with the rhizosphere of barley (*Hordeum vulgare*). *Pedobiologia* 35: 265-272.
- Hastuti, L. D. S. and Faull, J. 2018. Wheat bran soil inoculant of sumateran nematode-trapping fungi as biocontrol agents of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* on deli tobacco (*Nicotiana tabacum* L.) cv. deli 4. *Earth Environ. Sci.* 130: 012009.
- Hayes, W. A. and Blackburn, F. 1966. Studies on nutrition of *Arthrobotrys oligospora* Fres., and *A. robusta* Dudd: the predacious phase. *Ann. Appl. Biol.* 58: 51-60.
- Hsueh, Y. P., Mahanti, P., Schroeder, F. C. and Sternberg, P. W. 2013. Nematode-trapping fungi eavesdrop on nematode pheromones. *Curr. Biol.* 23: 83-86.
- Kim, D. G., Lee, J. K., Lee, Y. K., Choi, Y. C. and Kim, Y. K. 1997. Description on five species of *Arthrobotrys* (Corda) Schenck, Kendrick & Pramer in Korea and their key. *RDA. J. Crop Prot.* 39: 33-41. (In Korean)
- Kiontke K. and Fitch, D. H. A. 2013. Nematodes. *Curr. Biol.* 23: R862-R864.
- Linford, M. B. 1937. Stimulated activity of natural enemies of nematodes. *Science* 85: 123-124.
- Linford, M. B., Yap, F. and Oliveira, J. M. 1938. Reduction of soil populations of the root-knot nematode during decomposition of organic matter. *Soil Sci.* 45: 127-142.
- Luc, M., Bridge, J. and Sikora, R. A. 2005. Reflection on nematology in subtropical and tropical agriculture. In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture, eds. by M. Luc, R. A. Sikora and J. Bridge, pp. 1-10. CABI, Egham, UK.
- Mankau, R. 1962. Soil fungistasis and nematophagous fungi. *Phytopathology* 52: 611-615.
- Moody, E. H., Lownsbury, B. F. and Ahmed, J. M. 1973. Culture of the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* on carrot disks. *J. Nematol.* 5: 225-226.
- Nordbring-Hertz, B. 2004. Morphogenesis in the nematode-trapping fungus *Arthrobotrys oligospora*: an extensive plasticity of infection structures. *Mycologist* 18: 125-133.
- Nordbring-Hertz, B. and Mattiasson, B. 1979. Action of a nematode-trapping fungus shows lectin-mediated host-microorganism interaction. *Nature* 281: 477-479.
- Pelagatti, O. and Piccolo, A. 1990. Further considerations on the use of R 350 with a base of *Arthrobotrys irregularis*. *Redia* 73: 229-242.
- Pramer, D. and Stoll, N. R. 1959. Nemin: a morphogenic substance causing trap formation by predacious fungi. *Science* 129: 966-967.
- Rosenzweig, W. D., Premachandran, D. and Pramer, D. 1985. Role of trap lectins in the specificity of nematode capture by fungi. *Can. J. Microbiol.* 31: 693-695.
- Sasser, J. N. and Freckman, D. W. 1987. A world perspective on nematology: the role of the society. In: Vistas on Nematology, eds. by J. A. Veech and D. W. Dickson, pp. 7-14. Society of Nematologists, Hyattsville, MD, USA.
- Saxena, R. C., Jilani, G. and Kareem, A. 1989. Effects of neem on stored grain insects. In: Focus on Phytochemical Pesticides, The Neem Tree, ed. by M. Jacobson, pp. 97-112. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
- Stirling G. R. and Mani, A. 1995. The activity of nematode-trapping fungi following their encapsulation in alginate. *Nematologica* 41: 240-250.
- Timper, P. 2014. Conserving and enhancing biological control of nematodes. *J. Nematol.* 46: 75-89.
- Tunlid, A., Jansson, H.-B. and Nordbring-Hertz, B. 1992. Fungal attachment to nematodes. *Mycol. Res.* 96: 401-412.
- von Reuss, S. H., Bose, N., Srinivasan, J., Yim, J. J., Judkins, J. C., Stemmer, P. W. et al. 2012. Comparative metabolomics reveals biogenesis of ascarosides, a modular library of small-molecule signals in *C. elegans*. *J. Am. Chem. Soc.* 134: 1817-1824.