

# Mit der Fruchtfolge den Schädling *Ditylenchus dipsaci* im Acker- und Gemüsebau regulieren

Johanna Capaul<sup>1</sup>, Alan Storelli<sup>2</sup> und Andreas Keiser<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Informama Seeland, 3032 Ins, Schweiz

<sup>2</sup>Hochschule für Agrar-, Forst- und Lebensmittelwissenschaften HAFL, 3052 Zollikofen, Schweiz

Auskünfte: Andreas Keiser, E-Mail: [andreas.keiser@bfh.ch](mailto:andreas.keiser@bfh.ch)

<https://doi.org/10.34776/afs16-36> Publikationsdatum: 9. April 2025



**Abb. 1** | Pflanzen mit Symptomen durch *Ditylenchus dipsaci*-Befall. Von links: Zuckerrübenkeimling mit geschwellenem Hypokotyl; Zwiebelkeimling mit geschwellenem Keimblatt und wässrigen Läsionen; Mais mit Seitenknospenbildung. (Fotos: Johanna Capaul, BFH-HAFL)

## Zusammenfassung

Der Stängelnematode *Ditylenchus dipsaci* ist im Schweizer Zuckerrübenanbau ein wichtiger Schädling. Weltweit ist er der fünftbedeutendste pflanzenparasitäre Nematode. Die hohe Anzahl Wirtspflanzen (rund 500) erschwert eine Bekämpfung über die Fruchtfolge. Aktuell sind in der Schweiz keine direkten Bekämpfungsmassnahmen erlaubt. Die Verbreitung und die Ausprägung der Schäden unterscheiden sich deutlich in den drei Ländern Schweiz, Deutschland und Frankreich. In dieser Forschungsarbeit wurde die Wirtseignung ausgewählter Kulturen untersucht. Die Ergebnisse sollen dabei helfen, die Nematodendichte im Boden und Schäden an Kulturen durch eine Anpassung der Fruchtfolge zu verringern.

Die Untersuchung der Infektiosität und Virulenz des Nematoden *D. dipsaci* in verschiedenen Pflanzen ergab *in vivo* im Klimaschrank zwar keine signifikanten

Unterschiede zwischen vier Nematodenpopulationen, jedoch wies die Schweizer Population bei allen Pflanzen die höchste Virulenz auf. Bei Lauch, Zwiebel und Mais zeigten die *In-vivo*-Versuche die signifikant höchste Infektiosität. Im Mikroplot waren Erbse, Lauch und Zwiebel am stärksten infiziert, wobei Erbse die höchste Virulenz aufwies. Knoblauch, Hanf, Sellerie, Karotte, Sorghum, Tagetes, Kopfsalat und Weizen zeigten geringe Infektiosität und Virulenz. Folgend wird in verseuchten Parzellen für Zwiebel, Erbse, Mais und Zuckerrübe eine Anbaupause von fünf bis sieben Jahre empfohlen, während Weizen, Kopfsalat, Tagetes und Sorghum für den Anbau besser geeignet sind. Eine Schwarzbrache kann *D. dipsaci* reduzieren.

**Key words:** *Ditylenchus dipsaci*, host plants, host range, crop rotation, races.

## Einleitung

*Ditylenchus dipsaci* (Kühn, 1957) ist ein wandernder obligater Endoparasit, der global den fünften Platz unter den wissenschaftlich-wirtschaftlich bedeutendsten pflanzenparasitären Nematoden belegt (Jones et al., 2013; Subbotin et al., 2005). Weltweit sind intensive Acker- und Gemüseanbauggebiete stark von *D. dipsaci* betroffen. In der Schweiz sind rund 3000 ha (S. Jenni, persönliche Kommunikation, August 2022) damit verseucht (Eder & Kiewnick, 2015).

Der Stängelnematode *D. dipsaci* weist rund 500 Wirtspflanzen auf und ist weltweit in gemässigten Klimaregionen zu finden (Eder & Kiewnick, 2015; EPPO, 2024). Zu den wichtigsten Wirtspflanzen im Gemüsebau gehören Zwiebel, Lauch, Schnittlauch, Knoblauch, Bohne, Erbse, Krautstiel, Mangold und Rande. Im Ackerbau sind es Zucker- und Futterrübe, Ackerbohne, Sojabohne und diverse Unkräuter. Bei Keimlingen führt die Infektion und die Ansammlung von Nematoden in der Pflanze zu Verdickungen am Hypokotyl, zu Anschwellungen oder deformierten Blättern (Caubel et al., 1994; Eder & Kiewnick, 2015). Dabei kann der Befall durch *D. dipsaci* an Keimlingen zu kleinen, gedrunghenen Blättern und zum Absterben der Pflanze führen, wobei in der Schweiz Schäden an Zuckerrüben ein bekanntes Problem sind (Schweizerische Fachstelle für Zuckerrübenbau, 2023; Spuhler, 2012). *Ditylenchus dipsaci* dringt im Frühjahr als Primärbefall in die Pflanze ein. So entstehen Eintrittspforten für Pilze wie *Rhizoctonia solani* (AG 2-IIIB) und *Verticillium albo-atrum* sowie für Bakterien als Sekundärbefall, die zu Rübenkopffäule führen können (Hillnhütter et al., 2011). Im Vergleich zum Sekundärbefall hat der Primärbefall nur geringe bis keine Auswirkungen auf den Ertrag und die Erntequalität (Häni et al., 2022; Lambert & Bekal, 2002). Für eine mit *D. dipsaci* verseuchte Parzelle gibt es seit dem Jahr 2015 keine direkten Bekämpfungsmethoden mehr. In verseuchten Böden können deshalb in Extremjahren Ertragsausfälle von bis zu 90 % resultieren (Eder & Kiewnick, 2015). Aufgrund negativer Auswirkungen auf Mensch und Umwelt sind in der Schweiz und weltweit fast keine Nematizide mehr zugelassen (Oka, 2020; Sasanelli et al., 2021). Weltweit sind rund 30 Rassen von *D. dipsaci* bekannt, wodurch die Bekämpfung mittels Resistenzzüchtung und Fruchtfolge ohne den Anbau von Wirtspflanzen in intensiven Acker- und Gemüseanbaugebieten erschwert wird (Arndt & Hermann, 2009; Duncan & Moens, 2006; Jones et al., 2013; Sturhan & Brzeski, 1991). Dabei können sich lokale Populationen einer Rasse stark in ihrem Wirtsspektrum

und in ihrer Pathogenität unterscheiden (Douda, 2005; Sturhan, 1969). Als vorbeugende Massnahmen können lediglich Anbauunterbrechung von Wirtspflanzen, das Einhalten einer geregelten Fruchtfolge oder Spätsaaten im Frühling ergriffen werden (Eder & Kiewnick, 2015).

Im Rahmen der vorliegenden Forschungsarbeit wurde die Infektiosität (Anzahl in die Pflanze eingedrungene Nematoden) und die Virulenz (Vermehrung der Nematoden in der Pflanze) von *D. dipsaci* in potenziellen Wirtspflanzen untersucht. Toleranz definiert die Fähigkeit der Pflanze, eine Nematodeninfektion zu kompensieren. Dadurch treten trotz Befall nur geringe oder keine Ertragseinbussen auf (Cook, 1974; Roberts, 2002). Der Begriff Resistenz wird in der Pflanzennematologie als die Fähigkeit der Pflanze beschrieben, die Entwicklung und folglich die Vermehrung der Nematoden zu unterdrücken (Roberts, 2002; Trudgill, 1991). Zudem ist Aggressivität quantifizierbar, indem es sich um die Fähigkeit handelt, wie sich eine Nematodenart in einer bestimmten Pflanzenart vermehrt. Pathogenität bezieht sich auf den Grad der Schädigung der Pflanze. Variationen in der Pathogenität von *D.-dipsaci*-Populationen stellen die Züchter bei ihrer Suche nach resistenten Sorten vor Herausforderungen. Es hat sich gezeigt, dass *D.-dipsaci*-Populationen virulent für Sorten von Luzerne, Weissklee und Ackerbohne (*Vicia faba* L.) sind, die zuvor als resistent gegenüber *D.-dipsaci*-Populationen aus anderen geografischen Regionen beschrieben wurden (Elgin et al., 1977; Plowright et al., 2002; Whitehead, 1992). Die Resultate der beiden Versuche zu Infektiosität und Virulenz sowie die Unterschiede zwischen den Populationen werden verglichen, Wirts- und Nicht-Wirtspflanzen werden definiert sowie fruchtfolgetechnische Anbaumassnahmen für den Acker- und Gemüsebau in mit *D. dipsaci* verseuchten Böden formuliert.

## Material und Methoden

*In vivo* wurden die vier *D.-dipsaci*-Populationen Seeland (CH), Rheinland (DE), Franken (DE) und Aisne (FR) an potenziellen Wirtspflanzen bezüglich Infektiosität, Virulenz und Wirtspräferenzen getestet. Im Anschluss wurde der Mikroplot-Folgeversuch im Freiland mit der *D.-dipsaci*-Population Seeland (CH) durchgeführt.

Für die Erhaltung und Reproduktion von *D. dipsaci* wurden oberflächlich sterilisierte Karotten verwendet. Die Vorgehensweise basierte auf den Laborprotokollen von Kühnhold et al. (2006) und Storelli et al. (2021a).

### In-vivo-Versuch im Klimaschrank

Für die Infektions- und Virulenzuntersuchungen wurden *D. dipsaci* aus befallenen Zuckerrüben der Regionen Seeland (CH), Franken (DE), Rheinland (DE) und Aisne (FR) verwendet (Storelli et al., 2021a). Zuvor wurden diese mittels der Oostenbrink-Schalen-Technik extrahiert und anhand von morphologischen Merkmalen bestimmt (European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2013, 2017). Getestet wurden die zehn Pflanzen Zuckerrübe (Smart Manja, pilliert und gebeizt), Mais (Benedicto KWS, gebeizt), Zwiebel (Yellowstone, gebeizt), Knoblauch (-, ungebeizt), Weizen (Montalbano, ungebeizt), Kohlrabi (Lanro, ungebeizt), Kopfsalat (Maikönig, ungebeizt), Karotte (Nantaise, ungebeizt), Erbse (Arkta, ungebeizt) und Lauch (Bleu de Solaise, ungebeizt). Die *In-vivo*-Versuche wurden zweimal wiederholt mit jeweils sechs Wiederholungen je Verfahren. Die Durchführung des Versuchs (Aussaat, Inokulation und klimatische Bedingungen) erfolgte nach dem Protokoll von Storelli et al. (2021a).

### Mikroplotversuch im Freiland

Für die Infektions- und Virulenzuntersuchungen wurden *D. dipsaci* aus der Region Seeland (CH) verwendet (European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2013, 2017; Storelli et al., 2021b). Getestet wurden die 15 Verfahren Zwiebel (Yellowstone, gebeizt), Weizen (Diavel, gebeizt), Erbse (Bagoo, gebeizt), Knoblauch (Morado, ungebeizt), Lauch (Dubouchet, ungebeizt), Karotte (Nantaise, ungebeizt), Zuckerrübe (Escadia KWS, pilliert und gebeizt), Kopfsalat (Maikönig, ungebeizt), Kohlrabi (Lanro, ungebeizt), Hanf (Fedora, ungebeizt), Mais (Benedicto KWS, gebeizt), Tagetes patula (Harmony Boy, ungebeizt), Sellerie (Volltreffer, ungebeizt), Sorghum (Phoenix KWS, gebeizt) und Schwarzbrache (ständige oberflächliche Bodenbearbeitung bei Unkrautstadien BBCH 10). Die 130 l-Plastiktöpfe wurden mit Braunerde gefüllt und es wurde mit vier Wiederholungen (= vier Mikroplot Töpfe) mit je vier Pflanzen gearbeitet. Im Herbst, vor Beginn der Versuchsdurchführung, wurde der Boden in allen Töpfen bearbeitet und 3000 *D.-dipsaci*-Individuen/Topf inokuliert. Anschliessend wurde in alle Töpfe die Wirtspflanze Roggen (Serafino KWS, gebeizt) gesät, um die Nematoden über den Winter bestmöglich zu erhalten. Vor Versuchsbeginn im Frühling wurden total 13000 *D.-dipsaci*-Individuen/Topf inokuliert.

Sieben bis zehn Tage vor Entnahme der Bodenproben wurden die Pflanzen zerkleinert und in den Boden eingearbeitet, damit die Nematoden in den Boden auswandern. Vor der Saat und rund 90 Tage danach wurde an vier Stellen pro Topf mit einem Durchmesser von 5 cm

und einer Tiefe von rund 20 cm eine Mischbodenprobe à 150 ml Erde entnommen. Mit Oostenbrink-Schalen wurden die Nematoden während 24 h aus den Bodenproben extrahiert und mit einem 20- $\mu$ m-Maschensieb gesammelt (European and Mediterranean Plant Protection Organization, 2013). Anschliessend wurden alle Nematodenstadien für die Berechnung der Nematodenvermehrung unter dem Lichtmikroskop (Leica DME) mit 40-facher Vergrösserung gezählt (Pf/Pi: *D.-dipsaci*-Population final/Population initial).

### Untersuchung der Infektiosität und Pathogenität

*In vivo* wurden die Pflanzen 14 bis 18 Tage resp. im Mikroplot im BBCH 11 (1. Laubblatt entfaltet) nach der Saat vorsichtig aus dem Substrat entnommen und saubergewaschen. Mit 0,1-prozentiger Milchsäure-Fuchsin-Farbstofflösung wurden die Pflanzen gemäss dem Laborprotokoll von Kühnhold et al. (2006) eingefärbt, mit einem Ultra-Turrax-Mixer (T25 basic, IKA Labortechnik) zerkleinert und anschliessend mit einem Stereomikroskop bei 10-facher Vergrösserung gezählt.

### Untersuchung der Virulenz

*In vivo* wurden die Pflanzen 60 Tage nach der ersten Inokulation resp. im Mikroplot rund 90 Tage nach der Saat vorsichtig aus dem Substrat entnommen und sauber gewaschen. Für die Nematodenextraktion mittels Oostenbrink-Schalen-Technik während 24 h (Kühnhold et al., 2006) müssen die Pflanzen in ca. 0.5 cm kleine Stücke geschnitten werden (Storelli et al., 2021c). Beim *in-vivo*-Versuch wurden die Nematoden aus jeder einzelnen Pflanze separat extrahiert. Im Mikroplot-Versuch wurden die Nematoden dagegen aus jeweils vier Pflanzen pro Topf extrahiert.

### Datenanalyse

Sämtliche Auswertungen wurden mit der Software RStudio 4.3.1 durchgeführt.

### In-vivo-Versuch

Bei den Nematoden handelt es sich um eine Zählgrösse. Um Überdispersion sowie den hohen Anteil an Nullen angemessen zu modellieren, wurde ein *zero-inflated negative binomial* Regressionsmodell verwendet. Das Modell geht davon aus, dass die Daten aus zwei verschiedenen Prozessen stammen: einem Prozess, der ausschliesslich Nullen generiert, und einem Prozess, der Zählwerte gemäss einer negativen Binomialverteilung generiert. Die Wahrscheinlichkeit  $\pi_i$ , dass Beobachtung  $i$  aus dem Null-Prozess stammt, wird durch das folgende logistische Regressionsmodell modelliert:

$$P(Y_i = 0) = \pi_i = \frac{\exp(\eta_i^0)}{1 + \exp(\eta_i^0)}$$

mit dem linearen Prädiktor  $\eta_i^0$

$$\eta_i^0 = \alpha_0 + \alpha_1 \text{Verfahren}_{i,1} + \dots + \alpha_{p-1} \text{Verfahren}_{i,p-1},$$

wobei  $\alpha_0$  die Modellkonstante beschreibt und  $\alpha_1, \dots, \alpha_{p-1}$  die Regressionskoeffizienten für die  $p - 1$  dummy-kodierten Stufen für das Merkmal Verfahren darstellen. Der negative Binomialteil des Modells ist durch die folgende Regressionsgleichung für den Erwartungswert von  $Y$  gegeben:

$$\mu_i = (1 - \pi_i) \cdot \exp(\eta_i).$$

Hierbei bezeichnet  $\mu_i$  den Erwartungswert von  $Y$  und  $\eta_i$  den linearen Prädiktor für Beobachtung  $i$ , der wie folgt spezifiziert ist:

$$\eta_i = \beta_0 + \beta_1 \text{Verfahren}_{i,1} + \dots + \beta_{p-1} \text{Verfahren}_{i,p-1} + \beta_p \text{Population}_{i,1} + \dots + \beta_{p+k-1} \text{Population}_{i,k-1} + \gamma_{\text{Block}(i)}.$$

Der Koeffizient  $\beta_0$  bezeichnet die Modellkonstante,  $\beta_1, \dots, \beta_{p-1}$  stellen die Regressionskoeffizienten für die  $p - 1$  dummy-kodierten Stufen des Merkmals Verfahren dar und  $\beta_p, \dots, \beta_{p+k-1}$  die Regressionskoeffizienten für die  $k - 1$  dummy-kodierten Stufen des Merkmals Population. Die Koeffizienten  $\gamma_{\text{Block}(1)}, \dots, \gamma_{\text{Block}(k)}$  beschreiben blockspezifische zufällige Effekte für die Modellkonstante, für die eine Normalverteilung mit Erwartungswert 0 und Varianz  $\sigma_{\text{Block}}^2$  spezifiziert wird:

$$\gamma_j \sim N(0, \sigma_{\text{Block}}^2).$$

Die unbekannt Parameter des Modells werden durch die Maximum-Likelihood-Methode geschätzt.

#### Mikroplotversuch

Der Anteil an Nematoden je vier Pflanzen wird mit Hilfe eines Poisson-Modells wie folgt modelliert:

$$\text{Nematoden}_i \sim \text{Po}(\exp(\eta_i))$$

mit dem linearen Prädiktor  $\eta_i$

$$\eta_i = \beta_0 + \beta_1 \text{Verfahren}_{i,1} + \dots + \beta_{p-1} \text{Verfahren}_{i,p-1} + \gamma_{\text{Block}(i)} + \log n_i.$$

Hierbei bezeichnet  $\beta_0$  die Modellkonstante und  $\beta_1, \dots, \beta_{p-1}$  stellen die Regressionskoeffizienten für die  $p - 1$  dummy-kodierten Stufen des Merkmals Verfahren dar. Die Koeffizienten  $\gamma_{\text{Block}(1)}, \dots, \gamma_{\text{Block}(k)}$  beschreiben blockspezifische zufällige Effekte für die Modellkonstante, für die eine Normalverteilung mit Erwartungswert 0 und Varianz  $\sigma_{\text{Block}}^2$  spezifiziert wird:

$$\gamma_j \sim N(0, \sigma_{\text{Block}}^2).$$

Die Anzahl an Pflanzen, bei der die Nematoden gezählt wurden, werden in dem Modell als Offset  $\log n_i$  mit  $n_i = 4$  berücksichtigt.

Für die Modellierung der Infektion im Mikroplot wurde ebenfalls eine negativ binomiales Regressionsmodell verwendet. Der Pf/Pi-Wert wurde mit einem linearen Modell mit Gauss-Verteilung modelliert. In beiden Fällen setzte sich das Modell wie folgt zusammen:

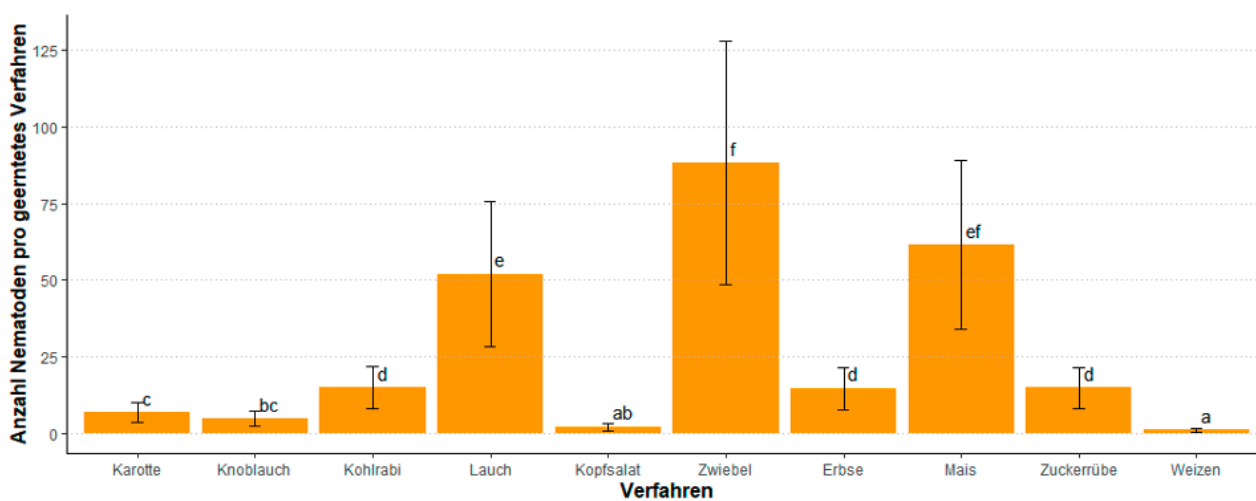
$$\eta_i = \beta_0 + \beta_1 \text{Verfahren}_{i,1} + \dots + \beta_{p-1} \text{Verfahren}_{i,p-1}.$$

## Resultate

Die anschliessend dargestellten Analysen für die Infektiosität und die Virulenz von *Ditylenchus dipsaci* ergaben keine Interaktion zwischen den Verfahren und Populationen.

### In-vivo-Versuch der vier *Ditylenchus-dipsaci*-Populationen

Zwiebel ( $88,2 \pm 39,57$ ), Mais ( $61,52 \pm 27,72$ ) und Lauch ( $51,99 \pm 23,65$ ) wiesen signifikant mehr eingedrungene Nematoden auf als die Verfahren Kohlrabi ( $15 \pm 6,97$ ), Zuckerrübe ( $14,77 \pm 6,79$ ), Erbse ( $14,62 \pm 6,83$ ), Karotte ( $6,69 \pm 3,23$ ), Knoblauch ( $4,82 \pm 2,53$ ), Kopfsalat ( $2,14 \pm 1,21$ ) und Weizen ( $1,12 \pm 0,61$ ) (p-Wert Population = 0,017; p-Wert Verfahren < 0,0001) (Abb. 2).



**Abb. 2 | In-Vivo-Versuch:** Anzahl eingedrungener *Ditylenchus dipsaci* acht bis 12 Tage nach der Inokulation im Mittel der vier Populationen Seeland (CH), Rheinland (DE), Franken (FR) und Aisne (F) (n=2). Dargestellt sind pro Verfahren (Karotte, Knoblauch, Kohlrabi, Lauch, Kopfsalat, Zwiebel, Erbse, Mais, Zuckerrübe und Weizen) die Mittelwerte mit den Standardfehlern und den signifikanten Unterschieden anhand der Buchstaben.

Die Population Aisne (FR) zeigte eine signifikant höhere Infektiosität auf als Seeland (CH) und Franken (DE).

Die Anzahl vermehrter *D. dipsaci* lag bei Erbse ( $2381,31 \pm 699,56$ ) und Mais ( $1645,37 \pm 492,87$ ) signifikant höher als bei Zwiebel ( $445,04 \pm 220,89$ ), Zuckerrübe ( $434,25 \pm 134,38$ ), Kohlrabi ( $386,33 \pm 138,85$ ), Knoblauch ( $146,94 \pm 47,37$ ), Lauch ( $34,12 \pm 12,82$ ), Weizen ( $17,51 \pm 8,67$ ), Karotte ( $13,38 \pm 4,6$ ) und Kopfsalat ( $3,74 \pm 1,8$ ) ( $p$ -Wert Population=0.31;  $p$ -Wert Verfahren < 0,0001) (Abb. 3).

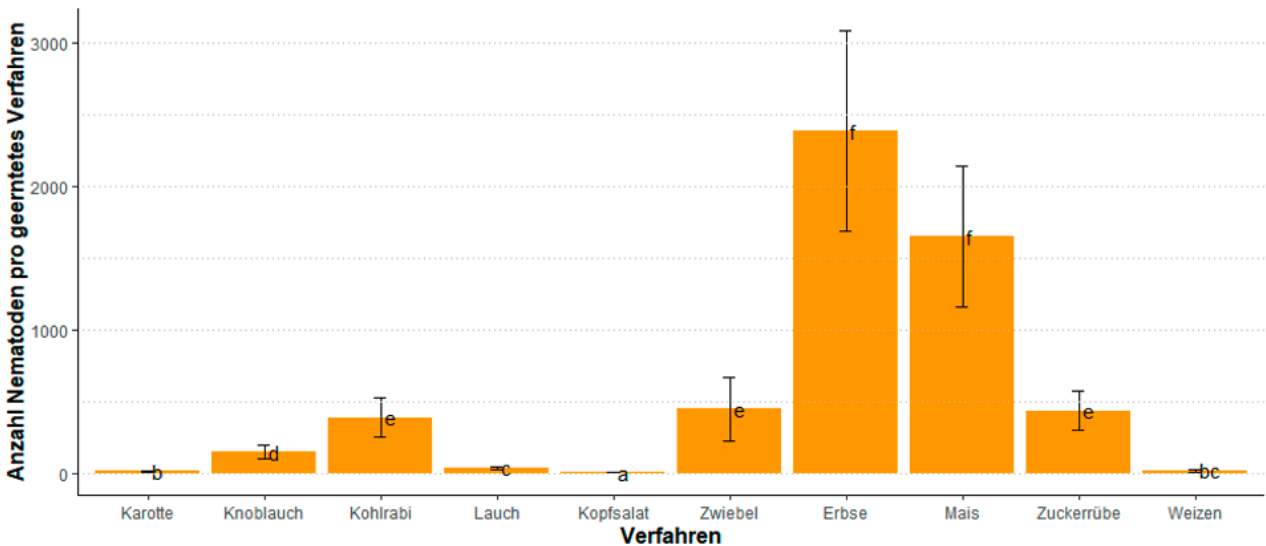


Abb. 3 | *In-Vivo*-Versuch: Anzahl vermehrter *Ditylenchus dipsaci* 60 Tage nach der Inokulation im Mittel vier Populationen Seeland (CH), Rheinland (DE), Franken (FR) und Aisne (F) ( $n=2$ ). Dargestellt sind pro Verfahren (Karotte, Knoblauch, Kohlrabi, Lauch, Kopfsalat, Zwiebel, Erbse, Mais, Zuckerrübe und Weizen) die Mittelwerte der Anzahl eingedrungener Nematoden mit den Standardfehlern und die signifikanten Unterschiede anhand der Buchstaben.

Während Weizen ( $0,67 \pm 0,09$ ) und Kopfsalat ( $0,54 \pm 0,13$ ) die höchste Wahrscheinlichkeit für keine eingedrungenen Nematoden aufwiesen (Abb. 4), bestand im Gegensatz dazu bei Erbse ( $0 \pm 0$ ) und Mais ( $0 \pm 0$ ) die tiefste Wahrscheinlichkeit auf keine eingedrungenen Nematoden, weshalb diese beiden Verfahren nicht dargestellt werden.

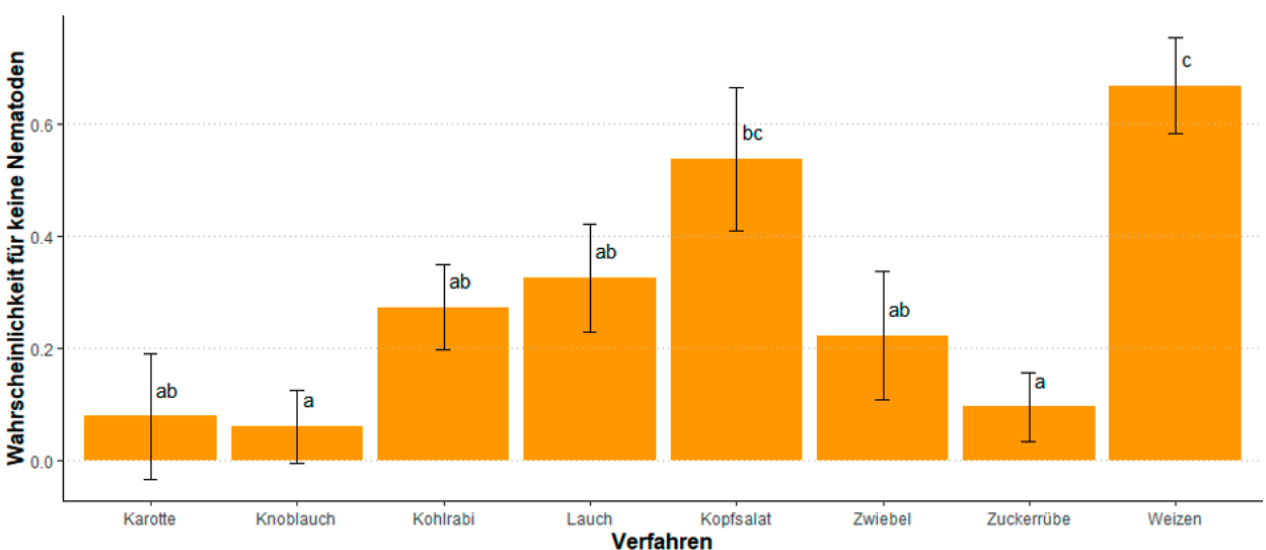


Abb. 4 | *In-Vivo*-Versuch: Wahrscheinlichkeit, dass 60 Tage nach der Inokulation von *Ditylenchus dipsaci* in den Verfahren (Karotte, Knoblauch, Kohlrabi, Lauch, Kopfsalat, Zwiebel, Zuckerrübe und Weizen) keine Nematoden gefunden werden ( $n=2$ ). Erbse und Mais wurden nicht dargestellt: Wahrscheinlichkeit = 0. Dargestellt sind pro Verfahren die Mittelwerte der Anzahl eingedrungener Nematoden mit den Standardfehlern und die signifikanten Unterschiede anhand der Buchstaben.

Zwischen den vier Nematodenpopulationen im Mittel aller Verfahren bestehen keine signifikanten Unterschiede. Jedoch weist die Population Seeland (CH) die höchste Anzahl vermehrter Nematoden pro Verfahren auf.

**Mikroplotversuch der Schweizer *Ditylenchus-dipsaci*-Population**

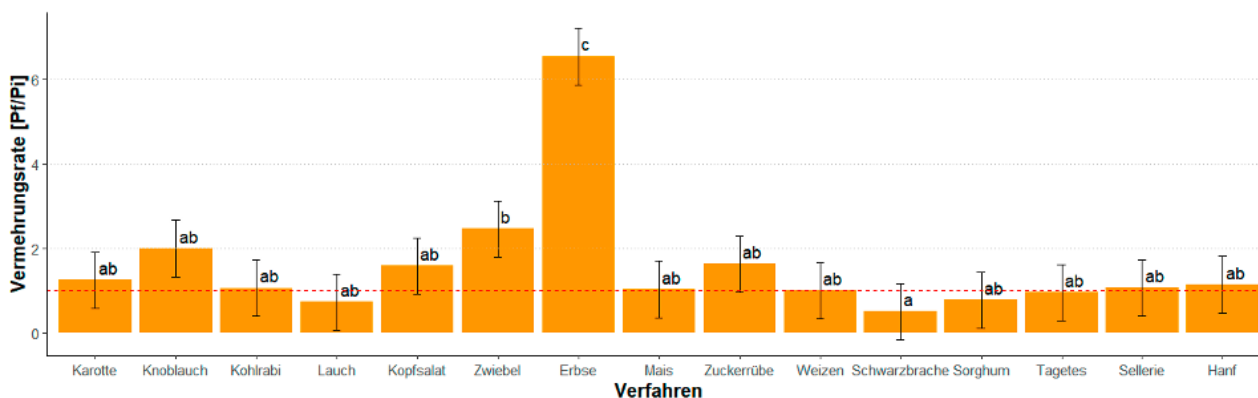
Erbse zeigt beim Infektions- und Virulenzversuch von *D. dipsaci* die höchste Anzahl Nematoden pro Pflanze (Tab. 1). Zudem bestehen bei beiden Versuchen Unterschiede zwischen den Pflanzen ( $P < 0,05$ ).

**Tab. 1 |** Mikroplot-Versuch: Mittelwerte inkl. Signifikanzbuchstaben sowie Standardfehler der Nematodenanzahl (lebendige Stadien) der *Ditylenchus-dipsaci*-Population Seeland (CH) in den Verfahren zu Infektion (im BBCH 11) und Virulenz (ca. 90 Tage nach Saat)

\*Mais zeigte keine Pflanze mit vermehrter *D. dipsaci*, weshalb keine signifikanten Unterschiede berechnet werden konnten

Verfahren	Infektion Ø-Anzahl Nematoden/Pflanze	Virulenz Ø-Anzahl Nematoden/Pflanze
Karotte	0,5 <sup>abc</sup> ± 0,26	3,77 <sup>cd</sup> ± 1,62
Knoblauch	0,5 <sup>abc</sup> ± 0,26	0,9 <sup>a</sup> ± 0,42
Kohlrabi	1,44 <sup>cd</sup> ± 0,61	4,71 <sup>de</sup> ± 2,02
Lauch	3,44 <sup>de</sup> ± 1,36	2,69 <sup>b</sup> ± 1,18
Kopfsalat	1,38 <sup>cd</sup> ± 0,59	6,77 <sup>f</sup> ± 2,88
Zwiebel	3,38 <sup>de</sup> ± 1,33	4,48 <sup>de</sup> ± 1,92
Erbse	4,94 <sup>e</sup> ± 1,9	286,48 <sup>i</sup> ± 119,58
Mais	*	2,91 <sup>bc</sup> ± 1,27
Zuckerrübe	1,25 <sup>cd</sup> ± 0,54	31,97 <sup>h</sup> ± 13,39
Weizen	0,63 <sup>bc</sup> ± 0,3	22,19 <sup>g</sup> ± 9,31
Schwarzbrache	–	–
Sorghum	0,06 <sup>a</sup> ± 0,07	0,9 <sup>a</sup> ± 0,42
Tagetes	0,13 <sup>ab</sup> ± 0,1	0,45 <sup>a</sup> ± 0,24
Sellerie	0,38 <sup>abc</sup> ± 0,21	0,67 <sup>a</sup> ± 0,33
Hanf	1,13 <sup>cd</sup> ± 0,49	5,65 <sup>ef</sup> ± 2,41
<b>P-Wert</b>	<b>&lt;0,0001</b>	<b>&lt;0,0001</b>

Die Wahl der Kultur beeinflusste die Entwicklung der Nematodenpopulation im Boden ( $p < 0,05$ ). Erbse zeigte den höchsten Pf/Pi ( $6,54 \pm 0,67$ ) (Abb. 5). Während Hanf ( $1,15 \pm 0,67$ ), Karotten ( $1,25 \pm 0,67$ ), Knoblauch ( $2,00 \pm 0,67$ ), Kohlrabi ( $1,06 \pm 0,67$ ), Kopfsalat ( $1,58 \pm 0,67$ ), Mais ( $1,03 \pm 0,67$ ), Sellerie ( $1,07 \pm 0,67$ ), Weizen ( $1,00 \pm 0,67$ ), Zuckerrübe ( $1,63 \pm 0,67$ ) und Zwiebel ( $2,46 \pm 0,67$ ) einen Pf/Pi zwischen 1 und 2 zeigten. Lauch ( $0,73 \pm 0,67$ ), Schwarzbrache ( $0,51 \pm 0,67$ ), Sorghum ( $0,78 \pm 0,67$ ) und Tagetes ( $0,96 \pm 0,67$ ) zeigten einen Pf/Pi von weniger als 1.



**Abb. 5 |** Mikroplot-Versuch: Pf/Pi-Werte von *Ditylenchus dipsaci* (CH-Population aus Seeland BE; alle beweglichen Stadien) der Verfahren Karotte, Knoblauch, Kohlrabi, Lauch, Kopfsalat, Zwiebel, Erbse, Mais, Zuckerrübe, Weizen, Schwarzbrache, Sorghum, Tagetes, Sellerie und Hanf im Mikroplot. Die Mischbodenprobe je Mikroplot erfolgte anhand 150 ml Erde. Die grauen Balken zeigen den Mittelwert des Pf/Pi-Wertes pro Pflanze mit den Fehlerbalken (schwarz) ( $n=4$ ). Alle Werte > 1 oberhalb der rot gestrichelten Linie bei Faktor 1 bedeuten eine Zunahme resp. < 1 eine Abnahme der *D.-dipsaci*-Population im Boden nach dem Anbau des jeweiligen Verfahrens.

## Diskussion

Diese Studie zeigt Unterschiede in der Pathogenität und der Virulenz zwischen den Verfahren *in vivo* und im Mikroplot. Alle Verfahren wurden durch die vier *Ditylenchus dipsaci*-Populationen *in vivo* sowie durch die Population Seeland (CH) im Mikroplot befallen. *In vivo* sind weder bei den Infektions- noch den Virulenzuntersuchungen Unterschiede zwischen den Nematodenpopulationen zu erkennen. Folglich wurde die Interaktion zwischen den vier Populationen und den Verfahren nicht dargestellt.

*In vivo* wiesen die Verfahren Lauch, Zwiebel und Mais die signifikant höchste Infektionsrate auf, im Vergleich zu Kohlrabi, Erbse und Zuckerrübe im mittleren sowie Karotte, Knoblauch, Kopfsalat und Weizen im unteren Bereich. Im Mikroplot zeigten Erbse, Lauch und Zwiebel die höchste Infektion, wobei der Unterschied zwischen allen Verfahren klein war ( $p < 0,0001$ ). Die signifikant höchste Virulenzrate von *D. dipsaci* fand *in vivo* in Mais und Erbse und im Mikroplot lediglich bei Erbse statt, was durch Frankenberg und Paffrath (2004) und Best4Soil (2024) bestätigt wird. Da bei Erbse und Mais alle Pflanzen vermehrte *D. dipsaci* aufwiesen, konnte keine Wahrscheinlichkeit auf keine Nematoden berechnet werden (vgl. Abb. 4). Laut Hallmann und Von Tiedemann (2019) befinden sich *D. dipsaci* in Stängel, Blüten und Samen von Erbsenpflanzen. Obwohl Erbse als Wirtspflanze aufgeführt wird (Best4Soil, 2024; Eder & Kiewnick, 2015), sind trotz der hohen Nematodenanzahl in keiner der Pflanzen eindeutige Symptome vorhanden, wodurch die Auswirkung auf den Ertrag schwierig abzuschätzen ist. *In vivo* waren bei Mais erst 60 Tage nach der Inokulation (dpi) zwiebelartigen Verdickungen der Sprossbasis mit schwammigem Gewebe sowie übermässige Bestockung als typische Symptome zu erkennen (Decker, 1969; Duncan & Moens, 2006; Lambert & Bekal, 2002; Seinhorst, 1956). Im Mikroplot zeigte Mais keine Infektion, weshalb keine signifikanten Unterschiede berechnet werden konnten (vgl. Tab. 1). Mais zeigte eine geringe Virulenz. Dieses Resultat wird angezweifelt, da ein Fehler im Labor möglich sein könnte. Die Auswirkungen auf den Ertrag und ob die Umfallkrankheit auftritt (Hirling, 1974; Knuth, 2003) müssen genauer untersucht werden. In der Schweiz sind laut Häni et al. (2022) bisher selten Schäden aufgetreten. Zuckerrübe zeigt bei der Infektionsbonitur die stärksten Symptome (geschwollenes Hypokotyl) mit einer jeweils hohen Nematodenanzahl/Pflanze. Die zudem hohe Wahrscheinlichkeit auf vermehrte Nematoden wird durch Dewar und Cook (2006) sowie Leipertz (2007) als Wirtspflanze von *D. dipsaci*

bestätigt. Diese Ergebnisse bestätigen die Beobachtungen in Feldversuchen in der Region Seeland, wo die Kronenfäule regelmässig stärker auftritt als in anderen Regionen (Leipertz, 2011; Leipertz & Valder, 2017, 2018, 2020). Dies kann aber auch durch viele Wirtspflanzen in der Fruchtfolge begünstigt werden. Das Seeland ist eine wichtige Gemüseanbauregion, in der Zuckerrüben, Zwiebeln und Möhren in der Fruchtfolge zu finden sind. Dass sich die Seeland-Population stark an die Vermehrung auf Zuckerrübe angepasst hat, kann durch die Studie von Storelli et al. (2021b) bestätigt werden. Kohlrabi zeigt geschwollene Hypokotyle wie Zuckerrübe und teils Herzlosigkeit. *In vivo* zeigen Zuckerrübe und Kohlrabi eine vergleichbare Anzahl eingedrungener *D. dipsaci* auf. Im Mikroplot zeigte Zuckerrübe im Vergleich zu Kohlrabi die höhere Virulenzrate, was in einem höheren Pf/Pi resultierte. Literatur zur Definition als Wirtspflanze sind wenig bekannt. Laut Schwarz et al. (1990) sind kaum wirtschaftliche Schäden durch *D. dipsaci* an Kohlarten bekannt.

Während die Population Aisne (FR) *in vivo* eine signifikant höhere Infektion im Vergleich zu Franken (DE) und Seeland (CH) zeigte, wies die Population Seeland (CH) die höchste Virulenz auf, ohne signifikante Unterschiede. Dieses Resultat stimmt mit der Studie von Storelli et al. (2021b) überein, jedoch zeigte die Population Seeland (CH) bei seinen Untersuchungen eine signifikant höhere Virulenz bei Zuckerrüben. Der Unterschied zwischen der Nematodenanzahl im Infektionsversuch im Vergleich zum Virulenzversuch könnte durch eine Abwanderung aus den Pflanzen aufgrund eines anderen Wirtsspektrums der Nematoden erklärt werden. Eine mögliche Abwanderung ist bei Lauch zu beobachten. Lauch gehört gemäss Eder und Kiewnick (2015) zu den Hauptwirtspflanzen von *D. dipsaci*, hingegen definieren Frankenberg und Paffrath (2004) sowie Hallmann (2013) Lauch als Pflanze mit einer geringen Schadanfälligkeit als auch einer geringen Virulenz. Die tiefe Virulenzrate *in vivo* und im Mikroplot sowie der Pf/Pi-Wert  $< 1$  in dieser Studie bestätigen letztere Aussage. Die tiefe Virulenzrate sowie der Pf/Pi  $< 1$  im Vergleich zu Zwiebel mit  $> 1$  deuten darauf hin, dass Lauch eine weniger gefährdete Wirtspflanze von *D. dipsaci* ist. Diese Beobachtung könnte die Studie von Whitehead et al. (1992) bestätigen, die eine Aisne-Population als Luzernerasse definiert hat. *In vivo* waren 60 dpi 60 % der Zwiebelpflanzen nicht mehr vorhanden. Die Restlichen waren braun, vertrocknet und wiesen für die Virulenzuntersu-



chung von *D. dipsaci* nur wenig lebendiges Pflanzenmaterial auf. Laut Caspary (1976) sowie Duncan und Moens (2006) resultiert bei einem Frühbefall der Keimlinge im Feld eine hohe Sterblichkeitsrate. Die Studie von Storelli et al. (2021b) zeigte bei mit *D. dipsaci* infizierten Zuckerrüben ein geringeres Frischmassegewicht im Vergleich zu den Kontrollpflanzen. *Ditylenchus dipsaci* ist obligat phytophag (Hallmann & Von Tiedemann, 2019). Dies könnte deren Abwanderung ins Substrat nach einer starken Infektion aus den absterbenden Keimlingen bei der Virulenzuntersuchung *in vivo* erklären. Zudem zeigte Poirier et al. (2019), dass unterschiedliche *D.-dipsaci*-Populationen im Vergleich von elf Wirtspflanzen bei Zwiebeln hohes Keimlingssterben verursachten.

Die Verfahren Knoblauch, Hanf, Sellerie, Karotte, Sorghum, Tagetes, Kopfsalat, Weizen und Schwarzbrache zeigen tiefe Infektions- und Virulenzraten und Pf/Pi auf. Bei Knoblauch resultierten *in vivo* und im Mikroplot heterogene Versuchsergebnisse, die durch die widersprüchlichen Angaben für starke Wirtspflanze (Best4Soil, 2024) oder unbekannt Information zur Virulenz von *D. dipsaci* (Frankenberg & Paffrath, 2004) bestätigt werden. *In vivo* zeigte Knoblauch eine signifikant höhere Wahrscheinlichkeit von Nematodenvermehrung auf als Weizen und Kopfsalat. Hingegen resultierte im Mikroplot eine vergleichbar geringe Infektion und Virulenz von *D. dipsaci*. Eine Studie aus Ohio von Testen et al. (2014) zeigt, dass *D. dipsaci* an Knoblauch Schaden verursacht. Die regionalen Befallsunterschiede könnten auf unterschiedliche *D.-dipsaci*-Rassen hindeuten. Laut Decker (1969) sollen in der Schweiz die polyphagen Rüben- und Zwiebelrassen mit breitem Wirtsspektrum vorkommen. Sturhan und Brzeski (1991) behaupten, dass nur die Rübenrasse in der Schweiz vorkomme, jedoch sollen sich beide Rassen in Knoblauch vermehren können.

Obwohl Hanf eine nematizide Wirkung auf Nematoden (Mcpartland & Glass, 2001) wie z.B. *Heterodera schachtii* in Zuckerrübenfruchtfolgen zeigt (Desanlis et al., 2013), sind mögliche Schäden resp. die Wirtspflanzeneignung von Hanf entweder unbekannt (Hallmann, 2013), oder Hanf wurde anhand Versuchsergebnissen noch nicht definitiv als wichtiger Wirt von *D. dipsaci* bestätigt (Best4Soil, 2024). Laut Sturhan und Brzeski (1991) soll Hanf von der Flachs-Hanf-Rasse befallen werden. Bei der Bonitur auf Anzahl eingedrungener Nematoden im BBCH 11, zeigten einige Pflanzen geschwollene Hypokotyle wie von Kirchner (1906) und Mezzetti (1951) beschrieben, was die Anfälligkeit von Hanf auf *D. dipsaci* bestätigt (Marcinowski, 1909).

Laut Hallmann (2013) und Best4Soil (2024) sollen Schäden bei Sellerie unbekannt und Sellerie keine Wirtspflanze von *D. dipsaci* sein, Frankenberg und Paffrath (2004) und Eder und Kiewnick (2015) behaupten das Gegenteil. Der Mikroplotversuch zeigte Sellerie nicht als klare Wirtspflanze. In Italien kommt *D. dipsaci* zwar nur begrenzt vor (Raid, 2002), jedoch zeigen befallene Selleriepflanzen der verseuchten Gebiete in Süditalien vergleichbare Symptome wie Zuckerrüben mit Sekundärbefall durch *Rhizoctonia solani* (AG 2-IIIB) in der Schweiz (Greco, 1993; Vovlas et al., 1993). Bei den italienischen Populationen könnte es sich um die Karotten- oder die Erdbeerrasse handeln, die Sellerie befallen und Symptome hervorrufen (Sturhan & Brzeski, 1991). Somit muss es sich bei der Population Seeland (CH) mit hoher Wahrscheinlichkeit um eine andere Rasse handeln, wobei die Auswirkungen auf den Sellerieertrag nicht erhoben wurden.

Karotte verhielt sich *in vivo* und im Mikroplot ähnlich wie Sellerie und zeigte keine Symptome im Vergleich zu Populationen resp. Rassen aus anderen Regionen (Greco et al., 2002). Gemäss Literatur wird Karotte als Wirtspflanze mit mässigem Schaden resp. Virulenz definiert (Best4Soil, 2024; Frankenberg & Paffrath, 2004; Hallmann, 2013). Hingegen zeigt die Wahrscheinlichkeit auf vermehrte Nematoden, dass diese bei Karotten hoch ist, jedoch mit einer geringen Nematodenanzahl/Pflanze. Laut Hillnhütter et al. (2011) sollen synergistische Schäden auftreten, wenn Pilzsporen von *Rhizoctonia solani* in mit *D. dipsaci* verseuchten Böden vorhanden sind, vergleichbar bei Zuckerrübe. Folgend kann Karotte als Wirtspflanze von *D. dipsaci* aufgrund einer allenfalls im Versuch fehlenden Infektiosität nicht ausgeschlossen werden. Im Labor werden *D. dipsaci* für die Erhaltung auf Karottenkallus erfolgreich vermehrt, was die Studie von Storelli et al. (2021b) für alle vier Populationen bestätigt. Folgend muss Karotte auf die Infektiosität und Virulenz von *D. dipsaci* und verschiedenen Populationen weiter untersucht werden.

Das Nematodenschema Best4Soil (2024) zeigt Sorghum, Tagetes und Salat mit unbekannter Wirtspflanzeneignung. Eine Untersuchung zu eingearbeitetem Sorghum in den Boden (University of Minnesota Extension, 2019) zeigt, dass dessen Exudate eine nematizide Wirkung zeigen. In-vitro-Erkenntnisse zu *Tagetes patula* (Uhlenbroek & Bijloo, 1958) könnten die geringe Anzahl Nematoden in den Pflanzen und im Boden erklären. Die Versuchsbeobachtungen dieser Studie zeigen keine Symptome an den Salatpflanzen. Dass sich verschiedene

*D.-dipsaci*-Rassen in Salat nicht vermehren, wird durch Poirier et al. (2019) bestätigt. Deshalb könnte Salat in mit *D. dipsaci* verseuchten Böden angebaut werden (Decker, 1969; Poirier et al., 2019). Davor müsste die Auswirkungen auf den Ertrag anhand von Ertragsbonituren erhoben werden. Gemäss Best4Soil (2024) soll *D. dipsaci* bei Weizen keinen Schaden verursachen und lediglich zu einer geringen Virulenz führen. Dies wird durch die Versuche in vivo und im Mikroplot bestätigt. Hooper und Goodey (1958) wiesen jedoch auf die unterschiedliche Schadanfälligkeit bei Weizen je nach geografischer *D.-dipsaci*-Population hin. Weizen mit Befall durch die Getreiderasse soll vergleichbare Symptome wie befallener Mais zeigen (Häni et al., 2022). Die untersuchten Populationen gehören demnach mit hoher Wahrscheinlichkeit nicht zur Getreiderasse.

Die Schwarzbrache soll laut Best4Soil (2024) *D. dipsaci* in verseuchten Böden reduzieren können. Das Verfahren Schwarzbrache zeigt mit Pf/Pi <1 eine abnehmende *D.-dipsaci*-Population und somit eine vielversprechende Wirkung, die in der Praxis weiter getestet werden muss.

## Schlussfolgerungen

- Auf Böden mit einer Verseuchung durch *Ditylenchus dipsaci* sollte während fünf bis sieben Jahren auf den Anbau von Erbsen, Mais, Zwiebeln und Zuckerrüben verzichtet werden. Anschliessend wird empfohlen, anhand des Merkblattes «Probenahme bei Nematoden-Verdacht» von Agroscope vorzugehen. Zur Bestimmung der Nematodendichte im Boden sollen drei Mischbodenproben à 150 ml je Parzelle auf *D. dipsaci* untersucht werden (Kompetenzzentrum Nematologie in Wädenswil).
- Bei den Kulturen Lauch, Knoblauch, Kohlrabi, Hanf, Karotte und Sellerie gilt es trotz geringer Infektion und Virulenz durch *D. dipsaci* mögliche Symptome zu beobachten.
- Weizen, Kopfsalat, Tagetes und Sorghum zeigen anhand der Versuchsergebnisse den geringsten *D.-dipsaci*-Befall und können daher eher in verseuchten Böden angebaut werden.
- Mit dem Anlegen einer Schwarzbrache kann die Dichte von *D. dipsaci* deutlich reduziert werden.
- Alle untersuchten Kulturen sollten als Feldversuch auf einer verseuchten Parzelle während der gesamten Kulturzeit beobachtet und auf deren Ertrag und Qualität sowie den Pf/Pi im Boden untersucht werden.

## Literatur

- Arndt, A., & Hermann, A. (2009). *Integrierter Pflanzenschutz. Nematoden im Feldgemüsebau*. Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft (LfL), Freising-Weißenstephan.
- Best4Soil. (2024). *Nematodenschema*. <https://nematodeschema.soilhealth-tool.eu/de-de/Nematode-scheme>
- Caspary, W. (1976). *Untersuchungen zur Epidemiologie und Schadwirkung von Ditylenchus dipsaci (Kühn 1857) Filipjev 1936 an Mais* [Ph.D. dissertation]. Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität.
- Caubel, G., Chatot, D., & Mousset-Declas, C. (1994). Résistance variétale du trèfle violet au nématode des tiges *Ditylenchus dipsaci*. *Fourrages*, 138, 165–173.
- Cook, R. (1974). Nature and Inheritance of Nematode Resistance in Cereals. *Journal of nematology*, 6(4), 165–174.
- Decker, H. (1969). *Phytonematologie*. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag.
- Desanlis, F., Cerruti, N., & Warner, P. (2013). Hemp Agronomy and Cultivation. In P. Bouloc, S. Allegret, & L. Arnaud (Hrsg.), *Hemp: Industrial production and uses*. CABI.
- Dewar, A. M., & Cook, D. A. (2006). Sugar beet. In A. P. Draycott (Ed.) (Hrsg.), *Pests*. World agriculture series).
- Douda, O. (2005). Host range and growth of Stem and Bulb Nematode (*Ditylenchus dipsaci*) populations isolated from garlic and chicory. *Plant Protection Science*, 41(3), 104–108. <https://doi.org/10.17221/2728-PPS>
- Duncan, L. W., & Moens, M. (2006). Migratory endoparasitic nematodes. In R. N. Perry & M. Moens (Hrsg.), *Plant nematology* (1. Aufl., S. 123–152). CABI. <https://doi.org/10.1079/9781845930561.0123>
- Eder, R., & Kiewnick, S. (2015). *Ditylenchus dipsaci im Feld- und Gemüsebau* (S. 6) [Merkblatt]. Agroscope.
- Elgin, J. H., Evans, D. W., & Faulkner, L. R. (1977). Response of Resistant and Susceptible Alfalfa Cultivars to Regional Isolates of Stem Nematode 1. *Crop Science*, 17(6), 957–959. <https://doi.org/10.2135/cropsci1977.0011183X001700060035x>
- EPPO. (2024, Mai 7). *Ditylenchus dipsaci*. *EPPO Global Database*. <https://gd.eppo.int/taxon/DITYDI/distribution>
- European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2013). PM 7/119 (1) Nematode extraction. *EPPO Bulletin*, 43(3), 471–495. <https://doi.org/10.1111/epp.12077>
- European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2017). PM 7/87 (2) *Ditylenchus destructor* and *Ditylenchus dipsaci*. *EPPO Bulletin*, 47(3), 401–419. <https://doi.org/10.1111/epp.12433>
- Frankenberg, A., & Paffrath, A. (2004). *Nematoden im Ökologischen Gemüsebau*. <https://orgprints.org/6115/2/6115-020E478-1k-nrw-frankenber-2004-nematoden-broschuere.pdf>
- Greco, N. (1993). Epidemiology and management of *Ditylenchus dipsaci* on vegetable crops in southern Italy. *Nematropica*, 23(2), 247–251.
- Greco, N., Brandonisio, A., & Boncoraglio, P. (2002). Investigations on *Ditylenchus dipsaci* damaging carrot in Italy. *Nematologia Mediterranea*, 30(2), 139–146.
- Hallmann, J. (2013). *Nematodenschema*. [https://www.julius-kuehn.de/media/Veroeffentlichungen/Flyer\\_EP/Nematodenschema\\_DE.pdf](https://www.julius-kuehn.de/media/Veroeffentlichungen/Flyer_EP/Nematodenschema_DE.pdf)
- Hallmann, J., & Von Tiedemann, A. (2019). *Phytomedizin* (3. Aufl.). utb GmbH. <https://doi.org/10.36198/978383852613>
- Häni, F., Popow, G., Reinhard, H., Schwarz, A., & Voegeli, U. (2022). *Pflanzenschutz im nachhaltigen Ackerbau: Lehr- und Praxishandbuch für prozessorientiertes Lernen und Handeln* (10., vollständig überarbeitete und ergänzte Auflage). Edition LMZ.
- Hillnhütter, C., Albersmeier, A., Berdugo, C. A., & Sikora, R. A. (2011). Synergistic damage by interactions between *Ditylenchus dipsaci* and *Rhizoctonia solani* (AG 2–2IIIB) on sugar beet. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 118(3–4), 127–133. <https://doi.org/10.1007/BF03356392>
- Hirling, W. (1974). Schädliche Nematoden an Mais in Baden-Württemberg I. Die Umfallkrankheit beim Mais durch *Ditylenchus dipsaci*-Befall. *Anzeiger für Schädlingskunde Pflanzen- und Umweltschutz*, 47(3), 33–39. <https://doi.org/10.1007/BF02333263>
- Hooper, D. J., & Goodey, J. B. (1958). Observations On the Effects of *Ditylenchus Dipsaci* and *Anguina Tritici* On Certain Wheat and Barley Varieties. *Nematologica*, 3(1), 24–29. <https://doi.org/10.1163/187529258X00300>
- Jenni, S. (2022, August). *Verseuchte Flächen mit D. dipsaci in der Schweiz* [Persönliche Kommunikation].
- Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G. J., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G. K., Kikuchi, T., Manzanilla-López, R., Palomares-Rius, J. E., Wesemael, W. M. L., & Perry, R. N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, 14(9), 946–961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- Kirchner, O. (1906). *Die Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftlichen Kulturpflanzen*. Verlagsbuchhandlung Eugen Ulmer.
- Knuth, P. (2003). *Stängelälchen, Ditylenchus dipsaci Schadbilder in Feldkulturen*. Landwirtschaftliches Technologiezentrum Augustenberg, Stuttgart.
- Kühn, J. (1957). Ueber das Vorkommen von Anguillien in erkrankten Blütenköpfen von *Dipsacus collinum*. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie*, 9, 129–137.
- Kühnhold, V., Kiewnick, S., & Sikora, R. A. (2006). Development of an in vivo bioassay to identify sugar beet resistance to the stem nematode *Ditylenchus dipsaci*. *Nematology*, 8(5), 641–645. <https://doi.org/10.1163/156854106778877875>
- Lambert, K., & Bekal, S. (2002). Introduction to Plant-Parasitic Nematodes. *The Plant Health Instructor*. <https://doi.org/10.1094/PHI-I-2002-1218-01>
- Leipertz, H. (2007). Variation zwischen Zuckerrübensorten und -stämmen auf Befall mit *Ditylenchus dipsaci*. In *Deutschen Phytomedizinischen Gesellschaft (DPG) (Ed.)*. Arbeitskreis Nematologie.
- Leipertz, H. (2011). *Variation between sugar beet cultivars and strains on damages caused by Ditylenchus dipsaci: Trial records 2010*. Internal Report, Euskirchen.
- Leipertz, H., & Valder, S. (2017). *Variation between sugar beet cultivars and strains on damages caused by Ditylenchus dipsaci: Trial records 2016*. Internal Report, Euskirchen.
- Leipertz, H., & Valder, S. (2018). *Variation between sugar beet cultivars and strains on damages caused by Ditylenchus dipsaci: Trial records 2017*. Internal Report, Euskirchen.
- Leipertz, H., & Valder, S. (2020). *Variation between sugar beet cultivars and strains on damages caused by Ditylenchus dipsaci: Trial records 2019*. Internal Report, Euskirchen.
- Marcinowski, K. (1909). Parasitisch und semiparasitisch an Pflanzen lebende Nematoden. *Arbeiten der Kaiserliche Biologie Anstalt für Land- and Forstwirtschaft*, 7.
- Mcpartland, J. M., & Glass, M. (2001). Nematicidal effects of hemp (*Cannabis sativa*) may not be mediated by cannabinoid receptors. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 29(4), 301–307. <https://doi.org/10.1080/0140671.2001.9514191>
- Mezzetti, A. (1951). Alcune alterazioni della canapa manifestatesi nella decorsa annata agraria. *Quaderni del Centro di Studi per le Ricerche sulla Lavorazione Coltivazione ed Economia della Canapa (Laboratorio Sperimentale di Patologia Vegetale di Bologna)*, 11.
- Oka, Y. (2020). From Old-Generation to Next-Generation Nematicides. *Agronomy*, 10(9), 1387. <https://doi.org/10.3390/agronomy10091387>
- Plowright, R. A., Caubel, G., & Mizen, K. A. (2002). *Ditylenchus* species. In J. L. Starr, R. Cook, & J. Bridge (Hrsg.), *Plant resistance to parasitic nematodes* (1. Aufl., S. 107–139). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9780851994666.0107>
- Poirier, S., Dauphinais, N., Van Der Heyden, H., Véronneau, P.-Y., Bélair, G., Gravel, V., & Mimee, B. (2019). Host Range and Genetic Characterization of *Ditylenchus dipsaci* Populations from Eastern Canada. *Plant Disease*, 103(3), 456–460. <https://doi.org/10.1094/PDIS-07-18-1201-RE>

- Raid, R. (2002). Celery Diseases and their Management. In R. M. Davis & R. N. Raid (Hrsg.), *Compendium of umbelliferous crop diseases*. American Phytopathological Society.
- Roberts, P. A. (2002). Concepts and consequences of resistance. In J. L. Starr, R. Cook, & J. Bridge (Hrsg.), *Plant resistance to parasitic nematodes* (1. Aufl., S. 23–41). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9780851994666.0023>
- Sasanelli, N., Konrat, A., Migunova, V., Toderas, I., Iurcu-Straistaru, E., Rusu, S., Bivol, A., Andoni, C., & Veronico, P. (2021). Review on Control Methods against Plant Parasitic Nematodes Applied in Southern Member States (C Zone) of the European Union. *Agriculture*, 11(7), 602. <https://doi.org/10.3390/agriculture11070602>
- Schwarz, A., Etter, J., & Künzler, R. (Hrsg.). (1990). *Pflanzenschutz im Integrierten Gemüsebau* (1. Aufl.). Verl. Landwirtschaftliche Lehrmittelzentrale.
- Schweizerische Fachstelle für Zuckerrübenbau. (2023). *Schädlinge. Rübenkopffälchen—Ditylenchus dipsaci*. <https://www.zuckerruebe.ch/schaedlinge/ruebenkopfaelchen-ditylenchus-dipsaci/>
- Seinhorst, J. W. (1956). Biologische rassen van het stengelaaltje *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev en hun waardplanten: I. Reacties van vatbare en resistente planten of aantasting en verschillende vormen van resistentie. *Tijdschrift Over Plantenziekten*, 62(4), 179–188. <https://doi.org/10.1007/BF01987675>
- Spuhler. (2012, September 30). Faule Rüben dürfen nicht verladen werden. *Schweizer Bauer*.
- Storelli, A., Keiser, A., Kiewnick, S., Daub, M., Mahlein, A.-K., Beyer, W., & Schumann, M. (2021a). Development of a new in vivo protocol through soil inoculation to investigate sugar beet resistance towards *Ditylenchus dipsaci* penetration. *Nematology*, 23(6), 685–694. <https://doi.org/10.1163/15685411-bja10069>
- Storelli, A., Kiewnick, S., Daub, M., Mahlein, A.-K., Schumann, M., Beyer, W., & Keiser, A. (2021b). Virulence and pathogenicity of four *Ditylenchus dipsaci* populations on sugar beet. *European Journal of Plant Pathology*, 161(1), 63–71. <https://doi.org/10.1007/s10658-021-02304-w>
- Storelli, A., Minder, A., Keiser, A., Kiewnick, S., Daub, M., Mahlein, A.-K., Schumann, M., & Beyer, W. (2021c). Screening of sugar beet pre-breeding populations and breeding lines for resistance to *Ditylenchus dipsaci* penetration and reproduction. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 128(5), 1303–1311. <https://doi.org/10.1007/s41348-021-00483-6>
- Sturhan, D. (1969). *Das Rassenproblem bei Ditylenchus dipsaci*. Mitteilungen der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, 136, 87–98.
- Sturhan, D., & Brzeski, M. W. (1991). Stem and Bulb Nematodes, *Ditylenchus* spp. In W. R. Nickle (Hrsg.), *Manual of agricultural nematology* (1st Aufl.). CRC Press.
- Subbotin, S. A., Madani, M., Krall, E., Sturhan, D., & Moens, M. (2005). Molecular Diagnostics, Taxonomy, and Phylogeny of the Stem Nematode *Ditylenchus dipsaci* Species Complex Based on the Sequences of the Internal Transcribed Spacer-rDNA. *Phytopathology*, 95(11), 1308–1315. <https://doi.org/10.1094/PHTO-95-1308>
- Testen, A. L., Walsh, E. K., Taylor, C. G., Miller, S. A., & Lopez-Nicora, H. D. (2014). First Report of Bloat Nematode (*Ditylenchus dipsaci*) Infecting Garlic in Ohio. *Plant Disease*, 98(6), 859–859. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-13-1121-PDN>
- Trudgill, D. L. (1991). Resistance to and Tolerance of Plant Parasitic Nematodes in Plants. *Annual Review of Phytopathology*, 29(1), 167–192. <https://doi.org/10.1146/annurev.py.29.090191.001123>
- Uhlenbroek, J. H., & Bijloo, J. D. (1958). Investigations on nematocides: I. Isolation and structure of a nematocidal principle occurring in *Tagetes* roots. *Recueil Des Travaux Chimiques Des Pays-Bas*, 77(11), 1004–1009. <https://doi.org/10.1002/recl.19580771103>
- University of Minnesota Extension. (2019). *Stem and bulb nematode*. <https://extension.umn.edu/disease-management/stem-and-bulb-nematode>
- Vovlas, N., Melillo, V. A., & Catalano, L. (1993). *Ditylenchus dipsaci*, causa di gravi danni su colture di sedano in Puglia. *Nematologia Mediterranea*, 21, 55–57.
- Whitehead, A. G. (1992). Sources of resistance to stem nematode, *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev, in species of *Medicago* and *Trifolium*. *Annals of Applied Biology*, 120(1), 73–81. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.1992.tb03405.x>