

## EVALUATION OF BIOFUMIGATION CROPS FOR THE CONTROL OF *PRATYLENCHUS PENETRANS* AND *VERTICILLIUM DAHLIAE*

GERARD KORTHALS, JONNY VISSER, TIM THODEN, LEENDERT MOLENDIJK; Applied Plant Research, Wageningen UR, NL-8200 AK Lelystad, Netherlands; e-mail: gerard.korthals@wur.nl

### Einleitung

Auf den sandigen Boden der südöstlichen Niederlande (Limburg) sind zwei Phytopathogene anwesend, die starke Ausfälle in verschiedenen Kulturen verursachen können. Es handelt sich dabei um Wurzelläsions-Nematoden (Pratylenchidae) und den pilzlichen Welke-Erreger *Verticillium dahliae*. Während diese Schaderreger früher zumeist chemisch bekämpft wurden, versucht man heute nachhaltigere Verfahren zu finden, um Schäden einzudämmen. Ein vielbesprochener Ansatz ist die Biofumigation (Ploeg 2008). Dabei werden glukosinolathaltige Pflanzen zunächst angebaut, nachfolgend gehäckselt und in den Boden eingearbeitet. Dies setzt einen „tödlichen“ Kreislauf in Gang; die in der Zellvakuole gespeicherten Glukosinolate werden beim zerkleinern freigesetzt und kommen mit den im Zellplasma befindlichen Myrosinase in Kontakt (Kirkegaard & Sarwar, 1998). Hierdurch bilden sich u.a. Isothiocyanate, die aufgrund ihrer Wechselwirkung mit Proteinen biozide Wirkung haben (Ploeg 2008). Die Effizienz der Biofumigation scheint von den verwendeten Pflanzenarten, dem Klima und Bodenfaktoren abhängig zu sein (Gimsing & Kirkegaard 2009, Gimsing et al. 2009).

Um den Nutzen der Biofumigation unter den edaphischen und klimatischen Bedingungen Limburgs zu testen, wurde im Jahr 2006–2007 in Vredepeel – einer unserer Versuchsstationen – ein entsprechender Praxis-Feldversuch durchgeführt.

### Methodik

Dabei wurden 10 glukosinolathaltige Arten getestet. Deren Namen sowie entsprechende Saatmengen sind Tab. 1 zu entnehmen.

Tabelle 1: Zur Biofumigation eingesetzte Pflanzen der Brassicaceae.

Deutscher Name	Lateinischer Name	Sorte/Produktname	Saatmenge kg/ha
Ölrettich	<i>Raphanus sativus</i>	Defender	30
Gelbsenf	<i>Sinapsis alba</i>	Accent	25
Rucola	<i>Eruca sativa</i>	Nemat	9
Futtermaps	<i>B. napus + B. campestris</i>	BQ Mulch	10
Raps	<i>Brassica napus</i>	Grizzly	6
Brauner Senf	<i>Brassica juncea</i>	ISCI 20	12
Äthiopischer Senf	<i>Brassica carinata</i>	Bc007	6-8
Krambe	<i>Crambe abyssinica</i>	Galactica	13
Brokkoli	<i>Brassica oleracea</i>	Montop	50.000 Pflanzen/ha
Senf-Samenmehl	<i>Brassica carinata</i>	Biofence	7

Des Weiteren wurden neben einer Schwarzbrache (Kontrolle), die in Tab. 2 aufgeführten Pflanzen bzw. Verfahren als Vergleichmaßstab zur Biofumigation herangezogen.

Tabelle 2: Vergleichs- und Kontrollverfahren zur Biofumigation.

Deutscher Name	Lateinischer Name	Sorte	Saatmenge kg/ha
Studentenblume	<i>Tagetes patula</i>	NemaMix	10
Sudangras	<i>Sorghum sudanense</i>		35
Deutsches Weidelgras (eingearbeitet)	<i>Lolium perenne</i>	BG-3 plus	25
Chemische Entseuchung nach Weidelgras	Monam		
Sandhafer, BSD (biological soil disinfestation)	<i>Avena strigosa</i>	Pratex	120 kg/ha

Alle in Tabelle 1 aufgeführten Gewächse wurden über 7–10 Wochen kultiviert und die Pflanzen zum Zeitpunkt der Blüte umgebrochen. Dazu wurden sie möglichst fein gehäckselt, 15 cm tief eingefräßt, der Boden anschließend verdichtet und letztlich mit 20–25 mm beregnet (Abb. 1).

Der Anbau von Studentenblume und Deutschem Weidelgras sowie die chemische Entseuchung wurden nach den praxisüblichen Methoden durchgeführt. Dabei wurde das Weidelgras nach Anbau wie ein Biofumigationsgewächs behandelt, d. h. gehäckselt und

eingearbeitet. Bei der sogenannten BSD (biological soil disinfestation) wurde zunächst Sandhafer (*Avena strigosa*) angebaut und dieser dann ebenfalls eingearbeitet und beregnet; zusätzlich wurde der Boden in dieser Variante mit luftdichter Folie „versiegelt“. Nach Durchführung der Behandlungen (in 2006) wurden im darauffolgenden Jahr auf der kompletten Versuchsfläche Kartoffeln (cv. Premiere) angebaut. Alle Behandlungen wurden auf 6 x 6 m großen Einzelquadraten 4-malig wiederholt und zufällig über die Versuchsfläche verteilt (Abb. 1).

Um ein genaues Bild über den Ausgangsbesatz an Nematoden und die Effekte des Anbaus, bzw. die Effekte der Einarbeitung (eigentliche Biofumigation) auf die Ziel-Organismen zu erhalten, wurden die Versuchsfläche 3 x beprobt (vor Anbau der Gewächse = 06/2006; vor Einarbeitung der Gewächse = 09/2006 und einige Monate nach deren Einarbeitung = 03/2007).



Abbildung 1: Anbau und nachfolgende Einarbeitung der Versuchsvarianten.

Dabei wurden pro Probequadrat (6 x 6 m) 30 Einstiche genommen und 100 ml einer Mischprobe mit dem Oostenbrink-Elutriator extrahiert. Zusätzlich wurde die organische Restfraktion jeder Probe (Wurzeln, etc) für vier Wochen auf einem Wattefilter inkubiert, um sowohl alle Tiere aus den Wurzeln, als auch die noch nicht geschlüpften Eier zu extrahieren (Verschoor & de Goede 2000).

## Ergebnisse und Diskussion

Aus Abbildung 2 wird ersichtlich, dass die eigentlichen Biofumigationgewächse (hellblaue Balken) – nach Anbau und Einarbeitung – zu keiner Abnahme der Wurzelläsions-Nematoden

beitragen (Frühjahr 2007). Schlechter noch, in allen Behandlungen erhöhte der Einsatz von Kruziferen die Besatzdichte mit *P. penetrans* gegenüber einer Schwarzbrache.

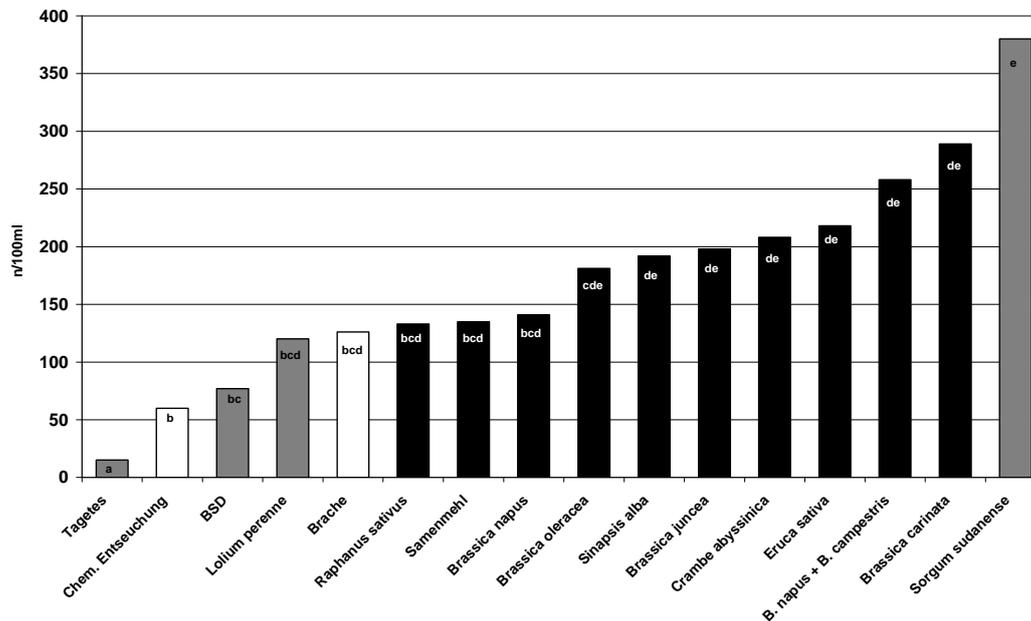


Abbildung 2: Anzahl Pratylenchidae in 100 ml Boden (ca. 90% *Pratylenchus penetrans*) nach Anbau und Einarbeitung der Biofumigationskulturen (03/2007).

Dabei sollten allerdings zwei Effekte unterschieden werden. So ist aus den hier nicht wiedergegebenen Probenahmewerten des Herbst 2006 (nach Anbau aber vor Einarbeitung der Pflanzen) klar ersichtlich, dass alle getesteten Kruziferenarten gute, bis sehr gute Wirtspflanzen für *Pratylenchus* darstellten. Dies deckt sich sowohl mit Angaben in der Literatur (Belair et al. 2002) als auch mit unseren eigenen Erfahrungen ([www.aaltjesschema.nl](http://www.aaltjesschema.nl)). Demgegenüber führte die eigentliche Biofumigation, d.h. die Einarbeitung des glukosinolathaltigen Pflanzenmaterials im Herbst, zu einer leichten Reduzierung der hohen Herbst-Besatzdichten. Allerdings zeigt Abb. 2, dass andere Verfahren, deutlich besser geeignet sind, um Pratylenchus in den Griff zu bekommen. Dies galt insbesondere für den Anbau der Studentenblume, aber auch für die chemische Entseuchung und die sogenannte biologische Bodenentseuchung (BSD). Diese positiven Effekte sind z.T. schon länger in der Literatur beschrieben (Evenhuis et al. 2004).

Aus praktischer Sicht stellt sich nun natürlich die Frage, ob die Biofumigation trotz der fehlenden Nematiziden Wirkung nachfolgend zumindest höhere Ernteerträge in der Kartoffelkultur brachte. Abbildung 3 zeigt, dass dies für einige Arten zutraf. So lagen die Erträge nach

Biofumigation mit Örettich (*R. sativus*), Senf-Samenmehl (*B. carinata*) oder Futterraps (*B. napus* + *B. campestris*) signifikant über den Vergleichswerten nach Schwarzbrache oder dem Anbau von Weidelgras. Dies legt die Vermutung nahe, dass die Biofumigation und der damit verbundene Eintrag organischer Substanz positive Effekte auf das Bodenleben bzw. die chemischen und physischen Bodenparameter haben. Allerdings konnte dies den negativen Einfluss der beiden Hauptschaderreger nicht komplett kompensieren. So zeigte sich, dass der Anbau der Studentenblume und die damit einhergehende, fast völlige Unterdrückung von *Pratylenchus*, letztlich doch die höchsten Erträge generierte (Abb. 2).

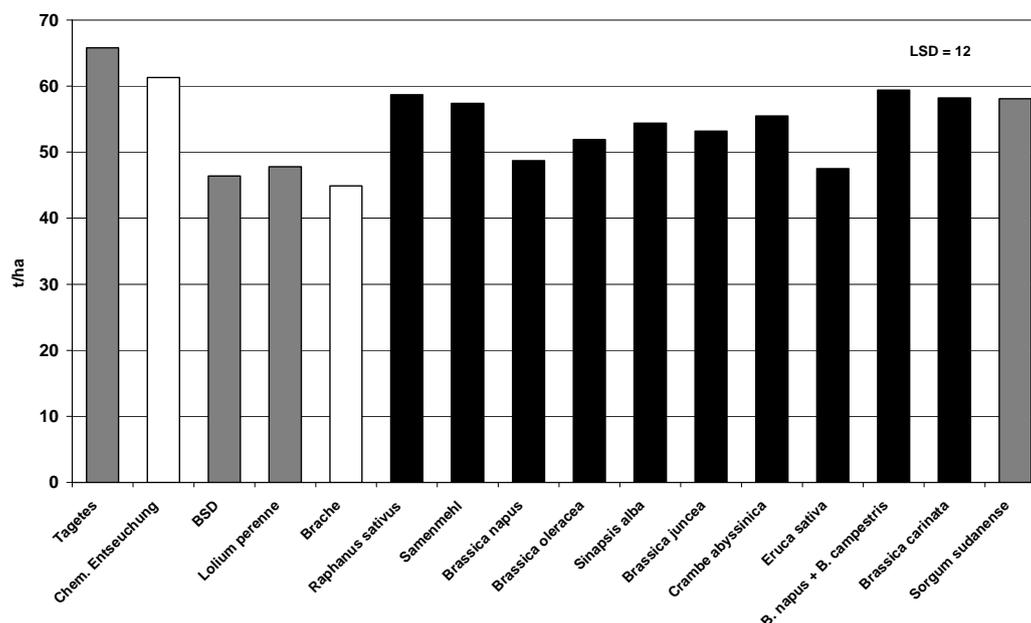


Abbildung 3: Ernteerträge (t/ha) im Jahr 2007, nach Biofumigation 2006 (LSD =least significant difference).

Zusammenfassend bleibt festzuhalten, dass unsere Ergebnisse keine ausgeprägten Nematiziden Effekte der Biofumigation anzeigen. Es sollte allerdings zwischen der Wirtseignung entsprechender Gewächse und deren eigentlicher Biofumigations-Wirkung unterschieden werden. Anscheinend reichen die im Bodenwasser auftreten Isothiocyanatkonzentrationen nicht aus, um eine nematizide starke Wirkung zu entfalten. Dies kann vielfältige Ursachen haben und lässt sich möglicherweise durch weitere methodische Fortentwicklungen (besseres Zerkleinern, Verdichten) in den Griff kriegen. Ferner sollte versucht werden, resistente Biofumigationsgewächse zu züchten, die nicht zu einer derart starken Vermehrung von *P. penetrans* führen. Trotz der angesprochenen „Mängel“ bewerten wir die Biofumigation abschließend als positiv, da sie die Bodenqualität zu verbessern scheint und so letztlich höhere Erträge ermöglicht.

## Literatur

- Belair G., Fournier Y., Dauphinais N., Dangi O.P. (2002). Reproduction of *Pratylenchus penetrans* on various rotation crops in Quebec. *Phytoprotection* 83: 111-114.
- Evenhuis A., Korthals G.W., Molendijk L.P.G. (2004). *Tagetes patula* as an effective catch crop for long-term control of *Pratylenchus penetrans*. *Nematology* 6: 877-881.
- Gimsing A.L., Kirkegaard J.A. (2009). Glucosinolates and biofumigation: fate of glucosinolates and their hydrolysis products in soil. *Phytochemistry Reviews* 8: 299-310.
- Gimsing A.L., Strobel B.W., Hansen H.C.B. (2009). Degradation and sorption of 2-propenyl and benzylisothiocyanate. *Environmental Toxicology and Chemistry* 28: 1178-1184.
- Kirkegaard J.A., Sarwar M. (1998). Biofumigation potential of brassicas. *Plant and Soil* 2001: 71-89.
- Ploeg A.T. (2008). Biofumigation to manage plant-parasitic nematodes. In: Ciancio A, Mukerji KG (eds.) *Integrated Management of Vegetable and Grain Crops*. Springer, 239-248.
- Verschoor B.C., De Goede R.G.M. (2000). The nematode extraction efficiency of the Oostenbrink elutriator-cottonwool filter method with special reference to nematode body size and life strategy. *Nematology* 2: 325-342.