

Summary

An account is given of methods for extraction of noncyst-forming nematodes. The original funnel method after Baermann has been modified and extended repeatedly. Some of the amended methods are described, for instance the Seinhorst's mistifier, the double funnel method after Homeyer and the combination of the flotation and sieving method after Christie and Perry. For quantitative results the flotation can method after Oostenbrink, Seinhorst's two Erlenmeyer flask sedimentation apparatus and Seinhorst's elutriator are convenient. The flotation can method after Oostenbrink and Seinhorst's elutriator give about 90% yield. A simplified sieving method can be used for examination of small quantities of roots and soil samples.

Literatur

1. Christie, J. R., and Perry, V. G.: Removing nematodes from soil. Proc. Helminthol. Soc. Washington **18**, 1951, 106—108.
2. Goffart, H.: Methoden zur Bodenuntersuchung auf zystenbildende Nematoden. Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutzd. (Braunschweig) **10**, 1958, 49—53.

3. Goodey, J. B.: Laboratory methods for work with plant and soil nematodes. 3rd ed. London 1957. 47 S. (Minist. Agric. Fish. Techn. Bull. 2.)
4. s'Jacob, J. J., en Stemerding, S.: Een handleiding voor nematologie. Versl. en Meded. Plantenziektenkund. Dienst **120**, 1956, 107 S.
5. Oostenbrink, M.: Een doelmatige methode voor het toetsen van aaltjesbestrijdingsmiddelen in grond met *Hoplolaimus uniformis* als proefdier. Meded. Landbouwhogeschool Opzoekingsstat. Gent. **19**, 1954, 377—408.
6. Seinhorst, J. W.: De betekenis van de toestand van de grond voor het optreden van aantasting door het stengelaaltje (*Ditylenchus dipsaci* [Kühn] Filipjev). Tijdschr. Plantenziekt. **56**, 1950, 289—348.
7. Seinhorst, J.: Een eenvoudige methode voor het afscheiden van aaltjes uit grond. Tijdschr. Plantenziekt. **61**, 1955, 188—190.
8. Seinhorst, J.: The quantitative extraction of nematodes from soil. Nematologica **1**, 1956, 249—267.

Eingegangen am 11. Dezember 1958.

DK 595.425.082.1

Verbesserte Technik für Versuche mit Spinnmilben

Von Volker Dittrich

(Aus dem Institut für Pflanzenkrankheiten der Universität Bonn. Direktor: Prof. Dr. H. Braun)

Will man Spinnmilben zu Versuchszwecken halten, so kommen zwei Wege in Betracht: man kann die Tiere offen an Pflanzenteilen ziehen und untersuchen, oder man beobachtet sie in Käfigen, die an den Pflanzen angebracht sind. Für exakte Untersuchungen bietet die erste Methode große Schwierigkeiten, da leicht ein Verlust an Versuchstieren durch Abfallen, Verkleben in der angrenzenden Leimbarriere und Abwandern bei der Prüfung unter dem Binokular eintritt.

Auch die Haltung in Käfigen ist durch die Lebhaftigkeit und geringe Größe der Versuchstiere erschwert. Trotzdem wird man immer wieder auf diese Versuchsmethodik zurückgreifen, da sie durch Übersichtlichkeit des Lebensraumes der Versuchstiere und Wegfall der verschiedenen Verlustmöglichkeiten bei freier Haltung genauere Ergebnisse ermöglicht.

Dafür bedarf es freilich der Beachtung bestimmter Regeln, die Fritzsche (1955) in seiner Arbeit über die „Methodik von Laboruntersuchungen an Spinnmilben (*Tetranychidae*)“ aufgestellt hat. Vereinfachend und ergänzend lassen sie sich in vier Forderungen zusammenfassen. Ein Käfig soll

1. in Herstellung und Verwendung einfach sein,
2. Versuchstieren und -pflanzen ihre natürlichen Lebensbedingungen belassen,
3. für den Experimentierenden leicht zugänglich und mit dem Binokular zu kontrollieren sein, und
4. eine Variation der Tierspezies und der Versuchsbedingungen (Temperatur, Luftfeuchtigkeit) zulassen.

Für die Brauchbarkeit eines Versuchskäfigs ist seine Dichte gegenüber isolierten, ausgewachsenen Männchen entscheidend, da diese viel kleiner und lebhafter als die Weibchen und daher außerordentlich schwer festzuhalten sind. Ist ein Käfig männchenfest, so sind alle anderen Stadien mit Sicherheit in ihm zu halten.

Bei meinen Bemühungen, einen brauchbaren Käfig zu entwickeln, gelangte ich zu folgender Konstruktion: Eine Ringscheibe aus Plexiglas, deren Dicke 1 mm und deren Breite (Außenradius—Innenradius) 3 mm beträgt, ist Stütze und formgebendes Element (s. Abb. 1). An die

Innenkante des Ringes ist mit einem wasserfreien Klebstoff (mit organischem Lösungsmittel)¹⁾ ein etwa 10 mm breiter Streifen aus Perlongaze²⁾ zylindrisch eingeklebt. Dieser Gazezylinder bildet die Seitenwände des Käfigs. An ihrem Außenrande ist die Ringscheibe mit 6 Einschnitten versehen (Laubsäge mit Metallsägeblatt), in die ein normaler Packgummi so gezogen ist, daß er ein 0,2 mm starkes Plexiplättchen gleichmäßig auf die Käfigöffnung drückt, ohne das Gesichtsfeld zu verkleinern. Auf die Unterkante des Gazezylinders legt man zum Aufkleben des Käfigs auf das Blatt der Versuchspflanze einen mittelstarken Klebstoffwulst (Klebstoff darf nicht eingedickt sein, da er sonst nicht einwandfrei haftet!) und setzt den Käfig auf die gewünschte Stelle der Blattunterseite. Festes Andrücken ist zu vermeiden; eine sichere Haftung des Klebstoffs wird erzielt, indem man den Käfig etwas vom Blatt abzieht und wiederum andrückt, bis die Unterkante des Käfigs mit einem zusammenhängenden Klebstoffilm am Blatt haftet. Nach kurzer Trockenzeit, während deren der Käfig flach auf dem Blatt der Versuchspflanze liegen soll, kann die Pflanze mit dem Käfig wieder aufgestellt werden, der nun an

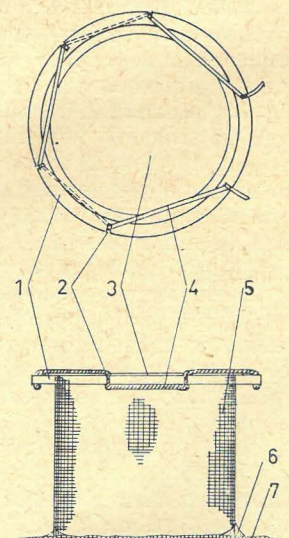


Abb. 1. Käfig für Laboratoriumsuntersuchungen (nat. Größe).

- 1 Ringscheibe aus Plexiglas.
- 2 Eingesägte Schlitz zur Befestigung des Haltegummis.
- 3 Plexideckel.
- 4 Haltegummi.
- 5 Perlongaze.
- 6 Klebstoffwulst.
- 7 Blatt der Versuchspflanze.

1) Uhu; Fa. H. und M. Fischer, Bühl (Baden).

2) 0,112 Maschenweite; Fa. Stallmann (Duisburg).

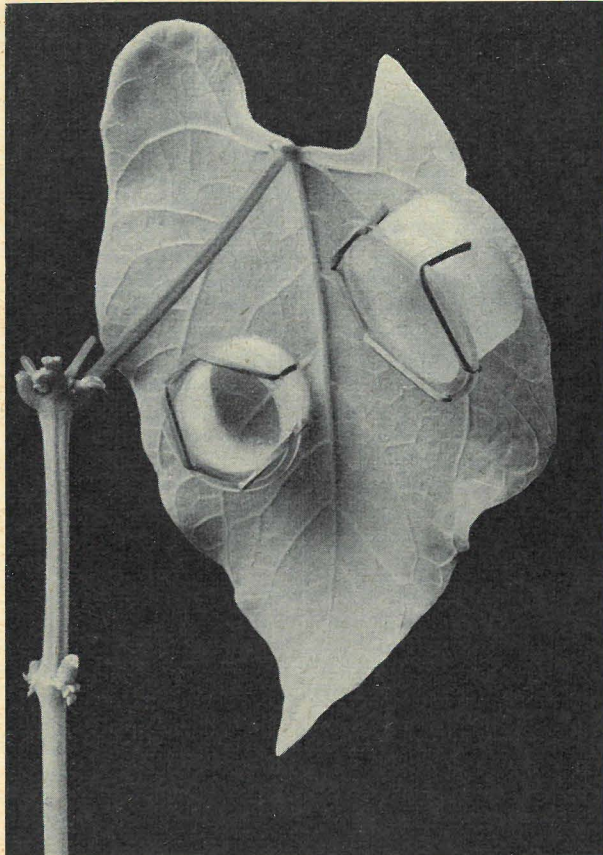


Abb. 2. Versuchskäfige am *Phaseolus*-Blatt.

der Blattunterseite hängt. Vor der endgültigen Benutzung ist die Dichte aller geklebten Stellen des Käfigs mit dem Binokular zu kontrollieren, da man sonst trotz aller Sorgfalt immer wieder mit dem Ausbrechen einzelner Männchen rechnen muß.

Die Versuchspflanzen — Erfahrungen liegen hauptsächlich mit *Phaseolus* vor — zeigen bei richtiger Technik keinerlei Beeinträchtigung durch den Klebstoff; nur bei unvorsichtigem Andrücken des Käfigs an das Blatt können Verletzungen entstehen, die zu nekrotischen Flecken führen.

Nach Versuchsende reißt man den Käfig vom Blatt ab und legt ihn eine Zeitlang in Wasser, um Verunreinigungen zu lösen und den Klebstoffwulst etwas aufzuweichen. Dieser läßt sich anschließend ohne weiteres abzupfen; nachdem der ausgefranste Gazerand sauber abgeschnitten ist, läßt sich der Käfig wieder verwenden.

Nach jedem Versuch ist möglichst ein neuer Haltegummi einzuziehen (nur ganz wenig spannen!), da die Gummifäden leicht altern und reißen.

Als zweckmäßige Größe für Beobachtungen an Weibchen hat sich ein Innendurchmesser des Käfigs von 24, für Männchen von 17 mm erwiesen; der Käfig läßt sich jedoch in allen möglichen Größenverhältnissen verwenden. Prüft man, wie weit der Käfig den aufgestellten vier Forderungen entspricht, so ergibt sich:

Zu 1: Die Herstellung von 10 Käfigen benötigt bei einiger manueller Geschicklichkeit eine Stunde. Die Anwendung ist denkbar einfach, Haltevorrichtungen usw. entfallen völlig, da die Käfige sehr leicht sind (0,4 g der kleine, 0,6 g der größere Typ). Ein Bohnenblatt trägt bis zu 4 Käfige.

Zu 2: Eingetopfte Versuchspflanzen sind durch die leichten Käfige in keiner Weise behindert. Die Versuchstiere leben in normaler Umgebung auf der Blattunterseite. Die Perlongaze erlaubt optimalen Luftaustausch, das Plexiglas fast uneingeschränkte Belichtung.

Zu 3: Der Käfig ist in Sekundenschnelle zu öffnen und zu schließen. Die Kontrolle unter dem Binokular erfolgt bei geschlossenem Käfig durch den klaren Plexideckel.

Zu 4: Variation von Temperatur und Luftfeuchtigkeit ist ohne weiteres möglich, wenn man die gesamte Versuchsanordnung unter Glasglocken oder in einen Klimaraum bringt. Der Käfig ist praktisch für alle pflanzensaugenden Tiere verwendbar, von Spinnmilbengröße an aufwärts.

Eine für Freilandversuche entwickelte Variante des Käfigs beruht in bezug auf den Verschluss auf den gleichen Prinzipien. Da hier erhöhte Gefahr besteht, daß der Käfig durch Bewegungen der Blätter abreißt, befestigte ich ihn nicht durch Aufkleben, sondern durch Gummizüge, wie Abb. 3 zeigt. Die Seitenwände des Käfigs be-

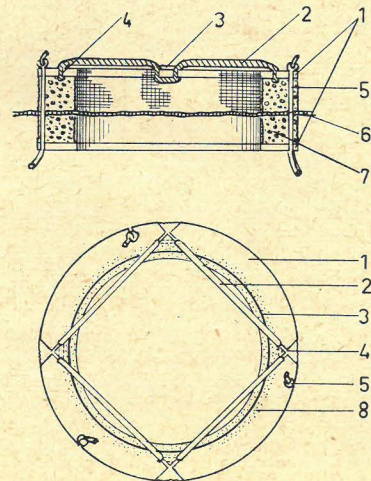


Abb. 3. Käfig für Freilandversuche. 1 Ringscheiben aus Plexiglas. 2 Haltegummi. 3 Plexideckel. 4 Eingesägte Schlitze zur Befestigung des Haltegummis. 5 Gummizug. 6 Blatt der Versuchspflanze. 7 Moltoprenring. 8 Klebstoff.

stehen aus elastischem Schaumstoff (Moltopren); zur besseren Abdichtung ist der Innenraum mit Perlongaze ausgeklebt. Der fertige Käfig wiegt etwas über 3 g und läßt sich noch frei an einem Apfelblatt befestigen. Bei starker Sonneneinstrahlung besteht die Gefahr, daß der Plexideckel von innen etwas beschlägt. Hier schaffen seitlich in den Moltoprenring eingeklebte Kunststoffröhrchen oder ein mit Perlongaze verschlossenes Loch im Plexideckel Abhilfe.

Zum Umsetzen einer größeren Milbenzahl erwies sich ein pneumatischer Kollektor als sehr geeignet, wie ihn Fritzsche in seinen Grundzügen beschrieb. Er wurde von Fräulein Wachsmuth (Biologisches Institut der Farbenfabriken Bayer, Leverkusen) wesentlich verbessert; die Veröffentlichung der Anordnung innerhalb dieser Arbeit erfolgt mit ihrer Genehmigung. Die Einzelheiten gehen aus den Abb. 4 und 5 hervor. Bei der Benutzung des Kollektors ist zu beachten, daß man die Versuchstiere nach dem Ansaugen durch Klopfen in der Sammelpatrone vereinigen muß. Dann zieht man diese aus dem Gummistopfen, hält die Öffnungen in den vorbereiteten Käfig und klopft mit dem Finger auf die gazebespannte Unterseite der Patrone. Im Käfig erholen sich die Tiere von dem vielfach eintretenden schockartigen Zustand in kurzer Zeit. Bei dieser Manipulation muß man jedoch immer mit Ausfällen rechnen, die etwa bei 10% liegen.

Einzeltiere und Entwicklungsstadien lassen sich am besten mit einem chinesischen Tuschepinsel aufnehmen, der etwas angefeuchtet ist.

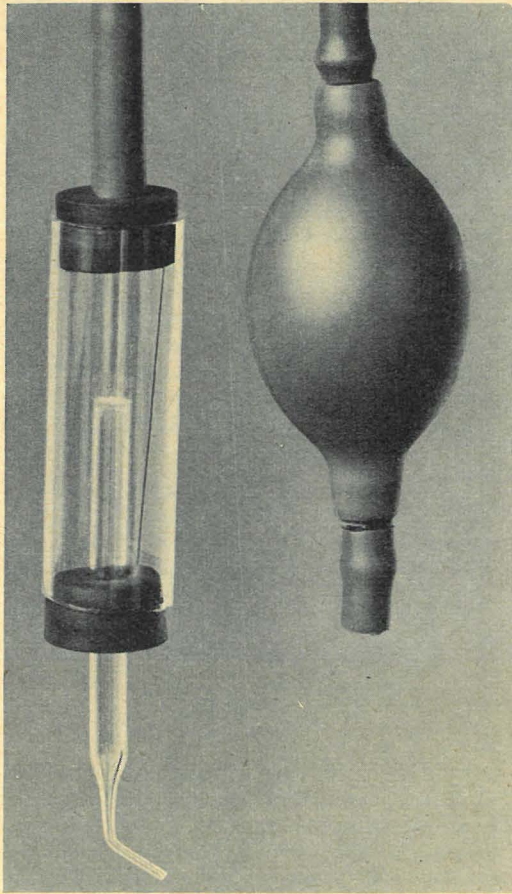


Abb. 4. Kollektor mit Saugball.

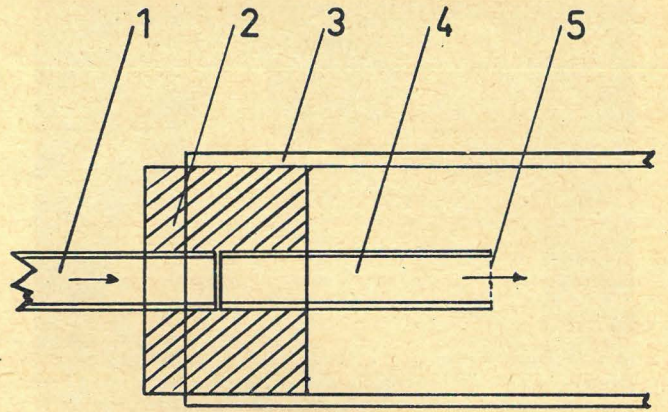


Abb. 5. Detailzeichnung zum Kollektor.
1 Ansaugrohr. 2 Gummistopfen. 3 Äußerer Glaszylinder.
4 Sammelpatrone. 5 Perlongaze.

Zusammenfassung

Es werden ein Käfig zur Haltung von Spinnmilben bei Laboratoriumsuntersuchungen und eine Variante für Versuche im Freiland beschrieben.

Der Käfig ist einfach in Herstellung und Anwendung. Die Leichtigkeit des fertigen Käfigs (etwa 0,5 g) gestattet es, ihn ohne Behinderung der Pflanze an der Blattunterseite aufzukleben. Die Versuchstiere leben damit in ihrer normalen Umgebung. Die Kontrolle erfolgt durch einen Plexiglasdeckel bei geschlossenem Käfig. Dieser ist schnell und ohne Schwierigkeiten zu öffnen und zu schließen.

Literatur

Fritzsche, R.: Zur Methodik von Laboruntersuchungen an Spinnmilben (*Tetranychidae*). Nachrichtenbl. Deutsch. Pflanzenschutz. (Berlin) N. F. 9, 1955, 199—203.

Eingegangen am 1. August 1958

DK 632.482.193 *Ophiostoma*: 632.771 *Cecidomyiidae*:
635.937.343 *Crataegus*

Über das Auftreten von *Ophiostoma piceae* (Münch) H. et P. Sydow als Begleiter von *Thomasiniana spec.* bei einer Rindenerkrankung des Weißdorns

Von Roswitha Schneider, Biologische Bundesanstalt, Institut für Mykologie, Berlin-Dahlem

Eine auffällige Rindenerkrankung bei *Crataegus* in einer mehrere 100 m langen Hecke tritt seit einigen Jahren in Krumbach, Kr. Wetzlar, einem an den Ausläufern des Rothaargebirges gelegenen Orte, auf. Sie wurde von Herrn Dr. K. Kütke, dem Leiter der Bezirksstelle Gießen des Pflanzenschutzamtes Frankfurt a. M., erstmalig im Jahre 1955 festgestellt und auch in den darauffolgenden Jahren erneut beobachtet. Im Jahre 1956 erhielt das Institut für Mykologie der Biologischen Bundesanstalt in Berlin-Dahlem einige Probestücke mit typischen Schadstellen. Die Erkrankung zeigte sich — auf Grund einer Mitteilung des genannten Pflanzenschutzamtes — Ende August. In der Hecke fielen einige Äste und Zweige auf, die nach vorausgegangenem Welken und Braunfärbung des Laubes von der Spitze her abstarben. An den erkrankten Ästen fanden sich unterhalb der dünnen Spitzen, vielfach an der Gabel der Zweige, krebstartige Herde, vertrocknete, eingesunkene Rindenpartien und mehr oder weniger lange, bis auf den Holzkörper reichende Rindenrisse (Abb. 1). Die Ränder der Schadstellen waren gelegentlich, besonders dann, wenn die tote Rinde fehlte, von Überwallungswülsten umgeben. In den meisten Fällen zog sich von den Wunden ausgehend eine strangartige, schmutziggelbe bis grauschwarze Verfärbung im Holz oft bis zum nächsten Astansatz hinab. Bei einer eingehenden Untersuchung der Schadstellen wurden unter den abgestorbenen Rindenpartien regelmäßig die rosafarbenen Larven einer Gallmücke (*Cecidomyiidenart*) angetroffen.



Abb. 1. Rindenkrebs an *Crataegus* (wahrscheinlich durch *Thomasiniana crataegi* Barnes).