



NACHRICHTENBLATT FÜR DEN DEUTSCHEN PFLANZENSCHUTZDIENST

Herausgegeben von der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin durch die Institute der Biologischen Zentralanstalt in Aschersleben, Berlin-Kleinmachnow, Naumburg/Saale

Analytischer Beitrag zur Bestimmung der Insektizide Toxaphen und Chlordan

von H. MELTZER

Biologische Zentralanstalt Berlin-Kleinmachnow,
Abteilung für Pflanzenschutzmittelforschung und -prüfung

Neben den bekannten Kontaktinsektiziden DDT und Hexachlorcyclohexan gewinnen neuerdings die in den letzten Jahren entwickelten Pflanzenschutzmittel auf Toxaphen- und Chlordan-Basis neben anderen chlorierten Kohlenwasserstoffen stark an Bedeutung. Trotzdem die Industrie bereits eine Anzahl dieser Mittel in den Handel gebracht hat, sind in den Fachzeitschriften wenig Veröffentlichungen über den analytischen Nachweis dieser beiden Präparate zu finden. In der Literatur wird für Toxaphen, das ein chloriertes Camphen ist, die Bruttoformel $C_{10}H_{10}Cl_8$ angegeben. Die Stammgruppen dieses Insektizids ähneln, wie aus der folgenden Konstitution ersichtlich ist, denen des Aldrins und Chlordans. Sie enthalten ebenfalls die chlorierte Endomethylengruppe (1).

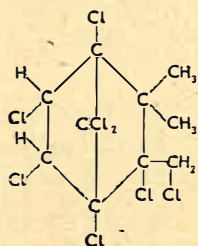


Abb. 1
Toxaphen

Das für die Herstellung der Handelspräparate verwendete technische Toxaphen ist eine dicke braune Masse, die im Aussehen bestimmten Harzarten ähnelt und einen charakteristischen starken Geruch besitzt. Die Verbindung ist leicht löslich in den meisten organischen Lösungsmitteln, wie Aceton, Methanol, Äthanol, Äther, Benzol usw.

Die analytische Bestimmung von Toxaphen wird nach Literaturangaben durch Chlorabspaltung in Gegenwart von Alkali vorgenommen. Über das infrarote Absorptionsspektrum dieses Insektizids berichtet KENYON (2). Ferner findet man eine Arbeit über die biologische Bestimmungsmethode im Drosophilatest (3). Qualitative Nachweisverfahren sind anscheinend noch nicht veröffentlicht worden. Im fol-

genden sollen einige typische Farbreaktionen beschrieben werden, die es ermöglichen, in kurzer Zeit den Wirkstoff Toxaphen in Handelspräparaten qualitativ zu bestimmen. Die quantitative Analyse nach dem kolorimetrischen Verfahren, auf Grund dieser Farbreaktionen ließ sich noch nicht durchführen, da beobachtet wurde, daß die Färbtiefe bei den einzelnen Präparaten nicht immer proportional der Konzentration des darin enthaltenen Wirkstoffes war. Doch liegt die Vermutung nahe, durch weitere Versuche das erstrebte Ziel der quantitativen Bestimmung auf diesem Wege zu erreichen. Für Untersuchungen über die chemischen Eigenschaften des Toxaphens standen uns außer dem reinen Wirkstoff auch mehrere Fertigpräparate mit verschieden hohem Wirkstoffgehalt zur Verfügung. Da es sich hier um noch nicht anerkannte Mittel handelte, muß auf die nähere Bezeichnung verzichtet werden.

1. Toxaphen

Die zur chemischen Untersuchung bestimmten Proben werden in der Regel als Stäube- oder Spritzmittel vorliegen. Die Isolierung des Wirkstoffes von der Trägersubstanz erfolgt bei Stäubemitteln am besten durch Aceton. Etwa 0,2 bis 0,4 g des Musters (Fertigpräparat) werden mit 5 bis 10 ccm Aceton bei Zimmertemperatur unter öfterem Umschütteln in einer verschlossenen Schliff-Flasche extrahiert. Nach dem Absitzenlassen wird der Inhalt durch ein kleines Papierfilter gegossen und in einem Reagenzglas aufgefangen oder durch einen Glasfiltertiegel gesaugt. Das Filtrat versetzt man mit etwa demselben Volumen 10prozentiger Natronlauge und erwärmt den Inhalt einige Minuten unter dauerndem Schütteln, ohne daß es zum Sieden kommt (Wasserbad). Es haben sich zwei Flüssigkeitsschichten gebildet, die obere zeigt eine klare bräunlich-lachsrote Färbung. In einem kleinen Scheidetrichter trennt man die beiden Flüssigkeiten, indem man die untere fast farblose abläßt und verwirft. Die braune Acetonlösung wird in einen „Schliff-Erlenmeyer“ abgefüllt, mit etwas Aceton bis zu einem hellen Farbton verdünnt und über Nacht

stehengelassen. Dabei scheidet sich nach vorübergehender leichter Trübung am Boden des Gefäßes eine braune ölige Substanz ab. Von der Lösung werden etwa 2 bis 3 ccm mit einigen Tropfen konzentrierter Salzsäure im Reagenzglas versetzt. Beim Erwärmen entsteht über gelb nach braun eine dunkelrote klare Lösung. Entnimmt man der frisch bereiteten braun gefärbten Acetonlösung vor dem erwähnten Verdünnen einen kleinen Anteil und gibt einen Tropfen etwa 10prozentige Schwefelsäure hinzu, so entsteht in der Wärme nach einigen Minuten ein gelber Farbton. Erwärmt man einige Kubikzentimeter Aceton mit etwas konzentrierter HCl, so bilden sich, je nach Reinheit des Acetons, Verfärbungen gelblich-bräunlicher Tönung. Die durch Toxaphen erhaltene Rotfärbung ist so intensiv, daß sie durch die erwähnten Tönungen bei reinem Aceton nicht gestört wird. Zweckmäßig führt man stets noch eine Blindprobe mit dem verwendeten Aceton und einigen Tropfen HCl durch.

Werden kleine Mengen Toxaphen in Pyridin gelöst bzw. extrahiert man den Wirkstoff aus einigen Zehnteln Gramm des Fertigpräparates mit Pyridin und versetzt diese Lösung mit demselben Volumen 10prozentiger Natronlauge, so entsteht beim Erwärmen eine blutrote Färbung. Wird zum Lösen einer Probe Toxaphen statt Aceton Methyläthylketon verwendet und mit Natronlauge weiter verfahren, so erhält man eine hellrosa Färbung der oberen Flüssigkeitsschicht. Die beschriebenen Farbreaktionen wurden bei allen vorliegenden Präparaten erhalten, gleichgültig von welchen Herstellern sie stammten. Verschiedene andere organische Lösungsmittel, wie Chloroform, Benzol, Xylol geben diese Farbumschläge nicht. Es ist also eine für Toxaphen typische Reaktion bei gleichzeitiger Anwesenheit von Ketonen als Lösungsmittel, wobei das Vorhandensein von Methylgruppen ebenfalls eine wichtige Rolle spielt, worauf im folgenden bei Chlordan noch hingewiesen wird. Die dabei ablaufenden chemischen Vorgänge konnten noch nicht geklärt werden. Anzunehmen wäre eine zunächst stattgefundenen Abspaltung von Chlor unter einer vielleicht folgenden Bildung von Anlagerungsverbindungen durch das Keton neben Kondensationsvorgängen (bräunlich-lachsrote Färbung). Die Verbindung ist nicht beständig, denn durch das Verdünnen mit Aceton und Stehenlassen scheiden sich nach mehreren Stunden ölige unlösliche Komponenten ab, während ein schwach gefärbter Anteil gelöst bleibt. Dieser verwandelt sich bei Zugabe von Salzsäure in eine lösliche Substanz roter Färbung. Über den Reaktionsmechanismus der Rotfärbung nach erfolgter Dehalogenisation des Toxaphens mit Natronlauge, in Gegenwart von Pyridin, kann ebenfalls noch nichts ausgesagt werden.

Soll die Anwesenheit von Toxaphen in Spritzmitteln bestimmt werden, die in flüssiger Form vorliegen, z. B. Emulsionen, so entnimmt man dem Präparat etwa 2 ccm und verdünnt diese im Reagenzglas mit Aceton auf die doppelte bis dreifache Menge. Nach der erwähnten Zugabe von Natronlauge und Erwärmen erhält man eine bräunlich-rote Färbung. Weitere Farbreaktionen lassen sich in den meisten Fällen nicht durchführen, da die im Fertigpräparat vorhandenen Lösungsmittel störend wirken.

2. Chlordan

Die Entwicklung dieses Präparates geht bereits auf das Jahr 1945 zurück. Seit 1947 ist es unter dem

Namen „Chlordane“ und „Octa-Klor“ oder abgekürzt „OET“ bekannt, in der Literatur wird ihm die Bruttoformel $C_{10}H_6Cl_8$ entsprechend 1, 2, 4, 5, 6, 7, 10, 10, — Octachlor-4,7-methylen-4, 7, 8, 9-tetrahydrohydrinden oder Octachlor-Endomethylen-Tetrahydrohydrinden, sowie Dihydro-octachloridicyclopentadien zugeschrieben (1).

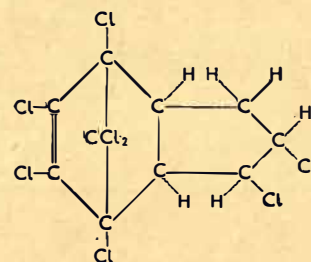


Abb. 2
Chlordan

Chlordan läßt sich z. B. aus Chlorierungsprodukten des Cyclopentadiens gewinnen (Diensynthese, Riemerschneider). Veröffentlichungen geben das technische Chlordan an als 60- bis 75prozentiges Konzentrat der obigen Verbindung mit 25 bis 40 Prozent verwandten Chlorierungsprodukten (4). Es stellt also keine eindeutige Verbindung dar, sondern besteht aus einem Gemisch von Isomeren und chlorierten Kohlenwasserstoffen, deren Zusammensetzung von der jeweiligen technischen Fabrikation abhängig ist. Farbreaktionen müssen erwartungsgemäß bei diesem uneinheitlichen Präparat je nach Menge und Art der einzelnen Komponenten auch Abweichungen untereinander aufweisen (7).

Reines Chlordan ist eine geruchlose, klare, das technische Produkt eine viskose Flüssigkeit, die je nach Reinheitsgrad gelb bis rotbraun gefärbt sein kann und einen schwachen Geruch besitzt. Durch Chlorabspaltung mit alkoholischer Kalilauge bei 80° C ist die analytische Bestimmung möglich. Eine Trennung der Isomeren von einander und von den anderen Chlorierungsprodukten gelingt neuerdings durch Chromatographie (1). DAWIDOW (5) veröffentlichte eine quantitative Untersuchungsmethode für technisches Chlordan auf spektrophotometrischem Wege, während HARRIS (6) über zwei kolorimetrische Verfahren berichtet; erstens nach DAWIDOW mit Diäthanolamin und methanol. KOH und zweitens nach HARRIS: Erhitzen mit Naphthalin, methanol. KOH und trockenem Pyridin. Nach EICHLER (3) kann Chlordan biologisch im Drosophilatest bestimmt werden. Das Präparat löst sich leicht in den meisten organischen Lösungsmitteln, jedoch nicht in Wasser. Wie bei Toxaphen sind qualitative Nachweisverfahren in der Literatur anscheinend noch nicht erschienen.

Zur analytischen Untersuchung dieses Insektizids standen uns sowohl der reine Wirkstoff als auch fertige Mittel (noch nicht im Handel) zur Verfügung. Einige Zehntel Gramm des Wirkstoffes oder Fertigpräparates, in Aceton gelöst und filtriert, werden wie bei Toxaphen behandelt und die Schichten voneinander getrennt. Chlordan gibt in Aceton eine blaugrüne oder je nach Herstellungsart eine dunkelgraue Färbung (Rauchtupas). Wird statt Aceton Methyläthylketon als Lösungsmittel genommen, so erhält man grüne Färbungen mit einem Stich ins Bräunliche oder braune Färbungen mit graugrünem Einschlag. Die Farbtiefe ist bei Verwendung von Methyläthylketon, dieselbe Wirkstoffmenge voraus-

gesetzt, stets schwächer als bei Aceton. Die gleiche Beobachtung wurde auch bei Toxaphen gemacht. Die im Aceton vorhandenen zwei Methylgruppen lösen kräftigere Farbtöne aus als das Methyläthylketon mit nur einer Methylgruppe im Molekül. Danach dürfte Diäthylketon keinerlei oder kaum wahrnehmbare Farbwirkungen zeigen, was noch nachzuprüfen wäre, da das Reagenz z. Z. nicht zur Verfügung stand. Wie erwähnt, erhält man durch Chlordan, in Aceton gelöst und mit Natronlauge behandelt, eine intensive blaugrüne bis dunkelgraue Lösung. Nach Isolierung der gefärbten Flüssigkeitsschicht im Scheidetrichter geben Anteile davon, mit einigen Tropfen 10prozentiger Schwefelsäure versetzt, helle gelbe bis grünlich-gelbe Färbungen, während Eisessig gelblich-grünliche bis gelblich-bräunliche Farben erzeugt. Zugabe von 10prozentiger NaOH bewirkt Rückbildung der ursprünglichen Färbung. Die verschiedenen Farbtönungen sind, wie schon berichtet wurde, auf die wechselnde Zusammensetzung des Wirkstoffes zurückzuführen.

Chlordan in Pyridin gelöst oder aus dem Fertigpräparat extrahiert ergibt mit NaOH in der Wärme, evtl. schon bei Zimmertemperatur, eine karminrote Lösung. Unter Umständen erhält man auch mit Pyridin allein rosarote Färbungen, die in Gegenwart von NaOH in das orangefarbene Gebiet umschlagen.

Zum Schluß soll noch mitgeteilt werden, daß die Insektizide DDT und HCH unter denselben Voraussetzungen derartige Farbreaktionen nicht zeigen, ihre gleichzeitige Anwesenheit auch keine Störungen der für Toxaphen und Chlordan beschriebenen Nachweise bedingt.

Zusammenfassung

Es werden Farbreaktionen für den Nachweis der neuen Insektizide Toxaphen und Chlordan beschrieben. Dabei handelt es sich um qualitative Bestimmungen, die dazu dienen können, diese Wirkstoffe in Handelspräparaten rasch zu erkennen. Der Reaktionsmechanismus ist im einzelnen noch ungeklärt. Ferner wurde auf die Möglichkeit hingewiesen, auf Grund dieser Farbreaktionen eine quantitative kolorimetrische Bestimmung auszuarbeiten.

Literatur:

1. FÜRST, H. (1952), Chemie und Pflanzenschutz, **36**, Verlag Technik, Berlin, 37—42.
2. KENYON, W. C. (1952), [Infrarotes Absorptionsspektrum von Toxaphen.] *Analytic. Chem.* **24**, 1197—98 (Wilmington, Del., Hercules Powder Co., Exp. Stat.).
3. EICHLER, W. (1950), Toxaphen, Chlordan und Chlorbenzolhomologe im Drosophilatest. *Die Pharmazie* **5**, 467—469. Leipzig.
4. ANONYM: World Health Org. Techn. Report Series, **34**, Genf.
5. DAWIDOW, B. (1950), A spectrophotometric method for the quantitative estimation of technical Chlordane. *Journ. Assoc. Offic. Agric. Chem.* **33**, 886—894.
6. HARRIS, TH. H. (1951), [Bericht über Chlordan und Toxaphen.] *Journ. Assoc. Offic. Agric. Chem. Beltsville* **34**, 672—674. (nach Ref. Chem. Zentralbl. 1954, Nr. 32, 7272.) Und Harris, Th. H., (1952), [Kolorimetrische Chlordanbestimmung.] *Journ. Assoc. Offic. Agric. Chem.* **35**, 376.
7. Vogelbach, C. (1951). *Angew. Chem.* **16**, 378.

Untersuchungsmethoden zum Nachweis des Kartoffelnematoden

Von S. H a h n.

Biologische Zentralanstalt der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin, Institut für Phytopathologie, Aschersleben.

Die zunehmende Verseuchung unserer Äcker mit Kartoffelnematoden und die damit verbundene immer dringender werdende Forderung nach geeigneten Nematodenbekämpfungsmitteln machen Feststellungen über den Verseuchungsgrad der Kartoffelanbauflächen sowie über die Wirkung zur Anwendung gebrachter oder noch im Freilandversuch zu prüfender Nematozide erforderlich. Im folgenden sind verschiedene Untersuchungsmethoden zum Nachweis des Kartoffelnematoden zusammengetragen und kritisch beleuchtet worden.

I. Untersuchung der Kartoffelwurzeln auf Besatz mit Zysten des Kartoffelnematoden.

Eine einfache, in der Praxis weit verbreitete Methode zum Nachweis des Kartoffelnematoden ist die Entnahme einiger Kartoffelstauden aus dem Bestand und die Untersuchung ihrer Wurzeln mit oder ohne Hilfe einer Lupe auf Zystenbesatz. Derartige Untersuchungen, die meist vorgenommen werden, wenn Verdacht auf das Vorhandensein des Kartoffelnematoden vorliegt oder die ersten, durch ihn verursachten Schäden sichtbar geworden sind, müssen sich natürlich auf eine verhältnismäßig geringe Anzahl von Pflanzen beschränken und geben kein genaues Bild vom tatsächlichen Verseuchungs-

grad eines Feldes. Die Feststellungen dienen der allgemeinen Orientierung über das Vorhandensein der Nematoden. Sie kommen jedoch zu spät, um noch einen Ernteverlust zu verhindern. Nachteilig ist auch, daß die Anwendungszeit für diese Methode sehr beschränkt ist. Sie erstreckt sich auf die Zeit vom Durchbruch der geschlechtsreifen Weibchen durch die Wurzelepidermis bis zur abgeschlossenen Reife, dem Braunwerden und Abfallen der Zysten von den Wurzeln. Das ist etwa die Zeit von Ende Juni bis Ende August. Zur Zeit der Ernte ist ein Zystenbesatz oft nicht mehr festzustellen (8). Trägt der Acker eine andere Frucht, ist die Methode überhaupt nicht anwendbar.

II. Untersuchung der Kartoffelwurzeln auf eingewanderte Kartoffelnematoden.

Untersuchungen dieser Art lassen sich schon zu einem Zeitpunkt durchführen, bevor die weiblichen Kartoffelälchen die Wurzelepidermis durchbrochen haben und als Brutkapseln an den Wurzeln erkannt werden können.

In einfacher Weise geschieht die Isolierung der Würmer vom Wurzelgewebe derart, daß man Wurzelteile in eine Petrischale legt und das Material mit Wasser übergießt. Die Würmer wandern dann aus

den Wurzeln aus und können aus der Flüssigkeit mit einer Haaröse oder einer fein-spitzigen Pipette herausgenommen werden. Falls sich größere Nematodenmengen im Wasser befinden, empfiehlt es sich, zu zentrifugieren. Die sich auf dem Gefäßboden sammelnden Würmer können dann nach Abgießen des überstehenden Wassers leicht entnommen werden.

Die Tatsache, daß Nematoden in Wasser liegendes Pflanzengewebe verlassen und zu Boden sinken, wird auch bei der BAERMANNschen Trichtermethode (zitiert bei GOFFART — 9) zur Isolierung von Nematoden aus Pflanzenteilen ausgenutzt.

Der Nachteil dieser Trichtermethode, daß ein gewisser Teil der ausgewanderten Nematoden im unteren Trichterteil an Sauerstoffmangel zugrunde geht, kommt bei der von STEINHORST (zitiert bei GOODEY — 11) entwickelten Methode in Wegfall. Das Pflanzenmaterial wird dabei in ein über einem Trichter angebrachtes Sieb gelegt und von einem Sprühregen befeuchtet, der durch einen durch eine Ölfederdüse geleiteten Wasserstrahl erzeugt wird. Mit dem „Regenwasser“ fließen die aus dem naß gewordenen Pflanzenmaterial auswandernden Nematoden durch einen Trichter in ein Sammelbecken, aus dem sie, nachdem das überfließende Wasser abgeleitet worden ist, mit den oben genannten Geräten entnommen werden können. Zur Auffindung von Männchen der Gattung *Heterodera* nennt GOODEY (11) ein Verfahren, bei dem gewaschene Wirtspflanzenwurzeln für einige Tage in geschlossene Petrischalen gelegt werden, deren Deckel mit gut angefeuchtem Filtrierpapier ausgeschlagen sind. Sofern die Wurzeln junge, geschlechtsreife Vertreter der Gattung *Heterodera* beherbergen, sollen zahlreiche Männchen aus ihnen hervortreten.

Sollen einige der auf irgendeine der geschilderten Methoden gesammelten Älchen mikroskopisch betrachtet werden, so werden sie, um ihre Bewegungen zu unterbinden, mit Dichloräthyläther (2 Tropfen auf 50 ccm Wasser) betäubt oder durch 5- bis 6sekundenlanges Erhitzen über einer Spiritusflamme in den Zustand der Hitzestarre gebracht. In einem Tropfen Wasser auf einen Objektträger gebracht und mit einem Deckglas versehen, kann dann die mikroskopische Untersuchung vor sich gehen.

Für direkte mikroskopische Wurzeluntersuchungen macht sich die Anwendung von Färbemitteln, wie der LUGOLschen Lösung (9) oder des Farbreagens nach der AMANNschen Formel (zitiert bei MEYL — 14) erforderlich. Zu beachten bleibt bei der direkten, mikroskopischen Wurzeluntersuchung, daß nur Wurzeln zur Untersuchung gelangen können, die bei der Entnahme der Pflanzen noch am Leben waren, da bereits in die Wirtspflanzenwurzeln eingewanderte Larven diese wieder verlassen, wenn die Pflanze ihre Lebensfunktion einstellt oder auch nur ändert (4). Störend wirken die in abgestorbenen und absterbenden Wurzeln auftretenden saprophytischen Nematoden.

III. Bodenuntersuchungen zum Nachweis der Zysten des Kartoffelnematoden.

Die bisher bedeutsamste Methode zum Nachweis des Kartoffelnematoden ist die Suche nach den Zysten im Boden. Sie ist gegenüber der Untersuchung der Wurzeln auf Zystenbesatz jederzeit durchführbar und gibt bei genügender Dichte der gezogenen Proben eine

recht genaue Auskunft über den Verseuchungsgrad eines Bodens. Vor allem ist jedoch mit Hilfe der Bodenuntersuchung schon vor Eintritt äußerlich sichtbarer Schäden an Kartoffeln das Vorhandensein des Kartoffelnematoden erkennbar.

A. Das Ziehen der Bodenproben.

Als Voraussetzung für die eigentliche Bodenuntersuchung spielt das Ziehen der Bodenproben eine wesentliche Rolle. In dieser Hinsicht interessieren besonders die Fragen nach der Anzahl der Entnahmestellen, bezogen auf eine Flächeneinheit, sowie nach der Tiefe, aus der die Proben entnommen werden sollen.

1. Die flächenmäßige Verteilung der Entnahmestellen.

Nach GOFFART (8) erfolgt die Entnahme der Proben auf dem Acker am zweckmäßigsten längs der Pflugfurche in regelmäßigen Abständen von 5 bis 10 Metern unter besonderer Berücksichtigung der Vorgewände und der an die Nachbaräcker angrenzenden Flächen. Weiterhin empfiehlt er (10), im Hinblick auf die ungleichmäßige Verteilung der Zysten im Boden beim Ziehen der Proben stets eine Mischprobe von 4 bis 6 Stellen zu nehmen. Von einer 1 ha großen Fläche sollen 4 solcher Proben nach dem in Abb. 1 dargestellten Schema genommen werden.

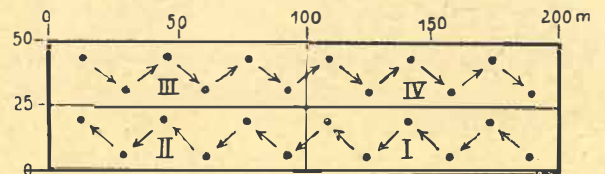


Abb. 1
Verteilung der Probeentnahmestellen nach Goffart

Schließlich führt GOFFART (9) noch eine Entnahme von 10 Proben je Ar an. Zur qualitativen Bodenuntersuchung wird nach Oostenbrink (15) eine Probe je $\frac{1}{3}$ ha gezogen. Diese Probe, die sich aus der durch etwa 50 Bohrstockeinstiche gewonnenen Bodenmenge zusammensetzt, soll ungefähr 230 ccm umfassen. Werden die Proben einer quantitativen Untersuchung zugeführt, sollen sie 500 ccm umfassen und sich aus der Bodenmenge zusammensetzen, die durch 25 bis 50 Einstiche gewonnen wurde. BAUNACKE (4) spricht von einer Handprobe je 100 qm bearbeiteter Fläche und nach AHLBERG (3) sind bei Flächen bis zu 30 qm 2 bis 4 Proben und bei noch kleineren Flächen bis zu 9 Proben je qm zu entnehmen. Beträgt die Größe der zu untersuchenden Flächen über 30 qm, so kann man sich mit einer Probe je qm begnügen. Nach der „Anleitung zur Entnahme von Bodenproben zwecks Untersuchung auf Befall mit Kartoffelnematoden“ vom Pflanzenschutzamt Rostock (1) soll die Probeentnahme an 10 über die ganze Fläche verteilten Stellen erfolgen. Über die Flächengröße wird in der Anleitung nichts ausgesagt. Auf den Kartoffelvermehrungsflächen des Institutes für Pflanzenzüchtung in Groß-Lüsewitz werden nach BUHR (5) Quadratnetze mit 100 m Seitenlänge der Einzelquadrate gelegt, an deren Schnittpunkten die ersten Proben entnommen werden, die jeweils mit 4—5 10—20 m davon

entfernt gezogenen vereinigt werden. Bei positivem Ergebnis wird ein engeres Netz gelegt (10 × 10 m oder 25 × 25 m).

Es ist einleuchtend, daß das Bild von der Bodenverseuchung stets um so genauer werden muß, je mehr Proben von einem Acker gezogen und untersucht werden. Trotzdem können die von AHLBERG (3) gemachten Angaben nur auf Versuchsflächen und Kleinstparzellen Anwendung finden. Für die Verhältnisse des praktischen Pflanzenschutzes ist das Ziehen von einer Probe je qm gänzlich ausgeschlossen. Hierfür könnten am ehesten noch die Angaben von BAUNACKE (4) zutreffen.

2. Die Bodentiefe, aus der die Proben entnommen werden sollen.

Es ist die gut durchwurzelte Kulturschicht, die dem Kartoffelnematoden die günstigsten Entwicklungsbedingungen bietet, so daß er vor allem in dieser Schicht zur Vermehrung kommt und die größte Anzahl seiner Zysten bildet. Untersuchungen über die Verteilung der Zysten im Boden bis zu einer Tiefe von 30 cm kurz vor und sofort nach der Kartoffelernte mit dem Schleuderrad-Roder ergaben, daß die Nematodenpopulation bis zu 25 cm Bodentiefe fast gleichmäßig, von 25 bis 30 cm schneller abnimmt.

Die Ergebnisse von 120 Bodenproben, die an 20 Entnahmestellen aus den Bodentiefen von 0—5, 5—10, 10—15, 15—20, 20—25 und 25—30 cm entnommen und nach der „Papierstreifen-Methode“ (BUHR — 5) untersucht wurden, sind in Tab. 1 und auf Abb. 2 dargestellt. Dabei bedeuten die Zahlen der Entnahmestellen 1—7 die Anzahl der Zysten aus Bodenproben, die vor der Kartoffelernte gezogen wurden. Das Ziehen der Bodenproben aus den 13 anderen Entnahmestellen erfolgte auf anderen Kartoffelfeldern nach der Ernte. (Zur Probeentnahme dienten 6 Felder der Kreise Zerbst und Jerichow.)

Die Tabelle 1 und die Abbildung 2 zeigen, daß vor und nach der Ernte die Summe der Zysten aus der Bodentiefe von 0 bis 5 cm die Gesamtheit der Zysten anderer Bodentiefen übersteigt. Es sollte deshalb bei einer Probeentnahme vor der weiteren Bodenbearbeitung die oberste Schicht berücksichtigt werden, die nach GOFFART (8), der sich für eine Probeentnahme aus 5 bis 15 cm Bodentiefe ausspricht, unbeachtet bleibt. Speziell für die Prüfung von Kartoffelnematodenbekämpfungsmitteln im Freilandversuch, für die ja die Probeentnahme zur Feststellung der Wirkung der Mittel unmittelbar nach der Ernte erfolgt, ist die besondere Berücksichtigung der obersten Bodenschicht beim Ziehen der Bodenproben anzuraten.

Nach einer Anleitung des ehemaligen Pflanzenschutzamtes in Rostock (1) wird vorgeschlagen, die Proben nicht aus einer bestimmten Tiefe, sondern aus der gesamten Kulturschicht zu entnehmen. Danach soll durch senkrecht einstoßen des Spatens in den Boden je Entnahmestelle ein Spatenstich voll Erde entnommen werden und von der auf dem Spaten befindlichen Erde ein etwa 1 bis 2 Finger breiter Streifen von oben nach unten abgeteilt werden, so daß man Erde aus der ganzen Höhe der Ackerkrume bekommt.

Tabelle 1

Zystenbesatz in verschiedenen Bodentiefen bei Probeentnahme kurz vor oder sofort nach der Ernte.

Entnahmestelle	Bodentiefe					
	0—5 cm	5—10 cm	10—15 cm	15—20 cm	20—25 cm	25—30 cm
1	62	116	65	73	182	18
2	170	134	87	84	51	22
3	114	134	96	87	59	16
4	172	168	120	116	136	36
5	132	116	91	182	137	21
6	63	62	97	62	39	19
7	231	211	242	77	41	25
8	168	142	132	100	41	13
9	136	91	82	52	20	4
10	153	148	107	83	55	23
11	8	6	0	0	0	0
12	203	97	85	13	0	0
13	82	37	31	13	2	0
14	73	53	60	18	7	3
15	62	57	32	38	23	16
16	51	22	25	40	41	29
17	96	33	30	9	13	11
18	59	32	31	32	18	7
19	154	117	61	6	6	3
20	73	59	40	38	19	13
Sa.:	2262	1835	1514	1123	890	279

B. Die Untersuchung der Bodenproben

Da nach Untersuchungen FENWICKS (zitiert bei OOSTENBRINK — 15) aus Bodenproben mit einem Wassergehalt von 10 bis 20 Prozent nur 40 bis 70 Prozent und aus Bodenproben mit einem Wassergehalt von 5 bis 10 Prozent ungefähr 70 Prozent der Zysten gefunden werden können, die sich in trockenem Boden hätten auffinden lassen, sollen nur trockene Proben untersucht werden.

Die Untersuchung der Bodenproben läßt sich in einfacher Weise vom Landwirt selbst durchführen, indem der lufttrockene Boden in eine weiße Schüssel oder auf einen tiefen Teller gegeben, mit Wasser übergossen und gut durchgerührt wird. Die derart behandelte Bodenprobe bleibt so lange stehen, bis sich das Wasser geklärt hat. An der Grenze zwischen

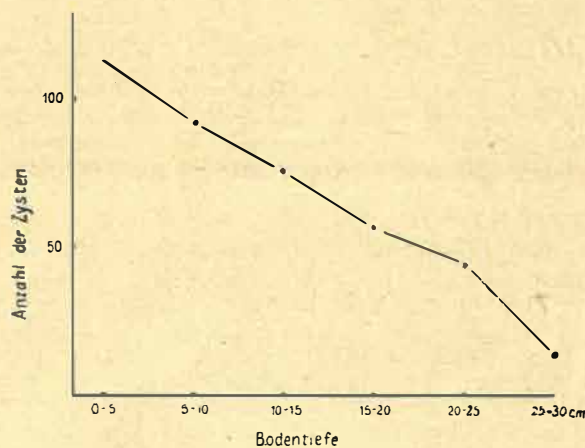


Abb. 2
Abnahme der Zysten zahlen von 5 zu 5 cm Bodentiefe kurz vor und sofort nach der Ernte

Wasser und Teller- bzw. Schüsselrand sowie auf der Wasseroberfläche lassen sich, sofern der Boden ver-
seucht ist, mit bloßem Auge, besser mit einer Hand-
lupe, die braunen Zysten des Kartoffelnematoden er-
kennen. Um festzustellen, ob die Zysten lebensfähige
Brut führen oder leer sind, werden einige von ihnen
mit einem Tropfen Wasser auf eine durchsichtige,

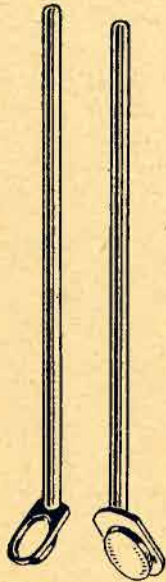


Abb. 3
Druckglas nach
Oostenbrink

reine Glasplatte gegeben und mit
einer zweiten Glasplatte zer-
drückt. Werden die beiden über-
einander liegenden Platten gegen
das Licht gehalten, so läßt sich
mit einer Lupe erkennen, ob aus
den Zysten Massen ovaler, un-
durchsichtiger Eier, wurmförmige
Larven oder etwa nur leere,
durchsichtige Eihüllen hervor-
getreten sind (4).

Auch durch Aufschlänmen
eines Bodens in einer langhalsigen
Flasche, aus der, nachdem sich der
Boden gesetzt hat, die oben
schwimmenden Bestandteile auf
Filterpapier gegossen werden,
läßt sich leicht der Nachweis des
Vorhandenseins von Kartoffel-
nematodenzysten erbringen. Vor-
handene Zysten werden aus dem
Aufgußmaterial herausgesucht
und können, wie oben beschrieben,
auf ihren Inhalt untersucht wer-
den.

BAUNACKE (4) verlangt Proben
von 1 Liter Voluminhalt,
die zur Untersuchung in tiefen Gefäßen mit
beliebiger Wassermenge aufgegossen und durch-
gerührt werden. (Nach ihm ist eine Bemessung der
für die quantitative Prüfung erforderlichen Boden-
mengen nach dem Gewicht wegen des wechselnden
Feuchtigkeitsgehaltes und spez. Gewichtes der ver-
schiedenen Bodenarten und -schichten nicht angängig.
Auch ein Feststampfen der Erde beim Abmessen des
Bodenquantums muß wegen der verschiedenen großen
Bodenelastizität vermieden werden.) Das schmutzige,
die etwa vorhandenen Zysten enthaltende Schlamm-
wasser wird nach und nach durch einen Satz von
drei Sieben gegossen. Das obere grobe Sieb fängt alle
Wurzel- und Humusteile sowie gröbere Verunreinig-
ungen auf. Im zweiten Sieb bleiben die Zysten nor-
maler Größe und gleich große Bodenbestandteile zu-
rück, während im dritten, feinmaschigsten Sieb ver-
kümmerte und Mikrozysten festgehalten werden. Das
Schmutzwasser läuft ab. Der Siebsatz wird so lange
mit reinem Wasser durchgespült, bis die Siebrück-
stände vollkommen sauber sind, in weiße Schalen
übergeführt und auf Zystenbesatz untersucht werden
können.

Nach OOSTENBRINK (15) werden zur quantita-
tiven Untersuchung 20 ccm Boden in eine weiße
Porzellanschüssel geschüttet und zunächst mit wenig
Wasser angerührt, um zu vermeiden, daß bei mit
Wasser gefüllter Schüssel außer den organischen Be-
standteilen auch trocken gebliebene Sandteile auf
der Wasseroberfläche schwimmen. Dann wird nach
erneutem Wasserzusatz aufgerührt. Die Zysten
werden mit Hilfe eines weichen Pinsels vom
Schüsselrand und von der Wasseroberfläche genom-
men, auf einen Objektträger gelegt und bei schwacher

Vergrößerung unter dem Mikroskop auf ihren Inhalt
untersucht. Das Aufdrücken der Zysten geschieht
mit einem dafür vorgesehenen, bequem zu hand-
habenden Druckglas (Abb. 3).

Bei seiner qualitativen Bodenuntersuchung ver-
wendet OOSTENBRINK zur Trennung von Erde und
Zysten Fenwick-Kannen. Die Abb. 4 zeigt das
Schema einer solchen Kanne. Eine Bodenprobe wird
auf das auf der Kanne angebrachte Sieb A von 1 mm
Maschenweite geschüttet, durch einen Wasserstrom
wird der Boden mitsamt den Zysten durch das groß-
maschige Sieb (A) und den Trichter (B) in die
Kanne (C) gespült, die einen schrägen Boden (E) hat.
Die Kanne ist mit einem Kragen (D) und einer ver-
schließbaren Abflußöffnung (F) versehen. Alle größ-
eren Bodenbestandteile bleiben auf dem Sieb (A) zu-
rück. Die schweren Sandteile sinken auf den Kannen-
boden. Die leichten Bodenbestandteile sowie etwa
vorhandene Zysten fließen mit dem Schwemmwasser
über den Kragen auf ein Sieb von 0,25 mm Maschen-
weite, das alle Teile zwischen 0,25 und 1 mm Größe
und somit auch die gesuchten Zysten auffängt. Nur
notreife Zysten, die zu 95 Prozent leer sind (15), kön-
nen das Sieb passieren. Der ganze Trennungsvorgang
spielt sich innerhalb einiger Minuten ab. Zur Reini-
gung der Apparatur wird das Sieb (A) abgenom-
men und gesäubert. Ein mit Hilfe des Trichters auf den
Kragen gerichteter Wasserstrahl reinigt auch diesen.
Durch Öffnen des Verschlusses (F) am Kannengrund
spült das nachdrückende Wasser den Sand heraus;
die Kanne reinigt sich also selbst. Der Inhalt des
Siebes von 0,25 mm Maschenweite wird in eine weiße
Porzellanschale gespült und untersucht.

Die Tagesleistung einer Gruppe von 4 bis 5 tech-
nischen Hilfskräften mit einer Batterie von 4 Spül-
apparaten ist von der untersuchten Bodenart, der
Anzahl verseuchter Proben sowie von der Zystenanzahl
anderer Nematoden der Gattung *Heterodera* und

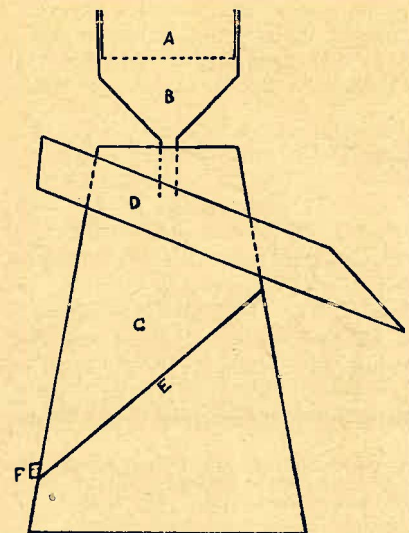


Abb. 4
Schema der Fenwick-Kanne

nicht zuletzt vom Vorkommen in Form und Farbe den
Zysten ähnlicher Gebilde, wie es etwa die Samen der
Krötenbinse sind (16), abhängig. Sie schwankt bei
einem 7½stündigen Arbeitstag zwischen 200 bis
500 Proben, wenn diese vorher im Trockenschrank ge-
trocknet worden sind.

GOFFART (8) nimmt von jeder gründlich gemischten Mischprobe eine Sammelprobe von 100 g, die in einem 1 Liter fassenden Krug mit Wasser aufgeschlämmt und nach dem Umrühren durch einen Siebsatz gegossen wird. Dabei muß durch den Siebsatz gleichzeitig ein kräftiger Wasserstrahl hindurchfließen. Der Siebsatz wird von 3 Sieben gebildet, deren oberes ein Drahtnetz von 20×20 cm mit einer Maschenweite von 3 mm ist; es hält die groben Bodenbestandteile zurück. Das mittlere Sieb hat eine Maschenweite von 1 mm, das untere Sieb eine solche von 0,25 mm. Der Wasserstrahl muß solange auf das obere Sieb gerichtet werden, bis nur noch klares Wasser aus dem unteren Sieb abläuft. Das untere Sieb kann dann erst umgekehrt und sein Inhalt mit einem dünnen Wasserstrahl in eine weiße Schüssel gespült werden. Der nach zweimaligem Auf- und Abgießen am Boden des Kruges zurückbleibende Schlamm kann bei diesem Verfahren ebenso wie der Inhalt der beiden gröberen Siebe vernachlässigt werden.

Bei der qualitativen Untersuchung der Proben ist ein Herausnehmen aller Zysten aus der Schüssel nicht erforderlich. Es werden nur einige auf ihren Inhalt geprüft. Als Zeitmaß für die qualitative Untersuchung der Mischproben gibt GOFFART für Abwiegen und Ausschlämmen 5 Minuten an. Für die Prüfung des Siebrückstandes auf Zysten und die Untersuchung einiger von ihnen sollen weitere 5 bis 10 Minuten benötigt werden.

Eine quantitative Bodenuntersuchung kommt nach Angaben von GOFFART für die Bewertung versuchter Böden, die Untersuchungszwecken dienen oder vom Kartoffelanbau ausgeschlossen waren und nach Anbau nicht anfälliger Kulturpflanzen wieder mit Kartoffeln bestellt werden sollen, in Frage.

LOWNSBERY (13) bedient sich bei der Isolierung von Kartoffelnematodenzysten aus dem Boden eines etwa 34 kg fassenden Extraktionstanks. Das zur Bodenaufschlammung erforderliche Wasser gelangt mit einem Druck von 2,6 kg pro qcm durch ein 5 cm starkes Wasserleitungsrohr von der Hauptleitung zum Tank und dringt in diesen durch 4 am Tankboden befindliche Düsen ein. Kurz bevor der steigende Wasserspiegel den oberen Rand des Tanks erreicht hat, wird das Hauptventil für eine Minute geschlossen, um den schweren mineralischen Bodenbestandteilen das Absinken zu ermöglichen. Das Ventil wird dann etwas geöffnet, und das schwimmende Material fließt mit dem überlaufenden Wasser über eine Tülle auf einen Siebsatz. Befindet sich das ganze schwimmfähige Material auf den Sieben, so wird der Stöpsel eines Abflußrohres von 10,16 cm Durchmesser, das sich am Boden des Tanks befindet, geöffnet und der Tankinhalt fließt in eine Senkgrube, über der der Tank steht.

Eine Untersuchungsmethode, die der erstgenannten, von jedermann ohne viel Hilfsmittel durchführbaren „Teller- oder Schüsselmethode“ ähnlich ist, wurde am Institut für Pflanzenzüchtung in Groß-Lüsewitz entwickelt und von BUHR (5) als „Papierstreifenmethode“ beschrieben. Der lufttrockene und gesiebte Boden wird in einem Batterieglas aufgeschwemmt, in das ein Filtrierpapierstreifen eingelegt ist, auf dem sich die Zysten in Höhe des Wasserspiegels sammeln. Nach Herausnahme des Strei-

fens können sie ohne Schwierigkeit gezählt und abgelesen werden.

C. Untersuchungen und Betrachtungen über die Papierstreifenmethode

Die zur quantitativen Untersuchung gelangenden Bodenproben von GOFFART werden vor ihrer Aufschlammung in Krügen mit Wasser durch Sieben von groben Bodenbestandteilen befreit. Auch bei der Fenwick-Kannen-Methode gelangen nur Bodenteile, die ein auf der Kanne angebrachtes Sieb von 1 mm Maschenweite passiert haben, zum Aufschlammern in die Kanne. Bei der Papierstreifenmethode erfolgt das Sieben vor dem Aufschwemmen. Dadurch ergeben sich Unterschiede. Ein kräftiger Wasserstrahl spült alle Bodenteile bis zu einem Durchmesser von 1 mm durch das Sieb der Fenwick-Kanne. Selbst große Erdkrümel werden dadurch aufgelöst und müssen verborgen gehaltene Zysten freigeben. An den Wurzelteilen haftende Zysten können abgespült werden und somit in die Kanne gelangen. Beim Trockensieben für die Papierstreifenmethode dagegen bleiben, besonders wenn die Proben von lehmigen Böden stammen, neben Steinen und organischen Substanzen zahlreiche kleinere und größere Erdstücke sowie Wurzelteile zurück. Die Erdbrocken von lehmigen Böden lassen sich nie so fein zerdrücken, daß die Erde restlos das Sieb durchrieselt. Sie können aber noch Zysten enthalten. Ebenso gehen die noch lose an den Wurzelrückständen haftenden Zysten verloren. Das Trockensieben stellt daher eine Fehlerquelle dar.

Die Untersuchungsgenauigkeit der Papierstreifenmethode ist außerdem, wie zahlreiche Versuche ergeben haben, von der zu untersuchenden Bodenart abhängig. Sie nimmt mit zunehmendem Anteil der Proben an abschlämmbaren Feinerde sowie mit zunehmender Feuchtigkeit ab. BUHR (5) gibt sie mit 95,6 Prozent an. Ich habe für Proben aus Sandboden mit 6 Prozent abschlämmbaren Teilen eine Genauigkeit von 97 Prozent, für Proben aus Böden mit einem Gehalt von 35 Prozent abschlämmbaren Teilen eine Genauigkeit von 89 Prozent festgestellt. Bei Proben der erstgenannten Art, die untersucht wurden, nachdem sie über Nacht (14 Stunden) in Batteriegläsern gelegen hatten, die vorher mit je 50 ccm Wasser beschickt worden waren, sank die Untersuchungsgenauigkeit von 97 Prozent auf 85 Prozent. Es ist verständlich, daß das Auszählen der Zysten auf dem Fließpapierstreifen bei höherem Humusgehalt der Bodenproben erschwert ist. Eine die Versuchsgenauigkeit mindernde Eigenschaft humosen Bodens konnte jedoch nicht festgestellt werden.

In seiner Arbeit „Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung des Rübennematoden“ weist BAUNACKE (4) darauf hin, daß die nach dem Aufschlammern eines durch *Heterodera schachtii* verseuchten Bodens auf der Wasseroberfläche schwimmenden Zysten des Rübennematoden später zu Boden sinken. Das trifft auch für die Zysten des Kartoffelnematoden zu. Unreife Zysten haben nur geringes Schwimmvermögen und sinken z. T. sofort zu Boden (8). Bei Versuchen über die Dauer der Schwimmfähigkeit von 350 reifen Zysten des Kartoffelnematoden in 7 Batteriegläsern sanken die ersten zwei Zysten nach 4 Stunden. Es wurde darauf geachtet, daß sich keine Zysten an den Gefäßwänden festsetzten. Nach 24 Stunden waren insgesamt

75 Zysten gesunken. Beim Herauspipettieren der gesunkenen Zysten nach 24 Stunden, wobei die Wasseroberfläche etwas beunruhigt wurde, sanken weitere 17 Zysten. Somit hatten 26 Prozent der Zysten nach 24 Stunden ihre Schwimmfähigkeit verloren. Nach OOSTENBRINK (15) beträgt der Prozentsatz der gesunkenen Zysten nach 24 Stunden 50 Prozent und mehr.

IV. Die Untersuchung der Zysten auf ihren Inhalt

Die Zahl der in einer Bodenprobe aufgefundenen Zysten ist ein brauchbares Maß für den Verseuchungsgrad und wird als solche zur Bodenbeurteilung benutzt. Ein einheitliches Schema, in dem die Anzahl der gefundenen Zysten jeweils einen bestimmten Verseuchungsgrad darstellt, gibt es nicht, weil durch gleiche Mengen von Kartoffelnematoden auf verschiedenen Böden auch verschiedene Schädigungen hervorgerufen werden. So wird auf leichtem, nährstoffarmem Boden ein gleicher Schaden durch eine weit geringere Zahl von Nematoden bewirkt, als auf nährstoffreichem Boden. Unter normalen Umständen rechnet man bei 30 bis 40 Zysten in 100 g Boden bereits mit sichtbaren Schäden (12). Nach der Verordnung zur Bekämpfung des Kartoffelnematoden für die DDR (2) gelten Flächen als verseucht, wenn in 100 ccm Boden 25 oder mehr Zysten mit lebendem Inhalt gefunden werden.

Erfahrungsgemäß befinden sich unter den aufgefundenen Zysten stets mehr oder weniger leere Zysten, deren Menge im Boden im Verhältnis zu den Zysten mit lebensfähiger Brut um so größer wird, je länger der letzte Kartoffelanbau zurückliegt. So ist es möglich, daß die Anzahl infektiöser Zysten fast immer nur einen Teil der gesamten Zystenmenge in einer Bodenprobe ausmacht und die Bodenverseuchung stärker erscheint, als sie in Wirklichkeit ist. Um sich Aufschluß über die Anzahl infektiöser Zysten in einer Bodenprobe zu verschaffen, bedient man sich gewöhnlich des schon erwähnten Zerdrückens der Zysten zwischen zwei Glasplatten. Schneller gelingt das mit dem Oostenbrinkschen Druckglas (Abb. 3).

Der Nachweis, ob Zysten Brut enthalten oder leer sind, läßt sich auch mit einer biologischen Methode erbringen, bei der die Zysten in eine Lösung von Kartoffelwurzelsekreten gelegt werden, die das Schlüpfen der Larven anregen soll. Für Massenuntersuchungen ist die Methode jedoch zu langwierig, da jede Zyste für sich in ein Gefäß mit Wurzelsekreten gebracht werden muß. Außerdem ist das Larvenschlüpfen von der Jahreszeit und der Stärke der „Stimulationslauge“ abhängig (15).

Bei einer anderen Methode wird von dem Inhalt einer größeren Anzahl Zysten eine Suspension hergestellt, und die Anzahl der Larven und Eier in einer Reihe von Tropfen festgestellt. GOODEY (11) empfiehlt zum Auflösen der Eischalen in vorher mit einer Nadel aufgeschlitzten Zysten die Anwendung einer einprozentigen Chlorkalklösung, in die die Zysten 30 Minuten gelegt werden sollen. Der weitere Auflösungsprozeß wird durch mit HCl angesäuertes Wasser unterbunden, in das die geöffneten Zysten und Eier nach 30 Minuten übergeführt werden. Die Larven werden aus der Flüssigkeit gesaugt und in Zählschalen gezählt.

Zusammenfassung

Durch Herausnehmen einiger Kartoffelpflanzen aus dem Bestand und Untersuchung ihrer Wurzeln kann man sich über die Stärke des Zystenbesatzes orientieren. Die Methode ist jedoch nur innerhalb eines beschränkten Zeitraumes im Kartoffelanbaujahr möglich und kommt zu spät, um noch Maßnahmen treffen zu können, die der Vermehrung des Schädlings entgegenwirken. Mit Hilfe der BAERMANNschen Trichtermethode sowie der Methode nach STEINHORST gelingt es, die Nematoden zur Auswanderung aus dem Wurzelgewebe zu veranlassen.

Bei der mikroskopischen Wurzeluntersuchung lassen verschiedene Färbemethoden die Larven im Pflanzengewebe stark hervortreten. Zur Entnahme der Bodenproben kommt die bearbeitete Bodenschicht in Frage, in der sich die Hauptmasse der Nematodenpopulation befindet. Bei Probeentnahmen kurz vor und nach der Kartoffelernte mit dem Schleuderräder zeigte sich, daß die meisten Zysten in einer Bodentiefe von 0 bis 5 cm zu finden waren. Die Anzahl der Entnahmestellen, bezogen auf eine Flächeneinheit, richtet sich nach der Größe der Fläche.

Bei den Untersuchungsmethoden, die sich zur Trennung von Boden und Zysten der Schwimmfähigkeit der Zysten bedienen, müssen die Bodenproben im trockenen Zustand zur Untersuchung gelangen. Bei der Groß-Lüsewitzer Untersuchungsmethode wurde festgestellt, daß mit steigendem Gehalt der Bodenproben an abschlämmbarer Feinerde die Genauigkeit der Methode abnimmt.

Gewöhnlich werden etwa 89—97 Prozent der Zysten gefunden, die in einer aufgeschlämmten Probe enthalten sind. Das Aussieben des trockenen Bodens kann die Genauigkeit beeinträchtigen. Ein Stehenlassen der aufgeschlämmten Proben in Batteriegläsern ist zu vermeiden. Wegen des unterschiedlichen Anteils infektiöser Zysten an der Gesamtzystenmenge einer Bodenprobe kann sich eine Kontrolle der Zysten auf ihren Inhalt erforderlich machen.

Literaturangabe

1. Anleitung zur Entnahme von Bodenproben zwecks Untersuchung auf Befall mit Kartoffelnematoden. Mecklenburgisches Pflanzenschutzamt Rostock, Anweisung vom 3. 11. 1939.
2. Sechste Durchführungsbestimmung zum Gesetz zum Schutze der Kultur- und Nutzpflanzen — Bekämpfung des Kartoffelnematoden — vom 18. Juni 1954. Nachrichtenbl. Dtsch. Pflzschutzd. n. F. 8, 1954, Beilage zu Heft 8.
3. AHLBERG, O.: Undersökningar över potatisnematoden *Heterodera schachtii* Schm. subsp. *rostochiensis* Woll. I. Metoder för kvantitativ bestämning av jordens cystahalt. Statens växtskyddsanstalt Medd. 29, 295, 1939. Ref. in Ztschr. Pflzkrankh. 50, 364, 1940.
4. BAUNACKE, W.: Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung des Rübenematoden (*Heterodera schachtii* Schm.) Arb. Biol. Reichsanstalt 11, 185—188, 1923.
5. BUHR, H.: Untersuchungen über den Kartoffelnematoden. I. Die „Papierstreifenmethode“, ein vereinfachtes Verfahren zur Untersuchung von

- Bodenproben auf ihren Besatz mit Nematoden-
zysten.
Nachrichtenbl. Dtsch. Pflzschutzd. n. F. 8, 45—48,
1954.
6. GOFFART, H.: Über die Biologie und Bekämpfung des Kartoffelnematoden (*Heterodera schachtii* Schm.)
Arb. Biol. Reichsanstalt 21, 73—108, 1936.
 7. GOFFART, H.: Das Problem der Nematodenkrankheit bei der Kartoffel.
Arb. Biol. Reichsanstalt 22, 321—337, 1939.
 8. GOFFART, H.: Methoden zur Untersuchung von Böden auf Kartoffelälchen.
Nachrichtenbl. Dtsch. Pflzschutzd. (Braunschweig) 3, 25—27, 1951.
 9. GOFFART, H.: Nematoden der Kulturpflanzen Europas.
Berlin, 1951.
 10. GOFFART, H.: Ansteigen und Abklingen der Nematodenverseuchung und ihre Bewertung im Rübenbau.
„Zucker“ Nr. 14, 15. Juli 1952.
 11. GOODEY, T.: Laboratory methods for work with plant and soil nematodes.
London 1951.
 12. HEY, A.: Der Kartoffelnematode (*Heterodera rostochiensis* Wr.).
Biol. Zentralanst. Berlin, Flugblatt 6, 1952.
 13. LOWNSBERRY, B. F.: Larval emigration from cysts of the golden nematode of potatoes *Heterodera rostochiensis* Wr.
Phytopathology 41, 889—896, 1951.
 14. MEYL, A. H.: Die künstliche Infektion mit dem Kartoffel- und Rübennematoden und die Färbung des Parasiten in situ.
Nachrichtenbl. Dtsch. Pflzschutzd. (Braunschweig) 3, 134—136, 1951.
 15. OOSTENBRINK, M.: Het aardappelaaltje.
Versl. Meded. Plantenziektenkundige Dienst Wageningen. Nr. 115, 1950.
 16. REINMUTH, E.: Verwechslung von Nematodeneikapseln mit *Juncus*-Samen.
Anz. f. Schädlingkde. 17, 10, 1941.

Über das fluoreszenzoptische Verhalten vitaler und letaler Larven des Kartoffelnematoden (*Heterodera rostochiensis* Wollenw.) nach Akridinorange-Fluorochromierung

Von H. H. BUDZIER

Institut für Phytopathologie und Pflanzenschutz der Universität Rostock

Direktor: Prof. Dr. E. REINMUTH

(Schluß)

IV. Diskussion

Der STRUGGER-Effekt, gekennzeichnet durch die Akridinorange-Konzentration am nekrotischen Plasma, fluoreszenztechnisch erkennbar an einer intensiv erfolgenden Emission des Fluoreszenzlichtes, verbunden bei ausreichender Anlagerungskonzentration des Akridinorange gleichzeitig mit einer Spektrum-Verschiebung des emittierten Lichtes zum langwelligeren Bereich hin, konnte an allen *Heterodera*-Larven nur bei den Versuchsserien mit unter natürlichen Bedingungen abgestorbenen, mechanisch verletzten und durch Hitzeeinwirkung getöteten Tieren beobachtet werden. Dagegen konnte bei den übrigen vorgenommenen Abtötungsarten das Auftreten des STRUGGER-Effektes immer nur bei einer gewissen Anzahl, nicht aber an jeweils allen Larven festgestellt werden, trotzdem diese Älchen, wie Infektions- und Agilitäts-Stimulationsversuche bewiesen, einwandfrei abgetötet worden waren.

Im Gegensatz dazu ermittelte HOMEYER (1953 a) am Stockälchen (*Ditylenchus dipsaci* Kühn) eine Rotfluoreszenz neben an durch Hitze abgetöteten auch an solchen Stockälchen, die durch KOH, NaOH, HCl, H₂SO₄, Ammoniak oder Alkohol fixiert worden waren. STAUDENMEYER (1950) stellte an durch Hitze bzw. Alkohol getötetem Arthropodengewebe den gleichen Fluoreszenzeffekt fest.

Dagegen liegt eine Reihe von Ergebnissen anderer Autoren vor, die das Auftreten des STRUGGER-Effektes an letalem Plasma nicht oder nur z. T. beobachten konnten. So fluoreszierten tote Bakterien, die mit Protosol lösliche behandelt worden waren, nach einer entsprechenden Akridinorange-Anfärbung

lediglich grün (STRUGGER 1942 a). MAY (1947) stellte denselben Fluoreszenzeffekt an durch dreiprozentige Phenollösung abgetöteten Bakterien fest. Tote Gewebs- und Endothelzellen vom Frosch emittieren nach SCHÜMMELFEDER (1948) gleichfalls nur grünes Fluoreszenzlicht. Auch STRUGGER selber macht in einer Veröffentlichung darauf aufmerksam, daß unter extremen Bedingungen wie der Einwirkung konzentrierter Laugen oder Säuren auf das Plasma, die zur völligen Peptisierung desselben führen, nicht immer eine Rotfluoreszenz aufzutreten braucht. KÖLBEL (1947) wies an Hefezellen kolorimetrisch nach, daß die Art des Fixierungsmittels für die Höhe der Akridinorange-Speicherung am letalem Plasma von Bedeutung ist. KÖLBEL fand in diesem Zusammenhang zwischen auf verschiedene Weise getöteten Hefezellen Akridinorange-Speicherungsdifferenzen bis zu 40 Prozent. Auf die Bedeutung der relativen Farbstoffdichte für den Fluoreszenzeffekt wiesen BUCHERER (1944) und BOGEN (1953) bereits hin. Da in den eigenen Versuchen stets mit Farbstoffüberschuß-Angebot gearbeitet wurde, konnte für das Versagen der Akridinorange-Differentialdiagnose-Methode nicht Farbstoffmangel verantwortlich gemacht werden. Auch dürften die gewählten pH-Verhältnisse nicht die Ursache sein, da einerseits der IEP der meisten Eiweiße zwischen pH 3—5 liegt (STRUGGER und HILBRICH 1942) und andererseits die verwendete Farbstoffpufferlösung einen pH-Wert von 6,4—6,9 aufwies. Dieses wurde auch dadurch bestätigt, daß in jeder Versuchsreihe eine mehr oder weniger große Anzahl von sehr stark rot fluoreszierenden *Heterodera*-Larven auftrat. Es müssen also

für die Akridinorange-Anlagerung günstige pH-Verhältnisse vorgelegen haben.

Bei der Variation der Farbbaddauer konnte zwar festgestellt werden, daß in entsprechenden Versuchserien der Anteil der rot fluoreszierenden Älchen zunahm, aber nach 24stündigem Farbbad war häufig noch eine Anzahl von Älchen zu finden, die eine Grünfluoreszenz unterschiedlicher Intensität zeigten. Es konnten unter diesen Tieren stets einige Exemplare beobachtet werden, deren Fluoreszenzbild dem der vitalen Älchen — unter gleichen Färbbedingungen — so sehr glich, daß eine Vitalitätsanalyse auf Grund des Fluoreszenzeffektes nicht möglich war. Außerdem gelang es bei den unvorbehandelten und angefärbten Heterodera-Larven in den kritischen Übergangsstadien der Fluoreszenzintensität nicht, die Phase genau zu bestimmen, die sicher den Umschlag vom vitalen zum letalen Zustand der Tiere anzeigt. Erst wenn durch spätere Autolyse eine etwas stärkere, optisch bereits als solche sichtbare Destruktion des Älcheninhaltes vorlag, konnte auch fluoreszenzmikroskopisch ein eindeutiger Unterschied gegenüber dem Fluoreszenzbild der vitalen Tiere beobachtet werden.

Wenn der Absterbeprozess unter noch milder wirkenden Einflüssen, z. B. bei Nematodidprüfungen unter natürlichen Bedingungen, erfolgt, als es in den beschriebenen Versuchen vor sich ging, so ist auch mit einer viel schwächeren Reaktion des Älchenorganismus auf diese Einwirkung zu rechnen. Es wird dann wohl der toxisch induzierte Absterbeprozess dem langsamen natürlichen fast entsprechen, so daß bei einer fluoreszenztechnischen Prüfung solcher Älchen mit Hilfe der Akridinorange-Methode sowieso stets ein Teil der Larven der kritischen Kategorie zuzuteilen ist, auf deren Definition es gerade ankommt. Die Akridinorange-Methode kann deshalb bei Larven des Kartoffelnematoden nicht als sicheres Diagnostikum zur Vitalitätsanalyse herangezogen werden.

V. Zusammenfassung

1. Vitale und unter natürlichen Bedingungen abgestorbene Larven des Kartoffelnematoden (*Heterodera rostochiensis* Wollenw.) unterscheiden sich in ihrem Fluoreszenzbild deutlich, jedoch muß bei letzteren der autolytische Prozess schon so weit fortgeschritten sein, daß eine bereits normal-mikroskopisch erkennbare Destruktion des Älcheninhaltes erfolgte. Die Übergangsphase vom bereits eingetretenen Tod bis zum destruktiven Zustand läßt sich nicht mit Sicherheit fluoreszenztechnisch bestimmen, sondern das Fluoreszenzbild überschneidet sich mit demjenigen von vitalen Tieren. Somit ist bei einer gewissen Kategorie von Kartoffelälchen der Vitalitätszustand auf fluoreszenzmikroskopischem Wege nicht zu analysieren.
2. Der STRUGGER-Effekt konnte einwandfrei nur an Älchen, die unter natürlichen Bedingungen abgestorben waren — optisch sichtbar destrukturierter Inhalt —, an mechanisch verletzten oder hitzefixierten Larven festgestellt werden.
3. Eine Rotfluoreszenz trat nach Akridinorange-Fluorochromierung nicht bei allen Älchen auf, die einer tödlich wirkenden Behandlung mit HCl, KOH, Alkohol, Formalin, Forbiat, Dichlorpropen oder Dichlorbuten unterworfen waren.
4. Es muß daraus geschlossen werden, daß die Art der Fixierung für das Speicherungsvermögen des nekrotischen Plasmas an Akridinorange und somit auch für das Auftreten des Konzentrationseffektes, wie es verschiedene Autoren bereits an anderen Objekten ermittelten, gleichfalls beim Kartoffelälchen von Bedeutung ist.

5. Wegen der Überschneidung der Fluoreszenzbilder bei unvorbehandelten und fluorochromierten Älchen in den Grenzstadien des vitalen und letalen Zustandes sowie wegen der nicht sicheren Differenzierung eines gewissen Teiles der Larven, die durch Chemikalien abgetötet wurden, von noch vitalen Tieren, muß die Akridinorange-Fluoreszenzmethode als unbrauchbar für die Vitalitätsdiagnose beim Kartoffelälchen angesehen werden.

Literatur

- BOGEN, H. I. (1953), Anfärbung, Schädigung und Abtötung von Hefezellen durch Akridinorange. Arch. f. Mikrobiol. 18, 170—197. (Ref. im Ztrbl. Bakt. II, 107, 192, 1953 von RIPPEL-BALDES).
- BUCHERER, H. (1944), Experimentelle Untersuchungen über die Fluoreszenzfärbung toter und lebender Bakterien nach Strugger, Ztrbl. Bakt. II, 106, 81—88.
- GOFFART, H. (1937), Richtlinien für die Prüfung von Nematodenmitteln, in Methoden zur Prüfung von Pflanzen- und Vorratsschutzmitteln. Mitteilungen der BRA für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem, Heft 55, 155—164.
- GOSSNER, W. (1950), Zur Histochemie des Strugger-Effektes. Verhdlg. d. Dtsch. Gesellsch. f. Pathol. 33, 102—109.
- HOMEYER, B. (1953a), Die Unterscheidung lebender und toter Stockälchen (*Ditylenchus dipsaci* Kühn) durch Fluorochromierung mit Akridinorange. Nachrbl. d. Dtsch. Pflanzenschutzd. 5, 8—11.
- (1953b), Die fluoreszenzoptische Vitalanalyse inaktiver Nematoden. Anz. f. Schädlingkde. 26, 137—140.
- (1953c), Briefliche Mitteilung.
- KÄMPFE, L. (1954), Ein einfaches Labor-Prüfverfahren für die Nematode. Nachrichtenbl. f. Dtsch. Pflanzenschutzd. N. F. 8, 9—13.
- KÖLBEL, H. (1947), Quantitative Untersuchungen über die Farbstoffspeicherung von Akridinorange in lebenden und toten Hefezellen und ihre Beziehung zu den elektrischen Verhältnissen der Zelle. Ztschr. f. Naturforschg. 2b, 382—392.
- MAY, J. (1947), Zur fluoreszenzmikroskopischen Unterscheidung lebender und toter Bakterien mittels Akridinorange-Färbung. Ztrbl. Bakt. II, 152, 586—590.
- MEYL, A. H. (1951), Die künstliche Infektion mit dem Kartoffel- und Rübennematoden und die Färbung der Parasiten in situ. Nachrbl. d. Dtsch. Pflanzenschutzd. 3, 134—136.
- SCHÜMMELFEDER, N. (1948), Die Fluorochromierung tierischer Zellen mit Akridinorange. Naturwiss. 35, 346.
- (1950), Die Fluorochromierung des lebenden, überlebenden und toten Protoplasmas mit dem basischen Farbstoff Akridinorange und ihre Beziehung zur Stoffwechselaktivität der Zelle. Virchow-Archiv f. pathol. Anatomie u. Physiol. 318, 119 bis 154.
- STAUDENMEYER, TH. (1950), Fluorochromierung von Arthropodengewebe. Naturwiss. 35, 70—71.

- STOCKINGER, L. (1948), Über die fluoreszenzmikroskopische Untersuchung menschlicher Spermien nach Fluorochromierung mit Akridinorange, *Mikroskopie* 3, 53—55.
- STRUGGER, S. (1937), Fluoreszenzmikroskopische Untersuchung über die Speicherung und Wanderung des Fluoreszeinkaliums in pflanzlichen Geweben. *Flora* 132 (32), 253.
- (1940), Die Kultur von *Didymium nigripes* aus Myxamöben mit vitalgefärbtem Plasma und Zellkernen. *Ztschr. f. wiss. Mikroskopie* 57, 415 bis 419.
- (1941a), Die fluoreszenzmikroskopische Unterscheidung lebender und toter Zellen mit Hilfe der Akridinorange-färbung. *Dtsch. tierärztl. Wochenschrift* 49, 525—527.
- (1941b), Fluoreszenzmikroskopische Untersuchungen über die Aufnahme und Speicherung des Akridinorange durch lebende und tote Pflanzenzellen. *Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss.* 73, 97 bis 134.
- (1942a), Fluoreszenzmikroskopische Beobachtungen über das Eindringen des Prontosil solubile in lebende Bakterien- und Hefezellen. *Dtsch. tierärztl. Wochenschr.* 50, 321—322.
- (1942b), Neues über die Fluoreszenzfärbung toter und lebender Bakterien. *Dtsch. tierärztl. Wochenschrift* 50, 85—86.
- STRUGGER, S. und HILBRICH, P. (1942), Die fluoreszenzmikroskopische Unterscheidung lebender und toter Bakterien mit Hilfe der Akridinorange-färbung. *Dtsch. tierärztl. Wochenschr.* 50, 121 bis 130.
- ZEISS, Prospekt CZ — 30 — 541a — 1.

Weitere Untersuchungen über antibiotische Wirkungen von Actinomyceten des Bodens auf *Helminthosporium papaveris* Saw.

Horst DÖLLE

Aus dem Institut für allgemeine Botanik der Friedrich-Schiller-Universität in Jena
(Direktor: Prof. Dr. Wartenberg)

Versuche mit der Strichtestmethode führten zu der Frage, ob Actinomyceten des Bodens, welche gegen *Helminthosporium papaveris* Saw. antibiotisch wirken, ein Antibiotikum in ihre Umgebung abgeben (DÖLLE 1954). Die Frage kann mit der Lochtestmethode beantwortet werden. Wie bekannt ist, wird dabei das organismenfreie Kulturfiltrat des Produzenten eines Antibiotikums als hemmhofbildender, diffusibler Stoff gegen einen empfindlichen Organismus verwendet. Es erzielt also nicht der Antibiotikums sondern ein von ihm erzeugter Stoff extrazellulär die Wirkung.

Die Actinomyceten reagieren, wie bekannt ist, auf Schwankungen des Substrates sehr empfindlich mit Änderungen ihres Wachstums und ihres physiologischen Verhaltens. Für die Gewinnung der Filtrate aus Kulturlösungen war deshalb neben der Voraussetzung gleichmäßig zur Anwendung kommender Chemikalien eine gründliche Reinigung der Gläser nötig.

Besonders die fabrikneuen Erlenmeyerkölbchen mußten längere Zeit hindurch gründlich gereinigt werden.

Zunächst wurden sie 1—3 Tage in eine heiße, konzentrierte Kalilauge gesetzt. Danach kamen sie 1—3 Tage in konzentrierte Salzsäure und zum Abschluß ließ ich nach gründlichem Nachspülen Aqua dest. 1—2 Tage in den Kölbchen stehen.

Die bereits im Gebrauch gewesenen Kölbchen wurden kürzere Zeit behandelt. Das Anquellen in heißer Kalilauge fiel weg. Diese Kölbchen wurden lediglich 2 Tage mit konzentrierter Salzsäure behandelt und kräftig mit Aqua dest. nachgespült bzw. dieses 1—2 Tage in den Kölbchen stehen gelassen.

Die Nährbouillon ist nach Angaben von WAKSMAN hergestellt worden:

10 g Glukose, 5 g Pepton, 5 g Malzextrakt, 5 g NaCl, 1000 ml Aqua dest., pH 7,1.

Malz und Pepton wurden erst in einer Reibschale angerührt und dann den anderen Chemikalien zugegeben. Um ein späteres Ausfallen des Peptons zu

verhindern, ist die Nährbouillon im Autoklaven einer Punktsterilisation ausgesetzt worden, d. h. der Autoklav wurde abgeschaltet, sobald er 1,5 atü erreichte. Die Nährlösungen sind dann filtriert und mit NaOH auf die vorgesehene Wasserstoffionkonzentration eingestellt worden. Als Indikator diente Lyphanpapier. Nach dem Einfüllen in die Kölbchen wurde in der üblichen Art und Weise im Autoklaven sterilisiert.

50 ccm der oben beschriebenen Lösung in den Kölbchen dienten als Nährbasis für die Actinomyceten. Nach 2—3 Tagen trat in den Kulturlösungen ein Farbumschlag auf, der auf einen ausgeschiedenen Farbstoff schließen ließ. Hierbei wurde ein starkes Ansteigen der cH^+ bei einzelnen Stämmen beobachtet. Dazu einige Beispiele:

Nach 3,5 Tagen ändert der im Strichtest inaktive Stamm 37a die cH^+ von pH 6,9 auf pH 4,3;

nach 3,5 Tagen ändert der im Strichtest aktive Stamm 46 die cH^+ von pH 6,9 auf pH 6,5;

nach 5,5 Tagen ändert der im Strichtest inaktive Stamm 37a die cH^+ von pH 6,9 auf pH 2,7;

nach 5,5 Tagen ändert der im Strichtest aktive Stamm 46 die cH^+ von pH 6,9 auf pH 5,2.

Es schien, als ob eine negative Korrelation der Aktivität eines Stammes und seines Vermögens, die Azidität der Kulturlösung zu verändern, bestünde; aber eine weitere Versuchsreihe ergab:

Der inaktive Stamm 8 ändert die cH^+ von pH 7,0 auf pH 1,8 in 16 Tagen;

der aktive Stamm 65 ändert die cH^+ von pH 7,0 auf pH 1,15 in 14 Tagen.

Die Fragen, ob und wann der Actinomyces in Flüssigkeiten ein Antibiotikum ausscheidet und wann die größte Ausbeute ist, mußten zunächst eindeutig beantwortet werden. Es wurden deshalb die Kulturfiltrate der Actinomycetenstämme zuerst mit den drei üblichen Teststämmen der Bakterien: *Bac. subtilis*, *Escherichia coli* und *Micrococcus pyogenes* var. *aureus* getestet.

Hierbei fanden große Petrischalen mit dem Durchmesser von 10 cm Verwendung, die im Trockensterilisator zwei Stunden bei 180° C sterilisiert waren.

Parallel hierzu fertigte ich Hochschichtröhrchen mit Fleischextrakt-Pepton-Agar mit folgender Zusammensetzung an: 10 g Pepton, 4 g Fleischextrakt, 5 g NaCl, 1000 ml Aqua dest., pH 7,5, wobei Pepton und Fleischextrakt in einer Reibschale angerührt wurden. Nach der Punktsterilisation wurde filtriert und 25–30 g Agar I hinzugesetzt, der anschließend im Dampftopf zur Lösung kam. Es erfolgte dann das Einstellen der Wasserstoffionenkonzentration, das Gießen der Röhrchen und die Sterilisation im Autoklaven. Die Teststämme der Bakterien wurden jeweils in den auf 45° C abgekühlten Agar geimpft. Nach kräftigem Schütteln sind die Platten gegossen worden. In die wie üblich ausgestanzten Löcher gab ich jeweils 0,05 ccm des Kulturfiltrates eines Actinomyceten, das mittels eines G 5-Filters gewonnen wurde, und stellte die Testplatten für 17–20 Stunden bei 37° C in den Brutschrank.

Als Ergebnis einer über längere Zeit ausgedehnten Versuchsreihe ergab es sich, daß die Kulturfiltrate meiner Actinomycetenstämme gegen die genannten Bakterien wirkende Antibiotika enthielten und daß nach 5–7 Tagen die größte Antibiotikaausbeute gegeben war.

Mit dieser Erfahrung ging ich an die Testung gegen *Helminthosporium papaveris*. Die Herstellung der Kulturfiltrate geschah in veränderter Weise, indem statt Aqua dest. ein Phosphatpuffer die Grundlage bildete. Es sollte eine Konstanz der cH^+ erzielt werden. Für den Plattenguß wurde der Stärkeagar nach WAKSMAN mit Malzextraktzusatz benutzt, wie er erfahrungsgemäß für die Kultur des *Helmpap.* geeignet war.

Die Zugabe der Kulturfiltrate wurde zeitlich folgendermaßen gestaffelt:

- a) Hinzufügen des Kulturfiltrates am selben Tag,
- b) Hinzufügen des Kulturfiltrates nach einem Tage,
- c) Hinzufügen des Kulturfiltrates nach zwei Tagen,
- d) Hinzufügen des Kulturfiltrates nach drei Tagen.

In keinem Falle war eine Hemmung des Pilzwachstums von *Helminthosporium papaveris* zu beobachten. Hier war also ein Gegensatz zwischen den Ergebnissen des Strichtestes (vgl. DÖLLE 1954) und des Lochtestes gegeben, der aufgeklärt werden mußte.

Es ist bei der Beurteilung der Dinge zu berücksichtigen, daß bei der Herstellung der Kulturlösung anstelle von Aqua dest. Phosphatpuffer verwendet wurde. Hierdurch sollte eine Konstanz der cH^+ des Kulturfiltrates der Actinomyceten bei pH 7,3 erreicht werden. Beim Lochtest, der gegen Bakterien erfolgreich war, hatte das Kulturfiltrat eine cH^+ zwischen pH 5 und pH 6. Es kann also möglich sein, daß beim Lochtest mit *Helminthosporium* durch die alkalische Reaktion der Kulturlösung des Actinomyceten eine Inaktivierung des Antibiotikums verursacht war. Nach Erfahrungen von TAUBENECK (1953) ist zu erwarten, daß eine ganze Anzahl Antibiotika der Actinomyceten in mehr oder weniger stark saurem Bereich hemmen, während sie diese Eigenschaft um den Neutralpunkt der cH^+ nicht besitzen. Es war also notwendig, für den Actinomyceten eine Kulturlösung zu verwenden, die mindestens schwach-sauer reagierte.

STUTZ (1953) gebrauchte zu ihren Flüssigkeitskulturen folgende Nährlösung (nach v. PLOTHO), welche mir für diese Zwecke günstig schien und die ich deshalb für die Fortsetzung meiner Versuche verwendete:

Glycerin 2,0%, Glykokoll 0,25%, NaCl 0,1%, K_2HPO_4 0,1%, FeSO_4 0,01%, MgSO_4 0,01%, CaCO_3 in Spuren, Aqua dest. 100 ml, pH 6,5.

Von dieser Nährlösung kamen 30 ccm in jedes Erlenmeyerkölbchen, die sodann auf die übliche Art und Weise sterilisiert wurden.

Beim Lochtest ist zu berücksichtigen, daß nach VOGEL (1951) die Gegenwart von 2 mg Glukose in 10 ccm Nähragar die Aktivität des Streptomycins um die Hälfte vermindert. Es sollen auch andere Zucker und Vitamin C hemmend wirken. Ich hatte in den ersten Versuchen sowohl Kulturlösung mit Glukose als auch Stärkeagar nach WAKSMAN mit Malzextraktzusatz benutzt. Es kamen hier in den nächsten Versuchen nunmehr neben einer Kulturlösung ohne Glukose für den Actinomyceten die folgenden drei Nährböden als Testplatten vergleichsweise zur Verwendung:

- I. Malzagar: 30,0 g Malzextrakt, 5,0 g Pepton, 1000 ml Leitungswasser, pH 7,3.
- II. Stärkeagar mit Malzextraktzusatz: 10,0 g Stärke (*Amylum solubile*), 1,0 g MgCO_3 , 1,0 g NaNO_3 , 0,5 g NaCl, 0,3 g K_2HPO_4 , 1000 ml Aqua dest., pH 7,3.
- III. Stärkeagar: 10,0 g Stärke (*Amylum solubile*), 1,0 g MgCO_3 , 1,0 g NaNO_3 , 0,5 g NaCl, 0,3 g K_2HPO_4 , 1000 ml Aqua dest., pH 7,3.

Mit der Nährlösung nach v. PLOTHO für den Actinomyceten und den drei beschriebenen Agar-Nährböden wurde erneut eine Untersuchung der Hemmwirkung des Stammes 46 auf *Helminthosporium papaveris* Saw. vorgenommen. Sieben Kölbchen wurden mit je 30 ccm Nährlösung gefüllt, sterilisiert, sechs von ihnen mit Stamm 46 beimpft und im Brutschrank bei 29° C bebrütet. Nach 6–7 Tagen trat eine schwache Gelbfärbung der an und für sich farblosen Nährlösung ein, die nicht intensiver wurde und auf Farbstoffausscheidung des Actinomyceten schließen läßt. Am zwölften Tage wurden die Kölbchen aus dem Brutschrank genommen. Die Kulturfiltrate, in üblicher Weise mit dem G 5-Filter gewonnen, testete ich auf drei Agarplatten. Die Testung ging in gleicher Weise vor sich wie die mit der Glukose-Nährlösung, nur daß hier die Kulturfiltrate sofort nach dem Besprühen der Testplatten mit Sporen von *Helminthosporium papaveris* Saw. in die ausgestanzten Löcher der Agarplatte gebracht wurden. Hiernach kamen die Platten in den Brutschrank bei 20° C. Gleichzeitig mit der Testung wurde auch die cH^+ des Kulturfiltrates gemessen. Sie betrug pH 4,5–pH 5,0. Nach 4 Tagen stellte sich nun folgendes Ergebnis heraus:

Malzagar: 3,0 cm Hemmhof ϕ (0,9 cm Testausstanzung)

Kontrolle: gutes Wachstum von *Helminthosporium papaveris*.

Stärkeagar mit Malzzusatz: 5,5 cm Hemmhof ϕ (0,9 cm Testausstanzung).

Kontrolle: normales Wachstum von *Helminthosporium papaveris*.

Stärkeagar: völlige Hemmung (0,9 cm Festausstanzung)

Kontrolle: normales Wachstum von *Helminthosporium papaveris*.

Unter völliger Hemmung ist zu verstehen, daß keinerlei Wachstum von *Helminthosporium papaveris* auf der Platte zu beobachten war. Dieses Ergebnis wurde bei verschiedenen Parallelversuchen wiederholt erhalten.

Es konnte somit eindeutig nachgewiesen werden, daß der Actinomyces ein Antibiotikum ausscheidet, welches den Pilz *Helminthosporium papaveris* in seinem Wachstum hemmt. Im Gegensatz zum schwach alkalisch gepufferten Kulturfiltrat des Antibioten, das keine Hemmwirkung erzielte, trat auf der gleichartigen Testplatte eine eindeutige Hemmung auf, wenn eine schwachsaure, ungepufferte Kulturlösung für den Antibioten verwendet wurde, die ein stärker saures Kulturfiltrat ergab. Weiterhin konnte festgestellt werden, daß das Antibiotikum durch Zucker inaktiviert wird. Die Inaktivierung des Antibiotikums durch den Zucker scheint vorherrschende Bedeutung zu haben. Es ist ja zu berücksichtigen, daß das Kulturfiltrat beim Aus-

breiten in der Testplatte, welche eine eH^+ über $\text{pH}7,0$ hatte, mindestens neutralisiert wurde. Dennoch konnte das Antibiotikum in zuckerfreier Kulturlösung auf der zuckerfreien Testplatte das Wachstum des *Helminthosporium papaveris* völlig unterbinden.

Literatur

- DÖLLE, H. (1954), Über antibiotische Wirkungen von Actinomyceten des Bodens auf *Helminthosporium papaveris* Saw. Zbl. f. Bakt. II, 108.
- LIESKE, R. (1921), Morphologie und Biologie der Strahlenpilze. Leipzig, Borntraeger.
- STRÜTZ, I. (1952), Beiträge zur Kenntnis der Biologie der Actinomyceten. Arch. f. Mikrobiol. 17, 353.
- TAUBENECK, U. (1954), Versuche mit Mikroorganismen, welche gegen *Helminthosporium papaveris* antibiotisch wirken. Nachrichtenbl. f. d. Pflanzensch., 8, 56.
- VOGEL, H. (1951), Die Antibiotika. Nürnberg.
- WAKSMAN, S. A. (1950), The Actinomycetes (Ann. Cryptogamici et Phytopath. 9) Waltham, Mass.: Chronica Botanica Comp.

Zur Frage der Saatgutübertragung von *Cercospora beticola* unter besonderer Berücksichtigung der Verhältnisse in der DDR

Von K. WIESNER

Aus dem Institut für Pflanzenzüchtung, Kleinwanzleben

I. Allgemeiner Teil

Eine Übertragung des Pilzes von einer Vegetation zur anderen ist auf mehreren Wegen möglich. Hierbei wird der Bodenverseuchung durch kranke, auf dem Rübenfeld liegende gebliebene und nicht tief genug umgepflügte Rübenblattreste die Hauptrolle zugeschrieben. Ob nicht auch die Verseuchung des nächstjährigen Rübenschlages mit kranken Blättern über den Stallmist eine ebenso große Rolle spielt, sei in diesem Rahmen nicht weiter erörtert. Gesagt werden soll nur, daß Verf. auf Grund von Beobachtungen diese Möglichkeit der räumlichen und zeitlichen Verschleppung des Pilzes für die DDR als sehr bedeutend ansieht.

In Gebieten mit weniger günstigen Lebensbedingungen für den Pilz dürfte auch *Cercospora*-verseuchtes Saatgut als Infektionsquelle eine nicht unerhebliche Rolle spielen. Nicht nur, daß dadurch die Zahl der Infektionsherde wesentlich erhöht wird, sondern auch dadurch, daß in diesen „Randgebieten“ des *Cercospora*-Befalles das Übergreifen der Krankheit von einem Rübenschlage auf den anderen nicht in dem Maße erfolgt wie in den Hauptschadgebieten. In den für die Krankheit endemischen Befallsgebieten soll nach GASSNER (3) die Saatgutübertragung gegenüber den anderen Möglichkeiten nicht stärker ins Gewicht fallen, da sich sowieso die Unterschiede im Befallsgrad zwischen Beständen aus gesundem und krankem Saatgut später verwischen. Ob diese Annahme zu Recht besteht, bedarf doch wohl einer genauen Überprüfung, denn erwiesen ist einmal, daß krankes Saatgut wesentlich früher erkrankende Rübenschläge ergibt, und zum anderen

konnte SCHLÖSSER (7) in einem Infektionszeitenversuch eindeutig beweisen, daß die Ertragsausfälle um so größer sind, je früher die Infektion erfolgt. Es ist jedoch bei diesen Erwägungen immer zu berücksichtigen, daß bei uns *Cercospora*-krankes Rübensaatgut und ebenso auch der verseuchte und unsachgemäß behandelte Stallmist nicht immer stark erkrankte Rübenfelder bedingen. Beide treten in den Randgebieten des *Cercospora*-Befalles als Gefahrenquelle nur dann stärker in Erscheinung, wenn der Verlauf der Witterung dem Pilz günstige Entwicklungsmöglichkeiten bietet.

Die Möglichkeit einer Saatgutübertragung von *Cerc. beticola* ist schon lange bekannt. Bereits Ende des vorigen Jahrhunderts fand FRANK (2), daß sich sogar auf den Perigonblättern der Blüten, die später die korkige Umhüllung der Rübenknäuel bilden, *Cercospora*-Flecke und in diesen Konidienträger und Konidien bilden können. An nicht wenigen reifen Rübenknäueln konnte er dann voll ausgebildete Konidien feststellen. Er konnte ferner nachweisen, daß bis zum Frühjahr des nächsten Jahres zwar die Konidien an den trocken aufbewahrten Rübenknäueln ihre Keimfähigkeit zum größten Teil verlieren, daß aber die sklerotienartigen Körper mit den Konidienträgern ihre Entwicklungsfähigkeit bis zu diesem Zeitpunkt behalten. FRANK hält auf Grund seiner Ergebnisse die Übertragbarkeit für möglich, wenn von ihm auch keine diesbezüglichen Feldversuche durchgeführt wurden. POOL und Mc KAY (4) bestätigten diese Angaben und beobachteten, daß die von den Konidienträgern neu gebildeten Konidien, zumindest im Gewächshaus, zu-

nächst die Keimblätter befallen. Dagegen konnte SCHMIDT (7) an Rüben, die aus künstlich mit Cercospora-Sporen infizierten Rübenknäueln gewachsen waren, die Krankheit nicht einwandfrei erzielen. Uns selbst gelang es ebenfalls nicht, aus Knäueln, die mit 9 Monate altem, zerriebenem und trocken aufbewahrtm kranken Blattmaterial einmal eingestäubt und zum anderen in einer Suspension dieses Materials aufgeschwemmt wurden, in starkem Maße Blattflecken zu erzielen. Ob klimatische Gründe, wie SCHMIDT annimmt, oder die künstliche Infektion als solche oder die Form der Versuchsdurchführung (in Pikierkästen im Gewächshaus) für den fast negativen Ausgang dieser Versuche verantwortlich zu machen sind, sei hier nicht erörtert. Daß aber eine Saatgutübertragung unter natürlichen Verhältnissen, d. h. mit natürlich verseuchtem Saatgut möglich ist, wurde von STOLZE (9) in einem einwandfrei durchgeführten Feldversuch belegt. Entsprechende Versuche wurden 1937 von GASSNER (3) in der Türkei durchgeführt, die ebenfalls die Möglichkeit einer Saatgutübertragung zeigten. In den Versuchen dieser beiden Autoren ergab das Saatgut von befallenen Samenträgern frühzeitiger erkrankende Bestände.

An der Möglichkeit der Saatgutübertragung bestehen also heute keine Zweifel mehr. Ungeklärt dagegen ist noch die Frage, wie der Befall vom Saatgut aus zustande kommt. V. PLOTHO (5), die sich etwas eingehender mit dieser Frage beschäftigt, hält zwei Wege der Übertragung für möglich. Einmal „könnten die aus den Trägerzellen ausgekeimten Mycelien in den Boden hineinwachsen und sich hier weiter entwickeln“. Eine Isolierung des Pilzes aus dem Boden ist bisher noch nicht gelungen, doch hält v. PLOTHO ein Leben dieses Pilzes im Boden für möglich. Ihre Ansicht gründet sich darauf, daß sie bei *Cerc. beticola* die Befähigung zur Bildung von Huminsäure nachweisen konnte. Andererseits darf man nicht vergessen, daß auf Nährböden der Pilz gegenüber Bakterien empfindlich ist. Der zweite Weg für eine Infektion vom Rübenknäuel aus wäre so denkbar, daß das Mycel vom Knäuel direkt in die junge Rübenpflanze eindringt, mit ihr hochwächst und erst im Blatt die Bildung der Flecke bewirkt. Dieser Vorgang würde in analoger Weise dem beim Steinbrand des Weizens entsprechen. Versuche von v. PLOTHO, aus den Stengeln junger Keimlinge den Pilz zu isolieren, führten zu keinem einwandfreien Ergebnis. Es ist auch nicht einleuchtend, warum ein Pilz, der meist auf eng begrenzte Stellen des Blattes, nämlich die Flecke, beschränkt bleibt, ungehindert im Stengel bis in das Blatt hineinwachsen kann. Nimmt man eine unterschiedliche Anfälligkeit der einzelnen Pflanzenorgane an, so müßte man zumindest erwarten, daß die ersten Blattflecke an der Blattbasis entstehen. Auch dieses ist keineswegs der Fall. Von RADEMACHER (6) wird eine dritte, sehr plausible Erklärung für das Zustandekommen der Infektion vom Knäuel aus angegeben. An den beim Drillen an der Bodenoberfläche liegengeliebenen bzw. durch Hacken oder Keimung (letzteres erscheint mir besonders wichtig) an die Bodenoberfläche geratenen Knäueln bzw. Knäuelresten sollen aus dem im Knäuel sitzenden sklerotialem Mycel Konidien entstehen, die durch auftreffende Regentropfen oder Wind auf die Blätter der jungen Pflanzen geschleudert werden.

II. Experimenteller Teil

Im Gebiet der DDR gehört die Cercospora-Blattfleckenkrankheit seit den Nachkriegsjahren keineswegs mehr zu den seltenen Rübenkrankheiten. Es war daher die Klärung der Frage wünschenswert, ob durch das bei uns erzeugte Saatgut eine Übertragung stattfinden kann. Voraussetzung für eine solche ist natürlich der Befall der Rübenknäuel. Wir haben uns bei unseren Untersuchungen daher darauf beschränkt, festzustellen, ob und in welchem Ausmaß ein solcher Befall in den Samenbaugebieten der DDR stattfindet und ob sich in dieser Hinsicht deutliche Herkunftsunterschiede zeigen.

Material und Methodik

Die Zuckerrübensamen wurden uns freundlicherweise von der Deutschen Saatgut-Handelszentrale Kleinwanzleben, die verschiedenen Futterrübenherkünfte von den einzelnen Zuchtstationen zur Verfügung gestellt. Herkunft und Jahr ist den einzelnen Tabellen zu entnehmen. Die Durchführung der Untersuchung erfolgte in Anlehnung an die von EGLITIS (1) entwickelte Methode. Je Herkunft wurden 10 g Saatgut mit 60 ccm Leitungswasser in Erlenmeyerkolben aufgeschwemmt, für 3–5 Stunden stehengelassen, danach 5 Minuten lang kräftig geschüttelt und die Knäuelaufschwemmung durch ein Mulltuch filtriert, um die groben Bestandteile zu entfernen. Ein „Hängenbleiben“ evtl. vorhandener Cercospora-Sporen in den Maschen des Mulltuches trat nicht ein, wie wiederholte mikroskopische Prüfungen des abfiltrierten Rückstandes zeigten. Andererseits erleichterte die Entfernung der groben Schmutz- und Knäuelbestandteile die mikroskopische Untersuchung erheblich. Die abgeschwemmten Rübenknäuel wurden nochmals mit je 40 ccm Leitungswasser versetzt, sogleich 5 Minuten kräftig geschüttelt und dann ebenfalls wie oben angegeben, behandelt. 1953 wurden noch von beiden Filtraten je 20 ccm entnommen und getrennt für 3 Minuten bei 1500 U/min. zentrifugiert. 1954 wurden beide Filtrate zusammengegossen und dann je Herkunft nur 20 ccm zentrifugiert. Je Herkunft wurden 8 (1953) bzw. 4 (1954) Platinösen voll Zentrifugenschlamm auf Objektträger fein ausgestrichen und mikroskopisch eingehend auf Pilzsporen untersucht. Das Ergebnis entspricht der Spalte „a“ in den Tabellen. Sowohl ein positives als auch ein negatives Ergebnis reicht jedoch nicht aus, um einwandfreie Angaben über Befall oder Nichtbefall des Saatgutes machen zu können. Einmal ist es möglich, daß bei Vorhandensein von Konidien diese beim Dreschen der Samenträger zufällig an die Knäuel geraten und dort haften bleiben. Andererseits ist es denkbar, daß beim Fehlen von Konidien doch noch lebensfähiges sklerotisches Mycel in der korkigen Umhüllung sitzt, aber durch die oben erwähnte Behandlung nicht mit erfaßt werden kann. Aus diesen Gründen wurden die zweimal aufgeschwemmten Rübenknäuel unter scharfem Wasserstrahl gut abgespült, in feuchte Kammern (mit feuchtem Filtrierpapier ausgelegte Petrischalen) gelegt und für 6 Tage im Thermostaten bei 25° C belassen. Für ausreichende Feuchtigkeit während dieser 6 Tage wurde gesorgt. Nach dieser Zeit erfolgte die Behandlung der Rübenknäuel in gleicher Weise wie oben angegeben. Das Ergebnis entspricht der Spalte „b“ in den Tabellen.

Eine Auszählung sämtlicher Cercospora-Sporen in einem Ausstrich ist sehr schwierig und zeitraubend

und bei stärkerer Verseuchung des Saatgutes unmöglich. Der niedrige Verseuchungsgrad des vorliegenden Untersuchungsmaterials (maximal 12 Sporen pro Ausstrich) erlaubte zwar eine Auszählung, jedoch wird auf Wiedergabe der absoluten Zahlen verzichtet, da trotz aller Sorgfalt die Bezugsgrundlage, die im Ausstrich ausgezählte Fläche, nicht immer gleich ist.

Es bedeuten
 — Sporen nicht vorhanden
 + Sporen vorhanden
 ++ Sporen relativ zahlreich vorhanden.

Ergebnisse:

Tabelle 1
Futterrübensorten verschiedener Herkunft
Erntejahr 1952 — Untersucht: April 1953

Sorte	Herkunft	Cerc. beticola*)	
		a	b
1. Rote Walze	Friedrichswerth, Kr. Gotha	—	—
2. Ideal	Sundhausen, Kr. Gotha	—	—
3. Altenburger Tonne	Schöndorf, Kr. Weimar	—	—
4. Waldmanns Futterkraft	Halle (Saalkreis)	—	—
5. Frankes Rekord	Rieder, Kr. Ballenstedt	—	—
6. Dickwanst	Möringen, Kr. Stendal	—	—
7. Teutonia	Lischow, Kr. Wismar	+	+
8. Criewener Gelbe	Crieven, Kr. Angermünde	+	++

Tabelle 2
Zuckerrübensorte Klw. N verschiedener Herkunft
Erntejahr 1952 — Untersucht: April 1953

Herkunft	Cerc. betic.		Alter-naria	Fusa-rium
	a	b		
1. Kr. Oschersleben (Sa.-Anh.)	—	+	+	—
2. Kr. Wernigerode (Sa.-Anh.)	+	+	+	—
3. Kr. Döbeln (Sachsen)	—	—	++	+
4. Kr. Oschatz (Sachsen)	—	—	++	+
5. Kr. Sondershausen (Thüringen)	—	—	++	+
6. Kr. Sondershausen (Thüringen)	—	—	+	—
7. Kr. Seelow (Brandenburg)	—	—	+	—
8. Kr. Rostock (Mecklenburg)	+	+	+	—

Tabelle 3
Futterrüben- und Zuckerrübensorten verschiedener Herkunft
Erntejahr 1953 — Untersucht: März 1954

Sorte	Herkunft	Cerc. betic.		Alter-naria	Fusa-rium
		a	b		
1. Rote Walze	Friedrichswerth	—	—	+	++
2. Ideal	Sundhausen	—	—	+	+
3. Altenburger Tonne	Schöndorf	—	—	+	—
4. Waldmanns Futterkraft	Halle	—	—	+	—
5. Frankes Rekord	Rieder	+	—	+	—
6. Ovana	Möringen	+	—	++	+
7. Teutonia	Lischow	+	+	+	—
8. Criewener Gelbe	Crieven	+	+	+	+
9. Bernburger N	Bernburg	—	—	+	—
10. Dippes Rekord	Schlanstedt	—	+	+	+
11. Schreibers Rekord	Schlanstedt	+	+	+	—
12. Langensteiner E	Langenstein	—	—	+	—

Tabelle 4
Zuckerrübensorte Klw. E und N verschiedener Herkunft
Erntejahr 1953 — Untersucht: März 1954

Herkunft	Cerc. betic.		Alter-naria	Fusa-rium
	a	b		
1. Lachstedt, Kr. Apolda	—	—	—	—
2. Neudörfeld, Kr. Weimar	—	—	—	—
3. Knautheim, Kr. Leipzig	+	?	+	—
4. Hohenprießnitz, Kr. Eilenburg	—	—	—	+
5. Passendorf (Saalkreis)	—	—	+	—
6. Altenburg, Kr. Bernburg	—	—	+	—
7. Gr. Germersleben, Kr. Wanzleben	—	—	+	+
8. Wülperode, Kr. Wernigerode	—	—	+	+
9. Waltersdorf, Kr. Luckau	—	—	—	—
10. Neu Sacro, Kr. Forst	—	+	—	—
11. Wesendahl, Kr. Strausberg	—	—	+	—
12. Wollup, Kr. Seelow	+	+	+	—

*) Dieses Material wurde nur auf *Cercospora beticola* untersucht.

Herkunft	Cerc. betic.		Alter-naria	Fusa-rium
	a	b		
13. Gnewikow, Kr. Neuruppin	—	—	++	+
14. Hammer, Kr. Oranienburg	—	—	++	+
15. Kl. Wockern, Kr. Teterow	—	—	++	++
16. Rottmannshagen, Kr. Malchin	—	+	++	+
17. Schwechow, Kr. Hagenow	+	+	++	+
18. Medewege, Kr. Schwerin	+	—	++	+
19. Hohen Luckow, Kr. Bad Doberan	+	+	++	+
20. Gr. Stove, Kr. Rostock	+	+	++	+

III. Schlußbetrachtung

Die obigen Ergebnisse zeigen, daß im Gebiet der DDR auch die Rübenknäuel von *Cerc. beticola* befallen werden können. Somit ist grundsätzlich die Möglichkeit einer Saatgutübertragung gegeben. Zwei Gründe schränken jedoch diese Tatsache in ihrer Bedeutung etwas ein. Erstens muß auf die relativ geringe Verseuchung des Saatgutes hingewiesen werden. Wie weiter oben schon gesagt, wurden maximal 12 Sporen pro Ausstrich gefunden. Im Durchschnitt wurden pro Ausstrich bei der ersten Aufschwemmung 5—10, nach 6 Tagen in der feuchten Kammer in keinem Fall mehr als 5 Sporen ausgezählt. Unterstellt man auch, daß nicht alle Sporen im Ausstrich erfasst worden sind, so sind diese Werte, im Vergleich zu den von EGLITIS (1) ermittelten, als gering zu betrachten. Der Verseuchungsgrad des Saatgutes ist natürlich jährlichen Schwankungen unterworfen und wird in für den Pilz klimatisch günstigen Jahren höher sein. (Sowohl 1952 als auch 1953 war der *Cercospora*-Befall ebenfalls bei den Fabrikrüben im allgemeinen nicht hoch.) Zum anderen ist, wie schon oben erwähnt, in den Randgebieten des *Cercospora*- Auftretens ein Befall der Rübenknäuel noch nicht gleichbedeutend mit stärkerem Auftreten der Krankheit in dem daraus erwachsenden Rübenbestand. Der Verlauf der Witterung entscheidet darüber, ob dies eintritt oder nicht. Es müssen also zumindest zwei klimatisch günstige Befallsjahre aufeinander folgen.

Bemerkenswert ist, daß das befallene Saatgut vornehmlich aus den Gebieten Mecklenburgs, der unteren Oder und der Altmark stammt. Zweifellos bedingen die höheren Niederschläge und die höhere Luftfeuchtigkeit während des Sommers in diesen Gebieten ein stärkeres Auftreten und somit auch stärkeren Befall der Rübenknäuel an den Samenträgern.

Abschließend können wir sagen, daß in der DDR in gewissem Umfange eine Saatgutübertragung stattfindet und daß diese bei klimatisch günstigen Bedingungen deswegen so stark ins Gewicht fallen kann, weil dadurch die Zahl der Infektionsherde wesentlich erhöht werden kann. Aus diesem Grunde ist eine Beizung oder eine zweijährige Überlagerung des Rübensaatgutes anzuraten.

Literatur:

- EGLITIS, M. (1943), Untersuchungen über die Möglichkeiten der Bekämpfung von *Cercospora beticola* Sacc. Zbl. Bakt. II. Abt. 106, 94—104.
 FRANK, A. (1897), Neuere Beobachtungen über die Blattfleckenkrankheit der Rüben (*Cercospora beticola*). Zeitschr. d. Ver. d. Rübenzuckerindustrie 47, 589—597.
 GASSNER, G. (1952), Zur Frage der Übertragung von *Cercospora beticola* durch das Rübensaatgut. Angew. Bot. 26, 55—59.
 Mc KAY, V. W. u. POOL, M. B. (1918), Field studies of *Cercospora beticola*. Phytopathology 8, 119—136.

V. PLOTHO, O. (1951), Untersuchungen zur Morphologie und Physiologie der *Cercospora beticola*. Zucker 4, 461, 467.

RADEMACHER, B. (1952), Die *Cercospora*-Blattfleckenkrankheit bei Zuckerrüben. Zucker 5, 357 bis 360.

SCHLÖSSER, L.-A. (1953), Ein Infektionsversuch mit *Cercospora*. Zucker 6, 89—91.

SCHMIDT, E. W. (1928), Untersuchungen über die *Cercospora*-Blattfleckenkrankheit der Zuckerrübe. Zeitschr. f. Parasitenkunde 1, 100—137.

STOLZE, K. V. (1931), Beitrag zur Biologie, Epidemiologie und Bekämpfung der Blattfleckenkrankheit der Zuckerrübe (*Cerc. beticola* Sacc.). Arb. a. d. Biol. Reichsanstalt 19, 337—402.

Das Auftreten der wichtigsten Krankheiten und Schädlinge an Kulturpflanzen in den Bezirken der Deutschen Demokratischen Republik im Monat Juli 1954

Bemerkung: Wie in den letzten Monatsberichten wird die Befallsstärke bzw. die Stärke des Auftretens der Krankheit oder des Schädlings nach unseren Anleitungen durch Zahlen (2 = schwach, 3 = mittelstark, 4 = stark, 5 = sehr stark) und der Grad der Verbreitung durch Buchstaben (v = vereinzelt, s = stellenweise, a = allgemein) dargestellt.

Im vorliegenden Monatsbericht konnten wieder die vom Magistrat von Groß-Berlin, Abt. Land- und Forstwirtschaft, eingegangenen Meldungen über das Auftreten von Schädigungen an Kulturpflanzen im demokratischen Sektor von Groß-Berlin berücksichtigt werden.

Die aus einigen Bezirken der DDR eingegangenen Meldungen sind leider immer noch sehr lückenhaft.

Witterung: Der Juli war außerordentlich kühl und regnerisch. Die Abweichung von der mittleren Monatstemperatur lag fast überall in der DDR um 2° und tiefer unter der normalen. Die monatliche Niederschlagsmenge erreichte im allgemeinen über 200%, vereinzelt bis 300% des durchschnittlichen Monatsmittels. Die höchste tägliche Niederschlagsmenge — fast 170 mm — wurde am 9. Juli in der Oberlausitz beobachtet. Die Zahl der Regentage war allgemein in der DDR über 21. Das Auftreten von Pflanzenkrankheiten war trotzdem, mit einigen Ausnahmen wie z. B. *Phytophthora* an Kartoffeln, infolge der kühlen Witterung nicht so stark verbreitet wie man befürchtet hatte.

Hagelschäden im Bez. Schwerin 4v, in den Bez. Potsdam und Magdeburg 3s.

Die Verbreitung von Schäden an Getreide durch Sturm und Lagerung ist aus der Karte 1 zu ersehen.

Rauchschäden im Bez. Halle (Krs. Dessau 5s an Obstbäumen), in den Bez. Leipzig und Gera 4v.

Erdraupen (*Agrotis* sp.) an Rüben im Bez. Halle 5v.

Drahtwürmer (*Elateriden*-Larven) in den einzelnen Bezirken der DDR 3v—3s.

Engerlinge (*Melolontha*-Larven) in den Bez. Dresden und Erfurt 3s—4v.

Erdflöhe (*Phyllotreta* sp.) an Kohl im Bez. Dresden 3s.

Blattläuse (*Aphidae*) an Hackfrüchten (vgl. auch Karte 1 des Berichts vom vorigen Monat in unserer Zeitschrift) in den Bez. Schwerin und Erfurt 3a, Rostock und Karl-Marx-Stadt 4s, Neubrandenburg, Cottbus, Frankfurt 3s, Magdeburg und Gera 3v, Halle 3a—4v, Leipzig 3a—4s; an Obst (vgl. Karte 2

des Berichts vom vorigen Monat in unserer Zeitschrift) im Bez. Potsdam, in Berlin, in den Bez. Frankfurt, Magdeburg, Karl-Marx-Stadt, Erfurt und Gera 3s, Cottbus und Leipzig 3a, Halle 4s; an Gemüse in den Bez. Dresden 3a, Leipzig 4v, Gera 3s.

Sperlinge (*Passer domesticus*, *P. montanus*) in den Bez. Rostock, Potsdam, Frankfurt, Magdeburg, Dresden, Leipzig, Karl-Marx-Stadt und Gera 3s, Neubrandenburg und Berlin 4s, Halle 3s—5v. In den Bez. Erfurt, Gera und Suhl wurden insgesamt über 31 000 Sperlinge vernichtet.

Krähen (*Corvus* sp.) im Bez. Neubrandenburg 3s—4v, in den anderen Bezirken der DDR schwächer.

Elstern (*Pica pica*) im Bez. Leipzig 3s, Berlin 4a.

Stare (*Sturnus vulgaris*) an Kirschen in den Bez. Rostock 3s, Neubrandenburg 4v, Magdeburg 3v.

Schwarzwildschäden (*Sus scrofa*) in den Bez. Schwerin und Rostock 4v, Neubrandenburg, Potsdam, Cottbus, Frankfurt und Magdeburg 3a, Halle, Karl-Marx-Stadt 3v, Dresden, Leipzig, Gera und Suhl 3s.

Rotwild (*Cervus elaphus*) in den Bez. Cottbus 3s, Dresden 3v.

Hamster (*Cricetus cricetus*) in den Bez. Magdeburg 3a, Halle 3v.

Wühlmaus (*Microtus terrestris*) in den Bez. Potsdam, Erfurt 4v, Dresden 3s.

Feldmaus (*Microtus arvalis*) in fast allen Bezirken der DDR 2v—2a, Bez. Leipzig 4v.

Zwergmaus (*Micromys minutus*) im Bez. Erfurt (Krs. Eisenach 4a.)

Weizensteinbrand (*Tilletia tritici*) im Bez. Halle 3v.

Gerstenflugbrand (*Ustilago nuda*) im Bez. Karl-Marx-Stadt 3v.

Abnorm große Mutterkörner (*Claviceps purpurea*), **Schwärzepilze** (o. n. A.) und **Taubährigkeit** Bez. Leipzig 4v.

Getreideblasenfüße (*Thrips* sp.) im Bez. Karl-Marx-Stadt (Krs. Hainichen auf 641 ha 4a.)

Weizengallmücke (*Contarinia tritici*) in den Bez. Leipzig und Gera 3v.

Queckeneule (*Hadena basilinea*) im Bez. Cottbus (Krs. Luckau auf 700 ha 4a.)

Schwarzbeinigkeit der Kartoffel (*Bacterium phytophthorum*) verbreitet, Befall meistens 3s—3a.

Das Auftreten der Kraut- und Knollenfäule der Kartoffel (*Phytophthora infestans*) in den Monaten Juni und Juli zeigt die Karte 2.

Wurzeltöter (*Rhizoctonia solani*) in den einzelnen Bezirken 3v.

Kartoffelnematode (*Heterodera rostochiensis*) in den Bez. Rostock 4s, Potsdam, Halle, Magdeburg 3s, Frankfurt und Dresden 3v.

Die Verbreitung der Abbaukrankheit der Kartoffeln in den Monaten Juni und Juli ist aus der Karte 3 zu ersehen.

Acarose (*Tetranychus urticae*) in den Bez. Halle, Dresden und Leipzig 3v.

Vergilbungskrankheit der Rüben in den Bez. Cottbus, Frankfurt 3v—4v, Dresden und Leipzig 3s.

Rübenblattwanze (*Piesma quadratum*) in den Bez. Frankfurt und Cottbus 3s.

Rübennekematode (*Heterodera schachtii*) und Derbrüßler (*Bothynoderes punctiventris*) im Bez. Halle 3v.

Rübenaaskäfer (*Blitophaga* sp.) im Bez. Magdeburg 3s.

Rübenschildkäfer (*Cassida* sp.) im Bez. Rostock 3s, in den Bez. Neubrandenburg, Cottbus, Dresden 3v, Potsdam 4v.

Luzerneblattnager (*Phytonomus variabilis*) in den Bez. Schwerin und Halle 4v.

Blattrandkäfer (*Sitona* sp.) an Luzerne im Bez. Halle 3s.

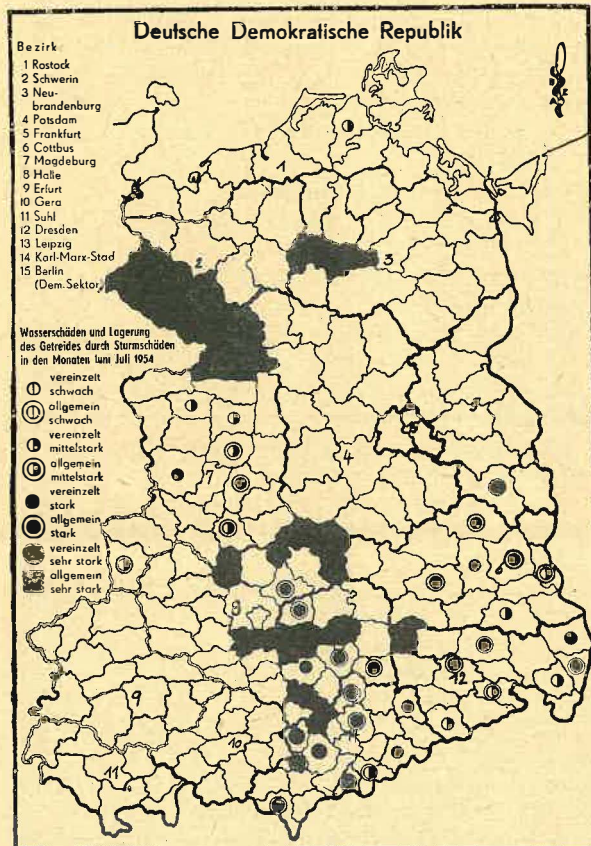


Abb. 1

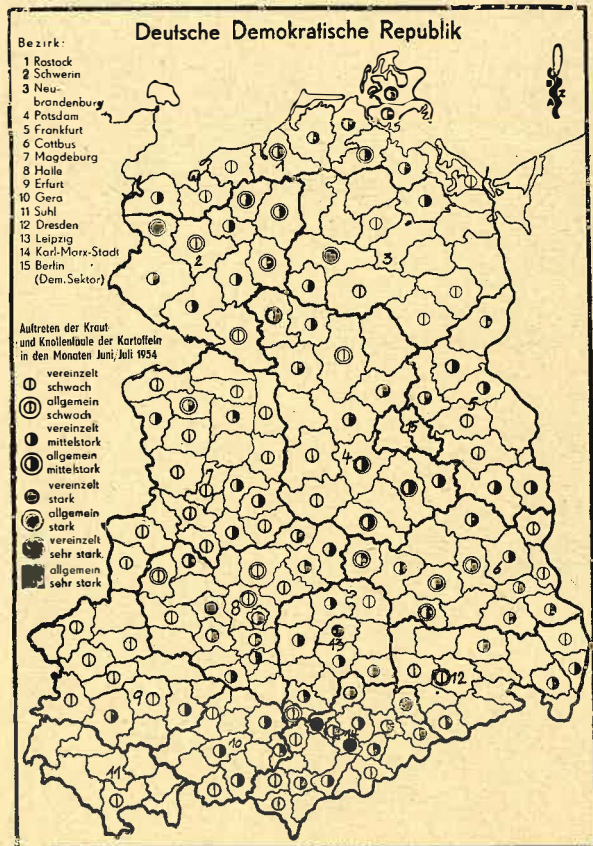


Abb. 2

Gurkenwelke (o. n. A.) in den Bez. Halle 4s, Dresden 4v.

Kohlhernie (*Plasmodiophora brassicae*) in den Bez. Schwerin, Rostock und Leipzig 3v.

Rapsschwärze (*Alternaria brassicae*) im Bez. Karl-Marx-Stadt (Krs. Oelsnitz auf 51 ha 4a).

Dörrfleckenkrankheit an Mohn (*Helminthosporium papaveris*) in den Bez. Halle 3a—4v, Dresden 4s.

Blasenfüße (*Thrips* sp.) an Lein im Bez. Karl-Marx-Stadt 4s.

Erbsenwickler (*Laspeyresia* sp.) in den Bez. Leipzig und Erfurt 3v.

Kohlweißling (*Pieris brassicae*) in den Bez. Rostock 3a, Potsdam und Halle 3v, Leipzig und Karl-Marx-Stadt 3s.

Möhrenfliege (*Psila rosae*) im Bez. Leipzig 4v.

Zwiebelfliege (*Hylemyia antiqua*) in den Bez. Neubrandenburg 3s, Halle 4v.

Kohldrehherzmücke (*Contarinia torquens*) im Bez. Leipzig (Krs. Döbeln auf 180 ha 4a).

Rapsstengelrübler (*Ceuthorrhynchus napi*) im Bez. Magdeburg 4v.

Rübsenblattwespe (*Athalia colibri*) in den Bez. Schwerin, Rostock, Neubrandenburg, Potsdam, Halle 4s, Cottbus, Dresden, Karl-Marx-Stadt 3v, Magdeburg 3s—4v, Leipzig und Erfurt 4v (vgl. auch Karte 4 des Berichtes vom vorigen Monat im Heft 9 unseres Blattes).

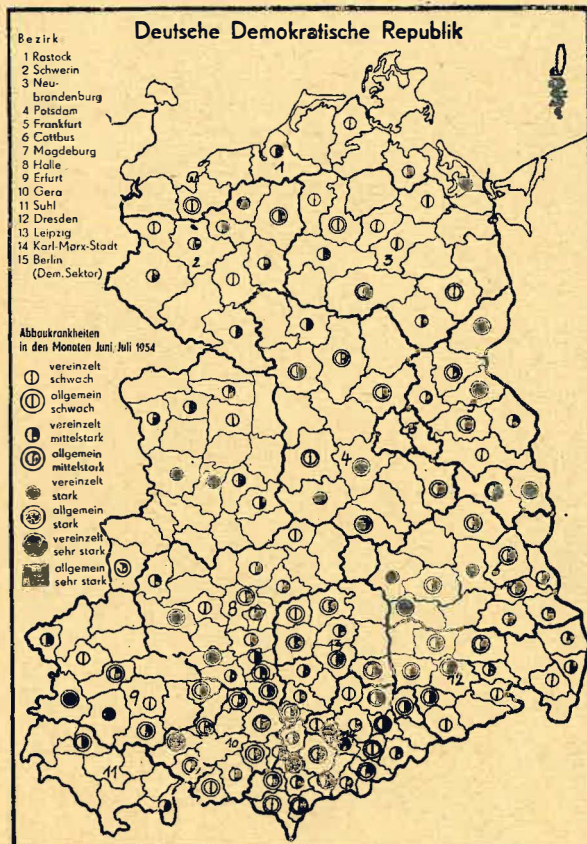


Abb 3

Möhrenblattsauger (*Trioza viridula*) in den Bez. Leipzig und Karl-Marx-Stadt 4v.

Apfelmehltau (*Podosphaera leucotricha*) im Bez. Leipzig 3s.

Schorf an Kernobst (*Fusicladium dendriticum*) in den Bez. Schwerin 3a, Potsdam, Frankfurt, Leipzig, Karl-Marx-Stadt und Erfurt 3s.

Monilia an Steinobst (*Sclerotinia cinerea*) in den Bez. Schwerin, Dresden 3s, Frankfurt, Leipzig 3v, Karl-Marx-Stadt 4v.

Rote Spinne (*Tetranychus* sp.) in Berlin, in den Bez. Leipzig und Karl-Marx-Stadt 3s.

Gespinstmotten (*Hyponomeutha* sp.) im Bez. Halle 4v.

Apfelwickler (*Laspeyresia pomonella*) in den Bez. Schwerin, Cottbus 3a, Neubrandenburg, Potsdam, Halle, Leipzig und Karl-Marx-Stadt 4v, Frankfurt 3s, Magdeburg, Erfurt und Gera 3v.

Pflaumenwickler (*Laspeyresia funebrana*) in den Bez. Cottbus, Karl-Marx-Stadt, Gera 3s, Dresden 3v.

Ringelspinner (*Malacosoma neustria*) in den Bez. Potsdam, Halle 4v.

Schwammspinner (*Lymantria dispar*) im Bez. Frankfurt 4v.

Goldafter (*Nygma phaeorrhoea*) in den Bez. Potsdam, Erfurt 3v, Cottbus, Magdeburg 3a, Halle 3v—5v, Leipzig 4s (vgl. auch Karte 3, S. 138, H. 7 unseres Blattes).

Kirschfruchtfliege (*Rhagoletis cerasi*) in den Bez. Cottbus 4v, Halle und Leipzig 3v.

Pflaumensägewespen (*Hoplocampa* sp.) in den Bez. Karl-Marx-Stadt 3s, Erfurt und Suhl 3v.

Blutlaus (*Eriosoma lanigerum*) in der DDR verbreitet, in den einzelnen Bezirken 3v—3s.

Schildläuse (*Coccidae*) in den Bez. Cottbus 4s und Erfurt 3v.

Amer. Stachelbeermehltau (*Spaerotherca morsuvae*) im Bez. Karl-Marx-Stadt 4v.

Blattfallkrankheit an Johannisbeere (*Pseudopeziza ribis*) in den Bez. Schwerin und Leipzig 4v.

Blattrandkrankheit im Bez. Potsdam (Krs. Pritzwalk) 5v.

Stachelbeerblattwespe (*Pteronurus ribesii*) in den Bez. Dresden 3s, Karl-Marx-Stadt und Erfurt 3v.

Forstgehölze

Folgende Krankheiten und Schädlinge traten an Forstgehölzen in den Bezirken der DDR stark auf:

Kieferschütte (*Lophodermium pinastri*) in Dresden.

Kienzopf (*Peridermium pini*) in Neubrandenburg.

Fichtennadelröte (*Lophodermium macrosporum*) in Dresden.

Rotfäule (o. n. A.) in Rostock, Neubrandenburg, Halle, Erfurt, Gera, Suhl.

Buchenkeimlingspilz (*Phytophthora omnivora*) und Heidelbeerspanner (*Boarmia bistortata*) in Karl-Marx-Stadt.

Maulwurfsgrille (*Gryllotalpa vulgaris*) in Schwerin.

Blattläuse (*Aphidae*) in Halle.

Eschenwollschildlaus (*Fonscolomba fraxini*) in Magdeburg.

Lärchenminiermotte (*Coleophora laricella*) in Erfurt und Suhl.

Eichenwickler (*Tortrix viridana*) in Magdeburg, Gera.

Kiefernspanner (*Bupalus piniarius*) in Neubrandenburg, Potsdam, Magdeburg.

Weidenspinner (*Stilpnotia salicis*) an Linden in Cottbus.

Schwammspinner (*Lymantria dispar*) in Neubrandenburg.

Eichenprozessionsspinner (*Cnethocampa prozessionaea*) in Schwerin und Potsdam.

Kiefernprozessionsspinner (*Cnethocampa pinivora*) in Dresden.

Goldafter (*Nygma phaeorrhoea*) in Cottbus (verbreitet starkes Auftreten), Magdeburg, Halle und Leipzig.

Roter Pappelblattkäfer (*Melasoma populi*) in Frankfurt.

Gr. brauner Rüsselkäfer (*Hylobius abietis*) in Karl-Marx-Stadt, Erfurt und Gera.

Graurüßler (*Cneorrhinus plagiatus*) in Karl-Marx-Stadt.

Eschenbastkäfer (*Hylesinus crenatus*) in Magdeburg.

Gr. und Kl. Waldgärtner (*Blastophagus piniperda* und *B. minor*) in Neubrandenburg.

Engerlinge (*Melolontha*-Larven) in Rostock, Potsdam, Frankfurt, Magdeburg und Dresden.

Kl. Fichtenblattwespe (*Lygaeonematus abietinus*) und Fichtengespinstblattwespe (*Lyda abietis*) in Karl-Marx-Stadt.

Schwarzwild (*Sus scrofa*) in Potsdam, Frankfurt, Cottbus, Magdeburg, Karl-Marx-Stadt und Gera.

Rotwild (*Cervus elaphus*) in Karl-Marx-Stadt.

Rehwild (*Capreolus capreolus*) in Halle

Hasen (*Lepus europaeus*) in Erfurt.

Kurzschwänzige Mäuse (o. n. A.) in Cottbus. M. Klemm

Tagungen

Goldaftertagung

Am 26. August 1954 fand in der Biologischen Zentralanstalt in Kleinmachnow eine Aussprache zwischen wissenschaftlichen Vertretern des landwirtschaftlichen und des forstwirtschaftlichen Pflanzenschutzes über das Auftreten des Goldafters (*Euproctis chrysorrhoea* L.) und die zur Bekämpfung erforderlichen Maßnahmen statt. Zweck der Aussprache war die Klärung der gegensätzlichen, auch in Veröffentlichungen hervorgetretenen Auffassungen des Pflanzenschutzes und des Forstschutzes über die Bekämpfung des Schädlings, der bei seinem anhaltend starken Auftreten in der Deutschen Demokratischen Republik beide Disziplinen in besonderem Maße beschäftigt. An der Besprechung nahmen Vertreter des Ministeriums für Land- und Forstwirtschaft, Abteilung Pflanzenschutz, und der Hauptverwaltung Staatlicher Forstwirtschaftlicher Betriebe, der Institute für Forstwissenschaften, Abteilung Forstschutz gegen tierische Schädlinge in Eberswalde und Tharandt, der Biologischen Zentralanstalt in Kleinmachnow und ihrer Zweigstellen in Halle und Potsdam teil.

In grundlegenden Ausführungen über die wissenschaftlich-technische Zusammenarbeit im land- und forstwirtschaftlichen Pflanzenschutz, deren Veröffentlichung im Nachrichtenblatt erfolgen wird, legte Prof. Dr. KRUEL-Eberswalde dar, daß der Forstschutz aus biologischen, technischen und finanziellen Gründen die chemische Bekämpfung des Goldafters in geschlossenen Waldgebieten ablehnen muß, daß aber in den Grenzgebieten zur Landwirt-

schaft und zum Obstbau eine Zusammenarbeit in der Bekämpfung zwischen Forst- und Landwirtschaft notwendig ist. Die Vertreter des landwirtschaftlichen Pflanzenschutzes berichteten über ihre Erfahrungen und Beobachtungen beim Auftreten des Schädlings und den bisherigen Bekämpfungsaktionen. Das Ergebnis der Diskussion war die folgende einheitliche Auffassung der Teilnehmer:

1. Die Bekämpfung des Goldafters ist unbedingt notwendig bei Obstbäumen sowie in der Gemeindeflur bei Hecken und Gebüsch und auf Straßenbäumen.
2. In Befallsgebieten soll die obligatorische Winterspritzung im Obstbau als Spätwinterspritzung mit DDT- oder DDT + Hexa-Emulsionen angeraten werden.
3. Der administrative Pflanzenschutz in den Bezirken und Kreisen, in denen der Goldafter stark und verbreitet auftritt, muß mit den Staatlichen Forstwirtschaftsbetrieben eng zusammenarbeiten. Diese sollen dort, wo von Waldrändern oder sonstigen Stellen, die zum Staatsforst gehören, ein Befall der Obstbäume oder Straßenbäume droht, aus eigenen Haushaltsmitteln diese Befallsnester bekämpfen.
4. Eine engere Zusammenarbeit zwischen Forstschutz und landwirtschaftlichem Pflanzenschutz muß künftig gegen Schädlinge, die für beide von wirtschaftlicher Bedeutung sind, stattfinden, wobei besonderes Augenmerk auf die Zusammenarbeit in der Prognosestellung zu legen ist.

M. Schmidt

Besprechungen aus der Literatur

BEIER, M., und HEIKERTINGER, F., **Grillen und Maulwurfgrillen**. Die Neue Brehm-Bücherei Heft 119, A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt, 1954.

In sehr anschaulicher Form schildern die Verfasser, unterstützt durch schöne, interessante Freilandaufnahmen, die Lebensweise der Feldgrille, besonders eingehend das Zustandekommen und die Bedeutung ihres melodischen Zirpens sowie ihre Fortpflanzung. Daneben wird aus der Lebensweise des Heimchens, der Waldgrille, der Ameisengrille und des Weinhähnchens berichtet. Die kurze Darstellung der Biologie und Bekämpfung der Maulwurfgrille fordert zur Kritik heraus. Daß die Tiere trockene Örtlichkeiten bevorzugen, ist nicht richtig. Durch Fanggruben las-

sen sich die Werren kaum anlocken, die Anwendung von Schwefelkohlenstoff ist praktisch nicht durchführbar, überdies wenig wirksam. Es erscheint sehr bedenklich, die alten Rezepte zur Selbstherstellung von Giftködern unter Verwendung von Arsenik zu empfehlen. Cortilan-Neu ist kein Hexa-, sondern ein Chlordan-Köder. M. SCHMIDT

MOHR, E., **Die freilebenden Nager Deutschlands und der Nachbarländer**. VEB Gustav Fischer, Jena 1954, 3. überarbeitete Auflage, 212 Seiten, 200 Abbildungen im Text, geb. DM 13,18.

Die im Jahre 1950 erschienene 2. Auflage des Buches (vgl. Referat S. 197, H. 9, Jahrg. 5 unseres Blattes) war bereits in etwa zwei Jahren vergriffen.

Ein Zeichen, daß bei uns ein großer Bedarf an Büchern über unsere freilebenden Nager besteht und das Interesse an diesen Tieren zunimmt. Der Text der neuen Auflage ist den neuesten Erkenntnissen entsprechend umgearbeitet und um etwa 60 Seiten erweitert. Die Zahl der Abbildungen wurde von 140 auf 200 erhöht und z. T. durch neue ersetzt. Bei der Umarbeitung der vorliegenden Auflage wurden die Kritik und Vorschläge zahlreicher bekannter Fachwissenschaftler des In- und Auslandes und die von ihnen bereitgestellten Bilder von der Verfasserin ausgewertet. Die Einteilung des Stoffes ist im allgemeinen die gleiche geblieben. Von besonderem Interesse für die in der Schädlingsbekämpfung tätigen Kollegen ist u. a. der Abschnitt über die Kennzeichen, Vorkommen der einzelnen Arten, Bestimmungsschlüssel, Trittsiegel und Fährten, Nagespuren und Schäden, Losung, Nester, Bauten und Gänge sowie ausführlich behandelte Mäuseplagen (S. 169—178). Bei der Erörterung der Massenvermehrung und Populationszusammenbrüche wurden vor allem die Ergebnisse der neueren Untersuchungen von F. FRANK (Oldenburg) berücksichtigt und die geschichtlichen Angaben über die Mäuseplagen in Europa kurz angeführt. Die wirtschaftliche Bedeutung der einzelnen Arten für die Land- und Forstwirtschaft wurde nur ganz kurz gestreift. Die Behandlung der Bekämpfungsmethoden der schädlichen Nager liegt außerhalb des Rahmens des vorliegenden Buches und wurde übergangen. Die Ausstattung des Buches und Wiedergabe der zahlreichen Abbildungen sind gut. Der neue, bedeutend erhöhte Preis kann nicht als übermäßig bezeichnet werden und wird der Verbreitung bei Fachkollegen kaum hinderlich sein.

M. KLEMM

WENZL, H., Beobachtungen zur Frage der Überwinterung des Vergilbungsvirus in den österreichischen Zuckerrübengebieten. Pflanzenschutz Berichte 12, 1954, 5/6, 88—94.

Verfasser fordert regionale Untersuchungen über die Bedeutung der einzelnen bekanntgewordenen Winterwirte des Vergilbungsvirus der Rüben, um unter den jeweiligen Klima- und Wirtschaftsverhältnissen die ausschlaggebenden Überwinterungsmöglichkeiten herausstellen zu können. Die in den Jahren 1952 und 1953 angestellten Beobachtungen beziehen sich auf die wichtigsten österreichischen Rübenanbaugebiete (Niederösterreich, Oberösterreich, Burgenland). Es zeigte sich, daß es ausschließlich in der Umgebung vergilbungsranker Rübensamen-trägerbestände zu nennenswertem Frühauftreten der Vergilbungskrankheit kam. In der Nähe von Samen-spinat-Beständen wurde kein stärkeres Auftreten der Krankheit beobachtet. Die Bedeutung eingelagerter Futterrüben für die Überwinterung ist gering, da Feldmieten im Beobachtungsgebiet selten angelegt werden. An austreibenden Futterrüben in Kellern und Erdgruben konnte nur die Kellerausbreitung (*Rhopalosiphoninus latysiphon*) fest-

gestellt werden. Auf dem Feld zurückbleibende Rüben scheiden als bedeutender Faktor aus, da dieses Bild in weiten Teilen Österreichs völlig unbekannt ist. Auch mit dem Austrieb der Blattmieten kann unter den klimatischen Bedingungen nicht gerechnet werden. Über die Bedeutung der Unkräuter für die Überwinterung des Vergilbungsvirus liegen noch keine genauen Ergebnisse aus den genannten Gebieten vor. Die in Österreich gewonnenen Erfahrungen fordern dort in erster Linie die Ausschaltung der durch den Rübensamenbau hervorgerufenen Schäden.

A. RAMSON

Klima-Atlas von Baden-Württemberg

75 Karten, 9 Diagramme und Erläuterungen.

Der vorliegende, unter Leitung von Prof. KNOCH zusammengestellte Klima-Atlas von Baden-Württemberg stützt sich mit seinen Karten, wie auch der Klima-Atlas für das Gebiet der DDR (vgl. unsere Zeitschrift 7, H. 12, S. 240), im wesentlichen auf die Auswertung des im Band 1 der Klimakunde des Deutschen Reiches (Reichsamt für Wetterdienst Berlin 1939) veröffentlichten Zahlenmaterials aus den Jahren 1891—1930. Wie bekannt, ist das fast fertige Kartenwerk des Band 2 ein Opfer des Brandes im letzten Krieg geworden, deshalb ist die Neuanfertigung der Klimakarten besonders zu begrüßen. Für beide Atlanten wurde der gleiche Maßstab der internationalen Weltkarte 1 : 1 Mill. gewählt. Die Zahl und Auswahl der gebrachten Karten ist jedoch in den beiden Werken z. T. verschieden. Zu begrüßen ist im vorliegenden Atlas die Veröffentlichung der Karten mit der mittleren täglichen Sonnenscheindauer, der mittleren Zahl der trüben Tage sowie der Zahl der Tage mit Schneedecke. Leider sind nur die mittleren Niederschlagssummen monatlich in den einzelnen Karten dargestellt. (Karten 38—51.) Für die anderen Witterungselemente wurden lediglich die Jahreswerte sowie einige extreme Monate berücksichtigt. Besonders erwünscht wäre, wenn die Monatsmittel der mittleren Temperaturen und der o. a. Sonnenscheindauer sowie die Zahl der trüben Tage monatlich kartiert werden. Die Zahl der beigegebenen phänologischen Karten (7) ist für die Bedürfnisse der Landwirtschaft noch zu niedrig. Sehr willkommen ist u. a. die dabei-gebrachte Karte über den mittleren Beginn des Kartoffelaufgangs (Nr. 70) und die Karte (Nr. 75) mit den Klimabezirken, deren Erläuterung in der Beilage, die die richtige Auswertung der Karten erleichtert, zu finden ist. In den Diagrammen (76—84) wurden die Extremwerte und die Streuung einiger Witterungselemente in mehrjährigen Durchschnittswerten sowie in extremen Jahren wiedergegeben. Am Schluß der Erläuterung folgt eine zusammenfassende Schilderung des Jahresablaufs der Witterungs- und phänologischen Erscheinungen in Baden-Württemberg.

Die große geleistete Gemeinschaftsarbeit der zahlreichen Beobachter und Meteorologen sowie die gute Ausstattung des Werkes finden bei jedem Benutzer des Klima-Atlases eine besondere Anerkennung.

M. KLEMM

Herausgeber: Deutsche Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin. — Verlag Deutscher Bauernverlag, Berlin C 2, Am Zeughaus 1/2; Fernsprecher: 20 04 41; Postscheckkonto: 439 20. — Schriftleitung: Prof. Dr. A. Hey, Kleinmachnow, Post Stahnsdorf bei Berlin, Stahnsdorfer Damm 81. — Erscheint monatlich einmal. — Bezugspreis: Einzelheft 2,— DM, Vierteljahresabonnement 6,— DM einschließlich Zustellgebühr. — In Postzeitungsliste eingetragen. — Bestellungen über die Postämter, den Buchhandel oder beim Verlag. — Anzeigenverwaltung: Deutscher Bauernverlag, Berlin C 2, Am Zeughaus 1/2; Fernsprecher: 20 04 41; Postscheckkonto: 443 44. — Veröffentlicht unter Lizenz-Nr. 1102 des Amtes für Literatur und Verlagswesen der DDR. — Druck: (13) Berliner Druckerei, Berlin C 2, Dresdener Straße 43. Nachdrucke, Vervielfältigungen, Verbreitungen und Übersetzungen in fremde Sprachen des Inhalts dieser Zeitschrift — auch auszugsweise mit Quellenangabe — bedürfen der schriftlichen Genehmigung des Verlages.