

Methoden zum Nachweis tierischer Schädlinge in Getreidevorräten

Autor(en): **Wyniger, René**

Objektyp: **Article**

Zeitschrift: **Mitteilungen der Entomologischen Gesellschaft Basel**

Band (Jahr): **32 (1982)**

Heft 3

PDF erstellt am: **22.07.2024**

Persistenter Link: <https://doi.org/10.5169/seals-1042476>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.

Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.

Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

METHODEN ZUM NACHWEIS TIERISCHER SCHÄDLINGE IN GETREIDE-
VORRÄTEN

R. Wyniger

Vorrats- und Materialschädlinge bedrohen in allen Ländern der Erde jährlich grosse volkswirtschaftliche Werte. Hierbei handelt es sich sowohl um Erntegut verschiedenster Kulturpflanzen als auch um Fertigwaren. Da diese Vorräte meist hochwertige, örtlich konzentrierte Güter sind, kann die durch verschiedene tierische Organismen verursachte Schädigung in kurzer Zeit beträchtlich sein; dies umsomehr als die Schädlinge in den eng begrenzten Biotopen wie es ein Silo, Schüttdoden etc. darstellt, oft über relativ lange Zeit ein gleichmässiges Klima und Nahrungsangebot vorfinden. Weiter leisten der Mangel an natürlicher Antagonisten und die Artenarmut der Massenvermehrung Vorschub. Die meist kosmopolitisch auftretenden Vorratsschädlinge unter den Insekten und Milben gehören den verschiedensten Ordnungen an, weisen aber gewisse oekologische Gemeinsamkeiten auf. Sie finden sich deshalb oft vergesellschaftet in ein und demselben Substrat. Für den Entomologen, insbesondere aber für den Praktiker in der Lagerhaltung, ist ihre Isolation bzw. ihr Nachweis im Substrat als erste Massnahme zu ihrer Bekämpfung zu verstehen. Für die Wahl der Nachweismethoden haben wir zu unterscheiden zwischen den Schädlingen, die ihre larvale Entwicklung im Korninnern durchlaufen und solchen, deren Larven sich ausserhalb des Kornes aufhalten und entwickeln. Neben dem Erkennen der betreffenden Schädlingsart ist vor allem auch die Kenntnis der wichtigsten Lebensdaten des Schadorganismus und seiner typischen Beziehung zur Umwelt notwendig. Es sind deshalb die biologischen und morphologischen Daten, aber auch die reizphysiologischen Verhaltensweisen der verschiedenen Entwicklungsformen der Schädlinge in unsere Ueberlegungen miteinzubeziehen. Dies besonders darum, weil ausser der geringen Nahrungsspezialisierung der Vorratsschädlinge die abiotischen und biotischen Faktoren im Biotop beziehungsweise in den Vorräten günstig vorliegen können. So ist das Vorkommen von Staubläusen und Milben weniger von einem bestimmten Nahrungssubstrat als von hoher relativer Luftfeuchtigkeit des Mikroklimas abhängig. Demnach beeinflussen biologische und ökologische Bedingungen im Lebensraum des Schädlings dessen Verbreitung und Aufkommen.

Abiotische Einflüsse auf das Verhalten der Schädlinge

In lagernden Vorräten entstehen oft, wenn auch nur partiell und temporär, durch Mikroorganismen oder fermentative Prozesse verursachte "warme Stellen" oder "Nester", durch welche Kornkäfer oder andere Schädlingsar-

ten angelockt werden. Die Lockwirkung von Weizen mit verschiedenem Wassergehalt auf Kornkäfer ist aus den Resultaten eines nachfolgend beschriebenen Laborversuchs ersichtlich.

Tab. 1: Lockwirkung von Weizen verschiedener Feuchtigkeitsgrade auf Kornkäfer

Feuchtigkeit in %	Anzahl Käfer nach 12 Tagen	F1-Generation Anzahl Käfer
5	0	0
7	2	0
9	25	157
11	61	688
13	89	1160

Die ermittelten Werte zeigen deutlich die steigende Präferenz des Kornkäfers für Weizen mit steigendem Wassergehalt. Ebenso deutlich ist das gesteigerte Entwicklungspotential der F1-Generation ersichtlich.

Versuchsanordnung

Ein Behälter mit 100 l Inhalt wird mit getrocknetem Weizen (Manitoba) zu dreiviertel gefüllt. Die Weizenproben mit verschiedenem Feuchtigkeitsgehalt (der Weizen wird vorgängig im Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und anschliessend mit der notwendigen Wassermenge versehen) werden in 500 ml fassende Einmachgläser randständig eingefüllt und unverschlossen in die Weizenmenge des Behälters in gleichmässigem Abstand und 30 cm tief eingegraben. 24 Stunden danach werden 1000 Kornkäfer auf der Weizenoberfläche des Behälters gleichmässig verteilt. Der Behälter befindet sich im verdunkelten Raum bei 20 Grad Celsius. Der Versuch wird doppelt ausgeführt. Zur Resultatermittlung werden die Probengläser nach 12 Tagen dem Behälter entnommen und die darin sich befindenden Käfer gezählt und die käferfreien Weizenproben zwecks Bestimmung der F1-Generation nach 12 Wochen bei 25 Grad Celsius gehalten.

Die Temperatur- und Feuchtigkeitspräferenz vieler Insekten und Milben steht aber auch im Zusammenhang mit der Lichtflucht. Man kann sich davon leicht überzeugen, indem man Befallsproben mit einer Glühbirne belichtet. Die meisten Tiere laufen dann von der Lichtquelle weg und suchen nach einem Versteck. Diese sogenannte negative Phototaxis ist aber nicht obligat, sondern kann sich im Lebensverlauf eines Individuums ändern, das heisst das Licht wirkt anlockend. Diese Verhaltensänderung ist beispielsweise zu beobachten bei Mottenweibchen nach erfolgter Reifung beziehungsweise Entwicklung der Eierstöcke oder bei Kornkäfern beim Aufsuchen optimaler Wärmequellen.

Eine weitere Verhaltensweise vieler Insektenarten, die beim Nachweis ebenfalls berücksichtigt werden sollte, ist die Thigmotaxis. Hierbei versuchen die Tiere einen möglichst grossen Teil der Körperfläche mit der Unterlage in Kontakt zu bringen. Thigmotaxis und Lichtflucht verursachen zusammen das Aufsuchen von Verstecken und das Eindringen ins Innere eines Substrates (Getreide usw.).

Nachweis von Insekten und Milben in Vorräten

Mit der Berücksichtigung der Verhaltensweise von Vorratsschädlingen wird

die Möglichkeit ihrer Ermittlung verstärkt. Zum quantitativen und qualitativen Nachweis von Insekten und Milben in Vorräten bieten sich verschiedene Methoden an. Die Möglichkeit der räumlichen und örtlichen Verlagerung der Vorräte mit technischen Hilfsmitteln erleichtert die quantitative Ermittlung des Schädlings wesentlich. Für die Taxierung der Befallsstärke in Getreide, Futtermitteln und anderen Vorräten wird üblicherweise die Anzahl der Schädlinge per 1 Liter Substrat angegeben. Nach ANDERSEN handelt es sich bei Kornkäfern um

- schwachen Befall bei bis zu 10 Käfern per 1 Liter Getreide;
- mittleren Befall bei bis zu 100 Käfern per 1 Liter Getreide;
- starken Befall bei bis zu 200 Käfern per 1 Liter Getreide.

Nicht zu übertragen ist diese Bonitierung für Milben- und Staublausbefall - die entsprechenden Werte der Populationsdichte liegen hier weit höher. Die Angabe des Schädlingbefalls mit bonitierenden beziehungsweise quantifizierenden Ausdrücken ist ebenfalls vorsichtig zu handhaben und sollte lediglich informativen Charakter haben. Im Interesse einer seriösen Lagerhaltung unter Erhalt der Qualität, insbesondere der Pflichtlagerung, sind für die Praxis und die Dispositionen von Bekämpfungsmassnahmen nur die Begriffe "kein Befall" und "Befall" akzeptabel.

Die nachfolgend beschriebenen Nachweismethoden sind in ihrer technischen Konzeption verschieden und ihre Anwendung daher von den Betriebsfazilitäten abhängig. Die empfohlenen Verfahren erheben keinen Anspruch auf Vollständigkeit - es sind Hilfsmittel, die in der Hand des Praktikers auf die jeweiligen Bedürfnisse zugeschnitten und verbessert werden können (Tab. 2).

Tab. 2: Übersicht über die Anwendbarkeit der Nachweismethoden

Schädling	adult	larval	Ei
1 Kornkäfer	1,2,3,4	8,9,10,11	9,10
2 Reiskäfer	1,2,3,4	8,9,10,11	9,10
3 Getreidekapuziner	1,2,3,4	8,11	
4 Reismehlkäfer	1,2,3,4,5	1,2,3,4,5,7	6,7
5 Getreideplattkäfer	1,2,3,4,5	1,2,3,4,5,7	6,7
6 Leistenkopflattkäfer	1,2,3,4,5	1,2,3,4,5,7	6,7
7 Getreidemotte		8,11	6,7
8 Mehlmotte		1,2,3,4,5	6,7
9 Dörrobstmotte		1,2,3,4,5	6,7
10 Heumotte		1,2,3,4,5	6,7
11 Staublaus	1,2,3,4,5,7	1,2,3,4,5,6,7	6,7
12 Mehlmilbe	1,2,3,4,5,7	1,2,3,4,5,6,7	6,7
13 Käsemilbe	1,2,3,4,5,7	1,2,3,4,5,6,7	6,7
14 Hausmilbe	1,2,3,4,5,7	1,2,3,4,5,6,7	6,7

Zahlen = Nummer der Methodenbeschreibung

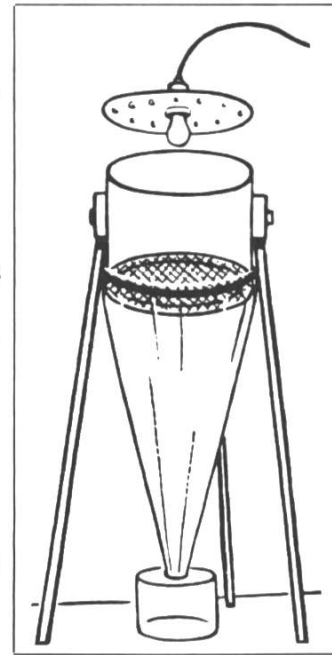
Methoden zum Nachweis externer und interner Entwicklungsstadien

Nachweis externer Stadien mittels Licht

Methode 1: Die Probe wird in dünner Schicht (0,5-1 cm) auf eine Fläche von 2- 3 dm² auf weissem Papier (Filterpapier) ausgelegt und mit einer peripher montierten 100 W-Glühbirne aus 30 bis 40 cm Distanz beleuchtet. Phototaktisch negative Insekten und Milben verlassen die Probe auf der dem Licht abgewandten Seite und können dort nach wenigen Minuten festgestellt werden. Das Entweichen von Schädlingen wird verhindert, indem die Auflagestelle der Probe von einem 2 bis 3 cm breiten Vaseline- oder Paraffinölgürtel umgeben wird.

Nachweis externer Stadien mittels Licht und Wärme (modifizierter Berlese-Apparat)

Methode 2: Es wird ein zylindrischer Behälter verwendet, etwa 15 cm hoch und 15 bis 20 cm im Durchmesser, dessen Boden aus Metallgaze (Maschenweite 2 mm) besteht und der trichterförmig in ein Sammelgefäß, beispielsweise eine Flasche, führt. Die Probe wird in 1 bis 2 cm dicker Schicht auf dem Gazesieb ausgebreitet. Anschliessend erwärmt man das Material von oben her vorsichtig und langsam mit einer Glühbirne, die im Deckel fixiert sein kann. Das Licht und die nach unten fortschreitende Wärme und Austrocknung bewirken das Abwandern vorhandener Tiere nach unten in das Sammelgefäß. Um danach ein Abwandern der Tiere aus dem Sammelgefäß zu verhindern, werden die Wände des Sammelgefäßes mit Talkum eingerieben oder aber das Sammelgefäß wird mit einer Konservierungsflüssigkeit (Alkohol 50% + 5% Glycerin) 2 bis 3 cm hoch gefüllt.



Nachweis externer Stadien mittels Schiebesieb (modifiziert nach Blöchlinger)

Methode 3: Zur Aufnahme der Getreideproben dient ein rechteckiger Holzrahmen (30 x 45 x 10 cm) mit Metallgazeboden (Maschenweite 1,5 mm) und beidseitig angebrachten Holzleisten, die einem zweiten, darunterliegenden 8 bis 10 cm hohen Behälter aufliegen und eine Führung zum Sieben, das heisst Hin- und Herschieben, gestatten. Die das Sieb passierenden Teilchen werden von einer über die Schmalseite auswechselbaren Papierunterlage oder Metallwanne im unteren Behälter aufgenommen und können mit der Handlupe kontrolliert werden.

Nachweis externer Stadien mittels Prüfsieb/Retsch.

Methode 4: Das Prüfsieb besteht aus einer Metalldose mit Deckel von 20 cm Durchmesser und 5 cm Höhe mit Metallgazeboden. Die Dosen sind mit Gaze verschiedener Maschenweiten erhältlich. Durch das Uebereinandersetzen und Schütteln von 3 bis 4 Dosen mit nach unten zunehmend dichterem Maschenweite wird die in die oberste Dose eingefüllte Probe von den darunter liegenden in Fraktionen unterteilt. Das die letzte Dose passierende Material sowie jenes in der darunter liegenden Dose wird vorteilhaft unter einer Glühlampe in dünner Schicht ausgebreitet. Mit der Lupe können durch Wärme und Licht aktivierte Insekten und Milben leicht festgestellt werden.

Nachweis externer Stadien mittels Schüttelbehälter

Methode 5: Der Schüttelbehälter (modifiziert nach Prüfsieb) besteht aus einer Macrolonwanne (25 x 40 x 16 cm) mit auswechselbarem, 6 cm breitem Rahmen dessen unterer Abschluss ein Metallgazeboden (Maschenweite 1,5 mm) bildet, der etwa 3 cm über dem Wannenboden liegt. Nach oben schliesst ein dicht sitzender Deckel den Rahmen ab. Die Probe wird auf dem Metallgazeboden in dünner Schicht ausgelegt, der Deckel des abgesetzten Rahmens aufgelegt und sodann der Behälter ruckartig hin und her geschüttelt. Der geschlossene Be-

hälter erlaubt das staubfreie Arbeiten mit Getreideproben. Der Siebrückstand wird dann an Licht und Wärme ausgesetzt, um abwandernde Insekten und Milben festzustellen. Andere Entwicklungsstadien wie Eier und Puppen können im Rückstand nachgewiesen werden.

Nachweis externer Stadien mittels Sedimentation

Methode 6: Die Probe (50-100 g) wird in ein Einmachglas oder einen Joghurtbecher gebracht und mit einer Waschlösung übergossen, bis diese 1 bis 2 cm übersteht.

Beispiel: 50 g Weizen (Gerste, Mais usw.)
100 ml Waschlösung (1 l Wasser mit Zusatz von 5 ml Extravon)

Die durchnässte Probe wird 1 bis 2 Stunden stengelassen und währenddem einige Male mit einem Löffel oder Stab gut durchgerührt. Danach giesst man die Waschlösung durch ein Sieb (Maschenweite 1-2 mm) und einen Trichter in den an einem Stativ fixierten Scheidetrichter. Um den Auswascheffekt zu erhöhen, spült man die Körner ohne Wartezeit nochmals ein- bis zweimal mit der gleichen Menge frischer Waschlösung durch und giesst diese dann ebenfalls in den Scheidetrichter. Nach 1-2 Stunden öffnet man den Hahn des Scheidetrichters und fängt das etwa 1 bis 2 cm hohe Sediment in einem geeigneten Gefäss (Joghurtbecher) auf. Das Auszählen eventuell vorhandener Milben usw. erfolgt vorteilhaft mit einer Zählkammer, in die 1 ml des Sediments mit einer Pipette verbracht wird. Zuzolge der geringen Grösse von Milben, Staubläusen, Eiern usw. empfiehlt sich zum Betrachten beziehungsweise Untersuchen des Sediments die Verwendung einer Binokularlupe oder einer starken Handlupe.

Nachweis externer Stadien mittels Kochsalzlösung

Methode 7: Für den Nachweis von Milben und sehr kleinen Käferlarven, Motenrüpchen und Staubläusen wird die Probe (Weizen usw.) in ein Gefäss mit weiter Oeffnung, wie beispielsweise einen Joghurtbecher, gegeben und mit 10%iger Kochsalzlösung überstehend begossen (wie Methode 8) und anschliessend mit einem Stab bis zur vollständigen und guten Benetzung gerührt. Die spezifisch leichteren Milben etc, sammeln sich an der Oberfläche und können unter der Binokularlampe mühelos gesehen werden.

Nachweis interner Stadien

Nachweis interner Stadien mittels Natriumsilikat

Methode 8: Die zu prüfenden Körner werden in Natronwasserglas 38 bis 40° Baumé (in Drogerien und Apotheken erhältlich), das mit Wasser im Verhältnis 1:1 verdünnt (spezifisches Gewicht 1,19) ist, eingelegt. Durch kräftiges Rühren mit einem Stab werden die Körner gut benetzt und die Luftblasen entfernt. Während gesunde Körner oder solche, die Eier beziehungsweise Junglarven enthalten, auf den Boden des Gefässes absinken, schwimmen mit weitentwickelten Larven und Puppen besetzte Körner an der Oberfläche. Ebenso sammeln sich an der Oberfläche lädierte und missgebildete Körner. Es empfiehlt sich deshalb, einige Körner mit dem Fingernagel zu spalten und auf ihren Inhalt zu prüfen.

Nachweis interner Stadien mittels Färbung (nach Gossens)

Methode 9: 25 bis 50 g Körnerprobe werden in einen entsprechend grossen Zylinder aus Glas, Metall oder Metallgaze, beispielsweise ein Tee-Ei, gebracht. Bei der Verwendung eines Glas- oder Metallzylinders sollen Boden und Deckel aus Gaze bestehen, damit die Flüssigkeit beim Eintauchen des Zylinders gut eindringen und wieder **abtropfen** kann. Als erste Behandlung wird die Probe in eine Tensidlösung eingetaucht (1 l Wasser versetzt mit einigen Tropfen Tinovetin YU oder Ultravon). Der Behälter wird dann einige Male in der Tensidlösung hin und her geschwenkt und zum Abtropfen auf eine saugfähige Unterlage (Baumwolltuch) gestellt. Anschliessend wird der Behälter für 2 bis 3 Minuten in Gentiana-Violett-Lösung (10 Tropfen einer 1%-wässrigen Stammlösung in 50 ml Alkohol 95%) getaucht. Danach wird die so gefärbte Probe während einer halben Minute in klarem Leitungswasser gespült. Bei der Betrachtung der so behandelten Körner erscheinen die Eiablagestellen (Bohrstellen der Kornkäfer) als purpurrote Punkte, die mit einer Handlupe bei fünf- bis siebenfacher Vergrösserung gut sichtbar sind.

Nachweis interner Stadien mittels fluoreszierender Substanzen (nach Milner et al.)

Methode 10: Bei der Anwendung dieser Methode wird die Körnerprobe, wie für Methode 9 beschrieben, in einem für Flüssigkeiten durchlässigen Behälter deponiert und für 1 bis 2 Minuten in eine Lösung von Berberine-Sulfat (20 mg pro 1 l Wasser) eingetaucht. Anstelle dieses Chemikals kann auch Thioflavin oder Primulin verwendet werden. Nach dieser Behandlung ist kein Waschen der Körner nötig - sie können sofort unter der Quarzlampe mit einer Handlupe auf Einstichstellen des Korn- oder Reiskäfers geprüft werden. Die Einbohrstellen erscheinen als gelb-orange Punkte.

Nachweis interner Stadien mittels Röntgenaufnahmen

Methode 11: Die Probe, zum Beispiel Weizen- oder Maiskörner, werden einschichtig auf einer dem Röntgenfilm aufliegenden Glasplatte ausgelegt. Bei 10 kV, 20 mA ergibt sich für Weizen eine Expositionszeit von 60 Sekunden, für Mais eine solche von 300 Sekunden. Auf dem entwickelten Film sind die in den Körnern sich befindenden Entwicklungsstadien der Schädlinge gut sichtbar.

Weitere in der Praxis nur bedingt anwendbare qualitative Nachweismethoden für interne Stadien finden sich hauptsächlich in der amerikanischen Literatur. Nachfolgend einige Beispiele:

- Nachweis mittels Ninhydrin.

Die Körner werden in einen speziell konstruierten Apparat (Ashman Simon Infestation Detector) gebracht und passieren dann eine Walze, die mit Ninhydrin-imprägniertem Filterpapier belegt ist. Eier, Larven oder Puppen, die beim Brechen der Körner verletzt werden, hinterlassen auf dem Filterpapier purpurrote Flecken (Reaktion von Ninhydrin mit Amino- und Keto-säuren).

- Nachweis durch Kohlendioxidbestimmung.

Die gezogene Probe wird für 24 bis 48 Stunden bei gleichbleibender Temperatur in speziellen, luftdichten Kammern gehalten. Ein erhöhter Gehalt an Kohlendioxid im Vergleich zur Standardprobe weist auf möglichen Befall hin.

- Phonographischer Nachweis.

Nach Adams bringt man die Körner in eine schalldichte Dose, die an ein hochempfindliches Mikrophon angeschlossen ist. Ueber einen Ultralautsprecher (Oscilloscope) sind die Geräusche hörbar, die beim Fressen und Bewegen der Larven in den Körnern entstehen.

Zusammenfassung

Biologische und ökologische Bedingungen während des Transports und der Lagerung der verschiedenen Getreidesorten beeinflussen auch massgeblich das Zuwandern, Verhalten und die Entwicklung tierischer Schadorganismen. Der Qualitätskontrolle über Insekten- und Milbenbefall des Lagergutes kommt grösste Bedeutung zu. Die für den quantitativen und qualitativen Nachweis von Vorratsschädlingen bestgeeigneten Methoden werden beschrieben, wobei die Wahl der geeignetsten meist von der technischen Ausrüstung des Betriebs abhängt. Die Methoden berücksichtigen die Entwicklung der Schädlinge - sie sind unterteilt und aufgelistet in solche, deren larvale Stadien sich im Korninnern und aussen auf dem Korn entwickeln.

Resumé

Les conditions biologiques et écologiques dans lesquelles s'effectuent le transport et le stockage des différentes sortes de céréales exercent également une influence déterminante sur l'invasion, le comportement et le développement des divers organismes animaux nuisibles. Le contrôle de la qualité en ce qui concerne la présence d'insectes et d'acariens dans la marchandise stockée a une grande importance. L'auteur décrit les meilleures méthodes de dépistage quantitatif et qualitatif des ravageurs de denrées; le choix de la méthode la plus efficace dépend en général de l'équipement technique de l'entreprise. Les méthodes décrites tiennent aussi compte du développement des ravageurs; ces derniers sont subdivisés et classés en espèces dont les stades larvaires se déroulent à l'intérieur et à l'extérieur du grain.

Summary

Environmental and biological conditions encountered during transport and storage have a direct influence on the immigration of pests into grain and on their subsequent behaviour and the development of infestation. The quality control of grain during storage for insect and mite infestation is extremely important. The most suitable methods for qualitative and quantitative evaluation of stored products pest infestations are described. The methods take into consideration the biology of the pest and are divided according to whether the larval stage is to be found within the grain kernel or outside it. They range from the simple to the sophisticated and the most appropriate can be chosen according to the technical facilities available.

Vortrag an der 2. Informationstagung über Vorratsschutz, Bern, April 1981, der Schweizerischen Genossenschaft für Getreide und Futtermittel. Erstpublikation in SWISS FOOD 4 (1982).

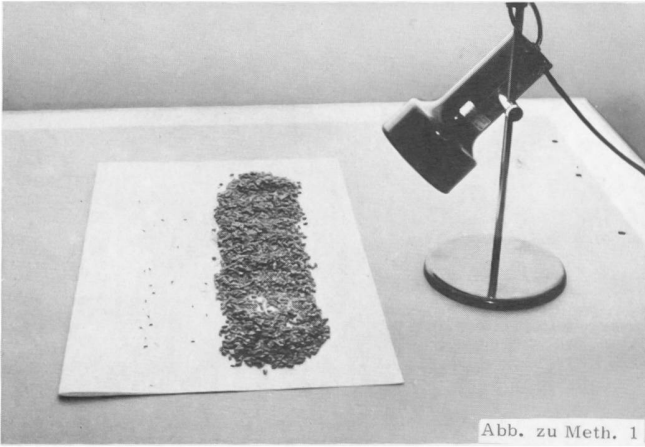


Abb. zu Meth. 1

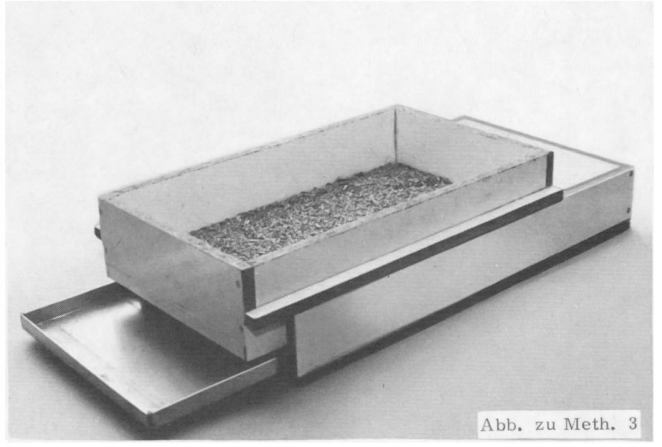


Abb. zu Meth. 3



Abb. zu Meth. 4

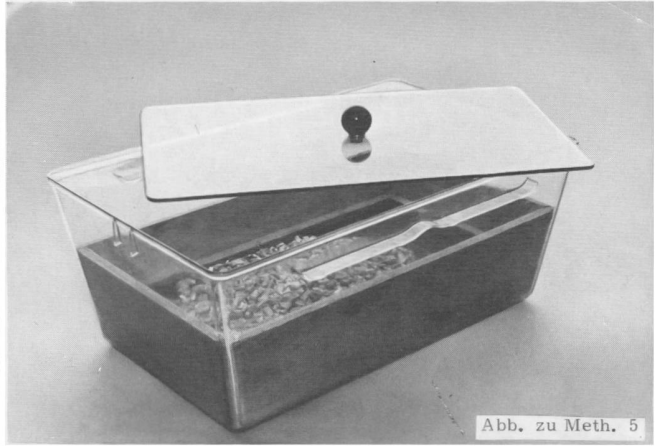


Abb. zu Meth. 5

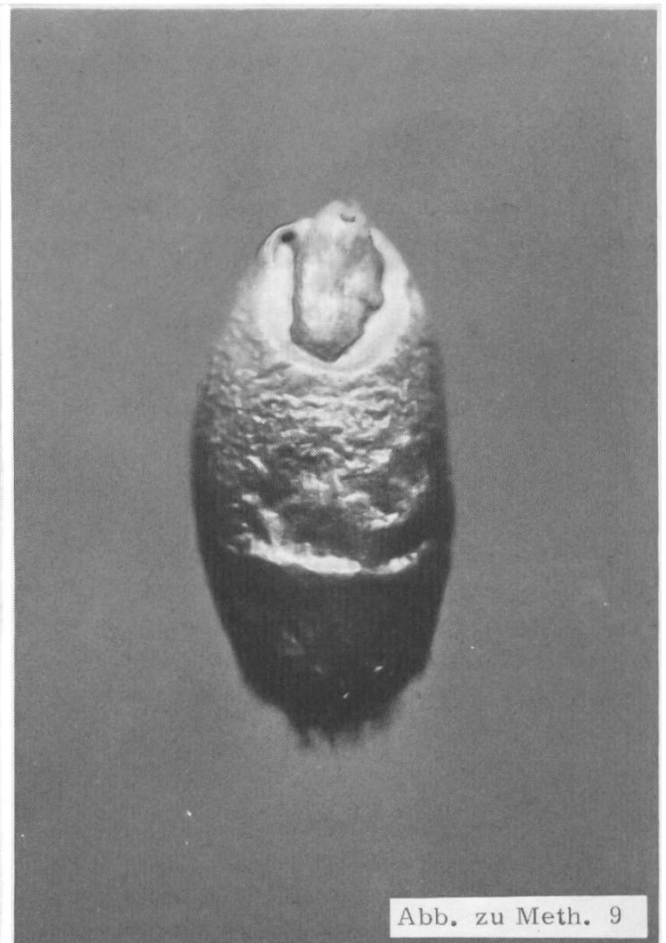
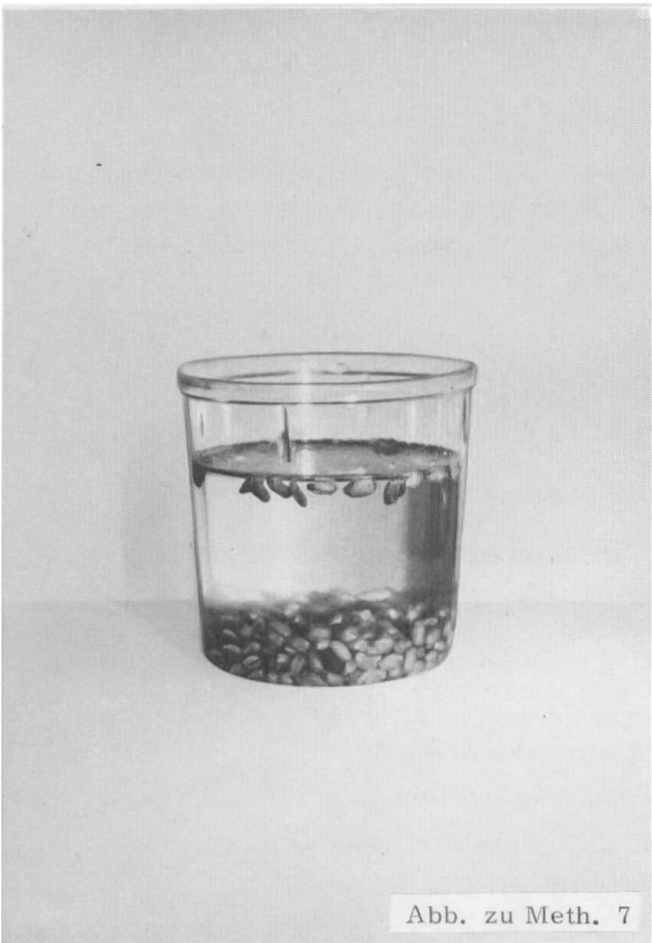
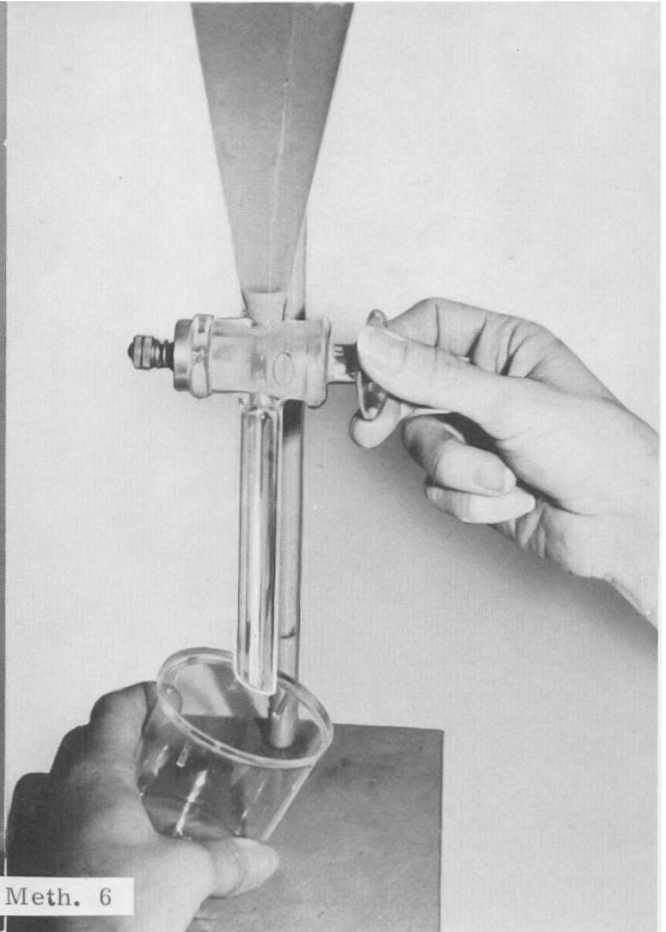
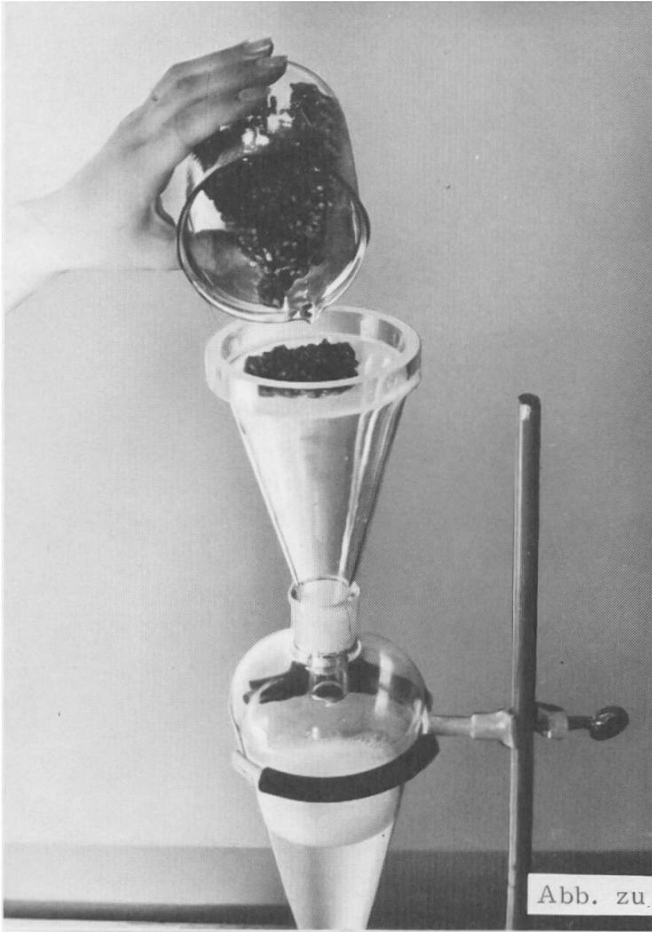




Abb. zu Meth. 11

Literaturnachweis

- ADAMS, R.E., WOLFE, J.E., 1953 Aural detection of grain infested internally with insects.
MILNER, M. and SHELLENBERGER, A.J. Science 118: 163-164
- ASHMAN, F., ELIAS, D.G., 1970 Ashman-Simon infestation detector. An instrument for detecting insects within food grains. Trop. Stored Prod. Information, No. 19
ELLISON, J.F. and SPRATLEY, R.
- BOUDREAUX, H.B. 1969 The identity of *Sitophilus oryzae*.
J. Econ. Entomol. 62 (1): 169-172
- COTTON, R.T. 1962 How to detect hidden infestation in grain.
Northwest. Miller 266 (1): 36-39
- DENNIS, N.M. and DECKER, 1962 A method and machine for detecting living internal insect infestation in wheat.
R.W. J. Econ. Entomol. 55 (2): 199-203
- EIGHME, L.E. 1966 Relationships of insects to hot spots in stored wheat.
J. Econ. Entomol. 59 (3): 564-569
- FRANKENFELD, J.C. 1948 Staining methods for detecting weevil infestation in grain, 4 p.
U.S. Dep. Agr., Ara, Bepq, Et-256

- GOOSSENS, H. J. 1949 A method for staining insect egg plugs in wheat. Cereal Chem. 26 (5): 419-420
- HINTON, H.E. and CORBET, A.S. 1955 Common insect pests of stored products, a guide to their identification, 61 p. British Museum (Natural History) Economic Series 5: London
- HOWE, R.W. 1962 A study of the heating of stored grain caused by insects. Ann. Appl. Biol. 50: 137-158
- HOWE, R.W. and OXLEY, T.A. 1952 Detection of insects by their carbon dioxide production. Gt. Brit. Dept. Sci. Ind. Res., Pest Infestation Res. Rep. 20 p.
- MILNER, M, BARNEY, D.L. and SHELLENBERGER, J.A. 1950 Use of selective fluorescent stains to detect insect egg plugs on grain kernels. Science 112: 791-792
- MILNER, M., FARELL, E.P. and KATZ, R. 1953 Use of a simple blowing device to facilitate inspection of wheat for internal infestation. J. Ass. Ofic. Agr. Chem. 36(4):1065-1069
- MILNER, M., LEE. M.R. and KATZ, R. 1950 Application of X-ray technique to the detection of internal insect infestation of grain. J.Econ. Entomol. 43(6):933-935
- SUBRAHAMANYAN, V., SWAMINATHAN, M., PINGALE, S.V. and KADKOL, S.B. 1955 Uric acid as an index of insect filth in cereals an milled products. Bull. Cent. Food Technol. Research Inst. Mysore (India) 4: 86-87. U.S. Department of Agriculture, Market Quality Research Division. 1965b. Storedgrain pests, 46 p. Farmers'Bull. 1260, Stored-Product Insects Research Branch
- VON WAHL, C. 1923 Milben in fermentierendem Tabak. Z. Angew. Entomol. 9: 416
- WHITE, G.D. 1953 Weight loss in stored wheat caused by insect feeding. J. Econ. Entomol. 46(4):609-610
- 1957 The practicability of flotation as a means for detecting infestation in wheat. Down to Earth (Dow Chemical Co.) Summer

Adresse des Verfassers:

Dr. h. c. René Wyniger
Lavaterstrasse 54

CH-4127 Birsfelden