

schößlingen zu rechnen sein wird, ist anzunehmen, daß die inneren Faktoren zunächst nicht begrenzender Faktor für die Nutzungsdauer derartiger Vermehrungsflächen werden können. Vielmehr werden die äußeren Faktoren, insbesondere die Verarmung des Bodens an Nährstoffen, frühzeitig sich bemerkbar machen. Es sind aber bereits Versuche angelegt worden, ob durch zusätzliche Düngung eine Ertragssteigerung an Wurzelschößlingen möglich ist. Auf der Abb. 10 ist ein Ausschnitt einer solchen Vermehrungsfläche etwa in der Mitte der Vegetationszeit abgebildet. Es wird wahrscheinlich zweckmäßig sein, die Stockausschläge laufend zu entfernen, damit sie infolge ihrer starken Entwicklung nicht zu einer Beschattung der Wurzelschößlinge führen und gleichzeitig diesen Nahrungsstoffe entziehen. Die im vorstehenden beschriebenen zwei Verfahren zur vegetativen Vermehrung von Graupappel, das „Wurzelstecklingsverfahren“ und das „Wurzelschößlingsverfahren“, werden z. Zt. in 5 Revieren unter abweichenden Klima- und Bodenverhältnissen im Großversuch einer nochmaligen Prüfung auf ihre Brauchbarkeit hin unterzogen.

### Zusammenfassung

1. Die Graupappel (*Populus canescens*) ist eine Holzart, die auch außerhalb ihres natürlichen Verbreitungsgebietes in Norddeutschland auf den unterschiedlichsten Standorten gute Ertragsleistungen erbringt. Sie ist verhältnismäßig bodenvag und in dieser Hinsicht der Zitterpappel (*Pop. tremula*) deutlich überlegen.

2. Es wurde festgestellt, daß Unterschiede in der Schaftform wahrscheinlich erblich bedingt sind. Weiterhin wurden Individuen festgestellt, die nicht vom Rost oder dem Kleinen Pappelbock befallen werden.

3. Trotz ihrer guten waldbaulichen Eigenschaften und ihrer Leistungsfähigkeit auch auf ungünstigeren Standorten außerhalb ihres natürlichen Verbreitungsgebietes ist die Graupappel in Norddeutschland nicht in größerem Umfang angepflanzt worden. Als Grund wird die schwierige vegetative Vermehrbarkeit angesehen.

4. Es werden zwei Vermehrungsmethoden, das „Wurzelstecklingsverfahren“ und das „Wurzelschößlingsverfahren“ zur vegetativen Vermehrung der Graupappel vorgeschlagen und beschrieben. Die Verfahren eignen sich auch zur vegetativen Vermehrung anderer Holzarten, wie der Aspe, Weißpappel, Ulme und besonders der Robinie.

### Literatur

1. DODE, L. A.: Extraits d'une Monographie inédite du genre *Populus*. Société d'histoire naturelle d'Autun. Dix-Huitième Bulletin, Autun, Imprimerie et Librairie Dejussien 161—231 (1905).
2. GERHARD, G.: Die Graupappel in Schleswig. Allg. Forstzeitschrift 12, 333—336 (1957).
3. JOACHIM, H. FR.: Untersuchung über die Wurzelbildung und die Standortansprüche von Pappelarten. Wissenschaftl. Abhandlungen d. DAL zu Berlin, 7.
4. JOHNSON, L. P. V.: A note on inheritance in  $F_1$  and  $F_2$  hybrids of *Populus alba* L  $\times$  *P. grandidentata* Michx. Canad. Journ. of Research, C. 24, 313—317 (1946).
5. KREMBS, O.: Die Graupappel in den Donau-Auen. Allgem. Forstzeitschrift 11, 345—347 (1956).
6. PASSECKER, F.: Zur Frage der Jugendformen beim Apfel. Der Züchter 19, 311—314 (1949).
7. ROHMEDE, E.: Untersuchungen über die Verteilung der Geschlechter bei den Blüten von *Fraxinus excelsior*. Forstw. Centralblatt 71, 17—29 (1952).
8. ROHMEDE, E.: Das Problem der Alterung langfristig vegetativ vermehrter Pappelklone. Forstw. Centralblatt 1956.
9. SCHRÖCK, O.: Die Graupappel, eine wertvolle Mischholzart. Der Wald. Sonderheft: Die Pappel, 14—18.
10. SCHRÖCK, O.: Die vegetative Vermehrung der Weißpappel, Graupappel und Aspe. Der Wald, Sonderheft 10, 18—21 (1952).
11. SCHRÖCK, O.: Der individuelle Wachstumsang und seine Bedeutung für die Methodik der Forstpflanzenzüchtung. Zeitschr. f. Forstgenetik 3, 140—141 (1954).
12. SCHRÖCK, O.: Das physiologische Alter und seine Bedeutung für die Wachstumsleistung und Abgrenzung der Pappelklone. Wissenschaftl. Abhandlungen der DAL zu Berlin, Nr. 16, 39—50 (1956).
13. SCHRÖCK, O.: Problematik bei der Anwendung von Frühstesten in der Forstpflanzenzüchtung. Der Züchter 26, 270—276 (1956).
14. SMITH, I. H. G., HADDOCK, P. G., and HANCOCK, W. V.: Topophysis and other influences on growth of cuttings from Black Cottonwood (*Populus trichocarpa*) and Carolina Poplar ( $\times$  *P. eugenii*). Journ. For. 54, (7) 471—482 (1956).
15. WETTSTEIN, W. von: Die Kreuzungsmethoden und die Beschreibung von  $F_1$ -Bastarden bei *Populus*. Zeitschr. f. Züchtungsforschung 18, 597—656 (1933).

(Aus dem Institut für Pflanzenkrankheiten der Universität Bonn)

## Untersuchungen über Methoden zur Infektion mit Maisbrand (*Ustilago zae* (BECKM.) UNGER) und ihre Abhängigkeit von Alter, Temperatur und Sorte\*

Von MARIA MIDDENDORF

Mit 12 Abbildungen

### A. Einleitung

Der Maisbrand — *Ustilago zae* (BECKM.) UNGER — ist in Deutschland seit 1833 bekannt (MAGNUS 1895). Seine eigentliche Heimat ist Nordamerika; 1754 ist erstmalig aus Nordkarolina von ihm berichtet worden. Von dort breitete er sich über alle Erdteile aus, mit Ausnahme von Australien, wo vermutlich zu große Trockenheit und Wärme sein Auftreten verhindern (SORAUER 1932). Der jährliche Ertragsverlust wird in Amerika auf 3—5% geschätzt, in Einzelfällen ist Totalschaden möglich (WESTCOTT 1950). In Deutschland beträgt er durchschnittlich  $1\frac{1}{2}$ — $1\frac{1}{2}$ % (SORAUER 1932).

Außer der Vernichtung der Brandbeulen (APPEL 1927; ZWÖLFER 1927; KOTTE 1935; PERLET 1938) gibt es noch

kein wirksames Bekämpfungsverfahren. Die Züchtung resistenter Sorten steht daher im Vordergrund des Interesses (HAYES, STAKMAN, GRIFFEE und CHRISTENSEN 1924; CHRISTENSEN und STAKMAN 1926; CHRISTENSEN und JOHNSON 1935).

Über unterschiedliche Reaktionen verschiedener Maisorten gegenüber Maisbrand hat schon BREFELD (1895) berichtet. JONES (1918) fand bei mehreren reinen Maislinien eine erblich bedingte unterschiedliche Anfälligkeit. Im Laufe der letzten 30 Jahre sind von amerikanischen Autoren zahlreiche Sorten- und Linienprüfungen vorgenommen worden, bei denen sich Resistenzunterschiede zeigten (HAYES und Mitarbeiter 1924; IMMER und CHRISTENSEN 1925, 1931; KYLE 1930; CHRISTENSEN und JOHNSON 1935; WALTER 1935).

\* Die Untersuchungen wurden mit Mitteln der deutschen Forschungsgemeinschaft durchgeführt.

Voraussetzung für erfolgreiche Resistenzzüchtung sind Infektionsverfahren, die vorhandene Resistenzunterschiede sicher und frühzeitig erkennen lassen.

Seit den ersten Infektionsversuchen von BREFELD (1888) sind verschiedene Methoden vorgeschlagen worden, auf die im folgenden (S. 82) näher eingegangen werden wird. Eigene Untersuchungen sollten ihre Brauchbarkeit nachprüfen und etwaige Verbesserungsmöglichkeiten ergeben. Dabei ergaben die bisherigen Ergebnisse eine Reihe von Gesichtspunkten, die besondere Beachtung verdienen.

Im allgemeinen wird angegeben, daß Sämlinge sowie Pflanzen über 60 cm Größe weniger anfällig sind als Pflanzen in den Zwischenstadien (PIEMEISEL 1917; TISDALE und JOHNSTON 1926; SLEUMER 1932; ITZEROTT 1938). Meine Versuche befassen sich deshalb mit dem Zusammenhang zwischen Alter und Anfälligkeit der Pflanzen. Innerhalb der ontogenetischen Entwicklung zeigt sich bei der Maispflanze eine unterschiedliche Anfälligkeit.

Da auch der Temperatur Einfluß auf das Verhalten des Wirtes beigemessen wird (TISDALE und JOHNSTON 1926; IMMER und CHRISTENSEN 1928; SLEUMER 1932; SCHMITT 1940), wurde sie ebenfalls in die Untersuchungen einbezogen.

Schließlich ist von entscheidender Bedeutung, ob die Pflanzen auf Infektion im Gewächshaus und im Freiland gleichsinnig reagieren. Infektionsversuche unter beiden Bedingungen sollten zeigen, ob sich die Resistenzprüfung ins Gewächshaus verlegen läßt.

## B. Experimenteller Teil

### I. Versuchsmaterial und Anzuchtverfahren

Bei den Versuchen zur Prüfung und Verbesserung der Infektionsmethoden (Abschnitt B II) und bei den Untersuchungen über die Abhängigkeit des Infektionserfolges vom Alter der Pflanzen und von der Temperatur (Abschnitt B III) wurde — falls nicht anders angegeben — die Maissorte „gelber badischer Landmais“ verwandt. Zu den vergleichenden Untersuchungen über die sortenunterschiedliche Resistenz (Abschnitt B IV) wurden folgende Sorten herangezogen:

1. gelber badischer Landmais Hochzucht (mittelfrüh)
2. Pfarrkirchner Körnermais (sehr früh)
3. Caspersmeyer II (mittelfrüh)
4. Chiemgauer Körnermais Hochzucht (früh)
5. Field Corn Pa. imp. Leaming (I)
6. Field Corn early; Clarage (II)

Im Feldversuch wurde das Saatgut mit 200 g CERESAN (Quecksilberbeizmittel) pro dz gebeizt.

Die Anzucht der Maispflanzen im Gewächshaus erfolgte in Blumentöpfen von 12 cm Durchmesser, die mit einem Sand-Torf-Gemisch im Verhältnis 5 : 3 gefüllt und mit je 4 Maiskörnern belegt wurden. In jedem Topf wurden nur 2 annähernd gleich entwickelte Pflanzen belassen. Die Töpfe wurden beim Auslegen der Körner mit 200 ccm, dann alle 4 Tage mit 100 ccm Nährlösung folgender Zusammensetzung (nach STOCKER 1942) gegossen:

Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> · 4H <sub>2</sub> O	2,5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,6 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	0,5 g
FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	0,05 g = 5 ccm einer
	1% FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O Lösung
1000 ccm Wasser	
1 ccm Spurenelementlösung nach HOAGLAND	

Der Züchter, 28. Band

Darüber hinaus wurde regelmäßig mit Regenwasser gegossen. Während der Wintermonate wurde bei Bedarf mit OSRAM-SICCATHERM-Lampen (250 W), die in einem Abstand von 52 × 65 cm in etwa 75 cm Höhe über den Pflanzen hingen, zusätzlich beleuchtet. Insgesamt wurde täglich eine Lichtperiode von 12 Stunden eingehalten, die morgens um 8 Uhr begann.

Das Sporenmateriale entstammte Brandbeulen aus dem Sommer 1953 (Herkunft: Bürklin-Wolfsche Gutsverwaltung, Wachenheim/Pfalz). Es handelte sich dabei um heterogenes Ausgangsmaterial, da *Ustilago zeae* in eine große Zahl physiologischer Formen zerfällt (CHRISTENSEN und STAKMAN 1926; STAKMAN und CHRISTENSEN 1927; STAKMAN, CHRISTENSEN, EIDE und PETURSON 1929). Die an der Luft getrocknete Sporenmasse wurde zunächst grob zerrieben und zur Trennung der Sporen von den Gewebeteilen durch ein grobes und dann ein feines Sieb gegeben. Sie wurde bei Zimmertemperatur nachgetrocknet, dann ein halbes Jahr bei +4°C und anschließend wieder bei Raumtemperatur in Petrischalen aufbewahrt.

Zur Sporidienanzucht wurde eine Nadelöse Sporen in etwa 10 ccm Wasser aufgeschwemmt und von dieser Suspension ein Tropfen auf einen Nährboden nach ALLEN (1951) (Zusammensetzung nachstehend) ausgestrichen:

Dextrose	10 g	Rose bengale	0,05 g
Pepton	2 g	Agar-Agar	15 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,25 g	Aqua dest.	1000 ccm

Der Pilz wurde 3—4 Tage bei 26°C im Thermostaten kultiviert und dann in eine Nährlösung nach ITZEROTT (1938) (Zusammensetzung nachstehend) überimpft:

Dextrose	2,50 g	NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub>	0,20 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,13 g	Aqua dest.	100 ccm
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	0,10 g		

Nach weiteren 2 Tagen bei 26°C konnten die Sporidien zur Infektion verwandt werden. Mittels einer BÜRKER-Zählkammer wurde die Sproßzelldichte geprüft und die Suspension mit steriler Nährlösung so weit verdünnt, bis sie pro 1 ccm ca. 1,3—1,6 Millionen Sproßzellen enthielt.

Sporidienkeimteste wurden unter Zusatz verschiedener Netzmittel nach dem Tropfentest ausgeführt. Die Sproßzellsuspension wurde mit dem zu prüfenden Mittel versetzt, tropfenweise auf Objektträger, die nach BLUMER und KUNDERT (1951) mit je 6 Paraffinringen versehen waren, aufgetragen und in feuchten Kammern bei 26°C aufgestellt. Die Beurteilung erfolgte nach 24 Stunden.

Die biologische statistische Auswertung wurde nach SNEDECOR (1946; 1956) und WEBER (1956) durchgeführt. Bei einer mehrfachen Streuungszersetzung wurde die Homogenität mit dem F-Test oder  $\chi^2$ -Test geprüft. Beim Vergleich mehrerer Mittelwerte wurde der von SNEDECOR (1956, S. 251) nach TUKEY angegebene q-Test zur Bestimmung der kleinsten signifikanten Differenz (Grenzdifferenz = GD) verwendet. Bei der Verrechnung von Prozentzahlen wurden die Einzelwerte — falls sie im Durchschnitt über 70% oder unter 30% lagen oder Korrelationen zwischen Mittelwert und Streuung auftraten, die eine Varianzanalyse ausschließen —, in arcus-sinus-%-Werte nach BLISS transformiert (SNEDECOR 1946, S. 445).

Folgende Zeichen wurden verwendet:

- $\bar{x}$  = arithmetisches Mittel  
 $\bar{x}_{(\%)}$  = arithmetisches Mittel aus %-Werten  
 $\bar{x}_{(tr)}$  = arithmetisches Mittel aus arcus-sinus-%-Werten nach BLISS  
s = mittlere Abweichung  
N = Anzahl der Einzelwerte  
n = Anzahl der Freiheitsgrade  
P = Überschreitungswahrscheinlichkeit  
GD = kleinste signifikante Differenz für P = 5%; 1%; 0,1%  
t u. F = Faktoren zur Bestimmung der Überschreitungswahrscheinlichkeit P  
 $\chi^2$  = Faktor zur Prüfung der Homogenität

Differenzen mit einer Überschreitungswahrscheinlichkeit von

- P > 5% gelten als nicht gesichert (o)  
P < 5% gelten als schwach gesichert (x)  
P < 1% gelten als gesichert (xx)  
P < 0,1% gelten als gut gesichert (xxx)

## II. Methodik und Auswertung der Infektionsversuche

### 1. Geprüfte Infektionsmethoden

Die ersten Versuche, junge Maispflanzen mit *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER künstlich zu infizieren, wurden, wie eingangs erwähnt, von BREFELD (1888) durchgeführt. Nach Beobachtungen von BREFELD (1895) und WALTER (1934) ist der Pilz zur Entwicklung in der Pflanze bis zur Sporen- bzw. Beulenbildung auf junges wachstumsfähiges Gewebe angewiesen. In älterem Gewebe kommt das Myzelwachstum bald zum Stillstand; einziges Befallssymptom — vor allem an Blättern — sind Flecken, in Form unregelmäßiger gelber, später sich oft anthozyanrot verfärbender Stellen. Der Erfolg aller künstlichen Infektionsmethoden setzt demnach voraus, daß der Pilz mit meristematischem Wirtsgewebe zusammentrifft. Im folgenden habe ich die Methoden angeführt, die auf ihre Eignung zur Resistenzbestimmung von Maissorten gegenüber *Ustilago zeae* nachgeprüft worden sind.

Eine Infektion durch Bestäuben des Saatgutes ist immer wieder versucht worden, jedoch ohne Erfolg (TILLET ref. WEHNELT 1937; BORZINI 1935; ITZEROTT 1938; DIETRICH 1955). Eigene Versuche, in denen Maiskörner der brandanfälligen Sorte „Pettender Goldflut“ (Wachenheim/Pfalz) mit 1 Jahr alten Brandsporen (8<sup>0</sup>/<sub>100</sub>) eingestäubt und einmal in ein Gemisch von Sand und Torf, zum anderen in Gartenerde ausgelegt wurden, bestätigten diese Ergebnisse.

Ein weiteres Infektionsverfahren ist das Besprühen junger Pflanzen mit Sporidienaufschwemmung. Nach dieser Methode arbeiteten BREFELD (1888); PIEMEISEL (1917); GRIFFITHS (1928); WALTER (1934) und ITZEROTT (1938). Als eine die Infektionslösung auf natürlichem Wege einbringende Infektionsmethode war sie zunächst von einigem Interesse. Eigene Infektionsversuche an „Pettender Goldflut“, brandanfällige Familie 2484“ brachten jedoch nur 15% Befall. Auch diese einfach zu handhabende Methode mußte daher ausscheiden.

Die von WALTER (1934) beschriebene Hypodermalinjektion mit trockenen Brandsporen ergab in eigenen Infektionsversuchen folgenden, ebenfalls nur ungenügenden Infektionserfolg:

Tabelle 1. Infektionsergebnisse nach Hypodermalinjektion trockener Brandsporen.

Alter der Pflanzen: 14 Tage (3 Blattstadium).

infizierte Pflanzen	befallene Pflanzen		Pflanzen mit Beulen	
	Anzahl	%	Anzahl	%
28	9	32	8	28

Statt mit trockenen Sporen ist die Hypodermalinjektion auch mit einer Sporidien suspension durchgeführt und in dieser Form, da die Einstichstelle sich nicht immer genau präzisieren läßt, meist gemeinhin als Injektionsmethode (I-Methode) bezeichnet worden. Mittels einer Injektionsspritze wird eine Suspension von Sporenbildern durch Einstich in das Innere der Pflanzen in die Nähe des Vegetationspunktes gebracht.

Bei der Eintropfmethode (E-Methode) schließlich wird eine Suspension von Sporenbildern in die tütenförmige Öffnung der noch zusammengerollten nicht entfalteten Blätter eingetroffen oder mit einer Injektionsspritze vorsichtig eingeführt. Im letzten Falle sorgt eine Injektionsnadel mit abgerundeter Spitze dafür, daß die Impflösung ohne Verletzung der Pflanze möglichst nahe an den Vegetationspunkt herangebracht werden kann.

Über diese letzte Methode liegen unterschiedliche Ergebnisse vor. Während BREFELD (1895) bei 30 cm hohen Maispflanzen 100%igen Infektionserfolg erzielte, lagen die Ergebnisse bei den meisten übrigen Autoren ungünstiger (GRIFFITHS 1928; EDDINS 1929). Beim Vergleich mit der I-Methode schnitt die E-Methode regelmäßig schlechter ab. Die meisten Autoren gaben daher der I-Methode den Vorzug (CHRISTENSEN und STAKMAN 1926; IMMER und CHRISTENSEN 1928; HANNA 1929; CHRISTENSEN 1931; WALTER 1935). Eigene Versuche mit den beiden zuletzt genannten Infektionsmethoden hatten die in Tab. 2 zusammengestellten Ergebnisse:

Tabelle 2. Vergleich der Eintropf- und der Injektionsmethode. Alter der Pflanzen: 11 Tage (2—3 Blattstadium).

infizierte Pflanzen	Anzahl der Pflanzen			% Fleckenbildung	% Beulenbildung	% Gesamtbefall
	nur mit Flecken	mit Beulen	insgesamt befallen			
120	Injektionsmethode					
	3	116	119	2,5	96,6	99
86	Eintropfmethode					
	27	18	45	31,4	20,9	52,3

Der prozentuale Gesamtbefall bestätigt, daß die I-Methode der E-Methode überlegen ist. Trotzdem entschloß ich mich zur Verwendung der E-Methode, weil sie den natürlichen Verhältnissen entspricht und daher für Resistenzprüfungen am geeignetsten erscheint (siehe auch GRIFFITHS 1928). Meine Versuche zur Verbesserung der Resistenzprüfung, die auf Erhöhung des Infektionserfolges und Beseitigung der häufigen Schwankungen der Ergebnisse abzielten, konzentrierte ich deshalb auf diese Methode.

### 2. Versuche zur Verbesserung der Infektionsmethode

#### a) Zusatz von Netzmitteln

Der Gedanke lag nahe, daß der geringere Infektionserfolg der Eintropfmethode auf ungenügendem Kontakt der Impflösung mit der Wirtspflanze beruhe. Deshalb wurde schon mehrfach versucht, die Infektionsergebnisse durch Zusatz von Oberflächen-

entspannungsmitteln zu verbessern (MELHUS und DAVIS 1931; DAVIS 1935; DICKSON und BOWMAN 1940; MELHUS 1940; WILKINSON und KENT 1945).

In meinen Versuchen benutzte ich folgende Netzmittel: Rapidnetzer-Spezial (BASF), Solvit-Neu (Borchers u. Co.), Tween 80 (S. B. Penick, New York), „Riedel“ (Riedel de Haën A.-G.). Da eine fungizide Wirkung der Netzmittel nicht ausgeschlossen erschien, setzte ich zunächst Sporenkeimteste mit Sporidiensuspensionen an. Sie konnten nur nach dem Eindruck des Keimungsbildes ausgewertet werden. Ein Auszählen war wegen der hohen und ständig wachsenden Sporidienzahl nicht möglich. Die netzende Wirkung der verschiedenen Netzmittelkonzentrationen wurde auf abgeschnittenen Maisblättern geprüft. Dabei bediente ich mich des Prüfungsverfahrens von NEUDERT und BRUNN (1953), das ich vereinfachte, indem ich die Mittel mit einer Pipette tropfenweise auf die Blätter auftrug und die Benetzbarkeit nach dem Ausbreitungsvermögen der Tropfen und den von den Mitteln nach Abrollen von den Blättern hinterlassenen Spuren beurteilte. Die Ergebnisse lassen sich wie folgt zusammenfassen:

**Rapidnetzer-Spezial**

Angewandte Konzentrationen: 0,1%; 0,05%; 0,025%; 0,0125%; 0,006%; 0,003%; Kontrolle.

Bei den höheren Konzentrationen war die Sporidienvermehrung gehemmt. Erst bei 0,003% war die Entwicklung normal, gleichzeitig hörte aber offensichtlich auch die Netzwirkung auf.

**Solvit-Neu**

Angewandte Konzentrationen: 0,1%; 0,05%; 0,025%; 0,0125%; 0,006%; Kontrolle. Die Sporidienvermehrung entsprach in allen Konzentrationen der Kontrolle; nur bei 0,1% Lösung war eine schwache Hemmwirkung zu beobachten.

**Tween 80**

Angewandte Konzentrationen: 5—6 Tropfen je 50ccm; 10fache Verdünnung; 100fache Verdünnung; Kontrolle

Wie bei Solvit-Neu war in der höchsten Konzentration eine geringe Hemmung festzustellen.

**„Riedel“**

Angewandte Konzentrationen: 0,05%; Kontrolle. Es zeigte sich kein Unterschied gegenüber der Kontrolle.

Mit Ausnahme von Rapidnetzer ergaben sich demnach praktisch keine nachteiligen Einwirkungen auf die Sporidienvermehrung.

Nunmehr prüfte ich den Netzmittelzusatz bei Infektionsversuchen im Gewächshaus. Dabei wandte ich nur Konzentrationen an, die keine Hemmwirkung gezeigt hatten. Als Versuchssorte diente „gelber badischer Landmais“, den ich im 2—3 Blattstadium nach der Eintropfmethode infizierte. Folgende Mittel und Konzentrationen kamen zur Anwendung: Rapidnetzer-Spezial in den beiden untersten noch benetzungsaktiven Konzentrationen 0,025%; 0,0125%; Solvit-Neu: 0,1% und „Riedel“: 0,05%. Kontrollpflanzen wurden auf dieselbe Weise, nur ohne Zusatz von Netzmitteln infiziert. Die Ergebnisse sind in Tabelle 3 zusammengestellt.

Tabelle 3. Wirkung von Netzmitteln im Infektionsversuch nach der Eintropfmethode an 10—12 Tage alten Pflanzen (2—4 Blattstadium).

Konzentration und Netzmittel	infizierte Pflanzen	befallene Pflanzen		Pflanzen mit Beulen	
		Anzahl	%	Anzahl	%
0,0125% Rapidnetzer	18	10	55	3	33
Kontrolle	3	1	33	1	33
0,025% Rapidnetzer	14	—	—	—	—
Kontrolle	14	6	43	3	21
0,1% Solvit-Neu	40	36	90	12	30
Kontrolle	20	13	65	6	30
0,05% „Riedel“	40	11	27	—	—
Kontrolle	20	7	35	5	25

Demnach konnte der Infektionserfolg durch Zusatz der verschiedenen Netzmittel nicht erhöht werden. Von einer weiteren Verwendung dieser Stoffe wurde daher abgesehen.

b) Nachinfektionen nach der Eintropfmethode

GRIFFITHS (1928) infizierte 18 Tage alte Pflanzen nach der Injektionsmethode. An den jeweils brandfrei gebliebenen Pflanzen wiederholte er die Infektionen bis zu 3mal, in Abständen von 4 Wochen, und erhielt regelmäßig 100%igen Infektionserfolg. Ich prüfte deshalb, ob der Infektionserfolg auch bei der E-Methode durch wiederholte Infektionen verbessert werden kann.

Tabelle 4. Wiederholte Infektionen nach der Eintropfmethode. Alter der Pflanzen zur Zeit der 1. Infektion: 11 Tage (2—3 Blattstadium).

Anzahl der Infektionen	infizierte Pflanzen	befallene Pflanzen		Pflanzen mit Beulen	
		Anzahl	%	Anzahl	%
1. Versuch: Infektion in 7tägigem Intervall					
1 mal	14	4	28	2	14
4 „	16	15	94	8	50
2. Versuch: Infektion in 3tägigem Intervall					
1 mal	17	9	53	1	6
4 „	19	16	84	3	16
3. Versuch: tägliche Infektion					
1 mal	59	10	17	10	17
2 „	60	28	47	21	35
3 „	59	32	54	29	49

In allen 3 Versuchen ist eine deutliche Steigerung des Infektionserfolges nach mehrmaliger gegenüber nur einmaliger Infektion festzustellen. Auch ohne Zusatz von Netzmitteln war es somit möglich, durch mehrfache Infektionen zu einem befriedigenden Infektionserfolg zu gelangen.

Für die Infektionsversuche in Feld und Gewächshaus wurden die Pflanzen daher 3 mal in Abständen von je 1 Tag infiziert. Das Intervall von 1 Tag wurde gewählt, um die Infektionen nicht über eine zu lange Zeit auszudehnen.

3. Aufstellung eines Bonitierungsschemas

Zwischen den beiden Extremen „anfällig“ und „widerstandsfähig“ „liegt eine ganze Stufenleiter der stärkeren oder schwächeren Anfälligkeit“ (GÄUMANN 1951).

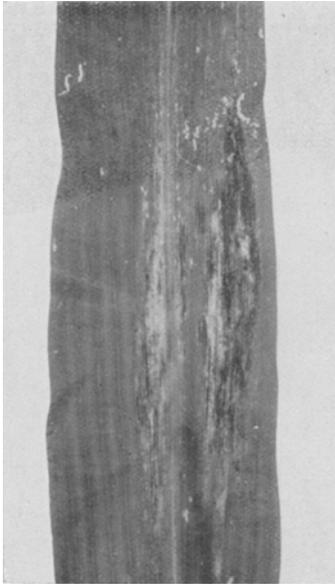


Abb. 1. Blattflecken.  
Bonitierungsstufe 1.



Abb. 2. Viele kleine Blattbeulen.  
Bonitierungsstufe 3.

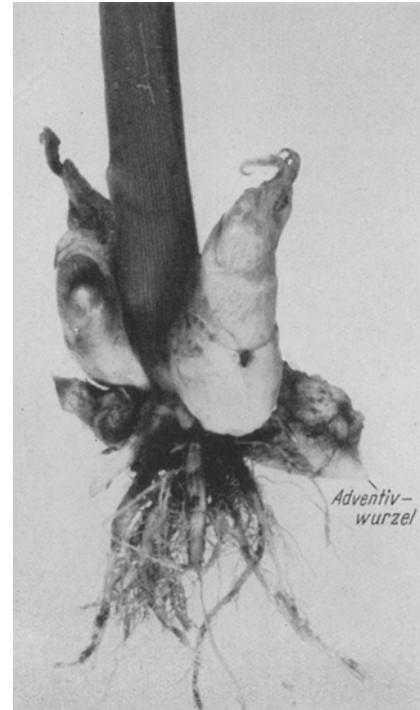


Abb. 3. Beulenbildung an Nebentrieben und  
Adventivwurzeln. Bonitierungsstufe 4.



Abb. 4. Starke Stengel- und Blattbeulenbildung, Pflanze kümmert. Bonitierungsstufe 6.

In vielen Einzelbeobachtungen im Gewächshaus und Freiland sind Art und Schwere der Schädigung von Maispflanzen durch *Ustilago zaeae* registriert worden. Zur möglichst exakten graduellen Unterscheidung der Anfälligkeit der verschiedenen Sorten habe ich die qualitativen Merkmale auch quantitativ in folgendem 7-stufigen Bonitierungsschema erfaßt:

- 0 — kein Befall
- 1 — einzelne Blattflecken (Abb. 1)
- 2 — an vielen Blättern Blattflecken  
oder einzelne Blattflecken mit kleinen Beulen
- 3 — einzelnes Auftreten von Achselbeulen  
oder viele kleine Blattbeulen (Abb. 2)  
oder vereinzelte Blattbeulenketten bis  
6 cm Länge
- 4 — Blattbeulenketten länger als 6 cm Länge  
oder mehrere Achselbeulen  
oder Beulen an Knoten und Adventivwurzeln  
(Abb. 3)

- 5 — zu dem vermehrten Auftreten der unter  
4 genannten Symptome auch Stengel-  
beulenbildung bis 3 cm Ausdehnung
- 6 — wie 5, Stengelbeulen jedoch > 3 cm Aus-  
dehnung, Pflanze kümmert sehr stark  
(Abb. 4).

Pflanzen der Bonitierungsstufen 1—4 gelingt oft ein Überwachsen des Infektes, während solche der Bonitierungsstufen 5—6 in den meisten Fällen absterben.

Jede Pflanze wurde einzeln bonitiert. Bei der Auswertung wurden einmal sämtliche Bonitierungszahlen zu einem einheitlichen als Krankheitsindex (K. I. G.) bezeichneten Mittelwert zusammengefaßt. In einem weiteren Rechnungsgang wurde ein Krankheitsindex (K. I. B.) nur aus den Bonitierungszahlen der befallenen Pflanzen ermittelt. Während die erste Verrechnung sämtliche Resistenzfaktoren erfaßt — d. h. präinfektionelle und postinfektionelle — basieren die Zahlenwerte der zweiten Verrechnung nur auf den postinfektionellen.

Soweit nur zwischen „befallenen Pflanzen“ und „Pflanzen mit Beulen“ (siehe z. B. Tab. 1, S. 82) unterschieden worden ist, sind die Bonitierungsstufen 1—6, zu letzteren die von 3—6 gerechnet worden. Darüber hinaus wurde Kolben- und Rispenbefall gesondert aufgeführt und bewertet.

### III. Abhängigkeit des Infektionserfolges

#### 1. vom Alter der Pflanzen

Der Zusammenhang zwischen dem Alter der Maispflanzen und dem Infektionserfolg ist schon oft untersucht worden. Die Ergebnisse sind, auch bei Verwendung der gleichen Methode, recht unterschiedlich. Bei Infektionen nach der I-Methode fand SLEUMER (1932) eine besondere Empfänglichkeit bei 3 Wochen alten Pflanzen. TISDALE und JOHNSTON (1926); IMMER (1927);

GRIFFITHS (1928) und SCHMITT (1940) stellten dagegen keine altersbedingten Resistenzunterschiede fest. Mit Hilfe der E-Methode lassen sich nach BREFELD (1895) besonders leicht 15—60 cm große Pflanzen infizieren; kleinere und größere Pflanzen erkrankten kaum.

Mit meinen nach der E-Methode durchgeführten Infektionsversuchen wollte ich zunächst erneut der Frage nachgehen, in welchem Stadium die Maispflanzen am besten zu infizieren und Resistenzunterschiede zu erfassen sind. Die Maiskörner wurden in Abständen von 3—4 Tagen einmal in Blumentöpfen mit Komposterde, zum anderen in Mitscherlich-Gefäßen mit Frühstorfer Standarderde (nährstoffreies Torf-Ton-Gemisch) ausgelegt. In jedem Mitscherlich-Gefäß standen 3 Pflanzen, die alle 4 Tage mit 300 ccm Nährlösung gegossen wurden. Sämtliche Pflanzen eines Versuches wurden zum gleichen Zeitpunkt infiziert. Tab. 5 zeigt die Ergebnisse.

Tabelle 5. Infektionen nach der E-Methode an Pflanzen verschiedenen Alters.

Serie	Alter der Pfl. in Tagen	Blattzahl	Höhe in cm	infi-zierte Pfl.	befallene Pflanzen		Pflanzen mit Beulen	
					Anzahl	%	Anzahl	%

1. Versuch: Maissorte: Pettender Goldflut 2484  
Boden: Komposterde

I	16	4—5	20	8	5		1
II	13	3—4	15	8	7		3
III	10	2—3	13	8	6		5
IV	7	Keimling	2—3	8	3		3

2. Versuch: Maissorte: gelber badischer Landmais  
Boden: Frühstorfer Standarderde

I	18	4—5	40	24	20	83	6	25
II	14	3—4	30	10	7	70	2	20
III	10	2—3	12—15	24	20	83	6	25
IV	6	Keimling	2—3	24	9	37	3	12

In beiden Versuchsreihen zeigten die Keimlinge (IV) bedeutend weniger Befall als die höheren Altersstufen (I—III). Diese unter sich wiesen keine sicheren Unterschiede in der Anfälligkeit auf. Daraufhin wurde für die weiteren Untersuchungen das 2—3 Blattstadium herangezogen, da es bei günstiger Befallsrate eine relativ kurze Anzuchtzeit ermöglichte.

2. Abhängigkeit des Infektionserfolges von der Temperatur

Die Temperatur scheint für die Schwere des Befalls wesentlich zu sein. Temperaturen zwischen 21°C und 32°C sind als befallserhöhend (TISDALE und JOHNSTON 1926; GRIFFITHS 1928; IMMER und CHRISTENSEN 1928; PLATZ 1929), niedrigere Temperaturen als befallserniedrigend bezeichnet. Nach SLEUMER (1932) bleiben bei 12°—14°C an vielen Pflanzen Befallserscheinungen aus, nach SCHMITT (1940) findet unter 21°C keine Gallbildung mehr statt.

Um den Temperatureinfluß auf den Infektionserfolg genauer zu erfassen, führte ich Versuche in Klimakammern bei 16stündiger Belichtung (6 HNG-OSRAM-BELLALUX-Leuchtstoffröhren) (Pflanzenabstand etwa 60 cm), konstanter Luftfeuchtigkeit (80—90%) und Temperaturen von 26° bzw. 21° bzw. 16° bzw. 10°C durch. Die Pflanzen wurden im Gewächshaus angezogen, nach der E- und I-Methode infiziert und unmittel-

bar anschließend in die Klimakammern gestellt. Eine etwaige enge Beziehung zwischen Temperatur und Beulenbildung mußte bei der I-Methode besonders deutlich erkennbar werden, da bei ihr, unabhängig vom Alter der Pflanzen, mit nahezu 100%igem Infektionserfolg gerechnet werden konnte. Die Ergebnisse gibt Tab. 6 wieder.

Tabelle 6. Infektionen nach der E- und I-Methode bei verschiedenen Temperaturen.

E-Methode.							
Temperatur	infi. Pfl.	befallene Pfl.		Pfl. mit Beulen		Anzahl Tage bis zum Auftreten von	
		Anzahl	%	Anzahl	%	Flecken	Beulen
1. Versuch: Alter der Pflanzen: 9 Tage (2—3 Blattstadium)							
26°	18	14	78	8	44	4	10—12
21°	20	18	90	11	55	4—10	12—16
16°	20	15	75	7	35	10	25
10°	20	16	80	4	20	10—12	30—40
2. Versuch: Alter der Pflanzen: 12 Tage (3—4 Blattstadium)							
21°	27	19	70,5	3	11,1	6—10	12—14
16°	26	16	61,5	3	11,5	10—12	12—14

I-Methode.

Temperatur	infi. Pfl.	befallene Pfl.		Pfl. mit Beulen		Anzahl Tage bis zum Auftreten von	
		Anzahl	%	Anzahl	%	Flecken	Beulen
1. Versuch: Alter der Pflanzen: 12 Tage (3—4 Blattstadium)							
21°	30	30	100	25	83,5	6—7	8—10
16°	29	24	82,5	18	62	6	12—15
2. Versuch: Alter der Pflanzen: 12 Tage (3 Blattstadium)							
26°	18	18	100	16	89	—	9
21°	10	10	100	8	80	—	14
16°	16	15	94	15	94	—	14

Weder bei der E- noch bei der I-Methode waren qualitative Befallsunterschiede zwischen den Temperaturstufen zu beobachten. Selbst bei 10°C fand noch Beulenbildung statt. Die Entwicklung der Pflanzen war allerdings bei dieser Temperatur stark gehemmt. 4 Wochen nach der Infektion hatten sie erst 3—4 Blätter gebildet. Andererseits erwies sich eine Dauertemperatur von 26°C als ungünstig. Die Pflanzen erschlafften bald und faulten. Da die Symptome sich jedoch bereits nach wenigen Tagen zeigten, konnten die Pflanzen bei der Auswertung mit berücksichtigt werden. Deutliche Unterschiede ließ bei den verschiedenen Temperaturen die Inkubationszeit erkennen, wie bereits ROWELL und DE VAY (1952 und 1953) beobachtet haben. Während bei 26°C die ersten Flecken schon nach 4 Tagen auftraten, entwickelten sie sich bei 10°C erst nach 10 bis 12 Tagen (siehe E-Methode, 1. Versuch). Beulen zeigten sich bei 10°C sogar erst nach 30—40 Tagen, bei 26°C dagegen schon nach 10—12 Tagen.

Auch die Temperaturversuche dienten dem Zweck, bei vergleichenden Gewächshaus- und Freilandversuchen Resistenzunterschiede möglichst frühzeitig zu erfassen. Sie lassen erkennen, daß die Temperatur die Länge der Inkubationszeit beeinflußt, für den Infektionserfolg dagegen von untergeordneter Bedeutung ist, da selbst bei 10°C noch Beulenbildung auftritt. Demnach ist bei Gewächshausversuchen die Temperatur möglichst über 20°C zu halten, um die Inkubationszeit

zu verkürzen. Bei Freilandversuchen ist infolge wechselnder Temperaturen mit entsprechend längerer Inkubationszeit zu rechnen.

IV. Vergleichende Untersuchungen über das Resistenzverhalten bei 6 Maissorten

Vorwiegend aus der amerikanischen Literatur (siehe Einleitung) ist bekannt, daß verschiedene Maissorten gegenüber Maisbrand unterschiedlich reagieren. Über die Anfälligkeit deutscher Maissorten liegen nur wenige Arbeiten vor (BREFELD 1895; BREFELD und FALCK 1905; VOHL 1938; DIETRICH 1955). Vergleichende Resistenzprüfungen mit verschiedenen Sorten im Freiland und Gewächshaus sind nur von DIETRICH durchgeführt worden, der Beobachtungen an spontan infizierten Freilandpflanzen und mittels Injektion infizierten Gewächshauspflanzen sammelte und deutliche Resistenzunterschiede nur im Freiland feststellte.

Ich untersuchte vergleichend in künstlichen Infektionsversuchen die oben genannten 6 Sorten unbekannter Resistenz auf ihr Verhalten gegenüber dem Maisbranderreger im Freiland und Gewächshaus.

I. Freilandversuche

a) Anlage und Durchführung

Der Versuch wurde auf dem Versuchsfeld des Institutes in Bonn angelegt. Da Feldbeobachtungen über mehrere Jahre nicht möglich waren, wurde versucht, die durch wechselndes Klima bedingten Verschiedenheiten in Wachstums- und Befallsverhältnissen dadurch zu erfassen, daß verschiedene Saat- und Infektionstermine gewählt wurden. Da nach den Angaben von CHRISTENSEN und JOHNSON (1935) auch bei deutschen Sorten mit unterschiedlichem Blatt-, Stengel- und Blütenbefall gerechnet werden mußte, wurden die bereits beschriebenen E- und I-Infektionsmethoden noch durch eine Blüteninfektion ergänzt. Bei ihr benutzte ich eine 12 cm lange Injektionsnadel mit abgerundeter Spitze. Die Lieschen wurden etwas auseinandergebogen und die Injektionsnadel vorsichtig in die weiblichen Blütenstände eingeführt.

Anlage des Feldversuchs:

- Sorten: 6 (s. S. 81).
- Saattermine: I. Aussaat: 16. Mai 1955.  
II. Aussaat: 16. Juni 1955  
III. Aussaat: 15. Juli 1955.
- Infektionsmethode: bei Pflanzen des I. Termins: E- und I-Methode im 3—4 Blattstadium;  
Blüteninfektion an den gesondert dafür vorgesehenen Pflanzen;  
bei Pflanzen des II. Termins: E- und I-Methode im 3—4 Blattstadium;  
bei Pflanzen des III. Termins: E-Methode im 3—4 Blattstadium und im 5—6 Blattstadium (s. nächste Spalte unten).
- Wiederholungen: 4 bei E- und I-Methode;  
6 bei Blüteninfektion.
- Versuchsfläche: 180 Parzellen zu je 4,5 m<sup>2</sup> = 810,00 m<sup>2</sup>.  
Die Versuchsfläche war umrandet von je 2 Reihen Mais.
- Boden: sandiger Lehm.
- Standweite der Pflanzen: 60 × 30 cm.

- Pflanzen pro Parzelle: 25.
- Düngung: Gründüngung: vorjähriger weißer Senf;  
Grunddüngung: 60 kg N/ha als Kalkammonsalpeter;  
50 kg P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>/ha als Superphosphat;  
100 kg K<sub>2</sub>O/ha als Patentkali.
- Vorfrucht: vor II. Saattermin: Salat und Spinat, abgeerntet am 12. 6. 1955;  
vor III. Saattermin: Kohlrabi, abgeerntet am 12. 7. 1955.

Für die E- und I-Infektionsversuche wählte ich die Versuchsanordnung des lateinischen Rechteckes nach MUDRA (1952, S. 23) (Abb. 5), für den Blüteninfektionsversuch diejenige des lateinischen Quadrats nach MUDRA (S. 22, Plan 3a) (Abb. 6).

6 <sub>E</sub>	3 <sub>E</sub>	5 <sub>E</sub>	4 <sub>E</sub>	4 <sub>I</sub>	5 <sub>I</sub>	2 <sub>I</sub>	1 <sub>E</sub>	6 <sub>I</sub>	2 <sub>E</sub>	1 <sub>I</sub>	3 <sub>I</sub>
4 <sub>E</sub>	3 <sub>I</sub>	4 <sub>I</sub>	5 <sub>E</sub>	1 <sub>E</sub>	6 <sub>I</sub>	1 <sub>I</sub>	6 <sub>E</sub>	2 <sub>E</sub>	3 <sub>E</sub>	2 <sub>I</sub>	5 <sub>I</sub>
2 <sub>E</sub>	6 <sub>I</sub>	5 <sub>I</sub>	6 <sub>E</sub>	1 <sub>I</sub>	2 <sub>I</sub>	3 <sub>I</sub>	5 <sub>E</sub>	3 <sub>E</sub>	4 <sub>E</sub>	1 <sub>E</sub>	4 <sub>I</sub>
1 <sub>I</sub>	1 <sub>E</sub>	2 <sub>I</sub>	2 <sub>E</sub>	3 <sub>I</sub>	3 <sub>E</sub>	4 <sub>I</sub>	4 <sub>E</sub>	5 <sub>I</sub>	5 <sub>E</sub>	6 <sub>I</sub>	6 <sub>E</sub>

Abb. 5. Lageplan der E- und I-Infektionsversuche. Plan eines Saattermines. Zeichenerklärung: Zahlen = Sorten 1—6. — Indices: E = Behandlung nach der E-Methode im 3—4 Blattstadium; I = Behandlung nach der I-Methode im 3—4 Blattstadium beim I. und II. Termin, nach der E-Methode im 5—6 Blattstadium beim III. Termin.

Die Maiskörner wurden von Hand in 3—4 cm Tiefe ausgelegt. Als die Pflanzen etwa eine Höhe von 10 cm erreicht hatten, wurden sie vereinzelt und die weiteren Pflegearbeiten wie üblich vorgenommen. Die Pflanzen des I. Termins liefen erst nach 12 Tagen auf, die des II. und III. Termins schon nach 6 Tagen. Da die Pflanzen im Feld einen gedrungeneren Wuchs als die Gewächshauspflanzen zeigten, konnten sie erst im 3—4 und nicht wie vorgesehen im 2—3 Blattstadium infiziert werden. In diesem Stadium hatten sich auch die geringen, sortentypischen Unterschiede im Auflauf ausgeglichen. Das Impfmateriale wurde, wie auf S. 81 beschrieben, herangezogen. Um die Infektionslösung nicht unnötig zu verdünnen, wurde vor dem Infizieren das in den Tüten der Maispflanzen angesammelte Wasser entfernt.

4	3	5	1	6	2
2	5	6	3	4	1
6	1	4	2	3	5
5	4	2	6	1	3
3	6	1	5	2	4
1	2	3	4	5	6

Abb. 6. Lageplan des Blüteninfektionsversuches.

Die Infektionen nach der E-Methode fanden an 3 aufeinanderfolgenden Tagen statt. Wegen Regenwetters konnte beim ersten Saattermin die dritte Infektion erst 2 Tage nach der zweiten vorgenommen werden. Da die Pflanzen infolge des kühlen Wetters kaum gewachsen waren, traf aber auch die dritte fast noch das gleiche Wachstumsstadium wie die erste. Die nach der I-Methode infizierten Pflanzen der beiden ersten Termine brachten einen 80—100 %igen Befall und ließen keine Unterschiede zwischen den einzelnen Sorten erkennen. Beim dritten Termin wurden daher alle Pflanzen nach der E-Methode infiziert, und zwar die Pflanzen der Parzellen mit dem Index E (s. Abb. 5) im 3—4 Blattstadium, diejenigen der Parzellen mit dem Index I im 5—6 Blattstadium. So konnte

gleichzeitig geprüft werden, ob in einem älteren Entwicklungsstadium altersbedingte Resistenzunterschiede auftraten.

Da im 3—4 Blattstadium der Vegetationspunkt noch tief gelagert ist, war es zur Durchführung der Injektionen meist erforderlich, die Erde von den Pflanzen etwas zu entfernen. Bei jeder Injektion wurde darauf geachtet, daß die Impflösung in der Mitte der Blattsüte hochstieg, andernfalls der Einstich wiederholt. Das Einstichloch wurde mit Vaseline verschmiert, um ein Ausfließen der Infektionslösung zu verhindern, und anschließend die Erde wieder ange-drückt.

Die ersten Blüteninfektionen konnten 10 Wochen (am 26. 7.) nach der ersten Aussaat (am 16. 5.) vorgenommen werden. Weitere Blüteninfektionen erfolgten entsprechend den Blühterminen der einzelnen Sorten.

#### b) Auswertung

Die Pflanzen wurden nach dem auf S. 84 angegebenen Schema in durchweg 7tägigen Abständen bonitiert und Pflanzen mit Brandbeulen zur Verhinderung von Sekundärinfektionen vom Feld entfernt. Die letzte Bonitur wurde jeweils 3 Wochen nach der letzten Infektion vorgenommen, da nach einer Inkubationszeit von 14 Tagen die meisten Pflanzen erkrankt waren. Nach 3 Wochen traten zwar noch vereinzelt neue Beulen auf, die ihren Ursprung in den künstlichen Infektionen haben mochten (nach DAVIS [1936] ist Myzel längere Zeit in Blattachsen latent lebensfähig); da jedoch einzelne Beulen noch vor ihrer Entfernung aufplatzten, konnte bei späterem Auftreten von Symptomen nicht entschieden werden, ob es sich um verspätetes Angehen der künstlichen Infektionen oder um spontane Sekundärinfektionen handelte. Diese Befallsstellen blieben daher unberücksichtigt. Die erste Beulenbildung wurde bei Pflanzen des I. Saattermines nach 13 Tagen, bei denen des II. Termines nach 11 Tagen beobachtet. In der rechnerischen Auswertung wurden einmal die „befallenen Pflanzen“ und die „Pflanzen mit Beulen“ in % zur Gesamtpflanzenzahl einer Parzelle ausgedrückt; zum anderen wurden die K.I.G.- und K.I.B.-Werte ermittelt (s. S. 84). Tab. 7 stellt, nach Terminen aufgliedert, die Befalls- und Bonitierungsergebnisse an 6 Mais-sorten bei künstlicher Infektion nach der E-Methode dar.

#### Infektionen nach der E-Methode

Zur varianzanalytischen Auswertung wurden die nach arcus-sinus transformierten Prozentwerte der „befallenen Pflanzen“ der einzelnen Parzellen, also 4 je Termin und Sorte, herangezogen. Tab. 8 zeigt die Gegenüberstellung der Pflanzen gleichen Blattstadiums aus den Terminen I, II und IIIa. Mögliche Bodenunterschiede wurden durch Streuungszzerlegung in Säulen und Blöcke ausgeschaltet. Es wird zwar nur die Hälfte der im Versuchsplan (Abb. 5, S. 86) aufgezeigten Parzellen verrechnet, die Werte der I- und der E-Methode dürfen aber auch getrennt verrechnet werden, da bei der Verteilung über die Versuchsfläche nach dem Muster des lateinischen Rechteckes „zufällig“ war. Für den F-Test wurde — ebenso wie in allen weiteren Versuchen — eine Überschreitungswahrscheinlichkeit von 5 % benutzt.

Tabelle 7. Befallsergebnisse an 6 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der E-Methode im Freiland.

Sorten-Nr.	insgesamt infiz. Pfl.	% befallener Pfl.	% d. Pfl. mit Beulen	Krankheitsindex	
				K. I. G.	K. I. B.
Termin I (3—4 Blattstadium)					
1	100	54	38	2,36	4,45
2	95	59	51	2,88	4,76
3	100	60	45	2,65	4,37
4	97	77	63	3,58	4,75
5	100	74	61	3,53	4,73
6	99	75	67	3,70	5,03
Termin II (3—4 Blattstadium)					
1	67	40	16	1,12	2,90
2	59	34	24	1,32	3,40
3	79	+20	15	1,00	2,99
4	46	28	23	0,68	2,56
5	44	36	20	0,96	2,72
6	84	30	27	1,41	4,84
Termin IIIa (3—4 Blattstadium)					
1	97	54	33	1,86	3,57
2	89	44	20	1,37	3,05
3	93	58	31	1,75	3,05
4	93	69	35	2,29	3,26
5	99	52	25	1,54	2,99
6	96	46	17	1,13	2,40
Termin IIIb (5—6 Blattstadium)					
1	93	90	72	3,42	3,79
2	92	72	43	2,35	3,25
3	98	83	67	2,70	3,69
4	94	85	67	3,33	3,90
5	95	72	44	2,04	2,84
6	100	77	54	2,73	3,52

+ Hier wurde ein Fehlstellenausgleich einer Parzelle nach WEBER (1956, S. 234) vorgenommen.

Zu Termin II: Ein großer Teil der Pflanzen wurde durch Taubenfraß vernichtet, daher die niedrigen und unterschiedlichen Pflanzenzahlen.

Tabelle 8. Varianzanalytische Auswertung mit den nach  $\arcsin \sqrt{x}$  transformierten %-Werten der „befallenen Pflanzen“ der Saattermine I, II, IIIa bei Infektion nach der E-Methode. (Prozentwerte aus den einzelnen Parzellen.) ( $N = 4$ ).

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F 5%
Total	10892,1964	71			
Sorten = S	693,3865	5	138,67	2,76*	(2,48)
Termine = T	5570,3712	2	2785,18	55,55 <sup>xxx</sup>	(3,26)
S × T	1024,2209	10	102,42	2,04 <sup>o</sup>	(2,10)
Blöcke	454,7644	9			
Säulen	1344,7911	9			
Rest	1804,6623	36	50,13		

Zwischen den Aussaatterminen bestehen stark gesicherte Unterschiede; dagegen weisen die Sorten bei einer Prüfung gegenüber der Restvarianz nur schwache Sicherungen auf. Für die Wechselwirkung S × T ergibt sich keine Sicherung. Demnach haben die Sorten bei den verschiedenen Saatzeiten in gleicher Weise reagiert. Schaltet man bei der Berechnung den II. Saattermin (unregelmäßiger Bestand) aus und vergleicht nur die Termine I und IIIa, so ergibt sich nach Tab. 9 und 10 folgendes Bild:

Tabelle 9. *Varianzanalytische Auswertung mit den nach arc-sin  $\sqrt{x}$  transformierten %-Werten der „befallenen Pflanzen“ der Saattermine I und IIIa, bei Infektion nach der E-Methode. (Prozentwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	4230,6924	47			
Sorten = S	995,8804	5	199,17	4,06 <sup>xx</sup>	(2,62)
Termine = T	793,4880	1	793,48	16,17 <sup>xxx</sup>	(4,26)
S × T	369,8949	5	73,97	1,50 <sup>o</sup>	(2,62)
Blöcke	217,8654	6			
Säulen	676,3166	6			
Rest	1177,2471	24	49,05		

Die Signifikanz zwischen den Sorten tritt jetzt stärker hervor. Sie wurde mittels des q-Testes (SNEDECOR 1956, S. 251) nach der Formel:

$$GD = q_{(k/n_R)} \sqrt{\frac{s_R^2}{N_k}} \text{ geprüft.}$$

- k = Anzahl der Gruppen
- n<sub>R</sub> = Anzahl Freiheitsgrade des Restes
- N<sub>k</sub> = Anzahl der Gruppeneinzelwerte
- s<sub>R</sub><sup>2</sup> = Streuung innerhalb der Gruppen

Die q-Werte wurden den Tabellen von PEARSON und HARTLEY (1956, S. 176) entnommen.

Tabelle 10. *Aufgliederung der „befallenen Pflanzen“ der Saattermine I und IIIa nach Sorten und zugehörige Sicherungen.*

Sorten-Nr.	Sicherungen					5
	2	1	3	6	5	
	$\bar{x}_{(tr)}$	45,80	47,11	48,73	50,96	53,05
4	59,55	13,75 <sup>xx</sup>	12,44 <sup>x</sup>	10,82 <sup>x</sup>	8,59 <sup>o</sup>	6,50 <sup>o</sup>
5	53,05	7,25 <sup>o</sup>	5,94 <sup>o</sup>	4,32 <sup>o</sup>	2,09 <sup>o</sup>	
6	50,96	5,16 <sup>o</sup>	3,85 <sup>o</sup>	2,23 <sup>o</sup>		
3	48,73	2,93 <sup>o</sup>	1,62 <sup>o</sup>			
1	47,11	1,31 <sup>o</sup>				
2	45,80					

Gesicherte Unterschiede bestehen nur bei den Sorten 1, 2 und 3 gegenüber der Sorte 4 (Chiemgauer). Die Sicherungen zwischen den Saatterminen sind in Tab. 11 dargestellt.

Tabelle 11. *Aufgliederung der „befallenen Pflanzen“ nach Saatterminen und zugehörige Sicherungen zu Tab. 8.*

Termine	Sicherungen		
	II	IIIa	
	$\bar{x}_{(tr)}$	33,59	46,80
I	54,93	21,34 <sup>xx</sup>	8,13 <sup>xx</sup>
IIIa	46,80	13,21 <sup>xx</sup>	
II	33,59		

Der Saattermin II weist einen besonders niedrigen Wert auf. Der infolge des Taubenfraßes verminderte unregelmäßige Pflanzenbestand gab von vornherein ungünstige Bedingungen für den Maisbrandbefall. Ob noch weitere Ursachen mitwirkten, war nicht eindeutig feststellbar.

Bezieht man in die Varianzanalyse nur die „Beulenpflanzen“ ein, so erhält man folgendes Ergebnis (Tab. 12).

Signifikante Unterschiede bestehen zwischen den Wechselwirkungen (S × T). Diese Differenzen scheinen auf klimatischen Faktoren zu beruhen: die Sorten weisen bei dieser Art der Auswertung keine Unterschiede auf; die Saattermine hingegen sind gegen den Restfehler gut gesichert.

Tabelle 12. *Varianzanalytische Auswertung mit den nach arc-sin  $\sqrt{x}$  transformierten %-Werten der „Pflanzen mit Beulen“ der Saattermine I, II, IIIa bei Infektion nach der E-Methode. (Prozentwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	11534,8691	71			
Sorten = S	182,2781	5	36,45	1,41 <sup>o</sup>	(4,48)
Termine = T	6016,7232	2	3008,36	58,51 <sup>xxx</sup>	(3,26)
S × T	1674,4175	10	167,44	3,25 <sup>xx</sup>	(2,10)
Blöcke	684,3671	9			
Säulen	1126,3406	9			
Rest	1850,7426	36	51,41		

Bei Ausschaltung des Saattermines II ergeben sich auch für die Beulenpflanzen keine Unterschiede.

Ferner interessierte, inwieweit die quantitative Bonitierung, wie sie durch den Krankheitsindex erfaßt wird (s. Bonitierungsschema S. 84), eine Sortenunterscheidung ermöglicht. Tab. 13 bringt die Varianzanalyse aller K.I.G.-Werte, Tab. 14 unter Ausschaltung des zweiten Saattermines.

Tabelle 13. *Varianzanalytische Auswertung der K.I.G.-Werte der Saattermine I, II, IIIa bei Infektion nach der E-Methode. (Mittelwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	83,0751	71			
Sorten = S	1,6802	5	0,34	1,08 <sup>o</sup>	(2,48)
Termine = T	52,3344	2	26,16	84,35 <sup>xxx</sup>	(3,26)
S × T	9,5145	10	0,95	3,06 <sup>xx</sup>	(2,10)
Blöcke	2,2686	2			
Säulen	6,1092	9			
Rest	11,1682	36	0,31		

Tabelle 14. *Varianzanalytische Auswertung der K.I.G.-Werte der Saattermine I und IIIa bei Infektion nach der E-Methode. (Mittelwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	48,0336	47			
Sorten = S	4,0674	5	0,81	2,31 <sup>o</sup>	(2,62)
Termine = T	25,3895	1	25,38	72,10 <sup>xxx</sup>	(4,18)
S × T	5,6950	5	1,13	3,23 <sup>x</sup>	(2,62)
Blöcke	1,4988	6			
Säulen	2,9312	6			
Rest	8,4517	24	0,35		

In beiden Fällen ergaben sich für die Sorten keine gesicherten Unterschiede. Es konnte nur bewiesen werden, daß die Sorten zu den einzelnen Terminen unterschiedlich reagierten. In Tab. 15 ist die Auswertung auf die befallenen Pflanzen beschränkt.

Tabelle 15. *Varianzanalytische Auswertung der K.I.B.-Werte der Saattermine I, II, IIIa bei Infektion nach der E-Methode. (Mittelwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	84,7340	71			
Sorten = S	3,0663	5	0,61	1,21 <sup>o</sup>	(2,48)
Termine = T	38,4636	2	19,23	38,06 <sup>xxx</sup>	(3,26)
S × T	14,0514	10	1,40	2,78 <sup>x</sup>	(2,10)
Blöcke	8,3175	9			
Säulen	2,6454	9			
Rest	18,1898	36	0,50		

Die Differenzen zwischen den Sorten lassen sich wiederum nicht sichern, während die Terminunterschiede stark hervortreten.

Bisher wurden nur die Infektionen an Pflanzen gleichen Alters betrachtet (Termine I, II, IIIa). Um die Infektionserfolge einerseits an 3—4 Blatt-, andererseits an 5—6 Blattpflanzen miteinander vergleichen zu können, wurde der gesamte III. Saattermin als vollständiges lateinisches Rechteck varianzanalytisch verrechnet. Das Ergebnis ist in Tab. 16 zusammengestellt.

Tabelle 16. *Varianzanalytische Auswertung mit den nach arc-sin  $\sqrt{x}$  transformierten %-Werten der „befallenen Pflanzen“ des III. Saattermines bei Infektion nach der E-Methode. (Prozentwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	6672,0490	47			
Sorten = S	944,3403	5	188,86	3,60 <sup>x-xx</sup>	(2,53)
Blattstadien = B	3542,5160	1	3542,51	67,60 <sup>xxx</sup>	(4,17)
B × S	282,4613	5	56,49	1,08 <sup>o</sup>	(2,53)
Blöcke	116,0911	3			
Säulen	214,6126	3			
Rest	1572,0277	30	52,40		

Zunächst zeigt sich ein gut gesicherter Unterschied zwischen den Altersstadien mit einem, wie aus den Mittelwerten (Tab. 17) ersichtlich ist, wesentlich besseren Infektionserfolg an den älteren Pflanzen. Zum anderen bestehen aber auch signifikante Unterschiede zwischen den Sorten, und zwar unabhängig vom Alter der Pflanzen, wie der Wert  $B \times S = 1,08$  erkennen läßt. Eine Aufgliederung nach Sorten (Tab. 18) bestätigt die bereits festgestellte starke Anfälligkeit der Sorte 4 (Chiemgauer).

Tabelle 17. *Aufgliederung der „befallenen Pflanzen“ nach Blattstadien*

Blattstadium	3—4 Blatt	5—6 Blatt
$\bar{x}_{(tr)}$	46,80	63,98

Tabelle 18. *Aufgliederung der „befallenen Pflanzen“ des III. Saattermines nach Sorten und zugehörige Sicherungen.*

Sorten-Nr.	$\bar{x}_{(tr)}$	2	6	5	3	1
		49,64	52,24	52,55	55,95	59,56
4	62,41	12,77 <sup>x</sup>	10,17 <sup>x</sup>	9,86 <sup>x</sup>	6,46 <sup>o</sup>	2,85 <sup>o</sup>
1	59,56	9,92 <sup>o</sup>	7,32 <sup>o</sup>	7,01 <sup>o</sup>	3,61 <sup>o</sup>	
3	55,95	6,31 <sup>o</sup>	3,71 <sup>o</sup>	3,40 <sup>o</sup>		
5	52,55	2,91 <sup>o</sup>	0,31 <sup>o</sup>			
6	52,24	2,60 <sup>o</sup>				
2	49,64					

#### Infektionen nach der I-Methode

Die zum I. und II. Saattermin durchgeführten Infektionen nach der I-Methode ergaben, wie erwähnt, einen sehr hohen Befall. Die Befallsergebnisse sind in Tab. 19 zusammengestellt.

Zur varianzanalytischen Auswertung wurden wieder die nach arcus-sinus transformierten Prozentwerte der 4 Wiederholungen herangezogen (Tab. 20).

Da der F-Wert für die Sortenvarianz nur mit 5 % gesichert ist, wurde keine Aufgliederung vorgenommen.

Auch bei einer Auswertung nur der „Pflanzen mit Beulen“ zeigten sich keine Sortenunterschiede. Der

Tabelle 19. *Befallsergebnisse an 6 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der I-Methode im Freiland.*

Sorten-Nr.	insgesamt infiz. Pfl.	% befallener Pfl.	% d. Pfl. mit Beulen	Krankheitsindex	
				K. I. G.	K. I. B.
Termin I (3—4 Blattstadium)					
1	97	89	82	4,82	5,40
2	98	88	84	4,95	5,62
3	99	87	87	5,29	5,82
4	98	82	80	4,76	5,62
5	100	99	95	5,73	5,73
6	99	94	92	5,15	5,50
Termin II (3—4 Blattstadium)					
1	57	89	89	4,99	5,73
2	60	85	78	4,67	5,42
3	67	99	97	5,74	5,79
4	64	86	81	4,65	5,44
5	75	93	93	5,32	5,73
6	57	93	93	5,36	5,82

Tabelle 20. *Varianzanalytische Auswertung mit den nach arc-sin  $\sqrt{x}$  transformierten Prozentwerten der „befallenen Pflanzen“ bei Infektion nach der I-Methode. (Prozentwerte aus den einzelnen Parzellen.) (N = 4).*

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	5004,3112	47			
Sorten = S	1312,5381	5	262,50	3,24 <sup>x</sup>	(2,62)
Termine = T	5,0503	1	5,05	16,01 <sup>o</sup>	(2,49)
S × T	892,8782	5	178,57	2,20 <sup>o</sup>	(2,62)
Blöcke	117,5890	6			
Säulen	734,7510	6			
Rest	1941,5046	24	80,89		

ermittelte F-Wert von 1,88 lag unterhalb der 5%-Grenze. Die Krankheitsindizes wurden nicht weiter verrechnet, da die Pflanzen ein weitgehend einheitliches Bild zeigten. Die meisten Pflanzen wiesen bereits nach einer Inkubationszeit von 14 Tagen sehr starke Beulenbildung auf und gingen zugrunde (Abb. 4 und 7).

#### Blüteninfektionen

Die ergänzend herangezogenen Blüteninfektionen schließlich konnten nicht an allen Sorten gleichmäßig durchgeführt werden, da die amerikanischen Maissorten 5 und 6 zum Zeitpunkt der ersten Infektion noch keine weiblichen Blütenstände gebildet hatten. Auch bei den 4 deutschen Sorten waren sie nicht einheitlich weit entwickelt. Folgende Entwicklungsstadien ließen sich unterscheiden:

- 1 — blühende Kolben;
- 2 — nicht blühende Kolben (jedoch fast volle Größe erreicht);
- 3 — nicht blühende Kolben (Lieschen nur bis 10 cm aus der Achsel des Laubblattes herauskommend).

Die ersten angegangenen Infektionen zeigten sich nach 14 Tagen. Bei der Auswertung der Ergebnisse wurde die Anzahl der erkrankten Kolben in Prozent der infizierten Kolben pro Parzelle ausgedrückt. In Tab. 21 sind die mittleren Prozentwerte der befallenen Kolben aus 6 Wiederholungen (Abb. 6, S. 86) und die Gesamtzahl infizierter Kolben je Sorte zusammengestellt.

Für die biologisch-statistische Verrechnung (Tab. 22) diente die Prozentzahl erkrankter Kolben einer jeden Einzelparzelle (6). Diese Prozentwerte wurden nicht nach arc-sin  $\sqrt{x}$  transformiert, da sie alle zwischen 30 und 70% lagen (siehe WEBER 1956, S. 266).

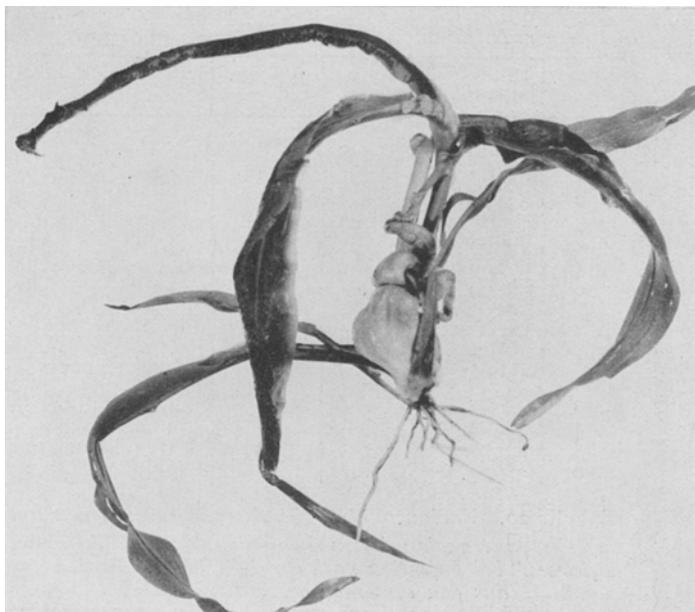


Abb. 7. Nach der Injektionsmethode mit *Ustilago zeae* infizierte Maispflanze.

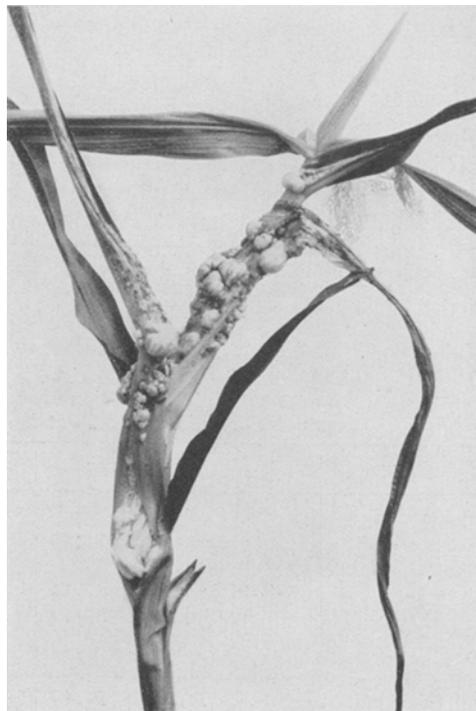


Abb. 8. Beulenbildung an Lieschen der weiblichen Blütenstände nach künstlicher Infektion mit *Ustilago zeae*.

Tabelle 21. Befallsergebnisse von 4 Maissorten bei künstlicher Infektion der weiblichen Blütenstände im Freiland.

Sorten-Nr.	infiz. Kolben in Entwicklungsstadium			insges.	% erkrankter Kolben in Entwicklungsstadium			insges.
	1	2	3		1	2	3	
1	4	169	23	196	50	51	43	52
2	41	232	9	282	51,2	52,5	22	52
3	1	106	34	141	—	46,2	32	45,4
4	74	282	11	371	50	56,3	18	53,6

Zwischen den Sorten bestehen keine signifikanten Resistenzunterschiede. Auch bei gesonderter Betrachtung des zweiten Entwicklungsstadiums, in welchem besonders viele Kolben infiziert wurden, ergaben sich keine

Tabelle 22. Varianzanalytische Auswertung der Prozentwerte der erkrankten Kolben (N = 6).

Variabilität	SQ	n	s <sup>2</sup>	F	F <sub>5%</sub>
Total	4401,10	23			
Zwischen den Gruppen	240,19	3	80,06	2,59°	(8,66)
Rest	4160,91	20	208,04		

Differenzen. Die niedrigen Befallswerte beim dritten, jüngsten Entwicklungsstadium sind wohl dadurch zu erklären, daß die weiblichen Blütenanlagen zur Zeit der Infektion noch fest von den Lieschen umschlossen waren und tief in den Blattscheiden des Laubblattes steckten, so daß die Infektionslösung nicht an das meristematische Gewebe der Blütenanlagen gelangte. Nach Infektion der Pflanzen in einem noch jüngeren Stadium, vor Differenzierung der weiblichen Blütenanlagen, zeigten die Lieschen eine ähnlich starke Beulenbildung wie die vollentwickelten, blühenden weiblichen Blütenstände (s. Abb. 8).

Bei der Maissorte 6 und vereinzelt auch bei der Sorte 5 wurden Blüteninfektionen noch am 12. 8. und 22. 8. durchgeführt. Nach dem Abblühen der Kolben konnten keine Infektionen mehr zum Haften gebracht werden. Von insgesamt 116 infizierten blühenden Kolben erkrankten 64, d.h. 57%. Befallsunterschiede gegenüber den übrigen Sorten waren also nicht erkennbar. Bei positiver Infektion verwandelte sich jedes Korn in eine Brandbeule (Abb. 9). Die innersten und jüngsten Lieschenblätter waren beulig. Auch das Auftreten der Narben, wie BREFELD (1905) es beschreibt, konnte beobachtet werden. War nur ein Teil der Kolben befallen, so waren die in Brandbeulen umgewandelten Körner mehr oder weniger stark vergrößert, wie aus Abb. 10 ersichtlich.

An den Pflanzen des III. Saattermins wurden, soweit sie die Infektionen nach der E-Methode ungeschädigt überstanden hatten, weitere Blüteninfektionen am 29. 9. durchgeführt. Die weiblichen Blüten-

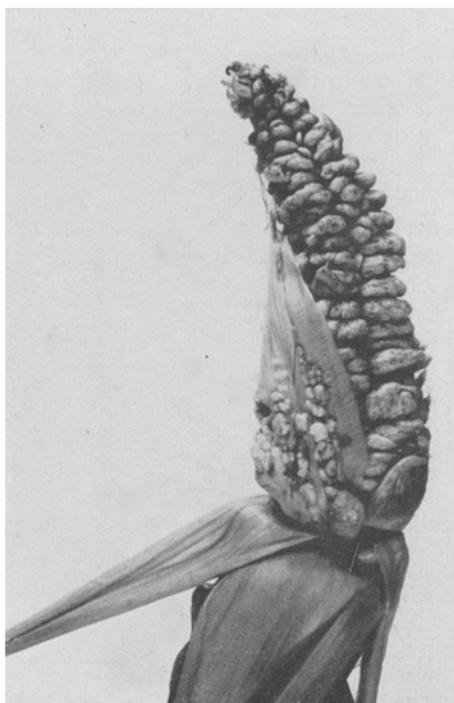


Abb. 9. Beulenbildung an Kolben nach künstlicher Infektion mit *Ustilago zeae*. Jedes Korn befallen.

stände zeigten dabei sämtliche Entwicklungsstadien. Am 4. 10. wurden überdies Rispen mit Infektions-

zeigt, häufig um mehrere Grade tiefer. Der Blüteninfektionsversuch wurde am 26. 10. abgebrochen.

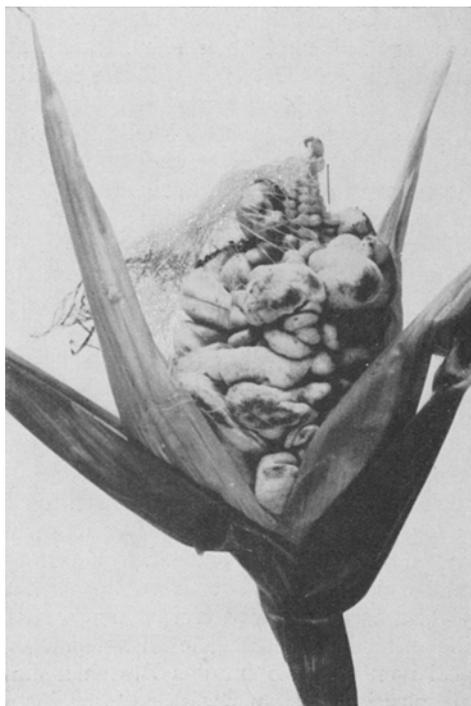


Abb. 10. Beulenbildung an Kolben nach künstlicher Infektion mit *Ustilago zeae*. Ein Teil der Körner stärker zu Beulen aufgetrieben.

material besprüht. Vermutlich infolge der späten Jahreszeit und der tieferen Temperaturen (Abb. 12) erkrankten jedoch keine weiblichen Blütenstände mehr, während Rispenbefall vereinzelt noch auftrat (Abb. 11).

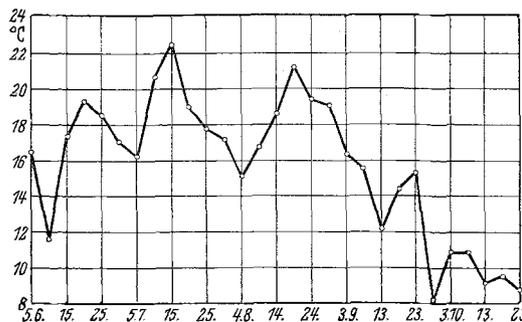


Abb. 12. Temperaturen in Pentadenwerten von Bonn (Wetterstation) für den Zeitraum vom 5. 6. 1955 bis 23. 10. 1955.

## 2. Gewächshausversuche

### a) Anlage und Durchführung

Parallel zu den Infektionsversuchen im Freiland wurden mit denselben Sorten Versuche im Gewächshaus in gleicher Sortennummerierung durchgeführt; lediglich in einem orientierenden Vorversuch kam zusätzlich „Fremkes Golddrausch“ zur Verwendung. Anzucht und Pflege der Pflanzen erfolgte wie früher beschrieben. Die Infektionen wurden nach der E-Methode (mit 2 maliger Nachinfektion) und der I-Methode vorgenommen. Infolge Platzmangels konnten die Versuche meist nur mit 40 Pflanzen je Sorte angesetzt werden.

### b) Auswertung

Die Bonitierung erfolgte nach dem bisher benutzten Schema. Tab. 23 gibt zunächst die Werte des mit 3 Sorten angesetzten Vorversuches wieder.

Tabelle 23. Befallsergebnisse an 3 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der E-Methode im Gewächshaus. Alter der Pflanzen: 9 Tage (2—3 Blattstadium).

Sorte	infizierte Pflanzen	befallene Pflanzen		Pflanzen mit Beulen	
		Anzahl	%	Anzahl	%
G	28	12	43	2	7,14
Ch	28	14	50	9	32,1
F	30	19	63	7	23

$$\chi^2 = 2,52^\circ$$

$$\chi^2 = 5,4^\circ$$

G = gelber badischer Landmais (= Nr. 1 des Feldversuches)

Ch = Chiemgauer (= Nr. 4 des Feldversuches)

F = Fremkes Golddrausch (nur im orientierenden Vorversuch verwendet)

Nach dem  $\chi^2$ -Test ergaben sich keine signifikanten Differenzen zwischen den Sorten. Bei qualitativer Wertung der Ergebnisse schien „Fremkes Golddrausch“ in bezug auf die Stärke der Beulenbildung etwas anfälliger zu sein als die beiden anderen Sorten.

Im ersten größeren Versuch mit allen 6 Sorten (Tab. 24) wurde die eine Hälfte der Pflanzen nach der I-, die andere nach der E-Methode infiziert.

Da beim Injektionsverfahren der Infektionserfolg bei allen Sorten 100% oder annähernd 100% betrug, wurde in zwei Wiederholungsversuchen (Tab. 25) nur nach der E-Methode infiziert.

Bei Infektion nach der E-Methode zeigte im ersten Sortenversuch die Sorte 6 geringeren Befall als die übrigen Sorten. Bei der ersten Wiederholung läßt der  $\chi^2$ -Test keine Sicherungen erkennen, während bei der zweiten Wiederholung neben der Sorte 6 auch die Sorte 5 resistenter erscheint. Für die Krankheitsindices trifft dies nur beim ersten Versuch zu.



Abb. 11. Beulenbildung an Rispen nach künstlicher Infektion mit *Ustilago zeae*.

Die Temperaturkurve gibt nur die Pentadenwerte an, die tatsächlichen Werte lagen in dem Zeitraum nach dem 23. 9., in welchem die Kurve einen starken Abfall

Tabelle 24. Befallsergebnisse an 6 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der E- und I-Methode im Gewächshaus. Alter der Pflanzen: 11 Tage. (2—3 Blattstadium).<sup>1</sup>

Sorte	infiz. Pfl.	befallene Pfl.		Pfl. m. Beulen		Krankheitsindex	
		Anzahl	%	Anzahl	%	K. I. G.	K. I. B.
I-Methode							
1	20	20	100	20	100	5,6	5,6
2	20	20	100	18	90	4,75	4,75
3	20	19	95	19	95	4,7	4,94
4	20	20	100	19	95	5,3	5,3
5	20	20	100	20	100	5,4	5,4
6	20	20	100	20	100	5,7	5,7

$$\chi^2 = 5,27^{\circ}$$

E-Methode							
1	20	19	95	11	58	3,64	3,8
2	20	18	90	10	55	3,05	3,38
3	20	18	90	16	89	4,5	5,0
4	19	19	100	16	84	4,84	4,84
5	19	18	95	8	44,5	3,0	3,16
6	20	11	55	4	36,3	1,3	2,36

$$\chi^2 = 23,87^{xxx} \quad \chi^2 = 22,94^{xxx}$$

<sup>1</sup> Wie aus den Ergebnissen über die Abhängigkeit des Infektionserfolges vom Alter der Pflanzen (s. S. 84, 85) hervorgeht, dürfte die Altersdifferenz zwischen den 3 Wiederholungen der Sortenversuche für die Befallsergebnisse als bedeutungslos angesehen werden.

Tabelle 25. Befallsergebnisse an 6 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der E-Methode im Gewächshaus.

Sorte	infiz. Pfl.	befallene Pfl.		Pfl. m. Beulen		Krankheitsindex	
		Anzahl	%	Anzahl	%	K. I. G.	K. I. B.

1. Wiederholung: Alter der Pflanzen 13 Tage  
(3—4 Blattstadium)<sup>1</sup>

1	39	32	82	22	56,5	2,72	3,3
2	41	32	78	26	63,4	2,88	3,7
3	40	36	90	19	52,7	2,85	3,16
4	40	30	75	20	66,6	3,08	4,1
5	40	31	77,5	25	62,5	3,28	4,23
6	40	34	85	27	79,5	3,08	3,62

$$\chi^2 = 4,0^{\circ} \quad \chi^2 = 5,1^{\circ}$$

2. Wiederholung: Alter der Pflanzen 18 Tage  
(3—4 Blattstadium)<sup>1</sup>

1	40	14	35	8	20	1,25	3,57
2	41	18	44	9	21,9	1,3	2,94
3	40	23	57,5	6	15	1,05	1,82
4	40	24	60	17	42,5	2,1	3,5
5	40	3	7,5	3	7,5	0,25	3,33
6	40	5	12,5	2	5	0,35	2,80

$$\chi^2 = 42,69^{xxx} \quad \chi^2 = 23,77^{xxx}$$

<sup>1</sup> Siehe Fußnote Tabelle 24.

### C. Besprechung der Ergebnisse

Die vorliegende Untersuchung sollte die Möglichkeit einer Frühselektion für die Resistenzzüchtung gegen Maisbrand klären und gegebenenfalls zur Ausarbeitung einer geeigneten Methode führen.

Zunächst mußte eine Infektionsmethode gefunden werden, die frühzeitig anwendbar war und Resistenzunterschiede möglichst deutlich werden ließ. Hierfür war die Kenntnis einerseits der natürlichen Infektion im Freiland, andererseits der verschiedenen Resistenzformen des Maises wichtig.

Die natürliche Infektion von *Ustilago zaeae* erfolgt lokal und ist an allen oberirdischen Pflanzenteilen möglich, solange noch junges, wachstumsfähiges Gewebe vorhanden ist. WALTER (1934) beobachtete das Eindringen sowohl von Sporidienhyphen, als auch von keimenden Chlamydosporen durch die intakte Epidermis junger Blätter und Stengel, nicht dagegen voll

entwickelter Organe. Demnach ist für den Erfolg einer künstlichen Infektion das Zusammentreffen des Pilzes mit meristematischem Gewebe entscheidend.

Die Vorstellungen über die Resistenz des Maises gegen *Ustilago zaeae* sind noch sehr lückenhaft. Über eine aktive Resistenz der Wirtspflanze ist nichts bekannt. Passive Resistenz kann sich nach GÄUMANN (1951) in drei verschiedenen Formen äußern:

1. Befallsresistenz: Eine Verkürzung der Wachstumszeit kann die Befallswahrscheinlichkeit vermindern. Von wesentlicher Bedeutung sind morphologische Eigenschaften der einzelnen Sorten. So z. B. sind Sorten mit fest zusammengerollten Blättern und Lieschen weniger anfällig als solche mit lockerem Wuchs (KYLE 1929).

2. Eindringungsresistenz: Nach BREFELD (1895) und WALTER (1934) besteht eine gewisse Eindringungsresistenz. Die Hyphen des Pilzes vermögen nur die weiche und noch nicht stark kutinisierte Epidermis zu durchdringen.

3. Ausbreitungsresistenz: Notwendige Voraussetzung für die Ausbreitung und Weiterentwicklung des Pilzes in der Pflanze bis zur Sporenbildung ist das Vorhandensein jugendlichen Gewebes. Unterschiedliche Gewebeausreifung bei den einzelnen Sorten scheint aber eine untergeordnete Rolle zu spielen. Den einzigen positiven Hinweis für das Bestehen einer sogenannten „physiologischen Resistenz“ der Sorten, d. h. das Vorhandensein wachstumshemmender Zellinhaltsstoffe, hat RANKER (1930) gegeben, der das Wachstum von *Ustilago zaeae* in sterilen Preßsäften anfälliger und resistenter Maislinien prüfte. Dabei beobachtete er, daß einige resistente Sorten lösliche Substanzen enthielten, die das Wachstum von *Ustilago zaeae* hemmten.

Eine für die Resistenzprüfung geeignete Infektionsmethode muß demnach die Impflösung genügend nahe an embryonales Gewebe heranbringen, ohne aber eventuell vorhandene Resistenzfaktoren auszuschalten. Nach kritischer Sichtung und experimenteller Überprüfung der in der Literatur angegebenen Infektionsmethoden wurden diejenigen ausgewählt, die insbesondere für eine Resistenzprüfung im Gewächshaus geeignet erschienen. Ausgeschieden wurden Verfahren, welche eine Infektion mittels Bestäuben der Körner und Besprühen der Pflanzen mit Brandsporen oder Sporidien oder durch Hypodermalinjektion mit trockenen Brandsporen zu erreichen suchten, weil der Erfolg jeweils negativ oder nur gering war. Als brauchbar erwies sich die Eintropfmethode nach BREFELD (1895), die auch von GRIFFITHS (1928) und EDDINS (1929) etc. angewandt wurde. Außerdem wurde teilweise auch mit der Injektionsmethode nach PIEMEISEL (1917) gearbeitet, um auch „physiologische Resistenzfaktoren“ mitzuerfassen. Die Eintropfmethode ergab sowohl in der von BREFELD angegebenen Form, wie auch nach Zusatz der bereits von MELHUS und DAVIS (1931); DAVIS (1935); DICKSON und BOWMAN (1940); MELHUS (1940) und WILKINSON und KENT (1945) erprobten Netzmittel noch nicht den gewünschten Erfolg. Erst durch 3malige Infektion in 1-tägigem Abstand wurde eine hinreichend hohe Infektionsrate erzielt. In dieser Form wird die Eintropfmethode den Anforderungen der Resistenzzüchtung gerecht, indem sie weitgehend den Bedingungen einer natürlichen Infektion entspricht.

Die Ausarbeitung einer brauchbaren Infektionsmethode verlangte weiter die Kenntnis derjenigen

Faktoren, die möglicherweise die Anfälligkeit der Maispflanzen beeinflussen. Vom Gesichtspunkt der Ausarbeitung einer Frühselektionsmethode aus war die Frage, ob mit einer Änderung der Resistenz im Laufe der ontogenetischen Entwicklung der Pflanzen zu rechnen ist, von besonderem Interesse. Vom Keimlingsstadium bis zum 5-Blattstadium konnten eindeutige Unterschiede nicht festgestellt werden. Trotz des annähernd gleichen Resistenzverhaltens in einem weiten Zeitraum der Jugendentwicklung scheint es unzumutbar, zu kleine Pflanzen, etwa im Keimlingsstadium, zu infizieren, da sich in diesem Entwicklungszustand die morphologisch-anatomisch bedingte Resistenz noch nicht hinreichend auswirken würde.

Hinsichtlich des Einflusses der Temperatur auf den Infektionserfolg ergaben sich in Übereinstimmung mit TISDALE und JOHNSTON (1926) wesentliche Differenzen nur in der Dauer der Inkubationszeit, die bei niedrigeren Temperaturen verlängert war, nicht dagegen im Befallsbild. Die von SCHMITT (1940) erwähnte Beobachtung, daß bei Temperaturen unter 21 °C keine Beulenbildung mehr stattfindet, konnte nicht bestätigt werden.

Auf Grund dieser Ergebnisse wurden die Pflanzen zur Resistenzprüfung im Gewächshaus im 2—4 Blattstadium nach der verbesserten Eintropfmethode (3-malige Infektion in 1-tägigem Abstand) und in Parallelversuchen nach der Injektionsmethode infiziert, wobei die Tagestemperaturen möglichst über 21 °C gehalten wurden.

Für vergleichende Untersuchungen über das Resistenzverhalten verschiedener Maissorten standen nur Sorten unbekannter Resistenz zur Verfügung, da sich bisher nur unzureichende Angaben über ihr Verhalten in der Literatur finden und keine umfassenden Resistenzprüfungen im Freiland, speziell mit deutschen Sorten, durchgeführt worden sind. Von der Sorte „Petten der Goldflut, brandanfällige Familie 2482“ war nur wenig Saatgut vorhanden und Nachlieferung nicht möglich. Somit stand keine Sorte bekannter Anfälligkeit vergleichend zur Verfügung.

Bei Verwendung der Injektionsmethode konnte ich weder im Gewächshaus noch im Freiland verwertbare Sortenunterschiede beobachten. In Übereinstimmung mit IMMER (1925), GRIFFITHS (1928) und DIETRICH (1955) muß deshalb die Injektionsmethode, gleichgültig, ob mit trockenen Brandsporen oder mit einer Sporensuspension gearbeitet wird, als nicht geeignet für eine Resistenzprüfung bezeichnet werden.

Bei Anwendung der einer natürlichen Infektion mehr entsprechenden Eintropfmethode traten bei 2 Saatterminen (I und III) unterschiedliche Sortenreaktionen auf. Faßt man die „befallenen Pflanzen“ der 6 geprüften Maissorten aller Freiland- und Gewächshausversuche (Freiland: Termine I, II, IIIa, b; Gewächshaus: 3 Wiederholungen) zusammen und prüft mittels des  $\chi^2$ -Testes nur auf das Sortenverhalten, so zeigen sich nach Tab. 26 für Sorte 4 gut gesicherte Unterschiede im Vergleich mit den übrigen Sorten.

Die Befallsauswertung nach der Heftigkeit der künstlich infizierten Freilandbestände mit Hilfe der Krankheitsindizes brachte nur für den dritten Saattermin bei Berechnung nach K. I. G. gesicherte Sortenunterschiede. Die Ergebnisse entsprachen im übrigen dem bei der Prozentauswertung gewonnenen Bild. Auch auf Grund der künstlichen Blüteninfektionen, die mit der Ein-

tropfmethode im Freiland leicht zu erzielen waren, ergaben sich sowohl zwischen den einzelnen Sorten als auch innerhalb der Entwicklungsstadien der Blütenstände keine Unterschiede.

Tabelle 26. Befallsergebnisse an 6 Maissorten bei künstlicher Infektion nach der E-Methode. (Zusammenfassung der Freiland- und Gewächshausversuche der „befallenen Pflanzen“.)

Sorten-Nr.	insges. inf. Pfl.	befallene Pflanzen	
		Anzahl	%
1	456	282	62
2	437	249	57
3	470	298	63
4	429	306	71
5	437	262	60
6	479	272	57

$\chi^2 = 26,86^{xxx}$

Die nur schwer nachweisbaren und geringen Resistenzunterschiede der benutzten 6 Maissorten ermöglichen keine Empfehlungen für die Durchführung der Frühselektion. Meine Untersuchungen können deshalb nur den Weg kennzeichnen, auf dem gegebenenfalls weiter fortgeschritten werden kann.

#### D. Zusammenfassung

Untersuchungen über Infektionsverfahren mit Maisbrand (A), über Einfluß von Alter der Wirtspflanze und Temperatur auf die Anfälligkeit des Mais (B) und über das Verhalten von 6 Maissorten gegenüber dem Maisbrand (C) brachten folgende Ergebnisse:

- A. 1. Von den geprüften Infektionsverfahren führten Bestäubungen des Saatgutes, Besprühen der Pflanzen mit einer Sporidien suspension und Hypodermalinjektion mit trockenen Brandsporen zu nur geringem Befall.
2. Auch die Eintropfmethode nach BREFELD (1888) ergab keinen befriedigenden Infektionserfolg. Seine Verbesserung wurde durch Zusatz von Netzmitteln und durch Wiederholung der Infektion angestrebt. Ersterer führte nicht zum Erfolg, während 3malige Nachinfektion, in Abständen von 1 Tag, den Befall erheblich steigerte.
3. Die Injektionsmethode brachte zwar durchweg den höchsten Infektionserfolg; das Verfahren wurde aber als zu scharf für die Resistenzbeurteilung abgelehnt.
- B. 1. Zwischen Keimlings- und 5 Blattstadium wurde keine Änderung der Anfälligkeit der Wirtspflanze beobachtet.
2. Steigende Temperaturen von 10° bis 26°C ergaben eine deutliche Verkürzung der Inkubationszeit, dagegen keine Unterschiede in der Heftigkeit des Befalls.
- C. 1. Unter 6 Maissorten zeigte im Freiland und Gewächshaus nur eine (Chiemgauer) eine gegenüber den übrigen 5 Sorten bedingt höhere Anfälligkeit von Stengel und Blättern.
2. Blüteninfektionen an Kolben und Rispen ließen trotz relativ guten Infektionserfolges keine Sortenunterschiede erkennen.

#### Literatur

1. ALLEN, O. N.: Experiments in Soil Bacteriology. Minneapolis (1951).
2. APPEL, O.: Der Maisbrand und

- seine Bekämpfung. Deutsche Landw. Presse. 54, 596 (1927). — 3. BLUMER, S. und KUNDERT, J.: Biologische Laborprüfung von Kupferpräparaten. Phytopath. Zeitschr. 17, 160—199 (1951). — 4. BORZINI, G.: Ricerche sul „carbone“ del Granturco (*Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER) Boll. Staz. Pat. Veg. Roma. 389—423 (1935) Ref.: Rev. Appl. Myc., 15, 358—359 (1936). — 5. BRAUN, H. und RIEHM, E.: Krankheiten und Schädlinge der Kulturpflanzen und ihre Bekämpfung. 7. Auflage. Berlin 1953. — 6. BREFFELD, O.: Neue Untersuchungen über die Brandpilze und die Brandkrankheiten. Nachr. Klub. Landw. Berlin 1577—1584, 1588—1594, 1597—1601, (1888). — 7. BREFFELD, O.: Untersuchungen aus dem Gesamtgebiet der Mycologie. Die Brandpilze II, Heft XI, 52—92 (1895). — 8. BREFFELD, O.: Untersuchungen aus dem Gesamtgebiet der Mycologie. Die Brandpilze IV, Heft XIII, 54—57 (1905). — 9. CHRISTENSEN, J. J. and STAKMAN, E. C.: Physiologic specialization and mutation in *Ustilago zeae*. Phytopathology 16, 979—999 (1926). — 10. CHRISTENSEN, J. J.: Studies on the genetics of *Ustilago zeae*. Phytopath. Zeitschr. 4, 129—188 (1931). — 11. CHRISTENSEN, J. J. and JOHNSON, I. J.: Field reaction of varieties and selfed lines of corn to different collections of *Ustilago zeae*. Journ. Agr. Res. 50, 47—57 (1935). — 12. DAVIS, G. N.: Some new aspects of maize smut. Iowa St. Coll. J. Sci. 9, 505—507 (1934/1935). — 13. DAVIS, G. N.: Corn smut latent and expressed. Phytopathology 26, 91 (1936) (Abstr.). — 14. DAVIS, G. N.: Some of the factors influencing the infection and pathogenicity of *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER on *Zea Mays* L. Res. Bull. Ia. Agric. Exp. Sta. 248—278 (1936). Ref.: Rev. Appl. Myc. 15, 712 (1936). — 15. DICKSON, J. G. and BOWMAN, D. H.: Inoculation experiments and reaction of inbred lines of corn to *Ustilago zeae*. Phytopathology 30, 5 (1940). (Abstr.). — 16. DIETRICH, S.: Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung von *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER. Diss. Hohenheim (1955). — 17. EDDINS, A. H.: Pathogenicity and cultural behavior of *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER from different localities. Phytopathology 19, 885—916 (1929). — 18. GÄUMANN, E.: Pflanzliche Infektionslehre. 2. Auflage. Basel (1951). — 19. GRIFFITHS, M. A.: Smut resistance in Corn. Phytopathology 17, 42 (1927) (Abstr.). — 20. GRIFFITHS, M. A.: Smut susceptibility of naturally resistant corn, when artificially inoculated. Journ. Agr. Res. 36, 77—89 (1928). — 21. HANNA, W. F.: Studies on the physiology and cytology of *Ustilago zeae* and *Sorosporium veilianum*. Phytopathology 19, 415—442 (1929). — 22. HAYES, H. K., STAKMAN, E. C., GRIFFEE, F. and CHRISTENSEN, J. J.: Reaction of selfed lines of maize to *Ustilago zeae*. Phytopathology 14, 268—280 (1924). — 23. IMMER, F. R. and CHRISTENSEN, J. J.: The reaction of selfed lines and crosses of maize to *Ustilago zeae*. Phytopathology 15, 699—707 (1925). — 24. IMMER, F. R.: Inheritance of reaction to *Ustilago zeae* in selfed lines of maize. Minn. Agr. Expt. Sta. Tech. Bull. 51, 1—62 (1927). — 25. IMMER, F. R. and CHRISTENSEN, J. J.: Influence of environmental factors on the seasonal prevalence of corn smut. Phytopathology 18, 589—597 (1928). — 26. IMMER, F. R. and CHRISTENSEN, J. J.: Further studies on reaction of corn to smut and effect of smut on yield. Phytopathology 21, 661—674 (1931). — 27. ITZEROTT, D.: Über Keimung und Wachstum von *Ustilago zeae* mit besonderer Berücksichtigung der Infektion. Phytopath. Zeitschr. 11, 155—180 (1938). — 28. ITZEROTT, D.: Die Wirkung wuchsstoffhaltiger Substanzen junger Maispflanzen auf das Wachstum von *Ustilago zeae*. Arch. f. Mikrobiologie. 9, 368—374 (1938). — 29. JONES, D. F.: Segregation of susceptibility to parasitism in maize. Amer. Journ. Bot. 5, 295—300 (1918). — 30. JONES, E. S.: Influence on the spore germination of *Ustilago zeae*. Journ. Agr. Res. 24, 593—597 (1923). — 31. KORNFIELD, A.: Bekämpfung des Maisbeulenbrandes auf biologischer Grundlage. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten 47, 277—297 (1937). — 32. KOTTE, W.: Die Bekämpfung des Beulenbrandes beim Mais. Mitt. Landw. 50, 1015—1016 (1935). — 33. KYLE, C. H.: Relation of husk covering to smut of corn ears. U.S. Dept. Agr. Tech. Bull. 120 (1929). Ref.: SCHULTZ, W. Maisbeulenbrand. Forschungsdienst 3, 143—151 (1937). — 34. KYLE, C. H.: Relation between the vigor of the corn plant and its susceptibility to smut (*Ustilago zeae*). Journ. Agr. Res. 41, 221—231 (1930). — 35. LEIN, A.: Bemerkungen zu neueren Arbeiten über Fragen des Feldversuches. Zeitschr. f. Pflanzenzüchtung. 30, 89—111 (1951). — 36. LINDER, A.: Statistische Methoden für Naturwissenschaftler, Mediziner und Ingenieure. Basel (1951). — 37. MAGNUS, P.: Seit wann ist der Maisbrand (*Ustilago maydis* (D. C.) TUL.) in Deutschland? Deutsche Bot. Monatsschr. 13, 49—53 (1895). — 38. MELHUS, J. E. and DAVIS, G. N.: Nodal infection with the corn smut organism. Phytopathology 21, 129 (1931). — 39. MELHUS, J. E. (1940—41): Pathology and mycology of corn. Rep. Ia. Agr. Exp. Sta. Part II, 54—58. (? 1941) Ref.: Rev. Appl. Myc. 23, 12. (1944). — 40. MUDRA, A.: Einführung in die Methodik der Feldversuche. Leipzig 1952. — 41. NOACK, M.: Praktikum der pilzparasitären Pflanzenkrankheiten. Berlin 1926. — 42. NEUDERT, W. und BRUNN, W.: Die Messung der Benetzbarkeit von Pflanzenblättern mit Hilfe des Tropfenspreitungsverfahrens (TS-) Testes. Nachrichtenbl. Biolog. Zentralanstalt Braunschweig, 5, 39—43 (1953). — 43. PEARSON, E. S. and HARTLEY, H. O.: Biometrika Tables for Statisticians. Cambridge (1956). — 44. PERLET, J.: Zur Bekämpfung des Maisbeulenbrandes. Dtsche Landw. Presse 65, 7, 16 (1938). — 45. PIEMEISEL, F. J.: Factors affecting the parasitism of *Ustilago zeae*. Phytopathology 7, 294—307 (1917). — 46. PLATZ, G. A.: Some factors influencing the pathogenicity of *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER. Iowa. State Coll. Journ. of Science. III, 2, 177—200 (1929). Ref.: Rev. Appl. Myc. 8, 562 (1929). — 47. POTTER, A. A. and MELCHERS, L. E.: Study of the life history and ecologic relations of the smut of maize. Journ. Agr. Res. 30, 161—173 (1925). — 48. RANKER, E. R.: The nature of smut resistance in certain selfed lines of corn as indicated by filtration studies. Journ. Agr. Res. 41, 613—619 (1930). — 49. ROWELL, J. B. and de VAY, J. E.: Factors and results in the partial-vacuum inoculation of seedling corn with *Ustilago zeae*. Phytopathology 42, 17 (1952) (Abstr.). — 50. ROWELL, J. B. and de VAY, J. E.: Factors affecting the partial vacuum inoculation of seedling corn with *Ustilago zeae*. Phytopathology 43, 654—658 (1953). — 51. SCHMITT, C. G.: Cultural and genetic studies on *Ustilago zeae*. Phytopathology 30, 181—390 (1940). — 52. SCHROFF, W.: Der Vegetationsversuch. Methodenbuch VIII. Berlin (1951). — 53. SCHULTZ, W.: Maisbeulenbrand. Forschungsdienst 3, 143—151 (1937). — 54. SLEUMER, H. O.: Über Sexualität und Zytologie von *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER. Zeitschr. f. Botanik 25, 209—263 (1931/32). — 55. SNEDECOR, G. W.: Statistical methods. Iowa State Coll. Press. (1946). — 56. SNEDECOR, G. W.: Statistical methods. Iowa State Coll. Press. (1956). — 57. SORAUER, P.: Handbuch der Pflanzenkrankheiten. III. Bd. II. Teil. Berlin. (201.) (1932). — 58. STAKMAN, E. C. and CHRISTENSEN, J. J.: Heterothallism in *Ustilago zeae*. Phytopathology 17, 827—834 (1927). — 59. STAKMAN, E. C., CHRISTENSEN, J. J., EIDE, C. J. and BJORN PETURSON: Mutation and hybridization in *Ustilago zeae*. Univ. Minn. Agr. Expt. Sta. 1—108. (1929). — 60. STEVENS, K. A. St., MELHUS, I. E., SEMENIUK, G. and TIFFANY, L.: A new method of inoculating some Maydeae with *Ustilago zeae*. Phytopathology 31, 411 (1946). — 61. STOCKER, O.: Pflanzenphysiologische Übungen. Jena 1942. — 62. TISDALE, W. H. and JOHNSTON, C. O.: A study of smut resistance in corn seedlings grown in the greenhouse. J. Agr. Res. 32, 649—668 (1926). — 63. VOHL, G. J.: Mehrjährige Beobachtungen über den Einfluß äußerer Bedingungen auf den Befall des Maises mit Beulenbrand (*Ustilago zeae*). Pflanzenbau 14, 465—480 (1938). — 64. WALLIN, J. R.: A new method of inoculating the *Maydeae* with smut fungi. Science 109, 312—313 (1949). — 65. WALTER, J. M.: The mode of entrance of *Ustilago zeae* into corn. Phytopathology 24, 1012—1020 (1934). — 66. WALTER, J. M.: Factors affecting the development of corn smut, *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER. Univ. Minn. Agr. Exp. Sta. Techn. Bull. 111, 1—57 (1935). — 67. WEBER, E.: Grundriß der biologischen Statistik für Naturwissenschaftler und Mediziner. Jena 1956. — 68. WEHNELT, B.: Matthieu Tillet-Tilletia. Nachrichten über Schädlingsbekämpfung 12, 45—146 (1937). — 69. WESTCOTT, C.: Plant Disease Handbook 365—367. New York 1950. — 70. WILKINSON, R. E. and KENT, G. C.: Some factors determining the infection of corn by *Ustilago zeae* (BECKM.) UNGER. Iowa St. Coll. J. Sci. XIX, 4, 404—413 (1945). Ref.: Rev. Appl. Myc. 25, 109 (1946). — 71. ZWÖLFER, W.: Die wichtigsten Maisschädlinge und ihre Bekämpfung. Deutsche Landw. Presse. 54, 59—60 (1927).