

werden. Diese Feststellung können wir ebenso wie die folgende bestätigen, daß neben befallenen Pflanzen auch gesunde auftreten.

Die weiteren Arbeiten am „süßen“ Steinklee werden sich also in erster Linie darauf konzentrieren müssen, mehlauresistente, wüchsige Pflanzen mit sicherem Samenertrag zu schaffen. Ferner ist es erstrebenswert, eine Sorte zu züchten, die sich stark bestockt, feine Stengel besitzt, einen großen Blattreichtum aufweist, im Frühjahr zeitig austreibt und nach dem Schnitt besser nachwächst. — Eine Vorstellung, welche Mannigfaltigkeit der Wuchstypen innerhalb unseres Gülzower cumarinarmen Materials für die weiteren Zuchtarbeiten zur Verfügung steht, geben Abb. 2—13.

Zusammenfassung

Eine Zusammenstellung von Ergebnissen zeigt, daß es weitestgehend gelungen ist, einen cumarinarmen Steinklee zu züchten. Es wird die Untersuchungsmethodik in qualitativer und quantitativer Hinsicht beschrieben und auf das Auftreten von „Wechseltypen“ innerhalb des „süßen“ Zuchtmaterials hingewiesen, denen besondere Beachtung im Rahmen der Züchtung geschenkt werden muß.

Was die Untersuchungen des Blatt- und Stengelanteils der verschiedenen Arten betrifft, so tragen diese Ergebnisse einen vorläufigen Charakter.

Literatur

1. BEHR, G., G. HÜLSMANN, u. L. THILO: Kritische Untersuchungen zur Bestimmung von Coumarin, Melilotsäure und Cumarsäure in Pflanzenteilen. *Angewandte Botanik* 31 63—73 (1957). — 2. BRINK, R. A. and W. L. ROBERTS: The coumarin content of *Melilotus dentata*. *Science* 86. 41—42 (1937). — 3. DUNCAN, I. J. and R. B. DUSTMAN: Determination of coumarin in sweetclover. *Ind. and Eng. Chem. Anal. Ed.* 9, 471—474 (1937). — 4. DWORAK, L.: The Selection of Elite Forms of *Melilotus albus* with Low Coumarin Content. *Herb. Abstr.* 7, 217, (1937). — 5. GELCINSKAJA, R. B. and M. A. BORDUNOWA: Breeding coumarin-free sweetclover. *Herb. Abstr.* 6, 116 (1936). — 6. GOPLEN, B. P., J. E. R. GREENSHIELDS and W. J. WHITE: Selection techniques in screening for coumarin deficient sweet clover plants. *Canad. J. Bot.* 34, 711—719 (1956). — 7. HACKBARTH, J.: Künstliche Kreuzungsmethoden bei Steinklee und Luzerne. *Der Züchter* 2, 354—358 (1930). — 8. HASKINS, F. A. and H. J. GORZ: Fluorometric assay of free and bound coumarin in sweetclover. *Agr. J.* 49, 493—497 (1957). — 9. KANEWSKAJA, S. J. u. A. M. FEDOROWA: Eine quantitative Bestimmung des Coumarins und der Melilotsäure in *Melilotus officinalis*. *Ztschr. analyt. Chemie*,

93, 176—180 (1933). — 10. MICKÉ, A.: Die Auswirkung einer Röntgenbestrahlung lufttrockener Samen von *Melilotus albus* Desr. auf die Bestrahlungsgeneration und deren Nachkommenschaften. *Diss. Gießen* 1955. — 11. MICKÉ, A.: Eine vereinfachte Methode zur Prüfung von Steinkleeindividuen auf Coumarin. *Der Züchter* 27, 179 bis 181 (1957). — 12. REPPÉL, L.: Über natürliche Coumarine. *Pharmazie* 9, 278—299 (1954). — 13. ROBERTS, W. L. and K. P. LINK: Determination of coumarin and melilotic acid. *Ind. and Eng. Chem.* 9, 438—441. (1937). — 14. ROBERTS, W. L. and K. P. LINK: A precise method for the determination of coumarin, melilotic acid and coumaric acid in plant tissue. *Jour. Biol. Chem.* 119, 269—281 (1937). — 15. RUDORF, W. and SCHRÖCK, O.: Über das Auftreten stark abgeänderter Formen bei Steinklee (*Melilotus albus*). *Der Züchter* 13, 1—4 (1941). — 16. SCHEIBE, A. u. G. HÜLSMANN: Über das Auftreten bitterstoffarmer Pflanzen von *Melilotus albus* in der C₂-Generation nach Behandlung mit mutagenen Chemikalien. *Naturwissenschaften* 44, 17—18 (1957). — 17. SCHRÖCK, O.: Der gegenwärtige Stand der Steinkleezüchtung. *Der Züchter* 19, 59—68 (1948). — 18. SCHWARZE, P.: Produktion von Alkaloiden, Terpenoiden und anderen sekundären Pflanzenstoffen im Handbuch der Pflanzenzüchtung, 2. Aufl. 1, 353—360 (1955). — 19. SLATENSEK, J. M.: Some causes for variation of coumarin content in sweetclover. *J. Amer. Soc. Agr.* 39, 596—605 (1947). — 20. SLATENSEK, J. M. and E. R. WASHBURN: A rapid fluorometric method for the determination of coumarin and related compounds in sweetclover. *J. Amer. Soc. Agr.* 36, 704—708 (1944). — 21. SMITH, W. K.: The alleged protective action of alfalfa against the hemorrhagic sweetclover disease. *J. Agr. Res.* 59, 211—216 (1939). — 22. STEVENSON, T. M. and J. S. CLAYTON: Investigations relative to the breeding of coumarin — free sweetclover, *Melilotus*. *Canad. Journ. Res.* 14, 153—165 (1936). — 23. STEVENSON, T. M. and W. J. WHITE: Investigations concerning the coumarin content of sweetclover. I Breeding of a low-coumarin line of sweetclover, *Melilotus albus*. *Sci. agr.* 21, 18—28 (1940). — 24. SUVOROV, V. V. Cultivation of sweetclover and its prospects in the USSR. *Herb. Abstr.* 7, 299 (1937). — 25. UFER, M.: Untersuchungen über die Befruchtungsverhältnisse einiger *Melilotus*-Arten (Steinklee). *Der Züchter* 2, 341—354 (1930). — 26. UFER, M.: Wege und Ergebnisse der züchterischen Arbeit am Steinklee. *Der Züchter* 6, 255—258 (1934). — 27. UFER, M.: Ein züchterisch brauchbares Verfahren zur Auslese cumarinarmer Formen beim Steinklee (*Melilotus*). *Der Züchter* 11, 317—321 (1939). — 28. UFER, M. u. J. HACKBARTH: Weitere Untersuchungen über die Befruchtungs- und Kreuzungsverhältnisse einiger *Melilotus*-Arten. *Der Züchter* 3, 353—360 (1931). — 29. WHITE, W. J., J. E. R. GREENSHIELDS, and W. CHUBATY: The effect of feeding sweetclover silage on the prothrombin time of blood of cattle. *Canad. Jour. Agr. Sci.* 34, 601—606 (1954). — 30. WHITE, W. J. and W. H. HORNER: Investigations concerning the coumarin content of sweetclover. II Sources of variation in tests for coumarin content. *Sci. agr.* 21, 29—35 (1940). —

(Aus dem Institut für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin)

Eine Methode zur Prüfung von Wild- und Primitivkartoffeln auf ihr Verhalten gegenüber dem Kartoffelschorf, *Streptomyces scabies* (THAXTER) WAKSMAN et HENRICI

Von D. ROTHACKER und M. HAUSSDÖRFER

Mit 5 Abbildungen

Einleitung

Ein besonders qualitätsminderndes Merkmal beim Anbau von Speisekartoffeln ist der durch *Streptomyces scabies* verursachte Schorfbefall der Knollen. Wie die Untersuchungen von WOLLENWEBER (1920), SCHLUMBERGER (1932—1943), HEY (1951) u. a. sowie Beob-

achtungen in der Praxis zeigen, sind graduelle Unterschiede in der Schorfanfälligkeit unserer Kartoffelsorten gegeben. Es finden sich unter ihnen jedoch keine Sorten mit hochgradiger Resistenz oder Immunität.

Im Freiland ist das Auftreten von Schorf weitgehend von äußeren Bedingungen abhängig. In den einzelnen

Jahren wie auch regional treten die durch klimatische und edaphische Faktoren bestimmten Schädigungen mit unterschiedlicher Heftigkeit auf. Es ist deshalb nicht verwunderlich, daß die Angaben über das Verhalten der Kulturkartoffelsorten sich teilweise widersprechen (ROEMER, FUCHS und ISENBECK 1938 und STELZNER und LEHMANN 1939). In den letzten Jahrzehnten ist mehrfach eine genetische Analyse der Schorfanfälligkeit bzw. Resistenz bei *S. tuberosum* versucht worden (CLARK und Mitarbeiter 1938, LEACH und Mitarbeiter 1938, KRANTZ und EIDE 1941). Die Ergebnisse konnten wahrscheinlich infolge relativ geringer Resistenz in unseren Kultursorten von der Kartoffelzüchtung kaum ausgewertet werden.

Die Resistenzzüchtung gegen den gewöhnlichen Kartoffelschorf wird durch das Fehlen einer genauen Kenntnis der die Resistenz bedingenden Faktoren (BÖNIG und WALLNER 1937/38; NOLL 1939) und durch die physiologische Spezialisierung des Erregers (LEACH, DECKER und BECKER 1939) SCHAAL 1944 und HOFFMANN 1954) erschwert.

Auch über das Verhalten der meisten süd- und zentralamerikanischen Kartoffelspecies gegenüber natürlichen wie auch künstlichen Schorfinfektionen liegen nur unzulängliche Angaben vor. Als schorfimmun nennt REDDICK (1939) *S. caldasii* var. *glabrescens* (nach HAWKES 1956 falsche Bezeichnung für *S. chacoense*), *S. chacoense*, *S. commersonii* und *S. jamesii*. Auch BUKASOV und KAMERAZ (1948) vermuten Resistenz in der Series *Commersoniana*. Nach den bisher in Groß-Lüsewitz durchgeführten Untersuchungen sowie nach HOFFMANN (1955 und pers. Mitteilung) fanden diese Angaben keine Bestätigung.

In den letzten Jahrzehnten konnten verschiedene Aufgaben der Resistenzzüchtung bei der Kartoffel mit Hilfe von Wild- und Primitivformen erfolgreich durchgeführt werden. Es erschien daher nützlich, alle in Groß-Lüsewitz vorhandenen Wild- und Primitivkartoffelarten systematisch auf ihr Verhalten gegenüber dem Erreger des Kartoffelschorfes zu prüfen. Da diese Formen im wesentlichen nur unter Kurztagsbedingungen zur Knollenbildung kommen, mußte eine Methode entwickelt werden, die einmal diesen genetisch-physiologischen Gegebenheiten gerecht wird und zum anderen eine sichere Infektion unter gut kontrollierbaren Bedingungen gestattet.

HOFFMANN (1955) beschreibt eine Methode der Schorffresistenzprüfung von Wildkartoffeln, bei der anstelle der Knollen- die Stolonenreaktion als Resistenzkriterium bewertet wird. Verschiedene andere Autoren (vergl. bei HOFFMANN 1955) weisen auf den Befall von Stengel, Wurzeln und Stolonen bei Kulturkartoffeln durch *Streptomyces scabies* hin. Besonders bei den kultivierten südamerikanischen Arten, wie *S. andigenum*, *S. stenotomum*, *S. phureja* u. a. werden teilweise sehr kurze Stolonen gebildet, die nach unseren Erfahrungen eine Prüfung nach der von HOFFMANN beschriebenen Methode nicht zulassen.

Material und Methode

1. Geprüfte Solanum-Arten

Für die Untersuchungen stand das gesamte Primitiv- und Wildkartoffelsortiment des Institutes für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz mit 42 Arten und 524 Herkünften zur Verfügung. Aus diesem umfangreichen

Material wurden neben einigen Wildarten aus den Series *Acaulia*, *Commersoniana*, *Longipedicellata* und *Polyadenia* für die Erprobung der Methode 13 Herkünfte von *S. tuberosum* subsp. *andigenum* aus der Series *Tuberosa* verwandt (Tab. 1).

2. Anzucht der Pflanzen

Von jeder Herkunft wurden durchschnittlich sechs Sämlinge angezogen. Anfang April erfolgte die Aussaat der Samen, nach 16 Tagen wurden die aufgelaufenen Pflanzen im Abstand von 6 cm × 6 cm in Pikierkisten, die mit einer stark sandigen Komposterde gefüllt waren, pikiert und nach dem Anwachsen im temperierten Gewächshaus im Halbdunkel unter den Tabletten aufgestellt. Vier Wochen nach der Aussaat (6. 6.) erreichten die Pflanzen eine Länge von 20 bis 25 cm, danach wurden die Sämlinge 10 Tage lang unter normalen Belichtungsverhältnissen bei mäßiger Wärme im Gewächshaus kultiviert. Die so absichtlich etioliert herangezogenen Pflanzen wurden zur Kräftigung noch 10 Tage bei normalem Tageslicht und mäßiger Wärme im Gewächshaus belassen und dann Ende Juni/Anfang Juli in die für die Schorffresistenzprüfung hergerichtete Anlage überführt.

3. Isolierung, Kultur und Vermehrung des Erregermaterials

Die Infektion der Pflanze erfolgte mit einem Erregergemisch von drei pathogenen *Streptomyces scabies*-Stämmen, Stamm-Nr. 56/62, Stamm-Nr. 56/113 und Stamm M₂ 28¹, die im Winter 1956 von Schorfpusteln isoliert wurden. Mit dem von HOFFMANN (1954) angegebenen kombinierten Prüfungsverfahren nach HOOKER (1949) und TAYLOR und DECKER (1947) konnte eine Differenzierung apathogener und pathogener *Streptomyces*-Stämme im Magermilch- und Sojabohnen-Test durchgeführt werden. Im Gegenstrichtest konnte keine antagonistische Beeinflussung der zu mischenden Stämme beobachtet werden. Die Massenvermehrung der Erregerstämme erfolgte in 200 cm³ Erlenmeyerkolben auf Kartoffelsaftagar (1 Ltr. Kartoffelsaft, 1% Glucose, p_H 6,8) bei 28° C. Zur Infektion wurde eine starke Sporenaufschwemmung mit aqua bidest. hergestellt.

4. Anlage der Prüfung

Bei einer künstlichen Schorfinfektion von Kartoffelpflanzen, die im Freiland oder im Blumentopf kultiviert werden, bereitet die Freilegung der Stolonen und Knollen gewisse Schwierigkeiten. Nach FELLOWS (1926) befällt der Erreger nur die wachsende Knolle. Durch ein Herauspräparieren der Stolonen und der Knollen kommt es jedoch zu bisher nicht erklärbaren Störungen, die sich auf das Wachstum der freigelegten Knollen negativ auswirken. In den meisten Fällen hört das Wachstum der Knolle auf, und die Pflanze bildet anderenorts neue Knollen. Da ferner unter möglichst sterilen Bedingungen gearbeitet werden muß, um zu eindeutigen Versuchsergebnissen zu gelangen, entschlossen wir uns, die Pflanzen in künstlicher Nahrung zu kultivieren.

Beider Anlage wurde teilweise auf bestehende bauliche Einrichtungen zurückgegriffen. In einem 3 m breiten Ge-

¹ Der Stamm M₂ 28 wurde uns freundlicherweise von Herrn DR. HOFFMANN, BZA Aschersleben, im Jahre 1955 überlassen.

Tabelle 1. *Aufstellung über das geprüfte Kartoffel-Material*

Lfd. Nr.	Species	Sort.-Nr. Gr. Lüsewitz	Herkunftsbezeichnung	Anzahl geprüfter Sämlinge
Series <i>Tuberosa</i> — Kulturkartoffeln				
1.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/17	„Alcca Tarma“	4
2.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/18	„Papa de Agua“	9
3.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/20	„Yurrac-Huaccoto“	7
4.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/21	„Choque Pito“	6
5.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/28	„Ojasa“ SLEUMER, Catamarca	10
6.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/46	„Tocana blanca“ CCC 60, ESTRADA, Bogota	5
7.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/50	„Pamba blanca“ CCC 112, ESTRADA, Bogota	5
8.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/57	„Tocana blanca“ CCC 330, ESTRADA, Bogota	3
9.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/136	f. <i>ocellatum</i> , A 5—1247—17, BUKASOV, Leningrad	10
10.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/138	f. <i>ocellatum</i> , A 5—1295—11, BUKASOV, Leningrad	5
11.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/139	f. <i>ocellatum</i> , A 5—1295—13, BUKASOV, Leningrad	7
12.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/141	f. <i>ocellatum</i> , A 5—1295—28, BUKASOV, Leningrad	3
13.	<i>S. tuberosum</i> subsp. <i>andigenum</i>	57.3/147	var. <i>parvistygmatum</i> , LA 5—73, BUKASOV, Leningrad	4
Series <i>Tuberosa</i> — Wildkartoffeln				
14.	<i>S. simplicifolium</i>	57.31/4	BRÜCHER, Tucuman	20
Series <i>Acaulia</i>				
15.	<i>S. acaule</i>	57.1/1	C. P. C. 528. 7. 1. DODDS, Cambridge	12
Series <i>Commersoniana</i>				
16.	<i>S. commersonii</i> (2 n = 24)	57.9/4	RIGOT, Libramont	7
17.	<i>S. chacoense</i> (<i>S. parodii</i>)	57.26/1	SLEUMER, Catamarca	13
Series <i>Longipedicellata</i>				
18.	<i>S. stoloniferum</i> (<i>S. antipoviczii</i>)	57.4/8	DORS, Wageningen	6
19.	<i>S. stoloniferum</i> (<i>S. longipedicellatum</i>)	57.22/3	DORS, Wageningen	12
Series <i>Polyadenia</i>				
20.	<i>S. polyadenium</i>	57.27/2	unbekannt	19
21.	<i>S. polyadenium</i>	57.27/6	unbekannt	7

wächshaus waren an einer Seite des Mittelganges acht wasserdicht auszementierte Becken (140 cm × 90 cm × 25 cm) mit Abfluß eingebaut. In diese Becken wurde 7—8 cm hoch sterilisierter Quarzsand (in der Körnung ähnlich dem Hohenbockaer-Quarzsand) ausgebreitet und 30 durchsichtige Glasrohre (Innendurchmesser 5 cm, Außendurchmesser 5,5 cm) im regelmäßigen Abstand in 6 Reihen zu je 5 Rohren je Becken derart aufgestellt, daß das untere Ende des Glasrohres einige cm in den Quarzsand hineingedrückt wurde und das obere Ende mit der Höhe des Beckens abschloß. Jedes Becken wurde mit sieben jeweils übereinandergreifenden streifenförmigen Deckeln aus weißlackierter Preßpappe, die genau eingebaute Aussparungen für die Glaszylinder enthielten, abgedeckt (Abb. 1). Eine vollkommene Abdunkelung des Beckeninneren erzielten wir durch Bedecken aller entstehenden Ritzen mit Igelitfolie (Polyvinylchlorid), die sich in allen Fällen dicht an die Unterlage anschmiegte und weiteren Lichteinfall verhinderte (Abb. 2). Diese Vorrichtung erwies sich als notwendig, um einmal einer Chlorophyllbildung in den Stolonen und Knollen und zum anderen einer Veralgung der Nährlösung vorzubeugen.

Die Pflanzen wurden aus der Pikierkiste möglichst mit der gesamten Wurzelmasse entnommen und von allen anhaftenden makroskopisch sichtbaren mineralischen und organischen Teilen unter fließendem Wasser befreit. Die gereinigten Pflanzen wurden so in die Glaszylinder eingebracht, daß die Wurzeln auf dem Sand im Zylinder auflagen und der Stengel durch einen radialen Einschnitt im Gummistopfen in die zentral ge-

legene Bohrung eingeführt werden konnte. Bei Pflanzen mit einer relativ üppigen Laubentwicklung wurden die Blätter etwas gestutzt, um die Transpirationsfläche zu verkleinern und ein besseres Anwachsen zu erreichen.

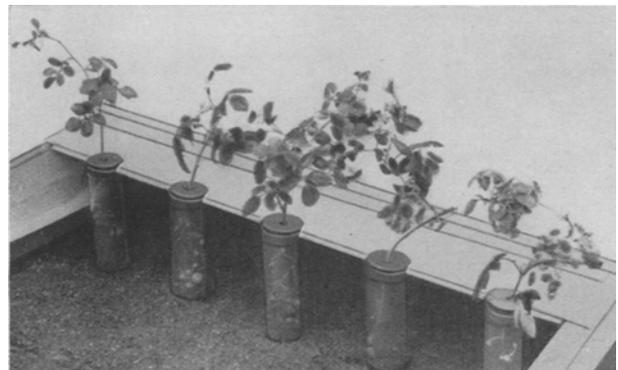


Abb. 1. Entwicklung der Pflanzen in der Nährlösungskultur mit Knollenbildung in den Glaszylindern.

Die Stengel wurden mit etwas Watte in der Stopfenbohrung befestigt, dadurch wurde gleichzeitig für den nötigen Lichtabschluß gesorgt. Nach dem Einsetzen der Pflanzen wurden die Becken mit Nährlösung nach KNOP bis etwa 2 cm unter die Quarzsandoberfläche aufgefüllt, so daß die Flüssigkeit ungehindert kapillar bis an die aufliegenden Wurzeln aufsteigen konnte. Nach wenigen Tagen bildeten die Pflanzen neue Wurzeln und wuchsen weiter. Der Flüssigkeitsstand wurde regelmäßig kontrolliert und Fehlmengen mit Leitungs-

wasser nachgefüllt. In Vorversuchen hatte sich gezeigt, daß bei einem Nährlösungsstand über dem Sand die Wurzeln sich vornehmlich in der Flüssigkeit bildeten und den Sand nicht oder nur schlecht durchwurzelten. Bei einem Sinken des Flüssigkeitsspiegels kam es dann sehr schnell zu störenden Welke- und Absterbeerscheinungen. Die durch Transpiration verbrauchte Flüssigkeitsmenge war im ganzen gesehen gering. Wir hielten es für zweckmäßig, während der gesamten Prüfungsdauer die Nährlösung dreimal zu erneuern.

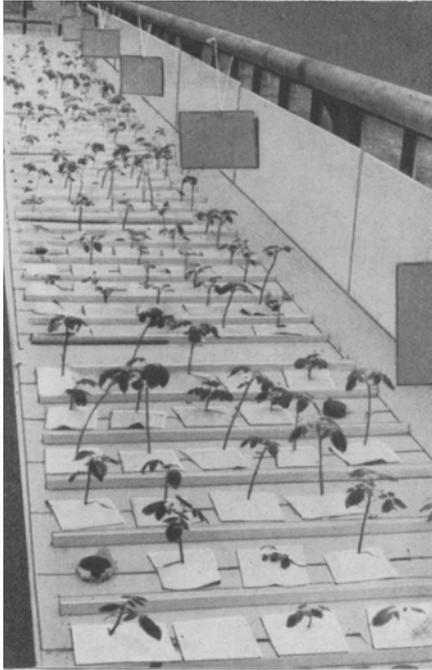


Abb. 2. Ausschnitt aus der Schorfresistenzprüfungsanlage im Gewächshaus.

Die Pflanzen wurden dann unter Kurztagsbedingungen gehalten. Im allgemeinen waren die Sämlinge 9,5 Std. (7.30 bis 17.00 Uhr) dem natürlichen Tageslicht ausgesetzt. Zur Verdunklung wurde je Becken ein Kasten (150 cm × 100 cm × 50 cm) aus weißer Preßpappe über die Pflanzen gesetzt. Bereits nach 13tägiger Kurztagsbehandlung begann bei einigen Pflanzen der Knollenansatz, der Anfang Juli bei fast allen Pflanzen beobachtet wurde und durch Öffnen der Deckelstreifen sich kontrollieren ließ (vgl. Abb. 1).

Die Infektion der neu gebildeten Knollen erfolgte mit einer konzentrierten Sporensuspension der drei genannten *Streptomyces scabies*-Stämme mittels eines Mundzerstäubers von oben, nachdem der Zylinder durch Anheben des Gummistopfens geöffnet war.

Die erste Infektion wurde am 11. Juli nach der Bildung der ersten Knollen und eine zweite 18 Tage später (am 29. Juli) durchgeführt, um die später gebildeten Knollen gleichfalls zu infizieren. Bereits sechs Wochen nach Versuchsbeginn begannen vereinzelt Pflanzen zu vergilben und abzusterben, nach weiteren 14 Tagen zeigte der größte Teil der Pflanzen Abreifesymptome, so daß der Versuch als beendet angesehen werden konnte.

Beidieser Kulturmethode entwickelten sich alle Pflanzen, bis auf geringe Ausnahmen, gut. Eine Veralgung des Quarzsandes konnte in keinem Fall bemerkt werden. Die Knollen hatten teilweise eine

starke Lentizellenentwicklung, sonst aber natürliches Aussehen. Der Knollenansatz erfolgte fast ausschließlich oberhalb des Nährlösungsspiegels, so daß die Infektionsflüssigkeit bequem auf die Knöllchen und Stolonen von oben her gesprüht werden konnte. Die Stolonenentwicklung war sehr unterschiedlich. Die Subsp. *andigenum* bildete die Knollen meist nahe dem Stengel, wogegen die Knollen der wilden Arten, wie *S. simplicifolium*, *S. stoloniferum*, *S. acaule*, *S. chacoense*, *S. polyadenium* u. a. an langen Stolonen, die teilweise den gesamten Hohlraum ausfüllten, gebildet wurden. Die Knollenbildung bei den wilden Species setzte später als bei den kultivierten Formen ein. Der mit Feuchtigkeit gesättigte Luftraum des Glaszylinders gewährte dem Erreger optimale Entwicklungsbedingungen.

Versuchsergebnisse

Die Bonitierung des Versuches erfolgte 10 Tage nach der zweiten Infektion, am 8. August. Entsprechend ihrem Reifezustand wurden die Pflanzen in folgende drei Gruppen eingeteilt:

- Pflanzen normal, Blätter noch grün, geringe Abreifesymptome,
- Pflanzen vergilbt, starke Abreifesymptome,
- Pflanzen abgestorben.

Bei der Auswertung wurde die gebildete Knollenzahl jeder Pflanze sowie die Zahl der schorfigen und nicht mit Schorf befallenen Knollen ermittelt. Ferner erfolgte eine Gruppierung der Knollen in drei Größenklassen.

- „groß“ = Knolldurchmesser über 15 mm,
- „mittel“ = Knolldurchmesser von 5—15 mm,
- „klein“ = Knolldurchmesser unter 5 mm.

Der Schorfbefall wurde nach folgendem Schema bonitiert:

- = vereinzelt Schorfpusteln auf der Knollenoberfläche,
- = mehrere einzelne Schorfpusteln auf der Knollenoberfläche,
- = ein Viertel bis ein Drittel der Knollenoberfläche ist ± zusammenhängend mit Schorf bedeckt,
- = etwa die Hälfte bis zwei Drittel der Knollenoberfläche ist ± zusammenhängend mit Schorf bedeckt,
- = mehr als zwei Drittel der Knollenoberfläche ist mit ± zusammenhängendem Schorf bedeckt.

Eine zusammenfassende Darstellung geben die Tabellen 2 und 3.

Im Mittel wurden 8 Knollen je Pflanze gebildet (Abb. 3), die Extreme lagen bei 1 und 45 Knollen. Die graphische Darstellung (Abb. 4) vermittelt einen Einblick in die Häufigkeitsverteilung der gebildeten Knollenanzahl bei 75 geprüften Pflanzen der subsp.

Tabelle 2. Der Schorfbefall von Sämlingen aus 13 Herkünften von *S. tuberosum* subsp. *andigenum* nach künstlicher Infektion mit *Streptomyces scabies*.

Reifezustand	Pflanzen mit Schorfbefall			angesetzte Knollen		Knollen mit Schorfbefall	
	Anzahl der Pflanzen davon			Anzahl der Knollen		Anzahl der Knollen mit Schorfbefall	
	Ins-gesamt	mit Schorf	in %	Ins-gesamt	Mittel je Pfl.	absolut	in % der gesamten Knollen
a normal	53	51	96	511	10	237	46
b vergilbt	9	9	100	51	6	26	51
c abgestorben	16	15	94	88	6	39	44
Insgesamt	78	75	96	650	8	302	46

Tabelle 3. Verteilung der schorfbefallenen Knollen in Abhängigkeit von der Knollengröße.

Reifezustand	Gesamte Knollenanzahl	Anzahl Knollen mit Schorfbefall	Anzahl schorfbefallener Knollen in den Befallsklassen									
			1		2		3		4		5	
			Anz.	%	Anz.	%	Anz.	%	Anz.	%	Anz.	%
Knollengrößenklasse I („groß“)												
a (normal)	156	77	28	36	16	21	23	30	9	12	1	1
b (vergilbt)	18	12	2	17	5	42	4	33	1	8	0	0
c (abgestorben)	26	14	2	14	2	14	4	29	6	43	0	0
Summe a—c	200	103	32	31	23	22	31	30	16	16	1	1
Knollengrößenklasse II („mittel“)												
a (normal)	81	45	11	24	9	20	19	42	6	13	0	0
b (vergilbt)	9	5	0	0	2	40	1	20	2	40	0	0
c (abgestorben)	28	13	3	23	4	31	3	23	3	23	0	0
Summe a—c	118	63	14	22	15	24	23	37	11	17	0	0
Knollengrößenklasse III („klein“)												
a (normal)	274	115	25	22	24	21	39	34	24	21	3	2
b (vergilbt)	24	9	1	11	0	0	6	67	1	11	1	11
c (abgestorben)	34	12	0	0	5	42	6	50	1	8	0	0
Summe a—c	332	136	26	19	29	21	51	38	26	19	4	3

andigenum. Bei den abgestorbenen Pflanzen traten teilweise starke Deformationen an der Stengelbasis auf, die von dem Erreger verursacht waren und möglicherweise das Absterben der Pflanzen beschleunigten. Zwischen den Pflanzen der drei Reifezustände gab es nur geringe Unterschiede im Schorfbefall. Von den bisher geprüften Herkünften der subsp. *andigenum* erwiesen sich fast alle Pflanzen (96%) als schorfanfällig. Von den gebildeten Knollen zeigte allerdings nur etwa die Hälfte (46%) deutlichen Schorfbefall.

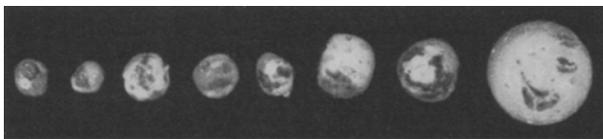


Abb. 3. Knollen einer schorfinfizierten Pflanze von *S. tuberosum* subsp. *andigenum* nach Abschluß des Versuches.

Aus der Tab. 3 ist zu entnehmen, daß der Anteil schorfbefallener Knollen bei den verschiedenen Knollengrößen keine großen Unterschiede aufweist. Es scheint allerdings, als ob bei den mittelgroßen Knollen der höchste und bei den kleinen Knollen der geringste Anteil schorfbefallener Knollen zu verzeichnen ist. Wir möchten daraus schließen, daß die von uns durchgeführten zwei Infektionen nicht genügend dem Entwicklungsrhythmus unserer Pflanzen angepaßt waren, und daß es zweckmäßig ist, innerhalb von 20 Tagen drei Infektionen mit einem Abstand von je 10 Tagen durchzuführen.

Obwohl die Anzahl schorfbefallener Knollen im gesamten Durchschnitt etwa 50% beträgt, gibt es doch zwischen den einzelnen Herkünften der subsp. *andigenum* Unterschiede von 35—71% schorfbefallener Knollen.

Innerhalb der Herkünfte ist der Anteil „groß“ (I), „mittlerer“ (II) und „kleiner“ (III) Knollen mit Schorfbefall sehr unterschiedlich (Abb. 5). Unseres Erachtens liegt dies im unterschiedlichen Wachstumsrhyth-

mus der einzelnen Herkünfte sowie auch der einzelnen Sämlinge begründet. Nach den Angaben von DRIVER und HAWKES (1943), HAWKES (1946) und SALAMAN

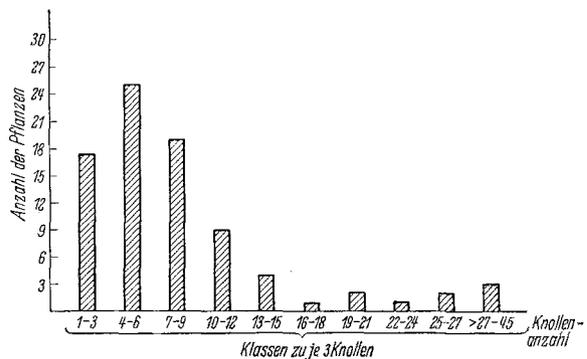


Abb. 4. Häufigkeitsverteilung der gebildeten Knollenanzahl bei 75 *S. tuberosum* subsp. *andigenum*-Pflanzen in Klassen zu je drei Knollen eingeteilt.

und HAWKES (1949) ist es bekannt, daß die verschiedenen Formen der Subsp. *andigenum* sich in ihrem photoperiodischen Verhalten erheblich unterscheiden. Hinzu kommt, daß die Reaktion der einzelnen Pflanzen auf die abnormalen Anzucht und Haltungsbeding-

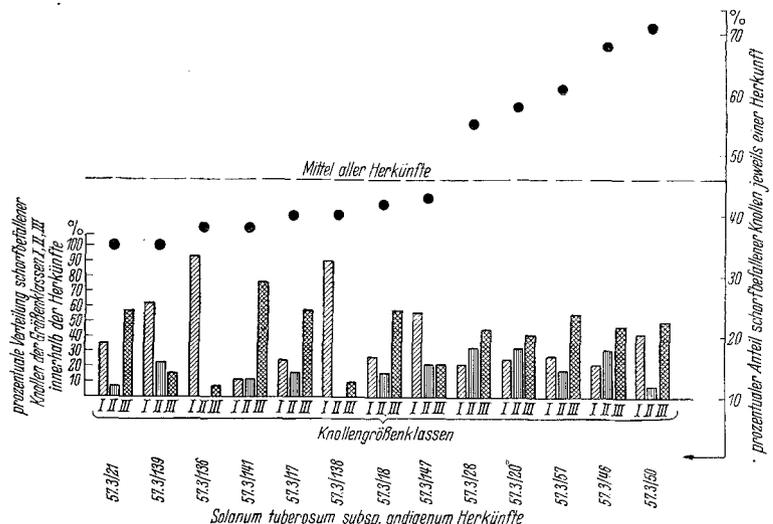


Abb. 5. Prozentualer Anteil schorfbefallener Knollen der einzelnen subsp. *andigenum*-Herkünfte, im Vergleich zur Verteilung des Schorfbefalls in den verschiedenen Knollengrößenklassen (I, II, III).

ungen sowie ihre Bereitschaft zur Knollenbildung unterschiedlich sein wird.

Im kleinen Umfang liefen von jeder Herkunft 1—2 Pflanzen als Kontrolle ohne photoperiodische Behandlung unter den sonst gleichen Bedingungen in zwei weitere Becken mit. Keiner der dem natürlichen Tageslichtrhythmus ausgesetzten Sämlinge zeigte am Versuchsende Knollenbildung. Bei diesem Material war dagegen eine üppige Stolonenentwicklung, die den gesamten Glashohlraum einnahm, festzustellen. Im Wuchs waren diese Langtagspflanzen größer und standen steil aufrecht; dagegen zeigten die Kurztagspflanzen eine geringere Laubentwicklung und einen größeren Blattindex. Die in den Glaszylindern gebildeten Knollen waren vollkommen normal und können nach sorgfältiger Lagerung und Überwinterung gärtnerisch kultiviert werden. Als Abnormalität traten bei drei Pflanzen Knollen und teilweise auch Stolonen oberhalb des abgedeckten Glaszylinders auf. Von diesen Sämlingen hatte nur einer an dem Stengelteil im Zylinder keine Knollen gebildet, so daß bei diesem keine Knollenreaktion ermittelt werden konnte.

Die Anwendungsmöglichkeit und Bedeutung der Methode für die Züchtung

In erster Linie ist diese Methode für die Prüfung primitiver und wilder Kartoffelformen entwickelt worden, die mit der Lochtopfmethode nach KLINKOWSKI und HOFFMANN (1952) nicht untersucht werden können. Mit Hilfe dieser Methode soll versucht werden, unter den kultivierten zentral- und südamerikanischen Kartoffelformen nach Resistenzgenen gegen *Streptomyces scabies* zu suchen. Wir beabsichtigen, mit dieser Methode Sämlinge, wie auch Klone (Sproß- und Augenstecklinge) zu prüfen. Nach den bisherigen, noch nicht abgeschlossenen, Untersuchungen konnten keine Resistenzträger für Schorf unter den geprüften Species gefunden werden (eine ausführliche Darstellung des geprüften Materials soll einer späteren Veröffentlichung vorbehalten bleiben).

Bei den bisherigen Prüfungen hat sich ergeben, daß bei der vorgesehenen Massenuntersuchung je m² Beckenfläche erheblich mehr Pflanzen getestet werden können, als es in dem vorliegenden Versuch der Fall war. In weiteren Prüfungen soll auch ermittelt werden, inwieweit sich die Methode für die Schorfresistenzprüfung im Rahmen der Kulturkartoffelzüchtung eignet.

Zusammenfassung

1. Eine Methode zur Prüfung wilder und primitiver Kartoffelformen auf Resistenz gegen Kartoffelschorf (*Streptomyces scabies*) wird beschrieben.

2. Die Methode basiert auf der hydroponischen Kultur von Kartoffelpflanzen in Glaszylindern unter Kurztagsbedingungen. Dadurch wird eine schnelle Knollenentwicklung hervorgerufen. Die gebildeten Knollen werden in einem frühen Entwicklungsstadium mit einer Schorfsporensuspension infiziert.

3. 6—8 Wochen nach Untersuchungsbeginn kann bereits das Verhalten der Kartoffelformen gegenüber Schorf bonitiert werden.

4. Bis jetzt wurden bei den Prüfungen keine Formen mit Schorfresistenz ermittelt.

Literatur

1. BERKNER, F.: Die Ursachen des Kartoffelschorfes und Wege zu seiner Bekämpfung. Ldw. Jb., 78, 295—342 (1933)
— 2. BÖNIG, K. u. F. WALLNER: Beobachtungen und Versuche zur Frage der Widerstandsfähigkeit der Kartoffel

sorten gegen Schorf. Prakt. Bl. Pflanzenbau und Pflanzenschutz 37, 268—279 (1937/38). — 3. BUKASOV, S. M. u. A. J. KAMERAZ: Die Kartoffelzüchtung. (russ.) Moskau und Leningrad: Staatsverlag (1948). — 4. CLARK, C. F., F. J. STEVENSON und L. A. SCHAAL: The inheritance of scab resistance in certain crosses and selfed lines of potatoes. Phytopathology 28, 878—890 (1938). — 5. DRIVER, C. M. u. J. G. HAWKES: Photoperiodism in the potato. Imp. Bur. Plant Breed. Genet., Cambridge (1943). — 6. FELLOWS, H.: Relation of growth in the potato tuber to the potato-scab disease. J. of Agr. Res., 32, 757—781 (1926). — 7. HAWKES, J. G.: Origin of the first European potatoes and their reaction to length of day. Nature 157, 591 (1946). — 8. HAWKES, J. G.: A revision of the tuber-bearing Solanums. Scot. Soc. Res. Plant Breeding 37 109 (1956) — 9. HEY, A.: Über die Schorfresistenz der in der DDR zugelassenen Kartoffelsorten. Nachrichtenbl. f. d. Dtsch. Pflanzenschutzdst., N. F. 5, 86—91 (1951). — 10. HOFFMANN, G. M.: Beiträge zur physiologischen Spezialisierung des Erregers des Kartoffelschorfes *Streptomyces scabies* (THAXT.) WAKSMAN et HENRICI. Phytop. Ztschr. 21, 221—278 (1954). — 11. HOFFMANN, G. M.: Zur Methodik der Schorfresistenzprüfung von Wildkartoffeln. Phytop. Ztschr. 24, 465 bis 468 (1955). — 12. HOOKER, W. J.: Parasitic action of *Streptomyces scabies* on roots of seedlings. Phytopathology 39, 442—462 (1949). — 13. KLINKOWSKI, M. u. G. M. HOFFMANN: Eine Methode zur Schorfresistenzprüfung der Kartoffel. Der Züchter 22, 92—94 (1952). — 14. KRANTZ, F. A. u. C. J. EIDE: Inheritance of reaction to common scab in the potato. J. Agr. Res. 63, 219—231 (1941). — 15. LEACH, J. G., PH. DECKER u. H. BECKER: Pathogenic races of *Actinomyces scabies* in relation to scab resistance. Phytopathology 29, 204—209 (1939). — 16. LEACH, J. G., F. A. KRANTZ, PH. DECKER u. H. MATTSO: The measurement and inheritance of scab resistance in selfed and hybrid progenies of potatoes. J. Agr. Res. 56, 843—853 (1938). — 17. NOLL, A.: Untersuchungen über die Biologie und Bekämpfung des Kartoffelschorfes (*Actinomyces*). Ldw. Jb. 89, 41—113 (1939). — 18. REDDICK, D.: Scab immunity. Am. P. J. 16, 71—76 (1939). — 19. ROEMER, TH., W. H. FUCHS u. K. ISENBECK: Die Züchtung resistenter Rassen der Kulturpflanzen. Berlin, Parey (1938). — 20. SALAMAN, R. N. u. J. G. HAWKES: The character of the early European potato. Proc. Linn. Soc. Lond. 161, 71—84 (1949). — 21. SCHAAL, L. A.: Variation and physiologic specialisation in the common scab fungus (*Actinomyces scabies*). J. Agr. Res. 69, 169—186 (1944). — 22. SCHLUMBERGER, O.: Prüfung von Kartoffelsorten auf ihr Verhalten gegen Schorf im Jahre 1931. Mittlg. f. d. Landw. 47, 55—57 (1932). — 23. SCHLUMBERGER, O.: Versuche zur Bekämpfung des Kartoffelschorfes im Jahre 1932. Mittlg. f. d. Landw. 48, 195—197 (1933). — 24. SCHLUMBERGER, O.: Versuche zur Bekämpfung des Kartoffelschorfes im Jahre 1933. Mittlg. f. d. Landw. 49, 140—142 (1934). — 25. SCHLUMBERGER, O.: Versuche zur Bekämpfung des Kartoffelschorfes. Mittlg. f. d. Landw. 50, 129—130 (1935). — 26. SCHLUMBERGER, O.: Prüfung von Kartoffelsorten auf Schorfwiderstandsfähigkeit. Mittlg. f. d. Landw. 51, 57—58 (1936). — 27. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelsorten-Prüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit. Mittlg. f. d. Landw. 52, 52—53 (1938). — 28. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelsortenprüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit. Mittlg. f. d. Landw. 53, 99 (1938). — 29. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelsortenprüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit. Mittlg. f. d. Landw. 54, 29—30 (1939). — 30. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelsortenprüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit. Mittlg. f. d. Landw. 56, 111—112 (1941). — 31. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelprüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit 1941. Mittlg. f. d. Landw. 57, 246—247 (1942). — 32. SCHLUMBERGER, O.: Kartoffelprüfung auf Schorfwiderstandsfähigkeit 1942. Mittlg. f. d. Landw. 58, 187—188 (1943). — 33. STELZNER, G. u. H. LEHMANN: Kartoffel, *S. tuberosum* L. Handbuch der Pflanzenzüchtung von TH. ROEMER und W. RUDOLF, 4, 98—176 (1939). — 34. TAYLOR, C. F. u. PH. DECKER: A correlation between pathogenicity and cultural characteristics in the genus *Actinomyces*. Phytopathology 37, 49—58 (1947). — 35. WOLLENWEBER, H. W.: Der Kartoffelschorf. Arb. Forschungsinst. f. Kartoffelbau, Heft 2 (1920).