

(Aus dem Kaiser Wilhelm-Institut für Züchtungsforschung, Müncheberg, Mark.)

## Zur Physiologischen Spezialisierung von *Phytophthora infestans* de Bary<sup>1</sup>.

Zugleich ein Beitrag zur Methodik der Züchtung krautfäulewiderstandsfähiger Kartoffeln.

Von R. Schick und H. Lehmann.

Im Herbst 1932 konnte SCHICK (12) berichten, daß es bei *Phytophthora infestans* Rassen gibt, die sich deutlich durch ihr Verhalten gegenüber verschiedenen Bastarden von *Sol. demissum* × *Sol. tuberosum* unterscheiden. Dieser Befund wurde bestätigt durch die Arbeiten von MÜLLER (9), SCHMIDT (13) und KATTERMANN u. WENK (4). Es soll aber an dieser Stelle betont werden, daß BERG (1) bereits im Jahre 1926 nachwies, daß sich von Tomaten isolierte Stämme der *Phytophthora infestans* deutlich von Kartoffelherkünften des Pilzes durch ihr verschiedenes Verhalten gegenüber Tomaten und Kartoffeln unterscheiden. Dieser Befund ist aber anscheinend von allen Autoren, die sich mit der Züchtung phytophthorawiderstandsfähiger Kartoffeln beschäftigen, nur wenig oder gar nicht beachtet worden, zumindest ist ihm keine große Bedeutung für die Frage der weiteren Spezialisierung der Kartoffelherkünfte des Pilzes beigemessen worden.

Bereits im Herbst 1932 sprach SCHICK auf Grund der damals vorliegenden Versuche die Vermutung aus, daß man mit einer größeren Anzahl von Rassen der *P. infestans* rechnen müßte. In den Jahren 1933—35 sind große Versuche mit verschiedenen Herkünften des Pilzes auf den uns zur Verfügung stehenden Bastarden von *Solanum demissum* mit *S. tuberosum* durchgeführt worden. Im Laufe dieser Untersuchungen sind über 80000 Sämlinge infiziert und mehr als 100 Herkünfte der *P. infestans* geprüft worden. Über das Ergebnis besonders eingehender Versuche mit 4 Linien des Pilzes, die der Aufstellung eines Testsortiments dienen, soll hier berichtet werden.

### *Herkunft und Bezeichnung von vier Linien der Ph. infestans.*

Zu den Versuchen wurden vier Einsporangienlinien aus unserer Phytophthorasammlung benutzt. Bei diesen handelt es sich — wie die nachfolgenden Untersuchungen zeigen — um 4 einwandfrei unterscheidbare Linien, die mit 1, 2, 3 und 4 bezeichnet werden sollen.

Nr. 1. Einsporangienlinie E 61. Die Ausgangspopulation wurde in Barkow bei Plau in Mecklenburg eingesammelt.

<sup>1</sup> Mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft.

Nr. 2. Einsporangienlinie E 64. Isoliert aus *Phytophthora*, die auf einer W-Rasse in Streckenthin (Pommern) eingesammelt wurde.

Nr. 3. Einsporangienlinie E 81. Isoliert aus einer Population, die 1933 in Müncheberg eingesammelt wurde.

Nr. 4. Einsporangienlinie E 62. Isoliert aus *Phytophthora*, die im Frühjahr 1934 bei unseren Infektionen zur Prüfung der Sämlinge auf einer bis dahin niemals befallenen Rasse von *S. demissum* gefunden wurde. Für diese Infektionen benutzten wir in dem Frühjahr ein Gemisch der Populationen Barkow, Streckenthin, Weihenstephan und Müncheberg. Ob diese neue Rasse in einer der Populationen vorhanden war oder spontan in Müncheberg aufgetreten ist, läßt sich zunächst nicht sagen.

### *Die Kultur des Pilzes und die Infektionsmethoden.*

Für die Kultur der zahlreichen Herkünfte des Pilzes und für die Infektion haben wir im Laufe unserer sehr umfangreichen Versuche eine Methode entwickelt, die hier dargestellt werden soll, da einwandfreies Infektionsmaterial die Voraussetzung für vergleichbare Versuche und damit Voraussetzung für das Gelingen der Untersuchungen überhaupt ist. Erste Vorbedingung ist bei allen Resistenzzuntersuchungen, daß die Infektionen mit virulenten Pilzstämmen durchgeführt werden. Wir legen daher bei unseren Prüfungen besonderen Wert auf höchste Virulenz des Infektionsmaterials. Aus früheren Untersuchungen (ORTH und LEHMANN [11]) geht hervor, daß die Virulenz der *P. infestans* von der Kulturmethode abhängt. Es konnte bei einigen Stämmen gezeigt werden, daß schon bei dauernder Kultur auf *Knollen* mit dem Rückgang der Sporangienkeimung auch die Infektionsfähigkeit nachläßt. Als optimaler Nährboden für den Pilz kommt anscheinend nur das *Kartoffelkraut* in Frage.

Beim Arbeiten mit zahlreichen Linien des Pilzes stößt aber die dauernde Kultur auf Kraut auf gewisse Schwierigkeiten: Das Kraut steht nicht das ganze Jahr zur Verfügung. Die für diese Kultur notwendigen Infektionskammern im Gewächshaus bedingen eine verhältnismäßig große Vermischungsgefahr. Die Infektion des Krautes muß mit Schwärmosporen erfolgen, die eine ziemlich große Verbreitungsmöglichkeit be-

sitzen. Die Kulturen auf Kraut müssen alle 5—6 Tage überimpft werden. Bei einer größeren Anzahl von Pilzherkünften wird diese Arbeit sehr zeitraubend und erfordert einen großen technischen Apparat. Um alle diese Schwierigkeiten zu vermeiden, benutzen wir in unseren Versuchen Kulturen auf Agar, Knollen und Kraut neben- und nacheinander.

Wir haben folgende Methode für unsere Versuche entwickelt: Um Pilzherkünfte aus dem Freiland zu untersuchen, werden Teile des befallenen Blattes möglichst am frühen Morgen, wenn der Konidienrasen noch deutlich sichtbar ist, in Einschnitte an Nabel- und Kronenende einer Knolle eingebettet. Nach 3 Tagen werden die in feuchten Kammern bei 18—20° C aufbewahrten Knollen aufgeschnitten. Nach weiteren 2—3 Tagen hat das Pilzmycel die Schnittfläche erreicht und schreitet zur Bildung von Sporangien. Von diesen wird durch Abspülen mit doppelt destilliertem Wasser eine Aufschwemmung hergestellt und soweit verdünnt, daß hieraus entnommene Tröpfchen nur sehr wenige Sporangien enthalten. Mit Hilfe eines fein ausgezogenen Glasstäbchens oder eines zur Schlaufe gewundenen sehr dünnen Drahtes können so kleine Tropfen auf Deckglassplitter gebracht werden, daß sie bei 120facher Vergrößerung vollständig innerhalb des Gesichtsfeldes des Mikroskops liegen. Die Anzahl der im Tropfen vorhandenen Sporangien kann auf diese Weise einwandfrei erkannt werden. Befindet sich nur ein Sporangium im Tropfen, wird der entsprechende Deckglassplitter mit dem Tropfen zur inneren Seite auf eine frischgeschnittene Kartoffelscheibe gelegt und in einer feuchten Kammer aufbewahrt. Wenn die Kultur angeht, zeigen sich bald um den Splitter herum die ersten Lufthyphen und Sporangien.

Bei der Anlage der Einsporangienkulturen muß allerdings berücksichtigt werden, daß wir dabei eine wahrscheinlich recht beachtliche Selektion treiben. Wir haben nämlich festgestellt, daß die Fähigkeit der Sporangien direkt auszukeimen bei den einzelnen Linien des Pilzes verschieden ist. Dies führt bei der Anlage von Einsporangienlinien aus Populationen dazu, daß bei der von uns benutzten Methode nur solche Linien isoliert werden, deren Sporangien verhältnismäßig leicht direkt auskeimen können. Wenn man diese Selektion vermeiden will, müßte man entweder die isolierten Sporangien in einem Wassertropfen zum Schwärmen bringen und diese Schwärmsporen für die Anlage der Einsporangienkultur benutzen oder aber aus einer schwärmenden Zoosporenaufschwemmung einzelne Zoosporen

isolieren und auf diese Weise also dann Einsporangien anlegen. Wir haben bisher auf die Anwendung dieser beiden Möglichkeiten verzichtet.

Die Einsporangienkulturen kann man weiter auf Knollen halten, indem man Luftmycel in einen mit einer Nadel hergestellten Stichkanal in eine Knolle einführt. Um auf diesen Knollen gute Luftmycelentwicklung und reiche Sporangienbildung zu erzielen, werden die Knollen schon 3 Tage nach der Infektion aufgeschnitten. Nach weiteren 2—3 Tagen hat der Pilz die Schnittfläche erreicht und schreitet wieder zur Bildung von Luftmycel und Sporangien. Die optimalen Temperaturen für das Mycelwachstum liegen zwischen 20—25° C; die für die Sporangienbildung nach Angaben von MELHUS (5), VOHWINKEL (15) und eigenen Beobachtungen etwas tiefer bei 18—20° C. Hohe relative Luftfeuchtigkeit ist ebenfalls von günstigem Einfluß auf Mycelentwicklung und Sporangienbildung. Wir benutzen daher für die Kultur auf Knollen große Doppelschalen, deren Boden und Deckel mit feuchtem Filtrierpapier ausgekleidet werden. Ein mit Paraffin umkleidetes Drahtnetz auf dem Boden der Schale schafft einen Zwischenraum zwischen dem feuchten Papier und der Knolle und vermindert die Gefahr des Faulens. Für ein gutes Wachstum der Kulturen spielt weiterhin der Zustand der Knollen und auch die Sorteneigentümlichkeit eine Rolle. Besonders geeignet sind „Juli“ und „Erstling“. Im Frühsommer, wenn diese Frühsorten infolge des starken Austreibens und Welkens sich nicht mehr für die Kultur des Pilzes eignen, benutzen wir die dann noch besonders gut verwendbare Sorte Edda.

Auch diese Art, den Pilz auf Knollen zu kultivieren, ist noch recht umständlich infolge des häufig notwendigen Überimpfens. Man kann sich die Arbeit beim Halten zahlreicher Pilzkulturen erleichtern, wenn man die Knollen 2—3 Tage nach der Infektion trocken bei Temperaturen von etwa 10° C aufbewahrt. Dadurch wird das Wachstum des Pilzes so weit verlangsamt, daß die infizierten Knollen noch etwa nach 4 Wochen für neue Infektionen brauchbar sind. Der Pilz bildet allerdings auf solchen übergelagerten Knollen häufig nur wenig oder gar kein Luftmycel. Man muß dann zur Infektion neuer Knollen keilförmige Stücke aus den völlig vom Pilz durchwucherten Knollen heraus schneiden und diese Keile in Einschnitte frischer Knollen hineinlegen. Nach wenigen Tagen wächst das Mycel aus diesen alten Knollenstücken in die neue Knolle, und bei rechtzeitigem Auf-

schneiden dieser neuen Knollen erhält man reichlich Luftmycel und Sporangien.

Auch bei der Anwendung dieser Methode zeigt die Kultur des Pilzes auf Knollen noch Mängel, die teilweise ähnlicher Art sind wie die bei der Kultur auf Laub. Untersuchungen mit zahlreichen Pilzherkünften — wir arbeiten zur Zeit mit mehr als 200 — erfordern auch bei vierwöchentlichem Überimpfen einen sehr großen Arbeitsaufwand. Außerdem ist auch bei dieser Kulturmethode die Vermischungsgefahr noch nicht vollständig ausgeschaltet, da immer mit einer bereits vorhandenen Spontaninfektion der zur Kultur benutzten Knollen gerechnet werden muß. Durch sorgfältige Auswahl der Knollen kann man diese Gefahr weitgehend vermindern. Man kann auch durch Erhitzen der Knollen das möglicherweise bereits vorhandene Mycel des Pilzes vor der Beimpfung abtöten. Da wir aber noch nicht übersehen, wieweit durch diese Behandlung die Knollen in ihrer Qualität als Nährboden leiden, haben wir bisher darauf verzichtet. Auf der Knollenschale haftende Pilzsporen oder Bakterien werden durch äußerliche Desinfektion unschädlich gemacht. Zu diesem Zwecke werden die Knollen gründlich in warmem Wasser gewaschen, dann etwa eine Stunde in eine einprozentige Formalinlösung gelegt, nach diesem Formalinbad abgespült und dann getrocknet. Da die eben beschriebene Methode also bei zahlreichen Pilzherkünften einerseits noch sehr viel Arbeit hervorruft, andererseits immer noch eine verhältnismäßig große Vermischungsgefahr aufweist, benutzen wir heute zum Halten unserer zahlreichen Pilzherkünfte einen künstlichen Nährboden. Wir nehmen 20 g Agar, 5 g Malzextrakt, 0,6 g  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  und 0,3 g  $\text{MgSO}_4$  auf 1000 g destilliertes Wasser.

Von der möglichst sauberen mit Luftmycel bewachsenen Schnittfläche einer Knolle bringen wir mit einer Nadel Luftmycel in Kulturröhrchen mit schrägen Agarflächen. Etwa 15% dieser erstmalig von Knollen abgeimpften Kulturen erweisen sich als völlig sauber. Diese Reinkulturen wachsen auf unserem nährstoffarmen Agar nur langsam, und man braucht daher diese Kulturen nur alle 2—3 Monate überzuimpfen. Die Röhrchen bleiben bei Zimmertemperatur in geschlossenen Schränken stehen. Der Pilz kommt auf diesem Nährboden kaum zur Sporangienbildung. Das Überimpfen geschieht mit Luftmycel oder mycelhaltigen Agarstückchen. In dieser Weise können wir mit einem geringen Arbeitsaufwand eine sehr große Anzahl von Pilzherkünften ohne jede Gefahr einer Vermischung nebeneinander kultivierten.

Zu einer ausreichenden Infektion des Laubes sind nun unbedingt schwärmende Zoosporen notwendig, die man nur aus gut entwickelten Sporangien erhält. Da auf dem Agar nur wenig Sporangien gebildet werden, muß der Pilz, bevor wir zur Laubinfection schreiten, auf einen Nährboden gebracht werden, auf dem reichlich Sporangienbildung eintritt. Wir benutzen dazu zunächst Kartoffelknollen. Da aber auch, wie wir bereits ausführten, Kartoffelknollen keinen optimalen Nährboden darstellen, infizieren wir mit den auf Knollen gewachsenen Sporangien Laub, um dann die auf dem Laub gewachsenen Sporangien für unsere Versuche zu verwenden. Zum Überimpfen von Agar auf Knollen werden mycelhaltige Agarstückchen auf Knollenscheiben gelegt, mit destilliertem Wasser benetzt und in feuchten Kammern aufbewahrt. Nach 4 bis 8 Tagen zeigt sich ein Angehen der Infektionen durch die Verbräunung einzelner Gewebepartien. Die Scheiben werden in diesem Zustand umgedreht, so daß die agarfreie Seite nach oben zu liegen kommt. Auf dieser Seite bildet der Pilz nach weiteren 2—3 Tagen Luftmycel und Sporangien. Im allgemeinen mußten wir feststellen, daß Knolleninfektionen mit Mycel aus unseren Agarkulturen nur langsam angehen, oft sogar erst nach mehrmaligen Versuchen gelingen. Es treten anscheinend bei der Kultur auf diesem Agar Vitalitätsveränderungen ein. Ob irgendwelche Beziehungen zwischen der Stärke dieser Vitalitätsveränderung, dem Nährstoffgehalt des Agars und dem Alter der Kulturen bestehen, können wir zunächst nicht entscheiden. Nach unseren bisherigen Erfahrungen handelt es sich aber bei der wohl vorliegenden Abschwächung der Virulenz um Modifikationen, die nach einer Passage durch Knollen und Kraut verschwinden. So benutzten wir z. B. zur Infektion mit unserer Phytophthoralinie 4 nebeneinander Kulturen, die 10 Monate auf Agar gehalten wurden und solche, die dauernd auf Knollen gehalten wurden. Nach einmaliger Passage der Agarkultur über Knollen und Kraut erhielten wir dieselben Ergebnisse.

Wenn die vom Agar abgeimpften Kulturen bereits auf den ersten Knollenscheiben reichlich Sporangien bilden, benutzen wir diese Sporangien zur Infektion von Kraut. Wenn dies nicht der Fall ist, infizieren wir eine Anzahl von neuen Kartoffelknollen in der bereits beschriebenen Weise. Auf diesen Knollen erhalten wir nach 6—7 Tagen (s. S. 35) so viel Sporangien, daß wir damit einen kleinen Strauß von Kartoffellaub infizieren können. Zu diesem Zweck werden die Sporangien in Glasschalen mit

doppeltdestilliertem Wasser abgespült und in einen Kühlraum bei ungefähr  $10^{\circ}$  4—5 Stunden aufbewahrt. Je nach der Menge der vorhandenen Sporangien benutzen wir dazu Petrischalen oder große Doppelschalen. Voraussetzung für ein optimales Ausschlüpfen der Zoosporen ist eine möglichst saubere Sporangien-suspension. Schon geringe Verunreinigungen vermindern nicht nur den Prozentsatz sondern auch die Lebensfähigkeit der ausschwärmenden Zoosporen. Als optimale Keimungstemperatur werden von verschiedenen Autoren MELHUS (5), CROISIER (2), VOHWINKEL (15)  $12-15^{\circ}$  angegeben. Wir haben jedoch beobachtet, daß bei Temperaturen von  $12-15^{\circ}$  die Schwärmsporen schon etwa 3 Stunden nach dem Ausschwärmen ihre Bewegungsfähigkeit verlieren. Da das Ausschwärmen allmählich erfolgt, sind bereits ein großer Teil der Schwärmsporen nicht mehr beweglich, bevor alle Sporangien entleert sind. Bei Temperaturen von  $10^{\circ}$  wird zwar das Ausschwärmen etwas verzögert, die ausgeschlüpfen Schwärmsporen bleiben aber bedeutend länger beweglich. Bei dieser Temperatur sind nach 5 Stunden fast alle Sporangien entleert, aber auch fast alle Zoosporen noch beweglich. Wir erhalten also bei dieser Behandlung eine Suspension mit einer besonders großen Zahl gleichzeitig schwärmender Sporen. Diese Zoosporenaufschwemmung wird mit Hilfe eines *Zerstäubers nach Stapp* (Abb. 1) auf das zu infizierende Laub gesprüht. Die Firma Leitz liefert uns diese Zerstäuber in verschiedenen Größen (50, 200 und 500 ccm). Die 50-ccm-Zerstäuber kann man mit dem Munde ausblasen. Zum Ausblasen der größeren benutzen wir eine Holder „Original“ Baumdruckspritze, die wir durch einen Gummischlauch mit dem Zerstäuber verbinden. Wenn Kapillare und Luftdüse richtig aufeinander abgestimmt sind, erhält man auf diese Weise eine sehr feine und gleichmäßige Verteilung der Zoosporenaufschwemmung.

Die zu infizierenden Sträube von Kartoffellaub werden in die Infektionskammern eines Gewächshauses gestellt. Wir benutzen Erdhäuser, deren Glasflächen mit Schattenleinwand abgedeckt und, wenn nötig, mit kaltem Wasser berieselt werden. In diesen Häusern ist es möglich, die Temperaturen am Tage auf etwa  $25^{\circ}$  C und nachts auf etwa  $15^{\circ}$  C zu halten. Diese kühlen Nachttemperaturen sind günstig für die Bildung vieler gut schwärmender Sporangien (vgl. CROISIER [2]) und vermeiden außerdem ein zu schnelles Faulen stark infizierter Stecklinge. Um eine möglichst hohe

Luftfeuchtigkeit in den Häusern zu erzielen, werden die Kammern täglich 5—7 mal befeuchtet. Wir benutzen dazu die Düsen von Holder Baumdruckspritzen, die wir durch einen Druckschlauch mit der Wasserleitung verbinden. Diese Düsen liefern einen feinen Nebel, der in die Infektionskammern gesprüht wird. Auf diese Weise ist es möglich, eine relative Luftfeuchtigkeit von 90—100% in den Kammern zu halten. Nach 3—4 Tagen erscheinen auf den infizierten Blättern die ersten Verfärbungen; nach 5—6 Tagen tritt reiche Sporangienbildung auf den Blättern ein. Diese Sporangien werden am frühen Morgen für die weiteren Infektionen geerntet. Durch die absinkenden Temperaturen in der Nacht bleibt nämlich ohne weiteres Besprühen eine hohe relative Luftfeuchtigkeit erhalten, die zu einer reichlichen Sporangienbildung führt. Ein Besprühen vor der Ernte muß unterbleiben, da die Sporangien bei der geringsten Berührung mit Wasser abbrechen, also für die Ernte verlorengehen. Diese auf den Blättern gebildeten Sporangien ergeben Schwärmsporen mit stärkster Infektionsfähigkeit. Für unsere Versuche über das Verhalten verschiedener Phytophthoralinien auf verschiedenen Kartoffelklonen benutzen wir daher nur Sporangien, die auf Blättern herangezogen werden.

Um die bereits erwähnte Vermischungsgefahr bei Krautinfektionen weitgehendst einzuschränken, benutzen wir diese auf Laub herangezogenen Sporangien nur für einige Versuche. Wenn längere Versuchsserien mit derselben Phytophthoralinie durchgeführt werden sollen, greifen wir nach einigen Infektionen immer wieder auf Agarkulturen zurück.

#### *Das Pflanzenmaterial und die Bonitierung der Versuche.*

Die Infektionsversuche wurden in der bereits 1932 beschriebenen Weise an unbewurzelten Grünstecklingen durchgeführt. Bei allen unseren Versuchen hat sich diese Methode immer wieder am besten bewährt. Von im Feld wachsenden Pflanzen werden 6—8 cm lange Triebspitzen abgeschnitten, die großen Blätter, falls nötig, etwas gestutzt und diese Stecklinge in Kästen mit grobem Sand gesteckt. Wir benutzen dazu unsere normalen Pikierkästen ( $50 \times 35 \times 8$  cm). Steckling von gesunden Pflanzen halten

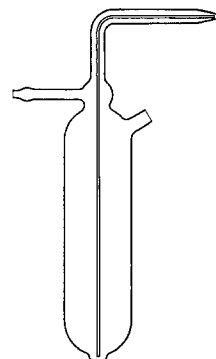


Abb. 1. Zerstäuber nach STAPP für das Aussprühen der Sporenaufschwemmung.

sich in der feuchten Luft der Infektionshäuser 2—3 Wochen frisch, zum Teil bilden sie während dieser Zeit Wurzeln. Normalerweise werden 3 Stecklinge eines Klons für jeden einzelnen Versuch benutzt. 16 Klone mit je 3 Stecklingen werden zusammen mit 15 Stecklingen einer anfälligen Sorte auf einen Kasten verteilt. Die Stecklinge der anfälligen Sorte dienen zur Kontrolle der Infektionsstärke. Sie werden in Form eines Kreuzes gesteckt, das den Kasten in vier gleiche Teile zerlegt (Abb. 2). Durch diese Ver-



Abb. 2. Eine Kiste mit 16 widerstandsfähigen Klone. In der Mitte das Kreuz aus den anfälligen, bereits völlig zerstörten Kontrollstecklingen.

teilung der Kontrollen kann man leicht feststellen, ob der Kasten gleichmäßig infiziert wurde. Als Kontrollsorte benutzen wir „Wohltmann“, die sich wegen ihrer schmalen Blätter und ihres aufrechten Wuchses besonders gut zum Schneiden von Stecklingen eignet. Wesentlich ist weiter, daß diese Sorte eine relativ hohe Widerstandsfähigkeit gegen Phytophthora besitzt, so daß ein gleichmäßiger Befall dieser Kontrollstecklinge eine ausreichende Infektion anzeigt.

Die Kisten mit den Stecklingen werden in die bereits beschriebenen Erdhäuser gebracht und in der ebenfalls beschriebenen Weise infiziert. Nach der Infektion wird täglich durch 5—7-maliges Bespritzen mit Leitungswasser für ausreichende Luftfeuchtigkeit gesorgt. Rechtzeitige Kühlung der Häuser schafft die zur Sporenbildung günstigen Temperaturen (S. 37). Etwa 3 Tage nach der Infektion zeigen sich die ersten Krankheitssymptome auf den hochanfälligen Pflanzen. Nach 5—6 Tagen werden auf den anfälligen Klone Sporangien gebildet.

Dann werden die Versuche bonitiert. Zweifelhafte Klone werden am 8. oder 9. Tage noch

einmal durchgesehen. Bei der Bonitierung wurden nur 3 Gruppen unterschieden:

o = kein Befall.

s = vereinzelte, wenig ausgedehnte Befallsstellen mit schwacher Sporangienbildung.

S = zahlreiche, weit ausgedehnte Befallsstellen mit starker Sporangienbildung.

Jeder Steckling eines Klons wird einzeln bewertet. Bei den nicht von Phytophthora befallenen Klone wird noch besonders vermerkt, ob diese auffällig faulen oder vergilben. Das

Faulen scheint meistens eine Folge von Viruskrankheiten zu sein, während das Vergilben eine spezifische Reaktion einiger Klone auf eine Phytophthorainfektion darstellt. Da wir bisher noch immer genügend Klone gefunden haben, die gegenüber verschiedenen Pilzrassen das Verhalten o bzw. S zeigten, haben wir die zweifellos vorhandenen Zwischenstufen (s) für unser Testsortiment nicht beachtet, insbesondere haben wir auch die mehr oder weniger starke Ausbildung sich verfärbender Infektionsstellen und die Dauer der Infektionszeit nicht berücksichtigt. Einen Auszug aus einem Versuchsprotokoll zeigt Tabelle 1.

Tab. 1. Ausschnitt aus einem Versuchsprotokoll. Phytophthora-Infektionen 1935.

Phytophthoraherkunft: E 81. Infiziert am 5. 8.

Klon Nr.	Beet Nr.	Beobachtungen am		Bemerkungen
		9. 8.	11. 8.	
32. 1301/2	10094	SSS	SSS	—
33. 290/27	10128	Flecke	sss	—
34. 1035/1	10272	ooo	sss	—
—	Wohltmann	SSS	SSS	—
34. 1078/1	10278	ooo	sss	—
34. 1120/2	10281	ooo	ooo	vergilbt
34. 1426/1	10295	ooo	ooo	—
34. 2048/1	10518	ooo	ooo	—
33. 285/14	10118	ooo	ooo	—
34. 1412/1	10294	SSS	SSS	—
—	Wohltmann	SSS	SSS	—
34. 1078/3	10280	ooo	ooo	fault etwas
34. 1674/1	10494	ooo	ooo	—
34. 1075/1	10277	Flecke	SSS	deutlich später

Der Hauptvorteil dieser Stecklingsprüfung beruht darin, daß die umständliche *Anzucht* von Pflanzen in Töpfen fortfällt. Für die Aufstellung des später zu besprechenden Testsortiments wurden allein im Jahre 1935 über 300 Klone

auf ihr Verhalten gegenüber den 4 genannten Rassen des Pilzes geprüft. Bei den ersten Versuchen wurden von jedem Klon 3—9 Stecklinge mit jeder der 4 Rassen infiziert; das waren über 6000 Stecklinge und etwa 2000 Kontrollen. Von 120 Klonen wurden dann nochmal je zwei Stecklinge mit den 4 Herkunftsn infiziert, das waren mit den Kontrollen nochmals 1500 Stecklinge. Im ganzen wurden für diese Versuche über 10000 Stecklinge geprüft. Die Anzucht und Unterbringung von 10000 Topfpflanzen würde einen wesentlich größeren Aufwand erfordern und mit den uns zur Verfügung stehenden Mitteln gar nicht durchgeführt werden können, weil die Anzucht der Pflanzen im Gewächshaus erfolgen muß. Bei Anzucht im Mistbeet erhalten wir fast immer spontane Infektionen, die im Gewächshaus bei richtiger Kultur nicht auftreten. Wenn die Stecklinge von *gesunden* Pflanzen geschnitten werden, erhält man ein wesentlich gleichmäßigeres Material als bei Topfpflanzen und damit auch gleichmäßige Versuchsergebnisse. Nach unseren Erfahrungen spielt der Ernährungszustand eine große Rolle bei dem Verhalten gegenüber dem Pilz. Hungernde Pflanzen sind anscheinend wesentlich widerstandsfähiger als normal ernährte. Diese Tatsache bedingt, daß man bei Topfkultur möglichst große Töpfe verwenden muß. Damit wird nicht nur die *Anzucht* besonders platzraubend, sondern auch die *Unterbringung* in den Infektionskammern. Bei Kultur in 10-cm-Töpfen könnte man nur 65 Töpfe auf einen Quadratmeter unterbringen; bei unserer Methode dagegen etwa das Fünffache an Stecklingen.

Wesentlich ist weiter, daß man bereits im Jahre der ersten Klonvermehrung eines Sämlings umfangreiche Versuche durchführen kann. Liefern doch die 10 Pflanzen unserer A-Klone ohne Schwierigkeiten 50—100 Stecklinge. Dadurch wird sehr frühzeitig eine Beurteilung der Klone ermöglicht. Diese ist notwendig, wenn Klone, die auf verschiedene Phytophthoralinien verschieden reagieren, aus einem großen Material ausgelesen werden sollen.

Voraussetzung für die Brauchbarkeit der Stecklinge ist, wie bereits betont, daß sie von gesunden Pflanzen stammen. Virusranke Stecklinge neigen zum Faulen und sind meist bereits vor Ablauf der Inkubationszeit der *P. infestans* in Fäulnis übergegangen und erschweren dann die Beurteilung. Gesunde Stecklinge sind dagegen, wenn sie phytophthorawiderstandsfähig sind, nach 8 Tagen noch vollständig frisch.

Ein Nachteil der Methode ist, daß geeignete Stecklinge meist nur etwa 10 Wochen — von

Mitte Juni bis Mitte August — zur Verfügung stehen. Im Herbst sind einwandfreie Versuche meist nicht mehr durchzuführen, da die anfälligen Klone dann häufig bereits im Freiland infiziert sind.

Für die Aufstellung eines Testsortiments ist es belanglos, ob sich diese Stecklinge genau so verhalten wie die wachsenden Pflanzen. Wesentlich ist nur, daß diese Stecklinge sich jederzeit gleich verhalten, und daß die einmal festgestellten Unterschiede sich jederzeit wieder nachweisen lassen. Nach unseren Erfahrungen ist dies der Fall. Wir tragen daher keine Bedenken, diese Methode bei der Prüfung der Pilzrassen anzuwenden. Eine andere Frage ist es, ob diese Methode auch für die züchterische Selektion zu gebrauchen ist. Dies kann natürlich nur dann der Fall sein, wenn tatsächlich diese unbewurzelten Stecklinge sich ebenso verhalten wie die wachsenden Pflanzen. Bei Besprechung der Versuchsergebnisse werden wir darauf zurückkommen.

Abschließend möchten wir sagen, daß bei der Prüfung heterozygoter Kartoffelstämme, die man durch Samen nicht reproduzieren kann, diese Stecklingsprüfung unentbehrlich ist und nach unserer Meinung mindestens dieselbe Berechtigung besitzt, wie die Prüfung der Getreidekeimpflanzen auf ihr Verhalten gegenüber Rostpilzen.

#### Das Ergebnis der Infektionsversuche des Jahres 1935.

Auf die Infektionsversuche aus den Jahren 1933 und 1934 soll nicht näher eingegangen werden. Diese Versuche führten zu der Auffassung, daß die 4 beschriebenen Linien untereinander verschieden sind. Die Versuche des Jahres 1935 sollten der endgültigen Bestätigung dieser Auffassung und der Aufstellung eines geeigneten Testsortiments dienen. Zu diesem Zweck wurden 246 Klone —  $F_1, F_2, F_2', F_3', F_4'$ <sup>1</sup> unseren Kreuzungen von *Sol. demissum* mit *Sol. tuberosum* — mit den 4 Phytophthoralinien infiziert. Eine Zusammenfassung der Ergebnisse zeigt Tabelle 2. In dieser Tabelle bedeutet „+“, daß auf den Klonen keine Sporen gebildet werden, „—“, daß Sporen gebildet werden; auf die Pflanzen bezogen heißt also „+“ widerstandsfähig und „—“ anfällig. Wir benutzen diese sich auf die Pflanze beziehenden Symbole, da unsere

<sup>1</sup> Als  $F_2'$  bezeichnen wir nach dem Vorbilde von TSCHERMAK die Rückkreuzungsgeneration der  $F_1$  von *S. demissum* × *S. tuberosum* mit *S. tuberosum*. Mit  $F_3'$  die weitere Rückkreuzungsgeneration der  $F_2'$  mit *S. tuberosum*. Entsprechend  $F_4', F_5'$  usw.

ganze Arbeit sich auf die Schaffung widerstandsfähiger Pflanzen bezieht.

Bei den Versuchen fanden wir sehr viele Klone, die sich gegenüber den 4 Phytophthoralinien gleich verhielten. Diese sich gleich verhaltenden Klone haben wir zu Gruppen zusammengefaßt und diese Gruppen mit großen Buchstaben bezeichnet.

In der ersten Spalte der Tabelle 2 befindet sich diese Gruppenbezeichnung, in der 2. Spalte die Anzahl der Klone, die von den 246 zu dieser Gruppe gehören; in den nächsten Spalten das Verhalten dieser Gruppe gegenüber den vier Phytophthoralinien.

Tabelle 2.  
Das Verhalten von 246 Klonen gegenüber 4 verschiedenen Phytophthora-Linien.

Bezeichnung der Klongruppe	Anzahl der gefundenen Klone	Verhalten gegenüber Phyt.-Linien			
		1	2	3	4
A	82	+	+	+	+
W	100	+	—	+	+
K	44	+	+	—	—
M	6	+	+	+	—
Z	14	—	—	—	—

Wir sind uns vollständig bewußt, daß diese Gruppierung eine Berechtigung nur bei der Prüfung mit den hier untersuchten 4 Linien des Pilzes hat und nicht ein Ausdruck für eine gleiche genetische Konstitution der Klone in bezug auf Phytophthorawiderstandsfähigkeit ist. So zerfällt z. B. die Gruppe W mindestens in 2 Untergruppen. Von den 100 Klonen zeigen nämlich bei Infektion mit Phytophthoralinie 2, 51 Klone starke Sporenbildung (S) und 49 Klone nur sehr vereinzelte Infektionsstellen mit schwacher Sporenbildung (s). Nach jüngeren Untersuchungen erweist sich auch die Gruppe A nicht als einheitlich beim Benutzen neuer Linien des Pilzes.

#### Die Bedeutung der verschiedenen Linien der *Phytophthora infestans* für die Züchtung.

Zunächst muß betont werden, daß die in Tabelle 2 aufgeführten 246 Klone ausgelesen sind aus etwa 500000 Sämlingen, die bereits im Jugendstadium einer Vorselektion durch Infektion mit einer oder mehreren Pilzrassen unterworfen wurden. Es ist also unmöglich, aus der Häufigkeit, mit der bestimmte Klongruppen in diesen Versuchen auftreten, irgendwelche Schlüsse auf die Häufigkeit des Auftretens und die genetische Konstitution dieser Klone zu ziehen. Es ist ferner unmöglich, aus diesen Ergebnissen irgendwelche Schlüsse

über die Bedeutung der einzelnen Pilzlinien für die züchterische Arbeit zu ziehen. Wir möchten betonen, daß nach unserer Überzeugung jede neue Pilzrasse allergrößte Bedeutung verdient, auch wenn sie nur einen einzigen Klon, der bisher widerstandsfähig war, befällt. Denn, welche wirtschaftliche Bedeutung eine Pilzrasse hat, hängt nicht davon ab, wie viele Klone sie befällt, sondern wesentlich davon, welche Bedeutung diese Klone haben. Sind diese Klone als Sorten weit verbreitet oder wurden sie von vielen Züchtern als Ausgangsmaterial für umfangreiche Züchtungen benutzt, so ist der Schaden natürlich wesentlich größer als wenn einige oder auch viele Klone befallen werden, die sich in der Hand eines einzigen Züchters befinden. Dieser größere oder kleinere Schaden kann nicht als Maßstab für die Aggressivität einer Rasse benutzt werden, denn die Verschiedenheit des Schadens ist ja nicht bedingt durch die verschiedene Aggressivität der Phytophthorarassen, sondern durch die mehr oder weniger zufällig verschiedene Verbreitung der von diesen Rassen befallenen Kartoffelklone. An Hand der vorliegenden Untersuchungen wollen wir das an einigen Beispielen zeigen.

Die Klongruppe W wurde so bezeichnet, weil die von MÜLLER (6) als W-Rassen bezeichneten Kartoffelklone zu dieser Gruppe gehören. Sie werden nur von unserer Phytophthoralinie 2 — von MÜLLER als S-Stamm bezeichnet — befallen. Die Klongruppe K wurde so bezeichnet, weil eine große Gruppe von Klonen, die in der v. Kamekeschen Saatzuchtwirtschaft Streckenthin aus dem *S. demissum*-*S. tuberosum*-Bastard „Sylvan“ des lettischen Züchters Knappe gezogen wurden, zu dieser Gruppe gehören. Klone dieser beiden Gruppen W und K waren als mehr oder weniger brauchbare Sorten bereits in großer Zahl vorhanden, als das Problem der physiologischen Spezialisierung bei *P. infestans* akut wurde. Es ist erklärlich, daß das Auftreten der Linie 2, die sämtliche W-Rassen befällt, sehr starke Beachtung fand, da diese W-Rassen bereits bei vielen Züchtern verbreitet waren. Das Auftreten der Linie 3, die die Klone der Gruppe K (widerstandsfähig gegen die Linien 1+2) befällt, ist bisher kaum bekannt geworden, da mit dem Material des lettischen Züchters Knappe nur an wenigen Stellen gearbeitet wird. Für unsere Versuche hatte das Auftreten dieser Rasse aber große Bedeutung. 1934 zogen wir nur Nachkommen aus Klonen, die widerstandsfähig gegen die Linien 1+2 waren. Zur Infektion der Sämlinge benutzten wir die Populationen Müncheberg, Barkow, Streckenthin und Weihenstephan,

die die Linien 1, 2, 3 und 4 enthalten. Die gegen Linie 2 widerstandsfähigen Klone gehörten — wie wir jetzt wissen — fast alle zur Gruppe K, anfällig gegen Linie 3 und 4. Von 450000 Sämlingen erwiesen sich daher nur etwa 5000 als widerstandsfähig gegen diese Populationen.

Man könnte geneigt sein, aus diesen Tatsachen den Schluß zu ziehen, daß Linie 2 und auch die Linie 3, gemessen an Linie 1, eine wesentlich stärkere Aggressivität besitzen und daß ihnen deshalb züchterisch eine ganz besondere Bedeutung zukomme. Linie 4 aber sei so wenig von Linie 3 unterschieden, sie befällt zusätzlich nur 6 von den 246 Klonen, daß ihr größere Bedeutung nicht zukomme, man könnte sie vielleicht sogar als Produkt eines übertriebenen Suchens nach Rassen bezeichnen. Das dies nicht so ist, können wir bereits heute zeigen. Wir müssen dazu die Klongruppe M betrachten.

Die Klone der Gruppe M werden nur von der Linie 4 befallen. Diese Gruppe ist zwar unter den 246 Klonen nur durch 6 Klone vertreten. Einer dieser Klone jedoch ist ein  $F_1$ -Bastard von *S. demissum*  $\times$  *S. tuberosum*. Die  $F_1$ -Bastarde zeigten sich bis zum Jahre 1934 bei allen Infektionen als widerstandsfähig. Wir haben inzwischen aus anderen Versuchen, die an anderer Stelle veröffentlicht werden sollen, feststellen müssen, daß die  $F_1$ -Bastarde von *S. tuberosum* mit bestimmten Rassen des *S. demissum* von Phytophthoralinie 4 befallen werden. Daraus folgt nach unseren bisherigen Erfahrungen, daß in den Nachkommenschaften dieser  $F_1$ -Bastarde bei Rückkreuzungen mit anfälligen Sorten niemals Formen auftreten werden, die gegen die Phytophthoralinie 4 widerstandsfähig sind. Ein sehr großes Material ist also in seinen allerersten Anfängen bereits wieder wertlos geworden durch das Auffinden einer Linie des Pilzes, die sich in unseren Testversuchen nur sehr wenig von anderen Linien unterscheidet. Nur das frühzeitige Auffinden der Linie 4 hat uns vor umfangreichen, nutzlosen Versuchen mit diesen bestimmten Rassen des *S. demissum* bewahrt.

Wir haben aus diesen Beobachtungen den Schluß gezogen, daß jede neue Linie des Pilzes größte Beachtung verdient. Ob sie für uns größere Bedeutung hat, hängt nur davon ab, ob unter unseren Klonen die Genkombinationen, die diese Linie befällt, häufig oder selten auftreten.

Wenn wir es also ablehnen, die Bedeutung oder die Aggressivität der von uns zunächst isolierten 4 Linien der *Phytophthora infestans* zu messen an der Zahl der Klone, die sie in einem mehr oder weniger willkürlich zusammenge-

stellten Sortiment befallen, so wollen wir aber damit nicht sagen, daß alle diese Linien tatsächlich eine gleiche Aggressivität und damit gleiche Bedeutung haben. Wir wollten zunächst einmal darauf hinweisen, daß wir einen absoluten Maßstab für die Aggressivität einer Pilzlinie nicht besitzen, überhaupt nicht besitzen können, weil es sich immer um eine Relation zwischen den verschiedenen Linien des Pilzes und den gerade betrachteten Rassen der Wirtspflanze handelt. Es ergibt sich die Frage, ob es überhaupt einen Sinn hat, nach einem brauchbaren, relativen Maßstab für die Aggressivität einer Pilzlinie zu suchen. Abgesehen von dem theoretischen Interesse, welches diese Frage besitzt, hat sie für uns großes praktisches Interesse. Um dies zu zeigen, zunächst einige Ausführungen über die Art, in der wir heute versuchen, phytophthorawiderstandsfähige Kartoffelsorten zu züchten.

Aus der Kreuzung von *S. demissum* mit Kulturkartoffeln bekommen wir widerstandsfähige  $F_1$ -Bastarde. Durch Rückkreuzung dieser  $F_1$  mit Kulturkartoffeln erhalten wir eine  $F_2'$ , die nur noch einen geringen Prozentsatz widerstandsfähiger Formen enthält. Weitere Rückkreuzungen solcher widerstandsfähiger  $F_2'$ -Formen führen zu einer  $F_3'$ , die sich in bezug auf Phytophthorawiderstandsfähigkeit ähnlich verhält wie die  $F_2'$ . Durch weitere Rückkreuzungen der besten widerstandsfähigen Klone kann man dann in späteren Generationen zu Formen kommen, die neben den wertvollen Eigenschaften unserer Kulturkartoffeln die Phytophthorawiderstandsfähigkeit des *S. demissum* besitzen. Es ist ganz sicher, daß solche Formen nur unter vielen Tausenden, wahrscheinlich Millionen von Pflanzen auftreten werden. Um nun diese Arbeit überhaupt bewältigen zu können, wird die Prüfung der Phytophthorawiderstandsfähigkeit in ein möglichst frühes Stadium verlegt. Wir benutzen die von MÜLLER (6) ausgearbeitete Methode der Sämlingsinfektion und infizieren die Pflanzen wenige Tage nach dem Auflaufen. Um Formen zu erhalten, die gegen alle Phytophthorarassen widerstandsfähig sind, müßte man mit allen uns bekannten und verfügbaren Phytophthorarassen infizieren. Das ist praktisch jedoch unmöglich. Die Benutzung einer großen künstlichen Population aus allen diesen Rassen genügt nicht, da, wie wir mehrfach beobachten konnten, in solchen Populationen bei künstlicher Kultur sehr strenge Selektionsvorgänge eintreten, die zur weitgehenden Zurückdrängung, ja zur völligen Ausschaltung einzelner Pilzlinien führen. Man muß also für die Infektionen die



einzelnen Phytophthoralinien immer wieder getrennt heranziehen und, wenn man ganz sicher gehen will, die schwärmenden Sporen der einzelnen Rassen nacheinander auf die zu infizierenden Sämlinge bringen. Das ist bei den großen Infektionsversuchen nur mit einer beschränkten Zahl von Rassen möglich. Man muß also die *wichtigsten* Phytophthorarassen aussuchen, um erst einmal Kartoffeln zu finden, die gegen diese wichtigsten Rassen widerstandsfähig sind. Diese Kartoffeln können dann zunächst nach anderen Gesichtspunkten — Knollenertrag, Knollenform usw. — weiter ausgelesen werden, und die wenigen übrigbleibenden Klone können dann noch in sorgfältiger Weise auf ihr Verhalten gegenüber den übrigen weniger wichtigen Linien der Phytophthora geprüft werden, um so zu vollständig widerstandsfähigen Kartoffelsorten zu gelangen. Welches sind nun aber die *wichtigsten* und welches sind die *weniger wichtigen* Linien des Pilzes? Damit sind wir zu der anfangs gestellten Frage zurückgekehrt.

Aus diesem Weg der Züchtung folgt ohne weiteres, daß der Züchter die Bedeutung einer Pilzrasse für *sein* Zuchtmaterial daran messen kann, ob sie einen hohen oder niedrigen Prozentsatz *seiner* Pflanzen zu befallen vermag. Je nach dem Ausgangsmaterial kann die Bedeutung einer Rasse verschieden groß sein. Den verhältnismäßig besten Maßstab wird man gewinnen, wenn diese Prüfung schon in der  $F_2$  oder  $F_2'$  durchgeführt wird. Bei Prüfung in späteren Generationen würde man ein anderes Bild erhalten infolge der in den vorhergehenden Generationen vorgenommenen Selektionen. Ob sich bei dieser Prüfung Unterschiede zeigen, müssen die eingeleiteten Versuche ergeben. Nur wenn die Widerstandsfähigkeit gegen jede Pilzlinie ein einfach mendelndes Merkmal wäre, würden Unterschiede nicht auftreten. Wir würden in allen Fällen eine Spaltung 3:1 bzw. bei  $F_2'$  1:1 erhalten. Ein so einfaches Verhalten ist kaum anzunehmen. Auf jeden Fall werden derartige Versuche interessante Einblicke auch in die *Vererbung* der Widerstandsfähigkeit gewähren.

Abschließend wollen wir feststellen, daß die Bedeutung einer Pilzrasse für den Züchter nur wenig charakterisiert wird durch ihre geographische Verbreitung, die sich mit der Verbreitung der anfälligen oder widerstandsfähigen Sorten dauernd ändert. Sie wird auch nur wenig charakterisiert durch die Zahl der Klone, die eine Pilzrasse in einem mehr oder weniger zufällig zusammengestellten Testsortiment befällt. Eine wesentlich wertvollere Charakterisierung erhält der Züchter durch die Angabe, einen wie

hohen Prozentsatz der Pflanzen einer ihn interessierenden  $F_2$  oder  $F_2'$  eine Pilzrasse befällt.

#### Das Testsortiment.

Zur Unterscheidung und Charakterisierung der aufgefundenen Linien ist ein Testsortiment notwendig. Um die von uns gefundenen vier Linien zu charakterisieren, genügen die Klone der Gruppen W, K, M, deren Verhalten gegenüber den 4 Linien in Tabelle 2 dargestellt wurde. Die Klone der Gruppe W und M sind besonders wertvoll für das Testsortiment, da auf ihnen nur je eine der 4 Pilzlinien wächst. Die Klone der Gruppe K sind noch notwendig, um die Linie 3 von der Linie 1 zu differenzieren. Die zur Zeit von uns benutzten Klone und ihr Verhalten gegenüber den 4 Linien zeigt Tabelle 3.

Tabelle 3. Das Verhalten der 4 Pilzlinien auf dem Testsortiment.

Züchter	Bezeichnung des Klons	Zugehörig zu Gruppe	1	2	3	4
R. Schick v. Kameke	34. 1567/20 Müllers Sämling	A	+	+	+	+
R. Schick v. Kameke	51 573 34. 2109/2 Knappes Sämling	W M	+	—	+	+
R. Schick v. Kameke	87 615 Parnassia	K Z	+	+	—	—
			—	—	—	—

Wenn wir in diesem Testsortiment nicht nur Klone aus den Müncheberger Versuchen benutzen, so hat das zwei Gründe. Die bei den fremden Klonen genannten Züchter haben große Mühe auf die Schaffung phytophthorawiderstandsfähiger Kartoffeln verwandt. Ihre Mitarbeit bei der schwierigen Arbeit wollten wir betonen. Außerdem sind die Klone der K. von Kamekeschen Saatzuchtwirtschaft in ihrer Knollen- und Krautproduktion schon fast brauchbare Kartoffelsorten, ihr Anbau und ihre Vermehrung bringen keinerlei Schwierigkeiten, während unsere Klone noch häufig unangenehme Eigenschaften ihrer wilden Vorfahren zeigen.

Aus diesem Sortiment sind nur die 3 mittleren Klone zur Identifizierung der 4 Linien notwendig. Wir halten es aber für richtig, als Kontrollen mindestens je einen Klon der Gruppen A und Z mitzuprüfen. Die Sorte Parnassia ist wegen ihrer weiten Verbreitung als Vertreter der Z-Gruppe gewählt worden. Den Stammbaum dieser Klone zeigt Abb. 3.

Dieses Testsortiment ermöglicht uns heute auch eine sehr genaue Kontrolle der 4 Linien der *Phytophthora infestans* bei unseren weiteren Versuchen. Linie 2 wird nur noch auf W-Rassen, Linie 4 nur noch auf M-Klonen herangezogen,

also auf Klonen, auf denen nur diese betreffenden Linien wachsen. Linie 1 muß auf Z-Klonen gezogen werden, auf denen alle anderen Linien ebenfalls wachsen. Möglicherweise auftretende Vermischungen erkennen wir dadurch, daß bei allen Versuchen je ein W-, K- und M-Klon mitgeprüft wird. Auf diesen dürfen keinerlei Infektionen auftreten. Linie 3 wird auf K-Klonen herangezogen, auf denen allerdings auch noch Linie 4 wächst. Zur Kontrolle wird bei allen Versuchen mit Linie 3 ein M-Klon mitgeprüft, auf dem, wenn Linie 3 rein ist, keine Infektionen auftreten dürfen. Auf diese Weise haben wir eine Kontrolle, wann wir die mehrfach auf Laub

Typen, S-Typen und T-Typen. A-Typen sind solche, die die MÜLLERSchen W-Rassen nicht befallen, S-Typen sind solche, die auch die W-Rassen befallen. Der T-Typ unterscheidet sich von A durch stärkeren Befall bei Tomaten. Wenn wir unsere 4 Linien nach diesem Schema gruppieren, gehört Linie 2 zum S-Typ und die übrigen 3 Linien zum A-Typ, da sie auf Grund der vorliegenden Versuche Tomaten kaum befallen, also nicht zum Tomatentyp gehören. Diese Tatsache zeigt, daß die von MÜLLER gegebene Einteilung keineswegs mehr ausreicht. Sie kann nicht ausreichen, da sie keine Rücksicht darauf nimmt, daß die Zahl der nachweisbaren

physiologischen Rassen abhängig ist von Anzahl und Verschiedenheit der im Testsortiment benutzten Wirtspflanzen. Schon einmal hat die Prüfung der in bezug auf Phytophthoraanfälligkeit sehr einheitlichen Kultursorten der Kartoffel zu einer falschen Beurteilung der physiologischen Differenzierung der *P. infestans* verleitet. Wir müssen daher jetzt auf jeden Fall vermeiden, diesen Fehler zu wiederholen, indem wir nur Kultursorten und die ebenfalls anscheinend sehr einheitlichen W-Rassen für diese Untersuchungen heranziehen. Das Dahlemer Testsortiment enthält zur Unterscheidung der Phytophthorotypen A und S auf Laub nur W-Rassen und Kultursorten, und tatsächlich geht die von MÜLLER getroffene Einteilung in A- und S-Stämme zurück auf das Verhalten dieser Stämme gegenüber den W-Rassen. Mit einem

solchen Testsortiment kann man augenblicklich nur 2 Pilzrassen unterscheiden: A und S; die eine Rasse (S) wächst auf beiden Wirtgruppen, die andere (A) nur auf den Kulturkartoffeln. Zwei weitere Typen sind noch denkbar: Einer der auf beiden Wirtspflanzen nicht wächst,

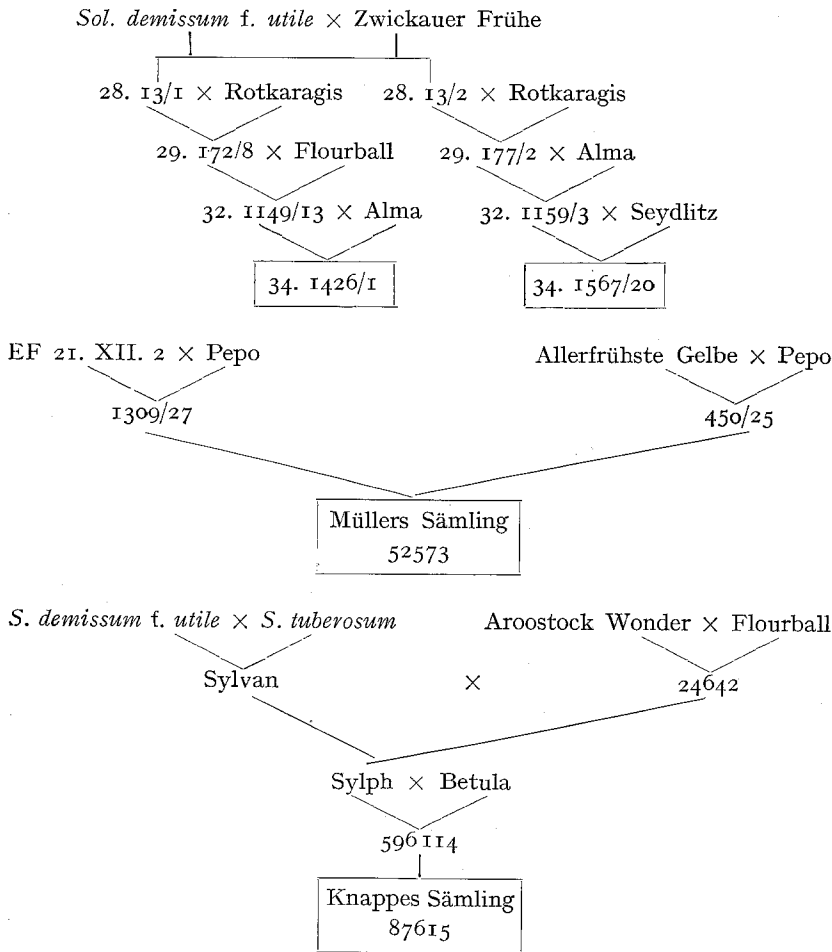


Abb. 3. Stammbaum der 4 im Testsortiment befindlichen Bastardklone.

vermehrten Linien des Pilzes durch neue bis dahin auf Agar kultivierte Linien ersetzen müssen.

Bisher hat nur MÜLLER (10) eine Einteilung von Kartoffelherkünften der *Phytophthora infestans* vorgenommen. Er unterscheidet A-

Dieser Typ *kann* auf unseren Kulturkartoffeln *nicht* auftreten. Ein anderer Typ, der nur auf den W-Rassen, nicht auf Kultursorten leben kann, wäre denkbar als Mutation oder Neukombination bei allmählich zunehmender Verbreitung der W-Rassen.

Unsere Untersuchungen haben bereits gezeigt, daß der A-Typ der Phytophthora außerordentlich verschiedene Linien enthält. Wieweit das auch für den S-Typ der Fall ist, müssen spätere Untersuchungen ergeben. Dieses Ergebnis läßt es uns unzweckmäßig erscheinen, in so frühem Stadium der Untersuchungen die Linien und Rassen des Pilzes zu Biotypengruppen zusammenzufassen. Uns erscheint es zunächst einmal notwendig, die Spezies in ihre kleinsten erfaßbaren Einheiten — Einsporangienlinien — zu zerlegen. Später mag man diese kleinsten Einheiten zu Rassen und zu Gruppen, die sich gleich oder ähnlich verhalten, zusammenfassen, wobei jeder Gruppenbildung oder jeder Aussage über die Identität von Rassen die Einschränkung hinzuzufügen ist, daß das nur für das benutzte Testsortiment gilt. Bei Hinzuziehung neuartiger Genkombinationen des Wirtes muß immer wieder mit einer weiteren Aufteilung der Gruppen oder auch der Rassen gerechnet werden. Das Zusammenfassen von Linien des Pilzes wird zu leicht die Vorstellung erwecken, daß es sich bei den zusammengefaßten Linien um *tatsächlich* gleichartige handelt; wenn das dann nicht der Fall ist, können unangenehme Überraschungen eintreten. Aber nicht nur für die Analyse des Pilzes ist dieses Zurückgehen bis zu den letzten Einheiten erforderlich, ebenso notwendig ist dies für das Studium der *Vereerbung* der Widerstandsfähigkeit gegen den Pilz. Genetische Untersuchungen, die die Widerstandsfähigkeit gegen Populationen als Grundlage haben, können einer ernsthaften Kritik nicht standhalten. SCHMIDT (13) gibt an, daß in Streckenthin der Anteil der Widerstandsfähigen in den aufeinanderfolgenden Generationen abgenommen hat. Beruht dies auf einer Veränderung der zur Infektion benutzten Phytophthotapopulationen oder ist dies ein Ausdruck für eine andere genetische Konstitution der zur Weiterzucht benutzten widerstandsfähigen Formen? Solange es, wie in diesem Fall, bei der Feststellung des Tatbestandes bleibt, ist gegen solche Untersuchungen mit Populationen nichts einzuwenden. Jede faktorielle Deutung der Widerstandsfähigkeit auf Grund solcher Versuche aber ist abzulehnen.

Aufgabe unserer weiteren Untersuchungen wird es sein, nach Auffinden neuer Linien des

Pilzes das Testsortiment zu erweitern und zu verbessern. Um nun für das Testsortiment eine größere Anzahl geeigneter Klone zu finden, haben wir begonnen, einzelne  $F_2'$ -Familien als Sämlinge gar nicht oder nur mit einzelnen Linien des Pilzes zu infizieren. Wir hoffen auf diese Weise eine größere Zahl zu Testzwecken geeigneter Klone zu finden. Bei der gleichzeitigen Infektion mit verschiedenen Populationen des Pilzes ist es ein Zufall, wenn verschieden reagierende Klone für unser Testsortiment übrigbleiben. Bei vollständigem Gelingen der ersten Infektion dürften ja nur widerstandsfähige, also Pflanzen der Gruppe A die Infektion überstehen. Da nicht immer Sporen *aller* Pilzrassen auf jede Pflanze gelangen, werden verhältnismäßig häufig bei unseren ersten Infektionen Pflanzen am Leben bleiben, die für eine der benutzten Pilzlinien *anfällig* sind. Für die Linie 2 bzw. die Klongruppe W haben wir derartige Fälle bereits häufig beobachtet. Der umgekehrte Fall, daß nämlich Pflanzen am Leben bleiben, die nur gegen *eine* der benutzten Pilzlinien *widerstandsfähig* sind, muß sehr viel seltener auftreten. Er kann nämlich nur dann eintreten, wenn zufällig einmal keine Sporen von all den Pilzrassen, für die dieser Klon anfällig ist, auf diese Pflanzen gelangen. Dieser Fall scheint bei unseren sehr wirksamen Infektionen nicht vorzukommen. Wir können daher wohl annehmen, daß wir bei Infektion der Sämlinge mit nur einer oder zwei der uns bekannten Phytophthoralinien unser Testsortiment bald erweitern und verbessern können.

Hier noch ein Wort über das Verhalten unserer Testklone gegenüber verschiedenen Linien des Pilzes bei Benutzung von Stecklingen, bei Benutzung von Topfpflanzen und bei Beobachtung im Freiland. Alle W-Rassen haben sowohl bei Topfpflanzen als bei Stecklingen Anfälligkeit gegen Linie 2 gezeigt. Das Verhalten von Freilandpflanzen in Streckenthin bestätigt dieses Ergebnis. Die Klone der Gruppe K sind als Stecklinge und als Topfpflanzen widerstandsfähig gegen Linie 2. Ihr Verhalten als Freilandpflanzen in Streckenthin bestätigt auch dieses Ergebnis. An 2 großen Klongruppen kann also gezeigt werden, daß sie sich bei allen 3 Prüfungsmethoden gleich verhalten. Wir möchten daraus den Schluß ziehen, daß man im allgemeinen die Ergebnisse unserer Stecklingsmethode den Ergebnissen an wachsenden Pflanzen gleichsetzen kann.

#### *Das Auffinden neuer Phytophthoravarsen.*

Bei den parasitischen Pilzen kann wohl, wie bei allen Organismen, stets das Vorhandensein

von differenzierten Rassen, deren Entstehungsart hier nicht interessiert, angenommen werden. Ob es gelingt, physiologisch differenzierte Rassen *nachzuweisen*, hängt nur davon ab, ob wir bei der Wirtspflanze Formen finden, deren genetische Konstitution verschiedenes Verhalten gegenüber den verschiedenen Pilzrassen bedingt. *Wie viele* Pilzrassen wir unterscheiden können, hängt dann wieder davon ab, wie viele solche *differenzierenden* genetischen Konstitutionen in unserem Pflanzenmaterial auftreten. Die Zahl der auffindbaren physiologischen Rassen ist also abhängig von unserem Testsortiment.

Wir dürfen annehmen, daß nicht alle Phytophthorarassen die gleiche Verbreitung besitzen. Einzelne „alte“ Rassen werden sich mit der Ausbreitung des Kartoffelanbaues ebenfalls ausgebreitet haben. In diesen Rassen sind dann im Laufe der Zeit durch Mutation oder Neukombination abweichende Formen entstanden. Wie bereits MÜLLER (10) ausführte, werden diese neuen Formen sich nicht wesentlich vermehren, wenn sie den „alten“ Rassen auf den Kultursorten nicht überlegen sind. Sie werden nur in Spuren zwischen den alten Rassen vorkommen. Erst wenn Kartoffelsorten angebaut werden, auf denen diese neuen Rassen des Pilzes den alten überlegen sind, werden sie sich stärker vermehren und ausbreiten. Aus diesen Überlegungen ergibt sich, daß man diese neuen Pilzrassen durch Anbau geeigneter Kartoffelklone in der Pilzpopulation anreichern und dann leichter einfangen kann. Wir haben nach dieser Methode bereits in den letzten Jahren gearbeitet und auf unseren verschiedenen Anbaustellen sorgfältig alle auf „widerstandsfähigen“ Klonen auffindbaren Sporangien in Kultur genommen. Die Linie 4 haben wir auf diese Weise gefunden. In diesem Jahr haben wir erstmalig einen größeren Versuch angelegt und 10 Klone aus den Gruppen A, W, K und M an 20 Stellen in Ost- und Norddeutschland angebaut, um auf diesen die vielleicht vorhandenen abweichenden Phytophthoralinien einzufangen. Es ist dies die gleiche Methode, die HONECKER (3) benutzt zum Einfangen abweichender Meltaurassen der Gerste. Diese Versuche müssen natürlich vergrößert werden und daneben die widerstandsfähigen Klone frühzeitig an vielen verschiedenen Stellen vermehrt werden, um „neue“ Linien des Pilzes möglichst *frühzeitig* zu erkennen. In dieser Weise wird man die heute vorhandenen Phytophthorapopulationen analysieren und daraus die für den Züchter notwendigen Schlüsse ziehen können.

Es bleibt aber bei allen diesen Untersuchungen

noch eine Frage völlig ungeklärt: *Wie entstehen* die neuen Rassen? Unsere ganze Arbeit ist ja zunächst darauf abgestellt, die bereits *vorhandenen* Rassen einzufangen. Für den Züchter ist die Frage nach der Entstehung der neuen Pilzrassen aber von großer Bedeutung. Entstehen diese neuen Rassen nur als Mutationen, so ist, wenn die vorhandene Population gründlich analysiert ist, nur *selten* mit neuen Rassen zu rechnen. Entstehen sie aber auch als Neukombinationen durch Kreuzung verschiedener Pilzrassen, so muß, falls solche Kreuzungen häufig sind, auch mit dem häufigen Auftreten neuer Rassen gerechnet werden. Erste Voraussetzung für die Beantwortung dieser Frage ist also die genaue Kenntnis der Fortpflanzungsbiologie der *Phytophthora infestans*. Über die vegetative Phase des Pilzes, den Kreis: Mycel-Sporangien-Zoosporen-Mycel, sind wir ja gut unterrichtet. Die sexuelle Phase des Pilzes ist dagegen noch recht mangelhaft bekannt. Wir wissen nicht, ob und wie häufig der Pilz in der Natur zur sexuellen Fortpflanzung kommt. Noch weniger wissen wir darüber, ob es sich bei der sexuellen Fortpflanzung vorwiegend um Fremd- oder Selbstbefruchtung handelt. Erst wenn wir alle diese Verhältnisse genauer kennen, werden wir entscheiden können, ob wir neue Rassen hauptsächlich als Mutationen oder als Neukombinationen erwarten müssen. Daraus werden wir dann mit einiger Wahrscheinlichkeit auf die Häufigkeit des Auftretens neuer Pilzrassen schließen können. Hier ist also noch manche rein mykologische Arbeit zu leisten.

Der Züchter kann zunächst nur versuchen, alle bereits vorhandenen und noch auftretenden Rassen der *Phytophthora infestans* einzufangen und bei seinen Infektionsversuchen zu benutzen. Solange wir noch Ausgangsformen haben, die gegen alle bekannten Rassen der *P. infestans* widerstandsfähig sind, müssen wir bei *geeigneter Selektion* auch zu vollständig widerstandsfähigen Kultursorten gelangen. Die Ausarbeitung dieser geeigneten Selektionsmethoden betrachten wir als unsere wichtigste Aufgabe.

#### *Zusammenfassung.*

Die vorliegende Arbeit berichtet über Versuche mit 4 verschiedenen Einsporangienlinien von *Phytophthora infestans*.

Die Kultur- und Infektionsmethoden werden beschrieben. Es werden für diese Versuche Kulturen auf Malzextraktagar, Kartoffelknollen und Kartoffellaub neben- und nacheinander benutzt, um einerseits die Vermischungsgefahr weitgehend zu vermeiden und andererseits die Infek-

tionstüchtigkeit der Sporen auf dem Optimum zu halten.

Die Ergebnisse von Infektionsversuchen mit den 4 Linien des Pilzes auf 246 Kartoffelklonen werden besprochen. Es handelt sich um  $F_1$ ,  $F_2$ ,  $F_2'$ ,  $F_3'$ ,  $F_4'$ , Klone der Kreuzung *Solanum demissum* × *Solanum tuberosum*. Nach ihrem Verhalten gegenüber den 4 Phytophthoralinien zerfallen diese 246 Klone in 5 Klongruppen: A, W, K, M, Z. Das Verhalten der 4 Linien auf diesen Gruppen wird dargestellt.

Die Bedeutung der verschiedenen Linien des Pilzes für die züchterische Arbeit wird diskutiert. Nicht die geographische Verbreitung einer Pilzrasse, sondern ihre Aggressivität gegenüber dem Zuchtmaterial des Züchters bestimmt ihre Bedeutung für unsere züchterischen Arbeiten.

Ein Testsortiment zur Charakterisierung der 4 Linien wird angegeben.

Die Möglichkeiten der Entstehung und der Auffindung weiterer Pilzrassen werden besprochen.

#### Literatur.

1. BERG, A.: Tomato late blight and its relation to late blight of potato. West Virginia Univ., Agr. Exp. Stat. Bull. **205**, 1—36 (1926).
2. CROISIER, W.: Studies in the biology of *Phytophthora infestans* (Mont) de Bary. Cornell Univ. Exp. Stat. Mem. **155** (1934).
3. HONÉCKER, L.: Weitere Mitteilungen über das Vorkommen biologischer Rassen des Gersten-Meltaus (*Erysiphe graminis hordei* MARCHAL), ihre Verbreitung in Deutschland und die sich daraus ergebenden Richtlinien für die Immunitätszüchtung. Züchter **1935**, 113—119.
4. KATTERMANN, G., u. H. WENK: Ein neuer

Phytophthorabiotyp auch in Bayern? Züchter **1933**, 129—132.

5. MELHUS, J. E.: Germination and infection with the fungus of the late blight of potato. Agric. Exp. Stat. of the Univ. of Wisconsin Nr. 37 (1915).

6. MÜLLER, K. O.: Neue Wege und Ziele in der Kartoffelzüchtung. Beitr. Pflanzenzucht **8**, 45—72 (1925).

7. MÜLLER, K. O.: Untersuchungen über die Kartoffelkrautfäule und die Biologie ihres Erregers. Arb. Biol. Reichsanst. **16**, 197—211 (1928).

8. MÜLLER, K. O.: Über die Phytophthoraresistenz der Kartoffel und ihre Vererbung. Angew. Bot. **12**, 299—324 (1930).

9. MÜLLER, K. O.: Bemerkungen zur Frage der „biologischen Spezialisierung“ von *Phytophthora infestans*. Angew. Bot. **15**, 84—96 (1932).

10. MÜLLER, K. O.: Über den augenblicklichen Stand unserer Kenntnisse zur biologischen Spezialisierung des Krautfäuleerregers der Kartoffel (*Phytophthora infestans*). Züchter **1935**, 5—12.

11. ORTH, H., u. H. LEHMANN: Über Degenerationserscheinungen bei *Phytophthora infestans*. Züchter **1935**, 12—16.

12. SCHICK, R.: Über das Verhalten von *Solanum demissum*, *Solanum tuberosum* und ihren Bastarden gegenüber verschiedenen Herkünften von *Phytophthora infestans*. (Vorläufige Mitteilung zur Frage der biologischen Spezialisierung von *Phytophthora infestans*). Züchter **1932**, 233 bis 237.

13. SCHMIDT, E.: Unsere Erfahrungen bei der Züchtung phytophthoraresistenter Kartoffeln. Züchter **1933**, 173—179.

14. STAPP, G.: Über die experimentelle Erzeugung von Wildfeuer bei Tabak. Angew. Bot. **15**, 225—237 (1933).

15. VOWINKEL, O.: Die Anfälligkeit deutscher Kartoffelsorten gegenüber *Phytophthora infestans*, unter besonderer Berücksichtigung der Infektionsmethoden. Arb. Biol. Reichsanst. **14**, 588—641 (1926).

(Aus der Station für Pflanzenzüchtung und Samenkontrolle Cluj, Rumänien.)

## Weitere Beiträge zur Züchtung des Rotklees auf geringen Blattverlust.

Von I. Safta.

In einer früheren Mitteilung<sup>1</sup> wiesen wir auf die großen Unterschiede im Blattverluste einer Rotkleepopulation hin. Bei dieser Gelegenheit wurde ganz kurz die Arbeitsmethode gestreift und über einen Schüttelapparat berichtet, den wir zur Feststellung des Blattverlustes an getrockneten Pflanzen verwendeten.

### I. Versuche mit gartenmäßig angelegten Elitepflanzen und Nachkommenschaften.

#### 1. Bemerkungen zum ersten Schnitt.

Im Jahre 1934 wurde ein Schritt weiter ge-

macht. Wir suchten aus einer mehrere Tausend Individuen umfassenden Population 600 Elitepflanzen heraus, von welchen etwa 300 auf Blattverlust untersucht wurden. Die Unterschiede zwischen den einzelnen Pflanzen waren auch diesmal sehr groß.

Nach der Reife und Samenbildung wählten wir von den untersuchten Pflanzen Minusvarianten mit einem Blattverlust unter 20% und Plusvarianten mit einem solchen über 30% aus und vermehrten im Frühjahr 1935 dieses Material auf kleinen, bis zu 100 Pflanzen umfassenden Beeten. Ein Teil dieser Pflanzen wurde nach dem ersten Schnitt getrocknet und gleich darauf auf Blattverlust untersucht. Die

<sup>1</sup> Der Züchter 1934, H. 3.