

Wundverschlusses wird ebenfalls eine Methode angegeben, deren Durchführung zwar etwas mehr Aufwand erfordert, aber sichere Ergebnisse ermöglicht.

9. Zusammenfassung der Ergebnisse

a) Es wird über Versuche zur Feststellung des Verhaltens von Kartoffelknollen gegenüber bakteriellen Naßfäulen (*Pectobacterium carotovorum* var. *atrosepticum*) mit Hilfe von Labor-Infektionsmethoden berichtet.

b) Die Infektion ganzer Knollen durch Einstechen und Injizieren einer Bakteriensuspension ermöglicht nur eine visuelle Bewertung des Befalles. Zwischen 26 untersuchten Sorten und Stämmen bestanden nur relativ geringe Anfälligkeitsunterschiede.

c) Mit einem als „Gewebezyklindermethode“ bezeichneten Verfahren ist es möglich, die unterschiedliche Fäulnisanfälligkeit mit guter Reproduzierbarkeit festzustellen. Zwischen dieser Gewebeerweichung und dem Verhalten einiger untersuchter Sorten unter praktischen Lagerungsbedingungen bestand eine Übereinstimmung.

d) Durch Auflegen von Filterpapierscheibchen, die mit Impfsuspension getränkt waren, auf geschnittene Knollenhälften in steigenden Zeitabständen konnte die Eignung der Sorten zur Wundkorkbildung sicher festgestellt werden.

Literatur

1. BUHR, H.: Biologie und Ökologie mit Berücksichtigung physiologischer Fragen. In: R. SCHICK und M. KLINKOWSKI, Die Kartoffel 1, 47–189. Berlin: VEB Dt. Landw.-Verl. 1961. — 2. KOBÄ, S.: Wound healings in cultivated plants. I. Wound penetration by the patho-

genic bacteria of potato tuber. Sci. Bull. Fac. Agric. Kyushu 16, 397–401 (1958). — 3. KOTILA, J. E., and G. H. COONS: Investigations on the blackleg disease of the potato. Michigan Agric. Exper. Sta. Techn. Bull. 67, 1–29 (1925). — 4. NOVÁKOVÁ, J.: A new method of isolation of black-leg-pathogens from diseased plants. Phytopathol. Z. 29, 72–74 (1957). — 5. RUDD, ..., D. JONES, and W. J. DOWSON: On the bacteria responsible for soft rot in stored potatoes, and the reaction of the tuber to invasion by *Bacterium carotovorum* (Jones) Lehmann et Neumann. Ann. Appl. Biol. 37, 563–569 (1950). — 6. SCHICK, R., und A. HOPPE: Die Züchtung der Kartoffel. In: R. SCHICK und M. KLINKOWSKI, Die Kartoffel 2, 1461–1583. Berlin: VEB Dt. Landw.-Verl. 1962. — 7. SMITH, W. L., and H. F. SMART: Relation of soft rot development to protective barriers in Irish potato slices. Phytopathology 45, 649–654 (1955). — 8. STAPP, C.: Die Schwarzbeinigkeit und Knollennaßfäule der Kartoffel. Arb. Biol. Reichsanst. Land- u. Forstw. 16, 643 bis 703 (1929). — 9. STAPP, C.: Beitrag zur Frage der Widerstandsfähigkeit verschiedener Kartoffelsorten gegen Schwarzbeinigkeit und Knollennaßfäule, verursacht durch *Bacillus phytophthorus* Appel. Angew. Bot. 17, 97–117 (1935). — 10. STAPP, C.: Weitere Beiträge zur Frage der Widerstandsfähigkeit verschiedener Kartoffelsorten gegen Schwarzbeinigkeit und Knollennaßfäule, verursacht durch *Bacterium phytophthorum* Appel. Angew. Bot. 19, 141 bis 512 (1937). — 11. STAPP, C.: Weitere Untersuchungen über die Resistenz der deutschen Kartoffelsorten gegen *Bacterium phytophthorum* Appel. Phytopathol. Z. 16, 202–214 (1950). — 12. STAPP, C.: Fortgeführte Untersuchungen über die Widerstandsfähigkeit deutscher Kartoffelsorten gegen den bakteriellen Erreger der Schwarzbeinigkeit und Knollennaßfäule. Nachrichtenbl. Dt. Pflanzenschutz. (Braunschw.) 3, 185–187 (1951). — 13. STAPP, C., und G. SPICHER: Zur Frage der Resistenzverschiedenheit pflanzlicher Wirte gegenüber pathogenen Bakterien und ihre Ursachen. 1. Mitt. Untersuchungen mit *Erwinia phytophthora*, dem Erreger der Schwarzbeinigkeit und Knollennaßfäule der Kartoffel. Zbl. Bakteriologie. Abt. II, 108, 465–481 (1955).

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

Einige Bemerkungen zu der Nematodenresistenz der Arten *S. multidissectum* Hawk., *S. kurtzianum* Bitt. et Wittm. und *S. juzepczukii* Buk.*

Von H. STELTER und D. ROTHACKER

Das Auftreten aggressiver Biotypen des Kartoffelnematoden, *Heterodera rostochiensis*, die in der Lage sind, die Resistenzbarriere der bisher in der Züchtung verwendeten ssp. *andigenum*-Muster zu durchbrechen, macht die Suche nach neuem Ausgangsmaterial für die Züchtung erforderlich. Diese Arbeiten wurden in mehreren Ländern begonnen und führten bereits zu ersten Erkenntnissen über das Verhalten verschiedener Spezies. Resistenz gegen aggressive Nematodenherkünfte konnten bisher in folgenden Arten festgestellt werden:

- S. famatinae* ROSS (1962)
- S. kurtzianum* HUIJSMAN (1959, 1960)
- S. multidissectum* DUNNETT (1960, 1961)
- COLE u. HOWARD (1962)
- S. neohawkesii* DUNNETT (1959)

- S. vernei* DUNNETT (1957, 1960)
- ROTHACKER (1961)
- S. megistacrolobum* DUNNETT (1959)
- S. raphanifolium* DUNNETT (1959)
- S. sanctae-rosae* (*S. catamarcae*) DUNNETT (1960)
- S. juzepczukii* HOWARD (1962)

Die Angaben aus Großbritannien (DUNNETT und HOWARD) und Holland (HUIJSMAN) veranlaßten uns, die Reaktion der genannten Arten bzw. Bastarde mit uns zur Verfügung stehenden unterschiedlich reagierenden Nematodenpopulationen zu vergleichen. Es sollten dabei geeignete Genotypen mit Resistenz gegen aggressive Herkünfte des Nematoden ausgesiebt werden, um den Grundstock für eine Nematoden-Biotypen-Resistenzzüchtung zu bilden.

Untersuchtes Material

Zur Untersuchung verwendeten wir Spezies-Herkünfte des G-LKS¹ und Bastarde von HOWARD und

* Herrn Prof. Dr. R. SCHICK zum 60. Geburtstag gewidmet.

¹ G-LKS = Sortiment wilder und kultivierter Kartoffelspezies des Institutes für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz.

Tabelle 1. Geprüfte Bastardpopulationen auf ihr Resistenzverhalten gegen die Nematodenpopulationen A und B.

Komb.-Nr.	Kombination	Kombinationstyp	Herkunft des Samenmaterials
<i>S. kurtzianum</i> — Bastarde			
60.2868	ktz pl. 54 × gon 644	ktz × 2 x tub	HUIJSMAN 1959
60.2869	ktz pl. 54 × stn 714-1 × gon 644	(ktz × 2 x tub) × 2 x tub	HUIJSMAN 1959
60.2870	695 × (ktz pl. 54 × gon 303)	(ktz × 2 x tub) × 2 x tub	HUIJSMAN 1959
62.3505	K 4-6 (1957 mac pl. 10 × Record) × Libertas	4 x (ktz × tub) × tub	HUIJSMAN 1960
61.3218	K 2-6 (1957 mac pl. 30 × G 3009) × Libertas mac TT	[4 x (ktz × tub) × ktz] × tub ³	HUIJSMAN 1960
62.3219	K 11-5 (coll. 55 stn 410 × mac 54 pl. 11 × Profijt) × Profijt	4 x (ktz × 2 x tub) × tub ²	HUIJSMAN 1960
<i>S. multidissectum</i> -Bastarde			
62.3516	3479 f H 15/5 mtd × 11-79 tub	mtd × tub	DUNNETT 1961
62.3514	3491 e 3246 (6) = (H 15/5 mtd × 792-94 tub) × Craigs Defiance	(mtd × tub) × tub	DUNNETT 1961
62.3515	3490 c 3246 (5) = (H 15/5 mtd × 792-94 tub) × Craigs Defiance	(mtd × tub) × tub	DUNNETT 1961
62.3517	3488 b 3246 (4) = (H 15/5 mtd × 792-94 tub) × Craigs Defiance	(mtd × tub) × tub	DUNNETT 1961
62.3518	3492 b 3246 (9) = (H 15/5 mtd × 792-94 tub) × Craigs Defiance	(mtd × tub) × tub	DUNNETT 1961
62.3510	Ackersegen × D 12 = (mtd × tub)	tub × (mtd × tub)	HOWARD 1961
62.3508	W 15/5 (adg × tub ²) × D 12 = (mtd × tub)	(adg × tub ²) × (mtd × tub)	HOWARD 1961
<i>S. juzepczukii</i> -Bastarde			
62.3512	Ackersegen × 6 x WAC 823 (juz)	tub × juz	HOWARD 1961
62.3509	6 x WAC 823 (juz) × X 16/22 (adg × tub ²)	juz × (adg × tub ²)	HOWARD 1961
62.3513	6 x WAC 42 (juz) × T 58/3 (adg × tub ³)	juz × (adg × tub ³)	HOWARD 1961
62.3511	6 x WAC 42 (juz) × tub CPC 650	juz × tub	HOWARD 1961

Abkürzungen: ktz = *S. kurtzianum*; mtd = *S. multidissectum*; adg = *S. andigenum*; tub = *S. tuberosum*; juz = *S. juzepczukii*; stn = *stenotomum*.

Tabelle 2. Untersuchte Herkünfte der Spezies *S. kurtzianum* und *S. multidissectum*.

G-LKS-Nr.	Spezies	Nr.	Collector	erhalten
98/1	<i>S. kurtzianum</i> Bitt. et Wittm.	H-62/3	Hawkes	BUKASOV 1958
98/2	<i>S. kurtzianum</i>	H-62/3	Hawkes	JAKOBSEN 1959
98/3	<i>S. kurtzianum</i>	CPC 2689	Toxopeus	SIMMONDS 1960
98/5	<i>S. kurtzianum</i>	CPC 2410 × 2689	Bukasov/Toxopeus	SIMMONDS 1962
24/1	(<i>S. macolae</i> -Bastard)	R 50.200		RUDOLF 1951
48/1	<i>S. multidissectum</i> Hawk.	PH-1366	Petersen u. Hjerting	JAKOBSEN 1959
48/2	<i>S. multidissectum</i>	PH-1407	Petersen u. Hjerting	JAKOBSEN 1959
48/3	<i>S. multidissectum</i>	PH-1593	Petersen u. Hjerting	JAKOBSEN 1959
48/4	<i>S. multidissectum</i>	CPC 2722	Hjerting	PAXMAN 1964
48/5	<i>S. multidissectum</i>	CPC 2723	Ochoa	PAXMAN 1964

DUNNETT (Großbritannien) und HUIJSMAN (Holland) sowie eigene Kreuzungspopulationen. In Tab. 1 sind die verwendeten Populationen aus England und Holland angeführt.

Die untersuchten Herkünfte des G-LKS von *S. kurtzianum* und *S. multidissectum* sind aus Tab. 2 zu entnehmen. Es handelt sich dabei um Muster, die als Sämlinge im 4-5-jährigen Routineanbau erhalten werden.

Prüfungsmethode

Zu den Prüfungen verwendeten wir Zysten vom Typ A (Herkunft Gr.-Lüsewitz) und Typ B (Herkunft 57/81). Die Untersuchungen erfolgten immer in 7 cm-Tontöpfen; mit Typ A entweder in stark verseuchtem Boden mit bekannter Verseuchungshöhe oder durch Zugabe einer bestimmten Zysten-/Larvenzahl zu nicht verseuchtem Boden; mit Typ B nur durch Zugabe einer bestimmten Zysten-/Larvenzahl zu nicht verseuchtem Boden.

Die Bonitierung erfolgte im ersten Fall — natürlichverseuchter Boden — zu dem Zeitpunkt, an dem die Masse der Zysten den gelben Farbton erreicht hatte. Wir bewerteten die außen am Topfballen sowie die innerhalb des Ballens vorhandenen Zysten dieses Färbungsgrades.

Im zweiten Fall — Zugabe von Zysten zur Topferde — wurde der gesamte Topfinhalt — ca. 170 ccm Boden — nach dem natürlichen Absterben der Pflanzen auf die vorhandene Zystenanzahl untersucht. War die Zystenanzahl je Topf nicht wesentlich von der Anfangshöhe verschieden, so wurde zusätzlich die Larvenzahl je Topf ermittelt und damit eine genaue Differenzierung ermöglicht.

Untersuchungsergebnisse

1. Ergebnisse bei *S. kurtzianum*-, *S. multidissectum*- und *S. juzepczukii*-Bastarden nach Zugabe einer bekannten Zysten-/Larvenanzahl zur Topferde.

Zur Untersuchung kamen die von den Herren Dr. HOWARD, Dr. HUIJSMAN und Dr. DUNNETT entgegenkommenderweise überlassenen Samenpopulationen der in Tab. 1 angeführten Kombinationen.

Von den in Tab. 3 genannten Kombinationen wurden im Frühjahr von jedem Sämling 2 Sproßstecklinge bewurzelt. Von diesen wurde wieder parallel je ein Steckling auf Typ A bzw. Typ B in verseuchtem Boden mit den entsprechenden Zysten-/Larvenzahlen geprüft.

Durch die Stecklingsanzucht verzögerte sich der Prüfungsbeginn bis zum Juni, einem erfahrungs-

gemäß nicht mehr optimalen Zeitpunkt. Der neu ausgetriebene Sämling diente zur Erhaltung des Klonen und wurde im Gewächshaus kultiviert.

Aus den Ergebnissen des Jahres 1962 geht eindeutig hervor, daß die Kombinationen mit *S. kurtzianum*, *S. multidissectum* und *S. juzepeczukii* keine Resistenz gegen die verwendete B-Herkunft (57/81) des Kartoffelnematoden besitzen. Der Verseuchungsgrad erreichte jedoch nie die Werte der beiden Vergleichssorten. Dagegen waren einige Genotypen von *S. multidissectum* und *S. kurtzianum* widerstandsfähig gegen den Normaltyp A des Nematoden. Die *S. juzepeczukii*-Hybriden wurden von beiden Rassen befallen. Zum Vergleich prüften wir ebenfalls eine *S. vernei* \times *2x tuberosum* F₁-Population, bei der bereits das Vorkommen von Resistenz gegen die beiden Rassen nachgewiesen war. Eine weitere *S. tarijense*-Kreuzungspopulation hatte wohl Resistenz gegen die Normalrasse (A), war aber gegen den Biotyp B ebenso anfällig wie die drei oben genannten Kartoffelarten. Auffallend ist jedoch bei diesen Untersuchungen mit Typ A, daß die nach dem Absterben der Pflanzen ermittelte Zysten- bzw. Larvenzahl der anfälligen Genotypen aller geprüften Populationen erheblich unter dem Niveau der Sorte 'Aquila' — Typ A-anfällig — liegt. Demgegenüber entwickelten sich an den gegen die Rasse A resistenten Sämlingen mehr Zysten bzw. Larven als an der Vergleichssorte 'Spekula' (A-resistent).

Eine Erklärung dieser Befunde ist schwierig. Sehr wahrscheinlich handelt es sich um zwei Faktorenkomplexe. Einerseits dürften geringere Durchwurzelungsdichte des Bodens, geringere Wachstumsintensität der Wurzeln, höherer Anteil von Faserwurzeln (ELLENBY, 1954) sowie Unterschiede in der Stolonenmasse im Vergleich zu den beiden Standardsorten das Befallsbild modifiziert haben. Andererseits kann es sich um den Einfluß genetischer Verschiedenheiten des Resistenzprinzips, vergleichsweise zu resistenten ssp. *andigenum*-Bastarden der Herkunft CPC 1673, handeln.

2. *S. kurtzianum*-, *S. multidissectum*- und *S. juzepeczukii*-Bastarde — Kultivierung in natürlich verseuchtem Boden von bekannter Verseuchungshöhe.

Neben den unter 1. genannten Bastarden wurden weitere Kombinationen der gleichen Herkünfte in stark verseuchtem Boden (15–20 000 Larven/100 cm³) nach der üblichen Topfballenbonitierung auf ihre Reaktion gegen die Rasse A geprüft. Eine Wiederholung der Prüfung im darauffolgenden Jahr mit den vermutlich A-resistenten Genotypen festigte die gewonnenen Ergebnisse. Einige von diesen Klonen wurden ergänzend auf ihre Reaktion gegen Rasse B (57/81) geprüft und bestätigten eindeutig die unter 1. gewonnenen Resultate (Tab. 4a, b, c).

3. Untersuchungen an *S. kurtzianum*-, *S. multidissectum*-Herkünften des G-LKS.

Aus dem mehr als 2500 Muster umfassenden Sortiment wilder und kultivierter Kartoffelspezies des Institutes für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz wurden unabhängig von den unter 1. und 2. genannten Untersuchungen Sämlinge von 4 *S. kurtzianum*- und 5 *S. multidissectum*-Herkünften gegen Typ A nach der Topfballenbonitierung und gegen

Typ B (57/81) nach Infektion mit 25 Zysten/Topf und späterer Auszählung der neugebildeten Zysten geprüft. Auch bei diesem Material ließ sich wohl A-Resistenz, aber keine B-Resistenz nachweisen (Tab. 5).

4. Versuch einer genetischen Interpretation der Nematodenresistenz von *S. multidissectum* (G-LKS 48/1)

Unabhängig von den unter 1. bis 3. genannten Untersuchungen wurden auf $2x = 24$ chromosomiger Stufe die in Tab. 6 angeführten Kreuzungs- und Selbstungspopulationen nach der Topfballenmethode auf ihr Verhalten gegen die Rasse A im Gewächshaus wiederholt geprüft.

Die Aufspaltungsverhältnisse versuchten wir durch die Annahme eines dominanten Erbganges der beiden unselbständig wirkenden, vorläufig als A und B bezeichneten Gene zu erklären. Resistenz soll danach in erster Linie nur beim Vorhandensein der beiden Hauptgene A und B bewirkt werden (Tab. 6). Darüber hinaus können möglicherweise weitere Nebengene den Resistenzanteil modifizieren (vgl. 63. 3034 und 63. 4038).

Diskussion

Nach den von TOXOPEUS (1956) geäußerten ersten Vermutungen über das mögliche Auftreten aggressiver Rassen, die in der Lage sind, die Resistenzbarriere der bisher in der Züchtung verwendeten ssp. *andigenum*-Klone zu durchbrechen, wurden dann auch sehr bald solche Biotypen gefunden. Inzwischen sind aus den folgenden Ländern Angaben über das Vorkommen aggressiver Rassen bekannt geworden:

Peru (QUEVEDO, SIMON, TOXOPEUS, 1956)
Großbritannien (DUNNETT, 1957, 1959; JONES, 1957)
Holland (van der LAAN und HUIJSMAN, 1957)
Deutschland (GOFFART, 1957; SCHICK und STELTER, 1959)
Belgien (GOORIS und D'HERDE, 1962)
U.d.S.S.R. (KAMERAZ, 1963).

Vergleichende Untersuchungen mit den in den einzelnen Ländern aufgefundenen Rassen erfolgten bisher nicht.

Wir nehmen an, daß ein Teil der resistenten Spezies über unterschiedliche Resistenzgene verfügen, die es ermöglichen, die Nematodenrassen genauer zu differenzieren. Es scheint deshalb im gegenwärtigen Zeitpunkt zweckmäßig zu sein, die Nematodenresistenzzüchtung auf eine genetisch möglichst breite Basis zu stellen; das bedeutet, viele verschiedene nematodenresistente Spezies zur Züchtung heranzuziehen, auch wenn im Augenblick keine genauen Kenntnisse über die Reaktion gegenüber den verschiedenen Rassen bestehen.

Allgemein wird die normale Nematodenrasse, welche die Resistenzbarriere der ssp. *andigenum* CPC 1673 Klone nicht durchbricht, als Rasse A (SCHICK und STELTER, 1959) bezeichnet, während die die Resistenzbarriere durchbrechenden Rassen vorerst von uns mit B bezeichnet werden. Dagegen verwenden HUIJSMAN (1962) und KORT (1962) neben dem Buchstaben A für die Normalrasse noch die Symbole B, C, D sowie deren Kombinationen für die Charakterisierung weiterer Rassen.

Tabelle 3. Vermehrung der Nematodenbiotypen A und B — 1962 (Zysten/Larven).

Prüfungs-Nr.	Kombination	Infektionsmaterial — Versuchsbeginn —			Prüfungsergebnis			Bodenverseuchung — Versuchsende							
		Bio- typ	Zysten je Topf	Larven je Topf	Pflanzenanzahl			res. Genotypen +		anf. Genotypen —		Larvenanzahl		Larvenanzahl	
					ges.	res.	anf.	Zystenanzahl abs.	rel.*	Zystenanzahl abs.	rel.*	Zystenanzahl abs.	rel.*	Zystenanzahl abs.	rel.*
62.3510	Aquila Kontr.	A	130	21200	5	—	5					1890	1454	599200	2826
	Spekula H ₁	A			5	5	—	133	102	11952	56,4	—	—	—	—
	<i>mtd</i> × <i>tub</i>	A			26	6	20	187	143	25157	114,7	689	530	83858	396
	<i>juz</i> × <i>tub</i>	A			19	—	19	—	—	—	—	594	457,4	—	—
	(<i>ktz</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	A			22	9	13	187	143	32946	155,4	674	517	—	—
62.3505	(<i>ktz</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	A			22	—	22	—	—	—	—	—	—	—	—
62.3455	(<i>tar</i> × 2 × <i>tub</i>) — S**	A			48	18	30	157	120	19093	89,9	366	282	41154	194
62.3417	(<i>vrn</i> × 2 × <i>tub</i>) — S**	A			10	7	3	135	101	14731	69,5	364	280	106594	503
62.3510	Aquila Kontr.	B	25	3912	5	—	5					1062			
	Spekula H ₁	B			5	—	5					998			
	<i>mtd</i> × <i>tub</i>	B			26	—	26					>300			
	<i>juz</i> × <i>tub</i>	B			19	—	19					>300			
	(<i>ktz</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	B			22	—	22					>300			
62.3455	(<i>tar</i> × 2 × <i>tub</i>) — S**	B			47	—	47					>300			
62.3417	(<i>vrn</i> × 2 × <i>tub</i>) — S**	B			10	4	6					>300			

Abkürzungen: *mtd* = *S. multidissectum*; *tub* = *S. tuberosum*; *juz* = *S. juzepczukii*; *tar* = *S. tarijense*; *vrn* = *S. vernei*

* Versuchsbeginn = 100; ** spontane Selbstung

Tabelle 4a. Aufspaltung der *S. kurtzianum*-Bastarde. (Vgl. Tab. 1.)

Kombinations-Nr.	Kombinationstyp	geprüft — Biotyp A — Anzahl		geprüft — Biotyp B — Anzahl	
		insges.	res. anf.	insges.	res. anf.
60.2868	<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>	22	16 : 6	7	0 : 7
60.2869	<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>	39	57 : 42	12	0 : 12
60.2870	<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>	56	26 : 30	14	0 : 14
62.3592	4 × 60.2869/11 × <i>tub</i> (ROTHACKER)	11	11 : 0	7	0 : 7
63.4123	62.3592/3 — S* (ROTHACKER)	26	13 : 13	5	0 : 5
64.5158	62.3591/5 — S* (Abst. wie 63.4123) (ROTHACKER)	23	17 : 6	—	—
62.3505	4 × (<i>ktz</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	22	9 : 13	22	0 : 22
61.3218	4 × (<i>ktz</i> × <i>tub</i>) × <i>ktz</i> × <i>tub</i> ³	34	13 : 21	5	0 : 5
61.3219	4 × (<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>) × <i>tub</i> ²	29	8 : 21	7	0 : 7
64.5159	4 × (<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>) × <i>tub</i> ² (ROSS)	26	14 : 12	—	—
64.5239	4 × (<i>ktz</i> × 2 × <i>tub</i>) × <i>tub</i> ² (ROSS)	8	5 : 3	—	—

* Spontane Selbstung

Tabelle 4b. Aufspaltung der *S. multidissectum*-Bastarde. (Vgl. Tab. 1.)

Kombinations-Nr.	Kombinationstyp	geprüft — Biotyp A — Anzahl		geprüft — Biotyp B — Anzahl	
		insges.	res. anf.	insges.	res. anf.
62.3516	<i>mtd</i> × <i>tub</i>	6	3 : 3	6	0 : 6
62.3510	(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	26	6 : 20	26	0 : 26
62.3514	(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	11	0 : 11	7	0 : 7
62.3515	(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	16	5 : 11	11	0 : 11
62.3517	(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	11	5 : 6	8	0 : 8
62.3518	(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × <i>tub</i>	17	4 : 13	8	0 : 8
		81	20 : 61	60	0 : 60
62.3508	[(<i>mtd</i> × <i>tub</i>) × (<i>adg</i> × <i>tub</i>)] × <i>tub</i>	5	2 : 3	5	0 : 5

Tabelle 4c. Aufspaltung der *S. juzepczukii*-Bastarde. (Vgl. Tab. 1.)

Kombinations-Nr.	Kombinationstyp	geprüft — Biotyp A — Anzahl		geprüft — Biotyp B — Anzahl	
		insges.	res. anf.	insges.	res. anf.
62.3508	[(<i>adg</i> × <i>tub</i>) ² × <i>mtd</i>] × <i>tub</i>	5	2* : 3	2	0 : 2
62.3512	<i>juz</i> × <i>tub</i>	19	0 : 19	19	0 : 19
62.3509	(<i>juz</i> × <i>adg</i>) × <i>tub</i> ²	19	6* : 13	19	0 : 19
62.3513	(<i>juz</i> × <i>adg</i>) × <i>tub</i> ³	20	0** : 20	7	0 : 7

* Resistenz von ssp. *andigenum*** sollte Resistenz von ssp. *andigenum* haben (HOWARD)

Gemäß dem Beispiel der *Phytophthora infestans*-Resistenz-Genetik wird auch für den Kartoffelnematoden eine Gen: Gen-Korrespondenz zwischen dem Resistenzgen der Pflanze und dem Pathogenitätsgen des Parasiten angenommen (ROSS, 1962). DUNNETT (1962 und 1964) differenziert in Pentlandfield mit den Nematodenrassen 1 (Duddingston) und 2 (Bog

Hall) die Resistenzgene H₁ aus ssp. *andigenum* und H₂ aus *S. multidissectum*. Nach den Angaben in Scot. Plant Breed. Sta. Record 1963, S. 20, werden die Resistenzgene H₁ aus *S. andigenum*, *S. kurtzianum* und *S. famatiniae* von der Rasse 1 und die von *S. multidissectum* von der Rasse 2 überwunden. DUNNETT (1960 und 1961) weist mehrfach darauf hin,

Tabelle 5. Nematodenuntersuchungen an verschiedenen Herkunftsn von *S. kurtzianum* und *S. multidissectum* auf ihr Verhalten gegen die Rassen A und B.

G-LKS-Nr.	Spezies	Untersuchung Biotyp A				Untersuchung Biotyp B			
		Jahr	ges.	Anzahl res.	anf.	Jahr	ges.	Anzahl res.	anf.
98/1	<i>S. kurtzianum</i>	1961	1	1	0	1962/63	1	—	1
98/2	<i>S. kurtzianum</i>	1961—64	24	17	7	1963/64	7	—	7
98/3	<i>S. kurtzianum</i>	1963/64	4	—	4	1964	3	—	3
98/5	<i>S. kurtzianum</i>	1963/64	4	2	2	1963/64	2	—	2
			33	20	13		13	—	13
48/1	<i>S. multidissectum</i>	1960—62	29	15	14	1963/64	3	—	3
48/2	<i>S. multidissectum</i>	1960—62	68	53	15	1963	2	—	2
48/3	<i>S. multidissectum</i>	1961/62	56	56	—	1963/64	3	—	3
48/4	<i>S. multidissectum</i>	1964	6	6	—		—		
48/5	<i>S. multidissectum</i>	1964	12	12	—		—		
			171	142	29		8		8

Tabelle 6. Aufspaltung verschiedener *S. multidissectum* (mt_d) Selbstungs- und Bastardpopulationen nach Infektion mit Zysten des Nematodenbiotyps A.

		angenommene		ermittelte		χ^2	P %
		Gene	Aufspaltung	Aufspaltung			
		$2 \times mtd - \text{Selbstung}$					
	61.48/1/1	ABB \times ABB	res. anf. 3 : 1	ges. 23	res. anf. 19 : 4	0,747	50—30
		$2 \times mtd \times 2 \times tub$					
62.3535	60.2871/43 \times 61.48/1/1 Ha <i>tub</i> \times <i>mtd</i>	rez \times ABB	1 : 1	12	7 : 5	0,333	70—50
		$(2 \times mtd \times 2 \times tub) - \text{Selbstung}$					
64.5138	62.3535/1 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	7	5 : 2	0,700	50—20
64.5142	62.3535/3 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	20	12 : 8	0,114	90—70
64.5140	62.3535/7 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	10	7 : 3	0,795	50—30
				37	24 : 13	1,124	30—10
64.5143	62.3535/8 — Selbstung	ABB \times ABB	3 : 1	15	11 : 4	0,022	70—90
		$(2 \times mtd \times 2 \times tub) \times 2 \times tub$					
63.3401	61.2966/3 \times 60.45/22/1	ABB \times rez	1 : 1	59 33	33 : 26 20 : 13	0,830 1,484	50—30 30—10
				92	53 : 39	2,130	30—10
		$[(2 \times mtd \times 2 \times tub) \times 2 \times tub] - \text{Selbstung}$					
63.4034	62.3401/36 — Selbstung	? \times		80	19 : 61		
63.4038	62.3401/29 — Selbstung	?		85	29 : 56		
				165	48 : 117		
63.4035	62.3401/13 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	88	44 : 44	1,397	30—10
63.4040	62.3401/4 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	71	38 : 33	1,390	30—10
64.5182	62.3401/25 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	33	18 : 15	0,0307	90—70
64.5184	62.3401/32 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	29	16 : 13	0,0686	90—70
64.5185	62.3401/33 — Selbstung	AB \times AB	9 : 7	35	21 : 14	0,196	70—50
				256	137 : 119	0,777	50—30
63.4036	62.3401/19 — Selbstung	ABB \times ABB	3 : 1	56	51 : 5	7,673	1—01
64.5181	62.3401/11 — Selbstung	ABB \times ABB	3 : 1	13	9 : 4	0,2307	30—10
				69	60 : 9	5,260	10—5

daß *S. multidissectum* Resistenz gegenüber der Rasse 1 besitzt, von der Rasse 2 aber stark befallen werden kann.

Eine genetische Kombination der Gene H_1 und H_2 durch Kreuzung soll nach DUNNETT Resistenz gegen die Rassen 1 und 2 bewirken.

Wir können nur konstatieren, daß unsere Rasse B (57/81) die Resistenzbarriere von *S. multidissectum* — Gen H_2 nach DUNNETT — durchbricht. Darüber hinaus wird von der bei uns allgemein verbreiteten Nematodenrasse (A) *S. multidissectum* mit dem angeblichen Gen H_2 nicht befallen. Weiterhin ist es

auf Grund unserer dargelegten Ergebnisse wenig verständlich, daß *S. multidissectum* keine Resistenz gegen die Rasse 2 (A?) haben soll. Gegenüber dieser Rasse sind in England, Holland und Deutschland ssp. *andigenum*-Bastarde mit dem Resistenzgen H_1 resistent.

Die Untersuchungen von JONES und PAWELSKA (1963) lassen das Bestehen von Differenzen unserer Normalpopulation (A) und der Rasse 2 (Bog Hall) ebenfalls für recht unwahrscheinlich erscheinen und bestätigen unsere Reaktion des *S. multidissectum*. Es bildeten nämlich relativ zu der gegen alle Rassen

anfälligen Sorte 'Arran Banner', = 100 gesetzt, die Duddingston-Population (Rasse 1) auf ssp. *andigenum*-Hybriden relativ 125%, auf *S. multidissectum*-Hybriden relativ 6% und auf Bog Hall-Population relativ 1% bzw. 10% der Zysten. Wenn wir noch auf Grund unserer Erfahrungen berücksichtigen, daß die vermutlich resistenten der *S. multidissectum*-Formen eine größere Frequenz in der Zystenbildung haben, ist zu konstatieren, daß die *S. multidissectum*-Hybriden sowohl mit unserer Normal-Population (A) und der Bog Hall-Herkunft (2) in ihrer Reaktion übereinstimmen. Nur unsere abweichende Rasse B (57/81) und die Duddingston-Population (1) unterscheiden sich in ihrer Reaktion.

Eine von DUNNETT (1957) und uns geprüfte *S. nigrum*-Herkunft verhält sich nach Infektion mit verschiedenen Nematodenrassen folgendermaßen:

Species	Rasse A — Groß-Lüsewitz 2 — Boghall	Rasse B — 57/81 1 — Duddingston
<i>S. nigrum</i>	nicht befallen	befallen

Dies bestätigt erneut die Annahme, daß unsere Rasse A und die Bog Hall-Rasse übereinstimmen. Der Annahme einer Identität unserer Rasse B mit der Duddingston-Rasse stehen jedoch die abweichenden Ergebnisse von DUNNETT mit *S. multidissectum* entgegen.

Auch konnten wir im Gegensatz zu den Feststellungen von ROSS (1962) und HUIJSMAN (1960) bei *S. famatiniae*- und *S. kurtzianum*-Bastarden nur die Resistenz gegen die Rasse A (2 nach DUNNETT) nachweisen. Darüber hinaus hat es den Anschein, daß die *S. kurtzianum*-Bastarde dem gleichen Erbmodus wie die ssp. *andigenum*-Bastarde folgen und möglicherweise beide das gleiche Resistenzgen (H_1) besitzen.

Diese differierenden Ergebnisse machen es deutlich, daß dem Biotypen-Problem erhöhte Aufmerksamkeit gezollt werden muß, weil die Unterschiede zwischen den sogenannten aggressiven Rassen bzw. die biologische Spezialisierung des Kartoffelnematoden noch nicht klar zu übersehen sind. Analog zu anderen Schaderregern muß auch bei *Heterodera rostochiensis* mit einer weiteren Spezialisierung gerechnet werden. Jedoch sollte ein besonderes Augenmerk auf die „Reinheit“ der zur Infektion verwendeten Nematodenrassen gelegt werden. Gerade bei der Verwendung einheitlicher Rassen werden die Modifikationen des Prüfungsergebnisses durch Mischpopulationen, in denen die Biotypen meist vorkommen, weitgehend eingeschränkt.

Zusammenfassung

Es wurde das Vorkommen von Nematodenresistenz in den Arten *S. kurtzianum*, *S. multidissectum* sowie in den Bastardpopulationen auf 2x- und 4x-Basis bestätigt.

Es konnte jedoch bei *S. kurtzianum* wie auch bei *S. multidissectum* nur eine Resistenz gegen eine Normalpopulation (A) festgestellt werden.

Es ist somit wahrscheinlich, daß die Bog Hall-Rasse (2) aus Großbritannien und unsere Normalpopulation (A) weitgehend identisch sind.

Dieser Feststellung stehen die Ergebnisse von DUNNETT entgegen, der bei *S. multidissectum* wohl Resistenz gegen die Rasse 1 (Duddingston), aber Anfälligkeit gegen die Rasse 2 (Bog Hall) vertritt.

Bei *S. juzepczukii* — als Bastard geprüft — ließ sich Resistenz weder gegen die Rasse A noch gegen die Rasse B nachweisen.

Es wird die Ansicht der zitierten Autoren geteilt, daß vermutlich eine Gen : Gen-Korrespondenz zwischen den pathogenen Rassen und den Resistenzgenen aus den verschiedenen Spezies und Genotypen besteht.

Es erscheint deshalb angebracht, die Nematodenresistenzzüchtung auf eine genetisch möglichst breite Basis zu stellen. Es sollen die Resistenzgene der verschiedenen Arten in kulturwürdige *S. tuberosum*-Bastarde eingebaut werden, auch wenn sich im Augenblick nur Resistenz gegen die Normalrasse A nachweisen läßt.

Literatur

1. COLE, C. S., and H. W. HOWARD: Further results from a field experiment on the effect of growing resistant potatoes on a potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis*) population. *Nematologica* 7, 57–61 (1962).
2. DUNNETT, J. M.: Variation in pathogenicity of the potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.) and its significance in potato breeding. *Euphytica* 6, 77–89 (1957).
3. DUNNETT, J. M.: Variation in pathogenicity of the potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.): Technique and results of testing wild potatoes for resistance. *Tag. Ber. Nr. 20, DAL Berlin*, 107–120 (1959).
4. DUNNETT, J. M.: The role of *Solanum vernei* Bitt. et Wittm. in breeding for resistance to potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.). *Scot. Plant Breed. Sta. Rep.* 1960, 39–44 (1960).
5. DUNNETT, J. M.: Inheritance of resistance to potato root eelworm in a breeding line stemming from *Solanum multidissectum* Hawkes. *Scot. Plant Breed. Sta. Rep.* 1961, 39–46 (1961).
6. DUNNETT, J. M.: Strains of potato-root eelworm. *Abstr. Europ. Potato J.* 5, 185–186 (1962).
7. DUNNETT, J. M.: Suggested classification of potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.) in relation to dominant resistance genes in potatoes. *Abstr. Nematologica*, Leiden, 10, 78–79 (1964).
8. ELLENBY, C.: Environmental determination of the sex ratio of a plant parasitic nematode. *Nature* 174, 1016–1017 (1954).
9. GOFART, H.: Fortschritte auf dem Gebiete der Züchtung nematodenresistenter Kartoffeln. *Der Kartoffelbau* 8, 194–195 (1957).
10. GOORIS, J. en J. D'HERDE: Over het voorkomen van resistentie-brekende biotypen van *Heterodera rostochiensis* Woll. in België. *Meded. Landb. Hoogeschool Gent*, 27, 738–753 (1962).
11. HOWARD, H. W.: The resistance of *Solanum* × *juzepczukii* clones to *Heterodera rostochiensis*. *Abstr. Europ. Pot. J.* 5, 186 (1962).
12. HUIJSMAN, C. A.: Nature and inheritance of the resistance to the potato root-eelworm, *Heterodera rostochiensis* W. in *Solanum kurtzianum*. *Meded. Landb. Hoogeschool Gent* 24, 611–614 (1959).
13. HUIJSMAN, C. A.: Some data on the resistance against the potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* W.) in *Solanum kurtzianum*. *Euphytica* 9, 185–190 (1960).
14. HUIJSMAN, C. A.: Physiological races in the potato root-eelworm, *Heterodera rostochiensis* Woll. *Abstr. Europ. Pot. J.* 5, 186 (1962).
15. JONES, F. G. W.: Resistance breaking biotypes of the potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.). *Nematologica* 2, 185–192 (1957).
16. JONES, F. G. W., and K. PAWELSKA: The behaviour of populations of potato root eelworm (*Heterodera rostochiensis* Woll.) towards some resistant tuberosus and other *Solanum* species. *Ann. appl. Biol.* 51, 277–294 (1963).
17. KAMERAZ, A. J.: Die Hauptaufgaben der Kartoffelzüchtung in den Mitgliedsländern des RGW. Vortrag, gehalten auf der RGW-Konf. in Poznań (Maschinenschr.) 1963.
18. KORT, J.: De vermeerdering van biotypen van het aardappelcystenaaltje, *Heterodera rostochiensis* Woll., op verschillende *Solanum* species. *Meded. Landb. Hoogeschool Gent* 27, 754–759 (1962).
19. LAAN, P. A. V. D., en C. A. HUIJSMAN: Een waarneming over het voorkomen van fysiologische rassen van het aardappelcystenaaltje, welke zich sterk kunnen vermeederen in resistente nakomelingen van *Solanum tuberosum* subsp. *andigena*. *Tijdschr. Plantenziekten* 63, 365–368 (1957).
20. QUEVEDO,

A., J. F. SIMON y H. J. TOXOPEUS: Estudios de resistencia a la „anguilula dorada“ de la papa. Inf. Mens. Est. Exp. Agr. (Lima) **347**, 10–15 (1956). — 21. ROSS, H.: Über die Vererbung der Resistenz gegen den Kartoffelnematoden (*Heterodera rostochiensis* Woll.) in Kreuzungen von *Solanum tuberosum* und mit *S. chacoense* Bitt. Der Züchter **32**, 74–80 (1962). — 22. ROTHACKER, D.: Betrachtungen zum Problem der Züchtung nematodenresistenter Kar-

toffeln. Hodowla Rosl. Akl. NAS. **6**, 469–477 (1962). — 23. SCHICK, R., und H. STELTER: Das Auftreten aggressiver Formen des Kartoffelnematoden in der Deutschen Demokratischen Republik. Tag. Ber. Nr. 20 DAL (Berlin) 121–129 (1959). — 24. TOXOPEUS, H. J.: Some remarks on the development of new biotypes in *Heterodera rostochiensis* that might attack resistant potato-clones. Nematologica **1**, 100–101 (1956).

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

Züchtungsfortschritt bei Kartoffeln in der DDR*

Von H. GALL, H. GRIESS, W. NEYE und J. VOGEL

Mit 10 Abbildungen

1. Einleitung

Um den heutigen Stand der Kartoffelzüchtung in der DDR in vollem Umfange beurteilen zu können, erscheint es angebracht, sich noch einmal ins Gedächtnis zu rufen, unter welchen Umständen sie begann und welche Grundlagen sie vorfand.

Von den ehemaligen Zuchtstätten lagen nur Malchow, Gülzow (Petkus) und Bürs-Arneburg auf dem Gebiete der DDR. Sie konnten mit dem vorhandenen Material ihre Zuchtarbeiten bald fortsetzen. Allerdings waren sie in der damaligen Reichssortenliste nur mit verhältnismäßig sehr wenigen Sorten vertreten. Die Zentren der Kartoffelzucht lagen vor dem 2. Weltkrieg in Bayern und besonders östlich der Oder. Die führenden Kartoffelzüchter aus den Ostgebieten ließen sich in den damaligen westlichen Besatzungszonen nieder. Es galt also zunächst, neue Zuchtbetriebe unter den aus der Bodenreform angefallenen Betrieben auszuwählen und ihnen ihre Aufgaben auf den Gebieten der Erhaltungs- und der Neuzucht zuzuweisen. Mit der Organisation wurde die im Februar 1946 gegründete Deutsche Saatzucht-Gesellschaft (DSG) betraut. Die neuen Zuchtbetriebe befaßten sich in den meisten Fällen außer mit der Erhaltungszucht der aus der ehemaligen Reichssortenliste übernommenen 46 Sorten gleichzeitig auch noch mit der Züchtung neuer Sorten.

Bereits im Frühjahr 1947 übergab K. O. MÜLLER 29 Sorten und Stämme aus Beständen der Biologischen Zentralanstalt den Züchtern zur weiteren Verwendung. Sie sollten zur Auffüllung ihres Kreuzungssortimentes und zur Züchtung auf Abbau-, Krebsbiotypen- und *Phytophthora*-Resistenz sowie von Sandkartoffeln dienen.

Zum Zwecke einer zentralen Lenkung der Kartoffelzüchtung und zur Bearbeitung aller mit der Kartoffelzüchtung und -vermehrung im Zusammenhang stehenden Probleme wurde im Herbst 1948 im Rahmen der DSG das Institut für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz gegründet. Unter der zielbewußten und tatkräftigen Leitung von Prof. Dr. R. SCHICK, der bereits vorher schon maßgeblichen Einfluß auf die Entwicklung der Kartoffelzüchtung in der damaligen sowjetischen Besatzungszone genommen hatte, wurden sofort alle Fragen aufgegriffen, die in kurzer Zeit eine durchgreifende Verbesserung des Pflanzgutwertes der Kartoffeln erwarten ließen (SCHICK u. JACOB, 1951).

Gleichzeitig wurde auch begonnen, Erhaltungszucht und Neuzucht neu zu organisieren. Noch zu Beginn des Jahres 1949 waren den damals bestehenden Zuchtbetrieben nachstehende Aufgaben gestellt (s. Tabelle auf der nächsten Seite).

Die äußerst schlechte Kartoffelernte des Jahres 1949 sowie die Erkenntnisse aus der Elitepflanzwertprüfung, die einen überaus hohen Virusbesatz bei fast allen Sorten des derzeitigen Sortimentes in den hohen Anbaustufen ergab, zwang dazu, das Sortiment schnellstens zu bereinigen und sich auf erheblich weniger Sorten zu beschränken. So umfaßte die Sortenliste 1950 nur noch 22 Sorten (1949: 35 Sorten).

Gleichzeitig wurde, allerdings nach einigen Schwierigkeiten, eine Trennung zwischen Erhaltungs- und Neuzucht herbeigeführt, die Erhaltungszucht in Mecklenburg, der besten Gesundheitslage, konzentriert und auf fünf Betriebe beschränkt.

Zur Prüfung der in der Neuzucht anfallenden Stämme wurde von SCHICK (SCHICK u. HOPFE, 1962) ein Prüfungsschema entwickelt, das es ermöglichen sollte, den Züchtern schon sehr frühzeitig einen Überblick über den Wert ihrer Zuchtstämme zu geben. Für diese Zuchtstammprüfungen waren drei Jahre vorgesehen, und sie wurden, um die Stämme unter unterschiedlichen klimatischen Bedingungen zu prüfen, an acht Orten durchgeführt. Es waren dies in den ersten beiden Jahren die Orte Christinenfeld, Beerbaum, Wittenmoor, Bernburg/Roschwitz, Kloster Nimbschen, Kalkreuth, Kleinaga und Knau. Beerbaum, Wittenmoor und Kloster Nimbschen schieden bald aus, und an ihre Stelle traten von 1949 ab Groß-Lüsewitz und ab 1950 noch Wentow und Bürs-Arneburg. Inzwischen gesammelte Erfahrungen, verbunden mit verbesserten Prüfungsmethoden, ergaben, daß bei gleicher Aussagekraft auch mit weniger Prüfungsarten auszukommen ist. Daher wurden Christinenfeld ab 1. 1. 1957, Kalkreuth ab 1. 1. 1962 für diese Versuche fallengelassen. Ab 1965 wird Karow an die Stelle von Bürs-Arneburg treten.

Die erste Zuchtstammprüfung, zunächst informativ, um sich überhaupt erst einmal einen Überblick über das vorhandene Material zu verschaffen, wurde bereits im Jahre 1948 durchgeführt. Sie begann aus der Ernte der B-Klone mit zunächst 10 Stauden (ab 1954 mit 20), wurde im zweiten Jahre mit 60 Stauden (ab 1954 mit 100) weitergeführt und

* Herrn Prof. Dr. R. SCHICK zum 60. Geburtstag gewidmet.