

## Stärke- und Amylosegehalt sowie Größe und Morphologie der Stärkekörner von knollentragenden *Solanum*-Arten

SIEGFRIED SCHITTENHELM und UTE MENGE-HARTMANN

Institut für Pflanzenbau

### Einleitung

Aufgrund einer gestiegenen Verwendung im industriellen Bereich wurde der Anbau von Stärkekartoffeln in den letzten Jahren stark ausgeweitet. Etwa ein Viertel der 1991 in Deutschland produzierten 2,35 Mio t Kartoffeln wurde zu Stärke verarbeitet. Außer für die Herstellung von Papier, Wellpappe, Textilien, Baustoffen und Pharmazeutika wird Stärke in jüngerer Zeit auch mit Kunststoffen physikalisch gemischt. Auf diese Weise werden Sollbruchstellen geschaffen und der mikrobielle Abbau von landwirtschaftlichen Folien, Einkaufstaschen, Einwegartikeln etc. erleichtert. Dies stellt einen wirksamen Beitrag dar zur Verminderung der anfallenden großen Mengen biologisch schwer abbaubarer Kunststoffe im Hausmüll und ist eine Alternative zum Recycling und der chemischen bzw. thermischen Verwertung.

Eine weitere Ausdehnung des Stärkekartoffelanbaus wäre möglich, wenn Sorten mit einem Amyloseanteil von über 80 % an der Gesamtstärke zur Verfügung stünden. Eine solche amylosereiche Stärke hat nahezu die gleichen Eigenschaften wie reine Amylose (Tegge 1982). Herkömmliche Kartoffelstärke weist, ebenso wie andere pflanzliche Stärken, lediglich einen Anteil von etwa 25 % Amylose auf. Mittlerweile wurde zwar eine amylosefreie Mutante beschrieben (Hovenkamp-Hermelink et al. 1987), high-amylo-Mutanten mit einem zugunsten der Amylose veränderten Amylose/Amylopektin-Verhältnis, wie sie von Mais, Gerste, Sorghum, Erbse und Reis bekannt sind, wurden dagegen noch nicht gefunden.

In der vorliegenden Untersuchung wurde ein umfangreiches Sortiment knollentragender *Solanum*-Arten auf seinen Amylosegehalt hin untersucht. Ergänzend zur chemischen Analyse sollten Untersuchungen mit dem Licht- und Rasterelektronenmikroskop (REM) klären ob, wie von Fitt und Snyder (1984) bei Mais beobachtet, bestimmte Strukturmerkmale der Stärkekörner mit dem Amylosegehalt korrelieren. Da die Stärkekorngröße bei der Kartoffel in einem weiten Bereich (5-100 µm) variiert, eine engere Verteilung die industrielle Verwertung aber begünstigen würde (Woelk 1982), wurde auch die Korngrößenverteilung analysiert.

### Material und Methoden

Untersucht wurden 84 Herkünfte von 57 knollentragenden Wildarten und Primitivformen aus der deutsch-niederländischen Kartoffelsammlung (Hoekstra und Seidewitz 1987). Vorzugsweise wurden solche Spezies ausgewählt, deren Amylosegehalt bislang noch nie bestimmt wurde. Darüber hinaus wurde bei der Auswahl auf Krankheits- und Schädlingsresistenzen geachtet, um bei einer späteren züchterischen Nutzung noch andere günstige Eigenschaften in die Kulturkartoffel übertragen zu können. Von jeder Herkunft wurden im Jahr 1990 zwölf Pflanzen in mit Kompost/Torf-Gemisch (70/30) gefüllten 16cm-Töpfen in einer Vegetationshalle angezogen. Pro Pflanze wurden insge-

samt 4 g Volldünger verabreicht. Die Pflanzen wurden zum Zeitpunkt der Totreife geerntet und die Knollen bis zur weiteren Verwendung bei 4 °C gelagert. Darüber hinaus wurden auch einige Stärkesorten und Neo-Tuberosum-Klone untersucht, die im selben Jahr im Feld angebaut wurden.

Die Knollen für die chemische Analyse wurden vier Wochen nach der Ernte unter Zugabe einiger Tropfen Sulfitlösung (20 g Natriumsulfit und 15 g Natriumthiosulfat in 100 ml Lösung) in einer Kräutermühle homogenisiert und sofort in flüssigem Stickstoff eingefroren. Die Stärkebestimmung erfolgte polarimetrisch (modifiziert nach Ewers 1908) wobei 1,25 g aufgetautes Homogenat mit 4 %iger Wolframatophosphorsäure versetzt wurden. Der Amylosegehalt wurde mit Hilfe einer modifizierten Jod-Blau-Komplexmethode geschätzt (Rühl 1989). Hierfür wurden 0,125 g Homogenat eingewogen. Der Blauwert wurde photometrisch bei einer Wellenlänge von 620 nm gemessen. Die Berechnung des Amylosegehaltes der Proben erfolgte anhand einer Eichkurve mit reiner Kartoffelstärke (Sigma), deren Amylosegehalt mit 25 % angegeben ist.

Die Größe und Morphologie der Stärkekörner wurde an jeweils fünf Genotypen jeder Herkunft bestimmt. Eine Hälfte der Knollen wurde für mikroskopische in-situ Untersuchungen konserviert, aus der anderen Hälfte wurde die Stärke isoliert. Nach Entfernen des Periderms wurden die Knollen homogenisiert, mit Wasser aufgeschlämmt, durch eine dreifache Lage Mull filtriert, ausgepresst und solange mit Wasser durchspült bis sich nur noch Spuren von Stärke im Filtrat fanden. Die Stärke im kombinierten Filtrat blieb zur Sedimentation über Nacht bei 4 °C stehen und wurde danach durch dreifaches Zentrifugieren (3 min, 3000 U/min) weiter gereinigt. Die Stärkepaste wurde anschließend dünn ausgestrichen, luftgetrocknet und vorsichtig gemörsert.

Die Größenbestimmung der Stärkepartikel erfolgte mit einem Coulter Counter (Modell TA II, 200-µm-Kapillarrohr). Dazu wurden jeweils etwa 10 mg Stärke in 30 ml 2 %igem Lithiumchlorid in Methanol eingerührt, im Ultraschallbad dispergiert und dreifach vermessen. Die mikroskopische Untersuchung der isolierten Stärkekörner erfolgte im Durchlicht (Färbung mit verdünnter Jodjodkalium-Lösung) sowie im polarisierten Licht ohne Anfärbung.

Für die Untersuchung mit dem Rasterelektronenmikroskop (ISI-60) wurden die Stärkeproben auf ein Doppelklebeband gestäubt, mit einer Goldschicht besputtert und bei einer Beschleunigungsspannung von 10 kV unter einem Winkel von 10° bei 150-500facher Vergrößerung fotografiert. An jeweils 100 Stärkekörnern einer Pflanze wurden Länge und Breite auf REM-Fotos (Endvergrößerung 1000x) mit Hilfe eines Grafiktablets (Summa Sketch II) vermessen.

Für die in situ-Untersuchungen der Stärke im Knollengewebe wurden mediane Längsscheiben der Knollen für 16 Stun-

den mit Phosphat-gepuffertem Glutaraldehyd-Formaldehyd fixiert (Karnovsky 1965), nach Entwässerung in Ethanol ansteigender Konzentration Kritisch-Punkt-getrocknet und nach frischem Anschneiden mit einer Rasierklinge mit Gold besputtert.

## Ergebnisse

Die Zahlenangaben im Ergebnisteil beziehen sich auf unter gleichen Umweltbedingungen in der Vegetationshalle angezogenen Pflanzen.

Der durchschnittliche Knollenertrag betrug 46 g (3-179 g) pro Herkunft (Tabelle 1). Bei mehreren Herkünften bildeten einzelne Genotypen keine Knollen. Erwartungsgemäß waren die Pflanzen aus der Serie *Tuberosa* (kultiviert) am ertragreichsten. Hohe Erträge waren auch bei den Serien *Commer-sonia* und *Tuberosa* (wild) zu verzeichnen.

Der mittlere Stärkegehalt lag bei 13,7 % (7,4-20,4 %). Bei *S. commersonii* und *S. andrea-num* gingen hohe Stärkegehalte mit hohen Knollenerträgen einher. Der niedrige Stärkegehalt einer der beiden Herkünfte von *S. pbureja* erklärt sich aus dem enzymatischen Stärkeabbau infolge fehlender Keimruhe der Knollen (Abbildung 1).

Der Amyloseanteil an der Gesamtstärke betrug durchschnittlich 24,9 % (18,6-31,7 %). Auffallend hohe Amylosegehalte hatten die beiden Herkünfte von *S. commersonii*. Bei der Herkunft BGRC 27306 von *S. boliviense* war der hohe Mittelwert mit einer großen Variationsbreite (16,6-39,9 %) verbunden. Die Herkunft BGRC 7213 von *S. sandemanii* wies zwar keinen hohen Mittelwert aber die größte Variation auf (17,2-51,4 %).

Bezüglich der Stärkekorn-durchmesser machte die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung deutlich, daß die den Leitbündeln benachbarten Parenchymzellen relativ klein sind und meist nur kleine Stärkekörner enthalten (Abbildung 2). Dagegen wiesen die Markzellen überwiegend große

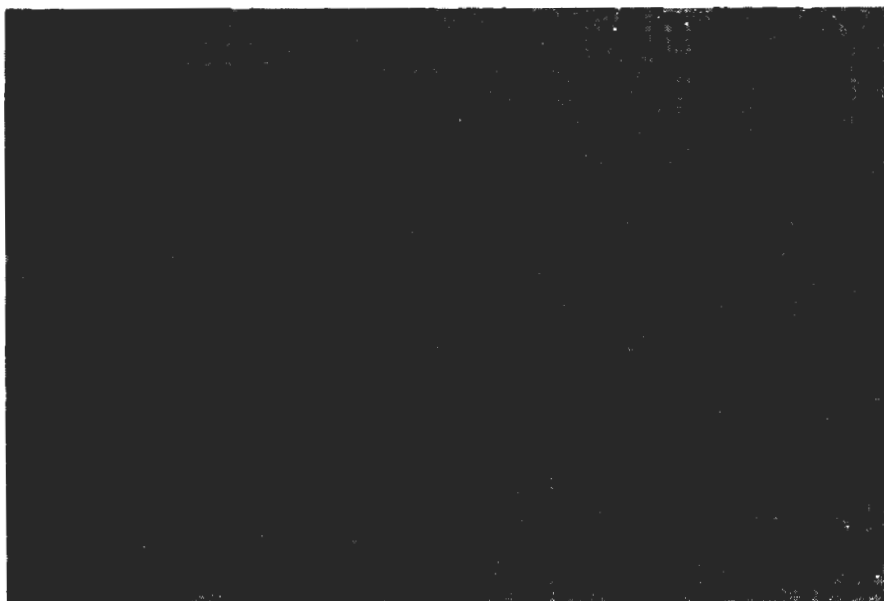


Abbildung 2: Stärkekörner in Parenchymzellen einer Knolle von *S. acaule* (BGRC 15466) aus der Region des Leitgewebes (LG) und des angrenzenden Marks (M)



Abbildung 1: Von der Oberfläche der Stärkekörner ausgehender enzymatischer Stärkeabbau bei *S. pbureja* (BGRC 7909)

Stärkekörner auf. Zwischen diesen Extremen bestanden graduelle Abstufungen. Die Größe einzelner Stärkekörner variierte zwischen 2 und 91,6 µm.

Der mittlere Stärkekorn-durchmesser betrug 24,3 µm. *S. gandarillasii* (BGRC 8084) hatte die kleinsten (18,7 µm) und *S. commersonii* (BGRC 17654) die größten (35,2 µm) Stärkekörner (Abbildung 3). Bei der Mehrzahl der Herkünfte lagen die Partikeldurchmesser zwischen 20 und 28 µm. Die absolut größten Stärkekörner (40,3 µm) wurden bei einem Genotyp von *S. commersonii* (BGRC 17654) gemessen. Die Mittelwerte von Herkünften einer Spezies differierten meist nur um 1-3 µm. Lediglich bei *S. gandarillasii*, *S. multiinterruptum*, *S. neocardenasii* und *S. stoloniferum* wurden Unterschiede von 4-5 µm festgestellt.

Große Unterschiede bestanden auch in der Korngrößenverteilung (Tabelle 1). In den meisten Fällen waren Dispersionsmaße von über 0,40 zu verzeichnen. Die Summenprozentkurven der Stärkekorn-durchmesser weisen einen vergleichsweise flachen Anstieg auf (Abbildung 4). Bei neun Herkünften wurden Dispersionsmaße von 0,40 und darunter festgestellt. Besonders gleichmäßig waren die Stärkekörner von *S. chancayense* (Dispersionsmaß: 0,35) mit einer entsprechend steil ansteigenden Summenprozentkurve (Abbildung 5). Auch zwischen den Stärkekartoffelsorten waren beachtliche Unterschiede in der Korngrößenverteilung zu verzeichnen (Abbildung 6).

Die lichtmikroskopische Untersuchung der Stärkekornmorphologie lieferte bei allen Herkünften die bekannte Hilum- und konzentrische Ringstruktur (Abbildung 7) sowie die für amylosehaltige Stärke typische Blaufärbung mit Jodjodkalium. Im polarisierten Licht war das für Kartoffelstärke charakteristische scharf strukturierte Malteserkreuz zu beobachten (Abbildung 8).

Tabelle 1: Knollenertrag in g (KE), Stärkegehalt in % (STG), Amyloseanteil an der Gesamtstärke in % (AMG), Stärkekorn Durchmesser in  $\mu\text{m}$  (SKD), Dispersionsmaß (DIS), Länge (L), Breite (B) der Stärkekörner in  $\mu\text{m}$  sowie Verhältnis von Länge/Breite (L/B) von *Solanum*-Spezies aus verschiedenen Serien

SERIE† Spezies	BGRC	N	KE	STG	AMG	Coulter Counter		Rasterelektronen- mikroskop		
						SKD	DIS‡	L	B	L/B
<i>PINNATISECTA</i>										
<i>S. michoacanum</i>	8128	12	19	13,8	23,9	22,9	0,41	22,2	15,8	1,40
<i>S. stenophyllidium</i>	7226	12	72	11,1	27,0	22,1	0,44	23,4	15,6	1,50
<i>COMMERSONIA</i>										
<i>S. commersonii</i>	7173	12	124	17,7	31,7	30,8	0,51	33,6	22,5	1,48
	17654	12	179	18,7	31,2	35,2	0,43	36,5	22,6	1,61
<i>CIRCAEIFOLIA</i>										
<i>S. capsicibaccatum</i>	31182	12	68	13,5	26,0	26,1	0,42	29,0	18,8	1,53
<i>S. circaeifolium</i>	27058	12	42	12,4	23,4	26,0	0,43	27,3	16,6	1,60
	27066	10	44	12,6	22,7	26,8	0,42	37,9	18,9	2,03
<i>LIGNICAULIA</i>										
<i>S. lignicaule</i>	8106	12	67	12,4	25,7	27,0	0,43	27,2	18,6	1,43
<i>YUNGASENSA</i>										
<i>S. arnezii</i>	27309	12	120	15,3	28,0	29,1	0,49	23,7	14,5	1,62
<i>S. buancabambense</i>	8092	11	11	13,5	27,0	24,7	0,50	24,3	15,0	1,65
<i>MEGISTACROLOBA</i>										
<i>S. astleyi</i>	27381	8	10	17,1	21,5	20,9	0,47	24,1	13,7	1,74
	27382	12	27	17,0	24,6	22,6	0,46	26,1	14,6	1,73
<i>S. boliviense</i>	7985	12	40	18,5	25,9	23,5	0,41	23,8	16,7	1,41
	27306	12	46	16,9	24,2	23,6	0,43	21,9	14,7	1,47
<i>S. toralapanum</i>	27095	7	8	12,4	21,3	18,2	0,45	24,2	13,8	1,76
<i>CONICIBACCATA</i>										
<i>S. ayacuchense</i>	10051	12	21	10,8	23,4	28,0	0,42	29,8	18,8	1,62
<i>S. oxycarpum</i>	7202	5	7	9,8	26,4	24,0	0,40	23,5	16,8	1,39
<i>S. violacei-</i>	27018	5	8	9,0	25,8	22,5	0,44	21,8	16,4	1,33
<i>marmoratum</i>	28037	8	7	12,3	21,3	20,4	0,46	27,5	16,0	1,74
<i>MAGLIA</i>										
<i>S. maglia</i>	23571	12	73	14,0	28,6	26,5	0,42	34,1	21,3	1,63
<i>TUBEROSA</i> (wild)										
<i>S. alandiae</i>	27326	12	65	14,2	24,0	27,1	0,49	20,9	15,7	1,35
	28491	12	51	13,9	22,8	25,2	0,53	26,5	13,9	1,89
<i>S. andreanum</i>	7983	12	82	20,4	29,6	32,8	0,45	33,9	21,2	1,59
<i>S. avilesii</i>	31185	12	51	15,5	27,5	24,6	0,54	21,9	13,0	1,67
	31186	12	15	14,4	23,1	25,9	0,59	19,9	13,6	1,47
<i>S. berthaultii</i>	18548	12	97	13,8	28,2	29,6	0,44	31,7	17,8	1,81
	27012	12	55	12,5	29,2	26,9	0,42	26,7	16,1	1,63
<i>S. brevicaule</i>	7988	10	13	14,6	21,4	22,5	0,47	25,7	15,6	1,61
	28024	10	18	13,7	23,8	22,8	0,47	25,6	13,0	1,99
<i>S. candolleianum</i>	27063	7	3	13,8	24,9	22,6	0,45	28,6	15,5	1,87
	27068	12	32	12,7	26,1	26,2	0,46	26,7	15,9	1,68
<i>S. chancayense</i>	18517	12	37	11,6	24,1	24,4	0,35	26,4	16,4	1,60
<i>S. gandarillasii</i>	7174	9	10	14,6	25,2	23,2	0,43	31,1	17,4	1,82
	8084	11	12	13,1	22,6	18,7	0,41	25,2	14,1	1,78
<i>S. gourlayi</i>	18529	12	34	12,8	23,2	22,3	0,45	27,5	15,9	1,69
	18530	11	31	12,4	23,1	21,8	0,46	24,3	14,6	1,67
<i>S. gourlayi</i> ssp.	18525	12	20	15,1	23,4	21,8	0,46	25,9	16,4	1,56
<i>vidaurrei</i>	18528	11	23	11,4	23,2	20,0	0,52	24,3	16,3	1,48
<i>S. bannemanii</i>	16843	7	9	12,9	24,7	21,5	0,43	27,1	17,4	1,56
<i>S. hawkesianum</i>	16951	12	26	11,9	26,5	22,5	0,44	31,4	17,9	1,79
	16953	12	16	13,4	25,5	21,0	0,48	23,3	15,6	1,50
<i>S. bondelmannii</i>	27318	12	55	15,0	25,7	25,0	0,51	29,6	17,4	1,72
	27322	12	57	14,5	29,1	25,9	0,44	27,2	18,4	1,51

Tabelle 1 (Forts.): Knollenertrag in g (KE), Stärkegehalt in % (STG), Amyloseanteil an der Gesamtstärke in % (AMG), Stärkekorn Durchmesser in  $\mu\text{m}$  (SKD), Dispersionsmaß (DIS), Länge (L), Breite (B) der Stärkekörner in  $\mu\text{m}$  sowie Verhältnis von Länge/Breite (L/B) von *Solanum*-Spezies aus verschiedenen Serien

SERIE† Spezies	BGRC	N	KE	STG	AMG	Coulter Counter		Rasterelektro- nenmikroskop		
						SKD	DIS‡	L	B	L/B
<i>S. incamayoense</i>	17350	6	9	10,1	20,5	20,8	0,47	24,9	14,2	1,75
	24613	12	28	11,2	22,6	24,1	0,52	36,4	20,2	1,82
<i>S. mochiquense</i>	18578	11	13	11,8	25,0	22,4	0,43	23,2	15,5	1,50
	32672	12	51	11,9	24,6	24,0	0,38	30,2	18,1	1,65
<i>S. multiinterruptum</i>	15440	10	9	16,1	24,4	27,5	0,44	32,3	18,2	1,70
	28505	11	6	10,6	21,8	23,4	0,37	27,8	17,5	1,59
<i>S. neocardenasii</i>	28001	12	63	10,8	26,3	26,2	0,40	28,8	17,9	1,60
<i>S. neorossii</i>	7211	12	27	14,4	23,4	25,6	0,49	25,0	15,6	1,63
	18587	12	31	13,7	21,7	21,6	0,45	28,2	16,6	1,70
<i>S. okadae</i>	27040	10	13	13,9	21,7	21,3	0,46	23,5	15,3	1,50
	27158	12	32	16,6	26,0	23,5	0,44	28,5	17,7	1,66
<i>S. oplocense</i>	27343	12	53	13,4	18,6	27,1	0,44	32,0	19,1	1,67
	27347	12	73	12,5	25,0	23,4	0,38	32,6	17,0	1,94
<i>S. pampasense</i>	8161	6	12	14,6	21,8	27,0	0,42	28,5	19,3	1,47
	15441	8	13	13,0	24,6	25,8	0,47	27,3	17,1	1,60
<i>S. sandemanii</i>	7213	12	22	10,0	28,8	23,1	0,47	24,5	16,6	1,47
<i>S. venturii</i>	8236	12	60	11,9	27,9	23,9	0,39	26,4	15,8	1,66
	8239	12	23	20,3	25,7	26,8	0,45	36,0	22,1	1,65
<i>S. vernei</i>	8240	12	38	10,0	24,3	25,0	0,50	33,5	16,4	2,05
	15451	12	34	11,6	24,6	26,9	0,44	30,3	19,2	1,58
<i>S. weberbaueri</i>	32669	12	133	12,0	27,3	22,2	0,46	26,8	16,2	1,65
TUBEROSA (kultiviert)										
<i>S. curtilobum</i>	27069	12	105	14,4	23,8	21,7	0,49	24,9	14,9	1,69
<i>S. phureja</i>	7909	12	110	7,4	22,3	19,2	0,59	23,4	14,0	1,67
	51225	12	174	11,8	28,7	25,5	0,48	22,3	17,1	1,32
<i>S. stenotomum</i>	7919	12	162	13,0	28,2	22,4	0,49	20,2	14,4	1,51
	27166	11	104	14,9	29,2	24,9	0,49	26,4	19,6	1,35
	7488	11	89	15,1	20,9	20,5	0,58	19,3	13,2	1,48
<i>S. tuberosum</i> ssp.	7222	12	96	14,9	28,7	24,4	0,51	23,7	17,1	1,40
<i>andigena</i>	7256	9	20	15,7	22,7	25,3	0,47	30,2	17,3	1,77
ACAULLA										
<i>S. acaule</i>	15466	11	9	19,6	21,4	25,8	0,47	28,0	18,4	1,51
	15470	12	24	20,0	23,1	29,5	0,43	27,1	15,4	1,73
LONGIPEDICELLATA										
<i>S. papita</i>	15443	12	38	13,4	24,4	23,7	0,39	25,5	16,5	1,60
	15444	12	50	13,7	27,2	23,6	0,41	27,2	17,4	1,60
<i>S. polytrichon</i>	7206	12	64	12,8	26,5	20,8	0,43	21,9	14,0	1,57
	8184	11	96	11,3	26,0	21,6	0,44	25,5	15,9	1,60
<i>S. stoloniferum</i>	7229	12	25	14,7	26,4	25,7	0,44	26,5	16,7	1,58
	7230	12	37	11,2	25,0	20,7	0,42	24,5	15,6	1,58
DEMISSA										
<i>S. brachycarpum</i>	8100	12	33	12,0	24,8	23,8	0,42	20,9	14,0	1,47
<i>S. demissum</i>	9974	12	20	14,6	21,5	23,7	0,40	22,3	15,0	1,49
	10028	12	18	15,3	23,2	27,0	0,45	32,3	18,2	1,74
<i>S. guerreroense</i>	7186	11	12	14,9	24,2	23,5	0,39	23,8	15,0	1,58
Neo-Tuberosum		16		17,6	26,6	27,7	0,47	29,8	21,8	1,36
Stärkesorten		13		18,9	30,2	31,1	0,50	31,8	23,4	1,35

† Einteilung der Serien nach Hawkes (1990). ‡ Das Dispersionsmaß ist definiert als Differenz zwischen dem 75 %- und 25 %-Wert dividiert durch den 50 %-Wert aus der Summenhäufigkeitsverteilung.

Die Mikromorphologie der Stärkekörner ließ sich rasterelektronenmikroskopisch gut darstellen. Es traten runde, ovale, längliche sowie unregelmäßig geformte Stärkekörner auf (Abbildung 9). In den meisten Fällen waren Übergänge zwischen den verschiedenen Formen zu verzeichnen. Die zu einer Spezies gehörenden Herkünfte zeichneten sich in der Regel durch ähnlich geformte Stärkekörner aus. Besonders lang waren die Stärkekörner von *S. circaetifolium*, *S. alandiae*, *S. brevicaulis*, *S. oplocense* und *S. vernei*. Diese Herkünfte hatten vergleichsweise niedrige Amylosegehalte (14,3-27,0 %). Der Genotyp von *S. sandemanii* mit dem höchsten Amylosegehalt wies keine Besonderheit in der Form der Stärkekörner auf (Abbildung 10).

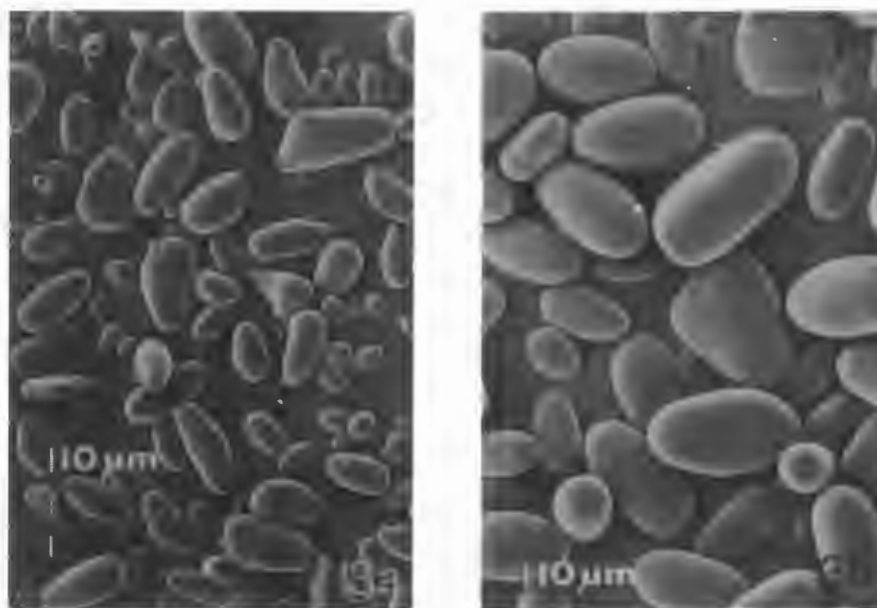


Abbildung 3: (a) Stärkekörner aus Knollen von *S. gandarillasti* (BGRC 8084) und (b) *S. commersonii* (BGRC 17654)

Zwischen den einzelnen Merkmalen bestanden überwiegend lose Beziehungen (Tabelle 2). In der Tendenz war ein hoher Knollenertrag mit großen Stärkekörnern und große Stärkekörner mit hohem Stärke- und Amylosegehalt verbunden.

#### Diskussion

Die in der vorliegenden Arbeit untersuchten Stärkesorten hatten vergleichsweise hohe Amylosegehalte (26,6-34,6 %). Ähnlich hohe Werte wurden ebenfalls nach der Blauwertmethode bei Wildarten und Primitivformen (Rothacker 1969) sowie bei Zuchtstämmen der Kartoffel (Hülsmann und

Reitzig 1990) gefunden. Bei einer Untersuchung von 493 Sorten des Weltkartoffelsortiments mit Hilfe der amperometrischen Titration fand Simek (1974) dagegen nur vergleichsweise niedrige, in einem engen Bereich (18,1-23,9 %) variierende Amylosegehalte. Diese unterschiedlichen Befunde beruhen vermutlich eher auf den Analysemethoden als dem genetischen Material. Die Blauwertmethode neigt zur Überschätzung des Amylosegehaltes, da die Seitenketten des Amylopektins ebenfalls Jod-Stärke-Komplexe bilden (Banks et al. 1971, Banks et al. 1974, Yun und

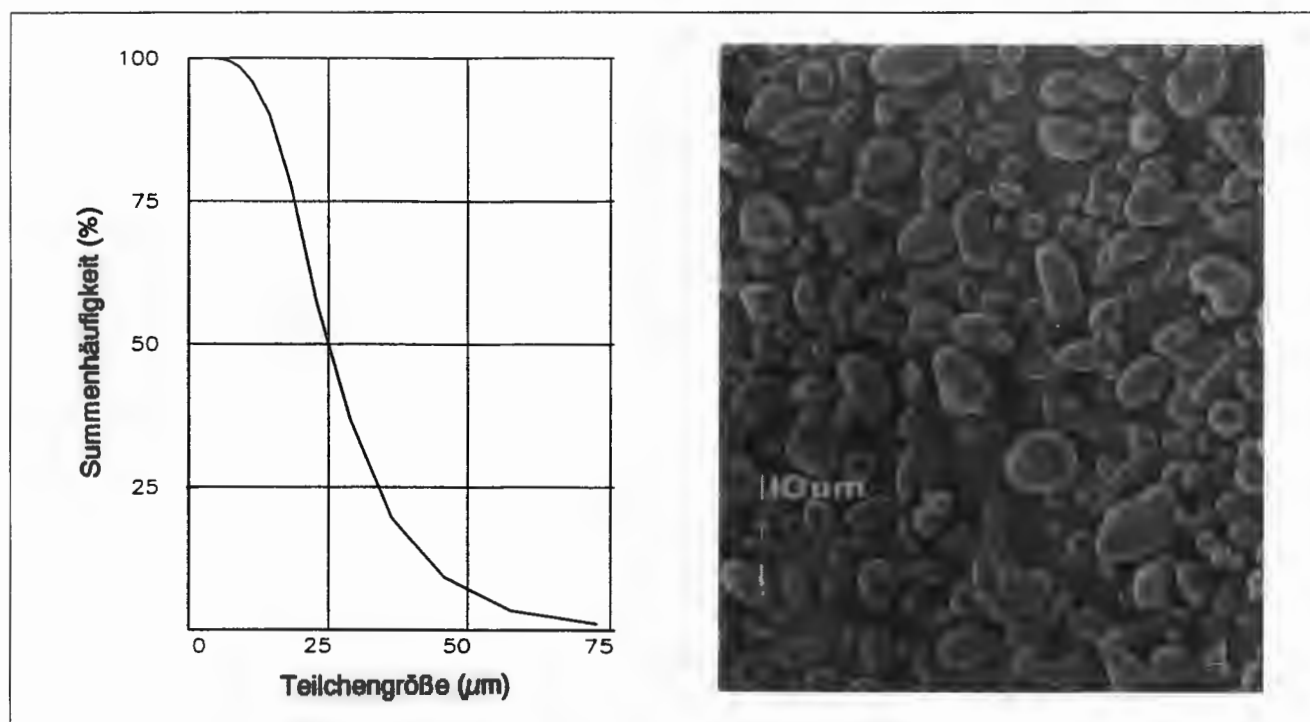


Abbildung 4: Stärkekörner und Summenprozentkurve der Korndurchmesser von *S. avlesii* (BGRC 31186)

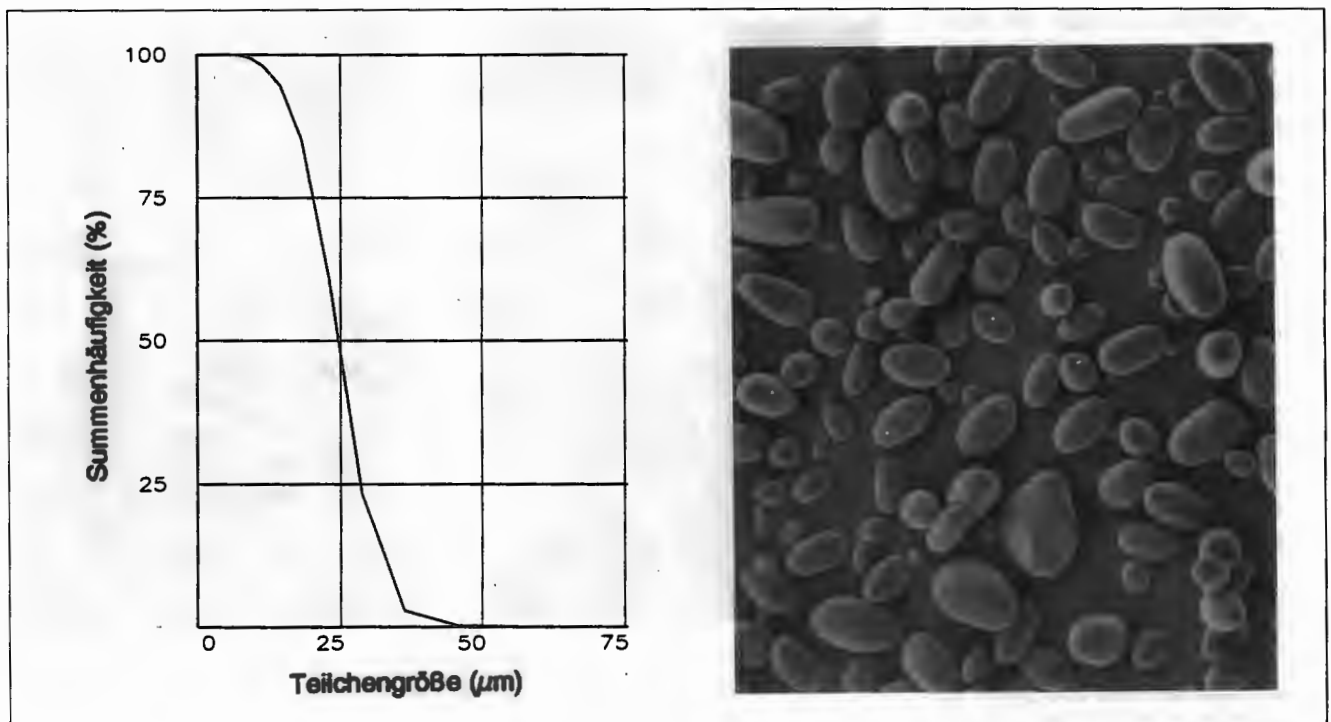


Abbildung 5: Stärkekörner und Summenprozentkurve der Korndurchmesser von *S. chancayense* (BGRC 18517)

Matheson 1990). Darüber hinaus ist die Blauwertmethode mit einem relativ großen Fehler behaftet. Juliano (1971) stellte bei an identischem Probenmaterial und denselben Standards in verschiedenen Labors gemessenen Amylosegehalten Unterschiede von durchschnittlich 8,6 % fest. Obgleich sich die absoluten Werte stark unterschieden, war die Rangierung der Genotypen relativ stabil. Die Blauwertmethode hat den Vorteil, daß bei vertretbarem apparativen und zeitlichen Auf-

wand umfangreiche Serien mit hinreichender Genauigkeit analysiert werden können.

Von den insgesamt 957 Analysen war lediglich bei einem Genotyp von *S. sandemanii* ein auffallend hoher Amylosegehalt von 51,4 % zu verzeichnen. Ob dieser hohe Wert auf dem Vorliegen eines Mutantengens oder einer günstigen Kombination von Minorgenen beruht, muß die weitere genetische

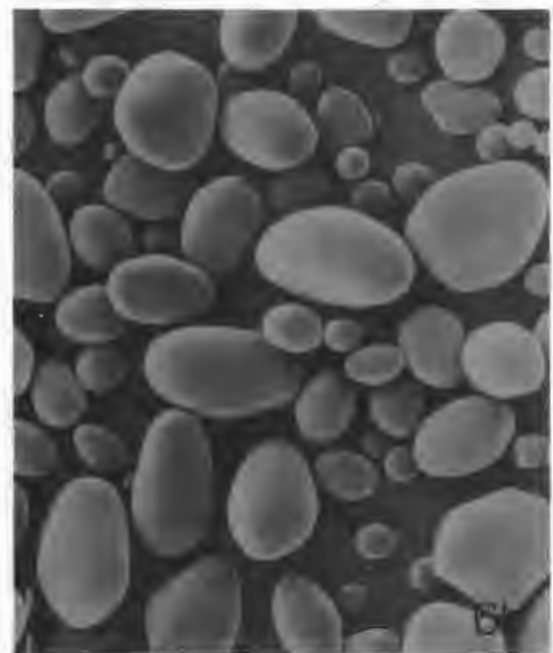
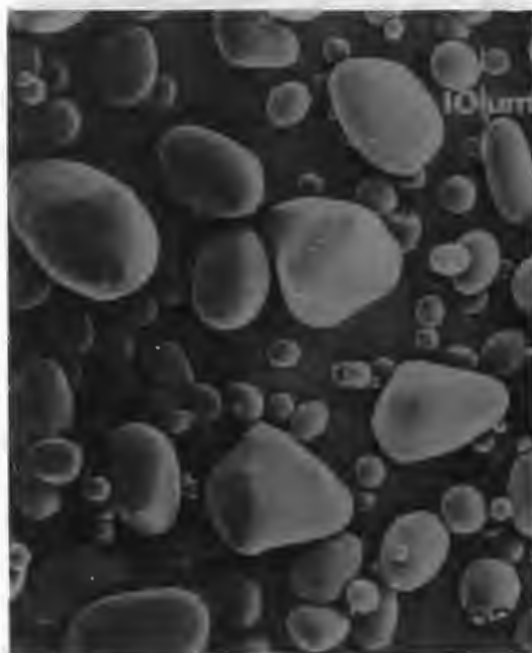


Abbildung 6: Unterschiede in der Korngrößenverteilung bei zwei Stärkekartoffelsorten. (a) 'Pirola' und (b) 'Indira'

	Amylose- gehalt	Stärke- gehalt	Korn- durch- messer	Disper- sions- maß	Knollen- ertrag
Amylosegehalt		0,003	0,274**	-0,049	0,320**
Stärkegehalt	0,123		0,353**	0,069+	0,043
Korndurchmesser	0,436**	0,453**		-0,052	0,268**
Dispersionsmaß	-0,053	0,062	-0,083		0,207**
Knollenertrag	0,577**	0,058	0,326**	0,213*	

+, \*\*, Singifikant bei P = 0,10, P = 0,05 bzw. P = 0,01.

Tabelle 2: Phänotypische Korrelationskoeffizienten berechnet auf Basis Einzelpflanzen und Herkunftsmittelwerten (oberhalb bzw. unterhalb der Diagonalen)

Analyse zeigen. Im erstgenannten Fall bestünden sehr gute Chancen für die züchterische Verbesserung dieses Merkmals. Durch rezessive Mutantengene bedingte hohe Amylosegehalte sind auch von anderen Pflanzenarten bekannt: amylose extender (ae) bei Mais (Vineyard und Bear 1952), amylose-1 (amy-1) bei Gerste (Merritt 1967) und rugosus ('r') bei Erbse (Eslick, zitiert bei Shannon und Garwood 1984). Die Amylosegehalte solcher high-amylo-Mutanten liegen mit 45-69 % etwa doppelt so hoch wie beim jeweiligen Wildtyp. Bear et al. (1958) stellten bei Mais fest, daß neben dem Mutantengen auch modifizierende Gene von Bedeutung sind. Während der ae-Donor einen Amylosegehalt von 55 % besaß, war in Kreuzungsnachkommenschaften mit verschiedenen Inzuchtlinien eine Aufspaltungsva-riation von 36,5 - 64,9 % zu verzeichnen. Solche Minorgene ermöglichten die Selektion von Genotypen mit Amylosegehalten von bis zu 85 % bei Mais (Whistler 1984), 45 % bei Gerste (Merritt 1967) und über 90 % bei der Erbse (Dambroth und Schröder 1990).

Obleich für die Analysen nur wenig Material zur Verfügung stand und die Ergebnisse deshalb mit der nötigen Vorsicht zu behandeln sind, gibt es Hinweise auf das Vorliegen eines Majorgens bei *S. sandemanii*. Bei den übrigen Herkunftstypen betrug die Differenz zwischen dem niedrigsten und höchsten Amylosegehalt im Mittel 9,1 %. Während bei *S. sandemanii* elf Genotypen ebenfalls in dieser Größenordnung variierten, hob sich ein Genotyp mit 51,4 % deutlich ab. Weiterhin fiel auf, daß dieser Genotyp den niedrigsten Stärkegehalt besaß. Dies stimmt mit Befunden bei anderen Pflanzenarten überein, wo high-amylo-Genotypen einen ebenfalls gegenüber der Normalform reduzierten Stärkegehalt aufwiesen (Shannon und Garwood 1984). Da in der vorliegenden Arbeit nur ein Dutzend Pflanzen dieser Herkunft von *S. sandemanii* analysiert wurden, ist davon auszugehen, daß in einer größeren Stichprobe Genotypen mit noch höheren Amylosegehalten gefunden werden können.



Abbildung 7: Hilum- und konzentrische Ringstruktur der Stärkekörner von *S. vernet* (BGRC 8240)

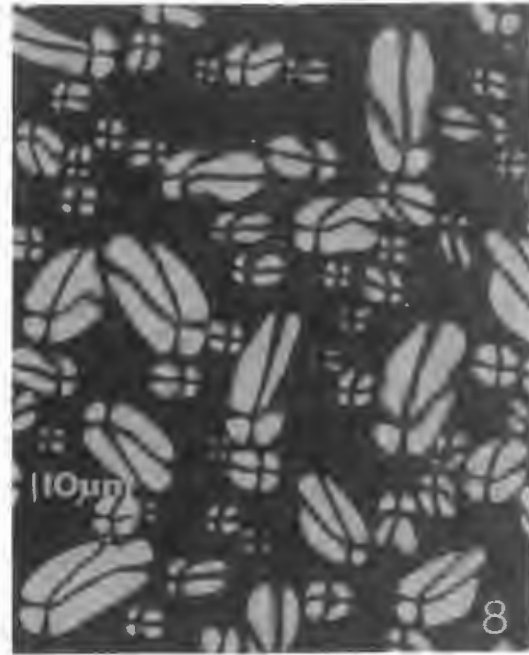


Abbildung 8: Malteserkreuz bei Stärkekörnern von *S. commersonii* (BGRC 7173) im polarisierten Licht



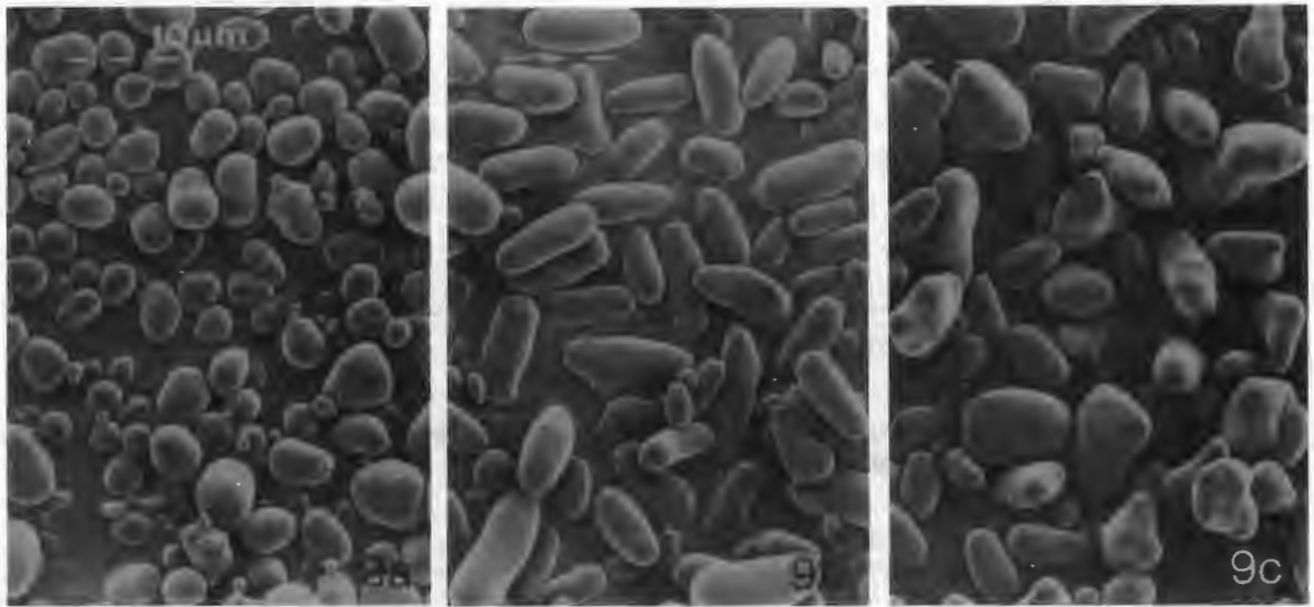


Abbildung 9: (a) Runde Stärkekörner von *S. violaceimarmoratum* (BGRC 27018), (b) längliche Stärkekörner von *S. vernei* (BGRC 8240) und (c) unregelmäßig geformte Stärke von *S. maglia* (BGRC 23571)

Wenn es gelänge Sorten zu züchten, mit einem Anteil von über 50 % Amylose an der Gesamtstärke, wäre die Kartoffel ein äußerst attraktiver Amyloseproduzent. Der einzig ernstzunehmende Konkurrent zur Kartoffel wäre dann die Gerste, da gegenwärtig noch keine Amylomais-Hybriden für den Anbau in Mitteleuropa zur Verfügung stehen und die Erbse erntetechnische Probleme bereitet.

Neben dem Amylosegehalt ist auch die enge Korngrößenverteilung der Stärke ein wichtiges Qualitätskriterium für den Einsatz in der Industrie. Der Züchtung von Sorten mit einer gleichmäßigen Korngröße sind jedoch enge biologische Grenzen gesetzt. Die vorliegende Arbeit zeigte ebenso wie eine Untersuchung von *Reeve et al.* (1970), daß im mit dem Leitgewebe assoziierten kleinzelligen Speicherparenchym nur kleine Stärkekörner, im angrenzenden Gewebe dagegen zunehmend größere Stärkekörner vorhanden sind. Daraus resultiert zwangsläufig eine mehr oder weniger starke Streuung in der Korngröße. Einige Wildarten wie *S. chancayense* weisen zwar eine relativ geringe Variation in der Korngröße auf. Dennoch erscheint es günstiger, die innerhalb von Tuberosum-Sorten und Neo-Tuberosum-Klonen vorhandene Variabilität zu nutzen.

Die gefundene positive Korrelation sowohl des Stärke- als auch Amylosegehaltes mit dem Stärkekornradius (Tabelle 2) stimmt mit den Ergebnissen von *Barrios et al.* (1961) überein. Auch *Geddes et al.* (1965) stellten eine positive Korrelation zwischen dem Amylosegehalt und der Korngröße fest. *Simek* (1974) fand dagegen keine Beziehung zwischen diesen beiden Merkmalen. *Merritt und Walker* (1969) stellten bei Gerste und *Deatherage et al.* (1954) bei Mais fest, daß high-amylo-Genotypen in allen Entwicklungsstadien einen geringeren Stärkekornradius aufwiesen als normale Genotypen.

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit zufolge scheinen bei der Kartoffel hohe Amylosegehalte nicht an bestimmte Kornformen gebunden zu sein. Dagegen weist Amylomais neben normal geformten auch lange oder filamentöse Stärkekörner auf. Gerste mit hohem Amylosegehalt unterscheidet sich von normaler Gerste durch kleinere und unregelmäßig

geformte Stärkekörner. Erbsenformen mit hohem Amylosegehalt besitzen nicht die sonst typischen komplexen Stärkekörner (*Greenwood 1976*). Entweder waren die Amylosegehalte nicht hoch genug, um deutliche Veränderungen der Kornform zu bewirken oder es besteht im Gegensatz zu den oben genannten Pflanzenarten keine Kopplung von Genen die einen hohen Amylosegehalt und solchen die eine abnorme Form kontrollieren.



Abbildung 10: Stärke eines Genotyps von *S. sandemanii* (BGRC 7213) mit extrem hohem Amylosegehalt

#### Danksagung

Herrn Dr. *T. Hinz*, Herrn *H. Hake* und Frau *B. Ringe* vom Institut für Biosystemtechnik der FAL danken wir für die Überlassung des Coulter Counter und die Unterstützung bei der Messung und Auswertung.



## Zusammenfassung

Um neue Märkte für Kartoffelstärke zu erschließen, bedarf es maßgeschneiderter Produkte. Deshalb werden künftig möglicherweise neben dem Stärkegehalt auch andere Eigenschaften wie Amylosegehalt, Form, Größe und Größenverteilung der Stärkekörner an Bedeutung gewinnen. Da Züchtungsprogramme nur dann erfolgreich sind, wenn eine adäquate genetische Variabilität vorhanden ist, wurden 84 Herkünfte aus 57 verschiedenen *Solanum*-Spezies auf die oben genannten Merkmale hin untersucht. Die Mittelwerte und Variationsbreiten der Herkünfte waren 13,7 % (7,4-20,4 %) für den Stärkegehalt, 24,9 % (18,6-31,7 %) für den Amylosegehalt, 24,3 µm (18,7-35,2 µm) für den Stärkekorndurchmesser, 0,45 (0,35-0,59) für das Dispersionsmaß und 1,62 (1,32-2,05) für das Längen/Breiten-Verhältnis der Stärkekörner. Im Vergleich zu den Stärkesorten und Neo-Tuberosum-Klonen erscheint die Variabilität innerhalb und zwischen den Populationen der Wildkartoffeln und Primitivformen nicht groß genug um einen Rückgriff auf dieses züchterisch nicht bzw. wenig bearbeitete Material zu rechtfertigen. Als züchterisch interessant erwies sich ein Genotyp von *S. sandemanii* mit einem Amylosegehalt von 51,4 %. Die genetische Analyse muß zeigen, ob dem hohen Amylosegehalt, analog zu high-amylo-Genotypen bei Mais, Erbse und Gerste, ebenfalls eine Mutation zugrunde liegt.

## Starch and amylose content as well as size and morphology of starch granules from tuber-bearing *Solanum* species

Opening new markets for potato starch requires specially designed products. Apart from the starch content other characters like amylose content, shape, size and size distribution of the starch granules may become important in the future. As breeding programs are only successful if there is adequate genetic variability, 84 accessions from 57 different *Solanum* species were analysed for the above mentioned characters. Mean values and ranges for the accessions were 13,7 % (7,4-20,4 %) for starch content, 24,9 % (18,6-31,7 %) for amylose content, 24,3 µm (18,7-35,2 µm) for granule size, 0,45 (0,35-0,59) for the measure of dispersion and 1,62 (1,32-2,05) for the length : breadth ratio of the starch granules. In comparison with starch cultivars and Neo-Tuberosum clones the variability within and between populations of primitive and wild potatoes appears not large enough to justify the utilisation of little or unimproved genetic material. One genotype of *S. sandemanii* with an amylose content of 51,4 % seems to be of interest for a breeding program. The genetic analysis must show whether this high amylose content is based on a mutant, analogously to high-amylo genotypes of corn, peas and barley.

## Literatur

- Banks, W., C.T. Greenwood und K.M. Khan (1971): The interaction of linear, amylose oligomers with iodine. - Carbohydr. Res. 17, S. 25-33.
- Banks, W., C.T. Greenwood und D.D. Muir (1974): The characterisation of starch and its components. - Stärke/Starch 26, S. 73-78.
- Barrios, E.P., D.W. Newsom und J.C. Miller (1961): Some anatomical characters associated with culinary quality of Irish potatoes. - Proc. Am. Soc. Hort. Sci. 78, S. 413-420.
- Bear, R.P., M.L. Vineyard, M.M. MacMasters und W.L. Deatherage (1958): Development of 'amylomaize' -

Corn hybrids with high amylose starch: II. Results of breeding efforts. - Agr. J. 50, S. 598-602.

Dambroth, M. und G. Schröder (1990): Sammlung, Erhaltung, Evaluierung und Nutzbarmachung pflanzengenetischer Ressourcen am Institut für Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung der FAL, dargestellt am Beispiel großsamiger Körnerleguminosen. - Landbauforschung Völknerode 40, S. 261-278.

Deatherage, W.L., MacMasters, M.M., Vineyard, M.L. und R.P. Bear (1954): A note on high-amylose content from corn with high starch content. - Cereal Chem. 31, S.50-52.

Fitt, L.E. und E.M. Snyder (1984): Photomicrographs of starches. S. 675-691. - In: Whistler, R.L. et al. (eds.) Starch: Chemistry and Technology. 2nd. ed., Academic Press.

Ewers, E. 1908. Zeitschrift für öffentliche Chemie 14, S. 150-157.

Geddes, R., C.T. Greenwood und S. Mackenzie (1965): Studies on the biosynthesis of starch granules. Part III. The properties of the components of starches from the growing potato tuber. - Carbohydr. Res. 1, S. 71-82.

Greenwood, C.T. (1976): Starch, S. 119-157. - In: Advances in Cereal Science and Technology. Pomeranz, Y. (ed.), St. Paul, Minn., Am. Assoc. Cereal Chem. Inc.

Hawkes, J. G. (1990): The potato. Evolution, biodiversity and genetic resources. - Belhaven Press, London.

Hülsmann, G. und D. Reitzig (1990): Züchtung leistungsstarker Kartoffelstärke- und Biomassensorten mit hohem Krankheitsresistenz-Niveau. S. 211-216. - In: Stärke im Nichtnahrungsbereich. Schriftenreihe des Bundesministers für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten, Heft 380.

Hoekstra, R. und L. Seidewitz (1987): Evaluation data on tuber-bearing *Solanum* species. - 2nd ed. Institut für Pflanzenbau und Pflanzenzüchtung (FAL) - Stichting voor Plantenveredeling (SVP).

Hovenkamp-Hermelink, J.H.M., E. Jacobsen, A.S. Ponstein, R.G.F. Visser, G.H. Vos-Scheperkeuter, E.W. Bijmolt, J.N. De Vries, B. Witholt und W.J. Feenstra (1987): Isolation of an amylose-free starch mutant of the potato (*Solanum tuberosum* L.). - Theor. Appl. Genet. 75, S. 217-221.

Juliano, B.O. (1971): A simplified assay for milled-rice amylose. - Cereal Science Today 16, S. 334-340.

Karnovsky, M.J. (1965): A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. - J. Cell Biol., S. 137A-138A.

Merritt, N.R. (1967): A new strain of barley with starch of high amylose content. - J. Inst. Brew. 73, S. 583-585.

Merritt, N.R. und J.T. Walker (1969): Development of starch and other components in normal and high amylose barley. - J. Inst. Brew. 75, S. 156-164.

Reeve, R.M., E. Hautala, und M. L. Weaver (1970): Anatomy and compositional variations within potatoes. III. Gross compositional gradients. - Am. Potato J. 47, S. 148-162.

- Rothacker, D. (1969): Untersuchungen am Sortiment wilder und kultivierter Kartoffelspecies des Institutes für Pflanzenzüchtung Groß-Lüsewitz. - Habilitationsschrift Landwirtschaftliche Fakultät der Universität Rostock.
- Rühl, G. (1989): Schnellabschätzung des Amylosegehaltes von Erbsen. - Landbauforschung Völkenrode 39, S. 83-86.
- Shannon, J.C. und D.L. Garwood (1984): Genetics and physiology of starch development. S. 26-7911. - In: Whistler, R.L. et al. (eds.): Starch: Chemistry and Technology. 2nd. ed., Academic Press.
- Simek, J. (1974): Amylosegehalt in der Stärke von Kartoffelweltsortiment. - Zesz. Probl. Postepow Nauk Poln. 159, S. 87-92.
- Tegge, G. (1982): Stärke. S. 165-208. - In: Ullmanns Encyklopädie der technischen Chemie, Band 22, 4. Auflage, Verlag Chemie, Weinheim.
- Vineyard, M.L. und R.P. Bear (1952): Amylose content. - Maize Genetics Coop. Newsletter 26, S. 5.
- Whistler, R.L. (1984): History and future expectation of starch use. S. 1-9. - In: Whistler, R.L. et al. (eds.): Starch: Chemistry and Technology. 2nd. ed., Academic Press.
- Woelk, H.U. (1982): Stärke - ein nachwachsender Rohstoff für die Chemie. - Nachr. Chem. Tech. Lab. 30, S. 204-206.
- Yun, S.-H. und K. Matheson (1990): Estimation of amylose content of starches after precipitation of amylopectin by Concanavalin-A. - Starch/Stärke 42, S. 302-305.
- Verfasser: Schittenhelm, Siegfried, Dr. agr.; Menge-Hartmann, Ute, Dr. rer. nat.; Institut für Pflanzenbau der Bundesforschungsanstalt für Landwirtschaft Braunschweig-Völkenrode (FAL), Leiter: Prof. Dr. agr. Manfred Dambroth.