

Veränderung des Tocochromanolmusters einiger Pflanzenöle (Sojabohne, Lupine, Sonnenblume und Weizen) während Keimung und Wachstum

Alteration of Tocochromanol Pattern in Some Plant Oils (Soybean, Lupine, Sunflower and Wheat) during Germination and Growth

Hartwig Schulz, Gabriele Lausch, and Walter Feldheim

Institut für Humanernährung und Lebensmittelkunde, Universität Kiel,
Düsternbrooker Weg 17–19, D-2300 Kiel 1

Z. Naturforsch. **40c**, 760–766 (1985); received September 6, 1985

Tocochromanols, Plant Oils, Chlorophyll, Germination, Growth

Seed, sprout and plant oils from soybean (*Soja hispida*), lupine (*Lupinus mutabilis*), sunflower (*Helianthus annuus*) and wheat (*Triticum aestivum*) were assayed for their tocochromanol content and composition. High-performance liquid chromatography (HPLC) with fluorescence detection was used to determine tocopherols and tocotrienols of laboratory-extracted oils. In general, leaves of lupine, soja, and wheat with a high chlorophyll-a-content also were found to be rich of alpha-tocopherol; roots contained very little or no tocopherol. Contents of gamma- and delta-tocopherol in soja and lupine decreased during germination and growth, whereas the alpha-tocopherol concentration increases significantly. This evidence suggests that non-alpha-tocopherols might be methylated enzymatically to alpha-tocopherol. Tocochromanol pattern of wheat also changes characteristically in an analogous manner during plant development. Germination of sunflower seeds also resulted in a conversion of beta- and gamma-tocopherols and in a slight decrease of the predominantly occurring alpha-tocopherol. In relation to the lipid content, the concentration of total tocopherols in oil plants increases significantly during growth. Possible implications for the biosynthesis of tocochromanols are discussed.

Einleitung

Bis heute ist trotz der weiten Verbreitung von Tocopherolen und Tocotrienolen in zahlreichen Algen- und Pflanzenarten über die Biogenese dieser Verbindungen noch recht wenig bekannt. Dies ist nicht zuletzt auf die erst in jüngerer Zeit zum Einsatz gelangte, leistungsfähige Analytik der Tocochromanole durch Hochleistungsflüssigkeits-Chromatographie (HPLC) zurückzuführen [1]. Das artspezifische Verteilungsmuster der Tocopherole in den Saatölen wird neben der Fettsäure- und Sterinverteilung heute oftmals als Kriterium zur Identifizierung und bei der Lebensmittelkontrolle herangezogen [2].

Während D-alpha-Tocopherol die größte Vitamin-E-Wirksamkeit unter den acht natürlich vorkommenden Tocochromanolen für Tier und Mensch aufweist [3], kommen in den meisten gebräuchlichen Pflanzenölen (Soja, Mais, Erdnuß, Lupine) hauptsächlich die als ernährungsphysiologisch weniger wertvoll angesehenen Nicht-alpha-Tocopherole vor. Sonnenblumen- und Weizenkeimöl weisen dagegen relativ hohe Gehalte an alpha-Tocopherol auf [4, 5].

Beim Weizenkorn wurde festgestellt, daß in verschiedenen Bereichen des Samens unterschiedliche Tocochromanolmuster vorliegen. Während in der Kleieschicht vorwiegend beta-Tocotrienol und geringere Mengen an alpha-Tocotrienol identifiziert wurden, konnte im Weizenkeim neben unbedeutenden Mengen beta-Tocopherol und beta-Tocotrienol hauptsächlich alpha-Tocopherol nachgewiesen werden [5–7]. – Dagegen wird in photosynthetisch aktiven Pflanzengewebe nahezu ausschließlich alpha-Tocopherol gefunden [8]. Gamma-Tocopherol kommt zwar auch häufig in den Blättern einiger Pflanzenarten vor, jedoch in sehr viel niedrigerer Konzentration als alpha-Tocopherol. Neben relativ bedeutenden Mengen im Blasentang (*Fucus vesiculosus*) [9] konnte auch in Efeu (*Hedera helix*) und Eibe (*Taxus baccata*) [10] ein geringes Vorkommen von delta-Tocopherol nachgewiesen werden. Tocotrienole wurden in grünen Pflanzenteilen bisher noch nicht gefunden; lediglich in Palmkernölen und im Latex von *Hevea brasiliensis* sind größere Konzentrationen enthalten [11, 12].

Das Auffinden deutlich höherer Tocopherolgehalte in intensiv gefärbten Pflanzenteilen im Vergleich zu hellgrünen, vergilbten und etiolisierten Pflanzen gab Anlaß dazu, einen Zusammenhang zwischen

Reprint requests to Dr. H. Schulz.

Verlag der Zeitschrift für Naturforschung, D-7400 Tübingen
0341–0382/85/1100–0760 \$ 01.30/0



Dieses Werk wurde im Jahr 2013 vom Verlag Zeitschrift für Naturforschung in Zusammenarbeit mit der Max-Planck-Gesellschaft zur Förderung der Wissenschaften e.V. digitalisiert und unter folgender Lizenz veröffentlicht: Creative Commons Namensnennung-Keine Bearbeitung 3.0 Deutschland Lizenz.

Zum 01.01.2015 ist eine Anpassung der Lizenzbedingungen (Entfall der Creative Commons Lizenzbedingung „Keine Bearbeitung“) beabsichtigt, um eine Nachnutzung auch im Rahmen zukünftiger wissenschaftlicher Nutzungsformen zu ermöglichen.

This work has been digitalized and published in 2013 by Verlag Zeitschrift für Naturforschung in cooperation with the Max Planck Society for the Advancement of Science under a Creative Commons Attribution-NoDerivs 3.0 Germany License.

On 01.01.2015 it is planned to change the License Conditions (the removal of the Creative Commons License condition “no derivative works”). This is to allow reuse in the area of future scientific usage.

Chlorophyll- und Tocopherolkonzentration zu postulieren [10]. Späteren Untersuchungen zufolge ist das alpha-Tocopherol im wesentlichen innerhalb der Chloroplasten auf die lamellierten Thylacoidmembrane und die osmophilen Globuli konzentriert [13, 14].

Dagegen wurden gamma- und delta-Tocopherol überwiegend in den extrachloroplastischen Bereichen aufgefunden. Es konnte gezeigt werden, daß alpha-Tocopherol aus den anderen Tocochromanolen durch Transmethylierung in Gegenwart von S-Adenosylmethionin (SAM) bzw. Hydrierung gebildet werden kann [15]. Durch die gezielte Einführung radioaktiver markierter Methylgruppen über SAM-Me-14C gelang es, den Tocopherolbiosyntheseweg in Spinat-Chloroplasten aufzuklären [16].

Material und Methoden

Die untersuchten Pflanzenarten wurden im Gewächshaus auf Kultursubstraten bei einem simulierten Tag/Nacht-Rhythmus von jeweils 12 Stunden bis zur benötigten Größe herangezogen (Minimale Nachttemperatur: 14 °C, maximale Tagestemperatur: 28 °C). Das für die Trockenmassebestimmung vorgesehene Pflanzenmaterial wurde nach der Standardmethode der Arbeitsgemeinschaft für Getreideforschung [17] zunächst mechanisch gründlich gereinigt, in kleine Stücke zerteilt und sofort eine Menge von 4–5 g genau eingewogen. Anschließend wurde die Probe bis zur Gewichtskonstanz in einen auf 110 °C vortemperierten Trockenschrank gestellt.

Für die Extraktion der Fette und Fettbegleitstoffe mußte das Probenmaterial zuvor gefriergetrocknet werden. Das erhaltene Produkt wurde in einer IKA-Analysenmühle zunächst bis auf eine Korngröße von 1–5 mm vorgemahlen und schließlich in einer Ultrazentrifugalmühle bis auf eine Endfeinheit von 0,05 mm zerkleinert. Die Extraktion wurde entsprechend der Einheitsmethode der Deutschen Gesellschaft für Fettwissenschaft (DGF) [18] mit Petroleumbenzin (40–60 °C) durchgeführt. Nach Abdampfen des Lösungsmittels wurde der verbleibende Rückstand in *n*-Hexan aufgenommen, in einen 25 ml Meßkolben überführt und bis zur Marke aufgefüllt.

Für die Fettbestimmung nach der DGF-Methode [18] wurden 20 ml Extraktionslösung, für die Bestimmung der Tocochromanole 5 ml verwendet. Um eine Schädigung der HPLC-Säule zu vermeiden, wurde die Probe zunächst weitgehend von polaren

Inhaltsstoffen, insbesondere Chlorophyll, durch Vorreinigung an Kieselgel (0,04–0,06 mm) im offline-Verfahren befreit.

Hierzu wurden etwa 2–3 g Adsorbens in Petrol-ether aufgeschlämmt, so daß nach Sedimentation der stationären Phase eine Füllhöhe von 5 cm erhalten wird. Die in Petrolether gelöste Probe wurde unter N₂ auf ca. 1 ml eingeeengt und auf die Säule aufgetragen.

Nach dem Einziehen der Probenlösung wurde zweimal jeweils mit 15 ml eines Gemisches aus Petrolether/Diethylether (80:20, v/v) eluiert, das Eluat in einem 100 ml Rundkolben aufgefangen und das Lösungsmittel abgedampft. Der verbliebene, gelblich gefärbte, ölige Rückstand wurde in definierten Volumina *n*-Hexan aufgenommen und direkt für die HPLC-Trennung eingesetzt. Die Bedingungen für die Trennung und fluorimetrische Detektion entsprachen einer kürzlich beschriebenen HPLC-Methode zur Bestimmung von Tocopherolen [19].

Zum Einsatz gelangten: Hochdruckflüssigkeits-Chromatograph (Waters Probenaufgeber 710 B, Pumpe M 6000 A, Trennsystem RCM 100 mit Rad-Pak-Kartusche 8 SI 5 µm), Fluoreszenzdetektor FS 970 (Schoeffel), Integrator C-R 1 B (Shimadzu). Die absoluten Tocopherolgehalte wurden nach der Methode des externen Standards bestimmt. Die Wiederfindungsraten für die einzelnen Tocopherole liegen um 95%.

Zur Charakterisierung des Wachstumszustandes wurde der Chlorophyllgehalt des pflanzlichen Vegetationskörpers herangezogen. Hierzu wurde das gefriergetrocknete Pflanzenmaterial mit einer Mischung aus Aceton/Wasser (80:20, v/v) mehrmals extrahiert und das aus den Chloroplasten herausgelöste Chlorophyll-a bei 663 nm photometrisch bestimmt [20].

Die in den Abbildungen und Tabellen angegebenen Werte stellen jeweils arithmetische Mittelwerte aus 10 Messungen dar.

Alle verwendeten Lösungsmittel hatten p.a. Qualität. Die Tocopherol-Standards wurden von der Fa. Hoffmann-La-Roche (Basel) zur Verfügung gestellt; das Chlorophyll-a stammte von der Fa. Fluka (Heidelberg).

Ergebnisse

In Abb. 1 sind die HPLC-Chromatogramme der aus Sojabohnen und unterschiedlich alten Sojakei-

men bzw. -pflanzen gewonnenen Öle dargestellt. Man erkennt, daß alle vier Tocopherolhomologe an dem 5 μ -Kieselgelmateriale vollständig voneinander getrennt werden. Auch die isomeren Verbindungen beta- und gamma-Tocopherol, die an Reversed-Phase-Material nicht separiert werden, können so einzeln einer quantitativen Bestimmung zugeführt werden. Durch das speziell abgestimmte clean-up-Verfahren gelang es, störende Substanzen vor der HPLC-Trennung abzutrennen ohne damit die Wiederfindungsrate für die Tocopherole zu verringern. Die Öle der untersuchten Pflanzenarten weisen charakteristische, arttypische Verteilungsmuster der einzelnen Tocochromanole auf. Während der Keimung und des weiteren Wachstums ändert sich sowohl der relative Gehalt der Chromanole zueinander, als auch der Gesamt-Vitamin-E-Gehalt bezogen auf Frischgewicht oder Öl signifikant. Ebenso ist eine Veränderung der Chlorophyll-, Fett- und Wassermengen im Samen bzw. im pflanzlichen Vegetationskörper während des Wachstumsverlaufs zu beobachten (Tab. I).

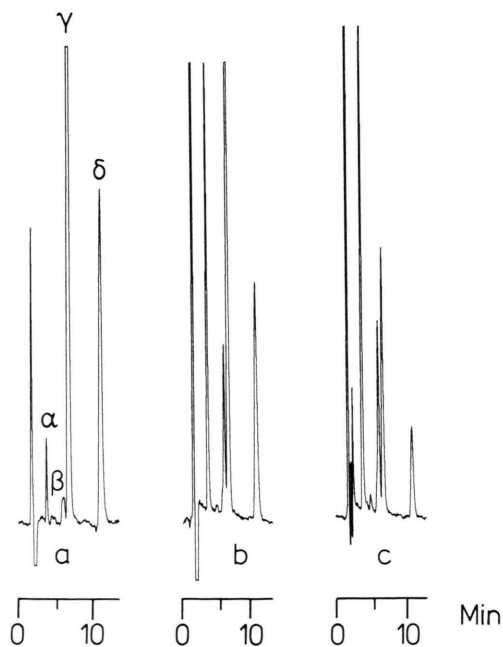


Abb. 1. HPLC-Trennungen der vier Tocopherole im Öl von Soja bei verschiedenen Entwicklungsstadien. a: ungekeimte Saat, b: Sproßlänge 7–11 cm, c: Sproßlänge 15–20 cm.

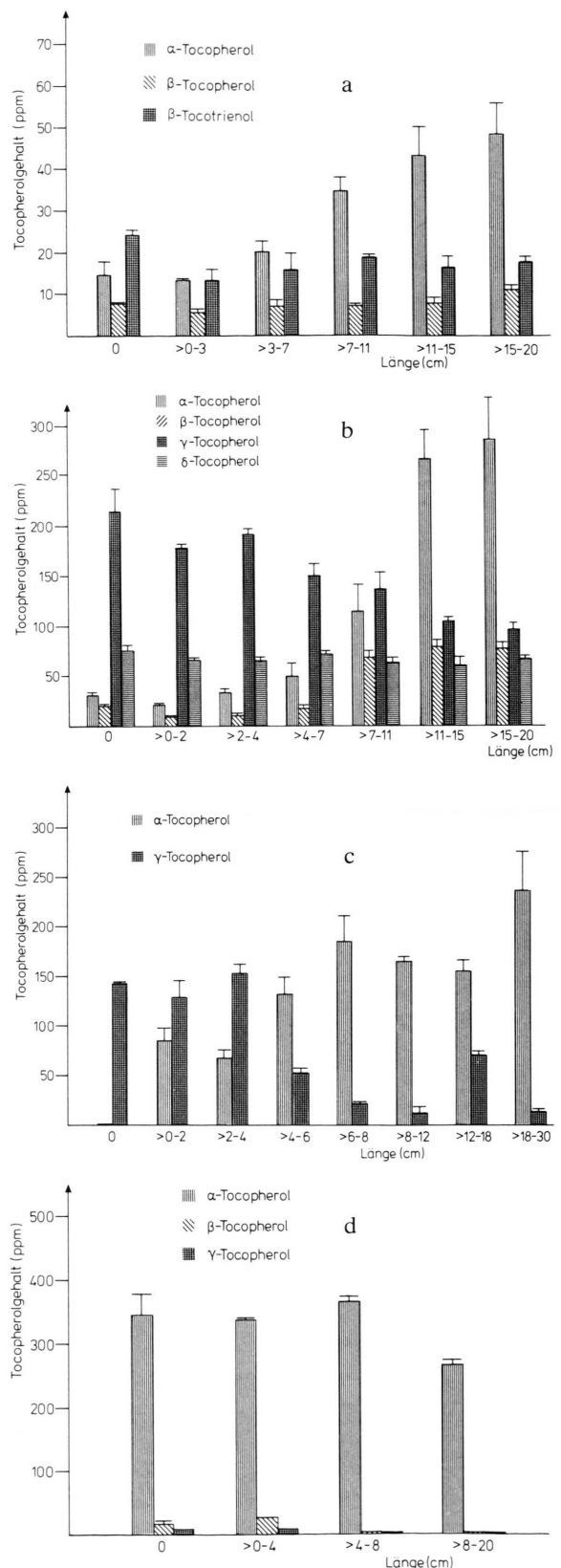


Abb. 2. Tocopherol- und Tocotrienolgehalte während der Entwicklung von Weizen (a), Soja (b), Lupine (c) und Sonnenblume (d) (bezogen auf die Trockenmasse, Mittelwerte aus jeweils 10 Messungen).

Tab. I. Wasser-, Fett-, Chlorophyll *a*- und Gesamttocopherolgehalte der einzelnen Pflanzen-Größenklassen (bezogen auf Frischgewicht), * Sproßlänge in cm.a) *Lupine*:

Größenklasse*	0	> 0–2	> 2–4	> 4–6	> 6–8	> 8–18	> 18–30
Wasser [%]	11,0	48,3	64,2	85,2	87,4	89,1	93,4
Fett [%]	15,5	10,1	6,6	2,0	1,3	0,8	0,1
Chlorophyll <i>a</i> [ppm]	–	68,0	104,6	269,4	254,3	420,9	503,7
Gesamttocopherol [ppm]	127,0	117,6	79,1	28,8	27,4	20,7	17,5

b) *Soja*:

Größenklasse*	0	> 0–2	> 2–4	> 4–7	> 7–11	> 11–15	> 15–20
Wasser [%]	12,7	60,6	80,6	81,3	82,7	84,6	86,5
Fett [%]	16,9	8,7	4,0	3,2	2,1	0,9	0,8
Chlorophyll <i>a</i> [ppm]	–	76,8	96,0	286,1	737,4	1520,5	1363,1
Gesamttocopherol [ppm]	131,1	107,9	59,0	56,7	59,9	77,6	68,7

c) *Weizen*:

Größenklasse*	0	> 0–3	> 3–7	> 7–11	> 11–15	> 15–20
Wasser [%]	8,4	59,8	70,0	77,6	80,0	85,9
Fett [%]	1,7	0,8	0,7	0,6	0,6	0,5
Chlorophyll <i>a</i> [ppm]	–	Spur	351,3	568,6	922,7	1695,1
Gesamttocopherol [ppm]	43,1	13,1	13,2	13,6	13,6	10,8

d) *Sonnenblume*:

Größenklasse*	0	> 0–4	> 4–8	> 8–20
Wasser [%]	9,0	72,2	90,6	92,9
Fett [%]	44,0	11,3	1,0	0,6
Chlorophyll <i>a</i> [ppm]	–	110,4	122,0	297,4
Gesamttocopherol [ppm]	333,2	101,7	32,9	19,1

In den Wurzeln der vier Pflanzenarten wurden nur geringe Spuren der Tocochromanole gefunden; sie wurden deshalb bei der Auswahl des Probenmaterials nicht weiter berücksichtigt.

In den ungekeimten Samen von Weizen (*T. aestivum*) kommen neben ca. 25 ppm beta-Tocotrienol auch alpha- und beta-Tocopherol vor. Während der Entwicklung der Pflanze, von der Keimung bis zum Vierblattstadium, das bei einer Sproßhöhe von etwa 15–20 cm erreicht wird, ist eine signifikante Zunahme von alpha-Tocopherol auf etwa den dreifachen Gehalt zu beobachten (Abb. 2a). Demgegenüber steigt der beta-Tocopherolgehalt nur wenig und der beta-Tocotrienolgehalt nimmt ab.

Die im Unverseifbaren des Sojabohnenöls enthaltenen Chromanole werden zu einem Hauptteil durch gamma- und delta-Tocopherol repräsentiert; neben einem geringen Vorkommen von alpha- ist beta-Tocopherol nur in Spuren nachweisbar. Im Verlauf der betrachteten Entwicklungsstadien der Sojapflanzen steigt der alpha-Tocopherolgehalt bezogen auf das Trockengewicht des Pflanzenkörpers exponentiell an (Abb. 2b). Während dieses Zeitraumes sinkt der Anteil an gamma-Tocopherol bis auf mehr als die Hälfte ab; der delta-Tocopherolgehalt bleibt nahezu unverändert.

Die Untersuchung verschiedener Teile der Sojapflanzen ergab eine unterschiedliche Tocopherolver-

Tab. II. Verteilung von Fett, Wasser, Chlorophyll und Tocopherolen im Sproß der Sojapflanze (* bezogen auf Trockenmasse).

	Sproßlänge [cm]	Fett [%]	Wasser [%]	Chlorophyll <i>a</i> [ppm]	alpha	Tocopherol* [ppm] beta	gamma	delta
Spitze	25–40	3,6	81	23,3	360,7	114,1	102,7	—
Sproß ohne Spitze	25–40	2,8	87	9,8	796,3	263,7	155,0	92,8
Spitze	35–60	3,6	81	25,5	568,8	139,8	108,4	—
Sproß ohne Spitze	35–60	2,5	87	10,5	624,4	178,5	81,5	60,6

teilung in den Pflanzenspitzen im Vergleich zum restlichen Sproß (Tab. II). Während alpha-, beta- und gamma-Tocopherol im gesamten Vegetationskörper nachgewiesen wurden, kommt das delta-Homologe in den Sproßspitzen nicht vor. Auch die beiden Dimethyltolcole sind in den Spitzen jüngerer Pflanzen in auffällig geringeren Mengen in Relation zum gesamten Sproß enthalten. Bei älteren Pflanzen werden die Unterschiede bezüglich der Tocopherol-Verteilung innerhalb der Pflanze wieder weitgehend ausgeglichen.

Wie bereits kürzlich festgestellt wurde [21], kommt im Öl der Lupine (*L. mutabilis*) von den in der Natur gefundenen Chromanolverbindungen nahezu ausschließlich gamma-Tocopherol vor. Die alpha- und delta-Homologen konnten lediglich in Größenordnungen weniger ppm nachgewiesen werden.

Wie bei der anderen Leguminosenart findet in entsprechender Weise eine charakteristische Änderung des Tocopherol-Verteilungsmusters statt. Allerdings ist hier der Anstieg von alpha- bzw. die Abnahme von gamma-Tocopherol noch deutlicher zu erkennen (Abb. 2c).

Das Samenöl der Sonnenblume (*H. annuus*) enthält in der Tocopherolfraktion fast ausschließlich das alpha-Homologe. Beta- und gamma-Tocopherol sind nur in Spuren vorhanden und werden im Verlauf der pflanzlichen Entwicklung vollständig metabolisiert. Bezogen auf die Trockenmasse nehmen die alpha-Tocopherolgehalte während des betrachteten Untersuchungszeitraumes geringfügig ab (Abb. 2d).

In Tab. I sind neben einer Berechnung der Gesamt-tocopherolkonzentration bezogen auf das Frischgewicht auch die Veränderungen der Wasser-, Fett- und Chlorophyll- α -Gehalte während der Keimung und des Wachstums der Pflanzen dargestellt. Erwartungsgemäß findet im Verlauf der

pflanzenphysiologischen Differenzierung zunächst ein exponentieller Anstieg der Chlorophyll-Menge statt. Im gleichen Zeitraum ist, verursacht durch die Quellung des Saatgutes, zunächst ein sprunghafter Anstieg des Wassergehaltes festzustellen, der sich dann rasch auf einen Grenzwert von etwa 90% einstellt. Entsprechend werden die Fettvorräte der Pflanzensamen während des Wachstums weitgehend aufgebraucht, so daß z.B. bei 18–30 cm großen Sojapflanzen nur noch etwa 13% des in der Saat enthaltenen Fettes vorhanden sind.

Diskussion

Durch die Anwendung der Hochleistungs-Flüssigkeitschromatographie war es möglich, alle in den vier untersuchten Pflanzenarten vorkommenden Tocochromanole voneinander zu trennen und hochempfindlich nachzuweisen. Der Hauptvorteil gegenüber älteren Bestimmungsmethoden besteht zum einen in der schonenderen Aufbereitung des Probenmaterials und zum anderen in der großen Selektivität der fluorimetrischen Detektion.

Durch das speziell abgestimmte clean-up-Verfahren der stark chlorophyll-haltigen Pflanzengewebe-proben war es erstmalig möglich, auch an einer polaren stationären Phase alle Tocochromanole aufzutrennen.

Der bei allen Species zu beobachtende exponentielle Anstieg der Chlorophyll- α -Konzentration in den pflanzlichen Geweben während des Wachstums ist auf die wachsende Chloroplastenzahl und die dadurch gesteigerte Photosyntheserate zurückzuführen. Entsprechend den Ergebnissen anderer Autoren [8, 16, 22–24] wird der bei Soja und Lupine registrierte Zusammenhang zwischen Chlorophyll- und alpha-Tocopherol-Synthese (Tab. I) mit der ge-

meinsamen Bildung in den chloroplastischen Bereichen der pflanzlichen Zelle erklärt. Bei Soja wird zu Beginn der Keimung in Relation zum Chlorophyll ein zunächst langsamer Anstieg der alpha-Tocopherolgehalte festgestellt, der sich bei fortschreitendem Pflanzenwachstum immer mehr beschleunigt. Dagegen bewirkt eine geringe Zunahme der Chlorophyllmenge bei keimenden Lupinen bereits eine vergleichsweise hohe alpha-Tocopherol-Produktion. Offenbar stehen diese unterschiedlichen Verhältnisse mit einem pflanzenspezifischen Bedarf in Zusammenhang.

Die beobachtete charakteristische Veränderung des Tocochromanolmusters in den Ölen von Soja, Lupine und Weizen kann grundsätzlich auf zwei gegenläufig gerichtete Effekte zurückgeführt werden:

Zum einen werden Tocochromanole bei biochemischen Prozessen in der Pflanze metabolisiert, zum anderen werden sie durch *de novo*-Synthese oder aus Precursor-Substanzen neu aufgebaut. Der entsprechende Gehalt des Pflanzenkörpers an den einzelnen Tocopherolen und Tocotrienolen ist demnach durch die Gleichgewichtslage von Verbrauch und Neusynthese bestimmt.

Der Gesamttocopherolanteil bezogen auf die Trockenmasse nimmt bei allen untersuchten Pflanzen während des Wachstums geringfügig zu. Lediglich die Sonnenblume bildet eine Ausnahme; es ist anzunehmen, daß das hohe alpha-Tocopherolvorkommen aus den Samen für die pflanzliche Entwicklung weitgehend ausreicht, so daß keine Notwendigkeit zu einer vermehrten Neusynthese dieser Verbindung besteht.

Bei den anderen drei Arten ist dagegen nur relativ wenig alpha-Tocopherol vorhanden, und es besteht offensichtlich für die Pflanze ein Bedarf an dieser Verbindung, um z. B. als Antioxidans einen Schutz für die neugebildeten Zellen auszuüben.

Bezogen auf den Lipidgehalt nimmt bei den drei Ölpflanzen der Gesamttocopherolgehalt im Verlauf der pflanzlichen Entwicklung erwartungsgemäß erheblich zu. Da der Fettgehalt während der ersten Wachstumsstadien weitgehend aufgebraucht wird, findet demzufolge eine „Aufkonzentrierung“ der fettlöslichen Tocochromanole in diesem Zeitraum statt. Lediglich bei Weizen wird dem geringen Fettgehalt der Samen entsprechend diese Entwicklung nicht beobachtet.

Mit beginnender Photosyntheseleistung von Lupine und Soja wird aus den Nicht-alpha-Tocopherolen

im vermehrten Ausmaß alpha-Tocopherol gebildet. Die den einzelnen Entwicklungsstadien der Sojapflanzen entsprechenden Tocopherolmuster weisen neben der charakteristischen alpha-Tocopherolzunahme bzw. gamma-Tocopherol-Abnahme relativ konstante Konzentrationen an delta-Tocopherol auf. Dies läßt vermuten, daß das delta-Homologe aus dem entsprechenden Phytolchinol nachgeliefert wird. Zu welchem Anteil die Produktion von alpha-Tocopherol auf Kosten des Nicht-alpha-Tocopherol-Pools im Samen stattfindet oder aus anderen Substanzen biosynthetisiert wird, kann im Rahmen der vorliegenden Messungen nicht exakt unterschieden werden. Untersuchungen von Soll und Schultz [16] entsprechend erfolgt im Verlauf der beiden Tocochromanol-Synthesewege eine Übertragung von Methylgruppen durch S-Adenosyl-methionin (SAM). Während über den Verlauf der Transmethylierung einheitliche Auffassungen bestehen, existieren widersprüchliche Theorien über den Zeitpunkt der einzelnen Biosyntheseschritte.

Bezüglich des alpha-Tocopherolgehaltes ist bei allen untersuchten Pflanzenarten von Beginn der Keimung bis zu einer Sproßlänge von etwa 4 cm ein geringes Absinken festzustellen. Als Erklärung für diesen auffälligen Effekt könnte eine unausgeglichene Bilanz zwischen der innerhalb dieses Wachstumsstadiums rasch erfolgenden Zellneubildung und der, durch den noch geringen Chlorophyllgehalt eingeschränkten Nachlieferung des Tocopherols angenommen werden.

Die Untersuchung älterer Sojapflanzen zeigt, daß auch für beta-Tocopherol ein deutlicher Anstieg gegenüber jüngeren Pflanzen resultiert. Demnach wird offensichtlich neben einer überwiegenden Biosynthese von alpha- auch in geringem Maße beta-Tocopherol gebildet.

Bezüglich der alpha-Tocopherol-Verteilung in der Pflanze fällt der geringe Gehalt in den Sproß-Spitzen auf. Dies steht in guter Übereinstimmung mit den Ergebnissen von Booth und Hobson-Frohock [22], die in schnellwachsenden Pflanzen, Kresse (*Lepidium sativum*) und Kopfsalat (*Lactuca sativa*), sehr viel weniger alpha-Tocopherol fanden, als in immergrünen und langsam wachsenden Geweben. Es kann daher vermutet werden, daß alpha-Tocopherol in schnellwachsenden Pflanzenteilen, wie dem Vegetationspunkt, schneller verbraucht wird, als es auf biochemischem Weg nachgeliefert werden kann. In dieselbe Richtung weist auch die Beobachtung, daß

immergrüne Gewächse, die sehr hohe Mengen an alpha-Tocopherol enthalten, eine deutliche Abnahme der Gehalte bei Wachstumsbeginn im Frühjahr zeigen [22].

Das Fett der Samen, das einen Reservestoff für die Keimungsvorgänge darstellt, wird im Verlauf der pflanzlichen Entwicklung weitgehend metabolisiert. Dagegen nimmt der Wassergehalt der Pflanzen mit fortschreitendem Wachstum zu (Tab. I).

Im Zusammenhang mit den beschriebenen Ergebnissen stellt sich die Frage, welche Bedeutung aus den erhaltenen Beobachtungen für die menschliche Ernährung abgeleitet werden kann. Obwohl bei gesunden Menschen, die sich vielseitig ernähren, in ausreichender Menge Vitamin E zugeführt wird, kann es insbesondere bei Frühgeborenen und Patienten mit Fettverdauungs- und Absorptionsstörungen

zu einem erniedrigten Vitamin-E-Status kommen. Darüber hinaus ist die vergleichsweise geringe Vitamin-E-Wirksamkeit der Nicht-alpha-Tocopherole zu berücksichtigen. Es erscheint daher sinnvoll, natürliche Möglichkeiten aufzuzeigen, die es erlauben, den Anteil an ernährungsphysiologisch wichtigem D-alpha-Tocopherol in Ölpflanzen mit genetisch bedingtem, hohem Nicht-alpha-Tocopherol-Gehalt gezielt zu erhöhen.

Dank

Wir danken der Deutschen Forschungsgemeinschaft für die Unterstützung mit Sachmitteln und der Fa. Hoffmann-La Roche AG, Basel, für die freundliche Überlassung der Tocochromanol-Standards.

- [1] J. F. Cavins and G. E. Inglett, *Cereal Chemistry* **51**, 605–609 (1974).
- [2] C. Gertz and K. Herrmann, *Z. Lebensm. Unters. Forsch.* **174**, 390–394 (1982).
- [3] G. Brubacher and H. Weiser, *Wiss. Veröff. Dtsch. Ges. Ernährung* **16**, 50–66 (1967).
- [4] A. J. Speck and W. H. P. Schreurs, *J. Food Sci.* **50**, 121–124 (1985).
- [5] P. J. Barnes and P. W. Taylor, *J. Sci. Food Agric.* **31**, 997–1006 (1980).
- [6] K. R. Davis, N. Litteneker, D. Le Tourneau, R. F. Cain, L. J. Peters, and McGinnis, *Cereal Chemistry* **57**, 179–184 (1980).
- [7] W. R. Morrison, A. M. Coventry, and P. J. Barnes, *J. Sci. Food Agric.* **33**, 925–933 (1982).
- [8] W. Janiszowska and J. F. Pennock, *Vitamins and Hormones* **34**, 77–105 (1976).
- [9] A. Jensen, *Proceedings of international seaweed symposium*. (Ed. by E. G. Young and McLachlan) Pergamon Press, London **5**, 281–286 (1965).
- [10] V. H. Booth, *Phytochemistry* **2**, 421–427 (1963).
- [11] H. Behringer and W. U. Dompert, *Fette, Seifen, Anstrichmittel* **78**, 228–231 (1976).
- [12] P. J. Dunphy, K. J. Whittle, J. F. Pennock, and R. A. Morton, *Nature* **207**, 521 (1967).
- [13] C. Bucke, *Phytochemistry* **7**, 693–700 (1968).
- [14] H. K. Lichtenthaler and M. Tevini, *Z. Pflanzenphysiol.* **62**, 33–45 (1970).
- [15] R. P. Newton and J. F. Pennock, *Phytochemistry* **10**, 2323–2328 (1971).
- [16] J. Soll and G. Schultz, *Phytochemistry* **19**, 215–218 (1980).
- [17] Standardmethoden der Arbeitsgemeinschaft für Getreideforschung (1964).
- [18] Einheitsmethoden der Deutschen Gesellschaft für Fettwissenschaft (DGF, 1979).
- [19] H. Schulz, *Fresenius' Z. Anal. Chem.* **320**, 725–726 (1985).
- [20] D. I. Arnon, *Plant Physiol.* **24**, 1–15 (1949).
- [21] W. Feldheim, H. Schulz, and R. Katerberg, *Z. Lebensm. Unters. Forsch.* **178**, 115–117 (1984).
- [22] V. H. Booth and A. Hobson-Frohock, *J. Sci. Food Agric.* **12**, 251–256 (1961).
- [23] G. Schultz, Y. Huchzermaier, B. Reupke, H. Bickel, *Phytochemistry* **15**, 1383–1386 (1976).
- [24] E. Fiedler, J. Soll, and G. Schultz, *Planta* **155**, 511–515 (1982).