

Mitteilungen.

26. F. Czapek: Zum Nachweise von Lipoiden in Pflanzenzellen.

(Eingegangen am 6. Mai 1919.)

Der Begriff „Lipoide“ wird im Nachfolgenden rein physikalisch-chemisch genommen. Ich verstehe darunter Substanzen, die bei gewöhnlicher Temperatur flüssig sind, sich in organischen Solventien mehr oder weniger leicht lösen, in Wasser jedoch unlöslich sind. Für den Aufbau des Protoplasmas und protoplasmatischer Organe ist der relative Gehalt an Lipoiden von großer Bedeutung. Den Lipoiden stellen wir die in Wasser löslichen flüssigen Zellinhaltsstoffe als Hydroide gegenüber.

So leicht es ist, größere Mengen von Lipoiden mikroskopisch-morphologisch und mikrochemisch nachzuweisen, so schwierig ist es in vielen Fällen, geringe Lipoidmengen in der Zelle nachzuweisen. Die zu Gebote stehenden Methoden lassen da meist im Stiche, und so ist es zu verstehen, daß ein Gehalt an Lipoiden im Cytoplasma wachsender Pflanzenzellen in der Regel nicht nachzuweisen ist und von manchen Forschern selbst direkt in Abrede gestellt worden ist.

Auch die in neuester Zeit angegebenen Methoden führten mich hierin nicht weiter als die bekannten älteren Methoden zum Fettnachweise in Pflanzenzellen.

Eine beachtenswerte Methode, die sich auf die Ansicht gründet, daß Fette imstande sind, irgendwie Formaldehyd zu binden, und die darauf hinzielt, den gebundenen Formaldehyd mit Hilfe der von SCHRIVER¹⁾ angegebenen Farbenreaktion nachzuweisen, hat vor zwei Jahren CHRISTELLER²⁾ ausgearbeitet. Das Untersuchungsmaterial wird nach gründlicher Fixierung mit Formaldehyd 24 Stunden mit 1%iger Lösung von salzsaurem

1) S. B. SCHRIVER, Proceed. Roy. Soc. London, Ser. B, Vol. 82, p. 226, 1910.

2) E. CHRISTELLER, Zentralbl. f. allg. Pathol. u. pathol. Anatom., Bd. 27, Nr. 17, p. 385, 1916.

Phenylhydrazin im Brutschrank behandelt. Es folgt nun gelinde Oxydation durch kurze Behandlung mit 5%igem Ferricyankalium und schließlich Einlegen in konzentrierte Salzsäure. Die Fetttropfen färben sich zunächst lebhaft rot, sodann dunkelrotbraun. Diese Methode, deren nähere Details in einer kurzen Mitteilung nicht wiedergegeben werden können, wurde von CHRISTELLER nur an pathologisch-anatomischem Material angewendet und hier für Fettsäureglyceride, Lecithide und Cholesteride als charakteristisch befunden. Daß es sich um eine Methylenisierung von Fettsäuren hierbei handelt, erscheint nicht unwahrscheinlich. Die neuere chemische Literatur: die Angaben von DESCUDÉ¹⁾ über Methylenisierung einer Reihe von Fettsäuren bei der Behandlung der Säurechloride mit Trioxymethylen, ferner die Versuche von TSCHILIKIN²⁾ über Methylen-Ricinolsäure legen eine solche Auffassung nahe. Andererseits weiß man durch TOLLENS³⁾ seit längerer Zeit, daß sich Glycerin methylenisieren läßt. Wenn die Vermutung zu Recht besteht, daß die mit Formol methylenisierten Fette Phenylhydrazin binden, so müßten in den Kondensationsprodukten freie Aldehydgruppen anzunehmen sein. Dies ist natürlich nur bei der Bindung von mehreren Formaldehydgruppen durch ein Mol. Fettsäure möglich; daraus würde sich der Vorteil der Anwendung von Trioxymethylen erklären. Allerdings konnte ich in meinen Versuchen durch Trioxymethylen keine besseren Ergebnisse bei der CHRISTELLERSchen Methode mikrochemisch erzielen. Formolfixierung wird zwecks mikrochemischen Fettaufnachweises übrigens auch bei einer Reihe älterer Methoden verwendet. Als Oxydationsmittel diente bei der Methode von FISCHLER Kupfersalz (so wie bei der einstigen klassischen Markscheidenfärbung von WEIGERT, die eine der trefflichsten Methoden zur Darstellung von Fetten gewesen war); bei den Methoden von CIACCIO und LORRAIN SMITH Kaliumdichromat.

Die Wiederholung der CHRISTELLERSchen Methode an pflanzlichem Material zeigte mir, daß sie auch hier sehr gut verwendbar ist. Jedoch ist ihr Wirkungskreis nicht auf Fette beschränkt, sondern ebenso weit wie der Wirkungskreis der Osmiumsäure. Fetttropfen in Ölendospermen färben sich tief rotbraun, ebenso geben Chloroplasten braune Lipoidreaktion. Verkorkte Zellwände

1) M. DESCUDÉ, Chem. Zentralbl. 1902, I, p. 1319 und II, p. 934.

2) M. TSCHILIKIN, Chem. Zentralbl. 1912, II, p. 1528.

3) SCHULZ und TOLLENS, Berichte d. deutsch. chem. Gesellsch., Bd. 27, p. 1894; Liebigs Annal., Bd. 289, p. 29; WEBER und TOLLENS ebd., Bd. 30, p. 2510.

färben sich braun, desgleichen die cutinisierten Membranen in Cuticula und Schutzscheiden. Die von BORESCH¹⁾ von *Fontinalis* beschriebenen Fadencörper geben gleichfalls eine braune Reaktion. Das Cytoplasma verschiedener Zellen (*Spirogyra*, *Elodea*) färbt sich schwach bräunlich, Zellkerne und Zellulosemembranen bleiben farblos. Reaktion fand ich aber auch bei Tropfen von Harzen und ätherischen Ölen, sodann werden Gerbstoffmassen im Zellinhalt und gerbsäurehaltende Zellmembranen braun. Selbst verholzte Membranen gaben häufig eine deutliche Färbung. Eine spezifische Fettreaktion haben wir also keinesfalls vor uns. Ein zweiter, noch schwerer wiegender Nachteil ist der, daß die Methode bei sehr geringen Lipoidmengen ebenso versagt wie jede andere.

Meine weiteren Untersuchungen sahen nun zunächst von einer mikrochemischen Differenzierung der einzelnen Lipoidstoffe völlig ab, hatten aber andererseits zum Ziele, möglichst geringe Mengen von Lipoiden, physikalisch-chemisch gesprochen, in Zellen nachzuweisen und zu lokalisieren. Dies muß durch möglichst weitgehende Sonderung der Lipoide und Hydroide der Zelle, durch tropfige Entmischung gelingen.

In lipoidarmem Plasma wäre zu erreichen, daß die unterhalb und an der mikroskopischen Sichtbarkeitsgrenze liegenden, überdies oft noch dazu spärlichen Lipoidtröpfchen zu größeren zusammenfließen, so daß man durch Färbung einen zweifelfreien Lipoidnachweis führen kann. Es ist aber auch möglich, daß in der Zelle Stoffe vorhanden sind, die sowohl in Hydroiden als in Lipoiden löslich sind, und aus diesem Grunde Schutzhüllen um feinste Lipoidabscheidungen geschaffen werden. Solche Stoffe müßten beseitigt werden.

Ein lipoidreiches Plasma wird bei geringem Hydroidgehalt eine amikronische Lipoidverteilung aufweisen, so daß es mikroskopisch völlig homogen erscheint. Hier wird man einen größeren Hydroidgehalt herbeizuführen haben, damit sich mikroskopisch sichtbare Tröpfchen sondern.

Schon PFEFFER in seiner grundlegenden Arbeit über die Proteinkörper zeigt, daß man durch die Tinktion mit Fettfarbstoffen allein die Lipoide im Plasma nicht sicher nachweisen kann, denn z. B. die rötliche Färbung mit Alkannin kann sowohl auf einem geringen Fettgehalt, wie auf einer Speicherung durch Eiweiß beruhen. Ähnliche mißliche Erfahrungen kann man auch

1) K. BORESCH, Ztschr. f. Botan., 6. Jahrg., Heft 2, 1914.

bei notorisch fetthaltigem Material bei der Anwendung von Osmiumsäure machen. Diese Probe verläuft nicht selten negativ, wenn man nicht vorher die Lipide tropfig zur Abscheidung bringt.

Die tropfige Entmischung in Zellen hat in der neueren Literatur mehrfach Beachtung gefunden. Für Chloroplasten sind im hiesigen Institute Beobachtungen von LIEBALDT¹⁾ angestellt worden. Später hat BIEDERMANN²⁾ an *Elodea*-Zellen interessante Erfahrungen hinsichtlich der tropfigen Entmischung gesammelt.

Als Mittel zur tropfigen Entmischung bieten sich in erster Linie die Homologen des Aethylalkohols dar, welche hydroid- und lipoidlösliche Substanzen in verschiedener Abstufung aufweisen. Sie dienen dem doppelten Zwecke, einmal durch Mischung mit den Zell-Lipiden deren Tröpfchen zu vergrößern, andererseits genügend hydroidlösliche Substanz zu bieten, die als Vehikel des Lipoidlösungsmittels in die Zelle eingeführt werden kann. Die Zusammensetzung des Reagens muß aber auch derart sein, daß lipoidlösliche Stoffe der Zelle nicht merklich herausdiffundieren, und daran der Nachweis geringster Lipoidmengen scheitert. Dies war vor allem der Nachteil der verschiedenen Alkanninlösungen Sudanlösungen u. a., welche alle zum Nachweise kleinster Lipoidmengen ungeeignet sind, weil sie zu stark lipoidlösend wirken. Wünschenswert ist es endlich, daß die Zellstruktur durch das Reagens nicht wesentlich leidet.

Auch der in den Versuchen von LIEBALDT viel verwendete 25 %ige Propylalkohol löst noch zu leicht geringe Lipoidmengen. Höhere Alkohole für sich allein haben außerdem den Nachteil, daß sie in die Zelle nicht genügend rasch hineingebracht werden können. Besonders stößt auch die schnelle Entfernung des Alkohols nach der Einwirkung auf Hindernisse. Mehr Vorteile sah ich von der Anwendung eines tertiären Amylalkohols, des Amylenhydrats, das etwa zu 10 % in Wasser löslich ist. Eine solche Lösung für sich allein wirkt jedoch auf empfindliche Objekte, wie *Spirögyra*, nach Art aller verdünnten Alkohole stark quellend ein, besonders auf das Chromatophor und dessen Pyrenoide. Man mußte also stärkere Lösungen anwenden, indem durch Zusatz eines mit Wasser und Amylenhydrat leicht mischbaren Mittels das Amylenhydrat in Lösung gehalten wurde. Von solchen Zusätzen wurden einige ausprobiert. Methylalkohol eignet sich nicht, weil die mit Hilfe dieses Zusatzes hergestellten Lösungen zu stark lipoidlösend wirkten.

1) E. LIEBALDT, Ztschr. f. Botan., Bd. 5, Heft 2, p. 65, 1913.

2) W. BIEDERMANN, Festschrift für STAHL. Flora, Bd. 111—112, p. 577, 1918.

Besser ist es, eine Mischung von 2 Teilen Amylenhydrat und 8 Teilen Wasser mit 1 Teil Aethylalkohol zu homogenisieren. Die meisten Vorteile jedoch bot ein Zusatz von Pyridin, von dem noch etwas weniger nötig ist, um eine 20 %ige Amylenhydratlösung herzustellen. Ein Gemisch von Amylenhydrat und Wasser im Verhältnis 3:10, mit Pyridin bis zur völligen Klärung versetzt, wirkt wieder zu stark lipoidlösend. Die Wirkung des Pyridins allein besteht bis zu 20 %iger Konzentration bei *Spirogyra* in einer reichlichen Gerbstofffällung im Zellsaft. Das Chlorophyllband zeigt feintropfige Entmischung und etwas flachere Lappung. Nach dem Auswaschen mit Wasser ist die Gerbstofffällung gelöst, im übrigen ist das Bild bleibend fixiert.

Die Amylenhydrat-Pyridinlösung: 2 Teile Amylenhydrat, 8 Teile Wasser und 1 Teil Pyridin ist ein sehr gutes Fixiermittel für die eiweißartigen Zellkontenta. Sie läßt keinerlei Quellungserscheinungen eintreten; die einzige Veränderung bei *Spirogyra*-Zellen besteht in der feintropfigen Entmischung des Chlorophyllbandes bei längerer Einwirkung, von der Bildung etwas größerer Tröpfchen in demselben begleitet. Werden die Präparate nach ein- bis mehrstündiger Einwirkung des Reagens mit Wasser ausgewaschen, so bleiben diese Lipoidtröpfchen verkleinert zurück.

Mit Hilfe von Pyridin kann man auch andere höhere Alkohole zum raschen Eintritt in Zellen bringen, unter Abscheidung von größeren Tropfen. So läßt sich Isobutylalkohol mit Pyridin oder auch mit Aethylalkohol zur tropfigen Entmischung des Zellinhaltes von *Spirogyra* verwenden. Von Octylalkohol lassen sich $\frac{3}{4}$ ccm mit 10 ccm Wasser und 1 ccm Pyridin in Lösung bringen. Mit dieser Mischung entsteht bei *Spirogyra* sofort Abscheidung von größeren und kleineren dunkelgrünen Tröpfchen. Beim Auswaschen mit Wasser fließen diese sehr langsam zusammen unter schließlicher Rücklassung von dunklen Schollen. Für unsere Zwecke sind derartige Lösungen ungeeignet, weil der Octylalkohol sich aus der Zelle sehr schwer auswaschen läßt. Die Eigenschaft des Pyridins, wasserunlösliche Lipide zum Eindringen in Zellen zu bringen, untersuchte ich auch im Hinblick auf Fette. Für Olivenöl braucht man immerhin dazu soviel Pyridin, daß sich *Spirogyra*-Zellen darin entfärben und es zu einer relativen Speicherung von fettem Öl wegen der Extraktion der Zellipide nicht mehr kommen kann.

Um das Amylenhydrat-Pyridin-Reagens zum Lipoidnachweis verwendbarer zu machen, ist es angezeigt, darin fettlösliche Farbstoffe zur Auflösung zu bringen. Von diesen Farbstoffen ist vor

allem Sudan III geeignet, das sich in der Mischung gut löst. Diese Farbstofflösung, die ich im nachfolgenden kurz als „AP-Sudan“ bezeichnen will, wird in folgender Weise hergestellt. Zu 8 T. dest. Wasser kommen 2 T. Amylenhydrat und 1 T. Pyridin. Die Flüssigkeit klärt sich nach kurzem Schütteln. Dann übergießt man damit festen Sudanfarbstoff im Reagensrohr, schüttelt gut durch und läßt bei Zimmertemperatur etwa 1 Stunde stehen. Dann wird filtriert und die Lösung in einem gut schließenden Fläschchen aufbewahrt. Sie ist wochenlang haltbar.

Die Untersuchung der Präparate geschah in folgender Weise. Frische vom anhängenden Wasser möglichst befreite Objekte kommen für 1 Stunde bei Zimmertemperatur in ein gut schließendes Fläschchen mit AP-Sudan. Schnitte werden, ohne früher mit einem anderen Medium in Berührung zu kommen, direkt in die AP-Sudanlösung eingelegt. Von der Lösung sind etwa 3 ccm anzuwenden. Gebrauchte Lösung kann gesammelt und nach Filtrieren nochmals verwendet werden. Wenn sich Niederschläge zeigen, so sehe man von weiterer Verwendung der Lösungen ab. Aus der Farblösung kommen die Präparate für einige Minuten in destilliertes Wasser zum Auswaschen des Amylenhydrates. Die Beobachtung geschah in Glycerin. Empfindliche Objekte, wie *Spirogyra*, sind zuerst in verdünntes Glycerin zu bringen, und können nach einigen Tagen in konzentriertes Glycerin übertragen werden. Einzellige Algen, Planktonproben werden abzentrifugiert, nach Abgießen des Wassers mit AP-Sudan übergossen, eine Stunde lang gefärbt, sodann wieder durch Zentrifugieren vom Reagens befreit, mit Wasser ausgewaschen und schließlich in Glycerin verteilt. Sollten einmal Farbstoffniederschläge in Präparaten auftreten, so sind dieselben krystallinisch und stören wenig. Die AP-Sudanpräparate halten sich monatelang ganz unverändert. Alkannin statt Sudan anzuwenden empfehle ich weniger, wegen der leicht entstehenden amorphen Fällungen. Cyanin überfärbt leicht und blaßt schnell aus. Scharlach R stand mir derzeit nicht zur Verfügung.

Bei Algen überzeugt man sich leicht von der ausgezeichneten Fixierung in unserem Reagens. *Spirogyra* zeigt den Plasmaschlauch leicht abgehoben, das Chromatophor vollständig intakt in bezug auf Lage und Form, dessen Inhalt, wie schon erwähnt, in feintropfiger Entmischung. Hier und da liegen größere runde Massen in der Nähe des Chromatophors, die zum größten Teil aus Chloroplastenpigmenten bestehen. Diese Gebilde gehen aus großen grünen Tropfen hervor, die nach Auswaschen des Amylenhydrats einen dunklen Kern erhalten, der von einem hellgrünen Hofe umgeben

ist, wobei die Tropfen allmählich kleiner werden. Schließlich verliert sich der helle Hof in den meisten Fällen. Offenbar bestehen die Tropfen ursprünglich aus viel Chloroplastenpigment und wenig anderen Lipoiden, gelöst in Amylenhydrat. Schließlich bleiben die Chloroplastenpigmente zurück, neben farblosen beigemengten Lipoiden. Material, das längere Zeit in Formol gelegen war, gibt keine so großen Tropfen wie frisches, vielleicht wegen der stattgefundenen Methylenisierung. Die Untersuchung des Cytoplasmas von *Spirogyra* geschah nach vorausgegangener Plasmolyse, um das Cytoplasma in der Nähe der Zellenden möglichst vom Chromatophor zu trennen. Der Cytoplasmaschlauch ist in der Nähe der Querwände meist deutlich leicht rötlich gefärbt. Außerdem beobachtet man in einem Teile der Zellen im Cytoplasma kleinste rotgefärbte Tröpfchen. Letztere können kaum aus dem Chromatophor stammen, sondern dürften Cytoplasmalipoiden darstellen. Außerdem bemerkt man Tröpfchen, die wohl Methylenblau speichern, sich jedoch mit Sudan nicht anfärben. Den rötlichen Ton im Cytoplasma an den Querwänden führe ich auf hier reichlich vorhandene, stark silberreduzierende aromatische Substanzen zurück.

Volvox globator zeigt tadellose Fixierung und Färbung mit AP-Sudan. Die Tochterkolonien sind im Tetraden- und Morulastadium deutlich lipoidreicher. Metabolische Formen, wie *Euglena*, *Astasia*, zeigen ihre Gestaltsverhältnisse schön erhalten, auch die Geißel gut fixiert. Fetttropfen waren hier nicht zu sehen. Auch bei großen Formen von Cyanophyceen suchte ich vergebens nach gefärbten Lipoidtropfen.

Sehr lipoidreich erwiesen sich alle untersuchten höheren und niederen Pilzformen. *Saccharomyces cerevisiae* zeigte stets kleine, in Gruppen gelagerte rot gefärbte Tröpfchen in der Mitte der Zellen. Sehr schöne Objekte sind Fruchtkörper höherer Pilze. Alle Hyphen führen kleine rote Tropfen, die hymeniale und subhymeniale Schicht meist größere Tropfen; das Plasma ist diffus rötlich gefärbt. Im Mutterkornsklerotium sieht man in allen Hyphen große Fetttropfen.

Bakterienzooglooen sind schwach rötlich gefärbt. Spirillen und Leptothrixfäden ließen keine gefärbten Tropfen unterscheiden.

Von Samen wurden etwa 100 Arten aus den verschiedensten Familien untersucht. Fettendosperme und fetthaltige Cotyledonar-nährgewebe zeigen durchgängig ausgezeichnete Fixierung der Proteinkörner und wohlerhaltenes Ölplasma. Die Entmischung geht bei gutem frischen Material nicht über die Bildung kleiner Tröpfchen hinaus. Die Proteinkörner sind ungequollen, ihre Krystalloide und Globoide gut erhalten. Die Proteinkörner heben sich ungefärbt

scharf von dem tiefroten sie umgebenden Ölplasma ab. Den besten bisher verwendeten Fetteagentien ist AP-Sudan weit überlegen. Alkanninlösung nach GUIGNARD vacuolisiert die Proteinkörner. Wenn man zu AP-Sudan eine Fettsäure (Valeriansäure) hinzufügt, so treten ähnliche Vacuolen auf; besonders die Globoide werden angegriffen.

Nicht uninteressant waren die Befunde bei Stärkesamen. *Pisum* zeigt im Parenchym der Cotyledonen ohne weiteres den Lipoidgehalt des Plasmas. Das Cytoplasma ist von der Zellwand etwas retrahiert, zeigt in homogener ungefärbter Grundmasse kleinste mit etwas größeren untermischte rote Tröpfchen. Von anderer Granulierung, wie sie gewöhnlich nach unzureichend fixierten Präparaten abgebildet wird, ist nichts zu sehen. Die Epidermal- und Subepidermalschicht enthält sehr viel Lipoid. Auffallend ist auch der Lipoidgehalt der Procambiumstränge, sowie der kleinen, nur wenig Stärke führenden Zellen in deren Nachbarschaft. Ganz analoge Bilder bieten *Phaseolus*, *Lens*, *Vicia sativa*. Bei der letztgenannten ist das Cytoplasma noch lipoidreicher. Der Mehlkörper der Gramineen lieferte gleichfalls einschlägige Befunde. Bei Mais ist an den AP-Sudanpräparaten eine sehr deutliche Tröpfchenreihe zwischen den Amylumkörnern und längs der Zellwand zu sehen. Davon erkennt man in ungefärbten Glycerinpräparaten nicht das mindeste. GUIGNARD-Alkanna macht das Ölplasma mäßig gut sichtbar. Bei *Triticum* ist nur hie und da in den amyulumhaltigen Zellen Lipoid sichtbar. Auch *Oryza* führt wenig Lipoid. Bei *Hordeum* konnte ich gar keine roten Tröpfchen finden. Eines der an Lipoiden reichsten Grasendosperme ist aber das von *Avena*. Die sogenannte Aleuronschicht ist ein prachtvolles Demonstrationsobjekt für typisches Ölplasma. Die ungefärbten Proteinkörner treten scharf auf rotem Grunde hervor. Auf den Fettgehalt des Embryos gehe ich nicht ein. Der Lipoidgehalt ist überall derselbe, auch das Epithel des *Scutellums* ist sehr reich an Fett.

Das Perisperm von *Piper* zeigt gleichfalls zwischen den Stärkekörnern rote Plasmafärbung und feinste gefärbte Tropfen. Der Fettgehalt der kleinzelligen äußeren Lagen ist größer. Am wenigsten Lipoid enthalten die Stärkesamen der Centrospermen.

Keimende Samen von *Pisum* und *Phaseolus* lassen die starke Zunahme der Lipoidgehalte in den Nährgewebszellen sicherstellen. Zwischen den Amylumkörnern liegt nun viel emulgiertes Fett.

So bekannt der reiche Lipoidgehalt bei Samenembryonen ist, so wenig scheint es Beachtung gefunden zu haben, daß sich die

Vegetationspunkte von Sprossen und Wurzeln älterer und jüngerer Pflanzen stets sehr lipoidreich zeigen. Es ist dies wohl ein allgemeiner Charakter der Meristeme bei Blütenpflanzen. Der Befund ist derselbe bei zahlreichen Keimwurzeln, wo der Fettgehalt in allen Zellen der Spitze bedeutend ist; selbst die Haubenzellen können sehr lipoidreich sein. Versuche, diese Lipoiden mit Natriumäthylat zu verseifen, gelangen. Wurzelhaare zeigen rötliche Farbe des Plasmas mit AP-Sudan und kleine rote Tropfen besonders stark angesammelt in der Nähe des Zellendes. Die Zellmembran und die Membrankappe der Spitze bleibt ungefärbt. Luftwurzeln von *Chlorophytum comosum* liefern ähnliche Bilder. Hier fallen in der kutinisierten subepidermalen Schicht einzelne dicht mit Lipoidtropfen erfüllte Zellen auf. Die jungen vacuolenfreien Zellen der Wurzelspitze führen zahlreiche feinste rote Tropfen. Die Zellen des Vegetationsscheitels von Sprossen zeigen bei *Phaseolus* überall dichte Erfüllung mit feinsten roten Tröpfchen. Ebenso fettreich sind die Vegetationspunkte von *Allium Cepa*, den Knospen von *Tilia*; auch Wasserpflanzen, wie *Elodea*, zeigen sehr schön den charakteristischen großen Gehalt an Lipoiden bei den jungen Zellen. Daß auch Cambialzellen holziger Achsenorgane allgemein sehr lipoidreich sind, wurde bei *Tilia*, *Cornus*, *Pinus* und anderen Holzpflanzen beobachtet. Siebröhren färben sich im Plasma schwach rot, die Geleitzellen führen keine Lipoiden.

Wir dürfen mithin dem embryonalen Plasma in Vegetationspunkten von Blütenpflanzen allgemein den Charakter von Lipoplasma zuschreiben. Dadurch wird es ohne weiteres verständlich, daß bei der reichlicheren Wasseraufnahme im Beginne des Streckungsstadiums das Plasma Vacuolen hydroidflüssigen Inhaltes ausbildet, welche, wie bekannt, im weiteren Fortgange zur Sonderung des wandständigen Plasmaschlauches und der Zellsaftvacuole führen. Wie lange das Cytoplasma selbst typisches Lipoplasma bleibt, ist noch festzustellen. Daß lipokolloider Charakter und embryonale Beschaffenheit beim Cytoplasma nicht immer zusammenfallen, machen Fälle, wie Algenzellen, welche auch in teilungsfähigem Zustande Hydroidplasma führen, sofort klar.

Unterirdische Stämme scheinen, soweit es einige Untersuchungen von Rhizomen im Februar zeigten, im Parenchym an Lipoiden recht reich zu sein. Das Parenchym der Kartoffelknollen enthält in allen Zellen einzelne kleine und etwas größere Lipoidtropfen. Das Leptom der Leitbündel ist wenig fetthaltig. Ganz junge Triebe sind in den Wurzelvegetationspunkten und jungen Leitbündelelementen sehr lipoidreich. Das Plasma ihrer Parenchym-

zellen führt feinste Fetttröpfchen. Es wird noch zu untersuchen sein, in welchem Zusammenhange das Auftreten von Fett in solchen Fällen mit dem Amylumstoffwechsel steht. Orchideenscheinknollen wurden an *Phajus* und *Coelogyne* untersucht. Die Leukoplasten von *Phajus* enthalten Lipotide und liefern Tröpfchen; ihre Form erhielt sich jedoch nicht im AP-Sudan.

Laubblätter zeigen die Chloroplasten feintropfig entmischt. Deren Grundsubstanz ist ebenfalls rot gefärbt. Die Schließzellen der Spaltöffnungen führen in der Regel große rote Tropfen. Die gerbstoffreichen Blätter von Echeverien oder von *Bergenia sibirica* sind sehr geeignet, um das Verhalten von AP-Sudanlösung zu Gerbstoffen zu illustrieren. In den Gerbstoffscheiden um die Blattstielbündel bei *Bergenia* sieht man deutlich, daß der Gerbstoff keinen roten Tröpfchenniederschlag bildet, sondern einen bräunlich-roten granulierten amorphen Inhalt darstellt. Ähnliche Bilder liefern *Echeveria*blätter in den äußeren Lagen des Mesophylls. Eine Verwechslung von Gerbstoffen mit anderen Lipoiden ist da kaum möglich. Hingegen wird man bei Zellmembranen, soweit ich sehe, sehr darauf achten müssen, die Kutinisierung nicht mit einem Gehalt an Gerbstoff zu verwechseln; die Sudanfärbung allein reicht jedenfalls zur Diagnose nicht aus.

Erwähnt sei noch, daß sich die bekannten stark lichtbrechenden Tropfen im Mesophyll von *Cumellia japonica* und anderen wintergrünen Blättern mit AP-Sudan anfärben.

Pflanzenphysiologisches Institut der deutschen Universität
in Prag.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft](#)

Jahr/Year: 1919

Band/Volume: [37](#)

Autor(en)/Author(s): Czapek Friedrich

Artikel/Article: [Zum Nachweise von Lipoiden in Pflanzenzellen. 207-216](#)