

Von *V. polita* wurden also 782, von *V. agrestis* 215 Kapselächer gezählt. Die Anzahl derselben mit bestimmter Samenzahl ergibt sich aus der ersten, die prozentische Angabe der gleichen Verhältnisse aus der 2. Tabelle. Beide zusammen zeigen, dass die Samenzahl bei *V. polita* in den meisten Fällen 8, bei *V. agrestis* 5 ist, dass aber 6 und 7-samige Kapselächer bei beiden häufig sind, demnach das Merkmal der Samenzahl für beide Arten ein konstantes, aber transgressives ist.

Bedenkt man, dass sich auch für die Kelchblattbreite, Blattgrösse (Verhältnis von Länge zu Breite) etc. ähnliches ergeben hat und erwägt man weiterhin, dass ausserordentlich starke Abänderungen der Individuen durch äussere Einflüsse zu beobachten sind, so kann man sich ein Bild von der in der Gruppe herrschenden Komplikation machen und zugleich den chaotischen Zustand verstehen, der in vielen Floren über sie herrschte und zum Teil noch herrscht. Eine experimentelle Analyse dieser Verhältnisse verspricht aber interessante Aufschlüsse nach verschiedenen Richtungen.

Bei den vorliegenden Untersuchungen stand mir Herr Professor CORRENS mit seinem Rate in liebenswürdiger Weise zur Seite, wofür ich nicht verfehlen möchte, ihm an dieser Stelle meinen besten Dank auszusprechen.

67. W. und J. Docters van Leeuwen-Reijnvaan: Über das Färben der jüngsten Zellwände in Vegetationspunkten.

(Eingegangen am 16. Oktober 1907.)

In einem Artikel, welcher in Band 23 der Beihefte zum Botan. Centralblatt erscheinen wird, haben wir bei der Besprechung der Methoden, welche wir zur Erzielung unserer Resultate gebraucht haben, eine neue Methode für Zellwandfärbung beschrieben. Wir können jetzt noch ein neues Verfahren angeben, dessen wir uns vorteilhaft bei unseren Untersuchungen bedienen.

In letzter Zeit hat sich der Gebrauch des Mikrotomes zur Herstellung mikroskopischer Präparate auch in der Botanik mehr und mehr eingebürgert, und speziell für Untersuchungen über den Bau der Vegetationspunkte ist dieser Apparat fast unentbehrlich. Es leuchtet ein, dass es vorteilhaft sein muss, die feinen Schnitte, welche eine präzise Richtung haben sollen, mittels solch eines

Instrumentes anzufertigen. Die Schnittweise aus freier Hand, welche aber noch immer gebraucht werden muss, gibt zu wenig Sicherheit, und wenn man sehr wenig und wertvolles Material zur Verfügung hat, ist man sehr vom Zufall abhängig. Man kann weiter von einem eingebetteten Objekt bequem allerhand Schnitte machen, und so sind Serien von Schnitten von ein und derselben Dicke und in lückenloser Reihenfolge auch bei etwas schiefgeschnittenen Objekten noch vorteilhaft zu untersuchen.

Wenn man aus freier Hand Schnitte anfertigt und diese in Wasser oder Glycerin untersucht, sieht man die Zellwände wohl deutlich, aber nur die an der Oberfläche. Man hat dann vielfach „Eau de Javelle“ oder eine Lösung von Chloralhydrat in Wasser verwendet. Wir äusserten gegen diese Methoden unsere Bedenken in unserem Artikel über die Taxusgallen, welchen wir oben zitierten.

Es ist schwierig, die jüngsten Zellwände gut zu färben. Gebraucht man z. B. Eisenhämatoxyline nach HEIDENHAIN, dann sind die Zellwände gar nicht gefärbt und mit den meisten Methoden bekommt man nur schwache Tingierungen, während es absolut notwendig ist, gerade die jüngsten Wände deutlich und scharf sehen zu können. Es ist uns nun gelungen, einige Methoden zu finden, welche auch die feinsten Zellwände sehr gut färben.

1. Die Kernschwarz-Methode.

Beim Studium von Wurzelspitzen war es uns aufgefallen, welche schöne Resultate dieses Mittel gab, und auch weiterhin hat es Brauchbares geliefert. Wir färbten damals die Schnitte während einer und einer halben Stunde mit Kernschwarz (von GRÜBLER), und dann während 24—48 Stunden in einer Safraninlösung (nach PFITZNER: Safranin 1 g, Alkohol absolutus 100, Wasser 200 *ccm*). Die Schnitte wurden darauf in der üblichen Weise mit Alkohol oder Alkohol + etwas HCl differenziert und es zeigte sich, dass das Chromatin in den Kernen schwarz war, die Nucleolen rot, das Plasma rosafarbig, während die Zellwände ausserordentlich hellrot und gut zu sehen waren. Wir haben dieses Mittel verschiedene Male probiert und können noch hinzufügen, dass die Färbung gut haltbar ist. Wenigstens ist im ersten Präparat von 1902 die Färbung immer gleich scharf geblieben.

Wie schön diese Färbung nun auch ausfallen kann, so hat sie dennoch die Schattenseite, dass sie nicht immer gelingt. Es ist nicht ganz leicht, den Ausziehungsgrad des Safranins so zu bekommen, dass alles gleich gut gefärbt ist. Jeder, der mit dem Gebrauch dieses Farbstoffes bekannt ist, wird dies zugeben müssen.

Dann haben wir noch eine Modifikation dieses Verfahrens gesucht, und fanden folgendes: Wenn man die Schnitte erst in Kernschwarz während einer halben Stunde, dann in HANSEN'scher Hämatoxyline 5 Minuten färbt, so sind auch alle Zellwände gut dunkel gefärbt. Leider ist auch das Cytoplasma dunkel geworden, und man muss darum mit hellem Lichte arbeiten. Die beiden Methoden gaben wir in Kürze schon an.

2. Die Lichtgrün-Methode.

Das Lichtgrün, welches von BENDA¹⁾ in die Mikrotechnik eingeführt worden ist, und speziell von französischen Untersuchern zum Färben der feineren Bindegewebe-Fibrillen vielfach verwendet wird, hat sich auch zum Tingieren der Zellwände als sehr gut erwiesen. Freilich ist es das Lichtgrün nicht allein; denn färbt man Schnitte nur mit Lichtgrün, so sind die Wände wohl zu sehen, aber da das Cytoplasma auch grün geworden ist, gibt es keine scharfen Differenzen. Wir haben darum nach Doppelfärbungen gesucht, von denen eine die besten Resultate lieferte.

Unser Streben, mit Lichtgrün nur die Zellwände, und mit einem anderen Farbstoff das Cytoplasma färben zu lassen, hat keinen Erfolg gehabt, da das Lichtgrün ein starker Plasmafarbstoff ist und den anderen wieder verdrängt. Es wird in einer einprozentigen oder schwächeren alkoholischen Lösung verwendet, färbt dann aber äusserst schnell, so dass man vielfach das Präparat nur eintauchen darf.

Wir gebrauchen nun stets folgende Lösung: 0,1 g Lichtgrün in 100 Teilen Wasser + 4 Teilen Formalin (von 40 pCt).

Safranin-Lichtgrün färbt zuviel gleichzeitig, und man bekommt dann, wenn die Zellwände tingiert sind, alles grün, ausser den Nucleolen, welche leuchtend rot sind.

Die besten Resultate lieferte uns Hämatoxyline-Lichtgrün und wir verfahren wie folgt: Von den verschiedenen Hämatoxylinlösungen fanden wir die von HANSEN (siehe STÖHR²⁾) am besten.

Natürlich bekommt man mit Lösungen von verschiedenem Alter andere Färbungen; doch muss jeder dies für sich ausprobieren. Wir färbten dann auch während 3—10 Minuten, stellten darauf die Präparate während 4—6 Minuten in die Lichtgrünlösung, spülten in 70prozentigem Alkohol (nicht in Wasser) ab und verfahren weiter wie gewöhnlich.

1) BENDA, Zeitschr. für wiss. Mikr. 1892.

2) PH. STÖHR, Lehrbuch der Histologie. Jena. Reagens Nr. 35.

Wenn die Färbung gut gelungen ist, und dies geschieht nach einiger Übung sehr leicht, dann sind die Zellkerne dunkel, das Cytoplasma hat einen leichten, grünblauen Ton angenommen und die Zellwände treten äusserst scharf hervor als dunkelviolette, oder (wenn das Hämatoxylin nicht lange genug gefärbt hat) dunkelgrüne Linien. Am deutlichsten erscheinen die Präparate, wenn die Zellwände violett gefärbt sind.

Leider kennen wir die Methode noch nicht lange genug, um über die Haltbarkeit weitere Mitteilungen machen zu können. Ein Präparat von einer *Fontinalis*-Knospe hat sich am Fenster nun schon während dreier Monate gut erhalten, und im Dunkeln aufbewahrt, wird es wohl viel länger dauern.

Wir können diese beiden Methoden am meisten empfehlen; speziell die letzte ist bequem und gibt schöne Zellwandfärbungen.

68. J. Kovchoff; Enzymatische Eiweisszersetzung in erfrorenen Pflanzen.

(Eingegangen am 22. Oktober 1907.)

Die von Prof. PALLADIN ausgearbeitete Erfrierungsmethode lieferte bei dem Studium der Atmungsenzyme höchst wertvolle Resultate¹⁾; es war daher von Interesse zu prüfen, in wie weit sich die genaunte Methode zur Erforschung der Tätigkeit proteolytischer Enzyme eignet. Behufs vorläufiger Orientierung habe ich auf Vorschlag und unter Leitung des Herrn Prof. PALLADIN folgende Versuche ausgeführt.

Hinsichtlich der einschlägigen Litteratur möge Folgendes erwähnt werden: BUTKEWITSCH²⁾ hat dargetan, dass bei der 10 Tage dauernden Selbstverdauung zerkleinerter Samenlappen der 6 tägigen Keimlinge von *Lupinus angustifolius* bei 35°—40° eine 48 pCt. betragende Abnahme des Eiweissstickstoffs erfolgt (die Samensubstanz wurde vorerst mit Äther bearbeitet). ZALESKI³⁾ hat beobachtet, dass in den mit Wasser versetzten Acetonpräparaten der reifenden

1) PALLADIN, diese Berichte, 1905, S. 240. — PALLADIN, Zeitschr. f. physiolog. Chemie, B. 47, 1906, S. 407. — KRASNOSSELSKY, diese Berichte, 1905, S. 142.

2) BUTKEWITSCH, Zeitschrift für physiol. Chemie. XXX. 1900.

3) ZALESKI, diese Berichte, 1905, S. 138, 1906.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1907

Band/Volume: [25](#)

Autor(en)/Author(s): Docters van Leeuwen-Reijnvaan W., Docters van Leeuwen-Reijnvaan J.

Artikel/Article: [Über das Färben der jüngsten Zellwände in Vegetationspunkten. 470-473](#)