

Botanisch-mikroskopisches
Praktikum für Anfänger

von

Professor Dr. Martin Möbius

Mit 15 Abbildungen

~~~~~  
Zweite Auflage

~~~~~  
Berlin

Verlag von Gebrüder Borntraeger

SW 11 Grossbeeren Strasse 9

1909

Alle Rechte, insbesondere das der Übersetzung in
fremde Sprachen, vorbehalten.

Copyright, 1909, by Gebrüder Borntraeger, Berlin.

Vorwort zur ersten Auflage

Vielleicht erscheint es überflüssig, ein neues botanisch-mikroskopisches Praktikum zu veröffentlichen, da wir das bekannte Buch von Strasburger in großer und kleiner Ausgabe*) und Arthur Meyers „erstes mikroskopisches Praktikum“ (Jena 1898) bereits besitzen. Allein wie von Lehrbüchern der allgemeinen Botanik eine größere Anzahl zur Verfügung steht, so dürfte wohl auch neben den schon vorhandenen Anleitungen zum Mikroskopieren noch eine neue geboten werden, wenn sie den Gegenstand in eigenartiger Weise behandelt.

Erst nach langjähriger Erfahrung im Unterrichten bin ich zur Herausgabe dieses Leitfadens geschritten. Seine Grundlage bildet der Kursus für Anfänger, den ich 1881 als Student bei Herrn Professor Pfitzer kennen lernte und den ich dann jahrelang als Assistent mit ihm zu leiten hatte. Herr Professor Pfitzer hat daher einen großen Anteil an diesem Buche und ihm spreche ich auch an dieser Stelle meinen Dank aus sowohl für das, was ich bei ihm gelernt habe, als auch für sein Zugeständnis, es in dieser Weise zu verwerthen. Es stammt also die Grundlage des Vorliegenden aus einer Zeit, lange bevor Strasburgers

*) E. Strasburger, Das botanische Praktikum. 3. Auflage. Jena 1897.
Id. Das kleine botanische Praktikum für Anfänger. 4. Auflage. Jena 1902.

Praktikum erschien. Seit 1895 habe ich dann hier in Frankfurt selbständig solche botanisch-mikroskopische Übungskurse, an denen sich hauptsächlich Lehrer der Naturwissenschaft beteiligen, abgehalten mit einigen Modifikationen des in Heidelberg eingehaltenen Übungskursus. Der hiesige Kursus umfaßt 18 Übungen zu je 3 Stunden, und in dieser, aber auch schon in kürzerer Zeit wird das hier angegebene Pensum der 65 Präparate erledigt.

Das Ziel der abgehaltenen Übungen ist natürlich einerseits das Erlernen der Herstellung mikroskopischer Präparate auf möglichst einfachem Wege, andererseits das Kennenlernen der wichtigsten Gegenstände aus der Anatomie, Entwicklungsgeschichte und Fortpflanzungslehre aus eigener Anschauung. Jeder Praktikant bekommt das pflanzliche Objekt in die Hand und muß sich das Präparat selbst herstellen; nur in einzelnen Fällen, z. B. bei der Herstellung eines gefärbten Bakterienpräparats (IV, 58) begnüge ich mich, es den Praktikanten zu zeigen. Im Vertrauen darauf, daß die von mir befolgte Methode zu den genannten Zielen führt, halte ich es nun für zweckmäßig, daß die Anleitungen, wie sie mündlich gegeben werden, dem Praktikanten auch gedruckt vorliegen, damit er während des Kursus nachlesen oder eine versäumte Übung für sich nachholen kann oder auch den ganzen Kursus oder einzelne Präparate später privatim nochmals durchzugehen imstande ist. Ein Lehrbuch aber soll diese gedruckte Anleitung nicht ersetzen, wie ja auch die mündliche während des Kursus die Vorlesung nicht entbehrlich macht: wer Interesse daran hat, etwas zu lernen, muß vorher den Gegenstand in einem Lehrbuch studieren; in diesem findet er auch die meisten der den Präparaten entsprechenden Abbildungen. Solche habe ich also hier weggelassen, weil die meisten Objekte schon oft genug abgebildet sind, dann

aber besonders deshalb, weil sonst der Praktikant leicht verführt wird, die Abbildungen im Buche als Vorbilder beim Zeichnen zu benutzen, statt des im Mikroskop zu sehenden Bildes. Wie wichtig es aber ist, nach dem natürlichen Objekt zu zeichnen, das habe ich im ersten Abschnitt darzulegen versucht. Die Fig. 4 und 9 sollen als Muster dienen, wie der Praktikant seine Zeichnungen und Notizen machen soll; die anderen Figuren sollen nur die Präparate oder deren Herstellung erklären helfen. Ich weiß, daß einige das Fehlen der Abbildungen als Mangel des Buches bezeichnen werden, andere aber werden damit einverstanden sein, daß man den Praktikanten keine „Eselsbrücke“ mitgibt.

Da es sich hier wesentlich um eine Anleitung zur Praxis handelt, ist auch kein besonderes Gewicht auf die botanische Terminologie gelegt worden und sind z. B. die alten Ausdrücke Holz und Bast neben Xylem und Phloem für die Teile des Gefäßbündels gebraucht worden. An manchen Stellen wird noch speziell auf das Lehrbuch verwiesen.

Was nun die Auswahl des Materials, der einzelnen Objekte anlangt, so will ich nicht behaupten, daß man es nicht auch anders, ja sogar im einzelnen besser machen könnte, doch scheint mir nichts gewählt zu sein, was nicht seinem Zwecke sehr gut entspricht: ich habe vielerlei Versuche gemacht und das, was mir am passendsten schien, genommen mit Berücksichtigung der leichten Beschaffung des Materials: der zweite Abschnitt dient zu Erläuterungen für diese Beschaffung und soll sie besonders dem erleichtern, der privatim nach dem Buche arbeiten will. Vielleicht wird einiges vermißt, was zu wichtig sei, als das man es auslassen könne, z. B. ein Präparat von der Samenknospe der Gymnospermen (Koniferen); allein hier wie in anderen Fällen

kommt einesteils die Schwierigkeit der Präparation in Betracht, andernteils die Beschränkung durch die zu Gebote stehende Zeit; man wolle nicht aus den Augen lassen, daß das vorliegende Buch nur ein Übungskursus für Anfänger sein soll. Von diesem Standpunkte aus möge auch der Inhalt des ersten und dritten Abschnittes, über die Utensilien und die Methodik,*) beurteilt werden. Der Dozent, der das Buch seinen Praktikanten zu empfehlen geneigt ist, kann ja leicht einiges einfügen oder weglassen oder dieses durch jenes ersetzen; der Anfänger wird durch die hier gebotene Anleitung seinen Weg auch leicht zu anderen und schwierigeren Präparaten finden.

So möge denn dieses Buch, für dessen gute Ausstattung ich dem Herrn Verleger meinen besten Dank sage, versuchen, sich unter den Lehrenden und Lernenden Freunde zu erwerben!

Frankfurt a. M., im Oktober 1902

M. Möbius

*) Für die komplizierteren Untersuchungsmethoden, wie sie jetzt bei wissenschaftlichen Forschungen angewendet werden, sei Strasburgers oben erwähntes Praktikum empfohlen.

Vorwort zur zweiten Auflage

Zu meiner Befriedigung sehe ich aus dem Nötigwerden einer zweiten Auflage, daß mein kurzgefaßtes Praktikum einen gewissen Anklang gefunden und sich brauchbar erwiesen hat. Gerade darin, daß es quantitativ weniger bietet als die meisten anderen derartigen Anleitungen, von denen inzwischen mehrere neue erschienen sind, suche ich seinen Vorzug, und diesen Charakter habe ich der neuen Auflage gewahrt, die sogar noch eine Lektion weniger hat, als die erste enthielt. Dagegen ist manches zum besseren Verständnis etwas genauer behandelt worden, und somit der Umfang des Textes fast derselbe geblieben. Im übrigen habe ich, nach den in der Praxis gemachten Erfahrungen und nach reiflicher Überlegung zahlreiche Änderungen und, wie ich hoffe, Verbesserungen angebracht, auch einige Fehler, die sich in der ersten Auflage eingeschlichen hatten, korrigiert. Die Figuren sind um vier vermehrt worden; von ihnen dienen zwei zur Erläuterung der Herstellung der Präparate und nur zwei stellen mikroskopische Bilder dar. Ich habe wie in der ersten Auflage darauf verzichtet, gewöhnliche und in den Lehrbüchern hinreichend abgebildete Gegenstände hier nochmals zu bringen; nur in einigen wenigen Fällen schien es mir erforderlich, das Abzeichnen nach der Natur etwas zu erleichtern und die

Erklärung durch Figuren verständlicher zu machen. Was sonst noch zu bemerken wäre, glaube ich, in der Vorrede zur ersten Auflage gesagt zu haben. Dem Herrn Verleger bin ich zu Danke verbunden, daß er in zuvorkommender Weise meinen Abänderungsvorschlägen beigestimmt und für eine gute Ausstattung der neuen Auflage Sorge getragen hat.

Frankfurt a. M., Februar 1909

M. Möbius

Inhaltsübersicht

	Seite
I. Die zum Mikroskopieren notwendigen Utensilien	1
II. Das Pflanzenmaterial	5
III. Allgemeine Regeln für das Mikroskopieren. Herstellung der Dauerpräparate	17
IV. Herstellung und Untersuchung der einzelnen Präparate . . .	27
a) Die Zelle und ihre Inhaltskörper.	
1. Protoplasma, Zellkern, Membran, Zellsaft	27
2. Plasmarotation	29
3. Plasmazirkulation	30
4. Stärkebildung	32
5. Bau des Stärkekorns	33
6. Zusammengesetztes Stärkekorn und Proteinkörner . .	34
7. Aleuron	35
8. Einzelkristalle von oxalsaurem Kalk	36
9. Druseu " " "	37
10. Raphidenbündel " " "	37
11. Inulin, Milchsaff	38
b) Die Zellmembran.	
12. Kollenchym	40
13. Sklerenchym	42
14. Cuticula	44
15. Poren	45
16. Ring- und Spiralgefäße	46
17. Interzellularräume	47
c) Das Blatt.	
18. Das typische Blatt der Dikotyledonen	49
19. Das isolaterale Blatt	52
20. Das Nadelblatt	53

	Seite
21. Entstehung der Spaltöffnungen	55
22. Borsten- und Drüsenhaare	57
23. Brennhaare	58
d) Der Stamm und das Gefäßbündel.	
24. Typus des Stammes der Monokotyledonen	59
25. " " " " Dikotyledonen	62
26. Bikollaterales Gefäßbündel	62
27. Konzentrisches "	64
28. Kambium und Interfaszikularkambium	65
29. Normales Dickenwachstum	67
30. Jahresringe	70
31. Bau des Koniferenholzes	71
e) Die Wurzel.	
32. Typus der Wurzel der Monokotyledonen	73
33. " " " " Dikotyledonen	75
34. Dickenwachstum	77
35. Vegetationspunkt	79
36. Entstehung der Seitenwurzeln	81
f) Der Vegetationspunkt des Stammes.	
37. Elodea	82
38. Knospe einer Holzpflanze	84
g) Die Blüte.	
39. Das Diagramm	86
40. Bau der Anthere	90
41. Bau des Fruchtknotens und der Samenknospe	91
h) Fortpflanzung der Gefäßkryptogamen.	
42. Sporangium der Farne	93
43. Prothallium " "	95
i) Fortpflanzung der Moose.	
44. Antheridien	98
45. Archegonien	99
46. Entstehung des Sporogoniums	100
47. Bau der Mooskapsel	101
48. Protonema	102
k) Algen.	
49. Fucaceen	103
50. Florideen	105
51. Characeen	106

	Seite
52. Vaucheria	108
53. Spirogyra	109
54. Verschiedene Chlorophyceen	110
55. Diatomeen	111
56. Cyanophyceen	112
l) Pilze.	
57. Bakterien	113
58. Mucor	114
59. Botrytis	115
60. Askomyceten	115
61. Hutpilze	116
62. Rostpilze	118
m) Flechten.	
63. Bau des heteromeren Thallus	120
64. " " homöomeren " , Apothecium	122

I. Die zum Mikroskopieren notwendigen Utensilien.

1. Das Mikroskop. Für die Anschaffung eines Mikroskopes ist es schwer, allgemeine Ratschläge zu geben und Firmen zu empfehlen: wer keine Erfahrung im Mikroskopieren hat, muß sich doch den Rat eines anderen holen, der solche Erfahrung besitzt, und sich mit ihm besprechen. Für die hier vorgeschriebenen Präparate genügen Vergrößerungen bis zu 400mal*).

2. Eine Handlupe.

3. Ein Präpariermikroskop ist zwar nicht notwendig, erleichtert aber die Herstellung verschiedener Präparate bedeutend. E. Leitz in Wetzlar liefert z. B. eines für 40 Mk., das mit zwei Lupen ausgerüstet ist.

4. Ein Rasiermesser, das auf der unteren Seite plan, auf der oberen konkav geschliffen ist. (Linkshändige Personen müssen sich also das Messer so schleifen lassen, daß es für rechtshändige oben plan, unten konkav ist.)

Zu dem Messer gehört ein Streichriemen, auf dem es jedesmal beim Beginn einer neuen Übung abzuziehen ist; dies geschieht, indem man das Messer dem Streich-

*) In den botanischen und zoologischen Übungskursen, welche die Senckenbergische Gesellschaft zu Frankfurt a. M. abhalten läßt, hat sich der Gebrauch eines von der Firma E. Leitz in Wetzlar gelieferten Instrumentes bewährt, das besteht aus: Stativ III mit Objektisch (nebst Beleuchtungsapparat und Irisblende) von Stativ II, Objektiv 2, 4 und 7 am Revolver, Okular 1 und 3, und 185 Mk. kostet.

riemen flach andrückt und mit dem Rücken voran über ihn bewegt, dann auf dem Rücken umdreht und wieder so zurückzieht. Beim letzten Strich muß die Unterseite des Messers dem Streichriemen aufliegen, das Messer also vom Körper weg bewegt werden, wodurch die Schneide eine geringe Biegung nach aufwärts erhält.

5. Zwei Skalpelle, d. h. in einem hölzernen Griff feststehende Messerchen, und zwar ein größeres derberes zum Zerschneiden größerer Objekte und ein kleineres mit feiner Spitze.

6. Zwei Präpariernadeln, d. h. in einem hölzernen Griff feststehende, sehr spitze Nadeln.

7. Zwei Pinzetten, eine größere mit breiteren Enden, besonders zum Herausholen des Materials aus Gläsern und dergl., und eine kleinere mit spitzen Enden, die beim Präparieren selbst gebraucht wird, z. B. zum Abzupfen von Blättchen.

8. Objektträger. Für den Anfänger ist das sog. Gießener Format (48 mm lang und 28 mm breit) vorzuziehen, weil sie leichter auf dem Objektisch gedreht werden können und weil man nicht so leicht wie bei den langen englischen durch Drücken auf eine Seite die andere Seite in die Höhe und gegen das Objektiv schlägt. Zu empfehlen sind solche von weißem Glas ohne geschliffene Ränder.

9. Deckgläschen, 15:15 mm und 18:18 mm; sie brauchen nicht von der dünnsten Sorte zu sein.

Objektträger und Deckgläschen bezieht man am besten von Heinrich Vogel in Gießen, wenn am Ort keine Handlung für solche Dinge ist.

10. Einige Uhrgläser zur vorübergehenden Aufbewahrung des zu schneidenden Materials oder zur Be-

handlung der Schnitte in Farblösungen oder anderen Flüssigkeiten*).

11. Zwei Wassergläser, eines zur Aufnahme des reinen Wassers, das andere zum Abspülen von Objektträgern und Deckgläschen und dergl. Hierzu einige Glasstäbe mit abgerundeten Enden, und einige Glasröhrchen, beide etwa von Bleistiftdicke. Die in ein dünnes Ende ausgezogenen Glasröhrchen dienen zur Entnahme von Flüssigkeit aus einem Glase, zum Aufheben von Bodensatz oder schwimmenden Mikroorganismen usw.

12. Weithalsige Stöpselgläser verschiedener Größe zur Aufbewahrung des in Alkohol konservierten Materials. Man signiere die Gläser sorgfältig und lege nie zweierlei in dasselbe Glas.

13. Kork, Hollunder- und Sonnenrosenmark, um kleine Objekte beim Schneiden zu fassen; Korkplättchen kann man sich aus guten, nicht grobporigen Korkstopfen schneiden, Hollundermark erhält man aus alten Zweigen von *Sambucus nigra*, Sonnenrosenmark im Herbst aus den Stengeln von *Helianthus annuus*. Beiderlei Mark hebt man am besten in Alkohol auf und schneidet es in alkoholfeuchtem Zustande.

14. Lösch- oder Filtrierpapier.

15. Einige Tücher von glatter, nicht fasernder Leinwand zum Putzen der Gläser.

16. Reagentien. Die hier erwähnten kann man aus einem Drogengeschäft oder aus der Apotheke beziehen, andere, Farbstoffe und dergl. erhält man bei Dr. Georg Grübler in Leipzig. Die am häufigsten gebrauchten (I—V)

*) Zur Aufbewahrung der unter 4—10 genannten Utensilien verfertigt man sich oder läßt sich verfertigen einen flachen, in einige Fächer getheilten und mit einem abhebbaren Deckel versehenen Holzkasten.

füllt man in 25 ccm-Fläschchen und stellt sie in einem kleinen flachen Kasten zusammen auf den Mikroskopiertisch.

I. Glyzerin (*Glycerinum purissimum*).

II. Alkohol oder Spiritus, wie er unter diesem Namen in der Apotheke geführt wird (85 bis 87 %).

III. Ammoniakflüssigkeit, *Liquor Ammonii caustici* der Apotheke.

IV. Kalilauge, *Liquor Kali caustici* der Apotheke, in einem mit Kautschukstopfen verschlossenen Fläschchen aufzubewahren.

V. Jodlösung: 0,5 g Jodkalium und 1 g Jod werden in wenig Wasser gelöst, die Lösung auf 100 ccm verdünnt und über dem nicht gelösten Jod stehen gelassen (nach Strasburger).

VI. Chlorzinkjodlösung, die man übrigens nicht notwendig braucht, kann man in der Apotheke nach folgendem Rezept (Strasburger nach Nägeli) machen lassen: Man löst Zink in reiner Salzsäure, dampft zur Schwefelsäurekonsistenz unter stetigem Vorhandensein von metallischem Zink ein, setzt so viel Jodkalium hinzu, als aufgelöst werden kann, und dann so viel metallisches Jod, als aufgenommen werden kann.

VII. Eine konzentrierte Lösung von Kalisalpeter.

VIII. Essigsäure (*Acidum aceticum*).

IX. Salzsäure (*Acidum hydrochloricum*).

X. Schwefelsäure (*Acidum sulfuricum*).

XI. Farbstoffe, z. B. Fuchsin und Methylenblau in wässriger Lösung, Safranin, Carmin, Haematoxylin u. a.

XII. Nelkenöl.

XIII. Canadabalsam, am besten in Xylol gelöst, nebst Xylol, um ihn beim Festwerden wieder verdünnen zu können. Es gibt besondere Gläser zum Aufbewahren

des Canadabalsams mit einem über den weiten Hals der Flasche greifenden Deckel, da ein eingesetzter Glas- oder Korkstopfen festkleben würde.

XIV. Asphalt- oder Maskenlack, in den Drogerien käuflich, wird zur Herstellung der Dauerpräparate verwendet. Der Lack muß so dick sein, daß er gerade noch ausgestrichen werden kann, ist er zu dick geworden, so wird der Asphaltlack durch Terpentinöl, der Maskenlack durch 96prozentigen oder absoluten Alkohol verdünnt. Man bewahrt sie in einem weithalsigen Glas auf, in dessen Stöpsel von unten her ein Pinsel befestigt ist, der immer in den Lack taucht. Zu demselben Zweck wie die genannten Lacke ist auch die sogen. von Dr. Grübler zu beziehende Goldsize geeignet, die ebenso aufbewahrt und mit Terpentinöl verdünnt wird.

17. Zeichenutensilien, und zwar ziemlich glattes Zeichenpapier, ein harter und ein weicher Bleistift und Radiergummi. Einige Buntstifte können sehr gut verwendet werden, um das Auftreten des Chlorophylls und anderer Farbstoffe, gewisse Farbenreaktionen und dergl. wiederzugeben.

II. Pflanzenmaterial.

1. *Tradescantia discolor* L'Hér. Als Topfpflanze leicht im Zimmer zu kultivieren, wie *Dracaena*; nur im Dezember und Jannar verliert sie die Blätter.

2. *Elodea canadensis* Rich. Wasserpest. In vielen Flüssen und Gräben Deutschlands zu finden und leicht in einem Gefäß zu kultivieren, zieht aber im Winter ein.

3. *Lamium maculatum* L., die große rote Taubnessel, blüht vom Frühling bis zum Herbst an Hecken und Wald-rändern. *Lamium album* L. und *L. purpureum* L. sind weniger geeignet, am besten das südeuropäische *L. Orvala*

L. mit großer Blüte, das in botanischen Gärten im Frühling blüht. Von anderen Objekten sind zu empfehlen die Staubfädenhaare von *Tradescantia virginica* L. oder die Haare an jungen Trieben von *Cucurbitaceen*, besonders von *Ecballium Elaterium* (L.) A. Rich.

4. *Pellionia Daveauana* N. E. Br., eine Urticacee aus Ostasien, bekannt für diese Untersuchungen durch Dodelport und A. Binz (vergl. Flora 1892. 75. Jahrg. S. 267 und 1892, Ergänzungsband S. 34). Die Pflanze wird in Warmhäusern vielfach gezogen und ist leicht durch Stecklinge zu vermehren.

5. Kartoffel. Jederzeit in frischem Zustand verwendbar.

6. Haferkorn (*Avena sativa* L.). Die reifen Körner, wie man sie aus jeder Samenhandlung beziehen kann, können jahrelang trocken aufbewahrt und immer noch benutzt werden.

7. Samen von *Ricinus communis* L., verhält sich wie vorige.

8. Vergl. Nr. 1.

9. *Begonia metallica* L. Sm. (= *B. incarnata* Link et Otto) oder *B. Evansiana* Andr., häufig kultivierte Arten, sind für diese Untersuchung zu empfehlen. Man wird auch eine andere Art verwenden können, aber nicht alle sind gleich geeignet. Wenn man aber günstiges Material, z. B. von *B. metallica* hat, so kann man es in Alkohol aufbewahren.

10. *Dracaena angustifolia* Roxb. oder eine andere der häufiger kultivierten Arten ist zu benutzen, wenn sie einen höheren Stamm besitzt; man zerschneidet denselben und bewahrt die Stücke in Alkohol auf.

11. *Sonchus palustris* L., die Sumpf-Gänsedistel, findet sich hie und da an Gräben. Man gräbt die 3—5 mm dicken

Wurzeln aus, schneidet sie in Stücke und läßt sie vor der Verarbeitung einige Wochen in Alkohol liegen.

12. Vergl. Nr. 3. Es können aber auch andere Labiaten benutzt werden. Von anderen krautigen Dikotyledonen, die unter der Epidermis Kollenchymstränge ausbilden, seien Umbelliferen und Polygonaceen empfohlen.

13. *Vanda gigantea* Lindl. oder eine andere flachblättrige *Vanda*-Art (Orchidee). Ein Blatt, das man aus einem botanischen Garten bezogen und in Stücke geschnitten, in Alkohol aufbewahrt hat, ist für viele Untersuchungen ausreichend.

14. *Clivia nobilis* Lindl., eine Amaryllidee, die in jeder Gärtnerei zu haben ist. Man benutzt die frischen oder in Alkohol konservierten Blätter.

15. Die Früchte der Dattel, *Phoenix dactylifera* L., sind in jeder Frucht- und Drogenhandlung zu haben.

16. *Tradescantia virginica* L. ist eine häufige Gartenzierpflanze. Man legt einige Stengel in Alkohol, weil sich das Material dann besser schneiden läßt und auch im Winter benutzt werden kann. Als Vertreter können auch Balsaminen dienen.

17. *Nymphaea alba* L., die weiße Teichrose, findet sich häufig in stehenden Gewässern, ist auch in Blumenhandlungen zu erhalten. Frisches und in Alkohol konserviertes Material ist gleich geeignet zum Schneiden.

18. *Helleborus viridis* L., grüne Nießwurz, ist nicht nur deshalb, weil die Pflanze das ganze Jahr hindurch grüne Blätter hat, sondern auch weil das Blatt eine zum Schneiden sehr geeignete Konsistenz und eine für die Beobachtung sehr gut differenzierte Struktur hat, außerordentlich zu empfehlen. Als Vertreter dieser Art können *H. foetidus* L., weniger gut *H. niger* L. oder *purpurascens* W. et K. dienen.

19. *Callistemon coccineus* F. Muell. oder eine andere ähnliche Art der Gattung ist aus einem botanischen Garten oder einer Gärtnerei zu beziehen; man verwendet frisches oder in Alkohol konserviertes Material. Die Pflanze ist eine Myrtacee aus Australien, wo viele Pflanzen die Eigentümlichkeit haben, ihre Blätter nicht horizontal, sondern senkrecht zu stellen, so daß die Kante dem Himmel zugewendet ist und die Bestrahlung der Blattfläche nicht so intensiv wird. Bei dem Blatt ist dann nicht Ober- und Unterseite zu unterscheiden, sondern eine rechte und linke Seite und beide sind symmetrisch gleich; solche Blätter nennt man isolateral.

20. *Pinus silvestris* L., die Kiefer, ist ein gemeiner immergrüner Waldbaum, und ihre Nadeln sind daher jederzeit leicht zu haben. Man sammle recht starke Nadeln und lasse sie vor dem Schneiden recht lange in Alkohol liegen, damit das Harz ausgezogen wird. Dann legt man sie in ein Gemisch von Alkohol und Glycerin zu gleichen Teilen, wodurch sie weniger hart und brüchig werden.

21. *Echeveria metallica* Nutt. mit großen fleischigen Blättern, eine aus Mexiko stammende Crassulacee, ist jetzt eine beliebte Gartenpflanze.

22. *Salvia officinalis* L. ist eine häufige Kulturpflanze aus Südeuropa. Die Blätter sind besser frisch zu untersuchen.

23. *Urtica (Laportea) canadensis* L. wird man frisch wohl nur in botanischen Gärten finden, ist aber deswegen zu empfehlen, weil man sie anfassen kann, ohne sich zu brennen; nimmt man statt ihrer eine unserer Brennnesseln, so kann man die Haut mit einem Tuch oder mit Handschuhen schützen.

24. *Iris germanica* L., die deutsche Schwertlilie, kann ebenso gut durch eine andere ähnliche Art ersetzt werden;

man schneidet zur Blütezeit die Stengel ab und legt sie in Alkohol.

25. *Ranunculus acer* L., der scharfe Hahnenfuß, ist auf den Wiesen häufig und blüht den ganzen Sommer über, so daß man auch frisches Material verwenden kann.

26. *Cucurbita pepo* L., der Kürbis, wird häufig gezogen, so daß Material, das man in Alkohol konserviert, leicht zu haben ist.

27. *Polypodium vulgare* L., der gemeine Tüpfelfarn, ist fast überall in Deutschland häufig. Das ausgegrabene Rhizom kann frisch oder in Alkohol konserviert benutzt werden.

28. *Aristolochia siphon* L'Hérit., der Pfeifenstrauch, stammt aus dem südlichen Nordamerika, wird aber bei uns häufig in den Gärten zur Bekleidung von Lauben gezogen. Man benutzt zur Untersuchung die einjährigen 3—4 mm dicken Zweige, und, wenn man sie haben kann, auch die dicken Äste; man konserviert sie am besten in Alkohol.

29. *Sambucus nigra* L., der gemeine Hollunder, wird überall kultiviert, ist also leicht zu haben. Aber man benutzt am besten die einjährigen Triebe etwa Ende Juni, bevor sie ihr Wachstum abschließen; zu dieser Zeit kann man sie auch abschneiden und nach Entfernung der Blätter die einzelnen Internodien in Alkohol setzen, um sie jederzeit untersuchen zu können.

30. und 31. Tannenholz von *Abies pectinata* Lam., der Edeltanne, wie es der Schreiner braucht, ist geeignet zur Benutzung, wenn man sich vorher kleine vierkantige Stücke zurecht geschnitten hat, deren Ober- und Unterseite genau senkrecht zum Faserverlauf steht und deren eine Längsseite in der Richtung der Markstrahlen oder im Radius verläuft. Wegen des Fehlens der Harzgänge ist es besser als Fichten- oder Kiefernholz.

32. Man benutzt wieder eine der in 24 genannten *Iris*-Arten; die Wurzeln kann man jederzeit ausgraben und in frischem Zustande untersuchen, doch ist Alkoholmaterial ebenso geeignet.

33. *Ranunculus repens* L., der kriechende Hahnenfuß, ist bei uns an feuchten Stellen häufig, die Wurzeln sind jederzeit verwendbar.

34. Vergl. Nr. 11.

35. *Cordyline spec.* Diese auch unter dem Namen Dracaene häufig in den Gärtnereien gezogene Topfpflanze scheint mir besonders geeignet. Die echten *Dracaena*-Arten eignen sich weniger, besser die allgemein verbreitete *Aspidistra elatior* Blume (*Plectogyne variegata* Link), eine aus Japan stammende Blattpflanze. Man nimmt den Topf mit der Pflanze, kehrt ihn um, klopft den Topfrand etwas auf den Tisch, wodurch sich der ganze Erdballen lockert und mit der Pflanze herausgehoben werden kann. Der Ballen ist, falls die Pflanze nicht gerade frisch versetzt war, äußerlich von weißen Wurzeln überzogen, denen man die sichtbaren etwas gelblichen Spitzen ohne Schaden der wiedereinzusetzenden Pflanze abschneiden kann. Man muß sie dann aber gleich verarbeiten; höchstens darf man sie einige Stunden im Wasser aufbewahren, nicht aber in Alkohol konservieren, weil sie dann schrumpfen und schlecht zu schneiden sind.

36. Beim Rohrkolben (*Typha latifolia* L. oder *T. angustifolia* L.) brechen im Frühling (Mai-Juni) aus den Rhizomen neue Beiwurzeln hervor; wenn diese finger- bis spannenlang geworden sind, bilden sie Nebenwurzeln in akropetaler Folge, d. h. zuerst an der Basis, dann weiter nach der Spitze zu. Wenn die ersten Nebenwurzeln hervorgewachsen sind, ist es Zeit, die Wurzeln abzuschneiden und in Alkohol zu konservieren; besser ist es

freilich, wenn man das frische Material verarbeiten kann. *Typha* ist, wie manche andere Wasserpflanze, zur Untersuchung sehr geeignet, weil die Nebenwurzeln fast genau senkrecht zur Längsachse der Wurzel austreten, die ersteren somit auf dem Querschnitt der letzteren gerade längs geschnitten werden und nicht schief, wie es bei den meisten Erdwurzeln der Fall sein würde.

37. *Elodea*, vergl. 2.

38. *Syringa vulgaris* L. Flieder oder Syringe, ein sehr häufig gezogener, aus dem Orient stammender Zierstrauch. Die Knospen sind im Hochsommer bis Winter gut zur Verwendung, doch nur die schlankeren, nicht die dick angeschwollenen, da diese die Blütenanlagen für das neue Jahr enthalten. *Syringa persica* ist wegen der dünnen Knospen nicht so geeignet, kann aber auch, ebenso wie das Pfaffenhütchen, *Evonymus europaeus* L. oder *E. latifolius* Scop. benutzt werden.

39. *Oenothera grandiflora* Ait. und *Oe. suaveolens* Pers. werden als großblütige Nachtkerzen gern in Gärten gezogen. *Oe. biennis* L., die gemeine Nachtkerze, aus Virginien stammend, ist in Deutschland vielfach verwildert zu finden. Wenn die Pflanzen zur Blüte kommen, schneidet man die an den Enden der Triebe stehenden Knospenbüschel ab und legt sie in Alkohol; man hat dann Knospen in verschiedenen Entwicklungszuständen beisammen.

40. *Lilium candidum* L., die weiße Lilie, ist eine beliebte Garten- und Schnittblume. Überhaupt geben großblütige *Lilium*, *Fritillaria*-, *Tulipa*-Arten vor der Öffnung der Blüten gutes Material für Untersuchung der Antheren; auch die großblütigen *Datura*-Arten und *Paulownia imperialis* können verwendet werden. Es empfiehlt sich, in Alkohol konserviertes Material zu schneiden.

41. Die zuerst in 40 genannten Pflanzen, sowie

Amaryllis-Arten sind auch gute Objekte für Fruchtknoten- und Samenknochen-Untersuchung, ebenso *Yucca*-Arten. Man legt die Blüten oder Knospen in Alkohol, größere Fruchtknoten schneidet man vorher durch, damit der Alkohol schneller eindringt und besser fixiert.

42. *Aspidium Filix* Mas Sw., der männliche Schildfarn, findet sich bekanntlich im Walde. Die Blätter sind zur Untersuchung, resp. zum Einlegen in Alkohol geeignet, wenn die nierenförmigen Sori auf der Unterseite von dem grauen Schleier noch ganz bedeckt sind.

Asplenium Nidus L., ein großer Farn aus Ostasien, wird in den botanischen Gärten gezogen und man muß sich ihn von da verschaffen, wenn man so günstiges Material zur Untersuchung haben will. Auch muß das fertile Blatt im richtigen Entwicklungsstadium abgeschnitten werden, nämlich wenn die Sori gerade als feine braune Linien sichtbar zu werden anfangen. Das Material kann in Alkohol konserviert und lange aufbewahrt werden. Für geöffnete Sporangien kann man jede beliebige Polypodiacee verwenden.

43. Prothalliummaterial findet man reichlich in Gewächshäusern, in denen Farne gezogen werden, auf der Erde der Blumentöpfe. Soust erhält man es in einigen Wochen, wenn man einen Wedel mit reifen Sporangien (z. B. von einem *Asplenium*) auf einen feucht gehaltenen, mit einem Glassturz überdeckten Blumentopf legt.

44. *Polytrichum commune* L. ist ein Moos, das man im Walde häufig auf der Erde findet; im Frühling und Sommersanfang fallen die Antheridienstände durch die rotgelbe Farbe der blütenartig ausgebreiteten Endknospen an den Sprossen auf.

45. *Mnium punctatum* Hedw. ist ebenfalls häufig auf dem feuchten Boden des Waldes, in der Ebene und im

Gebirge, und an den schönen, breiten, eiförmigen Blättern kenntlich. Die Archegonienstände findet man im Frühling und bemerkt sie als dunkle Punkte mitten in der Blattrosette.

Von diesem Moose können auch die Antheridienstände ebenso gut wie die von *Polytrichum* untersucht werden, überhaupt kann man die Antheridien und Archegonien bei allen Laubmoosen ziemlich gleich gut benutzen, wenn man sie findet.

46. Zu diesem Präparat kann man ein beliebiges akrokarpes Laubmoos nehmen, z. B. *Funaria hygrometrica* Hedw., welches Moos im März zu sammeln ist. Da aber manche Moose erst im Herbst ihre Kapseln entwickeln, so findet man die Sporogonanlagen zu dieser Zeit ebenso gut wie im Frühjahr oder Sommer.

47. *Bryum (Webera) nutans* Schreb. oder eine andere Bryum-Art mit großen Kapseln ist für die Untersuchung zu empfehlen, auch die Kapsel von *Funaria hygrometrica* Hedw., dem gemeinen Drehmoos, kann verwendet werden.

48. Moosprotonemen findet man als hellgrüne gespinntartige Überzüge auf Blumentöpfen des Gewächshauses oder im Freien auf lehmigem, sonst nicht bewachsenem Boden, z. B. an Wegrändern im Walde; auch sieht man wohl junge Moospflänzchen daraus hervorsprossen.

49. *Fucus*, der Blasentang, ist an der Küste der Nordsee und Ostsee so häufig, daß man von dort immer Material beziehen kann; auch fruktifizieren die Pflanzen fast das ganze Jahr hindurch. Wenn sie gut in Seewasser verpackt werden, kann man das erhaltene Material in frischem Zustande untersuchen, andernfalls läßt man es gleich in Alkohol legen und bewahrt es darin auf. *Fucus platycarpus* Thur. (immer ohne Luftblasen) hat Oogonien und

Antheridien in denselben Konzeptakeln, *Fucus vesiculosus* L. (meist mit Luftblasen) ist zweihäusig.

50. *Batrachospermum moniliforme* Roth, die Froschlaichalge, findet man bisweilen in rasch fließenden Gebirgsbächen. Man kann auch Alkoholmaterial oder Herbarmaterial benutzen; letzteres, indem man einen Tropfen Wasser auf den Zweig bringt, den man ablösen will: die befeuchteten Teile quellen auf und die Zellen erhalten ihre natürliche Form wieder. Auf diese Weise kann man auch getrocknete Meeresfloridaen sehr gut zur mikroskopischen Untersuchung verwenden.

51. *Characeen*. Wenn man eine *Chara* oder *Nitella* in einem Bache gefunden hat, so pflanze man sie in einem großen Glasgefäß in schlammigen Boden ein, sie erhält sich hier jahrelang und bildet ihre Fruktifikationsorgane, von denen besonders die Antheridien als leuchtend rote Kügelchen auffallen. *Nitella* ist zur Untersuchung geeigneter als *Chara*, besonders zu empfehlen ist *Nitella gracilis* (Smith) Ag.

52. *Vaucheria*. Manche *Vaucheria*-Arten bilden große, grüne, watteartige Klumpen in Bächen oder Flüssen; sie lassen sich im Zimmer eine Zeitlang in flachen Gefäßen kultivieren, bilden hier häufig Schwärmsporen, manchmal auch Oogonien und Antheridien. *Vaucheria terrestris* Lyngb. findet man nicht selten mit Fruktifikationsorganen auf der Erde von Blumentöpfen im Gewächshaus; sie bildet hier ein dunkelgrünes Gespinnst.

53. *Spirogyra* spec. Diese Algen sind in fließenden und stehenden Gewässern sehr gemein und bilden gewöhnlich größere hellgrüne Watten, die sich schleimig anfassen. Fruktifizierende Spirogyren erkennt man daran, daß die hellgrünen Massen ein eigentümlich krauses, verworrenes Ansehen bekommen.

54. Grünalgen. Das aus einem Fluß, Graben oder

Teich geholte Material von grünen Fadensträngen und grünen schleimigen Massen kann man auch in einer flachen, mit einer Glasplatte lose zugedeckten Schale sich weiter entwickeln lassen.

55. *Diatomeen* sind äußerlich bemerkbar als braune Massen, die Überzüge an anderen Wasserpflanzen oder Steinen bilden; wenigstens wird gewöhnlich die braune Farbe von ihnen hervorgerufen. Man findet sie wohl in jeder Wasseransammlung.

56. *Cyanophyceen*. Blaugrüne Algen findet man auch nach der äußerlich sichtbaren Farbe, z. B. in den Ableitungen der Schmutzwässer, in wasserarmen Gräben, auch auf feuchter Erde oder an feuchten Wänden und auf Blumentöpfen im Gewächshaus.

57. *Bacterien* findet man in jedem Gefäß mit faulendem Wasser oder in stinkenden Gräben und dergl.

58. *Mucor*. Zur Züchtung des Köpfchenschimmels legt man ein durchfeuchtetes Stückchen Schwarzbrot auf feuchtes Fließpapier und hält es durch eine darübergestürzte Glasglocke feucht. Nach vier bis sechs Tagen ist eine üppige Kultur von Schimmel entstanden, der weiße Fäden mit schwarzen Punkten am Ende besitzt. Gewöhnlich erscheint auch der zierliche *Mucor stolonifer* Ehrb., auf den sich die Angaben im Texte beziehen.

59. *Botrytis*. Zu jeder Jahreszeit findet man an absterbenden oder abgestorbenen Pflanzenteilen, häufig auch an Topfpflanzen im Gewächshaus, graue Schimmelrasen, die vom gemeinen Traubenschimmel, *Botrytis cinerea* Pers., gebildet werden. Dieser Pilz soll als Konidienfruchtform zu der höheren, als *Peziza Fuckeliana* de By. bezeichneten Fruchtform, einem Ascomyceten, gehören.

60. *Peziza acetabulum* L. oder eine andere *Peziza*-Art z. B. *P. leporina* Batsch, wie man sie in Wäldern auf

der Erde findet, eignet sich gut zur Untersuchung; erstere bildet etwa 5 cm breite braune Becher, letztere hat annähernd die Gestalt eines Hasenohres und ist 5 bis 8 cm hoch. Man bewahrt das gesammelte Material in Alkohol auf.

61. *Agaricus (Psalliota) campestris* L., der Champignon, ist ein sehr bekannter, auf Wiesen und in Gärten häufiger Pilz, der auch käuflich zu haben ist. Am besten zum Schneiden eignet sich das frische Material, da man aber nicht sicher ist, es sich immer verschaffen zu können, wann man es braucht, so hebe man sich auch welches in Alkohol auf.

62. Von den *Rostpilzen* mit verschiedenen Generationen ist am bekanntesten der Getreide- oder Berberitzenrost. Da man aber das *Accidium Berberidis* Pers. nicht so häufig findet, kann man dafür das sehr häufige *Accidium Euphorbiae* Pers. nehmen, dessen Vorhandensein sich durch die bekannte Deformation an *Euphorbia Cyparissias* L. verrät: die Sprosse sind blütenlos und haben lauter kurze ovale bleichgrüne Blättchen, deren Unterseite mit rotgelben Punkten besetzt ist. Es gehört nach Schröter zu *Uromyces Pisi* (Pers.) De By.

Puccinia graminis Pers. erkennt man an den rostfarbenen linearen Flecken auf den Getreideblättern und Halmen und auf verschiedenen anderen Gräsern. Hiervon bekommt man zunächst die Uredo-Sporen. Die Puccinia- oder Telento-Sporen treten später im Jahre, zur Reifezeit der Halmfrucht, als schwärzliche Flecken an Stelle der rostfarbenen auf.

63. *Sticta pulmonacea* Ach., die Lungenflechte, findet sich nicht selten an alten Buchen und Eichen in Gebirgswäldern und ist durch den großen lederartigen, buchtig-gelappten und netzförmig grubigen Thallus kenntlich. Da man ebensogut Herbar-Material benutzen kann, wird man

sich die Flechte wohl verschaffen können, auch wo sie nicht vorkommt.

64. *Collema pulposum* Bernh., die gemeine Gallertflechte, hat einen im feuchten Zustande gallertartigen, schwarzgrünen Thallus und ist auf feuchter Erde, feuchten Felsen und Mauern nicht selten. Im übrigen gilt über das Material das bei 63 Gesagte, nur muß man hier fruktifizierende Exemplare haben.

III. Allgemeine Regeln für das Mikroskopieren. Herstellung der Dauerpräparate.

Zum Mikroskopieren nehme man einen einfachen feststehenden Tisch, dessen Platte nicht gestrichen, sondern höchstens gebeizt ist, und stelle ihn an ein Nordfenster oder wenigstens ein solches Fenster, das während des Mikroskopierens kein direktes Sonnenlicht erhält. Vor dem Sitzplatz hat man das Mikroskop stehen, links den Kasten mit den Utensilien (siehe Anm. S. 2), rechts das Material zum Zeichnen, weiter vorn nach dem Fenster zu stehen die Reagentien und Wassergläser. Den Mikroskopkasten stellt man beiseite, nachdem man ihm die noch zu benutzenden Objektive und Okulare entnommen hat, die man unter einem Glassturz vor dem Mikroskop aufstellt. Die Höhe von Tisch und Sitz muß so eingerichtet werden, daß man beim Sitzen bequem in das Mikroskop sehen kann, da man beim ruhigen Sitzen viel besser beobachten kann, als beim Stehen. Man richte zunächst den Spiegel am Mikroskop so, daß man das Gesichtsfeld so hell wie möglich hat und lasse dann das Instrument während der ganzen Übung unverrückt so stehen.

Das erste, was man beim Mikroskopieren zu lernen hat, ist: mit dem linken Auge in das Mikroskop zu sehen

und das rechte dabei offen zu behalten, und es wird auch in kurzer Zeit gelingen, das offene rechte Auge während der Beobachtung ganz auszuschalten. Diese Regel ist so wichtig, weil bei ihrer Befolgung die Augen viel weniger angestrengt werden. Das linke Auge benutze man deswegen, damit man das rechte der Zeichnung und den Notizen zuwenden kann, ohne den Kopf zu bewegen; man lernt dann bald, abwechselnd mit dem linken Auge in das Mikroskop, mit dem rechten auf das Papier zu sehen, also gleichzeitig zu zeichnen und zu beobachten. Die linke Hand hat man dabei immer an der Mikrometerschraube, die rechte zum Verschieben des Objektträgers auf dem Objektisch oder zum Zeichnen oder Schreiben bereit. Linkshändige mögen natürlich umgekehrt verfahren.

Als allgemeine Regel merke man ferner, daß man immer mit der schwächsten Vergrößerung anfängt zu untersuchen und dann mit den stärkeren Vergrößerungen soweit geht, bis man das sieht, was man zu sehen wünscht. Mit der schwächeren Vergrößerung verschafft man sich eine Übersicht und sucht sich die Stelle aus, die günstig für die stärkere Vergrößerung erscheint. Letztere wird natürlich erzielt durch die stärkeren Objektive; von den Okularen benutzt man, auch zur Schonung der Augen, regelmäßig das schwache und das starke nur dann, wenn man sehr kleine Objekte, z. B. Bakterien oder Spermatozooiden, etwas größer sehen will. Hat man die Objektive nicht an einem Revolver befestigt, so ziehe man beim Auswechseln derselben den Tubus nicht aus seiner Hülse, sondern ziehe ihn nur etwas in die Höhe und schraube so die Objektive ab und an; durch das häufige Herausziehen des Tubus wird nämlich die Hülse leicht etwas schief und dann ist das Instrument nicht mehr genau zentriert; auch fällt beim Herausziehen des Tubus leicht etwas Schmutz

aus dem Innern der Röhre auf das darunter liegende Präparat.

Wenn das mikroskopische Bild etwas verschleiert oder undeutlich erscheint, so untersuche man genau die Oberfläche der Objektiv- und Okularlinsen und wische sie mit einem ganz weichen Tuch und feinem Leder ab. Denn unbemerkt können diese Linsen durch Berührung mit dem Finger getrübt worden sein oder trotz aller Vorsicht kann das Objektiv unten naß geworden sein.

Die Herstellung der Präparate wird im Text (Kap. IV) beschrieben; im allgemeinen gilt hier noch, daß man in allen Dingen peinlichste Sauberkeit anwendet. Nicht nur das Mikroskop muß man immer blank und rein halten, vor Flüssigkeiten und Staub bewahren, sondern auch alle anderen Utensilien müssen sorgfältig sauber gehalten sein. Objektträger und Deckgläschen besonders müssen spiegelblank geputzt sein, denn natürlich wird auch jede Unreinlichkeit unter dem Mikroskop in dem der angewandten Vergrößerung entsprechenden Maße vergrößert. Das geputzte Deckgläschen fasse man niemals an der Fläche mit den Fingern an, weil auch die sauberste Haut immer etwas fettig ist, sondern halte es an den Rändern; man lege es sorgfältig auf, so daß kein Wasser auf seine obere Seite kommt, und ist dies doch geschehen, so wische man das Wasser nicht vom aufliegenden Deckgläschen ab, sondern nehme dies wieder herunter und putze es von neuem. Da wir meistens die Schnitte in Wasser legen, so gewöhne man sich, vor dem Schneiden einen sauberen Objektträger*)

*) Der Objektträger liegt zweckmäßiger auf weißem oder schwarzem Untergrund (je nach der Beschaffenheit des Präparates) als auf dem indifferent gefärbten Holze, damit man die Schnitte besser sehen kann. Stücke von weißem oder schwarzem Glas oder eine halb weiße, halb schwarze Porzellanplatte, wie sie so käuflich ist, sind zu empfehlen.

und auf diesem einen Tropfen Wasser bereit zu halten. Man kann auch den Schnitt gleich auf dem Rasiermesser mit Wasser befeuchten, damit er nicht austrocknet und sich besser mit der Nadel auf den Objektträger schieben läßt. Dies gilt besonders für Schnitte, die aus Alkoholmaterial hergestellt sind, denn aus einer so dünnen Scheibe verdunstet der Alkohol natürlich im Augenblick und es dringen störende und schwer wieder auszutreibende Luftblasen ein. Das Rasiermesser muß, bevor man zur Untersuchung des Schnittes übergeht, sofort abgewischt und möglichst gesäubert werden; man erhält es sich so viel länger scharf und gebrauchsfähig. Über das Schärfen des Messers vergl. I, 4.

Die Behandlungsweise der Schnitte und die Methode der Untersuchung und Beobachtung sind im speziellen Teil (Kap. IV) angegeben, hier sei nur noch auf die Wichtigkeit des Zeichnens verwiesen. Es ist nicht so wichtig, daß man später ein Bild von dem beobachteten Präparat hat, sondern die Bedeutung des Zeichnens liegt vielmehr darin, daß man durch das Bestreben, das Gesehene zu reproduzieren, gezwungen wird, sich das Präparat viel genauer anzusehen, als man es sonst tun würde. Man entdeckt sozusagen viele Einzelheiten erst, während man abzeichnet, und wenn man recht sorgfältig und naturgetreu abgezeichnet hat, so macht man sich auf dem Bilde manche Verhältnisse viel leichter klar als im mikroskopischen Gesichtsfeld. Man unterlasse darum bei keinem Präparat, auch wenn es im Text nicht speziell erwähnt ist, das Abzeichnen und glaube nicht, daß ein besonderes Zeichentalent notwendig sei, um eine Abbildung herzustellen. Denn es handelt sich hier um einfache Flächenbilder und einfache Figuren, Rechtecke, Kreise und ähnliche, die jeder leicht zeichnen kann, wenn er sie richtig erkannt hat.

Es handelt sich also um das richtige Sehen, d. h. man muß sich klar machen, welche Figur z. B. eine Zelle hat, ob sie rund oder eckig ist, in welcher Richtung der größere Durchmesser liegt, in welcher Weise sie an die benachbarten Zellen angrenzt; hierzu vergleiche man auch die im 12. Präparat gegebene Anleitung. Gewöhnlich wird man zwei Zeichnungen ausführen: eine, die zur Übersicht über das ganze Präparat dient, und eine, die den wichtigen Teil noch genauer und stärker vergrößert darstellt. Man zeichne nicht mehr, z. B. nicht mehr Zellen, als notwendig ist, um das Charakteristische auszudrücken, dieses aber möglichst genau. Besonders lege man die Zeichnung nicht zu klein an und zeichne nicht, in kleine Umrißfiguren noch kleine Zellen hinein. Zu empfehlen ist, daß man das Papier im Format eines gewöhnlichen Quartheftes verwendet (vergl. I, 17) und jedem Präparat mindestens eine Seite widmet. Dann wird man auch Platz haben, um die nötigen Notizen und Erklärungen anzubringen, da man nicht versäumen darf, den Namen der Pflanze, von der das Objekt stammt, das, was man besonders davon sehen soll, die Bezeichnung der einzelnen Teile, Gewebeschichten, Inhaltskörper der Zellen usw. anzugeben (vergl. die Tafel). Bei Beobachtung dieser Regeln für das Zeichnen und Notieren wird man einen viel größeren Nutzen von den Übungen haben, als wenn man das eine oder andere oder gar beides unterläßt.

Die Herstellung von Dauerpräparaten wird nicht nur für manche von praktischem Nutzen sein, sondern empfiehlt sich schon deswegen, weil man sich bei der Absicht, die Präparate aufzubewahren, eher bemühen wird, dieselben recht elegant herzustellen. Abgesehen von den ersten 3 Präparaten (IV, 1 bis 3), die sich natürlich überhaupt nicht aufbewahren lassen, weil wir an ihnen das lebende Plasma untersuchen, ist in den meisten Fällen

Glyzerin das einfachste und beste Aufbewahrungsmittel. Man soll indessen die Schnitte, wenn sie in Wasser liegen, nicht direkt ins Glyzerin übertragen, weil sonst leicht Schrumpfungen eintreten, sondern man setzt am Rande des Deckgläschens, resp. des Wassertropfens einen Tropfen Glyzerin zu, so daß dieses sich allmählich mit dem Wasser mischt; das Wasser verdunstet dann und schließlich bleibt ziemlich reines Glyzerin übrig. In diesem können nun auch die Schnitte wochenlang liegen bleiben, wenn die Präparate an einem staubgeschützten Ort, etwa in einem flachen Kasten aufbewahrt werden, und man kann so eine größere Anzahl von Präparaten zusammen kommen lassen, bis man Zeit hat, sie einzuschließen. Besonders bei Schnitten, die aus frischem Material hergestellt sind, ist es überhaupt besser, sie längere Zeit, mehrere Tage, in öfters gewechseltem Glyzerin liegen zu lassen, damit nicht im Dauerpräparat zu viel störende Veränderungen, zu denen hauptsächlich die Ausscheidung kleiner Tröpfchen gehört, nachträglich eintreten. Dies geschieht auch leicht bei Schnitten, die mit Kalilauge behandelt waren, deshalb müssen solche solange ausgewaschen werden, bis alle Kalilauge entfernt ist oder als entfernt angenommen werden kann. Trotzdem zeigt sich dann in einzelnen Fällen noch eine nachteilige Einwirkung des Glyzerins, sodaß z. B. der Vegetationspunkt von *Elodea* (IV, 38) darin ganz undurchsichtig wird. Für solche Fälle müssen noch andere Methoden der Behandlung angewandt werden, auf die wir hier nicht eingehen können. Man wird eben dann auf das Dauerpräparat zunächst verzichten, wie man auch auf die Konservierung der mit Jodlösung und den meisten Farbstoffen erhaltenen Färbungen bei Anwendung des Glyzerins verzichten muß.

Um nun ein solches Dauerpräparat in Glyzerin herzu-

stellen, verfährt man folgendermaßen. Man macht zunächst einen der Größe des Deckgläschens entsprechenden Lackrand auf dem Objektträger, indem man, um das Maß zu haben, das Deckgläschen unter den Objektträger legt und den Lack (Masken- oder Asphaltlack) mit einem Pinsel über die vier Seitenränder des Deckgläschens streicht, so daß er 2 mm nach innen und 2 mm nach außen über diese Linien geht. Ins Innere dieses Rahmens, den man recht gleichmäßig hoch zieht, bringt man einen Tropfen Glycerin, der den Lack nicht berühren darf, und überträgt nun mit dem feinen Skalpell oder der Nadel den Schnitt (oder das einzuschließende Objekt überhaupt) in den Tropfen. Diesen zieht man nun mit der Nadel noch in die Ecken des Rahmens aus, aber immer so, daß er den Lack nicht berührt. Wenn dies nämlich geschieht, so bildet sich, wenigstens bei Asphaltlack, sofort ein braunes Häutchen über das Glycerin und man muß froh sein, wenn man den Schnitt noch unter dem Häutchen hervorholen und retten kann; den Objektträger wirft man gleich in das Wasserglas, um ihn später zu reinigen. Hat man nun den Tropfen ausgezogen und seine Ränder möglichst dem Lackrand genähert, so prüft man das Präparat noch einmal bei schwacher Vergrößerung, ob es in Ordnung ist, ob z. B., wenn mehrere Schnitte darin sind, sich nicht einer über den andern geschoben hat, und korrigiert die Fehler mit der Nadel. Dann visiert man über den Glycerintropfen hin und schätzt ab, ob er beim Auflegen des Deckgläschens den Rahmen gerade ausfüllen wird: demgemäß fügt man noch etwas Glycerin hinzu oder nimmt davon weg in kleinen Tröpfchen, die am Skalpell hängen bleiben. Jetzt setzt man den einen Rand des Deckgläschens leicht auf die Mitte des linken Lackrandes und läßt es langsam niedersinken. Man helfe nicht weiter nach, etwa durch Auftupfen mit der Nadel, sondern

lasse das Präparat ruhig liegen; sind Luftblasen mit eingeschlossen worden, so treten sie vielleicht von selbst aus, oder sie bleiben unschädlich am Rande. Schlimmer ist es, wenn zuviel Glycerin vorhanden war und das überflüssige unter dem Deckgläschen hervorquillt; man wartet dann, bis der Lack fest geworden ist, und saugt es vorsichtig mit feuchtem Fließpapier auf. Die Präparate läßt man immer ruhig liegen, bis der Lack fest geworden ist, und zieht dann einen zweiten Lackrahmen darüber, dessen innere Grenze mit der des ersten zusammenfällt, dessen äußere aber noch um ein wenig über die des ersten übergreift. Ist nun auch dieser Lack trocken, so soll das Präparat unveränderlich bleiben; man wundere sich aber nicht, wenn doch später einmal durch Risse im Lack die Flüssigkeit austritt und das Präparat austrocknet; darum sehe man anfangs die Präparate manchmal wieder nach und bessere etwa auftretende schadhafte Stellen aus*).

Das Einschließen in Canadabalsam empfiehlt sich nur für Schnitte, die eine vollständige Entwässerung vertragen und gefärbt sind. Die ungefärbten Zellwände verschwinden nämlich beinahe in diesem Einschlußmittel, weil es einen ganz ähnlichen Brechungsindex besitzt. Querschnitte durch Stämme, Wurzeln und dergl. aber lassen sich gut färben und in Canadabalsam aufbewahren; wenn sie nicht aus Alkoholmaterial hergestellt sind, so läßt man sie eine Zeitlang in Alkohol liegen. Zum Färben empfiehlt sich für

*) Das Einschließen in die bekannte Glycerin-Gelatine empfehle ich nicht, da sie mir mehr Nachteile als Vorteile zu haben scheint. Besonders hat sie den Nachteil, daß sie sich beim Trocknen zusammenzieht, dabei das Deckgläschen an den Objektträger drückt und zarte nicht ganz dünne Präparate quetscht. Auch kann man den Lackrand über dem Deckgläschen nicht entbehren, weil sonst Risse und Blasen in der Masse auftreten.

den Anfänger Saffranin- oder Fuchsinlösung, von der man einige Tropfen in ein flaches Schälchen bringt, das einen breiten glatten Rand hat, durch eine aufgelegte Glasscheibe also gut geschlossen werden kann. In dieser Lösung läßt man die Schnitte eine längere Zeit, etwa über Nacht, liegen. Dann werden sie mit Alkohol ausgewaschen, indem man sie auf den Objektträger bringt und immer tropfenweise Alkohol zugibt, bis dieser keinen Farbstoff mehr auszieht. Bleiben sie noch zu dunkel, was man unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrößerung kontrolliert, so müssen sie einige Zeit in Alkohol liegen bleiben. Zuletzt nimmt man statt des gewöhnlichen Alkohols konzentrierten. Auf die alkoholfuchten Schnitte wird ein Tropfen Nelkenöl getan und hierin bleiben sie 5 bis 10 Minuten, wobei darauf zu achten ist, daß sie nicht auf dem Nelkenöl obenauf schwimmen, sondern darin gut untergetaucht sind. Das überflüssige Nelkenöl wird dann mit etwas Fließpapier aufgenommen, auf die mit Nelkenöl durchtränkten Schnitte ein genügend großer Tropfen Canadabalsam gegeben und das Deckgläschen langsam und vorsichtig aufgelegt. Ist trotzdem ein Schnitt zu sehr an den Rand oder über einen anderen geraten, so kann man mit einem Haab zwischen Objektträger und Deckgläschen in den noch flüssigen Balsam fahren und den Schnitt zurechtrücken. Sobald der Canadabalsam erstarrt ist, darf das Präparat als fertig gelten und hat gegenüber einem Glycerindauerpräparat den Vorteil, daß nachträgliche Veränderungen nicht mehr eintreten. Andererseits entspricht das Glycerinpräparat mehr dem natürlichen Aussehen; in ihm läßt sich auch die grüne Farbe des Chlorophylls konservieren. Der Anfänger und derjenige, der kein Mikrotom benutzt, wird für gewöhnlich besser tun, seine Präparate in Glycerin einzuschließen; in manchen Fällen kann er ja

ein ungefärbtes Glycerin- und ein gefärbtes Canadabalsam-Präparat machen.

Das fertige Präparat muß nun noch etikettiert werden. Für die Etiketten ist noch zu beiden Seiten des aufgeklebten Deckgläschens Platz; liegt der Objektträger aufrecht vor uns, so schreiben wir auf die obere Etikette

den Namen der Pflanze, auf die untere die Bezeichnung des Präparates nebst Datum (Fig. 1). Statt einfacher Papieretiketten nimmt man besser Pappstückchen von entsprechender Größe und 1 bis 2 mm Dicke, sogenannte Schutzleisten, bei deren Anwendung man auch die Präparate übereinander legen kann. Zum Ankitten dieser Pappstückchen bedient man sich des unter dem Namen „Syndeticon“ bekannten Universalkittes.

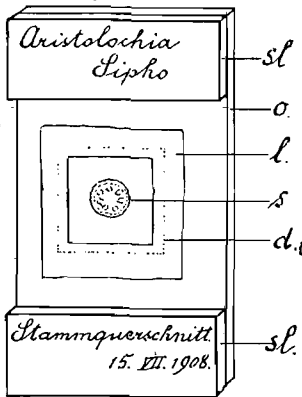


Fig. 1. Ein fertiges Dauerpräparat. o. der Objektträger, d. das Deckgläschen, s. der Schnitt, l. der Lackrand, sl. die zugleich als Etiketten dienenden Schutzleisten.

Zum Aufbewahren der signierten Dauerpräparate dienen am besten Papprahmen, die man folgendermaßen herstellt oder herstellen läßt: auf eine

viereckige Pappe von 19 : 31 cm klebt man ringsum 1 cm breite, 2 mm hohe Pappleisten auf und zwei Pappleisten zieht man der Länge nach durch, so daß drei Reihen entstehen, in denen je zehn Präparate Platz haben. An diese Papprahmen kann man auf der einen Längsseite mit Leinwand einen Deckel befestigen, um die Präparate vor Staub zu schützen. Will man sich aber eine größere Präparatensammlung anlegen, so ist es besser, sich Pappkästchen

anfertigen zu lassen, in denen etwa zehn solcher Papprahmen (natürlich ohne Deckel) Platz finden. Die Kästen haben einen gutschließenden, zurückschlagbaren Deckel und auch ihre vordere Wand kann zurückgeschlagen werden, damit sich die Papprahmen herausnehmen lassen. Künftig sind verschiedenartige Kästen zum Aufbewahren der Dauerpräparate zu haben, für die Glycerinpräparate empfehlen sich aber nur solche, bei denen die Objektträger liegen und nicht auf der Kante stehen.

IV. Herstellung und Untersuchung der einzelnen Präparate.

1. Präparat: Die Zelle mit Protoplasma, Zellkern, Membran, Zellsaft.

Man schneidet ein Stück von einem noch frischen, kräftigen Blatte der *Tradescantia discolor* (II, 1) ab, macht auf der Unterseite, wo die Färbung recht rot ist, einen feinen Einschnitt mit dem Rasiermesser, so daß man mit der Pinzette den Rand am Einschnitt fassen kann, und zieht ein möglichst dünnes Stück ab. Dieses legt man so, daß die ursprünglich freie Seite oben ist, in den Wassertropfen auf dem Objektträger und bedeckt es mit dem Deckgläschen. Man sieht jetzt an günstigen Stellen nur eine Zellschicht, die Epidermis. Deren Zellen stoßen mit ihren Wänden dicht aneinander, der Zellinhalt erscheint bei den meisten gleichmäßig rot. Die rote Färbung rührt daher, daß der Zellsaft durch Anthocyan rot gefärbt ist und als große Vakuole (Zellsaftblase) fast den ganzen Raum der Zelle einnimmt. Das Protoplasma kleidet nur als ein dünner, stellenweise in den Ecken erkennbarer Belag (Primordialschlauch der älteren Autoren) die Zellmembran innen aus und enthält an irgend einer Stelle

den Zellkern, der gewöhnlich von ganz kleinen Körnchen, den Leukoplasten, umgeben ist. Er erscheint entweder wandständig und ist dann offenbar im Protoplasma eingeschlossen, oder es hat den Anschein, als ob er im Zellsaft läge, wenn er sich nämlich in dem äußeren oder inneren protoplasmatischen Wandbelag befindet und einer dem Deckgläschen parallelen Wand der Zelle anliegt.

Um das Protoplasma nachzuweisen, lassen wir es sich von der Wand abheben, lassen Plasmolyse eintreten.

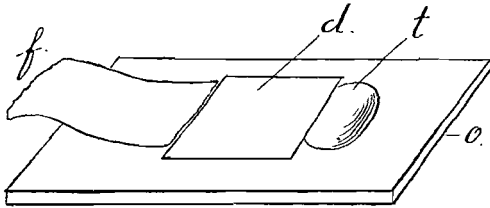


Fig. 2. o. Objektträger, d. Deckgläschen, t. Tropfen,
f. Fließpapierstreifen.

Dazu setzen wir an den einen Rand des Deckgläschens einen Tropfen Salpeterlösung (I, 16, VII) und saugen an dem anderen Rand mit einem Stückchen Fließpapier das Wasser auf, damit es durch die Salpeterlösung verdrängt wird (Fig. 2). Die letztere dringt auch durch die Zellwände, aber nicht durch das Protoplasma, durch das nur Wasser aus dem Zellsaft in die Lösung diffundiert. In dem Maße nun, als der Zellsaft abnimmt und konzentrierter wird, sehen wir den roten Inhalt, d. h. das Protoplasma mit dem eingeschlossenen Zellsaft, sich von der Zellwand abheben und zwar gewöhnlich zuerst in den Ecken; schließlich sehen wir nur das Gerüste der Zellwände und in jeder Zelle einen dunkelroten, fast kreisförmigen Ballen, der wohl auch durch farblose Protoplasmafäden mit der

Zellwand in Verbindung steht. Dabei ist darauf zu achten, daß der Zellkern immer mit dem Plasma geht und niemals außerhalb desselben liegen bleibt. Wenn wir jetzt Wasser zusetzen und die Salpeterlösung wegsaugen, ebenso wie wir vorher das Entgegengesetzte getan haben, so sehen wir die Zellen allmählich in den ursprünglichen Zustand zurückkehren. Von allem Gesehenen machen wir große deutliche Zeichnungen und schreiben die Namen zu den einzelnen Teilen.

2. Präparat: Plasmabewegung (-rotation).

Wir zupfen mit der Pinzette einige Blättchen der *Elodea canadensis* (II, 2) ab und achten dabei darauf, ob die Ober- oder Unterseite des Blättchens sich auf derjenigen Seite, der Pinzette befindet, auf der wir den Daumen halten, denn wir wollen das Blättchen so hinlegen, daß die Oberseite von dem Deckgläschen berührt wird. Das Blatt besteht nämlich nur aus 2 Zellschichten und die obere Schicht hat größere Zellen; der Mittelnerv allein ist mehrschichtig (Fig. 3). In den viereckigen Zellen fallen die zahlreichen Chlorophyllkörner auf, die sich nach einiger Zeit alle an den Wänden angeordnet haben; in einigen Zellen wird man auch den farblosen Zellkern zwischen den ihn sonst verdeckenden Chlorophyllkörnern wahrnehmen können. An deren Bewegung erkennt man auch die Plasmarotation; diese tritt zuerst ein in den langen schmalen Zellen neben dem Mittelnerven, erst nach längerem Liegen und bei genügender Wärme auch in den seitlichen, breiteren Zellen, wo sie noch

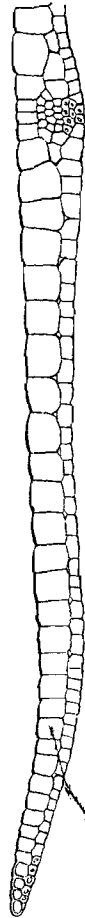


Fig. 3. Querschnitt durch das Blatt von *Elodea canadensis* (nach Schenck).

deutlicher zu sehen ist. Man verfolge den Weg der Körner und sehe zu, wie sie an einer Längswand hinaufgehen, an der Ecke umbiegen, an der kurzen Wand weitergehen und nach dem zweiten Umbiegen an der anderen Längswand hinabgehen usw., bis sie in die frühere Bahn zurückkehren: d. h. sie werden von dem strömenden Protoplasma in dieser Richtung bewegt. Die Richtung deuten wir in der Zeichnung durch Pfeile an. In benachbarten Zellen kann die Rotation gleich oder entgegengesetzt sein.

Will die Bewegung nicht recht vorwärtsgehen, und hat man keine Zeit, um das Präparat länger liegen zu lassen, so kann man über einer Spiritusflamme oder einem brennenden Streichholz den Objektträger gelinde erwärmen, dabei kontrolliere man aber die Erwärmung durch Berühren mit dem Finger.

3. Präparat: Plasmabewegung (-zirkulation).

Man zupft eine geöffnete Blüte von *Lamium maculatum* (II, 3) ab und schneidet mit dem Rasiermesser vom unteren Raude der Kronröhre her so lange dünne Stücke ab, bis man an die Stelle kommt, wo innen die Haare sitzen, was mit bloßem Auge oder der Lupe ganz gut zu sehen ist. Hier macht man einige recht dünne Schnitte und überträgt sie in Wasser. Beim Schneiden faßt man die Blüte mit nach unten gerichteter Oberlippe zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand, die man auf den Tisch aufstützt, das Rasiermesser ergreift man von oben und legt den Daumen fest an den stählernen Teil unterhalb der Schneide, das horizontal gehaltene Messer zieht man schräg von links nach rechts und nach dem Körper zu langsam durch das Objekt (Fig. 4). Die Schnitte durch die Kronröhre ergeben kleine, flachgedrückte Ringe, und da sich in den Ringelchen leicht Luft festsetzt,

so schneidet man sie vorsichtig mit der Spitze des Skalpell's auf, wenn sie auf dem Objektträger in Wasser liegen. Nach dem Auflegen des Deckgläschens untersucht man die großen einzelligen Haare, und zeichnet eines mit seinem Inhalt ab: Bei starker Vergrößerung nämlich sieht man in dem Haar einen wandständigen Plasma-schlauch und

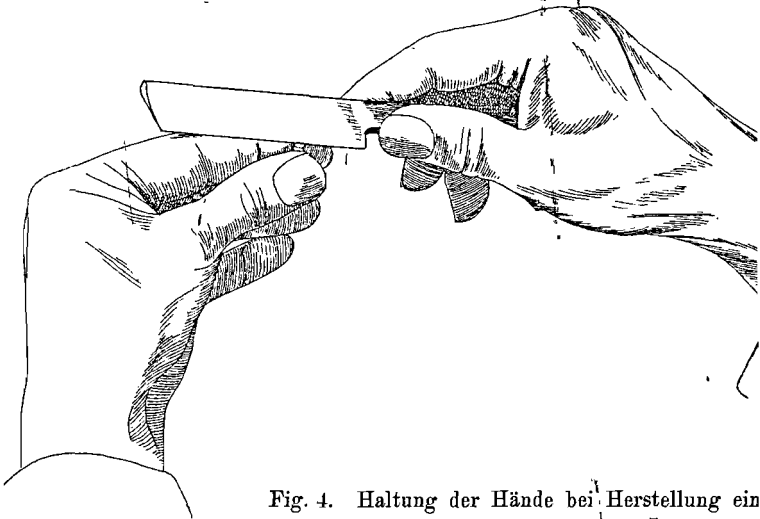


Fig. 4. Haltung der Hände bei Herstellung ein mikroskopischen Schnittes mit dem Rasiermesser

einzelne das Innere durchsetzende Plasmastränge sowie den Zellkern, der an der Wand oder in einer zentralen Plasmaanhäufung liegt. Besonders zu achten ist auf die feinen Körnchen in den Plasmasträngen, an deren Verschiebung man erkennt, daß das Plasma in Bewegung ist; diese ist aber nicht einfach und konstant, wie bei Elodea, sondern unbestimmt und wechselnd unter Veränderung der Konfiguration der Stränge, die es bildet. Neben den großen einzelligen Haaren treten kleine mehrzellige Köpfchenhaare auf, die uns hier nicht weiter interessieren.

4. Präparat: Stärkobil dung in den Chlorophyllkörnern.

Man macht auf die im vorigen Präparat angegebene Methode recht dünne Querschnitte durch den Stengel von *Pellionia Daveauana* (II, 4); dabei schneidet man, wie bei allen Querschnitten, senkrecht auf die Längsachse des Stengels. Bei der Untersuchung achtet man auf die chlorophyllführenden Zellen der Rinde: die äußersten Zellen enthalten meistens Chlorophyllkörner ohne Stärke, geht man über zu den weiter innen liegenden Zellen, so sieht man, wie den grünen Körnern weiße Körner anliegen, wie dann der weiße Bestandteil über den grünen überwiegt und wie schließlich dem großen weißen Stärkekorn das grüne Chlorophyllkorn, das jenes gebildet hat, nur noch schalenförmig aufsitzt. Viele der großen Stärkekörner zeigen auf der dem ansitzenden Chlorophyllkorn gegenüberliegenden Seite einen schwarzen Punkt oder Strich, der einen Sprung in der Substanz des Stärkekorns darstellt. Die verschiedenen Entwicklungszustände sind sorgfältig abzuzeichnen. Wir beobachten hier also die Stärkebildung, die in dem Prozeß der Assimilation vor sich geht, d. h. unter dem Einfluß des Lichtes durch die Tätigkeit der Chlorophyllkörner (Chromatophoren, Trophoplasten).

5. Präparat: Bau der Stärkekörner (in der Kartoffelknolle).

Wir schneiden ein Stück von einer Kartoffel mit dem Taschenmesser ab und machen an der Schnittstelle mit dem Rasiermesser einen kleinen (1 bis 2 mm großen) Schnitt in beliebiger Richtung. Zunächst sehen wir bei mittlerer Vergrößerung polygonale, dünnwandige Zellen, die mit Stärkekörnern vollgestopft sind, wir beobachten die verschiedene Größe*) und Form der Stärkekörner, von denen

*) Die Stärkekörner der Kartoffel gehören zu den größten, die in Pflanzen vorkommen.

die meisten einfach, oval, einige aus zwei oder drei Teilstücken zusammengesetzt sind. Mit stärkerer Vergrößerung sehen wir einzelne Körner genauer an, wozu sich besonders die neben dem Schnitt frei im Wasser liegenden eignen, und zeichnen, als gute Übung in dieser Kunst, die verschiedenen Formen in richtigem gegenseitigem Größenverhältnis ab. An solchen Körnern erkennen wir die Schichtung um den exzentrisch liegenden Kern des Stärkekorns, indem wir die Blende verengern und die Mikrometerschraube spielen lassen, und zeichnen auch dies ab. Darauf stellen wir folgende Reaktionen an (mittlere Vergrößerung):

1. Wir lassen einen Tropfen Jodlösung vom Rande des Deckgläschens dem Präparate zufließen mit Absaugen des Wassers durch Fließpapier an der anderen Seite (vergl. Fig. 2). Wir sehen im Mikroskop, wie mit dem Zutreten des Jods sich die Körner blau, dann dunkelviolett färben.

2. An einem neuen Präparat setzen wir in gleicher Weise statt Jodlösung Kalilauge zu (recht vorsichtig, damit keine Kalilauge auf das Deckglas und somit an die Linse des Objektivs gelangt); wir beobachten beim Hineinsehen in das Mikroskop, wie die Stärkekörner beim Zutritt der Kalilauge anschwellen, die Schichtung verlieren und dann fast unsichtbar werden. Wenn wir darauf die Kalilauge durch Wasser verdrängen und wieder Jod zusetzen, und zwar in solcher Menge, daß noch freies Jod übrig bleibt und nicht alles Jod sich mit dem noch vorhandenen Kali zu Jodkalium verbindet, so sehen wir die scheinbar verschwundenen Stärkekörner himmelblau gefärbt: sie sind also durch die Kalilauge nur verquollen, nicht aufgelöst, in derselben Weise, wie sie durch längere Einwirkung von heißem Wasser verändert werden (Kleisterbildung);

sie verändern also dabei ihre Form, werden größer und verlieren die Schichtung.

6. Präparat: Zusammengesetzte Stärkekörner und Proteinkörner im Haferkorn.

Wir schneiden ein Haferkorn (II, 6) mit dem Skalpell quer durch und machen mit dem Rasiermesser einen feinen Querschnitt, der auch die Schale mitnimmt. Unter den zusammengedrückten Zellen der Frucht- und Samenschale sehen wir sodann eine Schicht — stellenweise sind es zwei Schichten — von viereckigen Zellen, die mit kleinen Körnchen angefüllt sind: die sogenannte Kleberschicht des Getreidekornes; die Körnchen sind kleine Aleuronkörner. In den weiter innen liegenden Zellen, die größer, mehr in die Länge gestreckt und an den Ecken abgerundet sind, befinden sich die viel größeren, annähernd kugeligen Stärkekörner, von Protoplasmamassen umgeben. Neben dem Schnitt finden wir auch einzelne Stärkekörner, die besser erkennen lassen, daß sie aus einer größeren Anzahl von Teilen bestehen, und finden auch solche Körner, die durch die Präparation oder durch den Druck des Deckgläschens bereits in ihre Teile zerfallen sind: an beiden erkennen wir, daß die einzelnen Teile mit geraden Flächen aneinander grenzen. Wir zeichnen: 1. ein kleines Stück des Querschnittes, die Schale angedeutet, einige Zellen der Kleberschicht, einige Zellen mit Stärkekörnern, und 2. ein einzelnes zusammengesetztes Stärkekorn und daneben einzelne Bruchstücke. Darauf machen wir noch die Jodreaktion wie bei 5 und sehen, wie sich die Stärkekörner blau färben, die Kleberzellen, das aus Eiweiß bestehende Klebermehl, und das Protoplasma in den Stärke führenden Zellen dagegen gelb. Alle diese Stoffe sind hier als Reservematerial im Samen abgelagert.

7. Präparat: Aleuronkörner im Samen von Ricinus.

Wir entfernen die brüchige Schale des Samens (II, 7), schneiden den inneren Teil quer durch und machen einen kleinen, aber sehr dünnen Schnitt davon. Bevor wir schneiden, vermischen wir auf dem Objektträger einen Tropfen Wasser mit einem Tropfen Glycerin und in diese Mischung bringen wir die Schnitte gleich vom Messer aus. Bei schwächerer Vergrößerung sehen wir dünnwandige, polygonale, mit stärkeähnlichen Körpern angefüllte Zellen: die Zellen gehören dem Gewebe der Keimblätter an, die den Samen ziemlich ausfüllen, und haben Öl und Aleuronkörner als Reservematerial aufgespeichert. Die Aleuronkörner sind jene stärkeähnlichen Körper und müssen an der dünnsten Stelle des Schnittes mit möglichst starker Vergrößerung untersucht werden. Sie erscheinen ungefähr eiförmig und schließen zwei ziemlich gleich große Gebilde ein, so daß nur wenig Grundsubstanz daneben übrig bleibt. Das eine Gebilde ist rundlich und heißt deshalb Globoid; man hat ermittelt, daß es größtenteils aus Kalk und Magnesia, die an Phosphorsäure gebunden sind, besteht, aber auch einen eiweißartigen Körper damit verbunden enthält. Das andere Gebilde ist kantig begrenzt und erscheint als Vier-, Fünf- oder Sechseck; es heißt Kristalloid und besteht aus Eiweiß. Auch die Grundsubstanz besteht aus Eiweiß, aber in einer etwas anderen Modifikation als das Kristalloid, sie verquillt beim Einlegen des Schnittes in das mit Glycerin versetzte Wasser, so daß eben dadurch das Kristalloid hervortritt; man wird dieses nur in einzelnen Körnern deutlich sehen, dann aber, wenn man es einmal richtig erkannt hat, in anderen Körnern um so leichter wiederfinden. Außerhalb des Schnittes finden wir viele einzelne Kristalloide und Globoide, die nach Zersprengung der umhüllenden Substanz freigeworden sind. Legt man

den Schnitt in reines Wasser, so verquillt auch das Kristalloid und tritt das Öl, das sich nicht mit Wasser mischt, in kleineren und größeren Tropfen aus, die das Übrige kaum erkennen lassen. Beim Einlegen in reines Glycerin verquillt die Grundsubstanz nicht, darum hebt sich das Kristalloid nicht von ihr ab und wird nur das Globoid sichtbar.

8. Präparat: Einzelkristalle von oxalsaurem Kalk des quadratischen Systems.

Wir nehmen wieder ein Blatt von *Tradescantia discolor* (II, 1) und benutzen den unteren, dem Stengel nahen Teil. Nachdem wir, wie in Präparat 1, die Oberhaut auf der Unterseite entfernt haben, machen wir von dem darunter liegenden Blattgewebe mit dem Rasiermesser einen Schnitt parallel der Epidermis, so daß wir die grünen Zellen des Schwammparenchyms erhalten. In den Räumen zwischen ihnen ist oft die zurückbleibende Luft störend, weil die Luftblasen durch totale Reflexion des Lichtes einen breiten schwarzen Rand bilden; man entfernt die Luft, indem man den Schnitt mit einigen Tropfen Alkohol übergießt, den Alkohol aber ersetzt man dann wieder vor der mikroskopischen Beobachtung des Präparates durch Wasser. In den Zellen finden wir sehr schön ausgebildete Kristalle: teils Doppelpyramiden, die von oben gesehen als Quadrate mit zwei Diagonalen erscheinen, teils vierkantige Säulen mit aufgesetzten Pyramiden. Sie gehören dem quadratischen System an und kristallisieren mit sechs Molekülen Kristallwasser. Die vorkommenden Formen sind zu zeichnen, unter Beobachtung des richtigen Größenverhältnisses zwischen den Kristallen und der Zelle. — An demselben Präparat machen wir nacheinander folgende Reaktionen: beim Zusetzen von Essigsäure bleiben die

Kristalle unverändert, beim Zusetzen schwacher Salzsäure lösen sie sich auf, ohne daß, wie beim Auflösen von kohlen-saurem Kalk, Bläschen erscheinen, dagegen sieht man, wie die Kristalle von außen her angefressen werden (zeichnen!). Durch die Säure werden die Zellen getötet, der rote Farb-stoff, der durch sie nicht zerstört wird, färbt dann ge-legentlich die Zellkerne rot. Beim Zusetzen von Schwefel-säure (nach der Salzsäure) bilden sich, indem die Schwefelsäure aus der Chlorkalziumlösung Gips ausfällt, hie und da nadelförmige Kristalle, die sich in charakte-ristischer Weise zu kleinen Sternen vereinigen.

9. Präparat: Drusen von oxalsaurem Kalk.

Diese Form der Kristalle, die ebenfalls dem quadra-tischen System angehört, finden wir außerordentlich häufig im Gewebe der Dikotyledonen; von ihnen wählen wir zur Untersuchung *Begonia metallica* (II, 9) und machen einen Querschnitt durch den Blattstiel. In den größeren Zellen des Grundgewebes finden wir morgensternähnliche Körper, einzeln in je einer Zelle, und dieses sind die Drusen. Daß sie aus einer Kombination von einzelnen Kristallen bestehen, erkennen wir an manchen Exemplaren, die we-niger Spitzen zeigen und mehr würfelförmig erscheinen. Beim Zeichnen beachte man das bei Präparat 8 Gesagte. Auch die dort angegebenen Reaktionen könnten wir hier machen.

10. Präparat: Rhaphidenbündel.

Wir nehmen ein Stück vom Stamm der *Dracaena* (II, 10), schneiden die harte äußere Korkschiicht weg und machen einen tangentialen Längsschnitt durch die darunter liegende Rinde. In einzelnen Zellen, die größer sind als die anderen, liegen Bündel von Nadeln in einem durch-sichtigen Schleim eingebettet. Gelegentlich finden wir ein

Bündel, das durch das Messer getroffen und in seine Bestandteile auseinander gefallen ist: an diesem können wir die Gestalt der einzelnen nadelförmigen Kristalle besser erkennen. Die Nadeln oder Rhaphiden bestehen aus oxalsaurem Kalk, der aber mit zwei Molekülen Wasser im monoklinen System kristallisiert in Form langer Prismen mit schrägen Endflächen. Die Rhaphidenbündel kommen bei den Monokotyledonen häufiger vor als bei den Dikotyledonen, weshalb wir zur Untersuchung eine Pflanze der ersteren Abteilung gewählt haben. Wir zeichnen eine Zelle mit einem intakten Rhaphidenbündel nebst den angrenzenden Zellen und ein in seine Nadeln zerfallendes Bündel.

11. Präparat: Inulin und Milchsafft.

Wir machen von der Wurzel von *Sonchus palustris* (II, 11) in derselben Weise wie vom Dracänenstamm (Präparat 10) einen Schnitt, an dem uns große, weißglänzende, rundliche Massen und längsverlaufende braune Linien schon bei schwacher Vergrößerung auffallen: ersteres ist Inulin, letztere sind die Milchsafftgefäße. — Das Inulin, ein Kohlehydrat von der gleichen chemischen Formel wie die Stärke, ist in der lebenden Pflanze im Zellsaft gelöst gewesen und durch den Alkohol ausgefällt worden. Da nun durch den Alkohol auch das Protoplasma getötet wurde, die Inulinlösung sich also gleichmäßig durch dieses und die Zellwände verbreiten konnte, so kristallisiert es auch nicht in dem Vakuolenraum der Zellen aus, sondern die Kristallisation beginnt gewöhnlich an einer festen Zellwand und erstreckt sich in einigen Fällen durch mehrere Zellen hindurch. Die ausgefallten Massen haben eine bogige Begrenzung, konzentrische Schichtung und strahlige Struktur: sie bestehen aus feinen Nadeln, die vom Mittelpunkt nach der Peripherie strahlig angeordnet sind, und

werden deshalb Sphärokristalle genannt. Nachdem sie gezeichnet sind, wird der Objektträger mit dem in Wasser liegenden Schnitt über einem brennenden Streichholz erwärmt; untersuchen wir danach das Präparat wieder mikroskopisch, so finden wir, daß das Inulin ganz oder größtenteils verschwunden ist, und haben somit seine Löslichkeit in warmem Wasser nachgewiesen.

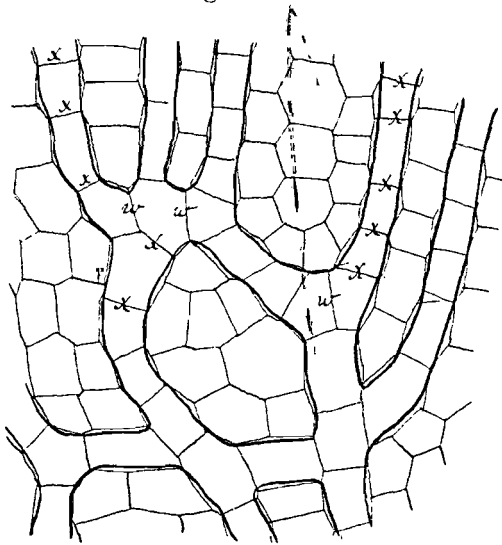


Fig. 5. Milchröhren in der Wurzel von *Sonchus palustris*.
etwas schematisiert; die resorbierten Querwände x und w sind
noch eingezeichnet.

Zugleich können wir jetzt die Milchsaftgefäße besser beobachten, denn deren durch den Alkohol zur Gerinnung gebrachter und braun gefärbter Inhalt löst sich beim Erwärmen nicht wieder auf. Die Milchröhren sind hier echte Gefäße, d. h. sie sind aus Reihen von Zellen entstanden durch Resorption der Querwände x (Fig. 5); die häufig

auftretenden Anastomosen entstehen ebenfalls durch Resorption der in dieser Richtung liegenden Wände *w*. Durch nachträgliche Verschiebung kann sich der Verlauf natürlich

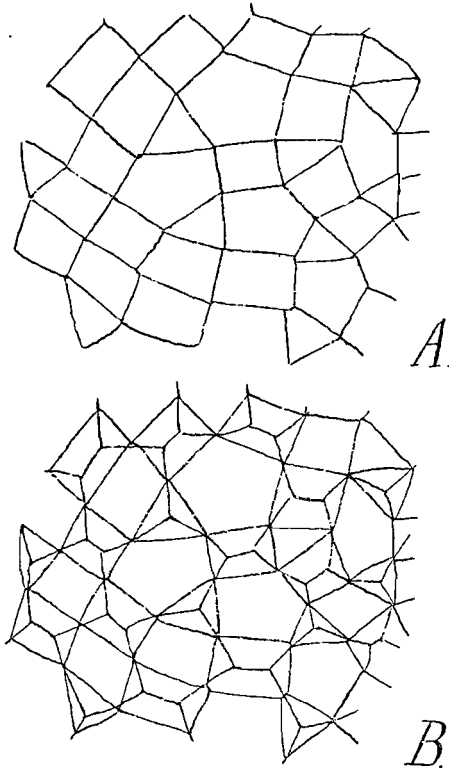


Fig. 6 A und B. Kollenchym. Erklärung im Text.

etwas ändern und es gilt, bei der anzufertigenden Zeichnung möglichst genau ein Stück des Gewebes mit Milchröhren zu kopieren.

12. Präparat: Kollenchym.

Der Querschnitt durch den Stengel von *Lamium maculatum* (II, 3) muß sehr dünn und gerade, d. h. genau

senkrecht auf die Längsachse geführt sein. Wenn er vollständig ist, so zeigt er eine viereckige, fast quadratische Begrenzung und in der Mitte einen Hohlraum; um diesen

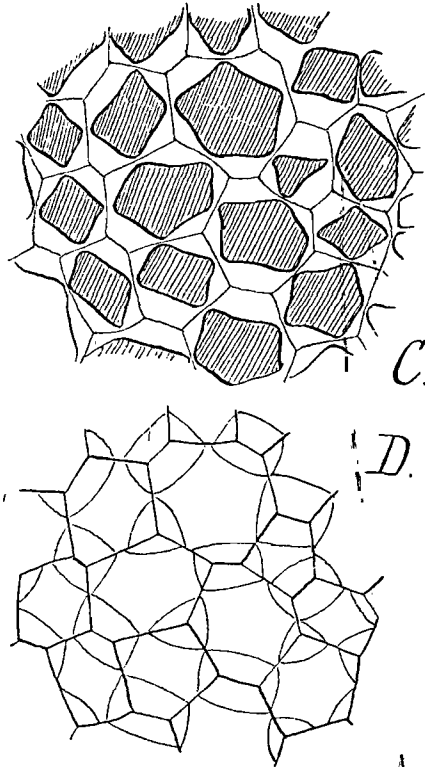


Fig. 6 C und D. Kollenchym. Erklärung im Text.

herum liegen die Gefäßbündel. Wir untersuchen nun das Gewebe, das ganz außen dicht unter der Epidermis in einer der vier Ecken liegt, denn nur hier finden wir das zur Aussteifung des Stengels dienende Kollenchymgewebe. Das charakteristische Aussehen des Kollenchyms auf dem

Querschnitt wird dadurch bewirkt, daß die Wände der Zellen ungleichmäßig verdickt sind und einen weißlichen Glanz haben, während die Zellräume, von den Wänden beschattet, dunkel erscheinen. Das Kollenchym genau abzuzeichnen erscheint anfangs ziemlich schwierig: man mache sich deshalb klar, daß die weißen Stellen Drei- oder Vierecke darstellen, die mit den Ecken aneinanderstoßen, wie Fig. 6 A zeigt; wir sehen auch in diesen Verdickungsmassen der Zellwände die Grenzlinien der Zellen verlaufen und tragen sie ein (Fig. 6 B). Wo drei Zellen zusammenstoßen, findet sich oft ein kleiner dreieckiger Zwickel, nämlich ein kleiner Interzellularraum. Die Fig. 6 B können wir noch etwas verbessern zu Fig. 6 C, und Fig. 6 D zeigt uns, wie die Verdickung entstanden ist, indem die ursprünglichen Wände mit starken Linien, die Grenzen der Verdickungsschichten mit schwächeren angegeben sind.

13. Präparat: Sklerenchymatisch verdickte Zellen.

Wir finden solche sehr schön ausgebildet im Blatt der Orchidee *Vanda gigantea* (II, 13). Um einen Querschnitt davon zu machen, klemmen wir ein Stück zwischen zwei Korkplättchen, die man mit dem Objekt zugleich durchschneidet. Man muß dabei nur darauf achten, daß die Schnittebene genau senkrecht durch die Blattfläche geht, also in der Linie *ab* (Fig. 7 A), nicht *cd*, *ef* oder dergl. und ebenso, daß die Messerschneide genau senkrecht zur Längsachse des Blattes steht, also in der Linie *gh* (Fig. 7 B), nicht *ik*, *lm* oder dergl. Der Schnitt muß sehr scharf geführt und dünn sein, braucht aber nicht durch das ganze Blattgewebe zu gehen, sondern nur die äußersten Schichten zu enthalten. Hat man eine gute Stelle gefunden, so sieht man eine Schicht Epidermiszellen, deren Außenwände gewölbt und stark verdickt sind, und unter der Epidermis

abwechselnd dickwandige und dünnwandige Zellen. Die ersteren, die durchschnittenen Sklerenchymfasern, zeigen sehr schön die Schichtung, d. h. feine Linien, die konzentrisch um die Begrenzung des Lumens verlaufen und, wie beim Stärkekorn der Kartoffel, besser hervortreten,

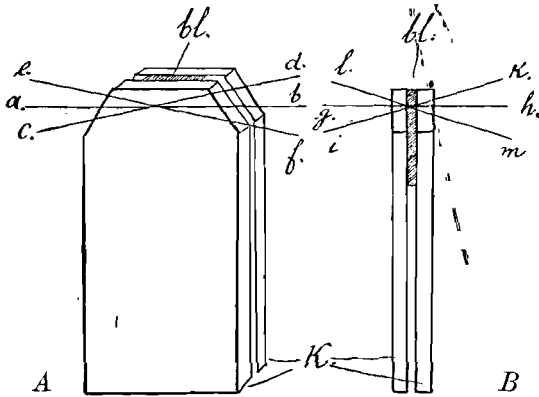


Fig. 7. Schneiden zwischen Kork. A Die beiden Korkplättchen *k* mit dem Blattstück *bl* dazwischen von vorn betrachtet, B dasselbe von der Seite.

wenn man die Mikrometerschraube etwas herauf- und herunterschraubt*).

Außerdem sieht man kräftigere Linien, eine oder zwei in einer Zelle, die vom Zellenlumen quer durch die Schichtung zum äußeren Rand der Zelle verlaufen: es sind die Porenkanäle, d. h. die Stellen, an denen die Membranen unverdickt geblieben sind. Man beachte, daß die Porenkanäle in zwei benachbarten Zellen genau aufeinander treffen,

*) Nicht damit zu verwechseln ist eine quer über die ganze Zelle gehende Strichelung, die man freilich nur dann beobachtet, wenn der Schnitt nicht scharf und glatt ist, sondern diese dickwandigen Faserzellen mehr durchrissen als durchschnitten sind.

denn gerade dadurch wird die Kommunikation zwischen den Zellen erleichtert.

Setzen wir einen Tropfen Jodlösung hinzu, so bekommen wir eine schöne gelbbraune Färbung der verdickten Zellwände, die sich damit als verholzt zu erkennen geben. Von den andern Zellwänden färben sich die meisten nicht, nur die Außenwand der Epidermiszellen wird außen gelblich, innen bräunlich gefärbt. Stärke in den Zellen wird natürlich schwarzblau.

14. Präparat: Die Cuticula.

Wir machen einen dünnen Querschnitt durch den unteren dickeren Teil des Blattes von *Clivia nobilis* (II, 14), wobei es aber kaum nötig ist, das ziemlich dicke Blatt zwischen Kork zu halten. Der Schnitt soll nicht durch das ganze Blatt gehen, sondern nur die äußerste Schicht enthalten, besonders die Epidermis. Deren Zellen zeigen, besonders auf der Unterseite des Blattes, sehr dicke Außenwände, die aus zwei Schichten bestehen. Die äußere Schicht ist die Cuticula und zieht sich zusammenhängend über die ganze Epidermis hin; da, wo die Außenwände in die antiklinen Wände der Epidermiszellen übergehen, bildet sie spitze Fortsätze nach innen. Bei Zusatz von Jod färbt sich die Cuticula braungelb, die darunter liegende Schicht nicht oder schwach gelblich; setzt man jetzt noch einen Tropfen stark verdünnter Schwefelsäure zu, so quellen die Zellwände auf, und die unter der Cuticula liegende Schicht sowie die anderen Zellwände färben sich blau-violett und heben sich scharf von der gelben Cuticula ab: in diesem Zustande ist das Präparat zum Abzeichnen besonders günstig. Hat man Chlorzinkjod zur Verfügung, so kann man auch damit allein die Blaufärbung der Zellulose und Gelbfärbung der Cuticula erreichen: man legt den Schnitt in

einen Tropfen der dicken Lösung, wobei er sich stark zusammenzieht, legt dann das Deckglas auf und läßt nach wenigen Minuten Wasser zutreten; wenn eine gewisse Verdünnung des Chlorzinkjods eingetreten ist, so wird die Färbung besonders schön und diesen Zeitpunkt muß man, in das Mikroskop hineinsiehend, erwarten.

15. Präparat: Dickwandige Zellen mit großen Poren.

Man schneidet einen Dattelkern (II, 15) mit dem Taschenmesser mitten durch und stellt an der Schnittfläche mit dem Rasiermesser einen winzigen Schnitt her,

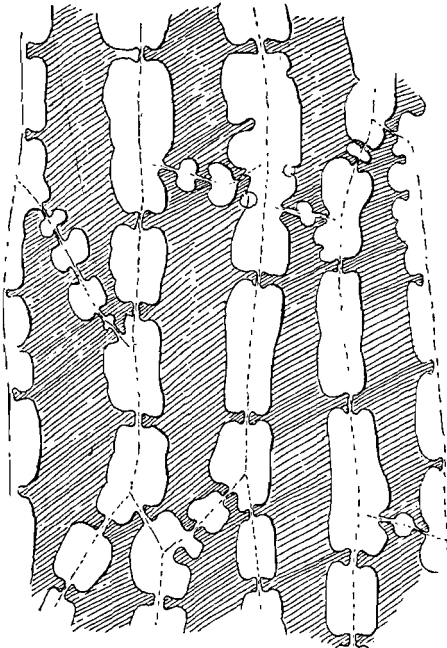


Fig. 8. Einige Zellen aus dem Endosperm der Dattel (*Phoenix dactylifera*). Die Membranen sind weiß, der Zellinhalt schraffiert, die Zellgrenzen (primären Zellwände) durch gestrichelte Linien angedeutet.

den man in Wasser legt. Zunächst ist es schwer, die Zellen zu unterscheiden, man sieht nur dunklere Stellen, die mit eigentümlichen Fortsätzen versehen sind, und hellere Stellen, die durch dünne Streifen verbunden sind: erstere sind die Zellenlumina, letztere die Membranen. Die Zellengrenzen (punktierte Linien in Fig. 8) verlaufen mitten durch die hellen Stellen und zwischen den immer aufeinander stoßenden Fortsätzen der dunklen Stellen: wo nämlich diese Fortsätze der dunklen Räume aufeinander stoßen, sind die Wände nur schwach verdickt, hier sind also die großen Poren (Tüpfel), die von oben gesehen als kleine rundliche, helle Flecke erscheinen, und an den anderen Stellen ist die Zellwand stark verdickt. Die Querwände der längsgestreckten Zellen verlaufen meistens schief; man suche eine solche auf, wo sie deutlich zu erkennen ist, und zeichne sie möglichst genau nach. Auch füge man Jod zu dem Präparat: dann färben sich die Plasmareste des Inhaltes gelb, während die aus sogenannter Reservezellulose bestehenden Wände ungefärbt bleiben.

Daß an den unverdickten Stellen, den großen Tüpfeln, noch feine Poren von einem Tüpfel zum anderen durch die Membran hindurchgehen, kann man nachweisen, wenn man mit Methylenblau färbt und mit verdünnter Schwefelsäure etwas quellen läßt; dann erscheinen die gefärbten plasmatischen Verbindungsstränge als dünne blaue Linien, die nur mit sehr starker Vergrößerung zu erkennen sind.

16. Präparat: Ring- und Spiralgefäße.

Man halbiert ein Stengelstück von *Tradescantia virginica* (II, 16) der Länge nach und stellt an der Schnittfläche Längsschnitte her, die aber genau in der Richtung der Achse und damit auch der längsverlaufenden Gefäßbündel geführt sein müssen. Wo ein Gefäßbündel im Schnitt

getroffen ist, wird man auch die Ring- und Spiralgefäße finden. Es sind also Röhren, die wie die Milchröhren entstanden sind (s. Präp. 11) und deren Wände (die Längswände der ursprünglichen Zellen) größtenteils unverändert geblieben sind, aber in gewissen Abständen nach innen vorspringende Verdickungsleisten besitzen, die eine Spirale bilden oder zu einzelnen Ringen zusammenschließen. Man sieht auch an demselben Gefäß stellenweise Ringe, stellenweise eine Spirale; man sieht Gefäße mit weit und solche mit eng voneinander stehenden Ringen. Durch Zusatz von Jod werden die Verdickungsleisten, da sie verholzt sind, gelb gefärbt und besser hervorgehoben, ebenso kann man sie schön mit irgend einem Anilinfarbstoff färben (Saffranin, Fuchsin).

Nebenbei kann man sich auch hier die Kristalle ansehen, die in den Parenchymzellen vorkommen und den in Präp. 8 geschilderten ähnlich sind.

17. Präparat: Interzellularräume.

Da die Gewebe der Wasserpflanzen besonders reich an Interzellularräumen sind, so machen wir einen Querschnitt durch den Blattstiel von *Nymphaea alba* (II, 17). Schon mit bloßem Auge sehen wir, daß in der Mitte vier große Löcher vorhanden sind, und zwar entspricht das etwas kleinere Paar der Oberseite, das etwas größere der Unterseite des Blattstiels. Die schwächere Vergrößerung zeigt sodann, daß in der Mitte, wo die vier, diese Löcher oder Luftkanäle trennenden Gewebeplatten zusammenstoßen, ein Gefäßbündel vorhanden ist, und daß zehn Luftkanäle, die höchstens halb so groß wie die vier mittleren sind, mit Gefäßbündeln abwechselnd, um jene herum liegen, und daß noch kleinere sich weiter außen finden. Besonders auffallend sind auch die Kanäle, die auf der Innenseite der

größeren Gefäßbündel auftreten, durch die schöne, regelmäßige Anordnung der sie kranzförmig einfassenden Zellen. Ganz kleine, gewöhnlich dreieckige Interzellularen finden wir fast überall, wo die Parenchymzellen mit ihren Ecken zusammenstoßen; wenn wir einen frischen Blattstiel geschnitten haben, so erscheinen sie durch die eingeschlossenen Luftblasen schwarz und sind dadurch leicht kenntlich. An den größeren Interzellularräumen sieht man deutlich, wie sich die angrenzenden Parenchymzellen durch ihre Turgeszenz etwas in die Hohlräume hineingewölbt haben; die Außenwände sind hier auch stärker verdickt und die äußerste Schicht bildet eine den ganzen Interzellularraum auskleidende Haut, ähnlich der Cuticula auf der Epidermis des Blattes (vgl. Präp. 14), hat aber nicht die Eigenschaft, sich mit Jodlösung gelb zu färben.

Sehr auffallend sind die spitzen Gebilde, die in die größeren Interzellularräume hineinragen. An einer geeigneten Stelle des Schnittes sehen wir bei stärkerer Vergrößerung, daß eine Zelle an der Grenze des Luftkanals mehrere solcher spitzen Fortsätze bildet, die nach verschiedenen Richtungen gehen. Die ganze Zelle hat eine verholzte, mit Jod sich gelb färbende und viel dickere Membran als die anstoßenden Parenchymzellen, und in der dicken Membran sind zahlreiche, nach außen vorspringende Kristalle von oxalsaurem Kalk eingelagert, was bei stärkerer Vergrößerung ganz gut zu erkennen ist, wenn wir auf den Durchschnitt der Membran einstellen; bei schwächerer Vergrößerung erscheinen die Zellen dicht punktiert. In diesen merkwürdigen Zellen (Spikularzellen) haben wir auch ein Beispiel für das Vorkommen von Idioblasten, d. h. eigenartigen Zellen, die einzeln im Parenchym des Grundgewebes auftreten. Übrigens fehlen sie den Interzellularräumen, die auf der Innenseite der Gefäßbündel liegen; diese nämlich scheinen

Wasser als Inhalt zu führen*), während die anderen großen und kleinen Interzellularen mit Luft erfüllt sind. Wir zeichnen hier eine Übersicht des Blattquerschnittes, einen Kanal von der Innenseite eines Gefäßbündels und eine Spikularzelle mit der Umgebung ihres Fußes.

18. Präparat: Struktur des typischen Blattes der Dikotyledonen.

(*Helleborus viridis* II, 18.)

a) Querschnitt. Wir falten einen Abschnitt des Blattes der Breite und der Länge nach mehrfach zusammen, so daß eine größere Zahl von Blattflächen aufeinander liegt, und wir das Päckchen gut zwischen den Fingern halten und schneiden können. Wenn man es durchschneidet, erhält man eine größere Anzahl von Querschnittsflächen, an denen nun möglichst zarte und gerade, d. h. senkrecht auf die Blattfläche gerichtete Schnitte auszuführen sind. Man Sorge dafür, daß die Schnittfläche feucht bleibt und die Schnitte sofort in Wasser übertragen werden. In dem Wassertropfen mustert man sie bei schwacher Vergrößerung und sucht sich die besten, nämlich die recht durchsichtigen und glatt abschließenden, heraus. Bei mittlerer Vergrößerung gewinnen wir eine Übersicht über die vorhandenen Gewebe und unterscheiden: die einschichtige farblose Epidermis auf beiden Seiten und das in eine Schicht Pallisadenparenchym und mehrere Schichten Schwammparenchym geteilte Mesophyll; die Grenze zwischen den beiden letzteren geht ungefähr durch die Mitte des Querschnittes. Gelegentlich sehen wir auch ein durchschnittenes Gefäßbündel, auf dessen Bau noch nicht geachtet werden soll; ebenso bleibt der abweichende Bau der Mittelrippe zunächst unbeachtet. Nachdem das Präparat

*) Vergl. De Bary, Vergleichende Anatomie pag. 340.

richtig orientiert ist, nämlich so, daß im mikroskopischen Bild die Epidermis der Oberseite nach dem Fenster zu und diesem parallel liegt; wird bei stärkerer Vergrößerung der Bau des Blattes genauer studiert und im richtigen Größenverhältnis abgezeichnet.

Die Epidermiszellen der Oberseite sind ca. zweimal so breit wie hoch, die Außenwände verdickt und mit einer runzligen Cuticula überzogen. Die Pallisadenzellen sind etwa halb so breit wie die Epidermiszellen und viermal so hoch wie breit; zwischen ihnen erscheinen, besonders an dicken Stellen des Schnittes, schwarze Streifen, die den eingeschlossenen, mit Luft erfüllten Räumen entsprechen (der Rand der Luftblasen erscheint wegen der totalen Reflexion des Lichtes immer schwarz). Schwerer zu zeichnen sind die Zellen des Schwammparenchyms, weil sie unregelmäßige Gestalt haben und große Zwischenräume einschließen; man muß also diese Lücken und die meistens quergestreckte Form der Zellen andeuten und auf die Zahl der Schichten und ihre Dicke im Verhältnis zu den schon gezeichneten Pallisadenzellen achten. Die Epidermiszellen der Unterseite sind denen der Oberseite ähnlich, aber mehr in die Quere gestreckt. Hier treten nun auch die Spaltöffnungen auf, die besonders zu studieren und zu zeichnen sind. Man muß sich dazu eine solche Spaltöffnung aussuchen, bei der die beiden Schließzellen, durch den Spalt getrennt, sich deutlich gegenüber liegen. Der Querschnitt einer Schließzelle ist nach dem Schema in Fig. 9 leicht zu erläutern. Das mit Chlorophyllkörnern gefüllte Lumen bildet ungefähr ein rechtwinkeliges Dreieck, dessen Hypotenuse dem Spalt zugewendet ist, die längere Kathete liegt nach oben, ziemlich parallel der Oberfläche, die kürzere Kathete nach innen, den Epidermisquerwänden parallel. An der längeren Kathete ist die Wand stark verdickt,

über der Hypotenuse verdickt sie sich vom Spalt nach unten hin und bildet hier noch ein vorspringendes Hörnchen, an der kürzeren Kathete ist die Wand dünn. So wird es leicht, die Schließzelle richtig zu zeichnen, ihre Ansatzweise an die anstoßende Epidermiszelle und ihr richtiges Größenverhältnis zu dieser. Die beiden Schließzellen sind genau symmetrisch, über ihnen liegt die ziemlich große Atemhöhle.

Ferner kann man noch den Querschnitt durch den Mittelnerven des Blattabschnittes untersuchen: hier fehlt die Trennung in Pallisaden- und Schwammparenchym, das Gefäßbündel ist von runden, zum Teil dickwandigen, chlorophyllarmen Zellen umgeben.

b) Epidermis von der Oberseite. Wir spannen ein Blattstück mit Daumen und drittem Finger der linken Hand über den Zeigefinger derselben, so daß die Oberseite nach oben sieht, und machen einen keinen Oberflächenschnitt mit dem Rasiermesser, oder schneiden nur ein und ziehen mit der Pinzette den Lappen ab; das Präparat legen wir so auf den Objektträger, daß die Epidermis nach oben gewendet bleibt. Wir beobachten und zeichnen folgendes. 1. Die Epidermiszellen fallen dadurch auf, daß ihre Wände ineinander gebuchtet sind und ohne irgend welche Zwischenräume zusammenschließen, und daß im Innern kein Chlorophyll vorhanden ist. 2. Spaltöffnungen fehlen hier auf der Oberseite. 3. Bei höherer Einstellung erscheinen die auf dem Querschnitt gesehenen Runzeln der Cuticula als ein zierliches Liniennetz. 4. Bei tieferer Einstellung sieht man die unter der Epidermis liegenden Pallisadenzellen im Querschnitt, der kreisförmig erscheint. Also haben die

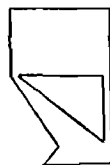


Fig. 9. Schema zu einer Schließzelle der Spaltöffnung von *Helleborus*.

Pallisadenzellen zylindrische Gestalt, und wie von ihnen, kann man auch von den anderen Zellen eine richtige Vorstellung ihrer körperlichen Form nur aus der Kombination der Bilder, die der Querschnitt und Flächenschnitt resp. Längsschnitt liefert, gewinnen.

e) Epidermis von der Unterseite. Das Präparat wird hergestellt wie bei b angegeben, aber von der Unterseite des Blattes; es zeigt uns: 1. Form und Inhalt der Epidermiszellen wie bei b. 2. An den Spaltöffnungen erkennen wir: die Form der Schließzellen, die zusammen ein durch den Spalt der Länge nach halbiertes Oval bilden, die Form des Spaltes, der in der Mitte am breitesten ist und an dem der weitere äußere Eingang und die enge Spalte in der Mittellinie zu unterscheiden ist, ferner das Vorhandensein von Chlorophyll in den Schließzellen. 3. An den Stellen, wo der Schnitt auch das Gewebe unter der Epidermis getroffen hat, erkennen wir, bei tieferem Einstellen des Objektivs, das Aussehen der Schwammparenchymzellen, die sternförmig sind und mit den Fortsätzen aneinander stoßen, große Zwischenräume zwischen sich lassen und somit das entgegengesetzte Verhalten wie die Epidermiszellen zeigen.

19. Präparat: Struktur eines isolateralen Blattes.

Der Querschnitt durch das Blatt von *Callistemon* (II, 19) wird zwischen Kork angefertigt (vgl. Präp. 13) und ist so dünn wie irgend möglich auszuführen. Er zeigt uns auf beiden Seiten Spaltöffnungen in der Epidermis, auf jeder Seite unter der Epidermis eine Schicht von Pallisadenzellen, in der Mitte farbloses Gewebe aus rundlichen Zellen ohne Chlorophyll, abgesehen von den Gefäßbündeln. Das Assimilationsgewebe ist also auf beiden Seiten gleich, weil diese in gleicher Weise belichtet werden.

Stellenweise ist das Pallisadenparenchym durch runde Öffnungen unterbrochen, die Öldrüsen, die durch Resorption einer Gruppe von Zellen an diesen Stellen entstanden sind. Genauer anzusehen sind die Spaltöffnungen mit den eigentümlichen Schließzellen und dem Vorhof, der durch die vorgezogenen Membranverdickungen über den Schließzellen gebildet wird. Präparat und Zeichnung sind natürlich so zu orientieren, daß die Epidermis rechts und links, nicht, wie bei *Helleborus*, oben und unten zu liegen kommt.

20. Präparat: Struktur eines nadelförmigen Blattes.

Von den Kiefernadeln (II, 20) kann man zwischen Kork sehr dünne Querschnitte herstellen. Bei schwacher Vergrößerung läßt sich der ganze Schnitt gut übersehen: seine Form ist fast genau ein Halbkreis, dessen flache Seite der Blattoberseite entspricht. Das Gewebe in der Mitte ist farblos und enthält zwei nach oben mit ihren Holzteilen zusammenneigende Gefäßbündel; nach außen wird es durch eine Schicht kettenförmig aneinandergereihter, gleichgroßer Zellen abgeschlossen. Das peripherische Gewebe ist als chlorophyllhaltiges Assimilationsgewebe ausgebildet, in dem auch die Harzkanäle verlaufen; es ist durchschnittlich drei Zellenschichten stark. Die senkrecht zur Blattoberfläche gerichteten Zellwände sind ziemlich gerade und treten am meisten hervor, wodurch ein etwas strahliger Bau dieses Gewebes entsteht. Die anderen Wände sind eigentümlich zickzackförmig geknickt und von jeder Einknickung geht ein leistenförmiger Vorsprung der Membran ins Innere der Zelle, oft, und besonders an den Außenwänden der äußeren Schicht, ragen diese Vorsprünge, die Zahl der radial gerichteten Linien vermehrend, bis über die Mitte der Zelle in sie hinein; sie sind an ihrem inneren Ende etwas knopfförmig verdickt. Wenn

man ein oder zwei solcher Zellen genau abzeichnet, macht man sich die Konstruktion der Wände am besten klar.

Bemerkenswert sind auch die Harzgänge, von denen die zwei den Kanten zunächst verlaufenden immer vorhanden sind, eine kleinere oder größere Zahl liegt dann noch auf der oberen, geraden und der unteren, gewölbten Seite. Die zentrale Höhlung ist zunächst umgeben von einem Epithel aus ca. 8 dünnwandigen Zellen, und um diese liegt ein Kranz sehr dickwandiger Zellen mit weißglänzenden Wänden; diese Scheiden, für die Pinus-Nadeln charakteristisch, lassen die Harzgänge schon bei schwächerer Vergrößerung auffallend hervortreten.

Ganz ähnliche Zellen, wie die Scheiden der Harzgänge sie besitzen, bilden eine ein- bis zweischichtige, hie und da unterbrochene, in den beiden Ecken besonders gut entwickelte Lage an der Peripherie, nämlich dicht unter dem ringsumgehenden, einschichtigen *Hypodermis*, dessen Zellen ebenso groß, aber weniger dickwandig sind als die eben erwähnten. Die Epidermiszellen selbst sind so stark verdickt, daß bei manchen nur ein punkt- oder strichförmiges Lumen übrig bleibt, und werden außen von der deutlich unterscheidbaren *Cuticula* überzogen. Die Schließzellen der Spaltöffnungen sind so tief unter die übrigen Epidermiszellen eingesenkt, daß sie gerade im Niveau des *Hypodermis* liegen und über ihnen ein großer Vorhof bleibt. Man beachte die eigentümliche Form dieser Schließzellen und ihres Lumens sowie die Membranverdickungen. Die Atemhöhle ist ziemlich groß und wird innen oft (im Querschnitt) nur von einer Zelle begrenzt, die eine U-förmige Gestalt besitzt. Auch eine Spaltöffnung mit den angrenzenden Zellen der Epidermis und der subepidermalen Schichten wollen wir außer den Zellen des Assimilationsgewebes und dem Übersichtsbild noch zeichnen. Wir finden

also das nadelförmige Blatt auch im Innern ganz anders gebaut als die flachen Blätter der Di- und Monokotyledonen, entsprechend der ganz anderen äußeren Form.

· 21. Präparat: Entwicklung der Spaltöffnungen und Nebenzellen.

Von den dickfleischigen Blättern der *Echeveria metallica* (II, 21) läßt sich die Epidermis mit Leichtigkeit in großen Lappen abziehen: man faßt sie mit der Pinzette auf der Oberseite eines Blattstückes an, reißt sie los und legt sie in den Wassertropfen auf den Objektträger so, daß die Außenseite nach oben gekehrt ist; vor dem Auflegen des Deckgläschens muß man die Haut gut in Wasser untertauchen, damit keine Luft anhaftet. Spaltöffnungen sind bei diesem Blatt auf der Oberseite in gleicher oder größerer Anzahl als auf der Unterseite vorhanden, und zwar sowohl vollkommene mit zwei deutlichen Schließzellen als auch unausgebildete. Wir zeichnen zunächst von letzteren eine so genau wie möglich nach und bestimmen dann an der Zeichnung, wie die Zellwände bei der Teilung nacheinander entstanden sein müssen: die kürzesten Wände im Innern der Figur sind natürlich die jüngsten, denn die Wand, an die sich eine andere ansetzt, muß eher da sein als letztere; so können wir das Schema der Entwicklung daneben zeichnen und sehen, wie die Wände in einer fortlaufenden Spiralrichtung aufeinander folgen (Fig. 10). Darauf zeichnen wir eine vollkommene Spaltöffnung mit ihren Nebenzellen und den benachbarten Epidermiszellen: hierbei läßt sich die Teilungsfolge der Zellen nicht so leicht verfolgen, weil durch die Vergrößerung der Schließzellen nachträgliche Verschiebungen eingetreten sind. Wir werden auch Zustände finden, die zeigen, daß das Schließzellenpaar durch eine Halbierung der letzten im Innern herausgeschnittenen Zelle entsteht.

Wir benutzen also dieses Präparat nicht nur, um das Vorkommen von Spaltöffnungen auf der Oberseite des Blattes und das Auftreten von Nebenzellen, die mit den Schließzellen aus derselben Zelle entstanden sind, kennen zu lernen, sondern auch, um zu sehen, wie man aus der

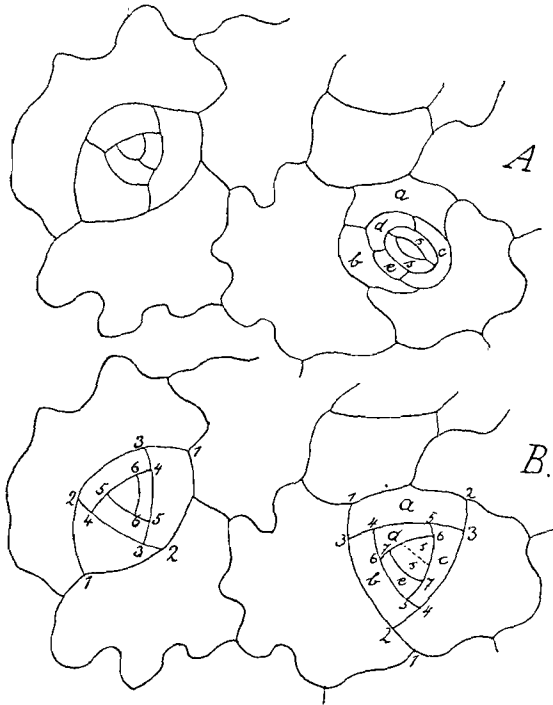


Fig. 10. Spaltöffnungen des Blattes von *Echeveria metallica*. A genau nach der Natur, B schematisiert; links eine unentwickelte, rechts eine vollständig ausgebildete Spaltöffnung mit Nebenzellen. In B ist die Entstehungsfolge der Wände durch Zahlen bezeichnet. Auf der rechten Seite sind die gleichwertigen Nebenzellen in A und B mit den gleichen Buchstaben a—e bezeichnet, die Schließzellen mit s; auf der linken Seite ist dies auch ohne Bezeichnung deutlich.

gegenseitigen Stellung der Wände auf ihre Entwicklungsfolge schließen, die Entwicklung aus der Zellenlage sozusagen ablesen kann.

22. Präparat: Borsten- und Drüsenhaare.

Wir machen nach derselben Methode wie bei *Helleborus* (Präp. 18) zarte Querschnitte durch das frische Blatt von *Salvia officinalis* (II, 22) und untersuchen an diesen nur die Epidermis und deren Haare. Es kommen vor: 1. Borstenhaare, die aus einer Reihe von 3—5 derbwandigen Zellen bestehen; die oberste Zelle ist zugespitzt, die unterste dagegen sitzt mit breiter Basis der Epidermis auf, und zwar so, daß zwei Epidermiszellen gerade unter dem Haar zusammenstoßen. Diese Stellung ist erst durch nachträgliche Verschiebung eingetreten, indem das Haar durch eine schräge Wand in der oberen Ecke der einen Zelle abgegliedert worden ist. 2. Köpfchenhaare, die aus einem annähernd kugeligen, durch eine Längswand halbierten, also zweizelligen Kopf, einem kurzen, einzelligen, zylindrischen Stiel und dem Fuß bestehen, der zwischen den übrigen Epidermiszellen eingesenkt ist, und aus dem die oberen Zellen hervorgewachsen sind. Neben diesen kommen, besonders an den Blattrippen, Köpfchenhaare vor, deren Stiel aus mehreren Zellen, deren Kopf dafür aber nur aus einer Zelle besteht. Die Zellen des Köpfchens enthalten ein dichtes Plasma mit deutlichem Zellkern. 3. Flache Drüsenhaare mit kurzem Stiel und breitem, gewölbtem Kopf, der aus einer Lage radial geordneter Zellen besteht; sie sehen einem kleinen, niedrigen Hutpilz ähnlich und sind oft unkenntlich durch das Sekret, das von ihnen zwischen die blasenförmig abgehobene Cuticula und den Kopf ausgeschieden wird. Wenn wir sie von oben zu sehen bekommen, so erkennen wir, daß der Kopf aus zwei Kreisen

von Zellen und der innere Kreis aus vier, der äußere aus acht Zellen besteht: ihre Anordnung läßt die Entwicklung leicht verstehen.

23. Präparat: Brennhaare.

Da bei *Urtica canadensis* (II, 23) die Haare mit bloßem Auge sichtbar sind, so machen wir an den Stellen des Blattes, Blattstiels oder Stengels, wo sie dichter stehen, einen kleinen Flächenschnitt, den wir sorgfältig, damit die Haare nicht zerbrechen, so in den Wassertropfen legen, daß die Haare oben sind. Durch das Deckgläschen werden sie zur Seite gedrückt und am Rande des Schnittes kommen sie dann frei, für die Untersuchung günstig, zu liegen. Neben den Brennhaaren kommen auch einfache Borstenhaare vor, die dadurch interessant sind, daß die obere, spitze Hälfte des einzelligen Haares ganz mit Verdickung der Membran ausgefüllt ist. Die Brennhaare selbst sind einzellig und keulenförmig. Das dicke Ende der Keule liegt unten und ist in ein aus kleinen Zellen bestehendes Polster eingesenkt. Die mit starker Vergrößerung zu untersuchende Spitze ist bei intakten Haaren mit einem feinen Knöpfchen versehen, das leicht abbricht; wo dies geschehen ist, sehen wir das Haar, dessen Inneres sich dann wohl zum Teil mit Luft gefüllt hat, in eine schiefe Spitze endigen, die leicht in die Haut eindringen kann, wenn durch Berührung das Knöpfchen abgebrochen ist. Die Bruchstelle ist vorgezeichnet durch eine besonders dünne Membranstelle, die unter dem Knöpfchen schief an der Spitze herumgeht, wovon man sich überzeugen kann, wenn man das Ende eines intakten Haares auf den optischen Durchschnitt einstellt*).

*) Auf den optischen Durchschnitt einstellen, heißt das Mikroskop bei einem nicht durchschnittenen Objekt so einstellen, als ob man durch dieses einen Durchschnitt in der Mitte, hier also einen medianen Längsschnitt gemacht hätte.

An diesen Haaren können wir ferner bei starker Vergrößerung beobachten: 1. die Streifung der Membran: beim Einstellen auf die Oberfläche des Haares sehen wir nämlich schräg zur Längsrichtung verlaufende feine Streifen dicht nebeneinander; 2. das Protoplasma: beim Einstellen auf das Innere des Haares sehen wir ein wandständiges Protoplasma, das etwa so dick wie die Membran ist, und quer oder schräg durch das Innere verlaufende Plasmastränge, in denen an der Verschiebung der Körnchen eine Strömung wie bei Präp. 3 wahrnehmbar ist.

24. Präparat: Bau des typischen Monokotyledonen-Stammes und -Gefäßbündels.

Wir machen durch einen dünnen Stengel von *Iris* spec. (II, 24) Querschnitte genau senkrecht zur Längsachse: die Querschnitte, die durch den ganzen Stengel gehen und dabei etwas dicker sein werden, benutzen wir zur Übersicht bei schwacher Vergrößerung, die dünnsten, wenn sie auch nur einen Teil des Stengels enthalten, um den Bau der einzelnen Gewebe zu studieren. Zweckmäßig ist es, einen Tropfen Jodlösung hinzuzufügen, wodurch die dickwandigen (verholzten) Zellen gelb werden, und einen Tropfen Glycerin, um den Schnitt durchsichtiger zu machen und das Verdunsten des Wassers zu verhindern. Bei schwacher Vergrößerung sehen wir eine große Anzahl von Gefäßbündeln auf dem Querschnitt verstreut, aber alle so orientiert, daß der dunkler erscheinende Holzteil nach dem Zentrum gerichtet ist. Ferner sehen wir ziemlich nahe der Epidermis einen Ring von derberen Zellen, nämlich den Querschnitt eines Zylinders aus Faserzellen, der zur Aussteifung dient, nach mechanischen Regeln also in der Peripherie liegen muß. Darauf suchen wir uns noch die geeigneten Stellen aus, an denen wir den Bau der Gewebe bei stärkerer Vergrößerung untersuchen können.

Die Epidermis ist einfach, die Zellen rechteckig, die Wände außen verdickt wie beim Blatt. Wir finden auch Spaltöffnungen mit großen Atemhöhlen darunter und können hier wieder ihren Bau studieren. Unter der Epidermis liegen einige Schichten Assimilationsgewebe: etwas abgerundete Zellen mit vielen Chlorophyllkörnern. Nach innen zu werden die Zellen des Grundgewebes größer. Gelegentlich treffen wir auch ein Gefäßbündel, das noch vor dem Festigungsring liegt; es gehört zu denen, die zunächst in die Blätter ausbiegen. Der genannte Ring besteht aus sklerenchymatischen Zellen, für welche die polygonale Begrenzung, der feste Zusammenschluß und die gleichmäßig starke Verdickung der Zellwände charakteristisch sind. Beim Zeichnen achte man auf das richtige Größenverhältnis in der Dicke des Ringes und in der Größe seiner Zellen gegenüber den außen und innen angrenzenden dünnwandigen Zellen des Grundgewebes. Zwischen letzteren Zellen sehen wir deutlich die dreieckigen Interzellularräume, die durch Abrundung der Ecken an den Stellen, wo drei Zellen zusammenstoßen, entstanden sind. Es genügt, wenn wir von diesen verschiedenen Geweben je ein paar Zellen zeichnen, um uns ihre charakteristischen Eigenschaften klar zu machen. Jedoch ein Gefäßbündel müssen wir möglichst vollständig und genau mit den umgebenden Zellen zeichnen, indem wir ein kleineres, in der Nähe des Ringes liegendes wählen. Von außen her beginnt es mit einigen dickwandigen Zellen, die denen des Festigungsringes gleichen, dann folgt das dünnwandige Phloem, in dem besonders der Wechsel zwischen kleineren, inhaltsreicheren und größeren, inhaltsarmen Zellen auffällt. Bei allen Zellen stoßen die Wände in scharfen Winkeln zusammen, ohne Interzellularräume zu bilden, und sind dünn und weißglänzend. In Holzteile fallen die Querschnitte

der Holzgefäße durch derbere, dunklere Wände auf, die größeren liegen in einem flachen Bogen, an den sich nach innen zu (d. i. vor der Wölbung des Bogens) noch mehrere Gefäße anlagern können. Zwischen diesen liegen auch dünnwandige Zellen (Holzparenchym), und solche bilden um das Bündel eine Art von Scheide, an die sich die viel größeren Zellen des Grundgewebes anschließen.

Um die körperliche Beschaffenheit der einzelnen Gewebestandteile kennen zu lernen, müssen wir den Querschnitt mit dem Längsschnitt vergleichen. Da letzterer die Gefäßbündel so treffen soll, daß wir Holz und Bast sehen, so muß er in radialer Richtung des Stengels geführt werden: wir spalten deshalb diesen in der Mitte, wobei wir jetzt einen dickeren wählen, und machen von der Spaltfläche zarte Längsschnitte, die nicht über die ganze Fläche gehen. Wir sehen nun die Epidermiszellen sehr langgestreckt, die Zellen der äußeren Rinde und des inneren Grundgewebes länglichrechteckig, die Zellen des Festigungsringes faserförmig. Die Gefäßbündel erkennen wir sofort an den Ring- und Spiralgefäßen (vgl. Präp. 16) des Holzes: wir bemerken dabei, daß die Gefäße von innen nach außen (d. h. nach der Rinde zu) immer weiter werden, ihre Spirale aber immer enger wird: je weiter innen nämlich die Gefäße liegen, um so früher sind sie entstanden und um so länger haben sie sich an der Streckung des Stengels beteiligt, wobei ihre Spiralen ausgedehnt wurden. Die Elemente des Phloems sind schwieriger zu unterscheiden, weil sie auch sehr langgestreckt und dabei dünnwandig sind; doch erkennen wir die Siebröhren an den hellglänzenden Kalluspfropfen, die den Querscheidewänden aufliegen, die aber erst nachträglich entstanden sind; auch sehen wir daneben die schmälere, inhaltsreicheren Zellen und wissen somit, daß die im Querschnitt ge-

sehenen, weiteren Zellen des Phloems die Siebröhren gewesen sind.

25. Präparat: Bau des Dikotyledonen-Stammes und -Gefäßbündels.

Wir machen zarte Querschnitte durch die Blütenstiele von *Ranunculus acer* (II, 25), und zwar durch die letzten, blütentragenden Auszweigungen; wenn nötig, werden die Stengel dabei zwischen Kork geklemmt. Auf dem Querschnitt sehen wir die Gefäßbündel in einen Kreis angeordnet; außerhalb desselben liegt die grüne Rinde, innerhalb das farblose Mark. Die Rinde und die mit Spaltöffnungen versehene Epidermis erinnern sehr an die homologen Gewebe bei *Iris* im vorigen Präparat. Auch das einzelne Gefäßbündel ist, wie bei *Iris*, kollateral gebaut und richtet seinen Holzteil, der an der dunkleren Färbung und den durchschnittenen Holzgefäßen kenntlich ist, nach dem Zentrum. Vor dem Phloem, dessen kleine Zellen hellglänzende Wände haben, liegt auch hier eine Gruppe von dickwandigen Zellen. Zwischen Phloem und Xylem aber liegt eine Schicht kleiner, viereckiger, in kurze radiale Reihen geordneter Zellen: das Kambium. Dieses ist hier freilich als Zuwachszone nur kurze Zeit tätig, weil die Stengel wenig in die Dicke wachsen, und die Gefäßbündel auch nur wenig durch sekundären Zuwachs vergrößert werden. Es genügt hier, das Querschnittsbild zu skizzieren ohne Einzeichnung der Zellen.

26. Präparat: Bikollaterale Gefäßbündel und Siebröhren.

Schneiden wir den Stengel des Kürbis (II, 26) durch, so sehen wir schon mit bloßem Auge die Gefäßbündel, und zwar fünf kleinere unter den Vorsprüngen und fünf größere, mit jenen abwechselnd, weiter innen, so daß diese gegen den, den Stengel durchziehenden und dadurch fünf-

zackig werdenden Hohlraum vorspringen. Wir skizzieren dieses Bild, eventuell mit Hilfe der Lupe, (Fig. 11 Tafel) und konstatieren also zunächst, daß hier zwei Kreise von Gefäßbündeln vorhanden sind. Bereits mit bloßem Auge erkennen wir auch in den Gefäßbündeln die Öffnungen der Holzgefäße, die beim Kürbis wie bei den meisten Kletterpflanzen sehr weit sind. Für die mikroskopische Untersuchung genügen Schnitte, die nur einen Teil des Stengels umfassen, aber doch von außen bis zur inneren Höhlung reichen. Sie zeigen wieder Epidermis, darunter Kollenchym, dann Assimilationsgewebe und in der Rinde einen Ring dickwandiger Zellen, ähnlich wie bei *Iris*. Genauer zu untersuchen ist das einzelne Gefäßbündel. Der Holzteil ist durch die großen Gefäße und die dunkeln Wände seiner Elemente sehr kenntlich; außerhalb desselben liegt ein etwa halbkreisförmiger Phloemteil und zwischen diesem und jenem eine hier sehr deutliche, obschon wenig tätige Kambiumschicht. Innerhalb des Holzteils liegt nochmals ein Phloemteil, der jenen halbmondförmig umfaßt, vor der Einbuchtung liegen die engeren, primären Holzgefäße. Das Bündel wird, weil auf beiden Seiten des Xylems, der äußeren und inneren, Phloem liegt, als bikollateral bezeichnet. Wir zeichnen von einem solchen Bündel den Unriß, die Grenzlinien zwischen Holz und Bast und deutend das Kambium, die großen, sekundären und die kleineren, primären Gefäße an (Fig. 11). In dem Phloem sind nun die Siebröhren aufzusuchen, resp. die im Querschnitt getroffenen, horizontal stehenden Siebplatten, vielleicht müssen wir mehrere Querschnitte durchmustern, ehe wir sie finden. In einem geeigneten Präparat erscheint die Siebröhre als eine polygonale Zelle, in der wir gerade auf die Siebwand sehen, so daß die Öffnungen in der Membran als etwas eckige Löcher sichtbar sind: eine solche

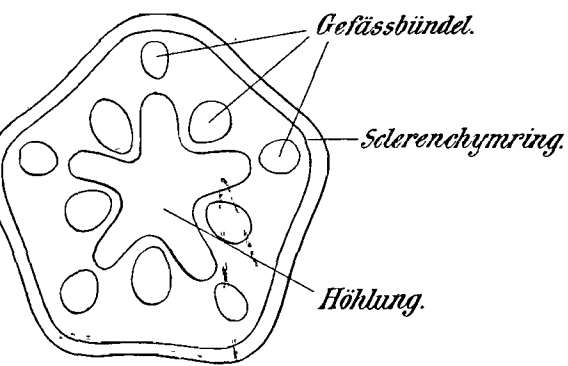
zeichnen wir mit den nächst angrenzenden Zellen ab (Fig. 11).

Dann machen wir einen Längsschnitt durch ein Gefäßbündel in radialer Richtung, was leicht zu bewerkstelligen ist, da wir die Lage des Bündels mit bloßem Auge gut unterscheiden können. Im mikroskopischen Bild fallen besonders die großen Holzgefäße mit getüpfelten Wänden auf, einige Spiralgefäße, die von jenen nach innen zu liegen, können auch getroffen sein; auf beiden Seiten des Holzes sehen wir die Siebröhren, kenntlich an den hellglänzenden Querwänden, die wir bei stärkster Vergrößerung einstellen. Sie haben dabei ein etwas verschiedenes Aussehen: in den jüngeren Siebröhren erscheinen die Querwände im Längsschnitt als schmale Leisten, die deutlich von ziemlich großen Poren durchsetzt sind, in den älteren Siebröhren dagegen sind die Platten gewissermaßen aufgequollen und dadurch die Poren verengt, so daß sie nur noch als feine Striche zu erkennen sind. Der Siebplatte sitzt, meistens nur auf einer Seite, ein gelblicher, an der Platte fußartig verbreiteter Strang auf, der geronnene, schleimige Inhalt der Siebröhre, dessen Substanz auch die Poren selbst ausfüllt. Wir zeichnen auch hiervon einige charakteristische Bilder (Fig. 11), denn besonders wegen des deutlichen Baues der großen Siebröhren ist *Cucurbita* untersucht worden.

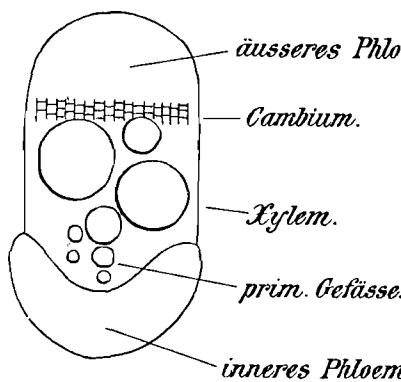
27. Präparat: Konzentrisches Gefäßbündel bei Farnen.

Wir machen einen Querschnitt durch das Rhizom von *Polypodium vulgare* (II, 27); da dasselbe knorrig und hin- und hergebogen ist, so müssen wir hier besonders darauf achten, daß wir senkrecht zur Längsachse schneiden, damit die Gefäßbündel auch gerade durchschnitten sind. Diese liegen, wie die Betrachtung bei schwacher Ver-

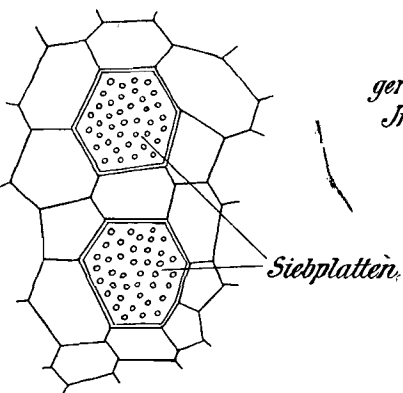
pepo, Kürbis.



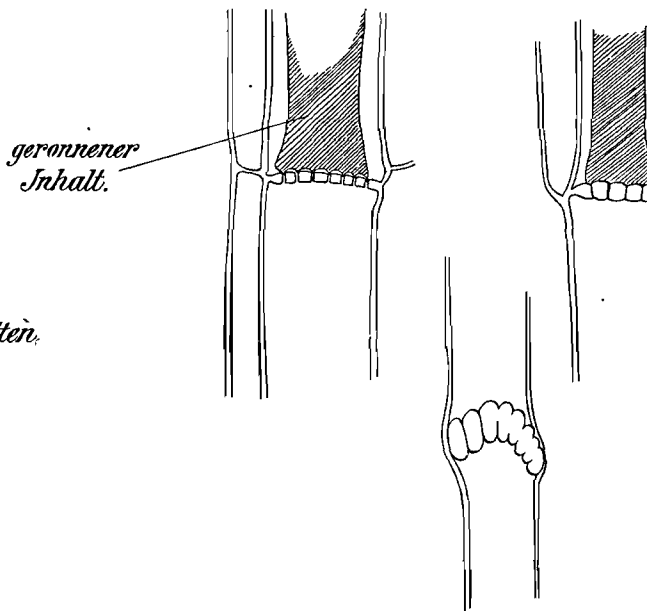
*Querschnitt des Stengels
mit 2 Kreisen von Gefässbündeln.*



bicollaterales Gefässbündel.



*Teil des Phloems mit
Siebröhren im Querschnitt.*



Siebröhren im Längsschnitt.

größerung zeigt, in einem Ring unter der Rinde angeordnet. Wir suchen das Gefäßbündel aus, das am durchsichtigsten erscheint, und untersuchen es mit stärkerer Vergrößerung. In der Mitte enthält es eine Gruppe von derbwandigen Zellen mit gelblichen Wänden und ohne Inhalt: die den Xylemteil bezeichnenden Holzgefäße; um sie herum liegen Zellen mit dünnen, farblosen Wänden und reichlichem, im Alkohol dunkel gefärbtem Inhalt: der Bastteil oder das Phloem. Eingefaßt wird das konzentrisch gebaute Bündel von den stark verdickten, gelbbraunen Wänden der großen, umgebenden Zellen des Grundgewebes; in diesen Wänden sehen wir deutlich die Poren, die zur Kommunikation des Grundgewebes mit dem Leitstrang dienen. Innerhalb dieser gelbbraunen Umrahmung läßt sich noch eine Scheide von flachen dünnwandigen Zellen erkennen, die Endodermis, und innerhalb dieser wiederum eine Schicht mit weiltumigen, stärkerführenden Zellen, die sogen. Phloemscheide. Da die Zellen der Endodermis und der Phloemscheide genau radial hintereinander liegen, so müssen sie durch Teilung je einer Zelle entstanden sein. Wir zeichnen das Bündel im Umriß und die Grenzen der Gewebe, aber so groß, daß wir an einzelnen Stellen einige Zellen der Gewebe einzeichnen können.

28. Präparat: Kambium und Interfaszikularkambium.

Wir machen Querschnitte durch einen einjährigen Zweig von *Aristolochia Siphon* (II, 28) unter Beachtung der für *Iris* (vgl. Pröp. 24) angegebenen Methode*). Wie bei *Ranunculus* sehen wir die Gefäßbündel in einen Kreis geordnet und kollateral gebaut. Auffallend ist der starke sklerenchymatische Ring, der außerhalb der Gefäßbündel verläuft und dessen innerer Umriß vor jedem Bündel

*) Hier empfiehlt sich eine einfache Färbung der Schnitte mit Fuchsin und Einlegen in Canadabalsam (vgl. S. 24).

einen Bogen nach außen bildet. Wir skizzieren diese Verhältnisse und unterscheiden nun im Grundgewebe: Rinde, zu der auch der Sklerenchymring gehört, Mark und Markstrahlen. Jedes Gefäßbündel hat eiförmigen Umriss mit nach innen gerichteter Spitze des Eies. Die äußere Grenze des Holzteils ist eine ziemlich gerade, der Tangente parallele Linie. Vor ihr sehen wir eine sehr deutliche Kambiumschicht: die viereckigen, tangentialgestreckten Zellen liegen in radialen, aber nicht in tangentialen Reihen, vielmehr alternieren die tangentialen Wände benachbarter radialer Reihen meistens deutlich miteinander. Aber die radialen Reihen des Kambiums lassen sich in den Xylem- und den Phloemteil verfolgen, woran man die Entstehung beider aus dem in der Mitte liegenden Kambium erkennt; das Nähere über die Tätigkeit des Kambiums ist im Lehrbuch nachzusehen. In den Markstrahlen zwischen den Kambien von zwei benachbarten Gefäßbündeln sehen wir die Anlage des Interfaszikularkambiums durch das Auftreten tangentialer Wände in den radialgestreckten, abgerundeten Parenchymzellen. Stellenweise sehen wir deutlich eine solche Parenchymzelle durch eine tangentiale Wand in zwei Teile zerlegt, und das gibt uns zugleich ein gutes Bild von der Entstehung der Zellen durch Teilung bei den Pflanzen überhaupt; wir sehen eine Mutterzelle in zwei Tochterzellen geteilt und stellenweise werden wir auch Zustände finden, in denen beide Tochterzellen wieder durch je eine der ersten parallele Wand geteilt sind: wir erhalten also eine radiale Reihe von vier Zellen und sehen, wie sich so das Markstrahl- oder Interfaszikularkambium nachträglich aus den Markstrahlzellen bildet, aber immer so, daß es sich an das Kambium in den Gefäßbündeln anschließt. Derartige Stellen sind recht genau nachzuzeichnen.

Radiale Längsschnitte durch das Bündel werden

uns wieder Gefäße, Siebröhren und die anderen Elemente von Holz und Bast zeigen, die genauen Umrisse der Kambiumzellen sind im Längsschnitt sehr schwer zu erkennen, wir sehen aber, daß sie langgestreckt, schmal, dünnwandig und reich an Inhalt sind. Die Zellen der Epidermis und des Grundgewebes sind in die Länge gestreckt und die dickwandigen Zellen des sklerenchymatischen Ringes erscheinen jetzt als Fasern.

Ferner können wir mit dem ersten Querschnittsbild den Durchschnitt dicker Äste vergleichen. Wir sehen, wie die Gefäßbündel sich stark in radialer Richtung gestreckt und die primären Markstrahlen sich dementsprechend verlängert haben, wie die Bündel in der Kambiumzone viel breiter geworden und von sekundären Markstrahlen durchsetzt worden sind; die Kambiumzone ist natürlich viel weiter außen gelegen als im jüngeren Zustand, da sie durch die Erzeugung des sekundären Holzes, in dem sich auch die Jahresringe erkennen lassen, hinausgeschoben worden ist. Schließlich sehen wir, daß der im einjährigen Zweig zusammenhängende, sklerenchymatische Ring in der Rinde in einzelne kleinere und größere Stücke gesprengt ist, infolge der mit dem Dickenwachstum notwendig verbundenen Dehnung der Rinde, und daß die Zwischenräume mit Parenchym ausgefüllt sind.

29. Präparat: Normales Dickenwachstum bei dikotylen Holzpflanzen.

Wir behützen die diesjährigen Triebe oder Stockausschläge vom Flieder (*Sambucus nigra* II, 29) und machen Querschnitte durch das Internodium unter dem obersten schon ziemlich ausgewachsenen Blattpaar. Die Zellen sind hier noch jung und klein, entsprechend der geringeren Länge und Dicke des Internodiums, denn die Verlängerung und Verdickung der nächstälteren Internodien kommt hauptsächlich durch Vergrößerung der einzelnen Zellen zu-

stande, die sekundäre Holzbildung trägt hier noch wenig zur Verdickung bei. Die Schnitte müssen sehr gerade und sehr dünn sein, und um sie noch durchsichtiger zu machen, legen wir sie einige Minuten in verdünnte Kalilauge, die den Zelleninhalt zur Verquellung oder Lösung bringt. Die Kalilauge läßt man dann wieder ablaufen und spült mit einigen Tropfen Wasser nach. Bei schwacher Vergrößerung unterscheiden wir Mark und Rinde, getrennt durch einen geschlossenen Kambiumring; diesem liegen auf der Innenseite einzelne halbmondförmige Gruppen von Holzgefäßen an, und ihnen gegenüber, auf der Außenseite, in die Rinde vorspringende Phloemgruppen. Dies sind die primären Holz- und Bastteile der Blattspurstränge, d. h. sie werden im Stamm zuerst angelegt im Anschluß an die aus den Blättern in ihn eintretenden Gefäßbündel. Die ringsumgehende Kambiumzone entsteht schon dicht unter dem Vegetationspunkt, indem an dieser Stelle die Zellen klein und meristematisch bleiben; sie teilen sich hier vornehmlich durch tangentielle Wände und erhalten dadurch den Charakter eines Kambiums: später nämlich wandeln sich die äußeren Zellen in Phloem, die inneren in Xylem um, während die Zellen in der Mitte fortfahren, sich tangential zu teilen, wie sich im nächsten Schnitt zeigen wird. Hier sei jetzt noch die Rinde betrachtet, in der an den vorspringenden Stellen des Stammes größere Kollenchymgruppen unter der Epidermis ausgebildet sind; das übrige ist dünnwandiges Rindenparenchym. Wir skizzieren den ganzen Querschnitt und zeichnen genauer nur ein Stück des Kambiumringes nebst primären Holz- und Bastteilen.

Darauf machen wir Querschnitte durch das unterste oder das über dem untersten stehende Internodium des diesjährigen Triebes, da wo die Rinde äußerlich schon eine graue Farbe angenommen hat und der Stamm fest und

holzig geworden ist. Gute vollständige Querschnitte lassen sich beim Schneiden mit der Hand nicht gewinnen, es genügt aber auch, wenn wir ein Segment abschneiden, das bis ins Mark reicht. Wir sehen jetzt an Stelle der durchgehenden Kambiumschicht einen ziemlich breiten Ring von sekundärem Holze, vor diesem natürlich noch das Kambium und das sekundäre Phloem. Die primären Holzteile sind innerhalb des Holzringes unverändert geblieben. Ihnen gegenüber finden wir die nach außen geschobenen primären Phloemteile vor dem sekundären Phloem, gekennzeichnet durch kleine Gruppen dickwandiger Zellen, die dicht unter der primären Rinde liegen und Bastfaserzellen sind. In dem Xylem fallen die sekundären Markstrahlen als radial verlaufende, dunkle Streifen auf und die Holzgefäße als größere Öffnungen zwischen den engen Holzfaser- und Holzparenchymzellen. Die Zellen des Markes, die abgestorben sind, sehen wir von Luftblasen erfüllt, weshalb äußerlich das Mark eine weiße Farbe zeigt.

Mit starker Vergrößerung untersuchen wir jetzt die Kambiumzone, zeichnen eine Stelle möglichst genau und beobachten folgendes. 1. Die Reihen des Kambiums lassen sich verfolgen sowohl nach innen in die Reihen der Holzelemente, als auch nach außen in die der Bastelemente, hier aber nicht so weit und so deutlich wie dort. 2. Wo ein Holzgefäß dicht am Kambium liegt, sehen wir, wie auch dieses aus einer Zelle der kambialen Reihe durch Verbreiterung entstanden ist. 3. Wir sehen, daß auch die Markstrahlen des Holzes, die teils eine, teils zwei Zellen breit sind und danach einreihig oder zweireihig genannt werden, sich in die Kambiumzone und durch diese in das Phloem verfolgen lassen, somit also auch vom Kambium aus nach beiden Seiten wachsen; sie erscheinen dunkler besonders des Inhalts wegen, den ihre Zellen führen.

Wenden wir uns nach auswärts zur primären Rinde, so finden wir deren Zellen deutlich in tangentialer Richtung gestreckt, entsprechend dem Zug, der durch die Vergrößerung der inneren Teile auf die Rinde ausgeübt wird; zur Vergleichung möge man den früheren Schnitt noch einmal betrachten.

Zwischen Rinde und Epidermis ist jetzt die Korkschicht eingeschaltet, die deutlich aus radialen Zellenreihen besteht. Da die Epidermiszellen nicht in denselben Reihen liegen, so ergibt sich daraus, daß sie nicht an der Korkbildung beteiligt sind, sondern daß immer die äußerste Rindenzelle durch wiederholte tangentliche Fächerung die ganze Reihe geliefert haben muß. In jeder Reihe sehen wir die äußeren Zellen weit und inhaltslos, das sind die ausgebildeten Korkzellen; die inneren Zellen sind eng und führen Protoplasma und Chlorophyll: hier finden die Teilungen statt und die zweite oder dritte Zelle von innen aus ist als das eigentliche Korkkambium oder Phellogen anzusehen. Gelegentlich werden wir auch eines der Korkwärtchen (eine Lenticelle) durchschnitten haben, deren Entstehung und allmähliche Vergrößerung sich schon bei äußerlicher Betrachtung des Triebes und Vergleichung der jüngeren mit den älteren Internodien sehr gut wahrnehmen läßt.

30. Präparat: Jahresringbildung.

Da zur Beobachtung der Jahresringe *Sambucus* weniger geeignet ist, nehmen wir Tannenholz (II, 30) und machen an beliebiger Stelle einen Querschnitt, nachdem wir mit dem Taschenmesser eine recht glatte Schnittfläche hergestellt und sie angefeuchtet haben; wenn wir den Schnitt nicht sehr dünn machen, bekommen wir leichter einen größeren, der sich über mehrere Jahresringe erstreckt. Wir

sehen diese schon mit bloßem Auge deutlich, aber bei der mikroskopischen Untersuchung erkennen wir, wodurch sie entstehen: wir finden nämlich, daß der Ring innen mit weitleumigen, dünnwandigen Zellen beginnt und die Zellen nach außen zu allmählich immer enger und dickwandiger werden, daß also das Frühjahrsholz allmählich ins Herbstholz übergeht. An das dichte Herbstholz setzt sich aber plötzlich wieder das weitmaschige Frühjahrsholz des nächsten Jahres an. Die radialen Reihen, die von der Entstehung jeder Reihe aus je einer Kambiumzelle herühren, werden hier kaum gestört, weil bei den Koniferen das sekundäre Holz keine Gefäße hat und ganz aus Tracheiden (also Faserzellen) besteht, abgesehen von den auch hier zu beobachtenden, meist einreihigen Markstrahlen, deren Zellen auf dem Querschnitt radial gestreckt sind und ähnliche Veränderungen beim Übergang vom Frühjahr- zum Herbstholz zeigen wie die Tracheiden. Die dünnen Querschnitte können wir auch für das folgende Präparat benutzen.

31. Präparat: Bau des Koniferenholzes; die sekundären Markstrahlen im Längsschnitt.

Von demselben Tannenholz wie im vorigen Präparat machen wir einen Längsschnitt senkrecht gegen den Verlauf der Jahresringe, also in radialer Richtung und parallel dem Faserverlauf, wiederum nach Herstellung einer recht glatten Schnittfläche. Wir sehen nun die vorher im Querschnitt viereckig erscheinenden Holzzellen als langgestreckte Fasern (Tracheiden), auf deren Wänden wir die sogen. behöftten Poren in Gestalt von Kreisen mit einem Loch in der Mitte beobachten können. Sie stehen also auf den radialen Wänden und sind folgendermaßen gebaut: die primäre Membran bleibt im Umfang des großen Kreises unverdickt, die sekundäre Membran wölbt sich

rings um diese Stelle nach dem Mittelpunkt des Kreises zu, wo der Porus bleibt, vor, und zwar auf beiden Seiten der primären Membran, so daß eine Figur entsteht, etwa als ob man zwei gleichgroße in der Mitte durchbohrte Uhrgläser mit den konkaven Seiten gegeneinander drückt und zwischen ihnen ein Papier, als primäre Membran ausspannt. Man denke sich, wie der Durchschnitt durch diesen Körper ausfallen muß und vergleiche nun das Bild im Querschnitt und tangentialen Längsschnitt, welche beiden den einzelnen Porus in der gleichen Weise erscheinen lassen müssen. Im Querschnitt aber (Präp. 30) finden wir die Poren einzeln auf den radialen Wänden, und zwar in etwas verschiedener Form je nach der Dicke der Membran im Frühjahrs- und Herbstholz, im tangentialen Längsschnitt dagegen stehen viele Poren auf einer Membran übereinander.

Was die sekundären Markstrahlen betrifft; so bilden sie im Querschnitt, wie wir gesehen haben (Präp. 30), radial verlaufende Linien, im radialen Längsschnitt aber gehen sie als breitere oder schmalere Bänder quer über die Tracheiden hinweg; wenn die Bänder kurz abgebrochen erscheinen, so ist der Schnitt etwas schief zu der Richtung der Markstrahlen gegangen. Jedes Band besteht aus mehreren übereinander liegenden Reihen von Zellen, die in der Richtung des Markstrahles gestreckt sind, und erinnert dadurch an eine Mauer aus Backsteinen. Der sekundäre Markstrahl ist also niedrig und zwar so hoch, wie die Kambiumzelle, aus der er durch Fächerung entstanden ist; im übrigen ist die Erklärung ihrer Entstehung, Form und Bedeutung im Lehrbuch nachzusehen*). Doch ist es er-

*) Primäre Markstrahlen, die durch die ganze Länge des Internodiums durchgehen würden, sind hier nicht vorhanden, wir finden sie bei *Aristolochia*.

forderlich, noch einen tangentialen Längsschnitt zu machen, also parallel den Jahresringen, aber in der Faser-richtung, um die Markstrahlen von der Stirnseite zu sehen; sie erscheinen dann als eine einfache Reihe von Zellen, die sich oben und unten zwischen den Tracheiden einkeilt, so hoch wie das Band, das wir im radialen Längsschnitt sehen, so breit wie der Markstrahl im Querschnitt.

32. Präparat: Bau der Wurzel bei Monokotyledonen.

Wir machen einen Querschnitt durch die Wurzel einer *Iris* (II, 32). Schon bei schwacher Vergrößerung sehen wir, daß hier nur ein Strang in der Mitte vorhanden ist, umgeben von einer großen parenchymatischen Rinde, so daß wir nur drei Hauptgewebe zu unterscheiden haben: Epidermis, Rinde, Gefäßbündel. Das letztere löst sich beim Schneiden leicht heraus, und solche unvollständige Schnitte haben dann ein rundes Loch in der Mitte. Die genauere Untersuchung wird erleichtert, wenn wir mit Jod die verholzten Zellwände färben und den Schnitt zur Aufhellung in Glycerin legen.

An der einschichtigen Epidermis bemerken wir noch einzelne, bereits abgestorbene Wurzelhaare, deren schlauchförmiger Teil weder von dem unteren Abschnitt durch eine Querwand abgegliedert ist noch überhaupt Querwände aufweist. Die äußersten Rindenschichten bestehen aus fest verbundenen polygonalen Zellen, deren Wände sich mit Jod gelb färben und in denen tangentielle Wände als Anfang der Korkbildung auftreten. Der größte Teil der Rinde besteht aus abgerundeten Zellen mit ungefärbten Wänden, nur die innerste Rindenschicht ist besonders ausgebildet zu der sogen. Schutzscheide oder Endodermis und bildet eine das Gefäßbündel rings umschließende Zellenlage. Ihre einzelnen Zellen sind etwas

radial gestreckt, und die radialen und inneren Wände sind stark verdickt, so daß die Verdickungsmasse etwa die Gestalt eines U besitzt. Unter dieser Schutzscheide liegt als äußerste Schicht des Zentralstranges eine Lage dünnwandiger Zellen, das Perikambium. Innerhalb desselben liegen nun im Kreise herum immer abwechselnd Xylem- und Phloemgruppen, die als solche sofort aus der Ähnlichkeit mit den entsprechenden Teilen im Gefäßbündel des Stammes zu erkennen sind. Die Zahl der Xylem-, und also auch der Phloemteile beträgt mindestens zehn: das Gefäßbündel ist polyarch gebaut, wie es bei den Monokotyledonen die Regel ist. Im Xylem liegen die kleinsten Gefäße am weitesten außen und vor diesen finden wir hier und da in der Schutzscheide eine Zelle ohne Verdickung, eine sogen. Durchlaßzelle, die, wie ein Tüpfel in einer verdickten Membran, die Kommunikation zwischen Holz und Rinde vermittelt. Nach innen zu stoßen die äußeren Xylemteile auf eine Gruppe dickwandiger, verholzter Zellen, die die Mitte einnimmt und ebenfalls als Holz aufzufassen ist, so daß dieses also einen vielstrahligen Stern bildet. Zwischen den Strahlen liegen die isolierten Phloemgruppen, deren Zellen ein wenig kollenchymatisch verdickte, stark glänzende Wände haben. Wenn wir eine solche Phloemgruppe, die sie einschließenden Xylemteile, das davorliegende Perikambium, Schutzscheide und einige Rindenzellen genauer zeichnen, so haben wir damit die wichtigsten Teile dargestellt und brauchen von dem ganzen Querschnitt nur eine schematische Übersicht zu geben.

Um aber zu sehen, welche Gestalt die Zellen der verschiedenen Gewebe besitzen, müssen wir auch einen Längsschnitt herstellen, und zwar muß er durch die Achse der Wurzel gehen; doch können wir nicht bestimmen, was wir auf der einen Seite oder auf beiden Seiten treffen wollen,

ob Xylem oder Phloem: wir können uns dies an der verschiedenen Lage des Durchmessers des Kreises, den das Gefäßbündel im Querschnitt bildet, klar machen. Zur Herstellung des Längsschnitts spalten wir zunächst ein etwa 1 cm langes Stück der Wurzel mit dem Skalpell so, daß an dem einen Stück der größere Teil des Zentralstranges bleibt; dieses Stück fassen wir zwischen die drei ersten Finger der linken Hand, so daß es dem Zeigefinger der Länge nach anliegt, und tragen mit dem Rasiermesser dünne Schnitte ab, indem wir es mit der Schneide parallel der Längsrichtung der Wurzel hindurchziehen. Die Elemente der Rinde sind alle ziemlich langgestreckt, besonders die Zellen der Schutzscheide, die sich durch ihre dicken Wände leicht erkennen lassen; die darauf sichtbaren Querstreifen entstehen durch die ungleiche Stärke der Verdickung der radialen Wände in der Längsrichtung. Die Perikambiumzellen sind auch in die Länge gestreckt, aber nicht so stark wie die Schutzscheidezellen. Wir sehen dann im Innern Holzzellen und Holzgefäße und, wenn der Schnitt es getroffen hat, auch das Phloem mit langgestreckten, dünnwandigen Zellen und Siebröhren. Besonders zu bemerken ist, daß die Ring- und Spiralgefäße dicht unter dem Perikambium liegen, weil hier die ersten Gefäße entstehen, und daß die Tüpfelgefäße die weiter innen liegenden sind.

33. Präparat: Bau der Wurzel bei Dikotyledonen.

Wir benutzen zum Querschnitt die Wurzeln von *Ranunculus repens* und zwar die nicht zu alten, ca. 1 bis 2 mm dicken. Wenn das Schneiden in freier Hand zu schwierig ist, kann man die Wurzel zwischen Korkstückchen legen; jedenfalls muß der Schnitt auch hier sehr dünn und gerade sein. Er bietet bei schwacher Vergrößerung

ein ähnliches Bild wie der von *Iris*; Färbung mit Jod und Einlegen in Glycerin ist auch hier zu empfehlen: dann erscheint die Rinde schwarzblau von den zahlreichen in ihren Zellen enthaltenen Stärkekörnern, das Gefäßbündel in der Mitte gelblich. Stärkere Vergrößerung zeigt folgendes: Die Rinde wird hier nach außen durch eine Lage von Zellen abgegrenzt, die eine Art äußerer Schutzscheide (Ectodermis) darstellt und dicht unter der Epidermis liegt. Die Zellen schließen seitlich fest aneinander, sind stärkefrei und haben verholzte Wände; nach innen grenzt sich diese Lage ziemlich glatt ab, nach außen springen die Zellen mit spitzen Winkeln vor, zwischen die sich die nach außen gewölbten Epidermiszellen einkeilen. Nachdem wir ein Stückchen dieser Schichten gezeichnet haben, suchen wir die eigentliche Schutzscheide (Endodermis) auf, die hier anders als bei *Iris* gebaut ist. Die Zellen sind tangential gestreckt und haben bei älteren Wurzeln meistens ringsum verdickte Wände; bei jüngeren Wurzeln erscheinen die radialen Wände in der Mitte knopfartig verdickt: dies sind die sogen. Caspary'schen Punkte, deren Erklärung im Lehrbuch nachzusehen ist. Innerhalb der Schutzscheide treffen wir wieder das Perikambium. Das Gefäßbündel hat hier meistens nur vier Holzstrahlen und vier Phloemteile, ist also, wie bei den meisten Dikotyledonen, oligarch gebaut. Auch im Zentrum treten weite Holzgefäße auf, so daß der Holzkörper auf dem Querschnitt deutlich einen vierstrahligen Stern darstellt; seltener ist der Stern fünf- oder nur dreistrahlig.

Bei etwas älteren Wurzeln sehen wir in den Buchten des Holzsterns innen um das Phloem eine differenzierte Schicht von Zellen und bei genauer Prüfung erkennen wir, daß hier in den Zellen Teilungswände aufgetreten sind, die sich parallel der Buchtlinien hinziehen; es ist dies die

Anlage des Kambiums, mit der bei den Dikotyledonen das im nächsten Präparat zu beobachtende sekundäre Dickenwachstum eingeleitet wird.

Der Längsschnitt, bei dem geringen Durchmesser der Wurzel schwierig herzustellen, braucht hier nicht ausgeführt zu werden, wir können die bei *Iris* an ihm gemachten Beobachtungen auf *Ranunculus* übertragen.

34. Präparat: Dickenwachstum der Wurzel.

Wir machen Querschnitte durch die ca. 5 mm dicken Wurzeln von *Sonchus palustris* (II, 34). Wenn das Material in Alkohol konserviert war, hat sich, da die Pflanze zu den Kompositen gehört, in den Wurzeln viel Inulin ausgeschieden (vgl. Präp. 11); um diese störenden Massen zu entfernen, erwärmen wir die Schnitte kurze Zeit im Wasser, auf dem Objektträger (mit einem brennenden Streichholz oder einer Spiritusflamme) oder behandeln sie mit etwas Kalilauge, die dann wieder ausgewaschen wird, von Zeit zu Zeit prüfen wir dabei mit schwacher Vergrößerung, ob alles Inulin verschwunden ist. Wir sehen nun schon, daß die Wurzel im Innern einen deutlich strahligen Bau besitzt und außen durch eine Korkschicht begrenzt wird. Die Betrachtung der einzelnen Teile mit stärkerer Vergrößerung beginnen wir von der Mitte aus und suchen hier den primären Holzkörper auf, der gewöhnlich einen vierstrahligen Stern darstellt. Jeder Strahl wird von einer Reihe von (4—5) Gefäßen gebildet, die von innen nach außen an Größe rasch abnehmen. Der einzelne Holzstrahl ist verhältnismäßig sehr klein und nur an der oben geschilderten Reihenordnung der Gefäße und dem schwärzlichen Ton ihrer Wände kenntlich. Gewöhnlich stoßen die vier Reihen nicht mehr in der Mitte zusammen, sondern sind durch nachträgliche Teilungen im Parenchym aus-

einandergerückt und dann nicht so leicht zusammen zu finden, besonders auch weil sich direkt an dieses primäre Holz die Gefäße und Zellen des sekundären anschließen. Das letztere entsteht bekanntlich zuerst in den Buchten des Holzsterns, innerhalb des hier auftretenden Kambiums (vgl. Präp. 33). Im vorliegenden Präparat ist das Kambium schon weit nach außen gerückt und hat sich zu einem Kreise ausgedehnt. Das sekundäre Holz besteht wesentlich aus dünnwandigen Holzparenchymzellen, die radiale Reihen bilden, und aus radial gestreckten Gefäßgruppen. Wo diese außen aufhören, da finden wir das Kambium, das hier nicht so viele Schichten zeigt, wie etwa das von *Aristolochia*. Im Phloem liegt auch meistens Parenchym dem Holzparenchym gegenüber, den Holzgefäßgruppen aber entsprechen radial gestreckte Gruppen kleinzelligen Gewebes, die zahlreiche Milchröhren enthalten; diese sind bei Alkoholmaterial durch ihren dunkelen, geronnenen Inhalt besonders auffallend. Soweit sich diese Gruppen erstrecken, geht auch das sekundäre Phloem; die primären Phloemgruppen, die ursprünglich zwischen den vier Strahlen des primären Holzsterns gelegen haben, aber durch die Erzeugnisse des Kambiums hinausgeschoben sind und nun außerhalb des sekundären Phloems liegen, grenzen sich nicht mehr deutlich ab. Wir sehen also, daß das sekundäre Dickenwachstum in der Wurzel ganz ähnlich vor sich geht wie im Stamm, die Unterschiede liegen in der Anlage des Kambiums, ferner darin, daß beim Stamm in der Mitte Mark, bei der Wurzel das primäre Holz liegt, und drittens in der geringeren Festigkeit des sekundären Holzes bei der Wurzel, entsprechend den verschiedenen mechanischen Anforderungen, die an den Stamm und die Wurzel gestellt werden. Zu zeichnen ist hier ein Übersichtsbild bei schwacher Vergrößerung, der zentrale Teil mit dem primären Holz und

die Grenze von sekundärem Holz und sekundärem Phloem bei stärkerer Vergrößerung.

35. Präparat: Vegetationspunkt der Wurzel.

Wir suchen an einer Topfpflanze, z. B. von *Cordyline* (II, 35) gute, glatte Wurzelspitzen aus und schneiden sie etwa 4 mm hinter der Spitze ab. Dieses Endstückchen (*w*) fassen wir zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand (*d* und *z* in Fig. 12), die Spitze nach dem Innern

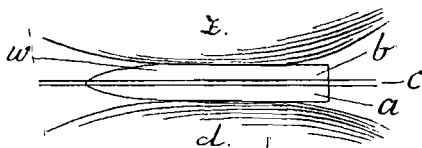


Fig. 12. Das Endstück einer Wurzel *w* zwischen Daumen, *a*, und Zeigefinger, *z*, der linken Hand. Weitere Erklärung im Text.

der Hand zu gerichtet, und suchen nun mit dem Rasiermesser einen dünnen Längsschnitt zu machen, der gerade die Medianebene enthält, indem wir zuerst dicht neben derselben vorbeischnitten, so daß das Stück *a* (Fig 12) wegfällt, dann nochmals auf der anderen Seite daneben, so daß *b* wegfällt und *c* als mikroskopisch dünner Schnitt übrig bleibt; das Messer wird dabei von oben nach unten zwischen Daumen und Zeigefinger durchgeführt. Nach einigen Versuchen wird es gelingen, einen solchen Schnitt herzustellen; man erkennt seine Brauchbarkeit schon mit schwacher Vergrößerung daran, daß er im Umriß dieselbe Form hat wie die intakte Wurzelspitze und daß im Innern des Schnittes zwei breite, schwärzliche Streifen einen hellen Mittelstreifen einfassen und sich nach der Mittellinie zu an der Spitze verschmälern. Der Schnitt wird in verdünnter Kalilauge durchsichtig gemacht, mit Wasser ausgewaschen

und darin untersucht, ohne Zusatz von Glycerin*). Wir betrachten ihn am besten bei mittlerer Vergrößerung und unterscheiden zunächst die Wurzelhaube (Kalyptra), die als ziemlich spitzer Kegel dem flach gewölbten Ende der eigentlichen Wurzel aufsitzt und nach oben in zwei schmale Zipfel (im Längsschnitt gesehen) ausläuft. Die äußeren Zellen der Wurzelhaube sind größer und abgerundet, die innersten klein und dicht zusammenschließend, hier liegen die Initialen für die Kalyptra, das Kalyptragen, in kambiumähnlichen Reihen. In der eigentlichen Wurzel sehen wir das Plerom als den mittleren Strang, der auch dicht unter dem Kalyptragen mit flacher Wölbung endigt, und bemerken in ihm breitere Zellenreihen mit hellerem Inhalt: es sind die Anlagen der Holzgefäße, denn aus dem Plerom entsteht das zentrale Gefäßbündel. Zu beiden Seiten des Pleroms liegt das Periblem, zwischen dessen Zellreihen lange, mit Luft erfüllte und deswegen schwarz erscheinende Spalten auftreten; aus ihm entsteht die Rinde. Die junge Epidermis oder das Dermatogen ist deutlich an der Seite der Wurzel zu sehen; im oberen Teil die äußerste Schicht bildend, weiter unten von der Kalyptra bedeckt, wird es nach der Spitze zu undeutlich, denn es differenziert sich aus denselben Initialen wie das Periblem. Dieser Fall ist bei den Monokotyledonen besonders häufig; welche anderen Anordnungen im Vegetationspunkte der Wurzel noch auftreten, wolle man im Lehrbuch (z. B. in de Barys vergleichender Anatomie S. 10 ff.) nachlesen. Hier also haben wir drei Initialgruppen: eine für die Kalyptra (Kalyptragen), eine für das Plerom und eine gemeinsame

*) Man betrachte ihn auch von beiden Seiten, indem man ihn umdreht, damit man die der Medianebene am nächsten liegende Seite oben hat.

für Periblem und Dermatogen. Zu bemerken ist noch die Beschaffenheit des Initialgewebes, das vor der Behandlung mit Kalilauge studiert werden muß: wir sehen nämlich, daß die Zellen klein und dicht mit Protoplasma erfüllt sind, daß sie einen relativ großen Zellkern und dünne Wände haben, zwischen denen kaum Interzellularen auftreten; nach den älteren Teilen zu sehen wir die Zellen größer und reicher an Vakuolen, die Interzellularen auch größer und häufiger werden.

36. Präparat: Entstehung der Seitenwurzeln.

Wir machen Querschnitte durch die Wurzeln von *Typha* unterhalb der Stelle, wo die jüngsten Seitenwurzeln hervortreten (II, 36). Zum besseren Schneiden kann man die Wurzel zwischen Stückchen von Höllunder- oder Sonnenrosenmark legen. Es ist notwendig, gleich eine größere Serie von Querschnitten anzufertigen, um diejenigen auszusuchen, in denen Seitenwurzeln getroffen sind. Um sie aufzuhellen, behandelt man die Schnitte, wie im vorigen Präparat angegeben ist. Vielleicht haben wir einen Zustand gefunden, in dem die Spitze der Seitenwurzel gerade die Oberfläche des Querschnittes erreicht. Vor allen Dingen sehen wir, daß sie endogen entsteht, nämlich an der Peripherie des Gefäßbündels, und die Rinde durchbricht. An günstigen Stellen läßt sich erkennen, daß die Achse der Seitenwurzel gerade von einem Xylemstrahl des Gefäßbündels der Hauptwurzel ausgeht und daß sich die Holzelemente der ersteren an die Holzgefäße der letzteren ansetzen. Wir sehen ferner wie an der Grenze der Seitenwurzel das Perikambium sich teilt und sich in dieselbe hinein verfolgen läßt, als Zeichen, daß aus ihm die Seitenwurzel entstanden ist, wie dagegen die Schutzscheide an deren Ursprungsstelle beiderseits aufhört, d. h. gesprengt und

durchbrochen ist, ebenso wie die übrige Rinde. An der Spitze der Seitenwurzel sehen wir deutlich die Schichten der Wurzelhaube, unter der die Wurzelspitze selbst etwas verschmälert wird; wir können also hier nochmals den Vegetationspunkt im Längsschnitt beobachten. — Nicht selten treffen wir auf einem Querschnitt zwei Nebenwurzeln, die dann aber nicht gleichartig durchschnitten sind, weil sie nicht genau in gleichem Niveau entspringen. Wollen wir die jüngeren Zustände der Nebenwurzeln untersuchen, so müssen wir natürlich immer weiter nach der Wurzelspitze zu zahlreiche Querschnitte machen.

37. Präparat: Vegetationspunkt des Stammes mit schlanker Spitze.

Solche Vegetationspunkte finden sich besonders bei manchen Wasserpflanzen, von denen *Elodea* (II, 2) zur Untersuchung sehr geeignet ist, da wir bei ihr keine Schnitte zu machen brauchen, sondern nur die Stammspitze frei präparieren. Zu diesem Zwecke schneiden wir die Endknospe ab, befreien sie mit der Pinzette möglichst von Blättern und entfernen die letzten Blätter mit den Nadeln, während wir das Objekt in einem Tropfen Wasser auf dem Objekträger liegen haben. Wir benutzen dabei eine Handlupe oder noch besser eine Lupe, die an einem Stativ befestigt ist, oder ein sogen. Präpariermikroskop, wenn es uns zur Verfügung steht. Bald sieht man beim Entfernen weiterer Blätter aus der Endknospe eine farblose Spitze hervorragen, die man sich hüten muß mit der Nadel zu berühren, um sie nicht zu verletzen, denn es gilt, diese Spitze so weit wie möglich nach unten hin freizulegen. Das ca. 1 mm lange oberste Stück trennen wir dann ab und bedecken es vorsichtig mit dem Deckgläschen, unter das wir noch einige Blatt- oder Stengelstückchen legen,

damit der zarte Vegetationspunkt vor Druck geschützt wird. Schon bei schwacher Vergrößerung sehen wir deutlich die Stammspitze in der Gestalt eines stumpfen Kegels und die nach unten zu immer größer werdenden Blattanlagen. Diese stehen so dicht, daß sie sich berühren, woraus zu erkennen ist, daß die Streckung der Internodien erst mit der Ausgestaltung der Blätter beginnt. Bei stärkerer Vergrößerung können wir auch ohne weitere Präparation die Zellenanordnung am Scheitel des Vegetationskegels erkennen, wenn wir das Mikroskop auf den optischen Durchschnitt des Präparates einstellen, d. h. auf die Ebene, in der ein durch die Achse parallel dem Deckgläschen geführter Längsschnitt liegen würde. Die richtige Einstellung ist diejenige, bei der der Scheitel die stärkste Wölbung zeigt. Jetzt sieht man deutlich das Dermatogen als äußerste Zellenlage den Scheitel überziehen, unter ihm etwa noch drei Lagen ähnlicher Zellen, das Periblem, und in der Mitte schmälere Zellen, die einen, oben in eine Zelle ausgehenden Mittelstrang, das Plerom, bilden. Dieses wird hier zu dem einen zentralen Gefäßbündel, von dessen Existenz und einfachem Bau wir uns durch einen Querschnitt im unteren Teil des Stengels leicht überzeugen können. Ferner ist auf die Blattanlagen zu achten und sind die jüngsten und die älteren an der Seite liegenden ebenfalls im optischen Längsschnitt zu untersuchen. Bei jenen sieht man, daß sie sich aus dem Dermatogen entwickeln, bei diesen, daß Dermatogen und Periblem vom Stamm kontinuierlich in die Blattanlage übergeht, daß also die Anlage der Seitenorgane am Stamm, im Gegensatz zur Wurzel, exogen erfolgt. Zwei Zeichnungen werden genügen, um die beobachteten Eigenschaften auszudrücken: eine Umrißzeichnung der ganzen Endknospe bei schwacher Vergrößerung und eine Zeichnung des

optischen Längsschnittes von dem Scheitel und der Anlage der jüngsten Blätter mit Angabe der Zellenanordnung.

38. Präparat: Vegetationspunkt des Stammes bei einer holzigen Landpflanze.

Um Längsschnitte durch die in der Achsel der Blätter sitzenden Winterknospen von *Syringa* (II, 38) zu erhalten, schneiden wir uns zunächst ein Stück des Zweiges zurecht, wie es Fig. 13 A zeigt. Der Längsschnitt soll nun in einer Ebene geführt werden, die durch die punktierte Linie gehen und senkrecht auf der Ebene des Papiers stehen würde. Dazu schneiden wir den links unten von der nicht punktierten Linie befindlichen Teil mit dem Skalpell weg; so können wir den übrigen Teil in der Stellung, wie sie Fig. 13 B zeigt, bequem zwischen die Finger der linken Hand nehmen und nun sukzessive Längsschnitte von der Schnittfläche aus machen, immer der punktierten Linie parallel, bis wir über diese hinaus sind. Diese Schnitte legen wir zunächst alle in Wasser auf den Objektträger und suchen mit schwacher Vergrößerung denjenigen heraus, der den Stammscheitel enthält. Er ist daran kenntlich, daß das Stammende, tief in der Knospe gelegen, durch eine flachgewölbte Linie abgerenzt ist und darüber eine kleine dreieckige Lücke erscheint: die aufgerichteten Seiten des Dreiecks werden von der inneren Begrenzung der jungen, über dem Stammscheitel zusammenschließenden Blättchen gebildet. Durch Behandlung mit Kalilauge, die nachher wieder ausgewaschen wird, klärt sich das Bild bedeutend auf, so daß wir auch bei stärkerer Vergrößerung die Zellen am Stammscheitel erkennen. In dem kleinzelligen Meristem grenzt sich das Dermatogen deutlich ab, darunter liegen wieder mehrere Schichten von Periblem ohne deutliche Abgrenzung des letzteren nach innen zu,

wo bald die Zellen nach unten zu größer werden und das junge Mark darstellen. Wir sehen auch hier das Dermatogen und Periblem des Stammes kontinuierlich in die Epidermis und das Mesophyll der jungen Blätter übergehen, was auch auf der Zeichnung darzustellen ist. Bei schwächerer Vergrößerung sehen wir ferner den Übergang der die Blätter durchziehenden Gefäßbündel in den Stamm und verstehen nun, warum sie in diesem als Blattspur-

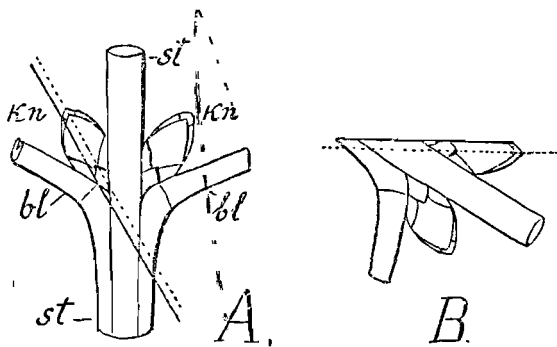


Fig. 13. Zweigstück von *Syringa* mit Knospen: *st* Stamm, *bl* Blattstiel, *kn* Knospe. Weitere Erklärung im Text.

stränge bezeichnet werden. In der Achsel eines Blattes finden wir wohl auch bereits eine Seitenknospe ausgebildet, deren Bau denjenigen der Hauptknospe im Kleinen wiederholt.

Auch hier gilt es wieder eine Umrißzeichnung zu machen, die den Bau der ganzen Knospe darstellt und außer den besonders erwähnten Verhältnissen zeigt, wie die nach außen rasch an Größe zunehmenden Blätter über dem Vegetationspunkt selbst zusammenschließen und die eigentliche Knospe bilden. Man vergleiche nun dieses Bild mit dem von *Elodea* im vorigen Präparat gewonnenen und mache sich die Unterschiede klar: sie bestehen eigentlich

nur in dem ungleichen Wachstum von Stamm und Blatt, denn bei *Elodea* streckt sich der Stamm schneller als die Blätter, bei *Syringa* ist es umgekehrt.

An einer anderen *Syringa*-Knospe machen wir dann Querschnitte, von der Spitze der Knospe anfangend, in der Richtung einer Ebene, die auf der punktierten Linie in Fig. 13 senkrecht steht, und etwa in der Mitte der Knospenlänge werden wir den Stammscheitel im Querschnitt erhalten. Wiederum sind die in der kritischen Region gemachten Schnitte auf dem Objektträger zu sammeln und ist aus ihnen der richtige auszuwählen: die Erfahrung, die wir beim Zerschneiden der ersten Knospe machen, werden uns in der zweiten das Richtige leichter treffen lassen. Ein guter Querschnitt zeigt uns dann in der Mitte eine Stelle, in der wir gerade auf den Stammscheitel sehen, rechts und links, resp. oben und unten davon liegen die jüngsten sich mit den Rändern berührenden Blattanlagen, deren Durchschnitt eine ovale oder bohnenförmige Gestalt besitzt, und nun folgen, nach außen immer abwechselnd, oben und unten und rechts und links, die nächstälteren Blattpaare, von denen jedes Blatt im Durchschnitt einen Halbmond bildet. Diese große Regelmäßigkeit, leicht in der anzufertigen Zeichnung darzustellen, findet sich natürlich nur bei Pflanzen mit dekussierter Blattstellung und so einfach geformten Blättern wie bei *Syringa* und *Evonymus*, Pflanzen, die deshalb nicht bloß für den Längsschnitt, sondern auch für den Querschnitt der Knospe sehr geeignet sind.

39. Präparat: Bau der Blüte.

Haben wir im vorigen Präparat mit der Betrachtung der Knospenlage der vegetativen Blätter geschlossen, so wollen wir jetzt die Knospenlage der die Blüte bildenden

Blattorgane studieren. Wir nehmen dazu die Knospen von Nachtkerzen-Arten, z. B. *Oenothera grandiflora* (II, 39), und machen Querschnitte durch solche, die etwa 5 mm lang sind, den Fruchtknoten nicht mitgerechnet. Beim Anfertigen der Schnitte achte man darauf, daß diese selbst und die Schnittfläche immer von Alkohol befeuchtet bleiben, bis sie auf dem Objektträger liegen, indem man, so oft es nötig scheint, Tropfen von Alkohol auf Schnittfläche und Rasiermesser bringt; andernfalls kleben die Schnitte leicht teilweise an und lassen sich nicht im Zusammenhang auf den Objektträger übertragen. Aus demselben Grunde ist es gut, sie auch hier, solange sie noch alkoholfucht sind, mit dem Deckgläschen zu bedecken und dann erst Wasser zuzusetzen. Man mache Schnitte aus verschiedenen Höhen der Knospe und auch aus kleineren und größeren Knospen (letztere werden immer schwerer im Zusammenhang zu erhalten sein) und verschieden dicke Schnitte, die dünnen fallen leicht auseinander, sind aber zur Betrachtung einzelner Teile, z. B. der Antheren, geeigneter; alle Schnitte müssen genau senkrecht auf die Längsachse der Knospe gehen. An einem guten Schnitt sieht man nun das vollständige Diagramm der Blüte (Fig. 14): die vier Kelchblätter bilden das Viereck des Schnittumfanges, ihre Mittelrippe liegt in den Ecken, mit den Rändern stoßen sie in der Mitte der Seiten zusammen (klappige Knospelage), die vier Kronblätter wechseln mit jenen ab, ihre Mitte liegt vor der Berührungsstelle der Kelchblätter, sie decken sich so, daß das eine Ende unter, das andere über einem der benachbarten Kronblätter liegt (gedrehte Knospelage). Die acht Staubgefäße liegen so, daß vier etwas weiter nach außen in den Ecken des Vierecks, also vor den Kelchblättern liegen, die anderen vier dazwischen vor den Kronblättern. Bei manchen Schnitten sind nicht nur

die Staubbeutel durchschnitten, sondern auch die Staubfäden, die dann hinter den Antheren in einer Einbuchtung derselben liegen. In der Mitte ist meistens der viereckige Durchschnitt des Griffels zu sehen; bei Schnitten aus dem

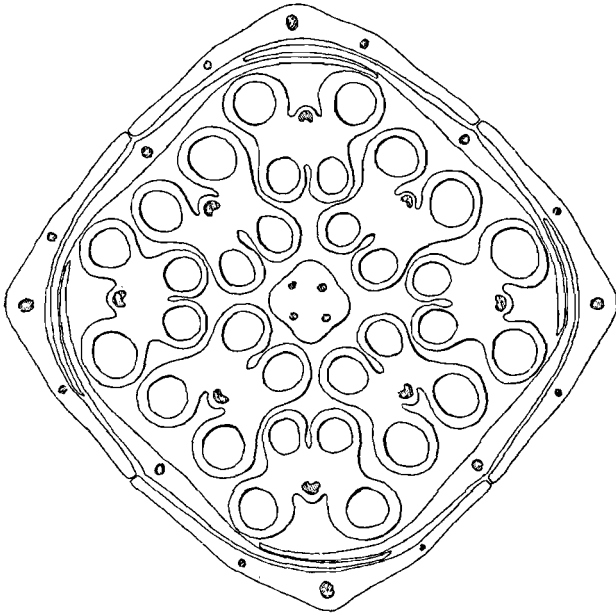


Fig. 14. Querschnitt durch die Blütenknospe von *Oenothera* (Diagramm).
Vergl. den Text.

oberen Teil der Blüte sieht man aber die vier Narbenäste des Griffels, jedoch nicht mit dem inneren sondern mit dem äußeren Staubblattkreis alternierend*). Den Fruchtknoten-

*) Die Blüte ist nämlich obdiplostemon, d. h. der vor den Kronblättern liegende Kreis von Staubblättern wird als der äußere, der vor den Kelchblättern als der innere betrachtet (vergl. Eichler, Blüten-diagramme, Bd. II, S. 457.)

querschnitt muß man man besonders aus dem unterständigen Fruchtknoten herstellen, er zeigt vier Fächer mit zahlreichen Samenknospen, an denen man, bei so jungen Fruchtknoten sehr gut die Entwicklung der umgewendeten Samenknospe studieren kann (vgl. Präp. 41). Es ist gut, wenn man eine entfaltete Blüte oder wenigstens eine gute Abbildung derselben zur Vergleichung dabei hat, um zu sehen, wie die verschiedenen Teile dem Querschnittsbilde der Knospe entsprechen: die sich an den Rändern berührenden oder dort vereinigten Kelchblätter, die sich halb deckenden Kronblätter, die Staubgefäße, deren Staubfaden in der Mitte der Anthere angeheftet ist, so daß der untere Teil der Anthere vor ihm liegt und beide im Querschnitt getrennt, hintereinander getroffen werden. Nachdem wir das Diagramm gezeichnet haben, brauchen wir die inuere Struktur der Teile nur bei den Antherenquerschnitten zu beobachten. Es sind vier Pollenfächer vorhanden, jedes zunächst umgeben von einer Schicht großer, dunkler Zellen, die wir vielleicht noch durch Kalilauge aufhellen müssen. Sie liegen strahlenförmig um das Innere herum, bilden die sogen. Tapetenschicht und enthalten plasmatische Reservestoffe für die Entwicklung der Pollenkörner. Zwischen ihnen und der Epidermis liegen zwei oder stellenweise drei Zellenlagen, von denen die innerste nebst den Tapetenzellen im reifen Zustand der Anthere zusammengeschrumpft ist, die äußere sich zur Faserzellschicht entwickelt. In den Fächern kann man an genügend jungen Knospen die Tetradenbildung des Pollens beobachten: in einem Fache sieht man eine oder zwei größere Zellen liegen, deren Inhalt in vier Portionen geteilt ist und deren Wandung auffallend weißglänzend erscheint. Die vier Teile aber, deren jeder ein Pollenkorn liefert, liegen nicht in einer Ebene, sondern in den Ecken eines Tetraeders, so daß man nur

drei auf einmal sieht. Hat man ältere Knospen durchschnitten, so sieht man in den noch ganz geschlossenen Pollenfächern wohl schon die für *Oenothera* und Verwandte charakteristischen, dreieckigen Pollenkörner mit einer Warze an jeder Ecke; auch die Viscinfäden, die hier die Pollenkörner verbinden, sind schon sichtbar.

40. Präparat: Bau der reifen Anthere.

Wir nehmen zur Untersuchung die noch geschlossenen Staubgefäße von *Lilium candidum* (II, 40) und machen zarte Querschnitte durch die Anthere. Wir werden dann leicht den Zustand bekommen, in dem sich die beiden Fächer einer Antherenhälfte zu vereinigen und gemeinsam aufzureißen im Begriff sind. Auf der einen Seite nähern sich die Antherenhälften einander und lassen einen engen Spalt zwischen sich, auf der anderen sind sie durch das Konnektiv verbunden, ein parenchymatisches, von einem Gefäßbündel durchzogenes Gewebe. Besonders zu beachten ist die Struktur der äußeren Antherenwand, die an den dünnsten Stellen nur aus zwei Schichten besteht, der ziemlich dünnwandigen Epidermis und der Faserzellschicht. Die Zellen der letzteren haben eine ähnliche Gestalt wie die Epidermiszellen, ihre Wände sind aber mit radial verlaufenden Verdickungsleisten, ähnlich wie bei Spiralgefäßen, versehen, so daß die Grenzen der Zellen dadurch undeutlich werden. Nach dem Konnektiv hin treten zwei und mehr Schichten solcher Faserzellen auf. Die Tapetenzellen und die nächstinnere Schicht, die wir bei den Antheren im vorigen Präparat beobachtet hatten, sind auch hier ursprünglich vorhanden gewesen, bilden jetzt aber nur noch eine dünne bräunliche Lage ohne erkennbare Struktur auf der inneren Seite der Wandung. Die Pollenkörner sind natürlich meistens aus den Fächern herausgefallen und

müssen einzeln aufgesucht und bei starker Vergrößerung betrachtet werden. Bei den Liliifloren haben sie meistens eine ovale Gestalt, beim Einstellen auf die Oberfläche sehen wir eine netzartige Zeichnung, die von den Verdickungsleisten der Exine hervorgebracht wird. Liegen wir die Pollenkörner in Wasser, so platzt die Exine auf, und die Intine, die zarte, innere Wand tritt hervor. An einzelnen, in Alkohol liegenden Pollenkörnern können wir die zwei Zellkerne als dunklere Flecke durchschimmern sehen*).

41. Präparat: Bau des Fruchtknotens und der Samenknospe.

Wir machen Querschnitte durch den Fruchtknoten einer offenen Blüte von *Lilium candidum* (II, 41), und da die Samenknospen hier genau horizontal liegen, (bei aufrecht stehendem Fruchtknoten), so erhalten wir damit zugleich Längsschnitte durch diese. Zunächst sehen wir bei schwacher Vergrößerung, daß der Fruchtknoten drei Fächer hat, also aus drei Fruchtblättern besteht, deren Mitte über den Fruchtknotenfächern liegt, deren Ränder aber im Zentrum zusammenstoßen und etwas in die Fächer hinein umgebogen sind: von hier aus entspringen die Samenknospen und darum werden diese Stellen Plazenten genannt. Da

*) Für private Untersuchung ist sehr zu empfehlen, Pollenkörner aus frisch geöffneten Antheren in Zuckerlösung keimen zu lassen. Man bringt einen Tropfen der Zuckerlösung in den Zwischenraum zwischen zwei auf den Objektträger nebeneinander liegenden Deckgläschen, streut die Pollen hinein und deckt ein drittes Deckgläschen so auf, daß es mit den Rändern auf jenen beiden ruht. Damit die Zuckerlösung nicht verdunstet, legt man den Objektträger zwischen zwei größere Uhrgläser, deren unteres etwas Wasser enthält. Von Stunde zu Stunde kann man nach dem Wachstum der Keimschläuche sehen. Für die Tulpe und Narzisse nimmt man nach Strasburger 3prozentige, für *Tradescantia* 15prozentige Zuckerlösung usw. 5prozentige Lösung wird für viele Pflanzen geeignet sein.

jede Plazenta eine Reihe übereinander stehender Samenknospen trägt und in jedem Fache zwei Plazenten sind, so sehen wir in jedem Fach zwei Samenknospen nebeneinander, die mit den Rückenseiten, wo die Rhaphe verläuft, zusammenstoßen und ihre Mündungsstellen oder Mikropylen symmetrisch nach außen wenden. In der äußeren Fruchtknotenwand und im zentralen Teil wird das parenchymatische Gewebe von Gefäßbündeln durchzogen; in jede Samenknospe tritt ein Gefäßbündel ein, das durch den Stiel (Funiculus) derselben an der Rückenlinie hinaufzieht (Rhaphe) und oben endigt. Unter mehreren Schnitten treffen wir auch einen solchen, der gerade den medianen Längsschnitt durch die Samenknospe zeigt, deren Bau durch Behandlung mit Kali deutlicher zum Vorschein kommt. Zunächst sehen wir, daß die Samenknospe umgewendet (anotrop) ist, so daß die Mündung (Mikropyle) neben dem Stiele liegt. An der Samenknospe selbst unterscheiden wir den Knospenkern im Innern und die beiden Integumente außen. Im Knospenkern sehen wir eine Höhlung, und diese wird gebildet von der großen, „Embryosack“ genannten Zelle, deren Inhalt mehr oder weniger kollabiert ist. Im Embryosack suchen wir nun eventuell an verschiedenen Schnitten zu erkennen: unten an der Mikropyle eine kleine Zellengruppe, Ei und Synergiden, und eine ähnliche in dem oberen spitz ausgezogenen Teil des Embryosackes, die Antipoden. Der Embryosack ist bekanntlich nur eine abnorm große Zelle des Knospenkerngewebes, das unten an der Mündung nur noch eine Zellenlage über dem Scheitel des Embryosackes bildet, oben bis an das Ende des Gefäßbündels reicht. An letzterer Stelle, die Chalaza genannt wird, beginnt das innere Integument, das, auf dem Längsschnitt gesehen, als eine Schicht von zwei bis drei Zellen auf beiden Seiten des Knospenkerns

sich bis zur Mikropyle zieht und hier zwei dicke Vorsprünge bildet. An der inneren Seite der Samenknospe legt sich das dicke untere Ende des inneren Integumentes fast an den Stiel an, auf der äußeren Seite wird das innere Integument noch von dem äußeren umgeben, dessen unteres spitzes Ende gerade bis an das Ende des inneren Integumentes reicht. Auf dem Querschnitt würden wir das innere Integument kreisförmig rings um den Knospenkern liegen sehen, seinerseits umgeben von dem äußeren Integument, das auf der inneren Seite in das Gewebe der Rhaphe resp. des Stiels übergeht.

Haben wir eine andere, verwandte Pflanze untersucht, so finden wir dieselben Verhältnisse in den Hauptzügen wieder, nur die Form des Embryosackes und die Gestalt der Ränder der Integumente sind etwas anders; man wird sich aber leicht nach der oben gegebenen Erklärung richten können. Zu zeichnen sind hier weniger die einzelnen Zellen als die Umrisse der Bilder, also ein Querschnitt des ganzen Fruchtknotens mit den Samenknospen im Innern und eine einzelne Samenknospe mit ihren oben angegebenen Teilen.

42. Präparat: Sporangien der Farne.

Wir untersuchen zunächst die Verhältnisse bei *Aspidium Filix mas* (II, 42). Von den frischen oder in Alkohol gehärteten Blättern schneidet man ein Fiederblättchen mit Fruktifikation ab und legt es zum Schneiden zwischen Hollundermark. Unter mehreren Schnitten findet man den gewünschten, der durch die Ansatzstelle der Sporangien (des Sorus) und des Schleiers (Velum) geht, das sogen. Receptaculum. Dieses bildet einen Vorsprung auf der Unterseite des Blattes und enthält ein Gefäßbündel. Von ihm erhebt sich der mittlere Teil des Schleiers, der aus

großen, inhaltsarmen, senkrecht zur Blattfläche gestreckten Zellen besteht und sich nun nach beiden Seiten in einem nur eine Zellschicht dicken Bogen bis zur Blattfläche wieder herabsenkt. Vom Receptaculum entspringen, schräg nach außen gerichtet, auf beiden Seiten vom Schleieransatz die Sporangien, die in verschiedenen Altersstufen vorhanden sind. Die jüngsten sind noch ganz kurz gestielt und zeigen in ihrem oberen Teil bei günstiger Präparation, event. nach Anwendung von Kalilauge, die Entwicklung des eigentlichen Sporangiums; jedenfalls können wir an genügend jungen Sporangien noch die große dreieckige Archesporozelle im Innern erkennen. In etwas älteren können wir auch die Entstehung der Sporen zu vier aus einer Mutterzelle beobachten. Alte Sporangien tragen häufig an ihrem ziemlich langen Stiel eine gestielte Drüse, die man nicht mit einem wirklichen Sporangium verwechseln darf. Am ausgebildeten Sporangium studieren wir den Bau von Stiel, Kapselwandung, Annulus und Sporen, worüber uns jedes gute Lehrbuch unterrichtet. Es empfiehlt sich, auch von älteren Blättern die reifen Sporangien einfach mit der Nadel abzutrennen und zu untersuchen, um die Art des Aufspringens und die freiliegenden Sporen zu sehen. Alle diese Einzelheiten zeichnen wir möglichst genau ab, nachdem wir auch ein Übersichtsbild entworfen haben.

Wem *Asplenium nidus avis* (II, 42) zur Verfügung steht, der kann auch davon sehr instruktive Präparate machen. Bei diesem Farn stehen die Sporangien auf der Unterseite des Blattes längs der Seitennerven und oberhalb derselben, die Sporangienreihe oder der Sorus wird von unten her von einem leistenförmigen Schleier überdeckt. Man spanne nun ein Stück des Blattes über den Zeigefinger der linken Hand, so daß die Sori dem Finger

parallel liegen, und versuche zuerst den Schleier durch einen Flächenschnitt von den Sporangien zu entfernen, dann durch einen dem ersten parallelen Flächenschnitt hinter den Sporangien ein Stück des Blattnerven, an dem diese ansitzen, von der Blattfläche zu entfernen, so daß man ein Stück des Sorus frei erhält. Noch ansitzende, ihn überdeckende Blattteile kann man auch unter dem Präpariermikroskop mit den Nadeln zu entfernen versuchen. Wenn es nicht gelingt, den Schleier zu entfernen, so lege man ihn wenigstens nach unten, so daß man frei auf die Sporangien sehen kann. Vor allem ist darauf zu achten, daß man nicht schief durch den Sorus schneidet, da sonst die Stiele der älteren und die ganzen jüngeren Sporangien weggeschnitten werden. An günstigen Präparaten sieht man etwa vier Reihen von Sporangien übereinander: oben die reifen, gefärbten, mit dunklen Sporen im Innern und mit langen Stielen, darunter jüngere, die fast ausgewachsen, aber noch farblos sind und farblose Sporen enthalten, darunter noch jüngere, die noch unausgebildet sind, und ganz unten die jüngsten, bei denen sich der Stiel noch nicht entwickelt hat.

43. Präparat: Prothallium der Farne mit Archegonien und Antheridien.

Wo jüngere Prothallien (II, 43) dicht zusammen auf der Erde wachsen, heben wir sie mit dem Skalpell ab, legen sie auf den Objektträger und betupfen sie leicht mit dem in Wasser getauchten Glasstab, bis sich die Prothallien und Erdteilchen getrennt haben. Wenn wir jetzt das Ganze mit schwächerer Vergrößerung durchmustern, so finden wir (vielleicht erst nach wiederholten Versuchen) dazwischen die jüngsten Zustände der Prothallien, in denen sie fadenförmig oder nur am vorderen

Ende etwas verbreitert erscheinen und am hinteren schmalen Ende noch die Sporenmembran ansitzen haben. Solche Formen suchen wir auch noch genauer zu betrachten und zu zeichnen. Darauf untersuchen wir ein einzelnes größeres Prothallium, das schon die charakteristische Herzform hat; wir legen es mit der Pinzette in einen frischen Wassertropfen, aber so, daß die Wurzeln (Rhizoiden) nach oben gerichtet sind, und reinigen es mit einem nassen Pinsel möglichst von den anhängenden Erdteilchen, Algenfäden und Moosvorkeimen unter fortwährendem Darüberspülen von reinem Wasser. Das gesäuberte Prothallium wird mit dem Deckgläschen bedeckt und genauer untersucht. Nachdem wir bei schwacher Vergrößerung seine äußere Gestalt, bei stärkerer Vergrößerung seine ziemlich gleichartigen, chlorophyllführenden Zellen und die farblosen oder mit bräunlichen Membranen versehenen, ungeteilten Rhizoiden beobachtet haben, suchen wir nach den Geschlechtsorganen, die immer auf der Unterseite des Prothalliums zwischen den Rhizoiden stehen, und zwar die Archegonien in der Nähe der Einbuchtung, wo das Gewebe dicker ist, die Antheridien weiter nach dem hinteren Rande zu.

Von den Archegonien sehen wir bei der Betrachtung von oben nur die umgebogenen Häuse, die teils offen, teils noch geschlossen sind; an letzteren ist der Halskanal im Innern deutlich zu unterscheiden. An älteren Prothallien finden wir viele geöffnete und unbefruchtete Archegonien, deren Inhalt sich gebräunt hat; man sieht dann oft ein braunes, an den Ecken etwas ausgezogenes Viereck, den Halskanal, umgeben von vier hellen Zellen, die den vier Reihen der Halszellen entsprechen.

Die Antheridien zeigen einen kreisförmigen Umriß; bei den reifen schimmern die Spermatozoiden als runde, graue Ballen durch; bei den entleerten sieht man oben

ein rundes Loch mit ausgefranster Mündung. Man suche nun nach solchen, die sich gerade entleeren oder vor der Entleerung stehen; letzteres erkennt man daran, daß die Spermatozoidien recht deutlich durchscheinen und sich bereits drehend bewegen. Solche Antheridien platzen gewöhnlich bald von selbst auf und man kann dann die Spermatozoidien heraustreten und herumschwimmen sehen. Gestalt und Cilien derselben lassen sich bei ihren schnellen Bewegungen kaum unterscheiden, darum tötet man sie, wenn man sie genug beobachtet hat, durch Zusetzen eines Tropfens Jodlösung rasch ab und sieht nun den gelblich gefärbten, schraubenförmig gewundenen Plasmakörper und das Cilienbüschel an seinem vorderen, spitzen Ende. Die Struktur der Antheridien erkennt man am besten an solchen, die am Rande eines Prothalliums sitzen und deren Wölbung demgemäß frei hervorragt, wie man es besonders an kleinen Prothallien findet, die nur Antheridien tragen: der dunkle Inhalt hebt sich von den hellen, dünnen Wandungszellen, die nur wenige Chlorophyllkörner enthalten, deutlich ab.

Um die Struktur der Archegonien zu erkennen, muß man freilich Durchschnitte machen: man nimmt ältere Prothallien, klemmt ihren dicken Teil in den Spalt eines Stückes Sonnenrosenmark und schneidet nun senkrecht zur Fläche, wie man ein Blatt zwischen Korkstückchen schneidet (vgl. Präp. 13). Hat man eine größere Anzahl recht dünner Schnitte gemacht, so wird man auch günstig getroffene Archegonien finden, die das Ei in dem, dem Gewebe eingesenkten Bauchteil und den vorstehenden Hals zeigen. Auch an den geöffneten und, weil nicht befruchtet, gebräunten Archegonien läßt sich noch die Struktur ganz gut erkennen und abzeichnen.

44. Präparat: Antheridien der Laubmoose.

Man macht Längsschnitte durch einen Antheridienstand von *Polytrichum commune* (II, 45), indem man ihn zwischen zwei Korkstückchen festhält. Die Schnitte sollen nicht zu dünn sein, weil sonst die Antheridien und Blätter leicht von der Achse, auf der sie sitzen, losgelöst werden. Den medianen Schnitt erkennt man daran, daß in der Mitte des Antheridienstandes der Stamm in eine schlanke Endknospe ausgeht. Zu beiden Seiten derselben sitzen die Antheridien zwischen vielzelligen Haaren, den sogen. Paraphysen, und umgeben von Hüllblättern. Durch Behandlung mit Kalilauge wird das Bild dieses zur Übersicht und zur allgemeinen Skizzierung zu verwendeten Schnittes deutlicher. Um einzelne Antheridien und Paraphysen abzuzeichnen, benutzt man solche, die sich beim Schneiden von selbst abgelöst haben oder die man durch Zerzupfen eines Schnittes isoliert hat; man behandelt sie besser nicht mit Kalilauge. Die Antheridien haben keulenförmige Gestalt, eine einschichtige Wandung und einen dunkelen Inhalt, sie sitzen frei auf einem kurzen Stiel, sind also viel höher entwickelt als die der Farne. Die Zellen der Wandung sind schmal und in die Länge gestreckt und liegen annähernd in Querreihen geordnet. Der Inhalt besteht aus zahllosen, dicht zusammenliegenden, winzigen Zellen, die als kleine Bläschen erscheinen und besonders gut zu beobachten sind, wo ein Antheridium angeschnitten und ein Teil des Inhaltes herausgetreten ist. Jede dieser kleinen Zellen wird zu einem Spermatozoid. Wenn man lebendes Material hat, so kann es auch gelingen, das Austreten und Herumschwärmen der Spermatozoiden unter dem Mikroskop zu beobachten: um sie zu fixieren und ihre Gestalt zu

erkennen, verfährt man dann, wie es für die der Farne in Präp. 43 angegeben ist*)

45. Präparat: Archegonien der Laubmoose.

Man legt einen mit Archegonien versehenen Spross von *Mnium punctatum* (II, 45) auf den Objektträger in Wasser und entfernt die oberen Blätter mit Nadel und Pinzette**). Bei Prüfung mit ganz schwacher Vergrößerung wird man dann schon die Archegonien durchschimmern sehen, so daß man die Endknospe abschneiden und mit den Nadeln noch die letzten Blätter entfernen kann. Ein Präpariermikroskop tut natürlich auch hier gute Dienste, ist aber nicht notwendig. Durch Aufdrücken des Deckgläschens breiten sich dann die Archegonien auseinander und man wird unreife und reife, die noch geschlossen oder geöffnet sind, auch geöffnete und nicht befruchtete, deren Hälse wie bei den Archegonien der Farne gebräunt sind, finden. Auch die Archegonien sind hier vollkommener entwickelt als bei den Farnen, denn sie besitzen einen Fuß, auf dem sich Bauch- und Halsteil frei erhebt. Ein reifes, mit

*) Auch bei *Marchantia polymorpha*, einem häufigen Lebermoos, kann man lebende Spermatozoiden im Sommer leicht beobachten. Hier sind die Antheridien in die Oberfläche der hutpilzförmigen Antheridienstände eingesenkt. Auf diese bringt man je einen Wassertropfen und sieht, ob er sich milchig trübt; wenn es der Fall ist, so schneidet man den Antheridienstand vorsichtig ab, kehrt ihn auf einem Objektträger um und überträgt so den milchigen Tropfen auf diesen. Nach Auflegen eines Deckgläschens kann man nun bei starker Vergrößerung die winzigen, mit zwei Cilien versehenen Spermatozoiden herumschwimmen sehen.

***) Bei dieser Gelegenheit sieht man sich auch gleich das Moosblatt näher an. Charakteristisch ist, daß es nur aus einer Zellenlage besteht, abgesehen von dem bei den Laubmoosen vorhandenen, bei den Lebermoosen fehlenden Mittelnerven; dieser besteht hier aus einem mehrschichtigen Strang schmalerer und chlorophyllärmerer Zellen.

Kalilauge behandeltes Archegonium wird so durchsichtig, daß man deutlich den Halskanal und das Ei im Innern sehen und es danach also im optischen Längsschnitt zeichnen kann.

Wem keine Archegonienstände zur Verfügung stehen, der kann wenigsten ältere Archegonien leicht finden, wenn er die Ansatzstellen junger Sporogone frei präpariert. Sehr große Archegonien findet man so z. B. bei dem häufigen Waldmoos *Catharinea undulata*. Man kann sich also für die Untersuchung der Archegonien auch mit dem folgenden Präparat begnügen.

46. Präparat: Die Entwicklung der Eizelle im Archegonium zum jungen Sporogonium.

Auf dieselbe Weise wie im vorigen Präparat legt man das Ende eines Sprosses frei, an dem die junge Moosfrucht gerade erst als feine Spitze hervorragt (II, 46). Nach der Aufhellung mit Kali betrachtet man das Präparat mit schwacher Vergrößerung und sieht nun den großen, spindelförmigen Embryo in dem Archegonium liegen, das man an dem oben aufsitzenden, gebräunten Hals als solches erkennt, das aber in seinem unteren Teile, dem Wachstum des Embryos folgend, bedeutend in die Länge und Breite gewachsen ist. Zum Vergleich mit der ursprünglichen Größe dienen die nicht befruchteten Archegonien, die man regelmäßig an der Basis des befruchteten sitzen findet. Präpariert man etwas ältere Sporogone, so sieht man den Archegoniumbauch durch das sich streckende Sporogon (den Embryo) quer durchrissen: der untere Teil des Sporogoniums steckt also im unteren Teile des Archegoniums und hat sich noch etwas weiter in das Moosstämmchen eingesenkt, der mittlere Teil ist frei und der obere Teil steckt in dem oberen Teil des Archegoniums, den er ge-

wöhnlich noch bei der völligen Entwicklung der Kapsel oder Urne als Mütze oder Kalyptra auf seiner Spitze trägt. Man kann so leicht eine Reihe aufeinanderfolgender, sehr instruktiver Entwicklungszustände erhalten. Wenn man frisches Material hat, so gelingt es auch ziemlich leicht, den Embryo oder das junge Sporogonium aus dem Sprosse herauszuziehen und so sein unteres, in eine Zelle auslaufendes Ende freizulegen.

47. Präparat: Bau der Mooskapsel.

Man wählt noch grüne und nicht ganz ausgewachsene Kapseln (II, 47), von denen man wie von einer Wurzelspitze (vgl. Pröp. 35) einen medianen Längsschnitt herzustellen sucht. Wenn dieses etwas schwierige Präparat nach einigen Versuchen gelungen ist, so sieht man, wie sich das Gewebe des Kapselstiels durch die Mitte der Kapsel bis zur Spitze fortsetzt und rechts und links durch einen spaltenförmigen Hohlraum von der Kapselwand getrennt wird. Diese aber, aus mehreren Schichten bestehend, ist durch Zellfäden, die den Spalt durchsetzen, mit dem mittleren Teil verbunden. Dessen äußerste Schicht wird als äußerer Sporensack bezeichnet, weil darunter dem Spalt parallel, die Zellschicht liegt, aus deren Teilungen die Sporen hervorgegangen sind. Demgemäß wird die innen an den Sporenraum angrenzende Zellenlage als innerer Sporensack bezeichnet. Das sporenbildende Gewebe (Archospor) besteht ursprünglich nur aus einer Zellschicht zwischen dem inneren und äußeren Sporensack; seine Zellen fallen durch den dichten Plasmagehalt und die in ihnen häufigen Teilungswände auf. Das übrige Parenchym in der Mitte heißt Kolumella.

Macht man nun einen Querschnitt durch die Kapsel, so überzeugt man sich leicht, daß innerer und äußerer

Sporensack, Sporen- und Luftraum ebensoviele, konzentrische Kreise um die Kolumella bilden. Diese setzt sich im Längsschnitt nach oben fort bis unter den Deckel. Man beachte auch die Ansatzstelle des Deckels mit den großen, dünnwandigen Zellen und die kleinen, dickwandigen darunter, die den oberen Rand der geöffneten Kapsel bezeichnen, von wo das Peristom ausgeht. Die dicken Zellwände, aus denen es gebildet wird, sind auch im Längsschnitt sichtbar: das eine wird auf diesem, das andere auf jenem Längsschnitt besser zu sehen sein, wenn man deren mehrere gemacht hat.

Zur Untersuchung des Peristoms nimmt man aber besser reife Kapseln, bei denen der Deckel leicht abzulösen oder schon abgefallen ist. Man schneidet den Peristomkranz dicht unter dem erwähnten, oberen Rand der Kapsel mit dem Rasiermesser ab, legt ihn in einen Tropfen Alkohol auf dem Objektträger, um die Luft zu entfernen, ersetzt den Tropfen durch Wasser und öffnet den Kranz durch einen Schnitt mit der feinen Spitze des Skalpells, damit sich das Peristom mit seinen Zähnen besser ausbreiten läßt. Wir bestimmen die Anzahl der Zähne und zeichnen einige recht genau ab. Schließlich betrachte man mit starker Vergrößerung auch einzelne reife Sporen im Wasser. Die Spore hat fast kugelförmige Gestalt, ist aber an drei Seiten etwas abgeplattet, den Stellen entsprechend, an denen sie mit den drei anderen Schwesterzellen, die aus der Sporenmutterzelle durch tetraedrische Teilung entstanden sind, vereinigt war; die Membran ist glatt und das Innere wird fast von einem großen Öltropfen ausgefüllt.

48. Präparat: Moosprotonema.

Um dieses zu untersuchen, braucht man nur ein wenig des grünen Überzuges (II, 48) mit der Messerspitze ab-

zulösen und durch wiederholtes Betupfen mit dem nassen Glasstab auf dem Objektträger den Schmutz abzuspülen. Man sieht nun ein zierliches Fadenwerk, dessen Fäden verzweigt, aber nur aus einer Reihe von Zellen gebildet sind. Charakteristisch sind die oft schräg stehenden Querwände und die großen Chlorophyllkörner. Man beobachtet auch die Verbindung dieser Fäden mit der jungen Moospflanze und den Übergang von Rhizoiden in Protonemafäden. Bei einigem Suchen wird man auch die Knospen, die zu Moospflanzen werden, an dem Protonema finden.

49. Präparat: Die Fortpflanzungsorgane von *Fucus*.

An den Enden der Äste des Thallus von *Fucus* (II, 49) befinden sich mit kleinen Warzchen besetzte Anschwellungen, die Receptacula, die natürlich nicht mit den glatten Schwimmblasen im Thallus zu verwechseln sind. Querschnitte durch ein Receptaculum zeigen uns die in dasselbe eingesenkten Conceptacula, kugelige mit einer Mündung versehene Höhlungen, an deren Wänden zwischen zahlreichen Fäden die Fortpflanzungsorgane stehen. Die Mündung wird man nur an einzelnen der Conceptacula beobachten können; die meisten werden so getroffen, daß sie ringsum geschlossen erscheinen. Hat man *Fucus platycarpus*, so findet man Antheridien und Oogonien in demselben Conceptaculum, hat man *F. vesiculosus*, so muß man Schnitte durch die Receptacula verschiedener Pflanzen machen, um beiderlei Organe untersuchen zu können.

Die Antheridien sieht man bei schwächerer Vergrößerung als ovale, dunkle Zellen in großer Anzahl zwischen den Fäden liegen. Zur genaueren Untersuchung zerdrückt oder zerpupft man ein Stück eines solchen Conceptaculums und erhält dann Büschel verzweigter, fast farbloser Fäden, von denen einzelne einzellige Zweige zu

den Antheridien umgebildet sind. Bei den noch geschlossenen Antheridien scheint der Inhalt aus lauter dicht beisammenliegenden Bläschen zu bestehen: es sind die jungen, später heraustretenden Spermatozoidien; daneben sieht man auch entleerte Antheridien, deren Membran oben aufgeplatzt und eingerissen ist. Die Entleerung selbst zu beobachten, ist nicht so schwer, wenn man frisches Material hat, das, aus dem Seewasser genommen, einige Stunden an der Luft verweilt hat.

Die Oogonien fallen viel mehr in die Augen wegen ihrer bedeutenderen Größe und dunkleren Farbe; sie sind Zellen, die mit einer kurzen Stielzelle direkt der Wandung des Conceptaculums aufsitzen. Man findet sie in verschiedener Größe und Entwicklung. Die jüngsten sind noch einkernig, an etwas älteren kann man sehen, daß sich der Kern in mehrere geteilt hat, z. B. in vier Kerne. Später wird der Inhalt immer dunkler und undurchsichtiger und es ist schwer festzustellen, daß sich das Plasma nachdem acht Kerne entstanden sind, in acht Eier zerklüftet hat, wenn man nicht an frischem Material die Eier austreten sieht. Sonst sieht man die Zerklüftung des Inhaltes durch helle Linien zwischen den dunkeln Eiern angedeutet.

Übrigens achte man auch auf das die Conceptacula umgebende, die eigentliche Thallusmasse bildende Gewebe, das hier ganz anders als bei den bisher betrachteten Pflanzen beschaffen ist: in den äußeren Schichten erscheint es parenchymatisch, mit Zellen, die zahlreiche, dunkelbraune Chromatophoren besitzen; eine besondere Epidermis ist nicht differenziert; innen besteht es aus verzweigten Zellfäden, deren Wände zu einer die Zwischenräume ausfüllenden, völlig durchsichtigen Gallerte verquollen sind, und deren Zellen wenig Farbstoff enthalten.

50. Präparat: Fortpflanzung der Florideen.

Einige Ästchen von *Batrachospermum* (II, 50) werden im Wassertropfen auf dem Objektträger mit der Nadel ausgebreitet und mit schwacher Vergrößerung betrachtet, wobei der Thallus aus aneinandergereihten Fadenbüscheln zusammengesetzt erscheint und die Sporenhaufen als dunkle Punkte zwischen den Fadenbüscheln sichtbar sind. Man suche nun zunächst den Bau der Alge zu verstehen; dazu empfiehlt es sich, die Alge mit einem Tropfen Saffranin zu färben und durch stärkeres Aufdrücken des Deckgläschens etwas zu zerquetschen. An einer durchgehenden Hauptachse nämlich, die aus einer Zellenreihe besteht, sitzen da, wo die Zellen zusammenstoßen, vier bis sechs Zellen im Quirl an und von diesen gehen teils abstehende, reichlich, meistens dichotomisch verzweigte Zellfäden aus, teils der sich Hauptachse nach unten anlegende, sogenannte Berindungs-fäden, von denen wiederum Fäden senkrecht zur Hauptachse aussprossen. An manchen Knoten entspringen der Hauptachse gleichgebaute Nebenäste. Bei frischem Material ist alles in einen Schleim eingebettet, der die Alge sehr schlüpfrig macht und es erschwert, sie unter dem Deckgläschen festzuhalten.

Die Antheridien sitzen zu zwei bis drei als winzige, kugelige Zellen auf den letzten Auszweigungen der Fadenbüschel, ihr ganzer Inhalt tritt (im Leben) als je ein Spermium heraus, und die entleerte, aufgerissene Membran der Mutterzelle sieht man zwischen noch nicht entleerten Antheridien ansitzen. Die Sporenhaufen (Glomeruli) entspringen von den Zweigen der Fadenbüschel und bestehen aus sehr dicht verästelten, von einem Punkt ausstrahlenden Zellfäden, deren äußerste Zellen als Sporen abgegliedert werden. In den Bau dieser Sporenhaufen gewinnt man einen Einblick, wenn man durch stärkeres

Aufdrücken des Deckgläschens die Alge und damit auch die Frucht zerquetscht. Bei dieser Operation werden dann auch die jungen Fruchtanlagen isoliert, die nach der wachsenden Spitze der Zweige hin zu suchen sind. Hat man solche gefunden, die nur aus einem Knäuel von wenigen Zellen bestehen, so sieht man am oberen Ende desselben die keulenförmige, unten etwas eingeschnürte Trichogyne hervorragen, die sich durch den helleren Inhalt vor den anderen Zellen auszeichnet und gewöhnlich an ihrer Spitze einige ansitzende Spermastien trägt. So lernt man die Trichogyne erkennen und die noch unbefruchtete vor dem Aussprossen der sporenbildenden Fäden auffinden.

Zur Ergänzung kann man auch noch eine Floridee aus dem Meere untersuchen. Wegen ihres einfachen Baues ist besonders *Polysiphonia* (*P. urceolata* Grev. oder *P. violacea* Grev. aus der Nordsee) zu empfehlen. An den weiblichen Exemplaren untersucht man die Sporenfrüchte mit ihrer Hülle (Cystocarpien) und ihre Entwicklung. An männlichen Exemplaren sieht man die Antheridien auf besonderen Ästchen vereinigt. An noch anderen Exemplaren findet man die für die Florideen charakteristischen Tetrasporen, als ungeschlechtliche Fortpflanzungsorgane, ebenfalls in besonderen Ästchen des reichverzweigten Thallus.

51. Präparat: Fortpflanzung der Characeen.

Wir legen das Ende eines Sprosses von *Nitella gracilis* (II, 52), an dem wir schon mit bloßem Auge kleine Knöpfchen erkennen, auf dem Objektträger in Wasser und drücken die sparrigen Äste mit dem Deckgläschen etwas flach. Die Glieder der Achse bestehen aus großen, im unteren Teile des Sprosses bis zu 4 cm langen Zellen; aus den Knoten, die von kleineren Zellen gebildet werden, entspringen etwa sechs Blätter im Quirl, die sich wieder-

holt gabelig teilen; jedes Glied besteht wieder aus einer Zelle, nur die obersten sind zwei- oder dreizellig. Zwischen den Gabelästen sitzen die Antheridien in Gestalt kleiner Kugeln, während die Sporenknospen seitlich an den Knoten des Blattes stehen und mit der Spitze schräg nach unten gerichtet sind. Die letzteren sind einfacher gebaut und leichter zu untersuchen. Wir sehen die dunkle Eizelle durchschimmern durch die aus fünf schraubenartig gedrehten Schläuchen bestehende Hülle, von der man ein besonders gutes Bild bekommt, wenn man eine Sporenknospe schräg von oben sieht. Die Schläuche endigen in das sog. Krönchen, d. h. sie haben an ihrer Spitze zwei schmälere, kleine Zellen abgegliedert, während sie sonst ohne Querwände sind. Sie entspringen von der Stiel- oder Fußzelle, die dem Blattknoten aufsitzt und in der Mitte oben die Eizelle trägt, aber nicht direkt, sondern mit Einschaltung einiger kleiner, flacher Zellen. Bei reifen und bei befruchteten Sporenknospen haben sich die Schläuche an der Spitze gestreckt, das Krönchen hoch emporhebend, und sind hier auseinandergewichen, so daß man deutlich die Spalten sieht, durch welche die Spermatozoiden zu dem Ei gelangen.

An den Antheridien erkennt man von außen die zickzackförmig verlaufenden Nähte, in denen die acht die Wand bildenden, dreieckigen, plattenförmigen Zellen zusammenstoßen. Bei lebendem Material sieht man zahlreiche orangerote Farbstoffkörper im Innern dieser Zellen. Stellt man auf den optischen Durchschnitt ein, so sieht man auch die innere Begrenzung der Wand, es scheint dann aber, als ob diese aus einer Schicht vieler Zellen bestände, weil man die Falten und Vorsprünge der Membran für durchgehende Scheidewände hält. Das innere ist erfüllt von gewundenen Schläuchen, zwischen denen wohl

stabförmige Zellen durchschimmern, die, von der Mitte einer Wandungszelle entspringend, nach dem Zentrum gerichtet sind. Durch Zerdrücken isolierter Antheridien gelingt es dann zu sehen, daß die Schläuche büschelig von je einer der acht eben erwähnten, stabförmigen Zellen (Manubrien) entspringen und daß diese den dreieckigen Schildern innen in der Mitte aufsitzen. Jeder Schlauch besteht aus zahlreichen flachen Zellen und jede Zelle liefert ein Spermatozoid. Es ist nicht schwer, wenn man frisches Material hat, das Austreten der Spermatozoidien, ihre Gestalt und ihre Bewegung zu sehen.

Nachdem wir uns den Bau der Geschlechtsorgane klar gemacht haben, versäumen wir nicht, bei frischem Material an den vegetativen Zellen die Anordnung der kleinen, polygonalen Chlorophyllkörner in einer dichten Schicht und bei tieferer Einstellung am Rand der Zellen die rasche Protoplasmaströmung zu betrachten, die an der Fortbewegung verschiedenartiger, farbloser Inhaltkörper zu erkennen ist.

Haben wir eine andere *Nitella*-Art oder eine *Chara* zur Untersuchung vor uns, so wird man sich auch bei diesen nach den eben gegebenen Anweisungen leicht orientieren können, wenn man im Lehrbuch die Beschreibung vergleicht, besonders die Unterschiede zwischen *Chara* und *Nitella* beachtet.

52. Präparat: Fortpflanzungsorgane bei Vaucheria.

Man breitet die fruktifizierenden Fäden (II, 52) einfach im Wassertropfen aus und betrachtet sie. Die Fäden sind verzweigt, aber ganz ungegliedert, d. h. ohne Querwände, nur die Oogonien und Antheridien sind durch eine Wand abgetrennt. Erstere erscheinen als große, rundliche Zellen mit dunklerem Inhalt. Ist die Membran

einfach und ganz geschlossen, so hat man noch nicht geöffnete Oogonien vor sich, ist aber eine doppelte Membran vorhanden, so ist das Ei bereits befruchtet und zur Spore geworden; man wird dann auch an der äußeren Membran die Öffnung finden, durch welche die das Ei befruchtenden Spermatozoidien eingedrungen sind. Die Antheridien sind schlanke, wie ein Widderhorn gekrümmte Äste, der obere, durch eine Querwand abgegrenzte Teil enthält und entläßt die zahlreichen winzigen Spermatozoidien; man findet also die Antheridien entweder noch geschlossen und mit Inhalt oder an der Spitze geöffnet und leer. Oogonien und Antheridien sitzen nebeneinander auf dem Hauptfaden oder an besonderen Seitenästchen, je nach den Arten. Zur Beobachtung der Schwärmsporen muß man frisch gesammeltes Material haben; bringt man dieses in flache Teller mit frischem Wasser, so treten oft schon am nächsten Tage die Schwärmsporen aus und man kann diesen Vorgang direkt unter dem Mikroskop beobachten. Die Entstehung und Beschaffenheit der Schwärmsporen ist im Lehrbuch beschrieben.

53. Präparat: Fortpflanzung von Spirogyra.

Die Fäden der Alge (II, 53) werden im Wasser ausgebreitet, so daß sie nicht zu sehr durch- und übereinander liegen. Sie sind unverzweigt und bestehen aus Reihen zylindrischer Zellen, deren jede ein oder mehrere, schraubig gewundene, grüne Bänder (Chromatophoren) enthält. In einigen Fäden findet man in den Zellen statt der Spiralbänder ovale, dunkle Körper, die Sporen, die nun als mit ihrer eigenen Membran umgebene Zellen in den Mutterzellen liegen. Die sporentragenden Zellen zeigen noch den Kopulationsfortsatz, und man wird auch zwei

zusammenhängende, durch Kopulationsfortsätze oder -kanäle verbundene Fäden finden. Bei einigem Suchen erhält man (besonders an gut fixiertem Material) alle Zustände: beim Beginn der Kopulation besitzen die kopulierenden Zellen noch ihre Spiralbänder und der Kanal ist noch geschlossen, nach vollzogener Kopulation ist die eine Zelle leer und die andere enthält die Spore, ein mittlerer Zustand zeigt, wie der Inhalt der einen Zelle durch den offenen Kopulationskanal in die andere Zelle hinüberwandert.

54. Präparat: Verschiedene Chlorophyceen.

Außer der im vorigen Präparat beschriebenen *Spirogyra* trifft man im Süßwasser besonders häufig *Cladophora*-Arten. Die Gattung ist kenntlich an den aus einfachen Zellenreihen bestehenden, aber verzweigten Zellfäden. Die Zellen sind verhältnismäßig groß und mit derber Membran versehen; der Inhalt erscheint gleichmäßig grün oder das grüne Chromatophor hat ein netzförmiges Aussehen. Fortpflanzungsorgane sind äußerlich nicht zu unterscheiden. Die Alge bildet in einzelnen Zellen des Thallus, manchmal in den einzelligen Seitenzweigen, zahlreiche Zoosporen aus dem dann besonders dunkel erscheinenden Inhalt; findet man sie in der Zoosporenbildung, so ist es interessant zu beobachten, wie die Schwärmsporen, eine nach der anderen, durch ein Loch in der Membran austreten und fortswimmen.

Da *Cladophora* zu den größten Algen des Süßwassers gehört, so sitzen an ihr häufig andere Algen an, z. B. *Oedogonium*-Fäden, die der Anfänger manchmal mit den Seitenzweigen der *Cladophora* selbst verwechselt. Genauere Betrachtung zeigt, daß die wirklichen Zweige der *Cladophora* immer am oberen Ende ihrer Mutterzelle ent-

stehen, während die fremden Fäden an beliebigen Stellen aufsitzen, und zwar mit einem besonderen Haftorgan. Außerdem hat *Oedogonium* ganz anders gebaute Fäden und Zellen und kann auch im sterilen Zustand an der durch die eigentümliche Zellteilung hervorgerufenen Kappenbildung an den Querwänden erkannt werden (vergl. die Erklärung im Lehrbuch). Ein fruktifizierendes *Oedogonium* zeigt im Verlaufe des einfachen, unverzweigten Fadens eine kugelige oder ovale angeschwollene Zelle, das Oogonium, in dem, wenn es befruchtet ist, eine mit einer Membran umhüllte Spore liegt (wie bei *Vaucheria*). Auf die Fortpflanzung von *Oedogonium* und auf die anderen fadenförmigen Algen, von denen *Conferva* noch besonders häufig ist, kann hier nicht eingegangen werden: sie müssen wie die im Folgenden zu erwähnenden Algen mit Hilfe eines Spezialwerks (z. B. O. Kirchner, die mikroskopische Pflanzenwelt des Süßwassers, Braunschweig bei G. Haering, 1891) bestimmt werden. Die nicht fadenförmigen, grünen Algen sind meistens bei den *Protococcoideen* und *Desmidiaceen* zu suchen und verschiedene Arten von ihnen wird man wohl immer zwischen den größeren, fadenförmigen finden.

55. Präparat: Diatomeen.

Zur Untersuchung dieser kleinen einzelligen Algen (II, 55) müssen wir natürlich starke Vergrößerung anwenden. Wir untersuchen die Form der Zelle bei der Ansicht von vorn und von der Seite, indem wir durch schwache Berührung des Deckgläschens die Zelle drehen; wir betrachten die Zeichnung auf der Schale, soweit sie erkennbar ist, und die braunen Chromatophoren im Innern. Wir beobachten die Bewegung der frei schwimmenden und die verschiedenen Formen der anderen: manche

sind in Bänder vereinigt, manche sitzen flach auf der Unterlage, z. B. einer Fadenalge, fest, manche sitzen an langen verzweigten Stielen. Die Auxosporenbildung der Diatomeen zu sehen, wird wohl nur durch Zufall gelingen, wenn man nicht lange danach sucht. Eher findet man Teilungszustände, in denen die zwei neuen Zellen noch in den alten auseinandergeschobenen Schalenhälften liegen. An den gestielten Diatomeen ist die Fortpflanzung durch Teilung auch daran zu erkennen, daß an einem Stielende zwei Zellen dicht zusammensitzen, indem sie eben durch Teilung aus einer entstanden sind.

56. Präparat: Cyanophyceen.

Wenn wir fadenförmige Cyanophyceen (II, 56) vor uns haben, so können die Fäden einfach oder verzweigt sein, in einer Scheide stecken oder unbescheidet sein; ferner ist darauf zu achten, ob alle Zellen gleichartig und gefärbt sind oder ob andersartige Zellen mit farblosem Inhalt und gelblich gefärbten Wänden zwischen den andern im Verlauf des Fadens auftreten, sogen. Heterozysten; seltener findet man große, inhaltsreiche Zellen im Verbands mit den anderen, die Sporen. In den vegetativen Zellen scheint der Inhalt körnig und gleichmäßig blau- oder olivengrün gefärbt zu sein; nur in besonders günstigen Fällen können wir sehen, daß der innere Teil, der den echten Zellkern vertretende sogen. Zentralkörper, farblos ist und der peripherische Teil des Protoplasmas den Farbstoff aber keine eigentlichen Chromatophoren enthält.

Sind die Fäden unverzweigt und scheidenlos, die Zellen alle gleichartig, flach, dicht aneinandergereiht, so haben wir eine *Oscillaria* vor uns, an der wir die langsam schwingende Bewegung der ganzen Fäden beobachten können.

57. Präparat: Bakterien.

Von dem bakterienhaltigen Wasser (II, 57) nehmen wir einen Tropfen unter das Deckglas und betrachten ihn mit unserer stärksten Vergrößerung. Wir sehen winzige, farblose Zellen von kugelig oder stäbchenartiger Gestalt, die meistens in lebhafter Bewegung begriffen sind; auch schraubig gewundene, die sich schnell vorwärts bewegen, finden wir nicht selten, besonders in Sumpfwasser, dabei. Die zur Bewegung dienenden Geißeln können wir nicht wahrnehmen, und sie durch Färbung sichtbar zu machen, ist eine umständliche und schwierige Operation. Wir begnügen uns mit der Beobachtung der lebenden Organismen und mit der Herstellung eines einfach gefärbten Dauerpräparates. Dazu verteilen wir mit der Nadel das Bakterienmaterial in einem Tropfen Wasser auf dem Deckgläschen (nicht auf dem Objektträger) und lassen den Tropfen unter einer Glasglocke, die ihn vor Staub schützt, langsam eintrocknen. Das trockene Deckgläschen fassen wir mit der Pinzette, so daß die bakterientragende Seite oben ist, und ziehen es langsam dreimal durch die Flamme einer Spirituslampe oder eines nicht leuchtenden Bunsenbrenners. Dadurch werden die Bakterien an das Deckgläschen fixiert, so daß wir es weiter behandeln können. Wir bringen nämlich einen Tropfen Fuchsinlösung darauf, lassen ihn 5—10 Minuten einwirken und spülen ihn unter laufendem Wasser ordentlich wieder ab. Dann stellt man das Deckgläschen zum Trocknen auf die Kante und, nachdem es trocken geworden ist, legt man es, natürlich mit der bakterientragenden Seite nach unten, auf einen Tropfen Kanadabalsam auf der Mitte eines Objektträgers. Sobald der Balsam sich verteilt hat und erstarrt ist, ist das Präparat fertig: die Bakterien sind intensiv rot gefärbt.

58. Präparat: Endogene Sporenbildung bei Mucor.

Wir nehmen von der Schimmelkultur (II, 58) einige Fadenbüschel mit der Pinzette ab und legen sie auf dem Objekträger in einen Tropfen Alkohol, der sehr bald entfernt und durch Wasser ersetzt werden kann; darin breiten sich die Fäden wieder aus und bekommen unter Beihilfe der Präpariernadeln ihre natürliche Stellung wieder. Die Fäden lassen sich nämlich nicht direkt im Wasser untertauchen, wenn wir nicht die anhaftende Luft mit Alkohol verdrängen. Wir betrachten das Präparat nach dem Auflegen des Deckgläschens mit schwacher Vergrößerung und unterscheiden nun die köpfchentragenden aufrechten Hyphen, die von ihnen nach unten ausgehenden Rhizoidenbüschel und die Verbindungsfäden zwischen den zu zwei oder drei vereinigten Fruchthyphen. Es zeigt sich aber nun, daß in den Hyphen nirgends Querwände vorhanden sind bis auf das Köpfchen (Kennzeichen der einfachsten Pilze oder Phykomyzeten). Die Verbindungshyphen, die jungen Sporangien und die Enden der Rhizoiden sind farblos, an den andern Stellen sind die Membranen bräunlich gefärbt. Die reifen, fast kugeligen Sporangien sehen fast schwarz aus durch die zahlreichen dunkeln Sporen im Innern. Doch sieht man eine blasenförmige Vorwölbung des Stiels in dem Köpfchen als helle Stelle durchscheinen. Wie jüngere Entwicklungsstadien zeigen, entsteht das Köpfchen dadurch, daß der Faden an seinem Ende eine kugelige Auftreibung bildet und diese durch eine Querwand abgliedert, worauf ihr Inhalt in zahllose Sporen zerfällt; aber jene Querwand vergrößert sich und erhebt sich blasenförmig in das Innere, die sogen. Kolumella bildend. Diese bleibt nun auch bestehen, wenn das Sporangium geplatzt ist und seine äußere Membran abgeworfen hat. Solche Zustände darf man nicht mit unreifen Sporangien verwechseln; sie sind an den außen

noch ansitzenden Sporen und an dem ringförmigen Rest der äußeren Sporangiummembran erkennbar. Die zahlreichen Sporen liegen daneben im Wasser umher, haben fast kugelige Gestalt und eine schwärzliche Färbung, die von der Membran herrührt.

59. Präparat: Conidienbildung bei *Botrytis cinerea*.

Wir nehmen ein Stück des schimmeligen Pflanzenteils (II, 59) und behandeln es in der im vorigen Präparat angegebenen Weise mit Alkohol und Wasser. Im Gegensatz zu *Mucor* hat dieser Pilz septierte, d. h. mit Querwänden versehene Hyphen. Die sporentragenden Äste sind bis 2 mm hoch, einfach oder verzweigt und zeigen an der Spitze kleine Auswüchse, an denen die Sporen knäuelartig ansitzen und von denen sie auch sehr leicht abfallen, so daß man vielfach nur die nackten, kurzen Auswüchse und die zahlreichen Sporen, die also hier äußerlich abgeschnürt werden, im Wasser danebenliegen findet. Die Sporen haben eine ovale Gestalt und sind farblos.

60. Präparat: Fruktifikation der Schlauchpilze.

Ein Stück des Bechers von *Peziza spec.* (II, 60) schneidet man in frischem Zustand oder, wenn das Material in Alkohol konserviert ist, frisch dem Alkohol entnommen, ohne es mit Wasser zu berühren, nötigenfalls zwischen Korkplättchen. Der Schnitt muß nur senkrecht zur Fläche des Stückes gerichtet sein, im übrigen ist es gleichgültig, ob er in Beziehung zum ganzen Fruchtkörper längs, quer oder schief geht, er muß aber sehr dünn sein. Der so erhaltene Schnitt, den man natürlich in Wasser bringt, stellt einen schmalen Streifen dar und weist auf der einen Seite das Hymenium auf, während der übrige, größere Teil von der Becherwandung gebildet wird. Letztere zeigt ein echtes Gewebe, insofern

sie wirklich aus lauter dicht durcheinander gewebten Fäden besteht, deren Verlauf sich nur auf kurze Strecken verfolgen läßt, die aber deutliche Querwände zeigen, also septiert sind. Das Gewebe ist aber nicht so dicht, daß nicht vielfach Lücken in ihm vorkämen; man wird sich seine Struktur am besten klar machen, wenn man eine kleine Partie davon abzuzeichnen versucht. Auf der Seite des Hymeniums stellen sich nun die Enden aller Fäden senkrecht zur Oberfläche und werden teils zu Sporenschläuchen, teils bleiben sie steril und heißen Paraphysen. In vielen Schläuchen sehen wir deutlich die Sporen in einer Reihe hintereinander liegen und werden deren fast stets acht zählen. Die reifen Sporen haben einen starken Glanz und eine derbe Membran, die unreifen zeigen noch den plasmatisch-körnigen Inhalt und zarte Membran. Um die verschiedenen jüngeren Zustände, welche die Entwicklung der Sporen zeigen, zu beobachten, müßten wir ein Stück des Hymeniums zerfasern und den Inhalt der Schläuche durch Kernfärbemittel, z. B. Hämatoxylin, zur Anschauung bringen. Die Paraphysen sind dünnere, mit Querwänden versehene und am oberen Ende etwas angeschwollene Fäden.

61. Präparat: Fruktifikation der Hutpilze.

Man schneidet von einem eben sich öffnenden Hut von *Agaricus campestris* (II, 61) ein Stück heraus und macht Schnitte, die ziemlich parallel dem Rande des Hutes senkrecht auf dessen untere Fläche gerichtet sind, unter Beobachtung der im vorigen Präparat für das in Alkohol konservierte Material gegebenen Regeln. Man muß hier noch besonders vorsichtig sein, daß die Schnitte nicht durch das Deckgläschen gedrückt werden und dadurch in eine schiefe Lage kommen. Die durchschnittenen Lamellen sehen jetzt wie die Zinken eines Kammes aus, und schon

bei schwacher Vergrößerung bemerken wir eine braune Linie, die dem Umriß der Lamellen entspricht und den Ort der Sporenproduktion angibt. Der innere Teil der Lamellen zeigt kein solches Geflecht wie die Becherwand von *Peziza*, sondern ein sogen. pseudoparenchymatisches Gewebe, d. h. die Fäden, deren einzelne Zellen viel ungleicher und größer als dort sind, sind so miteinander verflochten, daß kaum Zwischenräume entstehen und das Gewebe dadurch dem Parenchym der höheren Pflanzen gleicht. In der Mitte verlaufen auch die Fäden mehr parallel und bilden eine Art von Strang, die Trama, nach außen zu werden sie kleiner und gehen in das Hymenium über, das die ganzen Lamellen überzieht und hier aus pallisadenförmig nebeneinander stehenden Basidien und Paraphysen besteht, wie bei *Peziza* aus Schläuchen und Paraphysen. Das Hymenium muß an den dünnsten Stellen des Schnittes bei sehr starker Vergrößerung untersucht werden. Man sieht dann Gruppen von je vier Sporen, die noch weiß oder schon gebräunt sind, und bei genauerer Beobachtung bemerkt man, daß die vier Sporen je durch ein dünnes Stielchen mit dem keulenförmigen Ende einer Hyphe verbunden sind: es sind dies die Sterigmen, mit denen sie der Basidie aufsitzen, ebenso regelmäßig zu vier, wie die Sporen in den Schläuchen der *Peziza* zu acht*). Häufig sieht man auch Basidien mit vier Sterigmen ohne Sporen, die letzteren sind dann abgefallen; tragen aber die Sterigmen kleine, helle Köpfchen, so hat man in diesen die jungen Sporen vor sich. Man bemerke, daß alle Teile

*) Man findet aber auch Exemplare (vielleicht bestimmte Sorten) beim Champignon, die regelmäßig nur 2 Sterigmen und 2 Sporen auf der Basidie tragen, wie es Sachs als die Regel für den echten Champignon aufgestellt hat.

der Lamellen bis auf die reifen Sporen farblos sind, daß also die Sporen in unendlicher Menge produziert werden müssen, um die Lamellen äußerlich ganz braun zu färben. Die reifen Sporen zeigen ovale Gestalt, bräunliche, glatte Membran und Öltropfen im Innern.

62. Präparat: Fruktifikation der Rostpilze.

Nachdem man sich in einem Lehrbuch über die Entwicklungsgeschichte des Getreiderostes unterrichtet hat, macht man zahlreiche Querschnitte durch ein Blatt der mit *Aecidium* behafteten *Euphorbia Cyparissias* (II, 62), das man zwischen Korkplättchen hält. Schon bei schwacher Vergrößerung fallen die großen Äcidienbecher ins Auge, die auf der Unterseite des Blattes in dessen Gewebe eingesenkt sind. Weniger häufig sind die Spermogonien, die meistens auf der oberen, aber auch auf der unteren Seite des Blattes auftreten und an den Haarschöpfen, die über die Blattoberfläche vorragen, kenntlich sind. Da die Äcidienfrüchte in geschlossenem Zustande fast kugelig, in geöffnetem becherförmig sind, so werden sie natürlich beim Schneiden in verschiedener Weise getroffen; die am Rande getroffenen zeigen uns den Bau der Fruchtwandung, die aus derben, polygonalen Zellen besteht. Ein besonders günstiges Bild bieten die in der Mitte durchschnittenen, geöffneten Äcidienbecher: wir sehen an beiden Seiten die zurückgebogene Wand und im Grunde des Bechers die aus einem Fadengeflecht entspringenden, aufrechten, kurzen Hyphen, an deren Ende die Sporenketten entstehen; die oberen Sporen werden sämtlich entfernt sein, weil sie durch das Schneiden auseinandergefallen sind, nur die untersten und seitlichen Sporen sitzen noch an. Die zahlreichen freiliegenden Äcidiosporen zeigen die durch den gegenseitigen

Druck hervorgerufene polygonale Form und eine dicke, skulpturierte Membran von bräunlicher Farbe.

An einem Spermogonium können wir die Abschnürung der sehr kleinen Sporen schwerlich erkennen; ist es in der Mitte getroffen, so sehen wir die zentrale Höhlung umgeben von Fäden, die vom Rande ausstrahlen und durch die aufgerissene Epidermis als das schon erwähnte Büschel nach außen hervorragen. Das Mycelium, aus dem die beiderlei Fruchtformen hervorgehen, beobachten wir im Innern des Blattes zwischen dessen Zellen. An dem Blattquerschnitt erkennen wir die Oberseite an dem Vorhandensein eines Pallisadenparenchyms daselbst und an der Lage von Holz und Bast in den durchschnittenen Gefäßbündeln (vgl. Präp. 18).

Um die *Puccinia*-Form des Pilzes zu untersuchen, machen wir Querschnitte durch den Halm oder das Blatt des davon befallenen Grases (II, 62). Wenn das Blatt frisch ist, so falten wir es, um besser schneiden zu können, mehrfach zusammen (vgl. Präp. 18); aber auch durch ein trockenes Blatt (Herbarmaterial) können wir sehr gut Schnitte machen, wenn wir es auf die im folgenden Präparat angegebene Weise in Stearin einschmelzen. An den vorliegenden Schnitten sehen wir an einzelnen Stellen der Blattoberfläche das Sporenlager der *Puccinia* mit Uredosporen und rechts und links davon die Teile der aufgerissenen Epidermis, die vorher das Sporenlager überdeckt hatte. Die Sporen sind einzellig, haben dicke, ungefärbte, außen mit hervorragenden Punkten besetzte Wände und sitzen auf ziemlich langen, farblosen Stielen, die sich von einem Hyphengeflecht erheben; die Färbung rührt von gelblichen Tropfen im Innern her. Zahlreiche Hyphen sehen wir auch im Innern des Blattes zwischen dessen Zellen verlaufen.

Puccinia- oder *Teleuto*-Sporen können zwischen den Uredosporen gefunden werden, da sie später im Sommer in denselben Lagern auftreten, oder sie bilden besondere Lager für sich. Auch in diesen sitzen die Sporen an längeren Stielen, sind aber von den anderen leicht zu unterscheiden durch ihre längliche Form, ihre Zweizelligkeit und die dicke, braune Membran.

63. Präparat: Bau des heteromeren Flechtenthallus.

Ein kleines Stück der trockenen Flechte *Sticta pulmonacea* (II, 63) schmilzt man auf folgende Weise in Stearin ein. Nachdem eine Stearinkerze angezündet worden ist,

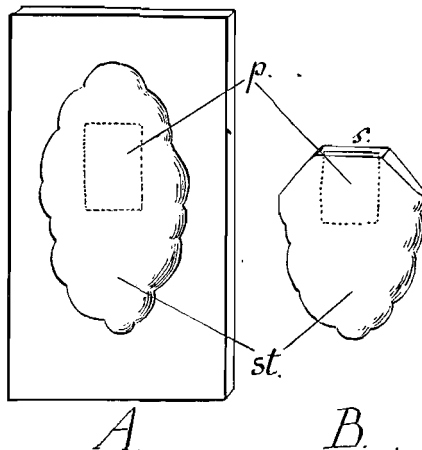


Fig. 15 A. Ein Objektträger mit dem Stearinkuchen *st* von oben, *p* das eingeschmolzene, durchscheinende Objekt. B. Der losgelöste Stearinkuchen mit der Schnittfläche *s*.

verreibt man einen Tropfen Glycerin auf der oberen Seite eines Objektträgers und träufelt dann das von der horizontal gehaltenen Kerze abschmelzende Stearin auf das Glas, so

daß ein flacher Kuchen entsteht. In diesem legt man, solange er noch flüssig ist, mit der Pinzette das vorher zurechtgeschnittene Stück der Flechte und träufelt noch etwas Stearin darauf, so daß das Flechtenstück ganz in Stearin eingeschlossen ist und noch schwach durchscheint (Fig. 15 A). Man läßt die Stearinmasse ruhig erkalten und kann sie dann leicht von dem Objektträger abheben, weil er mit Glyzerin angefeuchtet war. Mit dem Skalpell schneidet man sich den Stearinkuchen so zurecht, wie es Fig. 15 B zeigt, und macht nun sehr dünne Querschnitte durch Stearin und Flechte zugleich, indem man die Schneide des Rasiermessers parallel zur breiten Seite der Schnittfläche hält. Die mit dem Flechtenquerschnitt sich einrollenden Stearinstreifchen werden in den Wassertropfen auf dem Objektträger gebracht, und hier kann schon die Hauptmasse des Stearins von den Schnitten abgetrennt werden, die letzteren bringt man auf die Seite und wischt das Wasser mit dem Stearin weg. Den Rest des anhaftenden Stearins entfernt man durch Auflösen in Alkohol, mit dem man die Schnitte wiederholt so lange behandelt, bis bei der Prüfung mit schwacher Vergrößerung kein Stearin mehr zu sehen ist. Nun wird nochmals mit Alkohol nachgespült und auf die gerade noch alkoholfuchten Schnitte ein Tropfen Ammoniakwasser fallen gelassen, das etwas aufquellend wirkt und dem Gewebe ziemlich sein ursprüngliches Aussehen wiedergibt. Überhaupt wird man von allen Laub- und Strauchflechten auf diese Weise die besten Schnittpräparate herstellen können, denn bei der Kleinheit der Zellen müssen die Schnitte sehr dünn und durchsichtig sein*).

*) Mit dieser einfachsten Weise des Einschmelzens lassen sich auch aus trockenen Blättern, Samen und ähnlichen Körpern sehr gut dünne Schnitte herstellen.

Auf dem Querschnitt durch den Thallus von *Sticta* lassen sich schon bei schwacher Vergrößerung folgende Schichten unterscheiden: die graue Markschrift, die darüberliegende grüne Gonidienzone und die über dieser und unter der Markschrift liegende gelbliche Rindenzone, schließlich auf der unteren Seite die Wurzelfasern oder Rhizoiden. Bei stärkerer Vergrößerung erscheint die Markschrift als ein aus locker verflochtenen Hyphen bestehendes Gewebe, das an die Becherwandung von *Peziza* erinnert. Von ihnen gehen einzelne Hyphen senkrecht nach oben durch die „Gonidienzone“, die auch querlaufende Hyphen enthält, größtenteils aber aus den rundlichen, rein grünen Algenzellen (Palmellaceen) besteht; und an der oberen Grenze dieser Zone gehen sie über in die pseudoparenchymatische Rindenschicht, deren Zellen von innen nach außen zu immer dickere Wände bekommen, so daß außen, wo die Wände auch gelbliche Farbe annehmen, nur sehr enge Lumina übrig bleiben. Die Rindenschicht auf der Unterseite ist der auf der Oberseite ganz ähnlich; von ihr gehen kurze, gewöhnlich zu Büscheln vereinigte Hyphen nach unten und diese bilden die oben erwähnten, als Wurzeln fungierenden Rhizoiden.

64. Präparat: Bau des homöomeren Flechtenthallus und des Apotheciums.

Man macht Durchschnitte durch ein Thallusstück mit einem Apothecium von *Collema* (II, 64) nach derselben Methode wie durch den Thallus von *Sticta* (vgl. Präp. 63) und sieht nun an den günstigen Schnitten sowohl den Thallus als auch das in ihm etwas eingesenkte Apothecium mit der Hymeniumschicht.

In dem Thallus, der von einer festen, dunkeln Haut umgeben wird, lassen sich keine besonderen Schichten unter-

scheiden, sondern in einer homogenen Gallertmasse verlaufen kreuz und quer die farblosen, verzweigten und gegliederten Hyphen des Pilzes, die miteinander zusammenhängen, während überall zwischen ihnen die einzelnen, perlschnurförmigen Ketten der blaugrünen Alge liegen: wir erkennen sie an der Gestalt der Zellen und dem Auftreten von Heterozysten zwischen den vegetativen Zellen als eine Art von *Nostoc*. Unter dem Hymenium verflechten sich die Pilzfäden zu einem als Hypothecium bezeichneten, sehr dichten Gewebe, das der Algenfäden entbehrt, und von ihm aus entspringen die das Hymenium selbst zusammensetzenden Schläuche und Paraphysen wie bei *Peziza* (Präp. 60)*). In den Schläuchen sehen wir die acht Sporen, deren jede hier bei der Reife aus einer Reihe von 3—4 übereinanderliegenden Zellen besteht. Dies ist besonders zu bemerken, weil neben dem Bau des Thallus und des Fruchtkörpers die Beschaffenheit der Sporen, d. h. deren Größe, Gestalt, Ein- oder Vielzelligkeit, zu den mikroskopisch wichtigen Merkmalen der Flechten gehört, mit deren Betrachtung wir diese Übungen beschließen wollen.

*) Hierbei können wir uns noch von der abweichenden Beschaffenheit der Membran der Flechtenschläuche überzeugen, sie färben sich nämlich mit Jod allein blau.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Handbuch der systematischen Botanik

von Professor Dr. Eug. Warming. Deutsche Ausgabe.
Zweite Auflage bearbeitet von Professor Dr. M. Möbius,
Direktor des Botanischen Gartens in Frankfurt a. M. Mit
vielen Abbildungen. In Ganzleinen 9 Mk.

*Diese zweite Auflage des in gleicher Weise durch
Gründlichkeit und Klarheit der Darstellung wie durch
vielseitigen Inhalt ausgezeichneten Handbuches wird sicher
allseitig mit Freude begrüsst werden. Die Bearbeitung
durch Prof. Möbius bringt das Buch, das textlich und
illustrativ bedeutend verbessert wurde, auf den heutigen
Stand der Forschung.*

Lehrbuch der ökologischen Pflanzen- geographie.

Eine Einleitung in die Kenntnis der
Pflanzenvereine von Prof. Dr. Eug. Warming. Zweite
Auflage bearbeitet von Dr. P. Graebner.

In Ganzleinen 8 Mk.

*„ . . . ein allgemein pflanzengeographisches Werk, das
so viele Schilderungen aus eigener Anschauung bietet und
zugleich so sehr zu weiterer Forschung anregt, existierte
wenigstens in der deutschen Literatur bisher nicht . . . “*

Lehrbuch der allgemeinen Botanik

von
Professor Dr. Eug. Warming und Professor Dr. W. Jo-
hannsen. Herausgegeben von Dr. E. P. Meinecke.
Mit 610 Textabbildungen.

In Ganzleinen 18 Mk.

Ausführliche Prospekte gratis und franko