

Methodenregister

Nr. 1 Abdecken mit Deckglas

Mikroskopische Präparate müssen aus optischen Gründen, und um sie zu schützen, mit einem Deckglas bedeckt werden. Die meisten Mikroskopobjektive sind auf eine Deckglasdicke von $0,17 \pm 0,01$ mm berechnet. Die Abbildungsqualität von Trockensystemen höherer Apertur wird bei Abweichungen von dieser Dicke empfindlich vermindert (Deckglasdicke mit Feinmeßschraube messen und geeignete Deckgläser auslesen).

Um zu vermeiden, daß störende Luftblasen mit eingebettet werden (besonders bei viskosen Einschlußmedien), zweckmäßig wie folgt verfahren (vgl. Abb. 111; beschriebene Vorgehensweise für Rechtshänder):

- Objektträger mit Objekt auf ebene Tischplatte legen.
- Objekt mit einer der Deckglasgröße angemessenen Menge Einschlußmittel (z. B. Neutralbalsam) bedecken.
- Deckglas in die linke Hand; linke Kante des schräg gehaltenen Deckglases links neben den Tropfen Einschlußmedium auf den Objektträger aufsetzen.
- Deckglas in dieser Stellung nach rechts führen, bis es Kontakt zum Einschlußmedium erhält, danach wieder einige Millimeter nach links zurückführen.
- Mit der rechten Hand Präpariernadel steil mit der Spitze rechts neben das Einschlußmittel auf den Objektträger aufsetzen und nach links führen, bis die rechte Kante des Deckglases durch die Nadel gestützt wird. Der Winkel zwischen Deckglas und Objektträger darf nicht zu klein sein!
- Die Hand läßt das Deckglas los. Nun mit der linken Hand zweite Präpariernadel mit der Spitze auf den Objektträger setzen, so daß die Nadelspitze zugleich den linken Deckglasrand berührt und so das Deckglas daran hindert, nach links wegzugleiten.
- Die mit der rechten Hand gehaltene Nadel langsam (!) so bewegen, daß der Winkel zwischen Nadel und Objektträger kleiner wird. Das Deckglas senkt sich. Danach Nadel sehr langsam (!) nach rechts ziehen, bis der rechte Deckglasrand von der Nadel abgleitet.
- Bei Einschluß in Neutralbalsam während dieser Manipulation nicht auf den Objektträger atmen. Einschluß von Kondenswasser trübt das Einschlußmedium.
- Bei gut bemessener Menge Einschlußmittel liegt das Deckglas nun luftblasenfrei und mit sauberem Rand auf dem Objektträger.

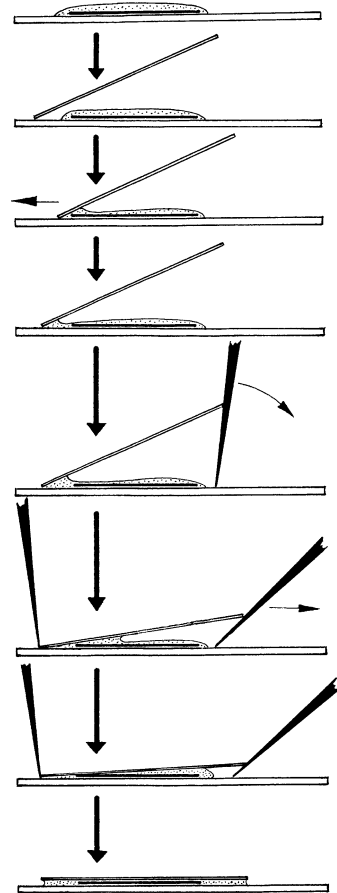


Abb. 111.

Nr. 2 Ablösen der Deckgläser bei zytologischem Quetschverfahren

Das Verfahren ist dann nötig, wenn nach dem Quetschen gefärbt werden soll (z. B. bei Heidenhainfärbung). Es setzt voraus, daß beim vorausgegangenen Quetschen einwandfrei saubere Objektträger und Deckgläser verwendet wurden (Reg. 103). Auch dann gelingt es nicht immer und führt oft zu Gewebeverlusten.

Durchführung:

Variante 1

- Präparate nach dem Quetschen hinreichend lange (etwa 24 Std.) in horizontaler Lage in 96%igem Ethanol untergetaucht stehenlassen (um die zum Quetschen verwendete Essigsäure zu vertreiben und zum Härten des Gewebes – zuweilen lösen sich die Deckgläser von allein ab).

- Präparate in kleinere, mit 96%igem Ethanol gefüllte Petrischale übertragen, dabei schräg halten (Deckglas muß untergetaucht bleiben) und vorsichtig bewegen, bis das Deckglas abschwimmt. Nur wenn sich das Deckglas nicht löst, Präparat umdrehen, daß das Deckglas jetzt auf der Unterseite des Objektträgers liegt, bewegen und gegebenenfalls leicht mit der Schmalkante des Objektträgers auf den Boden der Petrischale aufstoßen. Wenn sich das Deckglas abgelöst hat, befindet sich das gequetschte Gewebe entweder auf dem Objektträger oder auf dem Deckglas. Das Gewebe darf nicht austrocknen.
- Objektträger werden in Färbeküvetten, Deckgläser in Blockschälchen weiterverarbeitet.

Variante 2

- Präparate nach dem härtenden Alkoholbad einige Stunden in Leitungswasser übertragen und dort in horizontaler Lage untergetaucht stehenlassen.
- Präparate mit Hilfe der Kühleinrichtung eines Gefriermikrotoms oder direkt durch Aufblasen von Kohlendioxid aus einer CO₂-Druckflasche tiefgefrieren (Reduzierventil! Vorsicht!).
- Deckglas sofort mittels Skalpell ablösen.
- Weitere Verarbeitung in Färbeküvetten oder Blockschälchen, ehe das gequetschte Gewebe austrocknet.

Nr. 3 Alkoholmaterial

Pflanzenmaterial, das zur Konservierung in 70–80%iges Ethanol (Reg. 36) eingelegt wurde. Das pflanzliche Gewebe ist darin unbegrenzt haltbar, färbt sich mitunter jedoch stark durch Phlobaphene (z. B. Blätter von *Syringa vulgaris*, *Fagus sylvatica*). Die Bräunung läßt sich durch Verwendung von salzsauerm Ethanol (Reg. 107) oder durch vorheriges Eintauchen der Pflanzenteile in siedendes Ethanol vermeiden (Inaktivierung der Polyphenoloxidasen). Beim Einlegen von wasserreichem Material Ethanol mehrmals erneuern. Alkoholmaterial ist nicht zum Studium plasmatischer Zellbestandteile geeignet. Für andere anatomische Untersuchungen häufig jedoch besser geeignet als Frischmaterial (besser schneid- und färbbar, Interzellularen luftfrei, oft durch Extraktion des Chlorophylls leichter mit Chloralhydrat aufzuhellen).

Nr. 4 Alkoholreihe

Mit dem Mikrotom hergestellte Paraffinschnitte müssen von Paraffin befreit und vor dem Färben mit wasserlöslichen Farbstoffen über Ethanol abgestufter Konzentration schonend meist bis in destilliertes Wasser überführt werden (= »Alkoholreihe abwärts«). Entsprechend müssen die Schnitte nach dem Färben meist aus Wasser über die gleichen Ethanolstufen in umgekehrter Folge geführt werden, um das Wasser zu ersetzen. Anschließend folgt Xylen als Intermedium, um die Schnitte in Einbettharz unter Deckglas dauerhaft zu konservieren (»Alkoholreihe aufwärts«, siehe auch Reg. 67).

Man verwendet dazu zweckmäßig runde Färbeküvetten, die je einen oder zwei Objektträger aufnehmen können.

Reihenfolge der Medien für

Alkoholreihe abwärts

Objektträger mit aufgeklebten Paraffinschnitten
in:

| | |
|----------------------|---------------------------------------|
| Xylen I | } mit Deckel geschlossen halten |
| Xylen II | |
| absolutes Ethanol I | |
| absolutes Ethanol II | |
| 96%iges Ethanol | |
| 90%iges Ethanol | |
| 80%iges Ethanol | |
| 70%iges Ethanol | |
| 50%iges Ethanol | |
| destilliertes Wasser | |

↓
Färbung

Alkoholreihe aufwärts

Objektträger mit gefärbten
Schnitten in:

| | |
|----------------------|---------------------------------------|
| destilliertes Wasser | } mit Deckel geschlossen halten |
| 50%iges Ethanol | |
| 70%iges Ethanol | |
| 80%iges Ethanol | |
| 90%iges Ethanol | |
| 96%iges Ethanol | |
| absolutes Ethanol I | |
| absolutes Ethanol II | |
| Xylen I | |
| Xylen II | |

↓
mit Einbettharz eindecken (Reg.1)

Beim Gebrauch der Alkoholreihe auf Folgendes achten:

- Aufenthaltsdauer je Stufe etwa 2 bis 3 min
- Küvetten so weit mit Medium füllen, daß die Objektträger ganz untertauchen (Gefahr des Verschleppens z. B. von Wasser ins Xylen und umgekehrt).
- Küvetten eindeutig etikettieren.
- Beim Wechsel des Mediums Objektträger mit Pinzette ergreifen, gut ablaufen lassen, untere Schmalkante kurz auf Fließpapier oder Zellstofflage aufsetzen, dann erst in das neue Medium eintauchen.
- Jede Küvette kann gleichzeitig zwei Objektträger (Rücken an Rücken!) aufnehmen. Der Wechsel des Mediums muß unbedingt mit jedem Objektträger einzeln durchgeführt werden (Verschleppung der Medien zwischen den Objektträgern!).
- Bei stärkerem Gebrauch der Alkoholreihe zuerst die Stufen »absol. Ethanol I« und »Xylen I« auswechseln. Küvetten ausleeren, mit dem Inhalt der Küvetten »Ethanol II« und »Xylen II« füllen und diese letzteren Stufen neu beschicken.
- In den Xylenstufen sind die Schnitte durch Brechzahlgleich schwer sichtbar. Die »richtige Seite« (Schnitte auf der dem Betrachter zugewandten Seite des Objektträgers) erkennt man am »Doppelbild« jedes Schnittes im schräg einfallenden Licht.

Nr. 5 Anilinblau (Wasserblau, Chinablau, Ponceaublau)

Zur Färbung der Kallose in Siebröhren.

a) *Ansatz:* 1%ig wäßrig; Zusatz von 1 ml Essigsäure auf 100 ml Farblösung.

Anwendung:

- Schnitte für wenige Minuten in die Farblösung legen,
- in reines Glycerol übertragen (Herauslösen überschüssiger Farbe aus dem Zell-Lumen und den Zellwänden).
- Sofort beobachten oder zu Dauerpräparaten weiterverarbeiten.

Kallose der Siebröhren färbt sich kräftig blau.

Färbung in Dauerpräparaten gut haltbar.

Als Variante wird empfohlen:

b) *Ansatz:* 1%ige Lösung von Ponceau S in 50%igem Ethanol; Zusatz von 5 ml Essigsäure und 0,3 g Phosphormolybdänsäure auf 100 ml Farblösung.

Anwendung:

- Färbedauer 2 bis 4 min,
- Waschen in 50%igem Ethanol,
- Gegenfärbung in 10%iger wäßriger Lichtgrünlösung (10 min),
- Waschen in 50%igem Ethanol,
- Entwässern und Einschluß als Dauerpräparat. Färbung gut haltbar.

c) Zur Doppelfärbung mit Eosin wird 1 ml der Farblösung nach a) mit 5 ml einer 1%igen wäßrigen Eosinlösung versetzt.

Anwendung:

- Schnitte in Wasser übertragen und danach etwa 10 min färben.
- Abspülen in destilliertem Wasser.
- Wenn ein Dauerpräparat hergestellt werden soll (Reg. 21), muß das Entwässern schnell geschehen (Reg. 39 und 92); Eosin wird durch Alkohole herausgelöst!

Kallose blau, die übrigen Zellwände rot gefärbt.

Nr. 6 Anilinsulfat

Verwendung: Reaktion auf verholzte Zellwände (Ligninnachweis).

Reagenzien:

1. Konzentrierte, wäßrige Lösung von Anilinsulfat.
2. Verdünnte Schwefelsäure (je Milliliter konz. Schwefelsäure 2 ml Wasser).
Vorsicht! Stets die Säure in das Wasser geben, nicht umgekehrt!

Anwendung: Objekte für 3–5 min in die Anilinsulfatlösung legen, dann in einen Tropfen verdünnte Schwefelsäure überführen und in Wasser beobachten.

Vorsicht! Schwefelsäure nicht an das Mikroskop bringen!

Verholzte Zellwände färben sich kräftig dottergelb.

Nr. 7 Anisol

Methylphenylether. Farblose, fruchtig- aromatisch riechende Flüssigkeit; löslich in Ethanol und Ether, unlöslich in Wasser.

$$n_D^{20} = 1,517$$

Kann als Immersionsflüssigkeit verwendet werden.

Nr. 8 Astrablau

Zusammen mit Safranin (Reg.105) zur gleichzeitigen Kontrastierung verholzter und unverholzter Zellwände (sehr empfehlenswerte Doppelfärbung!).

Ansatz: 0,5% Astrablau in 0,5%iger Essigsäure; 0,5%ige Safraninlösung (wäbrig).

Die Lösungen sind längere Zeit haltbar.

Anwendung: Schnitte kurze Zeit (Sekunden bis wenige Minuten reichen meist aus) in einer Mischung beider Lösungen färben (etwa 5–50 Teile Astrablau-Lösung auf einen Teil Safranin-Lösung), anschließend kurzes gründliches Auswaschen in Wasser.

An Stelle der simultanen auch sukzedane Färbung möglich: Zunächst Safraninfärbung (Reg.105), dann Objekte für wenige Minuten in Astrablau-Lösung bringen. Anschließend in Wasser auswaschen.

Auch stärker verdünnte Farblösungen führen zu guten Ergebnissen. Für Dauerpräparate sollte mit konzentrierter Safranin-Lösung gearbeitet bzw. die Färbedauer verlängert werden, da beim Einschließen Farbe verlorengeht. Überfärben mit Astrablau ist nicht zu befürchten.

Unverholzte Zellwände leuchtend und klar blau, die lignifizierten Wände rot gefärbt. Schwächer verholzte Wände erscheinen violett. Die grüne Farbe von Chloroplasten bleibt erhalten, so daß in solchen Fällen ein eindrucksvoller, sehr aussagekräftiger vierfacher Farbkontrast entsteht.

Die Färbung ist in Dauerpräparaten haltbar.

Nr. 9 Aufhellung

Pflanzenteile können mit Hilfe physikalischer und chemischer Mittel aufgehellt, d. h. durchsichtig (transparent) gemacht werden.

Physikalische Aufhellung:

1. Durch Infiltrieren (Reg.64) wird die Luft aus den Interzellularen entfernt. Die Pflanzenteile werden glasig-durchscheinend.
2. Das Durchtränken der Pflanzenteile mit geeigneten Mitteln (z. B. Reg. 92) vermindert die Unterschiede in den optischen Eigenschaften (z. B. Brechzahl) der verschiedenen Zellstrukturen. Die Gewebe werden transparent.

Chemische Aufhellung:

Mit Hilfe geeigneter Lösungen (z. B. Reg.27, s. a. Reg.10) wird der Inhalt aus den Zellen oder störender Farbstoff aus den Zellwänden herausgelöst.

Durch sinnvolle Kombination beider Methoden (z. B. Zöllinhalt herauslösen und anschließend das Gewebe mit stark lichtbrechenden Medien durchtränken) kann ein hoher Grad an Transparenz erreicht werden. Der Erfolg der Aufhellung hängt von verschiedenen Faktoren ab: Beschaffenheit des Objekts, Konzentration und Einwirkungsdauer des Aufhellungsmittels. Die Aufhellung kann so weit fortschreiten, bis keine Konturen mehr wahrzunehmen sind. Der günstigste Zeitpunkt der Beobachtung und das geeignetste Aufhellungsmittel müssen empirisch ermittelt werden.

Vielfach lohnt es sich, mit Farbstoffen behandelte Objekte aufzuhellen, weil dabei gefärbte Einzelheiten zeitweilig besonders deutlich hervortreten. Im weiteren Verlauf können die Färbungen jedoch völlig ausbleichen.

Nr. 10 Aufhellungsmittel

Eau de Javelle (Reg.27)

Kalilauge (Reg.68)

Chloralhydrat (Reg. 17)

Neutralbalsam (Reg. 92)

Infiltrieren (Reg. 64)

Nr. 11 Auramin – Kresylechtviolett (Kallichrom nach Gross)

Zur Simultanfärbung verholzter und nicht verholzter Zellwände.

Ansatz: Kaltgesättigte und filtrierte wäßrige Lösungen von Auramin und Kresylechtviolett im Verhältnis 3 : 1 mischen. Diese Stammlösung soll in 1 cm Schichtdicke tief kirschrot und weder gelb noch violett nuanciert sein. Eventuell Farbstoffanteile variieren. Zum Gebrauch 1 : 4 bis 1 : 10 mit destilliertem Wasser verdünnen (= Gebrauchslösung; gut haltbar; Farbstofflösung wiederholt verwendbar).

Anwendung:

- Gewebeschnitte in Eau de Javelle aufhellen (Reg. 27).
- Gründlich in destilliertem Wasser waschen (gegebenenfalls in stark verdünnter Essigsäure neutralisieren, dann erneut in destilliertem Wasser auswaschen).
- Schnitte etwa 5 bis 10 min (Gebrauchslösung 1 : 4) bis 6–10 Std (Gebrauchslösung 1 : 10) färben. Farbe abspülen (kurz in destilliertes Wasser eintauchen). Differenzierung in 70%igem Ethanol, bis deutliche Unterscheidung von rotvioletten bis hellblauen unverholzten und hellgrünen verholzten Zellwänden möglich ist (mikroskopische Kontrolle). Die Differenzierung kann durch kurzes Eintauchen in Isopropanol abgestoppt werden; sehr behutsame Differenzierung durch Zusatz von Isopropanol als »Verzögerer« zum Ethanol.
- Weiterverarbeitung zu Dauerpräparaten ist möglich (Reg. 21).

Ergebnis: Lignifizierte Zellwände (auch Stärkekörner) hellgrün, unverholzte Zellwände hellblau bis rotviolett, Zellkerne dunkelblau. Über das Ergebnis entscheidet das Mischungsverhältnis der Farbstoffkomponenten.

Nr. 12 Beleuchtungsverfahren nach Köhler

Die einwandfreie Beleuchtung des mikroskopischen Objekts erfordert eine bestimmte Einstellung von Lampe, Leuchtfeldblende, Kondensor und Aperturblende.

1. Für Mikroskope mit eingebauter Beleuchtung:

- Auf das Präparat bei Behelfsbeleuchtung scharf einstellen.
- In das Okular sehen, Leuchtfeldblende so weit öffnen oder schließen, bis ihr Rand am Bildfeldrand sichtbar ist.
- Kondensor heben oder senken, bis der Rand des Leuchtfeldblendenbildes scharf erscheint.
- Mit den am Mikroskop vorhandenen Justiermitteln das Bild der Leuchtfeldblende in die Mitte des Sehfeldes bringen. Leuchtfeldblende so weit öffnen, bis das Sehfeld gerade voll ausgeleuchtet ist.
- Okular herausnehmen, in den Tubus sehen und die Aperturblende am Kondensor so weit öffnen oder schließen, bis die Objektivöffnung zu etwa 2/3, mindestens aber bis zur Hälfte ihres Durchmesser ausgeleuchtet ist. Okular wieder aufstecken. Das Mikroskop ist damit fertig zur Beobachtung eingerichtet. Die Lichtintensität darf nunmehr nur durch Neutralglasfilter oder Regeln der Lampenspannung verändert werden!

2. Für Mikroskope ohne eingebaute Beleuchtung:

- Auf das Präparat bei Behelfsbeleuchtung scharf einstellen.
- Die Mikroskopierlampe so einrichten, daß bei etwa zur Hälfte geschlossener Leuchtfeldblende die Lampenwendel auf der Mitte der geschlossenen Aperturblende abgebildet werden (alle Filter und Großfeldlinsen aus dem Strahlengang entfernen). Mit Hilfe eines Spiegels läßt sich die Einstellung der Wendel bequem beobachten.
- In das Okular sehen, Leuchtfeldblende so weit öffnen oder schließen, bis ihr Rand am Bildfeldrand sichtbar ist.
- Weiter wie unter 1. verfahren.

Aperturblende zu wenig geöffnet: Beugungsränder am Objekt, durch große Schärfentiefe werden störende Schmutzteilchen sichtbar (z. B. an der Deckglasoberfläche oder an Glasflächen der Optik).

Aperturblende zu weit geöffnet: Mikroskopisches Bild milchigflau, überstrahlt.

Wenn die Granulierung einer Mattglasscheibe im Bild sichtbar wird, Kondensor geringfügig heben oder senken.

Nr. 13 Beschriftung von Präparaten

Dauerpräparate sofort eindeutig beschriften (siehe hierzu auch S. 26):

- Eine runde Färbeküvette mit Xylen füllen und Neutralbalsam eintropfen. Volumenverhältnis Xylen: Balsam etwa 10 : 1. Umrühren, bis Balsam gelöst ist.
- Objektträger des Dauerpräparates von einer oder nacheinander von beiden Schmalkanten her bis nahe an den Deckglasrand in die Balsamlösung eintauchen.
- Gut abtropfen lassen, Präparate mit der Schmalseite in steiler Stellung schräg auf Fließpapier oder Zellstofflage abstellen, bis der Balsamfilm trocken ist (ungefähr 10 min).
- Auf dem Balsamfilm kann jetzt mit spitzer Feder und Ausziehtusche bequem beschriftet werden.
- Nach Trocknen der Tusche Präparat erneut tauchen und schräg aufgestellt trocknen lassen. Die Beschriftung ist so dauerhaft fixiert und nur empfindlich gegen balsamlösende Medien (Xylen, Benzen, Benzin, Chloroform).

Nr. 14 Blattquerschnitte

1. Dicke Blattspreiten (z. B. *Iris germanica*) in Stücke geeigneter Größe schneiden (Kantenlänge der späteren Schnittfläche nicht größer als 3–4 mm). Die Stücke zwischen Daumen und Zeigefinger halten und mit scharfer Rasierklinge dünne Schnitte abtragen. Senkrecht zur Organlängs- bzw. -querrichtung schneiden. Schrägschnitte führen zu undefinierbaren Präparaten. Der Zeigefinger der linken Hand dient als Auflage für das Messer. Die Schneide durch das Objekt ziehen, nicht drücken. Objekt während des Schneidens nicht eintrocknen lassen; mit Wasser, Glycerol-Wasser (Reg. 53) oder Ethanol-Glycerol (Reg. 38) benetzen.

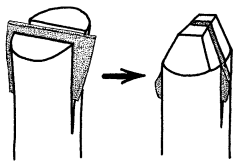


Abb. 112.

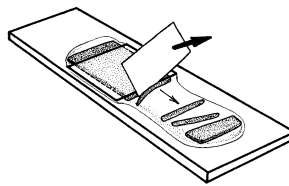


Abb. 113.

2. a) Zarte Blattspreiten (z. B. *Impatiens parviflora*) zu mehreren aufeinanderlegen bzw. eine Blattspreite mehrmals zusammenfalten und in Holundermark (Reg. 59) oder einen schneidfähigen Kunststoff (z. B. Styropor) einklemmen. Die Schnittfläche des Holundermarkstückes dann in geeignete Form und Größe zurechtschneiden (Abb. 112) und von der eingeklemmten Blattspreite dünne Schnitte abtragen (wobei das Holundermark mit geschnitten wird). Die Schnitte nicht eintrocknen lassen, sondern sofort in das entsprechende Medium übertragen. Querschnitte von zusammengefalteten Blattspreiten haben oft den Vorteil, daß sie beim Auflegen des Deckglases nicht so leicht umkippen.

b) Ein Blattstückchen geeigneter Größe in einen großen Tropfen Glycerol-Wasser auf Objektträger legen und mit Deckglas so abdecken, daß die Blattkante, von der die Schnitte angefertigt werden sollen, wenig über den Deckglasrand hinausragt. Deckglas in seiner Lage durch gelinden Druck mit dem linken Zeigefinger fixieren und mit der Rasierklinge den überstehenden Blattrand abschneiden, wobei die Klinge am Deckglasrand entlangläuft wie an einem Lineal. Deckglas mit dem linken Zeigefinger um Bruchteile eines Millimeters von der zu schneidenden Blattkante zurückziehen und abermals schneiden usw. Die entstehenden Schnitte in einem weiteren Tropfen Glycerol-Wasser auf dem gleichen Objektträger sammeln und die gut getroffenen auslesen. Vorteil des Verfahrens: Die Blattquerschnitte sind auf längere Strecken von gleicher, geringer Dicke (Abb. 113).

Nr. 15 Calciumoxalatnachweis

1. In konzentrierter Schwefelsäure wandeln sich Calciumoxalatkristalle sehr schnell an Ort und Stelle in Anhäufungen feiner, nadelförmiger Gipskristalle um (Abb. 17E). In verdünnter Schwefelsäure lösen sich die Calciumoxalatkristalle erst auf, und es fallen dann irgendwo im Präparat Gipsnadeln aus.

Bei Zugabe der Schwefelsäure nach Reg. 44 kann die Reaktion im Mikroskop verfolgt werden.

2. In verdünnter Salzsäure (Reg. 106) löst sich Calciumoxalat – im Gegensatz zu Calciumcarbonat – ohne Gasbildung.

Nr. 16 Cellulosenachweis

durch Iodkaliumiodid-Lösung mit Zinkchlorid (Reg. 66/2.),
durch Iodkaliumiodid-Lösung mit Schwefelsäure (Reg. 66/3.),
durch Chlorzinkiod-Lösung (Reg. 20).

Nr. 17 Chloralhydrat (hydratisiertes Trichlorethanal)

Verwendung: a) Als Aufhellungsmittel; das Chloralhydrat imprägniert die Zellbestandteile, wirkt quellend und gleicht die unterschiedlichen Brechzahlen der Objektdetails untereinander und gegen die Umgebung ab.

Ansatz: 8 Teile Chloralhydrat in 3 Teilen Wasser lösen.

Anwendung: Objekte in die genannte Lösung legen oder diese vorher mit Wasser etwa 1 : 1 verdünnen.

Schwer aufzuhellende Gewebe in konzentrierter Lösung kochen. Schnell wirkt auch eine konzentrierte ethanolische Lösung. (Methode und Einwirkungsdauer je nach dem gewünschten Effekt wählen. Vorgang mikroskopisch kontrollieren.) Beobachtung in der Lösung oder Auswaschen in Wasser und Beobachtung in Wasser, Glycerol-Wasser oder Glycerol. Das Auskristallisieren des Chloralhydrates während der Beobachtung läßt sich durch Zusatz von etwas Glycerol vermeiden. Im einfachsten Fall auf dem Objektträger einen Tropfen Chloralhydratlösung mit einem Tropfen Glycerol-Wasser oder Glycerol vermischen. Objekte einlegen und Deckglas auflegen. Man kann auch simultan färben, z. B. mit Hämalan nach Mayer, Reg. 55).

b) Als Einschlußmittel: Zur Neutralisation mit festem Calciumcarbonat versetzen, schütteln und über dem Bodensatz stehenlassen. In neutralisierter Chloralhydratlösung bleiben Färbungen länger erhalten.

c) Als Bestandteil in Aufhellungsgemischen.

Ansatz: Chloralhydrat 100 g, Gummi arabicum 15 g, Glycerol 10 g, destilliertes Wasser 25 ml; Wasser mit linsengroßem Kristall Chloralhydrat versetzen (gegen Bakterienwachstum!), dann Gummi arabicum zugeben und 24 Std stehenlassen. In die Mischung Chloralhydrat geben und stehenlassen, bis alles gelöst ist (kann mehrere Tage dauern). Zum Schluß Glycerol zugeben. Lösung jahrelang haltbar.

Anwendung: für Frischmaterial und Herbarmaterial; sehr starke Aufhellung! Einbettung dauerhaft.

Nr. 18 Chloralhydrat-Hämalan

Objekte, in die Farbstoffe schwer eindringen oder die durch stark lichtbrechende Oberflächenstrukturen undurchsichtig sind (z. B. Pollen) und Handschnitte nach Gelatineeinbettung (Reg.49) werden zweckmäßig mit einer Lösung von Hämalan nach Mayer in Chloralhydrat behandelt. Das Chloralhydrat fördert das Eindringen des Farbstoffes und hellt die Objekte gleichzeitig auf.

Ansatz: Neutralisierte (!), konzentrierte, wäßrige Lösung von Chloralhydrat (Reg. 17) direkt mit Farbstammlösung von Hämalan nach Mayer (Reg.55) gut durchmischen. Das Volumenverhältnis liegt bei etwa 5:1 bis 50:1, richtet sich nach dem Objekt und muß erprobt werden.

Anwendung:

Zur Färbung von Pollen vgl. S. 251 ff. und 272 f. Färbung ganzer Samenanlagen vgl. S. 286 f. und zur Färbung von Handschnitten nach Gelatineeinbettung:

- Gelatine kann in den Schnitten belassen werden.
- Schnitte in das Gemisch einlegen. Vorteilhaft mit geringeren Farbstoffkonzentrationen arbeiten und länger färben (Richtwert: 20 Volumenteile Chloralhydratlösung auf 1 Volumenteil Farbstammlösung, 10 min färben). Progressiv färben, bis mikroskopische Kontrolle guten Färbegrad anzeigt.
- Schnitte direkt in reinem neutralisiertem Chloralhydrat auf dem Objektträger eindecken.
- Die Färbung ist haltbar, aber die Deckgläser müssen unbedingt mit Deckglaslack (gegebenenfalls farbloser Lack, z. B. Nagellack) umrandet werden (Reg.117).

Nr. 19 Chloraliod-Lösung nach Meyer

Verwendung: Stärkenachweis in den Chloroplasten und in Zellen, in denen kleinste Stärkemengen durch Inhaltskörper verdeckt werden.

Ansatz: 5 g Chloralhydrat (Reg. 17) in 2 ml Wasser lösen und mit Iod sättigen. Beim Gebrauch dieser Lösung nochmal einige kleine Körnchen festes Iod hinzufügen.

Anwendung: In einen Tropfen der Chloralhydratlösung das Objekt und winzige Körnchen Iod einbringen. Sofort beobachten.

Fortschreitende Aufhellung des Materials. Die Stärke quillt und färbt sich leuchtend blau. Siehe auch die Bemerkung bei »Iodkaliumiodid-Lösung« (Reg. 66) zum Stärkenachweis.

Nr. 20 Chlorzinkiod-Lösung

Verwendung: Cellulosenachweis

Ansatz: 30 g Zinkchlorid, 10 g Kaliumiodid und 2 g Jod in 15 ml Wasser lösen. Dunkel aufbewahren (Die fertige Lösung ist auch handelsüblich.)

Anwendung: Objekte gründlich mit Wasser durchtränken (besonders Alkoholmaterial).

Wasser von den Schnitten mit Filtrierpapier möglichst vollständig absaugen. Schnitte für 3–5 min in die Reagens-Lösung einbringen und sofort oder nach Überführung in Wasser oder Glycerol-Wasser beobachten. Cellulose färbt sich violett, verholzte und mit Suberin imprägnierte Zellwände färben sich gelbbraun.

Färbung in Dauerpräparaten nicht haltbar.

Bemerkung: Erfolg der Färbung vom Zustand des Pflanzenmaterials (Wassergehalt, weitere Zellwandsubstanzen) und der Reagens-Lösung abhängig. Zuverlässiger Kontrolltest mit Samenhaaren der Baumwolle (z. B. Watte).

Nr. 21 Dauerpräparat

(= zum wiederholten Studium bestimmtes Präparat, in dem das Objekt jahrelang unverändert erhalten bleibt)

Einschluß in Glycerol (Reg. 51),

Einschluß in Glycerolgelatine (Reg. 52),

Einschluß in Neutralbalsam (Reg. 92), Einschluß in Euparal (Reg. 39),

Einschluß in Kunststoffe, z. B. Entellan, Piaflex.

Nr. 22 Deckgläser

Quadratische bis rechteckige Glasplättchen von ca. 0,13–0,19 mm Stärke. Verschiedene Formate (10 × 10 mm bis 25 × 50 mm) sind im Handel.

Mikroskopobjektive mit höherer Apertur sind auf eine Deckglasstärke von 0,17 mm berechnet. Geeignete Deckgläser auslesen (Feinmeßschraube verwenden!).

Für vorliegende Untersuchungen eignen sich am besten die Formate 18 × 18 mm bis 24 × 24 mm.

Die großen Deckgläser benutzt man vorwiegend zum Abdecken von Schnittserien (Mikrotomtechnik, s. Reg. 90).

Reinigen von Deckgläsern s. Reg. 103.

Nr. 23 Deckglasstützen

Empfindliche Objekte werden durch den Druck des Deckglases zerquetscht.

• Schutz durch 3–4 gleichzeitig eingebettete Deckglassplitter oder Stücke von Angelschnur.

• Durch Anbringen von »Deckglasfüßchen«: Hierzu die Ecken des Deckglases jeweils mit der gleichen Seite über die Oberfläche einer Paraffin-, Vaseline-, Vaseline-Paraffin-Mischung oder Plastilinaschicht ziehen, so daß etwa gleiche Mengen des Materials hängenbleiben. Deckglas mit den Füßchen nach unten über das Objekt auf den Objektträger legen. Vorteil: Abstand zwischen Deckglas und Objektträger kann der jeweiligen Dicke des Präparates durch Druck auf das Deckglas entsprechend variiert werden.

Nr. 24 Destilliertes Wasser (Aqua destillata)

Lösungs- und Verdünnungsmittel. Wäßrige Farblösungen und Fixiermittel nur mit Aqua dest. ansetzen bzw. auswaschen.

Möglichst Glasdestille verwenden. Destilliertes Wasser aus metallischen Destillen kann Metallionen (bes. Kupfer) in störenden Mengen enthalten. Um Algenbewuchs zu vermeiden, Standgefäße dunkel aufbewahren und das Wasser in Abständen aufkochen. Es kann auch deionisiertes Wasser verwendet werden, das mit Hilfe von Ionenaustauschern gewonnen wurde. Zum Beobachten lebender Objekte ist destilliertes Wasser nicht geeignet.

Nr. 25 Doppelfärbungen

zur gleichzeitigen Kennzeichnung verholzter und unverholzter Zellwände

Astrablau-Safranin (Reg. 8),
Auramin-Kresylechtviolett (Reg. 11),
Methylgrün-Karmalaun (Reg. 88),
Methylgrün-Fuchsin (Reg. 87),
Kernschwarz-Safranin (Reg. 77),
Kernschwarz-Fuchsin (Reg. 76),
Hämalaun-Safranin (Reg. 56),
Hämalaun-Fuchsin-Pikrinsäure (Reg. 54).

Nr. 26 Dunkelfeldverfahren

Siehe optische Kontrastierung (S. 21)

Nr. 27 Eau de Javelle («Javellesche Lauge», Kaliumhypochloritlösung)

Aufhellungsmittel. Auflösung des Zellinhaltes (Plasma, Plastiden, Kallose). Handelsüblich. Vor Licht geschützt und gut verschlossen aufbewahren.

Anwendung: Material in kleinen Portionen in die Lösung bringen (je nach gewünschter Wirkung gegebenenfalls mit Wasser verdünnen; Einwirkung in gut abgedecktem Gefäß, z. B. Blockschälchen). Alkoholmaterial direkt, Frischmaterial erst nach Durchtränkung mit Ethanol einlegen. Auswaschen in Wasser (zur Entfernung der Gasblasen vorher kurz in Essigsäure tauchen). Beobachtung in Wasser, Glycerol-Wasser oder Glycerol.

Nr. 28 Eisenhämatoxylinfärbung nach Heidenhain

Etwas aufwendige Regressivfärbung (Reg. 40) für Mikrotomschnitte und Quetschpräparate (nach Ablösen des Deckglases, Reg. 2), aber von unübertroffener Brillanz.

Das Hämatoxylin bildet auf den vorgebeizten Strukturen der Zelle einen schwarzen Farblack, der beim Differenzieren wieder herausgelöst wird. Da sich alle Strukturen färben, den Lack aber in unterschiedlichem Maße festhalten, lassen sich je nach Dauer des Differenzierens sehr verschiedenartige Details darstellen.

Reagenzien

1. Eisen-III-ammoniumsulfat (Eisenammoniumalaun) als Beize und Differenzierungsmedium. Die Kristalle müssen hellviolett aussehen; gelbe, »verwitterte« Kristalle sind unbrauchbar! 3%ige Lösung in destilliertem (!) Wasser.
2. Handelsübliche Stammlösung von Hämatoxylin nach Heidenhain. Stammlösung zum Gebrauch mit destilliertem (!) Wasser 1 : 5 verdünnen. Verdünnte Lösung in der Färbeküvette einige Tage (besser einige Wochen) staubfrei, aber unter Luftzutritt stehenlassen. Dieses »Reifen« ist unabdingbar für das Gelingen der Färbung. Gebrauchte Farblösungen nicht verwerfen, sondern filtrieren und immer wieder verwenden.

Anwendung:

- Objektträger mit den zu färbenden aufgeklebten Paraffinschnitten über die Xylen-Ethanol-Reihe nach Reg. 90 bzw. 4 in destilliertes Wasser überführen.
- Präparate für 2 bis 24 Std. zur Beizung in Eisen-III-ammoniumsulfat-Lösung (Färbeküvette) einstellen.
- Jedes Präparat einzeln (!) nacheinander in drei mit wenigstens je 500 ml dest. Wasser gefüllten Bechergläsern spülen. Präparate darin vorsichtig bewegen. Aufenthalt in jedem Gefäß etwa 5 Sekunden. Sobald sich das Wasser im ersten Becherglas zu trüben beginnt, Wasser ersetzen und Spülgefäß an die dritte Stelle setzen.
- Gespülte Präparate sofort in Färbeküvetten mit verdünnter Hämatoxylinlösung einstellen. Dauer der Färbung 2 bis 24 Std., etwa ebenso lange, wie gebeizt wurde.
- Differenzieren. Dieser Arbeitsschritt erfordert Sorgfalt. Ein Präparat wird der Färbeküvette entnommen und gründlich in destilliertem Wasser gespült. Präparat danach unter ständigem, vorsichtigem Bewegen in Beize eintauchen. Die tiefschwarz gefärbten Objekte geben dichte Farbwolken ab. Nach jeweiligem Zwischenspülen in destilliertem (!) Wasser Entfärbung laufend mikroskopisch

mit schwachem Objektiv kontrollieren (Aperturblende auf !), bis die gesuchten Strukturen deutlich hervortreten. Differenzierungsprozess nicht zu früh abbrechen, sonst bleibt die Färbung zu dicht, erst das fertig eingebettete Präparat zeigt, ob die Differenzierung gelungen ist.

- Zwischenspülen in frischem dest. Wasser.
- Einstellen des Präparates in eine Färbeküvette unter fließendem Leitungswasser. Vorsicht, daß Objekte nicht abschwimmen. Aufenthalt im Leitungswasser mindestens 15 min, um die Färbung zu entwickeln, oder länger, während die nächsten Präparate differenziert werden.
- Zwischenwässern in dest. Wasser (1 min).
- Präparate die Ethanolreihe aufwärts führen und über Xylen in Balsam einbetten.

Ergebnis: Die Strukturen, auf deren Kontrastierung hin differenziert wurde, z. B. Chromatin, blau-schwarz, Kernspindel, Zellgranula schwarz bis grau auf gelblichem Untergrund. In Neutralbalsam ist die Färbung haltbar.

Fehlermöglichkeiten: In Präparaten, die im Differenzierungsmedium nicht bewegt wurden, bleiben auch Gewebepartien, die durchsichtig werden sollen (Zytoplasma), trübbraun.

Wenn beim Aufkleben der Schnitte zu viel Eiweißglycerol auf den Objektträger aufgetragen wurde, färbt sich die Eiweißkomponente mit an.

Über Eisenhämatoxylinfärbung nach Heidenhain in Verbindung mit zytologischen Quetschverfahren vgl. Reg. 29.!

Nr. 29 Eisenhämatoxylinfärbung nach Heidenhain in Verbindung mit zytologischem Quetschverfahren

Vorteil: Die Zellen, auf die hin differenziert wurde, liefern Bilder unübertroffener Brillanz und Schärfe auch feinsten Strukturen. Es müssen keine Mikrotomschnitte angefertigt werden.

Nachteile: Es muß immer mit Gewebeerlusten während der Präparation gerechnet werden. Erst gegen Ende aller Manipulationen ist mit Sicherheit festzustellen, ob die gesuchten zytologischen Bilder überhaupt im Präparat vorhanden sind. Als Ganzes wirken die Präparate durch ungleichmäßige Farbdichte oft unsauber.

Das Verfahren ist nicht als Stückfärbung durchführbar. Die Gewebe müssen zuvor hydrolysiert und quetscht werden.

Durchführung:

- Nach Nawaschin oder Lavdowsky (Reg. 42) fixiertes Material über destilliertes Wasser in kalte 1 mol/l HCl überführen (etwa 5 min).
- Material nach Reg. 93/2 etwa 5 min in 1 mol/l HCl bei 55 bis 60 °C hydrolysieren. Hydrolyse durch Übertragen in angesäuertes destilliertes Wasser abbrechen.
- Sofort in einem Tropfen 45%iger Essigsäure quetschen und nach 24stündigem Alkoholbad des Präparates (vgl. Reg. 93/2) Deckglas ablösen (Reg. 2); oder nach Reg. 102 quetschen, dann fällt das Ablösen des Deckglases weg.
- Vorläufige mikroskopische Kontrolle, ob das Präparat die gewünschten Stadien enthält. Das ist ohne Phasenkontrastverfahren schwierig und gelingt zum Teil mit schiefer Beleuchtung (s. S. 21) oder mit ziemlich geschlossener Aperturblende.
- Die weitere Färbung verläuft sinngemäß nach Reg. 28.

Nr. 30 Eiweißglycerol

Zum Aufkleben von Mikrotomschnitten auf Objektträger.

Ansatz: Eiweiß eines frischen Hühneries mit gleichem Volumen Glycerol mischen und filtrieren. Schon während des sehr langsam verlaufenden Filtrierens einen kleinen Kristall Thymol, Phenol oder etwas 35%ige Formaldehydlösung (100:1) als Konservierungsmittel zugeben. Das Klebemittel ist Jahre haltbar.

Anwendung: Vgl. Reg. 90/Aufkleben.

Nr. 31 Entlüften von Gewebe

Siehe unter Infiltrieren (Reg. 64).

Nr. 32 Entwässern

Zum schonenden Überführen sehr zarter, leicht schrumpfender Objekte in wasserfreie Medien.

- Überführen in reines Glycerol erfolgt am schonendsten durch das *Verdunstungsverfahren*: In ein flaches Gefäß (Uhrglas- oder Blockschälchen, Petrischale, Becherglas), das eine Mischung von Glycerol und Wasser im Verhältnis 1:10 enthält, gibt man die zu bearbeitenden Objekte und läßt offen an einem staubgeschützten Ort stehen, bis sich das Volumen nicht mehr vermindert, d. h. bis das Wasser nahezu vollständig verdunstet ist (je nach Ansatzmenge und Gefäßbeschaffenheit mehrere Tage bis Wochen). Die Objekte liegen dann in nahezu reinem Glycerol und können direkt in Glycerolgelatine oder nach unmittelbarem Überführen in absolutes Ethanol oder Isopropanol in anderen Medien eingeschlossen werden (Reg. 52, 92).
- Schonende Entwässerung *mit Aceton im Vakuum* nach Sitte: Objekte in der Untersuchungsflüssigkeit (kleine Portion in flachem Schälchen) in einem mit CaCl_2 beschickten Exsikkator neben eine große flache, mit Aceton gefüllte Schale stellen. Exsikkator evakuieren. Nach wenigen Stunden liegen die Objekte in reinem Aceton; das Wasser wurde vom CaCl_2 gebunden. Vor der Weiterverarbeitung noch für je 30 min in jeweils erneuertes reines Aceton übertragen.
- Überführen in hochprozentigen Alkohol durch *isotherme Destillation*: Das zu entwässernde Untersuchungsmaterial in ein kleines, offenes Schälchen geben. Das Schälchen in ein gasdicht verschließbares Gefäß stellen (Schliffverschluß, kleiner Exsikkator). Der Boden des Gefäßes ist mit absolutem Ethanol oder Isopropanol bedeckt (Vorsicht! Keinen Alkohol in das Materialschälchen fließen lassen! Eventuell Schälchen auf einen »Sockel« stellen). Nach etwa 24 Std. liegen die Objekte durch Kondensation der Alkoholdämpfe in hochprozentigem Alkohol. Dann direkte Überführung in absoluten Alkohol möglich.
- Beim Entwässern in der üblichen Weise durch Überführen des Materials in einzelne *Stufen steigender Alkoholkonzentrationen* sollte in kleinen Schritten vorgegangen werden (5%, 10%, 15% usw.). Wechsel durch vorsichtiges Abhebern der Flüssigkeit oder Einhängen kleiner permeabler, eventuell mit feinen Poren durchbrochener Gefäße, in denen sich die Objekte verlustlos transportieren lassen.

Nr. 33 Entwässern von Gewebe bei der Herstellung von Dauerpräparaten

Siehe Register 51 und 92.

Nr. 34 Epidermisabzug

In der Aufsicht läßt sich die Epidermis als abgezogenes Häutchen, das leicht präpariert werden kann, gut untersuchen: Flache Einschnitte in Rechteckform (3×5 mm) anlegen und das davon begrenzte Epidermisstück mit der Pinzette abziehen. Bei einigen Objekten (z. B. obere Epidermis der Zwiebelschuppe von *Allium cepa*) lösen sich diese Rechtecke nach Infiltrieren (Reg. 64) fast von selbst; sehr schonende Behandlung des Gewebes! Am besten läßt sich sonst die Epidermis der Blattunterseite gewinnen.

Auf Grund des Wachsüberzuges und der Kutikula sind die Epidermisstücke nicht oder nur schwer benetzbar. Durch Zusatz benetzender Stoffe (Tween, Fit, Gelatine, Agar, notfalls etwas Speichel) kann das Einschließen von lästigen Luftblasen vermieden werden.

Nr. 35 Essigsäure

Ethansäure, etwa 98%ig. Klare, farblose Flüssigkeit von stechendem Geruch. Kann unter Volumenzunahme erstarren. Brennbar! Mit Alkoholen, Ether und Wasser in jedem Verhältnis mischbar.

Bestandteil von Fixiergemischen und Farblösungen (s. Carnoysches Gemisch, Reg. 42 und Karminessigsäure, Reg. 73). Kann auch zum Auswaschen der Javelleschen Lauge (Reg. 27) und zum Lösen von Kalkkrusten verwendet werden.

Nr. 36 Ethanol

Wenn nicht anders angegeben oder ausdrücklich »absolutes Ethanol« gefordert wird, ist vergälltes, etwa 90–96%iges Ethanol geeignet.

Verwendung:

1. Zum Entwässern von Pflanzenmaterial, z. B. vor dem Einbetten in Neutralbalsam (Reg. 92). Herstellung verschiedener Konzentrationsstufen: Prozentgehalt der gewünschten Konzentration in Milliliter mit Wasser auf soviel Milliliter auffüllen, wie die Ausgangslösung Prozent Ethanol enthält.

Beispiel: 70 ml 96%iges Ethanol auf 96 ml aufgefüllt ergibt ca. 70%iges Ethanol. Für stärkere Verdünnungen (unter 50%) nur unvergälltes Ethanol verwenden, sonst fällt das Vergällungsmittel aus.

2. Zur Konservierung von Pflanzenmaterial, das zu einem späteren Zeitpunkt geschnitten und untersucht werden soll (Reg. 3).
3. Mischungen mit Glycerol zum Einweichen von harten Pflanzenteilen (s. Ethanol-Glycerol, Reg. 38).
4. Im Gemisch mit Salzsäure zum Herauslösen überschüssiger Farbstoffmengen aus gefärbten Präparaten (s. Salzsäure-Ethanol, Reg. 107).
5. Im Gemisch mit anderen Substanzen als Fixierungsflüssigkeit (s. Carnoy, Reg. 42).
6. Zum Vertreiben von störenden Luftblasen, die unter dem Deckglas eingeschlossen sind (Frischpräparat, Reg. 47).

Nr. 37 Ethanol-Essigsäure

Siehe Carnoysches Fixiergemisch (Reg. 42).

Nr. 38 Ethanol-Glycerol

Verwendung: Zum Durchtränken von hartem pflanzlichem Material (z. B. Holz), um es besser schneidbar zu machen.

Anwendung: Material für mindestens 24 Std in ein Gemisch von gleichen Teilen Ethanol (96%ig) und reinem Glycerol einlegen; gegebenenfalls darin kochen.

Nr. 39 Euparal

Als Einschlußmedium zur dauerhaften Aufbewahrung mikroskopischer Objekte. Handelsüblich.

Anwendung: Objekte in 96%iges Ethanol einlegen, bis sie vollständig durchtränkt sind. Ethanol mindestens einmal wechseln. Ohne Zwischenmedium direkt aus dem Ethanol in Euparal einbetten.

Nr. 40 Färben

Mikroskopische Objekte werden angefärbt, um Zell- oder Gewebestrukturen deutlicher hervortreten zu lassen oder überhaupt erst sichtbar zu machen. Die Anzahl der Farbstoffe und Färbemethoden ist so groß, daß die einschlägige Spezialliteratur herangezogen werden muß. Einige ausgewählte Verfahren werden im Text und im Register beschrieben.

Der Erfolg des Färbens hängt von vielen Faktoren ab: Chemisch-physikalische Beschaffenheit des Objektes, Konzentration und Alter der Farblösung, Qualität des Farbstoffs, Temperatur und Einwirkungsdauer der Farblösung, Verwendung von Differenzierungsmitteln und Waschflüssigkeit, pH-Wert der verschiedenen Lösungen u. v. w. Aufgrund des schwierig zu kontrollierenden Zusammenspiels der zahlreichen Faktoren bleibt Färben mikroskopischer Objekte eine weitgehend empirische Methode.

Schnitte von Frisch- oder Alkoholmaterial können direkt auf dem Objektträger (z. B. Safraninfärbung, Reg. 105) oder in geeigneten Gefäßen (Petrischale, Blockschälchen, Uhrglas, Hohlschliffobjektträger) gefärbt werden. Man kann dabei die Objekte in ein und demselben Gefäß färben, wobei man die benötigten Lösungen (Farblösung, Differenzierungsmittel, Waschflüssigkeit) mit fein ausgezogenen Saugpipetten zusetzt und wieder absaugt, oder die Objekte werden mit geeigneten Instrumenten (Nadel, Lanzettadel, Spatel, Pinsel) von einem Gefäß in das andere übertragen.

Sollen viele Schnitte gleichzeitig gefärbt werden (z. B. zur Vorbereitung von Kursmaterial) wird man die erste Variante bevorzugen, bei »individueller« Behandlung einzelner Schnitte ist die zweite Variante besser geeignet.

Auf Objektträgern aufgeklebte Mikrotomschnittserien werden in speziellen Küvetten, in denen die Objektträger aufrecht stehen, erst vom Einbettungsmittel (z. B. Paraffin) befreit und dann gefärbt.

Allgemein unterscheidet man:

- Schnittfärbung: Das Objekt wird erst geschnitten und dann gefärbt.
- Stückfärbung: Das Objekt wird im ganzen gefärbt und entweder im ganzen beobachtet (sehr kleine oder dünne Objekte) oder nach dem Färben geschnitten und gequetscht (z. B. Karminessigsäurefärbung, Reg. 73, und Nuklealreaktion nach Feulgen, Reg. 93).
- Progressivfärbung: Das Objekt wird so lange gefärbt, bis die entsprechenden Strukturen hinreichend kontrastiert sind (z. B. Färbung mit Hämalaun nach Mayer, Reg. 55).

- **Regressivfärbung:** Das Objekt wird überfärbt und danach in geeigneten Medien so lange wieder entfärbt (differenziert), bis der gewünschte Färbungsgrad erreicht ist (z. B. Eisenhämatoxylinfärbung nach Heidenhain. Reg. 28).

Nr. 41 Fixieren

Notwendiger Präparationsschritt bei Pflanzenmaterial, das für die mikroskopische Bearbeitung abgetötet werden muß. Alle Fixiermittel wirken als Eiweißfällungsmittel.

Bedeutung:

- Schnelles und einheitliches Abtöten der Zellen, um ihre Strukturen möglichst lebensnah zu erhalten.
- Verhindern von Fäulnis oder Autolyse.
- Koagulation des Protoplasmas fixiert intrazelluläre Partikel und Organellen an dem Ort, den sie im Leben innehatten.
- Härten des Gewebes, damit es der weiteren Präparation (z. B. Schneiden) standhält.
- Vielfach Voraussetzung für nachfolgendes Färben.

Allgemeine Regeln:

- Nur frische Objekte fixieren.
- Objekte so klein wie möglich halten, damit sie vom Fixiermittel möglichst schnell durchtränkt werden.
- Objektvolumen zu Fixiermittelvolumen etwa 1 : 50.
- Fixiergefäße hinreichend groß wählen, daß die Objekte nicht deformiert werden.
- Fixiermittel muß schnell und gleichmäßig eindringen. Wenn die Objekte nicht rasch untersinken, infiltrieren (Reg. 64), Objekte eventuell anstechen oder in kleinere Stücke zerschneiden.
- Fixiermittel nur einmal verwenden.
- Fixiermittel nach Ablauf der empfohlenen Dauer mit den angegebenen Medien gründlich auswaschen.

Spezielle Fixiermittel und ihre Anwendung s. Reg. 42.

Nr. 42 Fixiergemische

- nach Carnoy

Verwendung: Für botanisches Material universell und häufig angewendetes Fixiermittel, das bequem zu handhaben ist. Es dringt leicht und schnell ein und begünstigt das spätere Färben. Die Fällung des Eiweißes ist nicht sehr feinkörnig; nur mäßig härtend, zarte Objekte schrumpfen.

Ansatz:

Gebräuchliche Varianten (b und c besonders für zarte Objekte):

| | a | b | c |
|-------------------|---------|---------|---------|
| Ethanol 98–100%ig | 3 Teile | 6 Teile | 6 Teile |
| Essigsäure | 1 Teil | 1 Teil | 1 Teil |
| Chloroform | – | – | 3 Teile |

Anwendung: Komponenten erst kurz vor dem Fixieren mischen (sonst Veresterung unter Bildung von Wasser, das die Wirkung beeinträchtigt).

Zarte Objekte 1–4 Std., derbere bis 24 Std. fixieren.

Vorteilhaft ist es, Freihandschnitte von Frischmaterial (Reg. 45, 46) zu fixieren. Vorteile: Schnelles Einwirken des Fixiermittels, geringer Flüssigkeitsbedarf, Kontrolle unter dem Mikroskop möglich, Bearbeitung im Blockschälchen.

Mit 96%igem Ethanol auswaschen, bis kein Essiggeruch mehr wahrnehmbar ist.

Objekte über 90%iges und 80%iges Ethanol in 70%iges Ethanol zur Aufbewahrung überführen oder sofort weiterverarbeiten.

- nach Lavdowsky

Verwendung: Für cytologische Studien an Meristemen (gut härtend, wenig schrumpfend).

Ansatz:

| | |
|----------------------|----------|
| destilliertes Wasser | 30 Teile |
| Ethanol 96%ig | 15 Teile |

| | |
|----------------------------|---------|
| Formaldehyd-Lsg. ca. 35%ig | 5 Teile |
| Essigsäure | 1 Teil |

Anwendung: 12 Std. fixieren. Einige Stunden in mehrfach zu wechselndem Wasser oder 30%igem Ethanol auswaschen. Über 50%iges Ethanol (4 Std.) in 70%iges Ethanol zur Aufbewahrung überführen.

- nach Nawaschin

Verwendung: Für zytologische Studien an Meristemen (gut härtend, wenig schrumpfend).

Ansatz:

Komponente A

| | | | | |
|-----------------------|--------|-------|--------------------|----------|
| Chromiumsäureanhydrid | 1,5 g | oder: | Chromiumsäure 1%ig | 10 Teile |
| Essigsäure 10%ig | 100 ml | | Essigsäure | 1 Teil |

Komponente B

| | |
|----------------------------|-------|
| destilliertes Wasser | 60 ml |
| Formaldehyd-Lösung (35%ig) | 40 ml |

Erst vor Gebrauch die Komponenten A : B = 11 : 4 zusammengeben.

Anwendung: 12 Std. fixieren, 12 Std. in fließendem Wasser auswaschen. Über dest. Wasser (kurze Passage) und 50%iges Ethanol (4 Std.) in 70%iges Ethanol zur Aufbewahrung überführen oder sofort weiterverarbeiten.

- nach Pfeiffer

Verwendung: Hervorragend geeignetes Gemisch zum Fixieren von embryologischem Material von Coniferen.

Ansatz:

Formaldehydlösung (35%ig), Holzessig, Methanol im Verhältnis 1 : 1 : 1 mischen (der Holzessig ist gegebenenfalls durch Essigsäure ersetzbar).

Anwendung: Fixierung bei derberem Material nach 24 Std. beendet.

Objekte können auch im Fixiergemisch aufbewahrt werden (als Konservierungsmittel für Sammlungszwecke zu verwenden; Aufbewahrung von Kursmaterial!).

Zur anschließenden Färbung Auswaschen in Wasser, Glycerolwasser (10% Glycerol) oder Ethanol (40%ig).

Nr. 43 Flächenschnitte

Zarte Blattspreiten über den Zeigefinger spannen und mit Daumen und Mittelfinger festhalten. Mit scharfem Messer dünne Schnitte abtragen, die nur eine oder wenige Zellschichten umfassen. Möglichst immer einen Schnitt mit der Schnittfläche nach oben und einen mit der Schnittfläche nach unten nebeneinander einbetten. Bei derberen Objekten (Sproßachse, Wurzel) sind unter Flächenschnitten ganz flache Tangentialschnitte nahe der Oberfläche zu verstehen.

Nr. 44 Flüssigkeitswechsel unter dem Deckglas

Es ist mitunter notwendig – besonders bei histochemischen Untersuchungen – an das Objekt verschiedene Medien zu bringen, ohne das Deckglas zu entfernen. Zuweilen muß das Medium während der Beobachtung gewechselt bzw. erneuert werden.

Durchführung: An eine Seite des Deckglases einen kleinen Filtrierpapierstreifen so anlegen, daß das Einbettungsmittel abgesaugt wird. Gleichzeitig an der anderen Seite mit einer feinen Saugpipette das andere Medium in der entsprechenden Menge zufließen lassen.

Vorsicht – Deckglas nicht verschieben!

Soll das Medium für längere Zeit kontinuierlich erneuert werden, so kann aus einem Glasgefäß mit Hilfe eines Filtrierpapierstreifens nach dem Heberprinzip Flüssigkeit zugeführt werden, die auf der anderen Seite des Deckglases an einem Filtrierpapierstreifen abtropfen kann.

Nr. 45 Freihandschnitte

Blattquerschnitte (Reg. 14),
 Sproßachsenquerschnitte (Reg. 114),
 Sproßachsenlängsschnitte (Reg. 113),
 Flächenschnitte (Reg. 43),
 Wurzelquerschnitte (Reg. 114),
 Holzschnitte (Reg. 60).

Nr. 46 Frischmaterial

Pflanzenmaterial, das noch nicht künstlich verändert wurde (z. B. durch Konservierung, Fixierung, Trocknung usw.); im engeren Sinne lebendes Material. Es dient vorwiegend zytologischen Beobachtungen (besonders dem Studium des lebenden Protoplasmas) und histochemischen Untersuchungen. Das Material sollte stets so frisch wie nur möglich verwendet werden. Die Luft in den Interzellularen kann die Beobachtung stören und muß durch Infiltrieren (Reg. 64) beseitigt werden.

Nr. 47 Frischpräparat (zur einmaligen Verwendung bestimmtes Präparat)*Herstellung:*

- Objektträger und Deckglas einwandfrei säubern (Reg. 103).
- Objekt in die zur Beobachtung geeignete Form bringen: Totalpräparat, Schabepräparat (Reg. 108), Schnittpräparat (z. B. Reg. 45), Zupfpräparat (Reg. 125), Epidermisabzug (Reg. 34), Färben (Reg. 40) usw.
- Einen Tropfen Untersuchungsflüssigkeit (meist Wasser oder Glycerol-Wasser 1 : 1) in die Mitte des Objektträgers bringen (Glasstab, Pipette). Auf richtige Flüssigkeitsmenge achten (s. u. bei »Fehler«).
- Objekt mit Nadel, Pinzette, Spatel o. ä. in den Flüssigkeitstropfen überführen.
- Mit Deckglas bedecken: Deckglas an zwei benachbarten Ecken zwischen Zeigefinger und Daumen oder mit einer Pinzette anfassen und mit der freien parallelen Kante links vom Flüssigkeitstropfen auf den Objektträger aufsetzen- Deckglas nach rechts bewegen, bis die Flüssigkeit an das Deckglas zieht. Nun langsam auf das Objekt senken, dabei Gegenseite mit Nadel o. a. abstützen, um das Weggleiten des Deckglases zu vermeiden.

Fehler:

1. Zu viel Einbettflüssigkeit. Folge: schlechte optische Auflösung, Zittern der Objekte, Objekte wandern aus dem Bildfeld.
 Abhilfe: Flüssigkeitsüberschuß mit Fließpapier absaugen.
2. Untersuchungsflüssigkeit auf der Oberseite des Deckglases.
 Abhilfe: mit sauberem Deckglas neu abdecken, Präparat sonst unbrauchbar.
3. Untersuchungsflüssigkeit füllt nach dem Abdecken den Raum unter dem Deckglas nicht bis an den Rand aus (Luftblasen, Objekt wird gequetscht!).
 Abhilfe: Untersuchungsflüssigkeit seitlich an den Deckglasrand bringen (sie breitet sich von selbst schnell unter dem Deckglas aus).
4. Luftblasen sind mit eingeschlossen worden.
 Abhilfe: neu abdecken. Deckglas beim Abdecken vorsichtig senken, nicht fallenlassen (Gewebe vorher entlüften, Reg. 31,64), evtl. anderes, fettfreies Deckglas verwenden oder Ethanol unter dem Deckglas durchsaugen (Reg. 44).
5. Empfindliche Objekte werden durch Deckglasdruck zerquetscht.
 Abhilfe: neu abdecken, 3 oder 4 Deckglassplitter mit einbetten, zwischen denen das Objekt geschützt ist.
6. Objekt schwimmt beim Auflegen des Deckglases an den Rand des Flüssigkeitstropfens.
 Abhilfe: neu abdecken. Auch auf Unterseite des Deckglases einen kleinen Tropfen Untersuchungsflüssigkeit bringen. Dann vorsichtig von oben auf das Objekt auflegen.

Nr. 48 Fuchsin-Pikrinsäure (zur Färbung verholzter Zellwände)*Reagenzien:*

1. Konzentrierte, wäßrige Fuchsinlösung,
2. gesättigte, ethanolsche Pikrinsäurelösung,
3. 96%iges Ethanol.

Anwendung:

- Dünne (!) Schnitte für 10–15 min in die Fuchsinlösung legen,
- kurz in verdünnte Pikrinsäurelösung eintauchen (je 2 ml Wasser auf je 3 ml gesättigte, ethanolische Pikrinsäurelösung),
- mit 96%igem Ethanol gründlich auswaschen,
- in Wasser beobachten oder besser zu Dauerpräparaten weiterverarbeiten.

Zellkerne und verholzte Zellwände werden intensiv rot gefärbt. Die Färbung ist in Dauerpräparaten sehr gut haltbar.

Nr. 49 Gelatineeinbettung von Objekten zum Schneiden mit der Hand

Unhandlich kleine, leicht zerfallende oder zu weiche Objekte lassen sich sehr gut mit der Hand schneiden, wenn sie in Gelatine eingebettet werden.

- Handelsübliche Glycerolgelatine vorsichtig verflüssigen (Wasserbad), fixiertes Objekt aus Wasser (!) in die Gelatine einlegen und Medium einige Zeit flüssig halten.
- Der Größe des Objektes angemessene Menge flüssiger Glycerolgelatine auf kühle Glasplatte auf-tropfen und erstarren lassen.
- Gelatinedurchtränktes Objekt auf die erstarrte Gelatine legen und mit flüssiger Gelatine über-tropfen, bis es ganz umhüllt ist (oder mit Paraffinum liquidum ausgestrichene Einbett-schälchen verwenden – vgl. Reg. 90).
- Erstarrte Gelatine mit eingeschlossenem Objekt mit Hilfe einer Rasierklinge von der Glasplatte lösen und zu handlichem Block zurechtschneiden.
- Blöckchen zum Härten in 96%iges Ethanol einlegen. Die Härtung schreitet etwa 1 mm/Tag nach innen fort.
- Die gehärteten Blöckchen lassen sich mit alkoholbenetzter Rasierklinge sehr gut schneiden, so daß auch mit der Hand dünne, zusammenhaltende Schnitte zu erzielen sind.
- Gelatineschnitte vorteilhaft nach der Chloralhydrat-Hämalaun-Methode weiterbehandeln (Reg. 18), dann stört die Gelatine nicht und kann in den Schnitten belassen werden. Oder Schnitte in 10%ige Natrium- oder Kaliumhydroxidlösung einlegen, bis die Gelatine herausgelöst ist (Blockschälchen, schwarze Unterlage).
- Natrium- bzw. Kaliumhydroxid gründlich durch mehrfach gewechseltes destilliertes Wasser aus-waschen. Nachfolgend kann beliebig gefärbt und eingebettet werden.

Nr. 50 Gentianaviolett

Zur Leukoplastenfärbung.

Dünne Handschnitte oder Epidermisabzüge von Alkoholmaterial werden in stark verdünnte Gentianaviolettlösung eingelegt (die Lösung soll nur schwach violett getönt sein). Nach einiger Zeit (Kontrolle unter dem Mikroskop) – meist schon nach 10–20 s – sind die Leukoplasten intensiv violett gefärbt, während die Zellwände und die Zellkerne erst schwache Färbung zeigen.

Nr. 51 Glycerol

Farblose, geruchlose, viskose und hygroskopische Flüssigkeit von süßem Geschmack. Einschlußme-dium zur dauerhaften Aufbewahrung mikroskopischer Objekte; auch Weichmacher für harte Objekte (Reg. 60); Lösungsmittel für Sudan III (Reg. 116).

Anwendung:

1. Gegen Schrumpfungen widerstandsfähiges Material (z. B. Holzschnitte) unmittelbar in Glycerol einbetten (wie Frischpräparate, s. Reg. 47).
2. Gegen Schrumpfungen empfindliches Material vorher allmählich entwässern. Objekt nacheinander in Glycerol-Wasser 1 : 10 mindestens 1 Std.
Glycerol-Wasser 1 : 5 mindestens 1 Std.
Glycerol-Wasser 1 : 1 mindestens 1 Std.
Glycerol-Wasser 10 : 1 mindestens 1 Std.
reines Glycerol.

(Die Präparate werden um so schonender entwässert, je länger sie besonders in den niederen Glycerol-konzentrationen verweilen und je kleiner die Unterschiede der einzelnen Konzentrationsstufen sind.) Schonendste Entwässerung durch Einlegen empfindlicher Objekte in verdünntes Glycerol (1 Teil

Glycerol: 10 Teile Wasser) und allmählich Konzentrierung des Glycerols durch Verdunstung des Wassers (auf Staubfreiheit achten!).

Nachteile: Als Flüssigkeitspräparat empfindlich gegen Verschieben des Deckglases, schwierig aufzubewahren und zu säubern. Äußerer Abschluß (Deckglasumrandung) schwer zu erzielen, Farbstoffe werden z. T. angegriffen.

Abhilfe: Zu einem Glycerolgelatine-Dauerpräparat weiterverarbeiten (Reg. 52).

Nr. 52 Glycerolgelatine

Einschlußmedium zur dauerhaften Aufbewahrung mikroskopischer Objekte. Besonders für Freihandschnitte und kleine, nicht zu schneidende Objekte. Bei Zimmertemperatur gallertig, bei Erwärmung flüssig.

Ansatz: 10 g farblose Gelatine in 60 ml Wasser lösen, 70 ml Glycerol hinzufügen, mit 0,1 g Phenol versetzen. Das Gemisch 10–25 min bis zur Klärung erwärmen (rühren!). Dann heiß filtrieren (Glaswolle, Papier). Auch gebrauchsfertig im Handel.

Anwendung:

- Objekt in Glycerol (Reg. 51) überführen.
- Eine kleine Menge Glycerolgelatine in einem geeigneten Gefäß (Reagenzglas) durch Erwärmen verflüssigen (Nicht kochen! Reagenzglas in Wasserbad stellen!).
- Objekt mit wenig anhaftendem Glycerol auf einen angewärmten Objektträger legen.
- Vier Deckglassplitter an den späteren Auflagestellen des Deckglases mit Glycerol aufkleben (Reg. 23)
- Einen angemessenen Tropfen flüssige Glycerolgelatine auf das Objekt bringen und schnell, ehe die Gelatine erstarrt, mit einem ebenfalls angewärmten Deckglas bedecken (s. dazu unter Frischpräparat, Reg. 47). Einschluß von Luftblasen vermeiden!
- Erkalten lassen und sofort an alle vier Kanten des Deckglases einen Tropfen Glycerol bringen.
- 3–6 Monate lang staubfrei trocknen lassen (Präparatemappe).
- Nach Entfernen der Glycerolspuren vorsichtig säubern; mit Neutralbalsam, Deckglaslack oder -kitt umranden. Neutralbalsam mit einer Pipette an die Deckglasränder geben. Kitt und Lack mit einem Metalldreieck (Draht), dessen Vorderkante etwas breiter als die Kantenlänge des Deckglases ist, auftragen. Dabei erwärmtes Metalldreieck in den Lack oder Kitt senken und übergreifend vom Deckglas zum Objektträger streichen. Die Umrandung ist nur dann wirkungsvoll, wenn sie die Fuge zwischen Objektträger und Deckglas nahtlos schließt, s.auch Reg. 117 .

Fehler:

1. Luftblasen mit eingeschlossen.
Ursachen: Deckglas unvorsichtig aufgelegt. Deckglas, Objektträger oder Gelatine beim Abdecken schon erkaltet. Luft in das Gelatinevorratsgefäß eingerührt. Gelatine beim Verflüssigen gekocht.
Abhilfe: Bei noch flüssiger Gelatine: Deckglas seitlich anheben, Luft entweichen lassen oder mit Nadel bzw. Haar herausstechen, neu einschließen.
2. Luft ->»Bäumchen« ziehen beim Trocknen (s. oben) unter das Deckglas.
Ursache: Gelatine zu stark wasserhaltig oder Objekt beim Überführen in Glycerol nicht ausreichend entwässert.
Abhilfe: neu einschließen.
3. Deckglas bricht beim Trocknen (s. oben), Objekt durch den Deckglasdruck zerquetscht, unbrauchbar.
Ursache: Volumenabnahme der Gelatine durch Wasserverlust. Objekt zu dick geschnitten.
Vorbeugend: Schnittqualität verbessern, Deckglassplitter als Stützen nicht vergessen.

Nr. 53 Glycerol-Wasser

Glycerol ist mit Wasser in jedem Verhältnis mischbar. Als Einschluß für Objekte zur mikroskopischen Sofortbeobachtung (Frischpräparat s. Reg. 47) im Verhältnis 1 : 1 mischen (Brechzahl $n_D^{20} = 1,397$).

Nr. 54 Hämalaun-Fuchsin-Pikrinsäure

Doppelfärbung verholzter und unverholzter Zellwände.

Anwendung:

- Fuchsin-Pikrinsäure-Färbung (Reg. 48).
- Gründliches Auswaschen in Ethanol.
- Hämalaunfärbung (Reg. 55) 15–30 min.

- Auswaschen in Ethanol.
- Einschluß in Neutralbalsam (Reg. 92).

Verholzte Zellwände rot, unverholzte und suberinhaltige Wände blau gefärbt. Färbung gut haltbar in Dauerpräparaten.

Nr. 55 Häkalaun nach Mayer

1. Zur Färbung unverholzter Zellwände.

Ansatz: 1 g handelsübliches Hämatoxylin in 1000 ml Wasser lösen, in dieser Flüssigkeit 0,2 g Natriumiodat und 50 g Alaun ($K_2SO_4 \cdot Al_2(SO_4)_3 \cdot 24 H_2O$) bei Raumtemperatur lösen. In 24 Std gebrauchsfertig (= Stammlösung). Die fertige Lösung ist auch im Handel.

Anwendung:

- Stammlösung zum Gebrauch mit 1%iger Alaunlösung oder destilliertem Wasser auf 1: 1 bis 1: 10 verdünnen.
- Schnitte von ethanolisch fixiertem Material vorher wässern.
- Färbedauer: ca. 3–5 min (Überfärbung vermeiden, sonst mit Salzsäure-Ethanol differenzieren, Reg. 107).
- Auswaschen in dest. Wasser; Übertragen in Leitungswasser (öfter wechseln!).
- Übertragen in Einschlußmedium: dest. Wasser oder Glycerol bzw. Glycerol-Wasser oder Neutralbalsam.

Unverholzte Zellwände kräftig blau bis blauviolett. Mittellamellen bei Kollenchymen treten deutlich hervor. Tüpfel ungefärbt. Zellkerne schwarzblau. Hoftüpfel blau, besonders auffallend nach Einschluß in Neutralbalsam.

2. Zur Darstellung von Zellkernen bzw. Kernteilungsfiguren in

Quetschpräparaten vgl. S. 226f.

keimenden Pollen vgl. S. 273

embryologischen Stückpräparaten vgl. S. 286

in Verbindung mit Chloralhydrat vgl. S. 251, 273, 286.

Färbung in Neutralbalsam oder Glycerolgelatine gut haltbar.

Nr. 56 Häkalaun-Safranin

Zur Doppelfärbung verholzter und nicht verholzter Zellwände im gleichen Objekt.

Anwendung:

- Safraninfärbung (Reg. 105).
- Auswaschen überschüssiger Farbe in Salzsäure-Ethanol (Reg. 107), in Wasser nachwaschen.
- Häkalaunfärbung (Reg. 55).

Verholzte Zellwände rot, alle übrigen blau bis violett gefärbt. Die Färbung ist in Neutralbalsam haltbar.

Nr. 57 Häkalaun, saures

Verwendung: wie Häkalaun nach Mayer.

Ansatz: Zur Lösung Häkalaun nach Mayer (Reg. 55) werden pro 1000 ml noch hinzugefügt: 50 g Chloralhydrat und 1 g Citronensäure. (Die fertige Lösung ist handelsüblich).

Anwendung: wie Häkalaun nach Mayer (Reg. 55), aber Färbung und Haltbarkeit besser.

Nr. 58 Heitzsche Karminessigsäure-Kochmethode

Siehe Karminessigsäure (Reg. 73).

Nr. 59 Holundermark

Mark aus der Sproßachse von *Sambucus nigra* (Caprifoliaceae). Altbewährtes Hilfsmittel zum Schneiden zarter Objekte. Die Objekte werden zwischen Holundermark geklemmt und mit diesem zusammen geschnitten (s. a. Blattquerschnitte, Reg. 14).

Von abgestorbenen Holunderschößlingen die Rinde entfernen und das Mark entnehmen. Am ergiebigsten sind alte Holunderbüsche. Lebende oder abgestorbene Zweige und lebende Schößlinge sind ungeeignet, da die Rinde zu fest und das Mark zu dünn ist.

Meist benützt man das trockene Mark zum Schneiden. Mitunter wird das Mark in Wasser geknetet, bis es sich mit Wasser vollgesaugt hat und in diesem Zustand verwendet.

Nr. 60 Holzschnitte

Erschwert durch die Härte des Materials.

Erleichterungen:

1. 24 Std. vor dem Schneiden kleine Holzstücke in Ethanol-Glycerol (s. Reg. 38) einlegen, gegebenenfalls in dieser Mischung kochen.
2. Robuste Mikrotome für Holzschnitte erleichtern das Schneiden erheblich, besonders, wenn unter ständigem Einwirken von Wasserdampf auf das Objekt gearbeitet wird: Wasser in einem geeigneten, mit einem durchbohrten Stopfen versehenen Gefäß kochen und den Dampf durch Glasrohr und Gummischlauch mit entsprechenden Haltevorrichtungen an das Objekt führen.

Nr. 61 Immersionsflüssigkeiten

Flüssigkeiten, die bei Beobachtung mit Immersionsobjektiven zwischen Frontlinse des Objektivs und Deckglas bzw. Objekt gegeben werden (s. a. Einstellen der Immersionsobjektive, Reg. 62).

Flüssigkeiten mit der gleichen Brechzahl wie Glas ($n_D^{20} = 1,515$) ergeben homogene Immersion.

Bei Wasser- und Glycerolimmersionen kann ohne Deckglas beobachtet werden.

Siehe auch Anisol (Reg. 7), Glycerol (Reg. 51), Immersions»öl« (Reg. 63), Methylbenzoat (Reg. 86).

Nr. 62 Immersionsobjektive, Einstellung

Auf das Deckglas einen kleinen Tropfen Immersionsflüssigkeit geben und unter seitlicher Beobachtung den Tubus bzw. Tisch senken bzw. heben, bis die Frontlinse in die Flüssigkeit eintaucht. Nun in das Okular sehen und den Tubus bzw. Tisch verstellen, bis das Objekt scharf erscheint. Größte Vorsicht! Nicht mit der Frontlinse das Deckglas berühren!

Das Einstellen wird erleichtert, wenn das Präparat dabei schwach hin und her bewegt wird. Dadurch sind die allmählich auftauchenden Konturen des Objekts leichter und eher wahrzunehmen, und der freie Dingabstand wird nicht unbemerkt überschritten. Große, vorübergehende Schatten im Blickfeld deuten auf Luftblasen, die sich zwischen Frontlinse und Metallfassung gefangen haben. Immersion trennen und Objektiv erneut eintauchen, evtl. Immersionsflüssigkeit abwischen und erneuern. Die Luftblasen lassen sich auch vermeiden, wenn zuerst an die Frontlinse des Objektivs ein Tropfen Immersionsflüssigkeit gebracht wird. Nach Gebrauch Immersionsflüssigkeit mit sauberem Leinenlappen, Zellstoff oder Filtrierpapier abwischen und die Frontlinse mit Benzin reinigen. Ethanol darf nicht zum Reinigen verwendet werden, denn es löst die Kittsubstanz zwischen den Linsen auf!

Nr. 63 Immersions»öl«

$n_D^{20} = 1,515$ (für homogene Immersion). Wird von den Optik-Firmen mitgeliefert.

Wasser und Staub fernhalten! Immersions»öl« nach der Beobachtung sofort abwischen und die Frontlinse reinigen (Reg. 62). Nicht mit Ethanol reinigen!

Nr. 64 Infiltrieren

Frische Pflanzenteile enthalten in den Interzellularen Luft, die beim Beobachten stört. Das Verdrängen der Luft durch ein flüssiges Medium unter vermindertem Druck heißt »Infiltrieren«: Die Pflanzenteile werden im ganzen oder besser in kleinere Stücke zerschnitten in Wasser gegeben. Durch Anlegen von Unterdruck (Vakuumpumpe, auch Wasserstrahlpumpe) wird dann die Luft aus den Geweben entfernt. Dabei werden die Pflanzenteile glasig-durchscheinend und sinken unter, weil sich die Interzellularen mit Wasser füllen. Auch Fixiermittel werden zweckmäßigerweise infiltriert. Das Infiltrieren läßt sich beschleunigen, wenn der Unterdruck mehrmals plötzlich aufgehoben wird (Quetschhahn, Daumen!

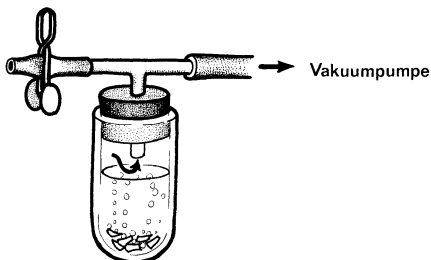


Abb. 114.

s. Abb. 114). Das Verfahren eignet sich auch, um Luftblasen aus Frischpräparaten (Objektträgerpräparaten) zu entfernen. Dazu das fertige Präparat in ein leeres Infiltrationsgefäß legen und wie beschrieben behandeln.

Nr. 65 Interferenzkontrast

Siehe optische Kontrastierungen (S. 21).

Nr. 66 Iodkaliumiodid-Lösung (»Iodiodkalium«)

Ansatz: 0,5–1 g Kaliumiodid in wenig Wasser lösen, erst dann 1 g Iod zugeben und ebenfalls lösen (nicht in umgekehrter Reihenfolge!). Mit Wasser auf 100 ml auffüllen oder

1 g Kaliumiodid in 5 ml Wasser lösen, dann 1 g Iod zugeben und ebenfalls lösen. Mit Wasser auf 300 ml auffüllen (= Lugolsche Lösung).

Die gebrauchsfertigen Lösungen sind im Handel.

Verwendung:

1. Stärkenachweis: Stärke oder stärkehaltiges Pflanzenmaterial in die Lösung bringen. Sofort oder nach Überführung in Wasser oder Glycerol-Wasser beobachten. Färbung nach wenigen Sekunden. Direkte Beobachtung des Färbevorgangs möglich, wenn Iodkaliumiodid-Lösung unter dem Deckglas hindurchgesaugt wird (Reg. 44). Stärke färbt sich zuerst hellblau, später schwarzblau. Die Färbung verblaßt mit der Zeit.

Bemerkung: Kleinste Stärkemengen werden in inhaltsreichen Zellen nachweisbar, wenn nach der Einwirkung der Iodkaliumiodid-Lösung mit wäßriger, konzentrierter Chloralhydrat-Lösung behandelt wird (s. auch »Chloraliod«, Reg. 19).

2. Mit Zinkchlorid als Cellulosereagens (vgl. auch: Chlorzinkiod-Lösung – Reg. 20). Objekt für wenige Sekunden in Iodkaliumiodid-Lösung und anschließend für 1–2 min in eine konzentrierte Zinkchloridlösung bringen (etwa 2 g Zinkchlorid je Milliliter Wasser). Beobachtung sofort oder nach Überführung in Wasser oder Glycerol-Wasser. Cellulose färbt sich blau bis schwarzblau, verholzte Zellwände und Kallose gelb bis gelbbraun. Die Farbe ist nicht dauerhaft.

Bemerkung: s. bei Chlorzinkiod-Lösung (Reg. 20).

3. Mit Schwefelsäure als Cellulosereagens. Objekt kurze Zeit mit Iodkaliumiodid-Lösung durchtränken, anschließend in schwach verdünnte Schwefelsäure einbringen (1 Teil Wasser, etwa 2 Teile konz. Schwefelsäure. Vorsicht! Stets die Säure in das Wasser geben, nicht umgekehrt!). Beobachtung sofort oder nach Überführung in Wasser oder Glycerol-Wasser. Cellulose färbt sich leuchtend blau, verholzte Zellwände und Kallose gelb bis gelbbraun. Färbung in Dauerpräparaten nicht haltbar.

Bemerkung: s. bei Chlorzinkiod-Lösung (Reg. 20).

Nr. 67 Isopropanol (Propan-2-ol)

Kann zur Entwässerung der Objekte (Reg. 32) und in der Alkoholreihe anstelle des Ethanol verwendet werden. Es ist mit Wasser und Xylen in jedem Verhältnis mischbar. Als »absolutes Isopropanol« handelsüblich.

Vorteile: Wesentlich geringerer Preis; weniger hygroskopisch als Ethanol, bleibt daher in der Alkoholreihe länger hinreichend wasserfrei und läßt sich in verschlossenen Flaschen jahrelang ohne Nachteil aufbewahren.

Nachteil: Die Aufenthaltsdauer der Objekte in Isopropanol höherer Konzentration muß etwa verdoppelt werden.

Nr. 68 Kalilauge

Verwendung: Aufhellungsmittel. Auflösung von Zellbestandteilen (Plasma, Chloroplasten, Kallose, Stärkekörner).

Ansatz: etwa 5%ig.

Anwendung:

- Objekte in die Lösung einlegen (Dauer je nach gewünschtem Aufhellungsgrad; Vorgang mikroskopisch kontrollieren).
- In Wasser gründlich auswaschen.
- In Wasser, Glycerol-Wasser oder Glycerol beobachten.

Nr. 69 Kaliumchlorat

Zum Mazerieren nach Schulze (Reg. 85, 2.).

Nr. 70 Kaliumpermanganat

Zum Nachweis verholzter Zellwände (= Mäulesche Reaktion)

Reagenzien: 1%ige Kaliumpermanganat-Lösung
Salzsäure 1 : 1 mit Wasser verdünnt
Ammoniaklösung konz.

Anwendung: Objekte etwa 5 min in 1%ige Kaliumpermanganat-Lösung legen, kurz mit Wasser auswaschen, für etwa 2 min in verdünnte Salzsäure übertragen, einen Tropfen Ammoniaklösung hinzufügen, beobachten. Verholzte Wände färben sich leuchtend weinrot.

Nr. 71 Kallosenachweis

mit

Anilinblau (Reg. 5a),

Anilinblau – Eosin (Reg. 5c),

Korallinsoda (Reg. 80).

Resoblau (Reg. 104).

Nr. 72 Karmalaun nach Mayer

Zur Färbung unverholzter Zellwände.

Ansatz: 1 g Karmin und 10 g Alaun ($K_2SO_4 \cdot Al_2(SO_4)_3 \cdot 24 H_2O$) in 200 ml destilliertem Wasser lösen (erwärmen!). Filtrieren. Zusatz von 1 ml Formalin zur Konservierung.

Anwendung: Färbedauer 10 min bis 1 Std., bei zu starker Färbung überschüssige Farbe mit stark verdünnter Salzsäure auswaschen.

Unverholzte Zellwände rot gefärbt.

Nr. 73 Karminessigsäure (Heitzsche Karminessigsäure-Kochmethode)

Zur Darstellung von Zellkernen und Kernteilungsfiguren.

Ansatz: 4 bis 5 g handelsübliches Karmin in 100 ml Essigsäure (Essigsäure mit Wasser 1:1 verdünnt) eine Std. kochen (Rückflußkühler, notfalls einfaches Steigrohr). Nach dem Erkalten filtrieren. Die Lösung ist haltbar, ihre Färbeleistung hängt von der Qualität des Karmins ab. Die fertige Lösung ist handelsüblich.

Anwendung:

- Schnellfärbung von Zellkernen und Kernteilungsfiguren:
Objekte (gegebenenfalls mit Carnoyschem Gemisch vorfixiert, s. Reg. 42) einige Minuten in Karminessigsäure kochen (in kleinem Reagenzglas; gegebenenfalls auf einem Objektträger, dann verkochende Farblösung ständig ersetzen!). In einem Tropfen Karminessigsäurelösung (nicht in Wasser!) beobachten.
- Darstellung von Zellkernen und Kernteilungsfiguren nach dem Quetschverfahren:

Schnellverfahren (z. B. zum Vorprüfen des cytologischen Materials):

- Möglichst kleine Probe des Materials unfixiert auf Objektträger geben und mit großem Tropfen Karminessigsäure bedecken.
- Farblösung ungefähr 2 min eindringen lassen.
- Objektträger auf kleiner Flamme vorsichtig erwärmen, bis sich der Farblösungstropfen zusammenzieht. Tropfen ungefähr eine Minute kurz vor dem Kochen halten, ohne daß er eintrocknet.
- Möglichst kleines Deckglas auf das noch heiße Objekt auflegen. Sofort durch kräftigen, senkrecht (!) geführten Druck (Präpariernadel, Griff der Präpariernadel, Gummistopfen) quetschen und gleichzeitig am Deckglasrand austretende überschüssige Farbstofflösung mit Filterpapier restlos absaugen. Sofort beobachten.

Nachteil: Färbung oft ungleichmäßig, störende Schollen ausgefallenen Farbstoffes.

Standardverfahren:

- Objekte mit Carnoyschem Gemisch fixieren (Reg. 42). Aus dem Fixiergemisch (oder aus 70%igem Ethanol) in Karminessigsäure übertragen, in der sie einige Stunden (oder Tage und länger) liegenbleiben.
- Ganze Objekte in kleinem Reagenzglas mit Karminessigsäure mehrmals kurz aufkochen und die Lösung mit den Objekten rasch in Blockschälchen ausgießen.
- Von den so vorhydrolysierten Objekten lassen sich nun mit Präpariernadeln auf dem Objektträger winzige Portionen abtrennen. Je weniger Material gequetscht wird, um so besser gelingen die Präparate. Die Manipulationen zweckmäßig mit Eisennadeln ausführen, da Eisen in Spuren (!) die Färbung vertieft.
- Eine möglichst kleine Portion des Objektes in die Mitte des Objektträgers bringen, übriges Material (und etwa vorhandene Fusseln) sorgfältig zur Seite schieben. Das ausgewählte Objekt mit einem großen Tropfen Karminessigsäure bedecken, ehe es eintrocknet.
- Objektträger sofort auf kleiner Flamme erhitzen, bis sich der Farblösungstropfen zusammenzieht (nicht länger!).
- Noch heißes Objekt mit fusselfreiem kleinem Deckglas bedecken und quetschen, wie oben beschrieben. Der am Deckglasrand austretende Farblösungsüberschuß muß während des Quetschens mit Filterpapier abgesaugt werden! Die Zellen (bes. bei Meristemen) weichen leicht zu einer einschichtigen Zelllage auseinander, da die Mittellamellen verquollen sind. Sofort beobachten.
- Sollen die Präparate einige Stunden (bis Tage) halten, kann mit verflüssigter Vaseline oder (bei fortwährendem Druck auf das Deckglas) mit Nagellack umrandet werden; Druck auf das Deckglas erst aufheben, wenn der Lack getrocknet ist (1 bis 2 min). Auch Einschluß in neutralisiertes Chloralhydrat ist möglich (Reg. 17)
- *Ergebnis:* Zellen in einschichtiger Lage ausgebreitet und flach, sie sollen aber nicht zerissen sein. Zytoplasma schwach rosa, Interphasekerne schwach rot granuliert oder von feinsten roten Chromatinfibrillen durchzogen. Chromatin angequollen, kräftig rot bis bräunlich rot (bei Anwesenheit von Eisen). Zytoplasmatische Strukturen (z. B. Kernspindeln) weniger deutlich. Undurchsichtig braunrote oder schwärzlich rote Überfärbung rührt von zu viel Eisen her.

Nr. 74 Kernfärbungen

Chloralhydrat-Hämalaun (Reg. 18)
 Eisenhämytoxylin nach Heidenhain (Reg. 28)
 Hämalaun nach Mayer (Reg. 55)
 Karminessigsäure (Reg. 73)
 Nuklealreaktion nach Feulgen (Reg. 93)

Nr. 75 Kernschwarz

Zur Färbung nicht verholzter Zellwände.

Anwendung: Handelsübliche Farblösung 1:5 mit Wasser verdünnen, Objekte 5–10 min färben (Farbintensität kontrollieren!). Überschüssigen Farbstoff in 2%iger Essigsäure auswaschen. Unverholzte Zellwände grau bis schwarz gefärbt. Zellinhalt (besonders Zellkerne!) ebenfalls schwarz. Zur reinen Zellwandfärbung Einschlüsse vorher mit Eau de Javelle (Reg. 27) herauslösen. Färbung in Dauerpräparaten gut haltbar.

Nr. 76 Kernschwarz-Fuchsin

Zur Doppelfärbung verholzter und unverholzter Zellwände.
 Der Färbung mit Fuchsin-Pikrinsäure (Reg. 48) schließt sich eine Färbung mit Kernschwarz (Reg. 75) an.
 Verholzte Zellwände durch Fuchsin rot, unverholzte durch Kernschwarz grau bis schwarz gefärbt. Färbung in Dauerpräparaten gut haltbar.

Nr. 77 Kernschwarz-Safranin

Zur Doppelfärbung verholzter und unverholzter Zellwände.
Anwendung: Schnitte nacheinander überführen in:

- destilliertes Wasser,
- 1%ige wäßrige Safraninlösung, 30 min,

- Salzsäure-Ethanol (Reg.107) zum Auswaschen überschüssiger Farbe,
 - destilliertes Wasser,
 - 20%ige Kernschwarz-Lösung, 10 min (Reg. 75),
 - destilliertes Wasser,
 - sofort beobachten oder zu Dauerpräparaten weiterverarbeiten (Reg. 21).
- Verholzte Zellwände durch Safranin rot, nicht verholzte Zellwände durch Kernschwarz grau bis schwarz gefärbt.
Färbung in Dauerpräparaten gut haltbar.

Nr. 78 Köhlersches Beleuchtungsverfahren

Siehe Beleuchtungsverfahren nach Köhler (Reg. 12).

Nr. 79 Kongorot

Zur Färbung nicht verholzter Zellwände.

In 2%iger ammoniakalischer Lösung etwa 2 min färben. Unverholzte Zellwände leuchtend ziegelrot, Phloem und Kollenchym treten dadurch deutlich hervor.

Nr. 80 Korallin-Soda

Zur Kallosefärbung.

Ansatz: Korallin in 30%iger Natriumkarbonat-Lösung lösen.

Anwendung: Objekt etwa 10 min oder länger färben, überschüssige Farbe mit Sodalösung auswaschen, sofort beobachten. Kallose und die Wände sklerenchymatischer Elemente sehr schön korallenrot gefärbt (bei Überfärbung auch die Wände des Phloems).
Färbung nicht haltbar.

Nr. 81 Leitungswasser

Leitungswasser ist im Unterschied zu destilliertem Wasser eine schwache Salzlösung mit schwacher Pufferwirkung (ca. pH 7).

Folgerungen für die mikroskopische Präparationstechnik:

Leitungswasser ist oft ein sehr geeignetes Einbettungsmedium für Frischpräparate (besonders bei Lebendpräparaten – hierfür ist destilliertes Wasser ungeeignet!).

Manche gefärbten Präparate (z. B. bei Färbungen mit Hämalaun) erhalten ihre Brillanz und Farbtiefe erst durch Behandeln mit Leitungswasser.

Vorsicht – stark gechlortes Leitungswasser kann zu Mißerfolgen führen!

Nr. 82 Leukoplastenfärbung

Siehe Gentianaviolett (Reg. 50).

Nr. 83 Lugolsche Lösung

Siehe Iodkaliumiodid-Lösung (Reg. 66).

Nr. 84 Mäulesche Reaktion

Siehe Kaliumpermanganat zum Nachweis verholzter Zellwände (Reg. 70).

Nr. 85 Mazeration

Trennung der Zellen eines Gewebes durch Lösen der Mittellamellen.

Je nach Objekten verschiedene Mittel anwendbar.

1. Zur Mazeration von Geweben krautiger Sprosse, der Wurzeln und des Blattes eignen sich besonders Schwefelsäure oder Wasserstoffperoxid.

Anwendung: Kleine Stücke des Frischmaterials 24 Std. in ein Gemisch aus 3 Teilen Ethanol und 1 Teil Essigsäure legen, danach etwa 10 Std. 3%iges Wasserstoffperoxid (wässrig oder ethanolisch) oder 3%ige Schwefelsäure (wässrig oder ethanolisch) bei 45–50 °C im Brutschrank einwirken lassen.

Gewebe zerfallen von selbst oder nach gelindem Deckglasdruck oder durch Zerfasern mit zwei Nadeln.

2. Zur Mazeration von Holz eignet sich besonders das Schulzesche Gemisch.

Anwendung: Möglichst kleine Stücke des Holzes (Späne!) in einem Reagenzglas mit konzentrierter Salpetersäure übergießen und einige Kristalle Kaliumchlorat hinzufügen. Gemisch bis zur Gasbildung erhitzen (unter dem Abzug oder im Freien!). Langsam abkühlen lassen. Den Inhalt aus dem Reaktionsgefäß in eine mit Wasser gefüllte Schale gießen. Pflanzenteile in reines Wasser überführen (auswaschen) und dann auf einen Objektträger übertragen. Dort in einem Tropfen Untersuchungsflüssigkeit mit zwei Nadeln zerzupfen und zur Beobachtung präparieren.

Nr. 86 Methylbenzoat (Benzoessäuremethylester)

Mit Ethanol und Xylen in jedem Verhältnis mischbar, in Wasser sehr wenig löslich. n_D^{20} 1,515.

Verwendung: Als Intermedium zwischen den Stufen Ethanol und Xylen zum Vertreiben des Ethanol beim Entwässern von Objekten, die nach Paraffineinbettung mit dem Mikrotom geschnitten werden sollen (Reg. 90).

Als Immersionsmittel für Immersionsobjektive. Vorteil gegenüber handelsüblichen Immersionsflüssigkeiten: dünnflüssig, so daß Deckgläser von Frischpräparaten beim Bewegen der Objektträger nicht verschoben werden. Methylbenzoat verdunstet rückstandslos und verharzt nicht.

Nr. 87 Methylgrün-Fuchsin

Zur Simultanfärbung verholzter und nicht verholzter Zellwände, auch von Zellkernen und Aleuronkörnern.

Ansatz: 0,5%ige wäßrige Methylgrün-Lösung mit 5%iger Fuchsinlösung im Verhältnis 4 : 1 mischen. Oder: Zu einer dunkelgrün gefärbten wäßrigen Methylgrün-Lösung so viel wäßrige gesättigte Fuchsin-Lösung geben, bis die Mischung violett aussieht.

Anwendung:

- Schnitte etwa 10 min färben,
- mehrmals mit Wasser und danach mit 96%igem Ethanol auswaschen,
- über absolutes Ethanol und Xylen in Neutralbalsam überführen.

Verholzte Zellwände violett, alle anderen blau bis blaugrün gefärbt, Zellkerne blaugrün, Plasma rot. Die Färbung ist gut haltbar.

Nr. 88 Methylgrün-Karmalaun

Zur Doppelfärbung verholzter und nicht verholzter Zellwände.

Anwendung: In 0,5%iger Methylgrün-Lösung 10 min färben, auswaschen in Wasser, 30 min in Karmalaun nach Mayer (Reg. 72) färben, auswaschen in Wasser.

Unverholzte Wände rot, verholzte Wände blaugrün gefärbt.

Nr. 89 Mikroskopische Längenmessung

Siehe auch Okularmeßplatte (Reg.97).

Eichung der Okularmeßplatte (Abb.115):

- Mikroskop bei der gewünschten Vergrößerung auf Skala einer Objektmeßplatte (Reg. 94) scharf einstellen.
- Auf die Sehfeldblende des Okulars die Okularmeßplatte legen (möglichst stellbares Okular verwenden).
- In das Okular sehen und die Bilder der beiden Maßstäbe zur Deckung bringen. Es ist vorteilhaft, sie nicht vollständig übereinanderzulegen, sondern die Bilder der Meßplatten etwas versetzt zu orientieren (vgl. Abb. 115), um das Ablesen zu erleichtern.
- Die Anzahl der Teilstriche der Okularmeßplatte ermitteln, die einer bestimmten Strecke der Objektmeßplatte entspricht. Dazu durch Verschieben der Objektmeßplatte bzw. durch Drehen der Okularmeßplatte je einen Teilstrich der beiden Maßstäbe zur Deckung bringen. Man sucht nun, von diesem Ort ausgehend, weitere sich deckende Teilstriche und notiert die Anzahl der Intervalle, sowohl der Okularmeßplatte als auch der Objektmeßplatte, die zwischen diesen sich deckenden

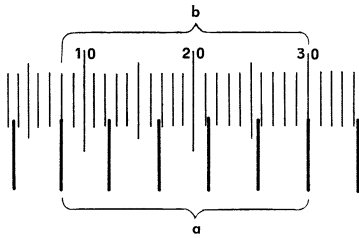


Abb. 115

Teilstrichpaaren liegen. Hierauf läßt sich der Abstand zweier Teilstriche der Okularmeßplatte (= Mikrometerwert) leicht ausrechnen.

Prinzip: Die unbekannte Strecke im Bild der Okularmeßplatte wird mit der entsprechenden, aber in ihrer Länge bekannten Strecke im Bild der Objektmeßplatte (1 Intervall = 10 µm) ins Verhältnis gesetzt.

Es gilt also:

$$\text{Mikrometerwert } (\mu\text{m}) = \frac{\text{Anzahl der Intervalle der Objektmeßplatte} \times 10}{\text{Anzahl der Intervalle der Okularmeßplatte}}$$

z. B. Okular 10 × Objektiv 40/0,65

| a | b | $\frac{a}{b}$ (= Mikrometerwert) |
|--|---|----------------------------------|
| Intervalle der Objektmeßplatte (1 Intervall = 10 µm) | Intervalle der Okularmeßplatte (Intervalle gesucht) | |
| 2 = 20 µm | 17 | 20/17 = 1,17 µm |
| 3 = 30 µm | 25 | 30/25 = 1,20 µm |
| 4 = 40 µm | 33 | 40/33 = 1,21 µm |
| 8 = 80 µm | 66 | 80/66 = 1,21 µm |
| 9 = 90 µm | 74 | 90/74 = 1,22 µm |

Ergebnis: Bei der gewählten Okular-Objektiv-Kombination entspricht 1 Intervall der Okularmeßplatte einer Strecke von 1,2 µm.

Messung eines Objekts: Das zu messende Objekt wird an den Maßstab der Okularmeßplatte angelegt (Präparat verschieben, Okular drehen). Die abgelesene Intervallzahl mit dem Mikrometerwert multiplizieren = Länge des Objekts in µm.

Spezielle Meßschraubenokulare genügen hohen Anforderungen an die Meßgenauigkeit.

Nr. 90 Mikrotomtechnik

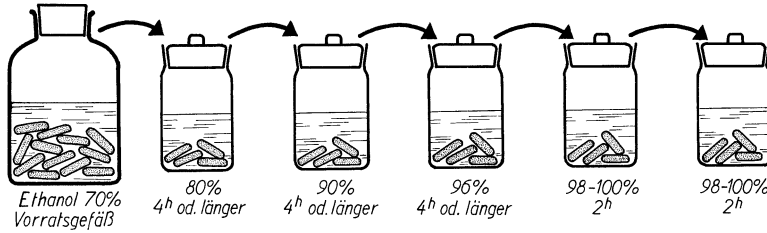
Mit Hilfe des Mikrotoms lassen sich in geeigneter Weise vorbehandelte Objekte in lückenlose Schnittserien von etwa 5 bis 12 µm Dicke aufbereiten. Nach zweckentsprechendem Färben und Einbetten unter Deckglas erlauben derartige Dünnschnitte genaues Beobachten auch subtiler histologischer und cytologischer Strukturen, deren Lage topographisch weitgehend richtig erhalten bleibt. Das Verfahren ist apparativ und manuell aufwendig, führt in vielen Fällen aber zu Ergebnissen, die auf andere Weise nur schwierig oder gar nicht zu erreichen sind. Von den vielfältigen Varianten soll hier nur auf die wesentlichen Grundzüge des verbreiteten und einfach zu handhabenden Paraffinverfahrens und des Polyethylenglycol-Verfahrens eingegangen werden.

1. Paraffinverfahren

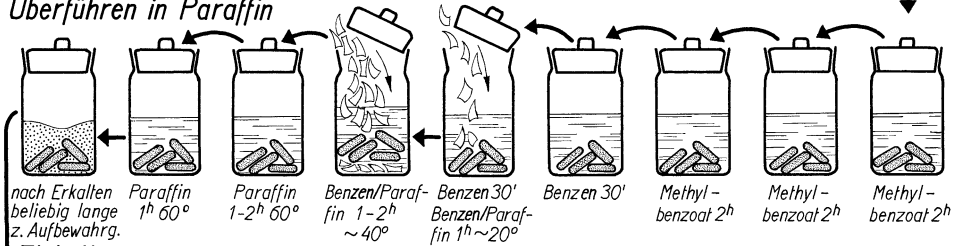
Ausgehend von Objekten, die in 70%igem Ethanol aufbewahrt wurden, gliedert es sich in folgende Arbeitsschritte (vgl. dazu auch Abb. 116):

1. Entwässern der Objekte
2. Überführen in Paraffin
3. Einbetten
4. Aufblocken
5. Schneiden
6. Aufkleben der Schnitte auf Objektträger.

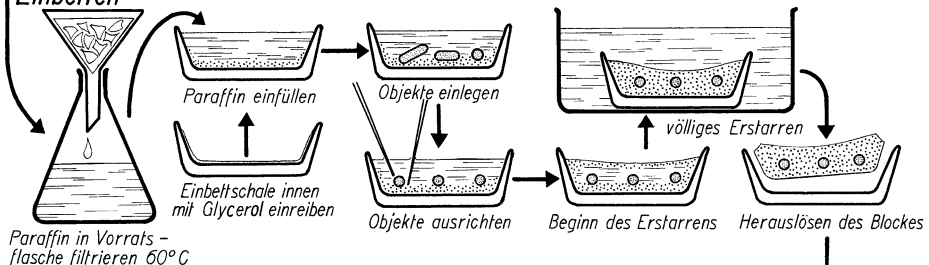
Entwässern



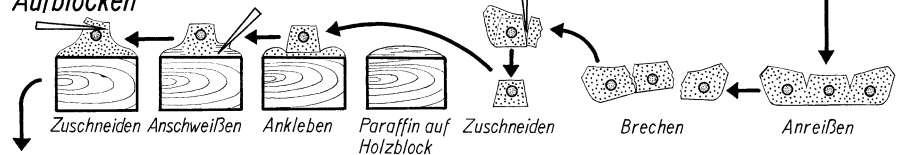
Überführen in Paraffin



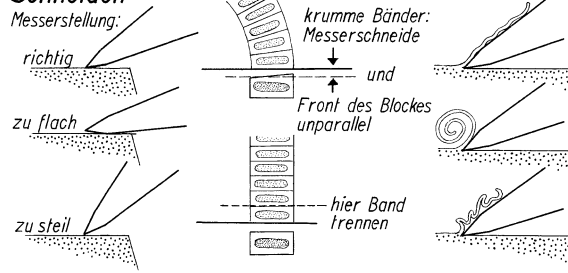
Einbetten



Aufblocken



Schneiden



Aufkleben

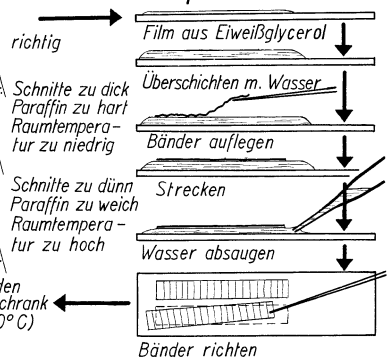


Abb. 116.

Entwässern der Objekte (s. auch Reg. 32).

Die in 70%igem Ethanol aufbewahrten Objekte in Gefäß übertragen, das zum Dekantieren geeignet ist, um die flüssigen Medien bequem wechseln zu können (z.B. mit Schliffdeckeln verschließbare Wägelgäschen). Nach 70%igem Ethanol Objekte nacheinander in:

Ethanol 80%ig etwa 4 Std.

Ethanol 90%ig etwa 4 Std.

Ethanol 96%ig etwa 4 Std.

Ethanol 98- bis 100%ig etwa 2 Std.

Ethanol 98- bis 100%ig etwa 2 Std.

Medien mit den Objekten wiederholt vorsichtig umschütteln, da sich sonst aus den Objekten herausdiffundierendes Wasser am Boden ansammelt, also da, wo die Objekte liegen. Die Zeiten für 80- bis 96%iges Ethanol können verlängert werden, für 98- bis 100%iges Ethanol nicht (ungünstige Härtung). Bei sofortigem Weiterverarbeiten nach Fixierung in Carnoyschem Gemisch fallen die Stufen 80- bis 96%iges Ethanol weg.

Überführen in Paraffin

98- bis 100%iges Ethanol ersetzen durch

Methylbenzoat (Reg. 86).

Objekte schwimmen zunächst oben, werden glasig und sinken ab. Methylbenzoat nacheinander ersetzen durch
(jeweils frisches):

Methylbenzoat etwa 2 Std.

Methylbenzoat etwa 2 Std.

Benzen nicht länger als 30 min (Achtung! Benzen ist gesundheitsgefährdend! Abzug benutzen!)

Benzen nicht länger als 30 min

Benzenstufen kurz halten (stark härtend). Danach in die letzte Benzenstufe so viel

Paraffinschnitzel

geben, daß ein bei Zimmertemperatur ungelöster Rest bleibt. Nach 1 bis 2 Std. wird eine weitere, größere Menge

Paraffinschnitzel

zugegeben, und die Objekte im Wärmeschrank 1 bis 2 Std. bei etwa 40 °C gehalten. Danach Übertragung der Objekte in

reines geschmolzenes Paraffin.

Notwendige Anforderungen an die Qualität des Paraffins:

- Schmelzpunkt 56 bis 58 °C (Schmelzpunkt gegebenenfalls durch Mischen höher- und niederschmelzender Paraffinsorten korrigieren). Der Schmelzpunkt beeinflußt die Schneidbarkeit der Objekte erheblich!
- Das Paraffin muß gas- und wasserfrei sein. Frisch vom Handel bezogenes Paraffin ist meist unbrauchbar. Neues Paraffin im Becherglas unter Abzug ungefähr 15 min überhitzen, bis weißliche Dämpfe entwickelt werden. Danach im Wärmeschrank bei 60 °C durch weiches Filter filtrieren.
- Am besten eignet sich altes Paraffin, das schon oft geschmolzen wurde und wieder erkaltete. Es bleibt auch bei langem Liegen homogen trübglasig und schlierenfrei. Darum Paraffinabfälle sammeln und immer wieder einschmelzen!
Das Paraffin, in das die Objekte übertragen werden, darf nicht heißer als 62 °C sein. Dauer der Durchtränkung im Wärmeschrank 1 bis 2 Std. Danach Objekte in

reines geschmolzenes Paraffin

überführen. In diesem Paraffin können die Objekte nach Erkalten beliebig lange aufbewahrt werden, oder sie werden sofort weiterverarbeitet.

Einbetten

Als Hilfsmittel dienen Einbettenschälchen aus Porzellan oder Einbettrahmen (aus zwei losen Metallwinkeln und einer Glasplatte, Abb. 117), notfalls in zweckentsprechender Größe aus Aluminium-Folie oder steifem Papier gefaltete offene Kästchen oder bei kleinen Objekten gläserne Uhr- oder Blockschälchen.

Innenfläche des Einbettgefäßes mit etwas Glycerol einreiben, damit sich später der erkaltete Paraffinblock leicht ablöst.

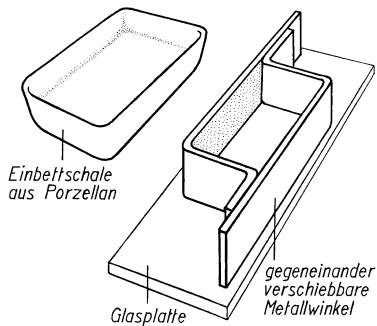


Abb. 117.

Einbettgefäß auf möglichst kühle Unterlage stellen.

Reines Paraffin eingießen,

(nicht heißer als 62 °C), bis das Einbettgefäß fast voll ist. Daraufhin sofort mit vorgewärmten Nadeln oder Lanzettnadeln

Objekte in das Einbettgefäß übertragen.

Wenn richtig gearbeitet wurde, sinken die Objekte dabei nicht auf den Boden des Einbettgefäßes, da das Paraffin dort beim Kontakt mit der kühlen Fläche in dünner Schicht erstarrt. Sonst gegebenenfalls Objekte mit vorgewärmter Nadel anheben. Nun mit warmen Nadeln

Objekte orientieren,

bis sie eine durch die beabsichtigte Schnittrichtung definierte Lage erhalten. Die Arbeit muß rasch erfolgen, damit das Paraffin währenddessen nicht erstarrt, und zugleich sorgfältig, denn von ihrem Gelingen hängt die Präzision der Schnittrichtung beim späteren Schneiden mit ab. Die Anzahl der gleichzeitig in ein Gefäß eingebetteten Objekte so beschränken, daß die erforderlichen Handgriffe hinreichend flink bewältigt werden können. Solange die Qualität des Paraffins nicht zuverlässig bekannt ist, bettet man auch insgesamt vorteilhaft nur so viele Objekte ein, wie am gleichen Tag geschnitten werden können. Kleine oder schwer sichtbare Objekte können markiert werden, indem man sie zunächst in Paraffin einbettet, das durch Sudan III gefärbt ist (s. Reg. 116).

Objekte rasch abkühlen.

Nachdem sich eine derbe Haut aus erstarrtem Paraffin gebildet hat, darf das ganze Einbettgefäß in einer Schale kalten Wassers untergetaucht werden (genau horizontal halten, langsam eintauchen!). Nach völligem Erstarren des Paraffins den

Block aus dem Einbettgefäß herauslösen und trocknen lassen. Block löst sich meist von selbst aus dem Einbettgefäß.

Aufblocken

Entlang der Linie, in der die zusammen eingebetteten Objekte voneinander getrennt werden sollen, die Oberfläche des Blockes 1 bis 2 mm tief einritzen.

Paraffinblock an angerissenen Linien brechen.

Niemals ganz durchschneiden; Gefahr von Sprüngen, die die Objekte durchsetzen.

Blöckchen konisch zuschneiden.

Die kleinere Fläche ist später dem Mikrotommesser zugewandt, sie soll rechteckig begrenzt sein. Auf richtige Orientierung des Objektes achten, das durch den glatten Schnitt jetzt gut sichtbar wird.

Holzklötzchen geeigneter Größe (etwa 1,5 × 2 × 1 cm) auf der Oberseite mit verflüssigtem Paraffin überschichten. (Die Größe des Klötzchens richtet sich nach dem eingebetteten Objekt und der Einspannvorrichtung am Mikrotom) und sofort

Paraffinblöckchen mit der (größeren) Grundfläche aufmontieren. Mit vorgewärmtem Messer das inzwischen erstarrte Paraffin auf dem Holzklötzchen und das Paraffin des Blöckchens an allen vier Kanten verschweißen. Paraffin *über* dem Objekt mit Skalpell in dünnen Schichten abtragen, bis das Objekt dicht unter der Oberfläche sichtbar wird.

Schneiden

verlangt Fingerspitzengefühl und Erfahrung. Zunächst alle

Gleitbahnen des Mikrotoms mit Petroleum reinigen und mit dünnem Film von Nähmaschinenöl versehen, damit der Schlitten leicht läuft. Der Schlitten »schwimmt« auf dem Öl. Zu viel Öl auf den Gleitbahnen (»Bugwelle«) führt zu unregelmäßiger Schnittdicke und Ärger beim späteren Färben.

Holzklötzchen in Einspannvorrichtung klemmen.

Dabei so orientieren, daß das Messer den kürzesten Weg durch das Objekt nimmt.

Messer einspannen.

Dabei auf richtige Neigung der Messerfacette zur Oberfläche des Blöckchens achten (s. Abb. 116). Für Paraffinschneiden sind Plan-konkav-Messer am besten geeignet, konkave Seite nach oben. Das Messer muß trocken sein. Größte Vorsicht! Unfallgefahr!

Paraffinblöckchen bzw. Objekt mittels Gelenken der Einspannvorrichtung gemäß der beabsichtigten Schnittrichtung genau zur Schneide des Messers ausrichten.

Schnittdicke einstellen.

Richtwert: 10 µm.

Schneiden.

Die ersten Schnitte sind leer und die Objektanschnitte meist zu verwerfen. Dennoch keinesfalls dicker als 20 bis 30 µm abtragen. Während des Anschneidens korrigieren, bis einwandfreie Bänder auf dem Messer liegen.

Einige allgemeine Regeln:

Objekt auf der Oberseite des Blockes während des Anschneidens laufend mit Lupe kontrollieren, um zu erkennen, wann die gewünschten Objektdetails im Schnitt erscheinen. Man kann auch Bandabschnitte nach flüchtigem Strecken (s. u.) mit dem Mikroskop bei schwacher Vergrößerung beobachten (Aperturblende etwas schließen). Dazu ist es allerdings wünschenswert, ungefähre Vorstellungen davon zu haben, wie das gesuchte Detail auszusehen hat. Auf diese Weise spart man sich den unnützen Aufwand für das Färben uninteressanter Objektabschnitte.

Fehler:

- Schnitte rollen sich vor der Messerschneide: Schneide unsauber; mit trockenem, weichem Tuch vom Messerrücken zur Schneide hin reinigen. Vorsicht!
Paraffin hat zu hohen Schmelzpunkt; dünner schneiden oder Raumtemperatur erhöhen oder Objekte umbetten.
- Schnitte schieben sich faltig auf dem Messer zusammen: Messeroberfläche unsauber; reinigen.
Paraffin hat zu niedrigen Schmelzpunkt; dicker schneiden oder Raumtemperatur senken oder Objekte umbetten.
Block und Messer elektrisch aufgeladen; Gasflamme in unmittelbarer Nähe brennen lassen. Messer anhauchen.
Vorsicht!
- Schnitte bleiben einzeln, ohne ein Band zu bilden: Senkrechte, dem Messer zugewandte Frontfläche des Blockes unsauber oder nicht winklig zugerichtet, mit Rasierklinge neue Fläche schneiden.
- Band ist krumm: Schneide und Frontfläche des Blockes sind nicht parallel; mit Rasierklinge korrigieren.
Härte des Objektes ist inhomogen; Block entsprechend keilförmig schneiden. Vorher kontrollieren, ob die Bänder beim späteren Strecken (s. u.) nicht von selbst gerade werden.
- Schnitte bröckeln, Objekt fällt ganz oder teilweise heraus: Fehler beim Entwässern, Durchtränken oder Einbetten: Einbetten wiederholen. Wenn kein Erfolg eintritt, ist es meist am besten, die Objekte zu verwerfen und mit der Präparation von neuem zu beginnen.

Aufkleben der Bänder auf Objektträger

Dieser Arbeitsschritt erfordert besondere Sorgfalt, damit die mühevoll gewonnenen Schnitte beim späteren Färben nicht umklappen und sich nicht ablösen oder ganz abschwimmen.

Objektträger reinigen (Reg. 103).

Auf die Mitte des Objektträgers mit der Nadel eine Spur Eiweißglycerol geben (Reg. 30), etwa so viel wie das Volumen des Metallkopfes einer Stecknadel.

Eiweißglycerol auf dem Objektträger zu einem Film verteilen:

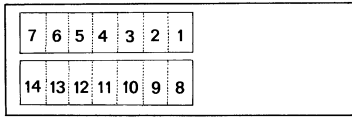


Abb. 118.

Objektträger an den beiden Schmalkanten zwischen Daumen und Zeigefinger einer Hand halten, mit der (möglichst fettfreien) Fingerbeere eines Fingers der anderen Hand Eiweißglycerol verstreichen.

Die so behandelte Seite des Objektträgers mit destilliertem Wasser überschichten (Pipette).

Aufzuklebendes Schnittband, das jetzt noch auf dem Messer liegt, mit Rasierklinge oder Nadel trennen, am besten hinter dem letzten Schnitt, so daß nach Abnehmen des Bandes noch ein Schnitt hinter der Messerschneide liegenbleibt (Abb. 116). Auf diese Weise sind lückenlose Bänder zu erzielen. Länge der Bandabschnitte sorgfältig abschätzen. Beim Strecken werden die Bänder etwa um die Hälfte länger! Sie dürfen dann nicht länger sein als die verfügbaren Deckgläser, mit denen sie abgedeckt werden sollen.

Abgetrennten Bandabschnitt mit angefeuchteter Nadel oder spitzem Pinsel an einem Ende aufnehmen und auf den Wasserfilm legen, so daß die dem Messer zugewandte glänzende Unterseite jetzt dem Objektträger zugewandt ist; so orientieren, daß letzter oder erster Schnitt an einer Schmalkante, das Band stets parallel einer Längskante des Objektträgers zu liegen kommt. Sind die Bänder schmal, können mehrere parallel auf einem Objektträger aufgelegt werden. Reihenfolge der Schnitte vgl. Abb. 118.

Schnittbänder strecken.

Die Objektträger werden horizontal dicht über eine Heizplatte (oder Glühlampe) gehalten und dabei etwas bewegt. Wenn sich die auf dem Wasser schwimmenden Bänder zu strecken beginnen, weitere Wärmezufuhr vorsichtig dosieren, bis die Schnitte glasig werden aber keinesfalls schmelzen.

Den größten Teil des Wassers mit der Pipette absaugen, aber so viel Wasser auf dem Präparat belassen, daß die Bänder in jeder Richtung frei beweglich bleiben (die endgültige Streckung erfolgt erst im Wärmeschrank!).

Schnittbänder mit Nadel richten, so daß ein sauberes Bild entsteht (vgl. Abb. 116,118).

Präparate horizontal im Wärmeschrank unterbringen.

Temperatur ungefähr 50 °C. Dauer 1 bis 2 Std., bis alles Wasser abgetrocknet ist.

Danach können die Präparate unbegrenzt staubfrei in Präparatekästen aufbewahrt werden, bis gefärbt wird (z. B. mit Eisenhämatoxylin. Reg. 28).

3. Polyethylenglycol-Verfahren

Vorteil: Polyethylenglycol (PG) ist wasserlöslich, wodurch die aufwendigen Entwässerungsprozeduren entfallen. Die Eigenschaften des PG sind von dessen Molekulargewicht abhängig: für die botanische Mikrotomtechnik kommen die PG-Typen PG 1000, PG 1500 und PG 2000 zum Einsatz (Typen entsprechen dem mittleren Molekulargewicht).

Präparieren:

- Objekte in möglichst kleinen Stücken nach dem Fixieren gründlich waschen (Waschflüssigkeit wird durch das gewählte Fixiermittel bestimmt, Reg. 41, 42).
- Ausgewaschene Objekte in eine 20%ige wäßrige Lösung von PG einlegen (100-ml-Becherglas).
- Im Wärme- bzw. Trockenschrank bei etwa 60 °C das Wasser abdampfen, bis das Gesamtvolumen auf etwa 1/5 der ursprünglichen Menge vermindert ist. Dabei sinken die anfangs auf der Lösung schwimmenden Objekte unter (Dauer: 3 bis 4 Tage).
- Die eingedickte PG-Lösung abgießen und durch 30 bis 40 ml reines, zuvor geschmolzenes PG ersetzen (Durchtränken der Objekte mit PG: Temperatur 60 bis 65 °C, Dauer mindestens 10 Std., Verflüssigung von PG 1500 bei etwa 44 bis 48 °C).

Einbetten:

- Man verfährt sinngemäß, wie es zum Paraffinverfahren beschrieben wurde: Geeignete Gußformen (z. B. aus Aluminiumfolie) mit dem geschmolzenen PG und den Objekten beschicken.
- Objekte mit spitzem Holzstäbchen in die gewünschte Lage ausrichten.
- Bis zum Erstarren des PG abkühlen lassen.
- Gußblöckchen aus der Form herauslösen, in noch warmem, halbweichem Zustand mit Rasierklinge aufteilen und zu mikrotomgerechten Stücken zuschneiden.

Schneiden:

- Schneidefähigkeit und erreichbare Schnittstärke hängen von der Härte des verwendeten PG-Mediums (je härter, desto dünnere Schnitte sind möglich) und damit sowohl vom PG-Typ wie von der Temperatur ab.
- Für botanische Zwecke hat sich besonders PG 1500 (auch 2000) bewährt; gegebenenfalls geeignete Härte durch Mischungen herstellen; bei Verwendung von PG 1000, auch nur als Zusatz, werden die Blöckchen bei Luftzutritt feucht und klebrig (Schutz ist möglich durch Eintauchen in verflüssigtes Paraffin). Günstigere Schneideigenschaften sind gegebenenfalls durch Abkühlen der Blöckchen zu erreichen.

Weiterverarbeiten der Schnitte zum Präparat

- Schnitte auf Objektträger auftragen.
- PG mit Wasser herauslösen (Einstellen in Becherglas, Überschichten in Petrischale).
- Präparate mit frischem Wasser waschen.
- Färben mit wasserlöslichen Farbstoffen ist unmittelbar möglich.
- Gefärbte Präparate in ein wasserlösliches Einbettungsmedium oder (nach Entwässerung, Reg. 4,32,33) in Harze (Reg. 92) bzw. Kunstharze einbetten und mit Deckglas abschließen.

Nr. 91 Nelkenöl

Ätherisches Öl aus den Blütenknospen von *Syzygium aromaticum* (Myrtaceae), Gewürznelkenbaum. Von kräftig aromatischem Geruch. Wird an der Luft braun und verharzt. In Ethanol, Chloroform, Ether, Benzen löslich, in Wasser unlöslich. $n_D^{20} = 1,527-1,535$. Wird als Intermedium beim Überführen der Objekte von Ethanol in Harz und als Aufhellungs- und Differenzierungsmittel verwendet.

Nr. 92 Neutralbalsam (= neutralisierter Kanadabalsam)

Harz von *Abies balsamea*, *Abies fraseri*, *Tsuga canadensis*.

Klare, gelbliche, viskose Flüssigkeit von angenehm balsamischem Geruch. Erstarrt an der Luft zu bernsteinartiger Konsistenz. $n_D^{20} = 1,52-1,53$. In Benzen, Xylen, Chloroform, Nelkenöl, Zedernholzöl löslich, wenig löslich in absolutem Ethanol, unlöslich in Wasser.

Verwendung:

1. Als Einschlußmedium zur dauerhaften Aufbewahrung mikroskopischer Objekte. In Xylen gelöst, nach Verdunstung des Lösungsmittels fest.

Anwendung: Objekte bzw. Schnitte nacheinander in:

- Ethanol 70%ig: je nach Objektvolumen 1–24 Std. (zur Entwässerung).
- Ethanol 96%ig: je nach Objektvolumen 1–24 Std. (zur Entwässerung).
- Ethanol absolut: 30 min (Alkohol wechseln zur Beseitigung letzter Wasserreste!).
- Xylen: mindestens 1 Std. (als Intermedium, da sich Neutralbalsam nicht mit Ethanol mischt. Zu diesem Zweck an Stelle von Xylen auch Nelkenöl geeignet).
- Objekte aus dem Intermedium auf die Mitte eines sauberen Objektträgers bringen (vorher, wenn erforderlich, mit Balsam Deckglassplitter zum Schutz gegen den späteren Deckglasdruck aufkleben).
- Einen der Größe des Deckglases entsprechenden Tropfen Neutralbalsam auf das Objekt geben. Mit sauberem Deckglas luftblasenfrei abdecken.
- Trocknen, bis Balsam erhärtet ist. (Das Erstarren des Balsams kann bei dicken Präparaten sehr lange – bis mehrere Jahre! – dauern. Beschleunigung durch Aufbewahren im Trockenschrank bei ca. 30 °C.)

Bemerkung:

Gegen Schrumpfung empfindliches Material vorsichtiger entwässern: mit geringen Ethanolkonzentrationen beginnen (etwa 15%ig, 30%ig, 50%ig), länger in den einzelnen Stufen belassen. Kommt es nur auf die Erhaltung der Zellwände an, genügt meist der kurze Weg. Eingeschlossene Luftblasen verschwinden meist mit der Zeit »von selbst«. Ein späteres Umranden des Deckglases erübrigt sich.

2. Zum luftdichten Abschluß (Umrandung) von Glycerolgelatine-Dauerpräparaten (Reg. 52).

Nr. 93 Nuklealreaktion nach Feulgen

Prinzip: Durch saure Hydrolyse werden Stickstoffbasen von der DNA abgespalten. Dadurch öffnen sich die Desoxyribosemoleküle zu Ketten mit freien Aldehydgruppen, die sich nun mit fuchsin-schwefel-

liger Säure (eine Verbindung vom Typ der Schiffschen Basen) in typischer Aldehydreaktion zu einem rot-violetten Farbstoff verbinden können. Wenn die Reaktion richtig durchgeführt wird, ist sie DNA-spezifisch und vorzüglich zur »Chromatin«-Darstellung geeignet.

Erforderliche Lösungen:

Fuchsin-schwefelige Säure: 0,5 g gepulvertes basisches Fuchsin (Pararosanilin) im Erlenmeyerkolben mit 100 ml destilliertem Wasser aufkochen, 5 Tropfen Essigsäure zugeben. Nach Abkühlen auf etwa 50 °C in mit Schliffstopfen verschließbare dunkle Flasche filtrieren, 20 ml 1 mol/l Salzsäure zugeben. Nach Abkühlen auf etwa 20 °C 0,5 g festes Kaliumdisulfit oder Natriumhydrogensulfit zugeben, Flasche verschließen. Nach 24 Std. ist die Lösung entfärbt und gebrauchsfertig. Kühl aufbewahrt längere Zeit haltbar. Die fuchsin-schwefelige Säure soll farblos oder schwach gelblich aussehen. Orangefärbung deutet auf ungeeignetes Fuchsin – die Reaktion ist sehr von der Qualität des Farbstoffes abhängig, bei ungeeignetem Fuchsin kann sie völlig ausbleiben. Handelsübliche fuchsin-schwefelige Säure ist keineswegs immer für die Feulgensche Nuklealreaktion geeignet.

Disulfit-Lösung: auf 200 ml Wasser 10 ml 1 mol/l HCl und 10 ml 10%ige Natriumhydrogensulfitlösung geben. Das Gemisch vor Gebrauch stets frisch ansetzen. Es ist nicht haltbar.

HALBSGUT (persönl. Mittlg.) verwendet mit Erfolg nur die in Ethanol lösliche Fraktion des Fuchsin und empfiehlt folgende Modifikation: Von einer übersättigten alkoholischen Fuchsinlösung ausgehen und auf 1 ml des klaren Überstandes 25 ml 1 mol/l HCl und 200 ml 10%ige Disulfitlösung geben (klare Färbungen, auch bei Bakterien; relativ gute Haltbarkeit).

Durchführung:

1. Für Mikrotomschnitte

- Mit Eiweißglycerol aufgeklebte Mikrotomschnitte entparaffinieren und in destilliertes Wasser überführen (Reg. 90).
- Färbeküvette für mehrere Objektträger mit 1 mol/l HCl so weit füllen, daß die Schnitte ganz untertauchen können, auf dem Wasserbad (oder im Thermostaten) auf 60 ± 1 °C vorwärmen (Kontrolle mit Thermometer! Küvetten zudecken, Säurestand mit Fettstift markieren, bei Verdunstungsverlust nur mit destilliertem Wasser auffüllen).
- Mikrotomschnitte in die vorgewärmte Salzsäure einstellen. Temperatur konstant auf 60 °C halten. Optimale Dauer der Hydrolyse richtet sich nach Material und Fixierung. Richtwert nach Carnoyfixierung 8 bis 15 min, nach Nawaschin- oder Lavdowskyfixierung 10 bis 20 min. Bei zu kurzer oder zu langer Hydrolyse ist die Reaktion schwächer oder fällt ganz aus. (Der Fehler kann aber auch durch ungeeigneten Farbstoff verursacht sein).
- Schnitte kurz in kaltes destilliertes Wasser überführen.
- In Färbeküvette mit fuchsin-schwefeliger Säure einstellen, Küvetten zudecken. Aufenthalt etwa 30 min. Wenn die Lösung nach längerem Gebrauch rötlich wird, muß sie durch neue ersetzt werden.
- Nacheinander in drei Küvetten mit Disulfit-Lösung je 2 min einstellen. Wenn viele Schnitte bearbeitet worden sind, Disulfit-Lösung im ersten Gefäß gegen frische auswechseln und das Gefäß an die dritte Stelle setzen. Die Spülung hat den Sinn, überschüssige fuchsin-schwefelige Säure unter Bedingungen aus den Schnitten zu vertreiben, unter denen sie sich nicht zersetzen kann. Anderenfalls entsteht freies Fuchsin, das das Gewebe unerwünscht färbt.
- Auswaschen der Disulfit-Lösung in fließendem oder mehrmals gewechseltem Leitungswasser (nicht destilliertes Wasser!), danach kurzes Eintauchen in destilliertes Wasser.
- Steigende Alkoholreihe (Reg. 4, 32), einschließen in Harze (Reg.92).
- Ergebnis: Kräftige rotviolette Anfärbung aller DNA-Orte in der Zelle. Alle übrigen Strukturen farblos. Die Färbung ist sehr gut haltbar.

2. Als Stückfärbung mit nachfolgendem Quetschen

- Carnoy-fixiertes Stückmaterial (z. B. Wurzelspitzen, Antheren) aus destilliertem Wasser in kalte 1 mol/l HCl überführen (auch Fixierung nach Nawaschin oder Lavdowsky ist möglich. Sie härtet die Strukturen der Zelle dauerhafter, das Material läßt sich zuweilen weniger gut quetschen als nach Carnoyfixierung). Aufenthaltsdauer richtet sich nach der Größe der Objekte. Richtwert: 15 min.
- Überführen der Objekte in 1 mol/l HCl im Hydrolysegefäß, die auf 60 °C vorgewärmt wurde. An den Objekten pflegen sich Gasblasen anzusetzen, so daß sie an die Oberfläche gehoben werden. Man verwendet zweckmäßig einen »Käfig« aus offenem Glasrohr, das auf einer Seite mit feinmaschigem Kunstfasergewebe abgeschlossen ist, etwa nach einer Anordnung wie im Schema der Abb. 119. So bleiben die Objekte während der Hydrolyse untergetaucht. Hydrolyse wenig länger als im Verfahren 1 angegeben ist.

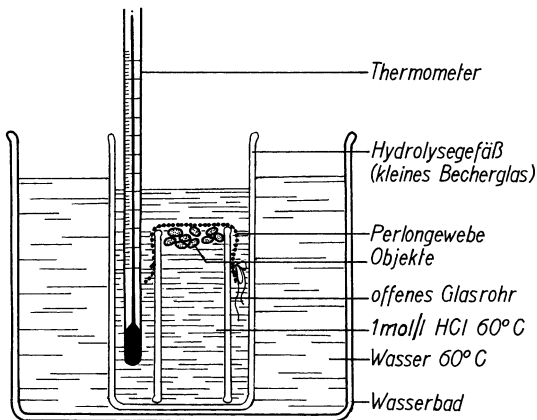


Abb. 119.

- Käfig samt Objekten in nicht zu kleine Menge kaltes destilliertes Wasser übertragen, um die Hydrolyse abzubrechen und überflüssige Salzsäure zu entfernen.
- Objekte aus dem Käfig in fuchsin-schwefelige Säure übertragen, bei hinreichend kleinen Objekten z. B. in Blockschälchen, das zugedeckt werden muß.
- Die Objekte beginnen nach wenigen Minuten, sich allmählich tief rot zu färben. Die Reaktion ist nach etwa 30 min weitgehend beendet, das Material muß sofort weiterverarbeitet werden.
- Eine möglichst kleine Portion des angefärbten Materials direkt aus der fuchsin-schwefeligen Säure auf einen Objektträger bringen und mit einem Tropfen 45%iger Essigsäure bedecken. Sehr vorsichtig auf kleinster Flamme anwärmen (Essigsäure darf sich nur schwach rosa anfärben), sofort mit kleinem Deckglas bedecken, quetschen und überschüssiges Medium absaugen (vgl. Reg. 1).
- Mikroskopische Kontrolle, ob das Präparat die gesuchten cytologischen Bilder enthält. Präparat verwerfen oder, wenn sich weitere Bearbeitung lohnt,
- in horizontaler Stellung vorsichtig in große, mit 96%igem Ethanol halb gefüllte Petrischale übertragen und im Ethanol langsam untertauchen. Aufenthalt etwa 24 Std. Der Alkohol wirkt härtend auf das mazerierte Gewebe. Gleichzeitig zersetzt sich der eingeschleppte Rest der fuchsin-schwefeligen Säure, so daß frei werdendes Fuchsin den gesamten Zellkomplex zunächst kräftig rot färbt. Nachfolgend löst der Alkohol das Fuchsin aus dem Gewebe heraus, so daß ein (ganz oder nahezu) reines Bild der Nuklealreaktion resultiert. Bei höheren Ansprüchen an die DNA-Spezifität der Reaktion muß das Stückmaterial vor dem Quetschen so lange mit Disulfid-Lösung gewaschen werden, bis zugesetzte Formaldehyd-Lösung die Waschflüssigkeit nur noch schwach anfärbt. Das so gewaschene Material wird dann in 45%ige Essigsäure übertragen und sofort gequetscht (Färbung läßt sonst nach).
- Nach dem Differenzieren (mikroskopische Kontrolle) Objektträger, ohne das Deckglas zu berühren, mit Filterpapier trocknen. An der Luft nachtrocknen lassen, bis eine erste Luftblase beginnt, unter das Deckglas zu kriechen (Objektträger schräg gegen das Licht halten). Dann sofort einen Tropfen Euparal (Reg. 39) auf die der Luftblase gegenüberliegende Deckglaskante geben. Das Einbettungsmedium zieht langsam unter das Deckglas und das Präparat ist nach 15 min zur Beobachtung fertig.
- Ergebnis: Alle Zellen sind in einer Schicht flach ausgebreitet. Die in jeder Zelle stets vollständigen Chromosomensätze scharf violettrot. Übrige Zellstrukturen durchsichtig farblos. Präparate haltbar.
- Die Hydrolyse kann notfalls auch kalt in 6 mol/l HCl durchgeführt werden.

Nr. 94 Objektmeßplatte

s. a. Mikroskopische Längenmessung (Reg. 89).

Objektträger, in dessen Mitte sich ein Maßstab befindet. Meist ist die Meßstrecke 1 mm lang und in 100 Intervalle unterteilt (1 Intervall = 10 µm). Die Intervallgröße ist an der eingravierten Bezeichnung »0,01 mm« zu erkennen. Der Maßstab ist von einem schwarzen Ring umgeben und durch ein Deckglas geschützt.

Nr. 95 Objektträger

Rechteckige Glasplättchen von ca. 1 mm Stärke, die zur Aufnahme des Objekts dienen. In der Biologie wird hauptsächlich das Format 26 × 76 mm verwendet. Weitere Formate sind im Handel.

Für Lebenduntersuchungen von Mikroorganismen eignen sich Objektträger mit Hohlschliff.

Objektträger mit mangelhafter Oberfläche (wellig, zerkratzt, blasig) sind zu verwerfen.

Reinigung der Objektträger (Reg.103).

Nr. 96 Objektträgerkultur

Für Mikrokulturen, die mikroskopisch beobachtet werden sollen (z. B. Pollenkeimung), können Feuchtkammern benutzt werden, die z. B. aus Objektträgern und Deckgläsern zusammengesetzt werden: Auf einem Objektträger wird ein Rahmen montiert (Plastilina, Metall- oder Glasring, z. B. Raschgrünge), der sich durch ein entsprechend großes Deckglas abdecken läßt (Bindemittel: Vaseline). Auf der Unterseite dieses Deckglases befinden sich die Objekte auf einem Film aus Nährmedium oder in einem Flüssigkeitstropfen (»hängender Tropfen«).

Nr. 97 Okularmeßplatte

s. a. Mikroskopische Längenmessung (Reg. 89).

Rundes Glasplättchen, dessen Durchmesser der lichten Weite eines Okulars entspricht und das auf die Sehfeldblende des Okulars aufgelegt wird. In die Mitte der Okularmeßplatte ist ein Maßstab eingeritzt. Meist sind 5 oder 10 mm in Intervalle von 0,1 mm Länge unterteilt. Da der Maßstab in der Höhe des reellen Zwischenbildes (Sehfeldblende!) liegt, wird er scharf in das Sehfeld hineinprojiziert. Bei besonderen Meßokularen kann Fehlsichtigkeit durch Verstellen der Augenlinse kompensiert werden. Meßschraubenokulare genügen höchsten Anforderungen.

Nr. 98 Okularmikrometer

Siehe Okularmeßplatte (Reg. 97).

Nr. 99 Phasenkontrastverfahren

Siehe optische Kontrastierung (S. 21)

Nr. 100 Phenolglycerol

Verwendung: Aufhellendes Einschlußmittel

Ansatz: Gleiche Gewichtsteile kristallisiertes Phenol (farblos bis hellrosa) und reines Glycerol zusammengeben und öfter durchmischen. Wenn sich das Phenol gelöst hat, ist das Einschlußmittel gebrauchsfertig.

Vorsicht! Phenol ist giftig und ätzend!

Anwendung: Objekte auf dem Objektträger in einen Tropfen des Mediums einbetten, mit Deckglas zudecken. Bei kleinen Objekten tritt die aufhellende Wirkung sehr rasch ein. Das Medium wird nicht fest, Färbungen halten sich nicht.

Nr. 101 Phloroglucinol-Salzsäure

Zur Reaktion auf verholzte Zellwände (Ligninnachweis).

Reagenzien:

1. Beliebig konzentrierte ethanolische Lösung von käuflichem Phloroglucinol (es genügen Spuren).
2. Konzentrierte Salzsäure.

Anwendung: Objekte für kurze Zeit (bei dünnen Schnitten genügen Sekunden) in einen Tropfen Phloroglucinol-Lösung legen, dann für wenige Sekunden in einen Tropfen konzentrierte Salzsäure überführen, anschließend (ohne vorheriges Auswaschen) in Wasser beobachten (Vorsicht! Nie die Salzsäure an die Optik oder an andere Teile des Mikroskops bringen!).

Verholzte Zellwände sind kräftig violettrot gefärbt. Alle anderen Zell- und Gewebestandteile bleiben ungefärbt (Reaktion ist sehr spezifisch!). Die Färbung ist in Dauerpräparaten nicht haltbar.

Nr. 102 Quetschen mit Folie

Für zytologische Verfahren, bei denen vor dem Färben gequetscht werden muß. Die Methode erleichtert das Ablösen des Deckglases nach dem Quetschen (vgl. auch Reg. 2).

Durchführung:

- Möglichst kleine Portion des fixierten und beliebig vorbehandelten Stückmaterials aus mit Essigsäure angesäuertem destilliertem Wasser auf vorgewärmten Objektträger bringen und mit einem Tropfen warm verflüssigter, handelsüblicher Glycerol-Gelatine bedecken.
- Ein Stückchen dünne, chloroformlösliche Folie (Polystyrol, Piacryl, Plexiglas) auflegen, darauf Deckglas legen und quetschen.
- Präparat (wenn sich das Deckglas nicht sofort wieder ablösen läßt, auch mit Deckglas) in Chloroform-Aceton-Gemisch 3:1 einstellen, bis sich die Folie aufgelöst hat.
- Präparat nacheinander in Chloroform (3 min), absolutes Ethanol (3 min) und (wenn aus wäßriger Phase gefärbt werden soll) über Alkoholreihe abwärts (sinngemäß wie Reg. 4, 32, 90) in destilliertes Wasser überführen.
- Weiterverarbeitung beliebig (Hydrolyse für Feulgensche Nuklealreaktion, Eisenhämatoxylin nach Heidenhain oder andere Färbungen).

Nr. 103 Reinigung von Objektträgern und Deckgläsern

Einwandfrei gesäuberte Objektträger und Deckgläser sollen fettfrei sein. Diese Forderung ist oft nur schwer zu erfüllen. Für einfache Beobachtungen genügt das Reinigen der Gläser mit Ethanol. Gebrauchtes Carnoysches Gemisch (Reg. 42) läßt sich auch sehr gut dafür verwenden. Hartnäckige Verunreinigungen lassen sich meist mit heißer konzentrierter Schwefelsäure beseitigen, der noch etwas Kaliumnitrat zugesetzt wurde. (Vorsicht! Schutzbrille tragen und Abzug benutzen!) Die so behandelten Gläser in Wasser gut abspülen, eventuell mit Ethanol nachspülen und mit sauberem, fussellosem Lappen trocknen und polieren. Die Gläser können auch bis zur Verwendung in Ethanol aufbewahrt werden. Gute Reinigungserfolge erzielt man auch mit Tensiden (z. B. Haushaltsspülmittel). Grundsätzlich jedes Glas einzeln behandeln und nicht im Pack von einer Flüssigkeit in die andere übertragen.

Nr. 104 Resoblau

Zur Färbung der Kallose in Siebröhren.

Ansatz: 100 ml 1%ige wäßrige Resorzinollösung mit 0,1 ml konzentrierter Ammoniaklösung versetzen, mehrere Tage an der Luft stehenlassen. Begrenzt haltbar.

Anwendung: Objekte maximal 30–60 s färben, dann auswaschen in Wasser.

Kallose rein blau, bei zu langer Färbedauer aber auch verholzte Wände blau gefärbt. Die Färbung ist nicht haltbar.

Nr. 105 Safranin

Für Zellwandfärbungen, besonders verholzter Wände.

Ansatz: 1%ig wäßrig.

Anwendung: Schnitte wenige Minuten bis eine halbe Stunde färben (beobachten, etwas überfärben), in Salzsäure-Ethanol (Reg. 107) überschüssige Farbe auswaschen (unter dem Mikroskop beobachten!). Die Objekte können auch progressiv gefärbt werden: Die Safraninlösung so weit mit destilliertem Wasser verdünnen, bis eine zart rosa getönte Farblösung vorliegt. Einen Tropfen dieser verdünnten Farblösung auf den Objektträger übertragen, die Schnitte einlegen und mit Deckglas abdecken. (Bei dieser Methode färben sich auch die Zellkerne gut an.)

Zellwände, je nach dem Grad der Verholzung, stärker oder schwächer rot gefärbt. Bei progressivem Färben: ausgeglichene Färbung, keine Überfärbung. Differenzierung nicht notwendig.

Färbung sehr gut in Dauerpräparaten haltbar. In Glycerol-Wasser (Reg. 53) wird die Farbe mitunter stark ausgezogen. Es empfiehlt sich daher, dem Glycerol-Wasser vorher etwas Safraninlösung (bis zur Rosafärbung) zuzusetzen.

Nr. 106 Salzsäure

Vorsicht – starke Säure! Handelsübliche rauchende Salzsäure ist ca. 38%ig.

Verwendung:

1. Beim Nachweis von Lignin (Reg. 101).
2. Zum Nachweis von Kalkinkrusten: Verdünnte Salzsäure (ca. 3–5%ig) nach Reg. 44 unter dem Deckglas durchsaugen. Calciumcarbonat wird unter Gasbildung (CO₂) gelöst.
3. Zum Nachweis von Calciumoxalat (Reg. 15).

Nr. 107 Salzsäure-Ethanol

Zum Auswaschen (»Differenzieren«) ethanollöslicher Farbstoffe aus überfärbten Präparaten.

Ansatz: 0,5–1 ml konzentrierte Salzsäure auf 100 ml 96%iges Ethanol.

Nr. 108 Schabepreparat

Von Objekten, bei denen nur kleine Gewebepartikel, Einzelzellen oder Zellbestandteile untersucht werden sollen, werden kleine Proben abgeschabt und in ein geeignetes Medium übertragen.

Als Schabeinstrumente eignen sich geschliffene Lanzettadeln, feine Skalpelle, Rasierklingen, Glasbruchstücke. Um das Eintrocknen der abgeschabten Teilchen zu vermeiden, ist es zweckmäßig, die Schabfläche mit Wasser oder einem anderen geeigneten Medium zu benetzen. Für Chloroplastenstudien (s. S. 58) kann es vorteilhaft sein, die Schabfläche mit Glycerol zu bedecken und das Abgeschabte sofort in Glycerol zu übertragen.

Von Fall zu Fall werden bei Frischmaterial andere osmotisch aktive Medien, wie Rohrzuckerlösungen oder physiologische Pufferlösungen, zu verwenden sein.

Nr. 109 Schiefe Beleuchtung

Siehe optische Kontrastierung (S. 21)

Nr. 110 Schneidetechnik

Blattquerschnitte (Reg. 14),

Flächenschnitte (Reg. 43),

Holzchnitte (Reg. 60),

Sproßachsenquerschnitte (Reg. 114),

Sproßachsenlängsschnitte (Reg. 113);

Wurzelquerschnitte (Reg. 114).

Nr. 111 Schnellfixierung

Siehe Karminessigsäure (Reg. 73).

Nr. 112 Schwefelsäure

Konzentrierte Schwefelsäure ist 98%ig. Zum Reinigen von Objektträgern und Deckgläsern (Reg. 103), zum Nachweis von Carotenoiden (S. 61), zum Nachweis von Calciumoxalat (Reg. 15), verdünnt zum Mazerieren von Geweben (Reg. 85), zum Nachweis von Lignin (Reg. 6).

Stark hygroskopisch. Wasseraufnahme unter Erwärmung und Volumenkontraktion. Vorsicht beim Verdünnen! Erst das Wasser, dann die Säure!

Nr. 113 Sproßachsenlängsschnitte

1. Dem Erfordernis entsprechend ist das Achsenstück vorher zu zerlegen, gegebenenfalls in eine der Hauptlängsschnittrichtungen (s. Abb. 50, S. 146).
 - a) Radialer Längsschnitt: In einem Radius der Zylindergrundfläche und parallel zur Längsachse des zylinderförmigen Sproßachsenstückes (der Schnitt oder dessen Fortsetzung führt also durch den Mittelpunkt der Zylindergrundfläche).
 - b) Tangentialer Längsschnitt: Senkrecht zu einem Radius der Zylindergrundfläche und parallel zur Längsachse des zylinderförmigen Sproßachsenstückes (der Schnitt oder dessen Fortsetzung führt nie durch den Mittelpunkt der Zylindergrundfläche).
2. Auf exakte Einhaltung der Schnittrichtung achten.
3. Entsprechend verfahren, wie es für Sproßachsenquerschnitte (Reg. 114) beschrieben ist.

Nr. 114 Sproßachsenquerschnitte, Wurzelquerschnitte

- Sproß- oder Wurzelstück, wenn nötig, dem jeweiligen Zweck entsprechend grob zerteilen (Taschenmesser, Skalpell).
- Scharfes (!) Rasiermesser oder scharfe, neue (!) Rasierklinge dienen als Schneideinstrument.
- Schnittfläche des Objekts beim Schneiden stets feucht halten (Wasser, Glycerol-Wasser oder Glycerol).
- Vor dem Beginn des Schneidens saubere, gerade (genau senkrecht zur Längsachse liegende) Schnittfläche herstellen.
- Der erste Schnitt ist stets zu verwerfen (Gewebe verletzt!).
- Stets so dünn wie möglich schneiden! Genau senkrecht zur Längsachse schneiden!
- Schneide des Messers bzw. der Rasierklinge nicht am Außenrande der Sproßachse anlegen, sondern auf der Schnittfläche aufsetzen (Ausnahme nur, wenn vollständige Querschnitte nötig sind. Selten!).
- Messerschneide *nie* gegen die Schnittkante *drücken*, sondern stets leicht seitlich durch das Objekt *ziehen*. Hände und Arme frei und leicht bewegen, nicht verkrampfen und aufliegen.
- Stets gleich mehrere Schnitte anfertigen, um auswählen zu können. Schnitte sofort in einen Tropfen Wasser oder Glycerol-Wasser einlegen (nicht austrocknen lassen!). Schnitte vom Messer in die Aufbewahrungsfüssigkeit mit Hilfe eines feinen Pinsels oder durch Eintauchen der Schneide in die Flüssigkeitstropfen übertragen.

Nr. 115 Stärkenachweis

Iodkaliumiodid-Lösung (Reg. 66),

Chloraliod-Lösung (Reg. 19).

Nr. 116 Sudan III

Ceresinrot, Fettponceau. Zur Färbung von Kutin und Suberin auf bzw. in Zellwänden. In Ether, Aceton, heißer Essigsäure und Chloroform leicht, in Ethanol wenig und in Wasser unlöslich.

Ansatz: 0,01 g Sudan III in 5 ml 96%igem Ethanol lösen, dann 5 ml reines Glycerol hinzufügen.

Anwendung: Objekt in einem Tropfen Farblösung über kleiner Flamme bis zum Sieden des Ethanols erhitzen oder kalt färben, in Glycerol auswaschen, so beobachten oder als Dauerpräparat einschließen.

Kutin und Suberin enthaltende Zellwände und Fettbestandteile kräftig gelbrot gefärbt.

Färbung in Dauerpräparaten gut haltbar.

Nr. 117 Umranden der Deckgläser bei Dauerpräparaten

Bei Präparaten mit flüssigen, nicht erhärtenden oder halbfesten Einbettungsmedien (z. B. Glycerolgeatine) erforderlich. Bedingung: Das Einbettungsmedium darf nicht unter dem Deckglas hervorquellen, da sonst der Kontakt des Umrandungsmittels mit dem Glas verhindert wird.

- Einfaches Verfahren: Nagellack mit feinem Pinsel (Fotoretuschierpinsel) so auf Deckglasrand auftragen, daß der Lackstreifen ein bis zwei Millimeter breit Deckglas *und* Objektträger bedeckt und die Fuge lückenlos schließt. Umrandung zweckmäßig nach einer Stunde wiederholen. Vorteil: Sofort aushärtend, mit den meisten Einschlußmedien nicht mischend, resistent gegen Xylen, Alkohol und Immersionsflüssigkeit. In vielen Fällen ist auch Neutralbalsam in sirupöser Konsistenz verwendbar (nicht bei Chloralhydrat!). Nachteil: in Xylen löslich (bei Reinigung des Präparates von Immersionsflüssigkeit).
- Verfahren für besonders dauerhafte Umrandung: Objekt zwischen kleinerem und größerem Deckglas einbetten, so daß das größere Deckglas das kleinere rundum überragt. Der freie Rand des großen Deckglases muß dabei sauber und trocken bleiben! 2–3 Tropfen sirupösen Neutralbalsam auf Objektträger geben und auf eine Fläche verteilen, die etwas kleiner ist als das größere Deckglas. Die beiden Deckgläser, das kleinere nach unten (schnell umdrehen!), auf die Balsamschicht legen, daß die ganze Deckglasfläche blasenfreien Kontakt mit dem Balsam erhält. Wenn das Einschlußmedium mit Balsam mischbar ist oder sich nicht mit Balsam verträgt (z. B. Chloralhydrat) gelingt die Operation bei raschem Arbeiten auch mit (farblosem, klarem!) Nagellack.

Nr. 118 Vitalfarbstoffe

Wasserlösliche Anilinfarben, die in starker Verdünnung (z. B. 1 in 100000) und möglichst isotonischer Lösung zum Färben lebender Zellen angewendet werden.

Die Farbstoffe werden von den Zellen gespeichert, ohne sichtbare Schädigungen hervorzurufen. Bekannte Vitalfarbstoffe: Methyleneblau, Neutralrot.

Nr. 119 Wurzelquerschnitte

Siehe Sproßachsenquerschnitte (Reg. 114).

Nr. 120 Xylen

Dimethylbenzen (Gesundheitsgefährdend! Arbeiten unter Abzug!) Farblose, stark lichtbrechende Flüssigkeit von eigenartigem Geruch. In Wasser wenig, in Ethanol und Benzen leicht löslich. Gutes Lösungsmittel für Harze (Neutralbalsam). Zwischenmittel beim Überführen der Objekte aus Ethanol in Balsam. Aufhellende Wirkung. Xylen darf nicht mit Wasser in Berührung kommen, da es sofort trüb wird (Vorsicht beim Herstellen von Dauerpräparaten! Beim Überführen der Objekte aus Xylen in Balsam können schon durch den Atemhauch lästige Trübungen hervorgerufen werden).

Nr. 121 Zellwände, kutinisiert

Nachweis s. Sudan III (Reg. 116).

Nr. 122 Zellwände, unverholzt

Färbung mit

Astrablau (Reg. 8),
Karmalaun (Reg. 72),
Hämalaun (Reg. 55),
Hämalaun, sauer (Reg. 57),
Kongorot (Reg. 79),
Kernschwarz (Reg. 75).

Nr. 123 Zellwände, verholzt

Nachweis mit

Safranin (Reg. 105),
Phloroglucinol-Salzsäure (Reg. 101),
Anilinsulfat (Reg. 6),
Kaliumpermanganat (Reg. 70),
Fuchsin-Pikrinsäure (Reg. 48).

Nr. 124 Zellwände, verkorkt

Nachweis mit Sudan III (Reg. 116).

Nr. 125 Zupfpräparat

- Material mit spitzer Pinzette von dem Objekt trennen.
- Abgezupftes Material in einen Tropfen Wasser oder Glycerol-Wasser einlegen.
- Mit zwei Präpariernadeln zerpuffen, wobei die eine zum Festhalten, die andere zum Zertrennen benutzt wird.
- Frischpräparat (Reg. 47) anfertigen.

Literatur

(Botanische Praktika und Mikrotechniken)

- APPELT, H.: Einführung in die mikroskopischen Untersuchungsmethoden. 2. Aufl. Leipzig 1953.
- ATKINS, H. J. B.: Tools of biological research. Oxford 1959.
- BALBACH, M., AND L. C. BLISS: A Laboratory Manual for General Botany. 6. Aufl. Philadelphia 1982.
- BERLYN, G. P., AND J. P. MIKSCHÉ.: Botanical microtechnique and cytochemistry. Iowa 1976.
- BEYER, H.: Handbuch der Mikroskopie. 3. Aufl. Berlin 1988.
- BIEBL, R., UND H. GERM: Praktikum der Pflanzenanatomie. 2. Aufl. Wien 1967.
- BÖHLMANN, D.: Botanisches Grundpraktikum zur Phylogenie und Anatomie. Wiesbaden 1994.
- BOWES, B. G.: Farbatlas Pflanzenanatomie. Blackwell-Verlag 2001.
- BRACEGIRDLE, B.: An Atlas of Plant Structure I. London 1971.
- BURCK, H. C.: Histologische Technik. 5. Aufl. Stuttgart 1982.
- CHAMBERLAIN, CH. J.: Methods in plant histology. 5. Aufl. Chicago (Ill.) 1932.
- CHAMOT, E. M.: Elementary chemical microscopy. New York 1921.
- COLES, A. C.: Critical microscopy. London 1921.
- DEFLANDRE, G.: Microscopie pratique. Paris 1930.
- EHRINGHAUS, A., UND E. TRAPP: Das Mikroskop. 6. Aufl. Leipzig 1967.
- ESCHRICH, W.: Strasburgers kleines botanisches Praktikum für Anfänger. Stuttgart 1976.
- FEDER, N., UND T. P. O'BRIEN: Plant microtechnique: Some principles and new methods. Amer. J. Bot. 55, 123–142. 1968
- FOSTER, A. S.: Practical plant anatomy. New York 1942.
- FRANCON, M.: Einführung in die neueren Methoden der Lichtmikroskopie. Karlsruhe 1967.
- FRIEDRICH, W.: Das Mikrotom. Wetzlar 1961.
- GASSNER, G. v. (Begr.), BOTHE, F. v. (Fortf.), Neubearb. v. HOHMANN, B., und F. DEUTSCHMANN: Mikroskopische Untersuchung pflanzlicher Lebensmittel. 5. Aufl. Stuttgart 1989.
- GERLACH, D.: Botanische Mikrotechnik. Eine Einführung. 3. Aufl. Stuttgart 1984.
- Das Lichtmikroskop. Eine Einführung in Funktion und Anwendung in Biologie und Medizin. 2. Aufl. Stuttgart 1985.
 - Mikroskopieren – ganz einfach. Stuttgart 1987.
 - und J. LIEDER: Taschenatlas zur Pflanzenanatomie. Der mikroskopische Bau der Blütenpflanzen in 120 Farbfotos. Stuttgart 1979.
- GRAY, P.: Handbook of basic microtechnique. 3. Aufl. New York 1964.
- GRIMSTONE, A. V., and R. J. SHEAR: A guidebook to microscopical methods. New York 1972.
- GÜNTHER, H., und G. STEHLI: Tabellen zum Gebrauch bei botanisch-mikroskopischen Arbeiten. Bd. I, Phanerogamen. Stuttgart 1911.
- GURR, E.: A practical manual of medical and biological staining techniques. London 1953.
- HARMS, H.: Handbuch der Farbstoffe für die Mikroskopie. Kamp-Lintfort 1965.
- HAUG, H.: Leitfaden der mikroskopischen Technik. Mikroskopische, präparative und färberische Verfahren in der Histologie. Stuttgart 1959.
- HENKLER, P.: Mikroskopisches Praktikum. Berlin 1912.
- HUBER, B.: Mikroskopische Untersuchung von Hölzern. In: Handbuch der Mikroskopie in der Technik. Bd. V/1. Frankfurt/M. 1951.
- JAMES, J.: Light microscopic techniques in biology and medicine. The Hague 1976.
- JENSEN, W. A.: Botanical histochemistry. San Francisco 1962.
- JOHANSEN, D. A.: Plant microtechnique. New York and London 1940.
- JUNIPER, B. E.: Techniques for plant electron microscopy. Philadelphia 1970.
- KIENITZ-GERLOFF, F.: Botanisch-mikroskopisches Praktikum. Leipzig 1910.
- KISSER, J.: Leitfaden der botanischen Mikrotechnik. Jena 1926.
- KISZELY, G., und Z. POSALAKY: Mikrotechnische und histochemische Untersuchungsmethoden. Budapest 1964.
- KLEIN, G.: Praktikum der Histochemie. Wien und Berlin 1929.
- KRAUSE, R.: Enzyklopädie der mikroskopischen Technik, 3 Bde. Berlin und Wien 1926.
- KREMER, B. P.: Das große kosmos-Buch der Mikroskopie. Stuttgart 2002.
- KÜCK, U. und G. WOLFF: Botanisches Grundpraktikum. Berlin 2002.
- KUHN, K., und W. PROBST: Biologisches Grundpraktikum, Bd. I. 4. Aufl. Stuttgart 1983.

- LEE, A. B. (EDS.): *The Microtomists vademecum. A handbook of the methods of animal and plant microscopic anatomy.* 10. Aufl. Philadelphia 1937 und 1946.
- LEMON, P. C., AND N. H. RUSSELL: *General Botany Manual: Exercises on the Life Histories, Structures, Physiology and Ecology of the Plant Kingdom.* 3rd Ed. St. Louis 1970.
- LONG, R. W., and K. NORSTOG: *Plant Biology. A laboratory manual for elementary botany.* Philadelphia 1976.
- MCLEAN, R. C., and W. R. IVIMEY-COOK: *Textbook of practical Botany.* London 1952.
- METZNER, P.: *Das Mikroskop. Ein Leitfaden der wissenschaftlichen Mikroskopie.* 2. Aufl. Leipzig 1928.
- MEYER, A.: *Erstes Mikroskopisches Praktikum. Eine Einführung in den Gebrauch des Mikroskopes und in die Anatomie der höheren Pflanzen.* Jena 1915.
- MÖBIUS, M.: *Botanisch-mikroskopisches Praktikum für Anfänger.* 2. Aufl. Berlin 1909.
– *Mikroskopisches Praktikum für systematische Botanik*
Bd. I: *Angiospermae.* Berlin 1912.
Bd. II: *Kryptogamae und Gymnospermae.* Berlin 1915.
- MOLISCH, H.: *Mikrochemie der Pflanze.* 3. Aufl. Jena 1923.
- MOLISCH, H., and K. DOBAT: *Botanische Versuche und Beobachtungen mit einfachen Mitteln.* 5. Aufl. Stuttgart 1979.
- MÜLLER, G.: *Mikroskopisches und physiologisches Praktikum der Botanik für Lehrer.* Bd. I, *Phanerogamen.* Leipzig 1907.
- NACHTIGALL, W.: *Mikroskopieren. Geräte, Objekte, Praxis.* 2. Aufl. München 1994.
- NEMEC, B., and Mitarb.: *Botanická mikrotechnika.* Prag 1962.
- NIEMANN, G.: *Grundriß der Pflanzenanatomie auf physiologischer Grundlage zum Selbstunterricht sowie zur Vorbereitung auf die Mittelschullehrer- und Oberlehrerinnenprüfung.* Magdeburg 1905.
- NULTSCH, W., and URSULA RÜFFER: *Mikroskopisch-botanisches Praktikum für Anfänger* 11. Aufl. Stuttgart 2001.
- O'BRIEN, T. P., and M. E. MC CULLY: *The Study of Plant Structures. Principles and Selected Methods.* Oxford 1981.
- ÖYE, A.: *Hanbok i mikroskopi. Mikroskopet – Mikrofotografering – Preparatframställning.* Stockholm 1969.
- OTTO, L.: *Durchlichtmikroskopie. Geräte und Verfahren.* Berlin 1959.
- PAZOURKOVÁ, Z., and J. PAZOUREK: *Rychle metody Botanické Mikrotechniky.* Prag 1960.
- POPHAM, R. A.: *Laboratory manual for plant anatomy.* Saint Louis 1966.
- PURVIS, M. J., D. C. COLLIER and D. WALLS: *Laboratory Techniques in Botany.* 2. Aufl. London 1966.
- RAWLINS, TH. E.: *Phytopathological and botanical research methods.* New York 1933.
– and W. N. TAKAHASHI: *Technics of plant histochemistry and virology.* Milbrae, California 1952.
- REISS, J.: *Experimentelle Einführung in die Pflanzenzytologie und Enzymologie.* Heidelberg 1977.
- ROMEIS, B.: *Mikroskopische Technik.* 17. Aufl. München 1989.
- ROSTOWZEW, S. I.: [*Praktikum po anatomii rastenij*]. Moskau 1948.
- SASS, J. E.: *Elements of botanical microtechnique.* 3. Aufl. Ames, Iowa 1958.
- SCHLÜTER, W.: *Mikroskopie für Lehrer und Naturfreunde. Eine Einführung in die biologische Arbeit mit dem Mikroskop.* 6. Aufl. Berlin 1986.
- SCHNEIDER, H.: *Die botanische Mikrotechnik.* Jena 1922.
- SCHOENICHEN, W.: *Biologie der Blütenpflanzen. Eine Einführung an der Hand mikroskopischer Übungen.* Freiburg i. Br. 1924.
- SCHULZE, E., and A. GRAUPNER: *Anleitung zum mikroskopisch-technischen Arbeiten in Biologie und Medizin.* 2. Aufl. Leipzig 1960.
- SCHUMANN, K.: *Praktikum für morphologische und systematische Botanik.* Jena 1904.
- SIEBEN, H.: *Einführung in die botanische Mikrotechnik.* Jena 1920.
- STAHL-BISKUP, E. and J. REICHLING: *Anatomie und Histologie der Samenpflanzen. Mikroskopisches Praktikum für Pharmazeuten.* 2. Aufl. Stuttgart 2004.
- STEHLI, G.: *Mikroskopie für Jedermann.* Stuttgart 1934.
- STEVENS, W. CH.: *Plant anatomy and handbook of micro-technic.* London 1924.
- STRASBURGER, E.: *Das botanische Praktikum.* 5. Aufl. Jena 1913.
– and M. KOERNICKE: *Das kleine botanische Praktikum für Anfänger.* 14. Aufl. Stuttgart 1970.
- TRIBE, M. A., M. R. ERAUT and R. K. SNOOK: *Basic biology course, unit 1: Microscopy and its application to biology. Book 1: Light microscopy.* Cambridge 1975.
- TUNMANN, O.: *Pflanzenmikrochemie.* Berlin 1913.
- VOIGT, M.: *Das Mikroskop im Dienste des biologischen Unterrichtes.* Leipzig 1929.

- VORONIN, N. S.: [Praktikum po anatomii i morfologii rastenij]. Moskau 1953.
- WALTER, F.: Das Mikrotom, Leitfaden der Präparationstechnik und des Mikrotomschneidens. Wetzelar 1961.
- WANNER, G.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Stuttgart 2004.
- WEIDEL, G.: Mikroskopie und Mikrofotografie, Lehrmaterialien für Ausbildung und Weiterbildung von mittl. med. Personal. Potsdam 1964.
- WILLIAMS, S. B. G.: Practical botany. London 1939.

Sachverzeichnis

*, Abbildung

halbfett: eingehender behandelt

kursiv: theoretischer Teil und Technik

nicht kursiv: praktischer Teil und Methodenregister

- Abbildungemaßstab, Berechnung 37
Abdecken mit Deckglas 311*
Abelsche Flüssigkeit 225
Ablösen der Deckgläser bei zytologischen
 Quetschverfahren 311
Abschlußgewebe 236
–, primäres 138
–, sekundäres 138
–, tertiäres 138
Abschlußgewebesystem 80
Abscissionszone 211, 212*, 213
Absorptionsgewebe 228, 236
Acetylcholin 185
Achromat 17, 18
Adventivembryonie 268
Aerenchym 77*, 95, 122
Aleuronkörner 47, 291
Alkoholmaterial 312
Alkoholreihe 312
Alveolen 249*, 259
Amaryllideen-Typ der Stomata 173*, 187, 188*
 amphistomatisch 173
Amphitän 300*, 301
Amylopectin 47
Amyloplast 46, 47, 64, 65*, 66, 69
Amylose 48
Anaphase,
–, meiotische 299, 300*, 301, 304*, 307
–, mitotische 294, 296*, 297*
Anastomosen 200, 201*
–, transversale 202
Androecium 266
Angiospermen 266 ff.
Angiospermenblatt 171, 176
Angiospermenholz 135*
Anilinblau 313
Anilinsulfat 313
Anisol 314
Anthere 266
Antheridiale Zelle 248*
–, Angiospermen 275*
–, Coniferen 248*, 253*, 254
Anthocyan 62, 67, 68, 171, 183
antiklin 76*
Antipodenzellen 267, 279, 281*
Apertur s. numerische Apertur
Aperturblende 15
Apikalmeristem 76, 86*, 225, 226
Apochromat 17
Apogamie 268*
Apokarp 267*
Apomeiose 268
Aporogam 268*
Apposition 48
Appositionswachstum 232
Arbeitsabstand 18, 28
Arbeitskern 45
Archeonium
–, Coniferen 249*, 256*, 259
Archeoniuminitialen 249*, 256*, 259
Archespor 303
Archesporzellen, primäre und sekundäre bei
 Coniferen 246 f
Armpalisaden 175
Armpalisadenparenchym 77, 209*, 214*
Armpalisadenzellen 190*, 209, 215
Armschwammparenchymzellen 215, 218
Assimilationsstärke 47, 60*
Assimilationswurzel 222
Astra-Blau 314
Atemhöhle, innere 171
Atemwurzel 222
ätherisches Öl 47
Atrichoblasten 226
Atrop 267
Aufhellung 314
–, chemische 314
–, physikalische 314
Aufhellungsmittel 317, 319, 330, 341
Aufhellungspräparat 24
Auflösen von Zellbestandteilen 314
Ausscheidungsgewebe 78
Auramin 315

Basalzellen 250*, 263*
Bast 88, 134, 136, 243
– der Coniferen 160
Bastfasern 84, 136, 137*, 161, 162*
–, primäre 88
Bastparenchymzellen 84
Bauchkanalzelle
– Coniferen 249*, 261
Bedecktsamer 266, 271
Befruchtung,
–, Angiospermen 268*, 279, 281
–, Coniferen 250*, 261*
Begleitzellen 243
Belegzellen 112

- Beleuchtung, mikroskopische 20
 Beleuchtungsverfahren nach Köhler 315
 Benzoesäuremethylester 334
 Beobachten, mikroskopisches 27
 –, –, Fehler 29
 Beschriftung von Präparaten 316
 Betalain 68
 Betanin 68
 Bildungsgewebe (s.a. Meristem) 75
 Bildungszentrum des Stärkekorns 66
 Bivalent 301, 304*
 Blaszellen 189, 190*, 207, 208, 209*
 Blatt (s.a. Laubblatt) 34*, 171*, 172*, 176, 204*
 –, äquifaziales 174, 195
 – der Angiospermen 171
 –, –, bifaziales 172*, 174*, 195, 210
 –, dorsiventrales 172*, 174*, 195, 199, 202
 – der Coniferen 175, 213, 214*
 –, hygromorphes 210, 211*
 –, unifaziales 34*, 174*, 205
 Blattfall 211
 Blattgrund 171*, 174
 Blattparenchyme 173, 193
 Blattprimordien 90, 174
 Blattquerschnitt 316
 Blattspreite (s.a. Lamina) 171*, 174, 199, 201*
 –, Nervatur 199, 200*, 201*
 Blattspur 82
 Blattspurstrang 82
 Blattstiel 171*, 174, 213
 Blatttypen 174
 Blüte, Coniferen
 –, männlich 251*ff.
 –, weiblich 254*ff.
 Blütenhülle 266
 Borke 137*, 138, 168, 169*
 Borkebildung 138, 224
 Borstenhaar 181*
 Brechzahl 314
 Brennhaare 81, 184, 185*
 Bulbus 185*
 Bündelende (s.a. Gefäßbündelende) 200*
 Bündelscheide (s.a. Leitbündelscheide 199, 200*, 201*, 204*, 206
 –, parenchymatische 209*

 Calciumcarbonatkristalle 48
 Calciumoxalat 48
 – Drusen 72*, 73, 169*, 212*, 213, 241, 243
 –, Nachweis 71, 316
 – Kristalle 69, 70*, 217
 – – –, solitär 72*, 217
 Carnoysches Fixiergemisch 323
 Carotenkristalle 61*
 Carotenoide 46
 –, Nachweis 61
 Casparyscher Punkt 223, 231
 – – Streifen 88, 220, 223*, 230*, 231

 Cellulase 213
 Cellulose 48
 –, Nachweis 318, 330
 Centromer 293, 297, 304*
 Chalaza 279
 Chalazogam 268*
 Chemodinese 52
 Chiasma 301, 304*, 306
 Chloralhydrat 317
 Chloralhydrat-Hämalaun 317
 Chloralhydratlösung, neutralisiert 317
 Chloraliod nach Meyer 317
 Chlorenchym 77
 Chloroform 323
 Chlorophyll 46
 Chloroplasten 45, 46, 51*, 53*, 58*, 92*, 176, 178*, 185, 188*, 191*, 193*, 204*, 209*, 211*, 214*, 218*
 –, Grana 46, 58*
 – in Schließzellen, 188*, 191*
 –, Teilung 58*, 59, 60*
 Chlorzinkiodlösung 318
 Chromatiden 293, 296*, 300*, 302
 Chromatidenspalt 293, 296*, 297
 Chromatin 45, 293, 306
 Chromomeren 299, 304*, 306
 Chromoplasten 45, 46, 61*
 Chromosomen 45, 293
 –, homologe 299, 300*, 304*
 Chromozentren 306
 Coenokarp 267*
 Coniferennadel 213, 214*
 Coniferophytina 245ff
 Corpus-Tunica-Theorie 87
 Cotyledonen
 –, Angiospermen 268, 286*, 288
 –, Coniferen 250*
 Crossing over 300*, 301, 302

 Darstellung mikroskopischer Bilder 31, 32*, 33, 34*
 Dauerpräparat 24, 318
 –, Aufbewahrung 27
 –, Beschriftung 26
 Deckblätter 171
 Deckgasstärke 2318
 Deckglas 318
 –, Abdecken mit 311*
 –, Ablösen bei Quetschverfahren 311
 –, Reinigung 345
 –, Stützen 318
 –, Umranden 347
 Deckglasdicke, Bedeutung 18f
 Deckglaskitt 327
 Deckglaslack 327
 Deckschuppe 247*, 256*, 258*
 Deplasmolyse 68
 destilliertes Wasser 318
 Diakinese 300*, 301, 307

- Dickenwachstum, primäres 89
 –, –, kambiale Form 89
 –, –, parenchymale Form 89
 –, sekundäres 131, 140, 142*
 –, –, Aristolochia-Typ 131*, 141
 –, –, bei Dikotylen und Coniferen 131
 –, –, Monokotylen 139
 –, –, der Wurzel (s.a. Wurzel) 220*, 224*
 –, –, Dynamik 140
 –, –, Helianthus-Typ 131*
 –, –, kambiale Form 140
 –, –, parenchymale Form 139, 169, 170*
 –, Tilia-Typ 131*
 Dictyosomen 44
 Differenzierung histologischer Färbungen 26, 346
 – – –, Mittel zur 346
 Dilatation 134, 138, 145, 148, 162, 163*, 224
 Dimethylbenzen 348
 Dinesen (s.a. Foto-, Traumato-, Chemo-, Thermidinese) 44
 Diplotän 299, 300*, 301, 303, 304*
 DNA (Desoxyribonucleinsäure) 44
 Doppelfärbung verholzter und unverholzter Zellwände 319
 Drusen (s.a. Kristalldrusen, Calciumoxalatrdrusen) 48, 72*, 73, 137*, 143, 144, 169*
 Drüsen 79*
 –, äußere 78
 –, epidermale 78, 79*
 –, innere 78
 –, parenchymatische 78, 79*
 Drüsenepithel 78, 79, 183*, 186, 218*
 Drüsenhaare 183*
 DrüsenSchuppe 79
 Drüsenzellen 196*
 Drüsenzotten 186
 Dunkelfeldverfahren 21
 Durchlaßstreifen 117
 Durchlaßzellen 118*, 121*, 221*, 222, 229*, 232, 233
 Durchlüftungsparenchym 77, 95

 Eau de Javelle 319
 Eckenkollenchym (s.a. Kantenkollenchym, Kollenchym) 81, 97*
 Eiapparat 279, 281*, 285*
 Einschlußmittel bzw. -medien 317, 322, 326, 327, 341
 Einzelkristalle 71
 Eisenhämatoxylinfärbung nach Heidenhain 319, 320
 Eiweißglycerol 320
 Eiweißkristalloide 65*, 68
 Eiweißzellen 216
 Eizelle,
 –, Angiospermen 267, 279
 –, Coniferen 249*, 261, 263*
 Elementarmembran 43

 Embryo,
 –, Angiospermen 268*, 286, 288
 –, Coniferen 258
 Embryoinitialen 263*, 268
 Embryosack 267, 279, 281*, 285*
 –, tetrasporer 282ff, 285*
 Embryosackkern 268, 281*
 Embryosackmutterzelle 267, 283
 Emergenzen 173, 181*, 183*, 185, 186
 Endodermis 81, 88*, 175, 214*, 220*, 223*, 229*, 230*, 231, 232, 235, 236, 237*, 239, 240
 –, primäre 81, 220*, 223*
 –, sekundäre, 223*, 231
 –, tertiäre 221, 223*, 229*, 232
 –, –, C-Scheide 223, 233
 –, –, O-Scheide 223
 –, –, U-Scheide 223, 233
 Endokarp 269
 Endomitose 294
 endoplasmatisches Retikulum 43, 47
 Endosperm,
 –, helobialer Typ 269
 –, nukleärer Typ 268, 281*, 282
 –, primäres 250, 263*
 –, sekundäres 268, 290*, 291
 –, zellulärer Typ 269
 Endospermkern 288
 –, pentaploider 285
 –, sekundärer 268
 –, triploider 281
 Entfaltungszellen 208
 Entwässern 321
 Epiblast 290*, 291
 Epidermis 52, 80, 86*, 124*, 125*, 126*, 127*, 128*, 138, 142*, 144, 164, 165*, 167*, 171, 172*, 176, 178*, 179*, 183*, 190*, 191*, 193*, 196*, 198*, 203, 204*, 207, 208, 209*, 210, 211*, 214*, 215
 –, Derivate 80
 –, Kurzzellen 177, 178*
 Epidermisabzug 321
 Epidermiszellen 67, 171, 176, 183, 188*, 191*, 193*, 198*, 204*, 211
 epistomatisch 173
 Epithem 79
 Epithemhydathoden 78, 79*, 199
 Erdwurzel 222
 Erstarkungswachstum 89
 Essigsäure 321
 Ethanol 321
 Ethanol-Essigsäure 323
 Ethanol-Glycerol 322
 Ethansäure 321
 Euparal 322
 Eusporangiat 246, 247, 253
 Exine,
 –, Angiospermen 307
 –, Coniferen 253*
 Exkret 78, 183*

- Exkretbehälter,
 –, lysigene 79*, **195**, 196*
 –, schizogene 78, 196
 Exkretionsgewebe 78
 Exkretlücken 78
 Exkretproduktion 183
 Exodermis 81, 221*, 228, 229*, 236
 –, mehrschichtige 228*, 229*
 Exokarp 269
 Exkretgang 78, 128*, 129
- Färben 322
 Färbung,
 –, Kallose 313, 331, 333, 345
 –, Kollenchym 331
 –, Leukoplasten 326
 –, Zellkern 228, 332
 –, Zellwand
 –, –, unverholzt 314, 328, 331, 332, 348
 –, –, verholzt 314, 325, 331, 332, 334, 344, 345, 348
 –, –, verkorkt und kutinisiert 347
 Faserschicht 266, 271, 272*
 Fasertextur 49
 Feilenhaar 181*
 Fenstertüpfel 133*, 147*, 149*, 151*, 152
 Festigungsgewebe 81, 97, 174
 Fettponceau 347
 Feuchte Kammer 344
 Feulgen, Nuklealreaktion 341*f
 Filament 266
 Fixieren 323
 Fixieren, Regeln für das 25
 Fixiergemisch
 – nach Carnoy 323
 – – Lavdowsky 323
 – – Nawaschin 324
 – – Pfeiffer 324
 Fixiermittel 25
 Flachblatt 174
 –, unifaziales 205
 Flächenschnitt 324
 Flockenhaar 181*
 Flüssigkeitswechsel unter dem Deckglas 324
 Fokussieren 29
 Folgeblätter 171
 Folgemeristem s. u. Meristem
 Folientextur 49
 Freihandschnitte (s.a. Schneidetechnik) 325
 Frischmaterial 325
 Frischpräparat 24, 325
 Frucht 269*, 290*
 –, chorikarp 269
 –, coenokarp 269
 Fruchtblätter 267, 278, 281*, 283
 Fruchtknoten 267*, 279, 283*, 290, 298*,
 Fruchtstand 269*
 Fruchtwand 269
 Frühholz 133*, 148, 150
- , Tracheiden 147*, 151*
 Fuchsin-Pikrinsäure 325
 Füllgewebe 167*
 Füllzellen 138, 166
 Funiculus 267, 279
 Fusionsstellen der Tracheenglieder 155, 157*
 Fußzellen 178*, 183
- Gefäßbündel (s.a. Leitbündel) 199
 Gefäßbündelende (s.a. Bündelende) 186, 199
 Gelatine zum Einbetten 326
 Geleitzellen 83*, 84, 108*, 110*, 116*, 117, 118*, 120, 136, 163*, 235, 241
 Geminus 301
 generative Zelle
 – bei Angiospermen 266, 275*
 – – Coniferen 248*
 Gentianaviolett 326
 Gewebe 75
 Gewebesockel 185
 Gewebesystem 75
 Glycerol 318, 320, 322, **326**, 327, 329
 Glycerolgelatine 327
 Glycerolimmersion 19
 Glycerolwasser 327
 Glyoxysomen 44
 Golgi-Apparat 44
 Gonen 303, 307
 Gramineen-Typ der Stomata s. u. Stomata
 Grenzstreifen, kutikulärer 191*, 214*, 215
 Griffel 267, 279
 Grundgewebe (s.a. Parenchym) 76
 Grundplasma 44
 Gynoceum 267, 279
- Haare (s.a. Trichome) 80, 173
 – mehrzellige 51*
 Hadrom (s. Xylem) 82
 Haftwurzeln 222
 halbschematische Zeichnung 32*
 Halswandzellen bei Coniferen,
 –, primäre 249*, 259
 –, sekundäre 249*
 Hämalau nach Mayer 328
 – saures 328
 – Safranin 328
 Hämatoxylin 319, 328
 Handelsstärke 47
 Handschnitte s. u. Freihandschnitte
 Hartholz 136
 Harzgänge 148, 152, 214*, 215, 218*
 –, schizogene 218
 Harzkanäle 150, 152, 218
 Harztröpfchen 218*
 Hauptschnittrichtungen, anatomische 146*
 Haustorium, Angiospermen 269
 Hautgelenke 173, 188*, 191*
 Heitzsche Kochmethode 331
 Helleborus-Typ der Stomata s. u. Stomata

- Hemicellulose 49
 heterotypische Teilung 299
 Hilfsnetz 30
 Hilum 269*
 Hinterhof der Spaltöffnungsapparate 171, 188*, 191*
 Histamin 185
 Histogentheorie 87
 Hochblätter 171*
 Hoftüpfel (s. a. Tüpfel) 48, 132*, 133*, 135*, 147*, 149*, 151*, 152, 154*, 155, 156* 215*, 217
 –, Porus 149*, 151*
 –, Torus 48, 149*, 151*
 Holundermark 328
 Holz 131, 134, 146, 147*, 149*, 151*, 154*, 156*, 157*
 – der Angiospermen 135*, 153 ff, 154*, 156*, 157*
 – – Coniferen 133*, 146, 147*, 149*, 151*
 Holzfasern 82, 84, 134, 155
 Holzparenchym (s. a. Xylemparenchym) 84, 115, 116*, 134, 135*
 Holzparenchymzellen 155, 158, 243
 Holzschnitte, Präparation der 239
 homöotypische Teilung 299, 307
 Hydrokultur 225
 Hygromorph 210, 211*
 Hygromorphie (s. a. Blatt) 175*
 Hypodermis 81, 88*, 124* 125* 126*, 127*, 179*, 214*, 215
 hypogyn 267*
 Hypokotyl,
 –, Angiospermen 223, 268, 286*, 288, 290*, 292
 –, Coniferen 250*, 263*
 Hypophyse 286*, 288
 hypostomatisch 173
- Idioblasten 71, 72*, 73, 75, 79*, 195, 196, 203, 210
 Immersion, homogene 19, 329
 Immersionsflüssigkeit 19, 329
 –, Reinigung der Objektive 21
 Immersionsobjektive 19
 –, Kennzeichnung 18
 Immersionsöl 329
 Indifferenzstreifen 50
 Infiltration 314, 329
 Initialen des Blattes,
 –, marginale 174
 –, submarginale 174
 Initialzone 90*
 Innenrinde 222
 Integument,
 –, Angiospermen 267, 279, 281*, 286*
 –, Coniferen 247, 255*
 Interferenzkontrast 21
 Interkinese 299, 302, 304*
 Interkostalfelder 176, 199, 203, 208
 Intermedium 341
 Interphasekern 296*
 Interphasekern 45
 Interzellulare 76, 77*, 92*, 94*, 167*, 170*, 179*, 193*, 198
 –, lysigene 77*
 –, rhexigene 77*
 –, schizogene 77*, 92, 94*
 Interzellulargang 115, 116*
 Interzellularraum 77*, 96*, 126, 171, 187, 189, 193*, 194, 209*, 211*, 215
 –, substomatärer 175, 188*, 190*, 215*
 Interzellulärsubstanz 171, 229
 Interzellulärsystem 77, 92*, 94*, 203, 204*
 Intine,
 –, Angiospermen 307
 –, Coniferen 253*
 Iod 318, 330
 Iodiodkalium 330
 Iodkaliumiodid 330
 Isopropanol 330
- Jahresgrenze 133*, 136, 147*, 148, 154*
 Jahresring 136, 148, 153, 158
 Javellesche Lauge 319
- Kalilauge 330
 Kaliumchlorat 331
 Kaliumhypochloritlösung 319
 Kaliumiodid 318
 Kaliumnitrat 345
 Kaliumpermanganat 331
 Kalkinkrustation, Nachweis 184
 Kallose 84, 108*, 110*
 –, Nachweis 313, 331, 333, 345
 Kalyptra (s. a. Wurzelhaube) 220*, 225, 227*
 Kambium 75, 83*, 85, 86*, 118*, 120*, 126*, 127*, 131, 137*, 140*, 142*, 161*, 163*, 239, 240*
 –, faszikuläres 120*, 131, 142*, 163*
 – in der Wurzel 224*, 239, 240*
 –, interfaszikuläres 131, 142*, 144
 kampylotrop 267*, 286*
 Kantenkollenchym (s. a. Kollenchym, Eckenkollenchym) 81, 97*
 Karmalaun nach Mayer 331
 Karmin 331
 Karminessigsäure 331
 Karpell 267, 279, 281*
 Karyogamie 299
 Karyolymphe 45, 293
 Karyopse 289, 290*
 Keimblatt 171*
 Keimporen 275*, 276
 Kelchblätter 171*, 266
 Kernfärbung 332
 Kernfurchen 55

- Kernholz 136
 Kernhülle 45
 Kernkörperchen (s. a. Nukleolus) 45
 Kernschwarz 332
 – – Fuchsin 332
 – – Safranin 332
 Kernspindel 294, 297*
 Kernteilung
 –, mitotische 295, 296*, 297*
 Kernteilungsstadien 176, 226, 228
 Kieselsäurekörper 48
 Kinetochor 293
 Kleberschicht 290*, 291
 Kletterwurzel 222
 Klimmhaare 181
 Knospe 212*
 Knospenschuppen 187
 Köhler, Beleuchtungsverfahren nach 315
 Koleoptile 290*, 291
 Koleorrhiza 290*, 291
 Kollenchym (s. a. Ecken-, Kanten-, Platten-,
 Lückenkollenchym) 81, 97*, 98, 99*, 100*
 –, subepidermales 165*, 174
 Kolleteren 187
 Kompartimentierung 43
 Kondensor 15*
 Kongorot 333
 Konkavplasmolyse 67*
 Konnektiv 253*
 Konservierung 312
 Konvexplasmolyse 67*
 Köpfchenhaare 183*
 Köpfchenzellen 183*
 Korallin- Soda 333
 Korkgewebe 138, 165*
 Korkkambium (s. a. Phellogen) 164, 168*
 Korkrinde 138
 Korkwarzen 138, 166
 Korkzellen 164, 165*, 168*
 Kotyledonen,
 –, Angiospermen 269, 286*, 288
 –, Coniferen 250*, 263*
 Kristalldrüsen (s. a. Drüsen, Calciumoxalat-
 drüsen) 72*, 163*
 Kristalle 48, 69
 –, Entwicklung 69, 70*
 Kristallidioblasten 72*
 Kristallnadeln 72
 Kristallsand 48
 Kronblätter 171, 266
 Kurzzellenepidermis 177, 178*
 Kurzzellenexodermis 222
 Kutikula 80, 171, 179*, 183*, 188*, 191*
 –, Fältelung 198*
 Kutikularhörnchen 187
 Kutikularleisten 179*, 188*, 191*
 Kutin 49, 180
 –, Färbung, s. u. Färbung, Zellwände kutinisiert
 Kutinisierung 49, 179*
 Lakune 77
 Lamina 171
 laminal 267*
 Längenmessung, mikroskopische 39, 334
 Langzellen 177, 178
 Laubblatt (s. a. Blatt) 171*
 –, dorsiventral-bifazial 202
 –, Histogenese und Morphogenese 174
 –, unifazial 34*, 174, 205
 Laubblattspreite, anatomischer Bau
 (s. a. Lamina) 171
 Lebendpräparat 24, 325
 Leimzotten 187
 Leitbündel (s. a. Gefäßbündel) 82, 83*, 85*, 107,
 115, 116*, 117, 118*, 119, 120*, 121*, 199,
 200*, 201*, 204*, 222, 229*, 233
 –, bikollaterale 85, 119, 120*
 –, blatteigene 82*
 –, einfache 85*
 –, geschlossene 85*
 –, geschlossen-kollaterale 115, 116*
 –, in der Wurzel 223
 –, kollaterale 85*, 115, 116*, 117, 118*
 –, konzentrische 85*, 121*
 –, offene 85*
 –, offen-kollaterale 117, 118*
 –, periphloematische 85*, 122
 –, perixylematische 85*, 121*
 –, radiale 222, 233
 –, reduzierte 85, 122, 123*
 –, stammeigene 82
 –, zusammengesetzte 85*
 Leitbündelende s. u. Gefäßbündelende
 Leitbündelscheide (s. a. Bündelscheide) 83*,
 116*, 117, 118*
 Leitgewebesystem 82
 Leitparenchym 77
 Leitungswasser 333
 Lenticellen 138, 166, 167*
 Leptotän 299, 300*, 306
 Leptom (s. Phloem) 82
 Leuchtfeldblende 15, 315
 Leukoplasten 46, 63*
 Librifasern 84, 134, 135*, 154*, 156*, 157*
 Lignin 49
 Ligninnachweis 344
 Lipidvakuolen 47
 Lückenkollenchym 81, 100*
 Luftwurzeln 222
 Lugolsche Lösung 330
 Lysosomen 44
 Magnoliophytina 266 ff
 marginal 267*
 Margo 48, 151*
 Mark 86*, 88*
 Markhöhle 88, 124*, 126*, 127*
 Markparenchym 78, 83*, 93, 94*, 96*, 124*,
 125*, 126*, 127*, 128*

- Markscheide 88
 Markstrahl
 –, primärer 86*, 88, 134, 142*, 143, 144
 Markstrahlparenchym 134
 Maserung 136
 Maßstabszahl der Objektive 18
 Mattglasscheibe 315
 Mäulesche Reaktion 331
 Mazeration 333, 334
 Mazerationspräparat 23
 Megagametophyt 259
 Megaprothallium,
 –, Coniferen 249*, 256*, **259 ff**
 –, Spermatophyta 244
 Megasporangium,
 –, Angiospermen 279
 –, Spermatophyta 244
 Megaspore,
 –, Angiospermen 267
 –, Coniferen 247*, 249*, 256* ff
 Megasporenmutterzelle,
 –, Angiospermen 267, 283, 285*
 –, Coniferen 247*, 259
 –, Spermatophyta 244
 Megasporenwand 256*
 Megasporophyll,
 –, Angiospermen 267
 –, Spermatophyta 244
 Mehlkörper 290*, 291
 Meiose 299* f, 303* ff
 Meristem 75*
 –, Apikal- 76
 –, Folge- 75
 –, interkalares 76
 –, primäres 75
 –, Scheitel- 76
 –, Seiten- 76
 –, sekundäres 75
 –, Spitzen- 76
 –, Typen 75
 –, Ur- 75
 –, Zellbau 75
 Meristemoid 76
 Meristemzone, basal-interkalar 174
 Mesokarp 269
 Mesophyll 173, 193, 214*, 215
 Meßschraubenokular 335
 Mestomscheide 207, 209*
 Metadermisierung 230*, 236
 Metamorphosen des Blattes 171
 Metaphase,
 –, meiotische 299, 300*, 301, 304*, 307
 –, mitotische 294, 296*, 297*
 Metaphloem 83*, 84, 86*, 87*
 Metaxylem 83*, 84, 86*, 87*
 Methlgrün-Fuchsin 334
 Methylbenzoat 334
 Methylenblau 348
 Methylgrün
 –, Fuchsin 334
 –, Karmalaun 334
 Methylphenylether 314
 Micellarstrang 49
 Micelle 49
 Mikrofibrille 49
 Mikrofotografie 35
 –, Abbildungsmaßstab 37
 –, Aufnahmeprotokoll 37
 –, Aufnahmetechnik 36
 –, Belichtungstechnik 36
 –, Optik für 36
 –, Scharfeinstellung 36
 Mikrogametophyt 267
 Mikrometerwert 335
 Mikroprothallium bei Spermatophyta 244
 Mikropyle, Coniferen 247*, 255*, 256*, 258
 Mikroskop 15
 –, Aufbau 15
 –, Auflösungsvermögen 16
 –, Beleuchtung 20
 –, Pflege 21
 –, Wirkungsweise 15
 Mikroskopische Längenmessung 334
 Mikroskopobjektive, achromatische 18
 Mikrosporangium,
 –, Coniferen 246
 –, Spermatophyta 244
 Mikrosporen,
 –, Angiospermen 266, 275*
 –, Coniferen 246*, 248*, 251 ff, 253*
 Mikrosporenmutterzellen,
 –, Angiospermen 303, 304*
 –, Coniferen 246*
 –, Spermatophyta 244
 Mikrosporophyll,
 –, Angiospermen 266
 –, Coniferen 246, 251, 253*
 –, Spermatophyta 244
 Mikrotomtechnik 335* ff
 Mikrotubuli 44
 Milchröhren 78, 79, 136
 –, gegliederte 78
 –, unegliederte 78, 197, 198*
 Mitochondrien 46*, 51*, 52, 55, 56*
 Mitose 293 f, **295**, 296*, 297*
 Mittellamelle 48, 97*, 99*, 100*
 –, Auflösen der 259
 – Verschleimung der 222
 Mniun-Typ der Stomata 173*
 Nabel 269
 Nachweis von
 –– Calciumoxalat 69, 316
 –– Cellulose 317
 –– Kalkinkrusten 346
 –– Kallose 331
 –– Lignin 313, 344
 –– Stärke 317, 330

- Zellwänden,
- , kutinisiert 347, 348
- , verholzt 348
- , verkieselt 186
- , verkorkt 348
- Nachtsamer 245ff
- Narbe 266
- Nativpräparat 24
- Nebenblätter 171*
- Nebenzellen des Spaltöffnungsapparates 171, 190*, 191*
- Nelkenöl 341
- Netzgefäße (s. a. Netztracheen, Netztracheiden) 84, 113*, 119*
- Netztracheen (s. a. Netzgefäße) 114
- Netztracheiden (s. a. Netzgefäße) 115, 119
- Neutralbalsam 341
- Neutralrot 348
- Niederblätter 171*
- Nucellus,
- , Angiospermen 267, 279, 281*
- , Coniferen 247*, 256*, 259
- Nuklealreaktion nach Feulgen 295, 341* ff
- Nukleolus 42*, 45, 56*
- Nukleus (s. a. Zellkern, Kernteilungsstadien) 42*, 44, 55, 56*
- Numerische Apertur 16, 18

- Oberblatt 174
- Oberflächenperiderm 138, 162, 165*
- Objektive 17
- , geeignete Kombination mit Okularen 20
- , Immersions-, s. u. Immersionsobjektive
- , Maßstabszahl 18
- , optische Korrekturen 17
- , Typen 17
- Objektmeßplatte 39, 343
- Objektträger 344
- , Reinigung der 345
- Objektträgerkultur 344
- Okulare 19
- , geeignete Kombinationen mit Objektiven 20
- , Typen 20
- Okularmeßplatte 39, 344
- oligoarch 223, 224*
- optische Kontrastierung 21

- Pachytän 299, 300*, 306
- Palisadenparenchym 77, 172*, 173, 193, 203, 204*, 211*
- Paraffinverfahren (Mikrotomtechnik) 335* ff
- parakarp 267*
- Paralleltextr 49
- Parenchym 76, 77*, 91, 92*, 93, 94*, 213
- , Armpalisaden- 77, 209*, 214*, 215
- , Assimilations- 77*
- , Bast- 84, 136
- , Durchlüftungs- 77*, 95, 96*
- , Leit- 77
- , Photosynthese- 77*, 91, 92*, 173
- , wasserspeicherndes 77
- , Zellbau 76
- Parenchymscheide 172*, 174, 207, 209*, 210
- parietal (Placentation) 267*
- parietale Zellen 246*
- Parthenogenese 268*
- Pectin 48
- pentarch 223
- Perianth 266
- Periderm 80, 137*, 138, 162, 165*, 241, 242*
- , äußeres 80
- , Bildung 138, 162, 165*, 224
- , inneres 80
- , subepidermales 162
- Peridermschichten in der Borke 169*
- Perigon 266
- perigyn 267
- Perikambium 223, 224
- Perikarp 269
- periklin 76
- Perisperm 269*
- Peritrachealzellen 134, 243
- Perizykel (s. a. Perikambium) 88*, 142*, 221*, 223, 229*, 230*, 232, 237* 240*
- Peroxisomen 44
- Petalen 266
- Phasenkontrastverfahren 21
- Phellem 138, 164, 165*, 168*
- Phelloderm 138, 164
- Phellogen (s. a. Korkkambium) 86*, 138, 165*, 167*, 168*
- , subepidermales 162
- Phenolglycerol 344
- Phloem 82, 107, 108*, 110*, 116*, 118*, 121*, 136, 137*, 160, 161*, 214*, 216
- , Elemente 82*, 107, 108*, 110*
- , sekundäres 86*, 136, 160, 161*
- , in der Wurzel 221*
- Phloemparenchym 108*, 109, 110*, 118*, 161*, 163*
- Phloemprimanen 84
- Phloemstrahlen 163*
- Phloroglucinol-Salzsäure 344
- Photodinese 52
- Photosyntheseparenchym 77, 91, 92*, 173, 213, 218*
- Phragmoplast 48, 294, 297*, 298
- Pikrinsäure-Lösung 325
- Placenta, Angiospermen 267
- Planobjektive 17
- Plasmabewegung s. u. Protoplasmaströmung
- Plasmalemma 44
- Plasmarotation s. u. Protoplasmaströmung
- Plasmastränge s. u. Protoplasmastränge
- Plasmazirkulation s. u. Protoplasmaströmung
- Plasmodesmen 48, 85*
- Plasmolyse 67*

- Plastiden 45, 58*, 60*, 61*, 63*, 65*
 Plattenkollenchym 81, 98, 99*, 165*
 Plumula,
 –, Angiospermen 268, 286*, 288
 –, Coniferen 250*
 Poaceenblatt 207
 Polkappen 294
 Polkerne 267, 279, 281*
 Pollen,
 –, Angiospermen 275*
 –, Färbung von 251, 317
 –, Coniferen 251 f, 253*
 Pollensack,
 –, Angiospermen 266, 272*
 –, Coniferen 246*
 Pollenschlauch,
 –, Angiospermen 266, 275*
 –, Coniferen 248*, 263
 –, Spermatophyta 244
 Pollenschlauchzelle,
 –, Angiospermen 275*
 –, Coniferen 248*, 253*, 254
 Polyembryonie bei Coniferen 250*
 Polyethylenglycolverfahren (Mikrotomtechnik)
 340
 Polyploidie 294
 polysiphonale Pollenkeimung 275*, 276
 porogam, Porogamie 268*
 Porus der Hofitüpfel 48, 149*, 150, 151*, 152
 – – Spaltöffnung 171
 Postreduktion 302
 Präparateformen 23
 Präparationstechnik 23
 Präreduktion 302
 Primärblätter 171
 Primärwand 48
 Primordialwand 297*, 298
 Primordium, Blatt- 90*, 174
 Proembryo
 –, bei Angiospermen 268*, 286*, 288
 –, Coniferen 250, 261, 263*
 Progressivfärbung 26
 Projektionszeichenspiegel 30
 Prokambium 86*, 87, 131
 Prophase,
 –, meiotische 299, 300*, 302, 303, 304*
 –, mitotische 293, 295, 296*
 prosenchymatisch 43
 Protoderm 87, 226, 227*
 Protohadrom (s. Xylemprimanen, Protoxylem)
 Protoleptom (s. Phloemprimanen, Protophloem)
 Protopectin 48
 Protophloem 83*, 84, 86*, 87*, 116*
 Protoplasmastränge 50, 51*
 Protoplasmaströmung 44, 50, 51*, 52, 53*
 –, induzierte 44
 –, Rotation 52, 53*
 –, spontane 44
 –, Zirkulation 44, 50, 51*, 52, 53*
 Protoplast 43, 50, 51*
 Protoxylem (s. Xylemprimanen) 83*, 84, 86*,
 112*, 116*, 118*, 120*, 221*, 223, 226, 228*,
 229*, 237*, 240*
 Quetschen mit Folie 345
 Quetschpräparat 23
 Radicula,
 –, Angiospermen 268, 286*, 288
 –, Coniferen 263*
 Raphe, Angiospermen 269*
 Raphiden 48
 Raphidenbündel 48, 72*
 Regressivfärbung 26
 Reinigungsmittel (s. a. Mikroskop, Objektträger,
 Deckgläser) 345
 Reservestärke 47
 Resoblau 345
 Restmeristem 75
 Rhizodermis 80, 220*, 222, 225, 228*
 –, metadermisiert 230*, 236
 Ribosomen 44
 Rinde 88*, 92*, 161*, 220*, 222, 229*, 230*,
 237*
 –, primär 86*, 161*
 –, sekundär 241, 242*
 Rindenparenchym 78, 88, 91, 92*, 106*, 126* ff,
 137*, 167* ff, 229*, 230*, 237*
 Rindenstrahlen 134
 Ringelborke 137*, 139
 Ringporigkeit 136
 Ringtracheiden 83*, 84, 112, 113*, 115, 226
 Ringtextur 49
 Rollblätter 193
 Rosette bei Proembryonalentwicklung der
 Coniferen 250, 262*
 Rosettenembryonen 250
 Rosettenzellen 250*
 Rüben 222
 Rundblätter 174
 –, unifazial 207
 Safranin 345
 Sakkoderm 48
 Salpetersäure, konz., s. Mazeration
 Salzsäure 346
 –, Ethanol 346
 Samen,
 –, Angiospermen 269, 285 ff, 286*
 –, Coniferen 250, 254 ff, 263*
 Samenanlagen,
 –, Angiospermen 286*
 –, Coniferen 250, 254 ff, 255*
 –, Spermatophyta 244
 Samenpflanzen 244 f
 Samenschale,
 –, Angiospermen 269

- , Coniferen 250
- , *Spermatophyta* 244
- Samenschuppe 247*
- Sammelzellen 203
- Schabepreparat 23, 346
- Schattenblätter 175
- Scheitelmeristem s. u. Meristem
- Schemazeichnung 31, 32*
- Schiefe Beleuchtung 21
- Schließhaut der Hoftüpfel 48, 150, 151*
- Schließzellen 28*, 171, 173*, 187, 188*, **189**, 190*, 191*
- Schneidetechnik 346
- Schnellfixierung 331
- Schnittpräparat 23
- Schraubentextur 49
- Schuppenborke 137*, 139
- Schuppenhaar 181*
- Schwammparenchym 77*, 172*, 173, 193*, 194
- , Entwicklung 193*, **194**
- Schwefelsäure, konz. 346
- Sehfeld 19
- Sehfeldblende 19
- Seitenmeristeme 76
- Seitenwurzelbildung 221*, 223, 237*, **238**
- Sekret 78
- Sekundärwand 48
- Selektivfärbung 26
- Sepalen 266
- Siebfelder 82, 85*
- Siebplatten 85*, 108*, 109, 110*
- Siebporen 82, 85, 108*, 109
- Siebröhren 82, 108*, 109, 116*, 117, 118*, 136
- Siebzellen 82, 136, 160, 161*
- Simultanfärbung (s. a. Doppelfärbung) 26, 319
- Skizze mikroskopischer Präparate 31, 32*
- Sklereide 81, 102*, **104**
- , Astro- 81
- , Brachy- 81
- , Makro- 81
- , Osteo- 81
- Sklerenchym 81, 118*, 126*, 136, 174
- Sklerenchymfasern 82, 101, 102*, 137*, 163*, 214*, 215
- , extraxylare 82
- , intraxylare 82
- Sklerenchymkappen 117*, 206
- Sklerenchymscheide 218*
- Skutellum 290*, 291
- Solitärkristalle 48, 72*, 73, 204*
- Sonnenblätter 175*, 203
- Spaltöffnungen (s. a. Stomata, Spaltöffnungsapparat) 173*, 187, 188*, **189**, 190*, 191*, 214*
- , Amaryllistyp, modifiziert 187, 188*
- , Gramineentyp 173, 189, 190*
- Spaltöffnungsapparat 28*, 171, 187, 190*, 191*
- , xeromorph 190*
- Spätholz 133*, 147*, 148
- Speicherparenchym 77
- , der Kartoffelknolle 65*
- Speichertracheiden 174, 187, 199
- Speicherwurzel 222
- Spermakern bei Coniferen 261*, 263
- spermatogene Zellen, Coniferen 248
- Spermatophyta 244f
- Spermazellen, Angiospermen 267, 275
- Spiraltracheen 113*
- Spiraltracheiden 84, 113*, 114
- Spitzenmeristem s. u. Meristem
- Splintholz 136
- Sproßachse 87, **90**, **124***, 125*, 126*, 127*, 128*
- , Initialzellen 87
- , Längsschnitte 346
- , primär, Bau 87, 124
- , –, Differenzierung 87
- , –, Gewebeanordnung 88
- , Querschnitte 347
- , sekundär 86*, 131, 141, 142*, 144, 146
- , sekundäres Dickenwachstum s. u. Dickenwachstum
- Sproßscheitel 90*
- Stabkörper 229
- Stacheln 173
- Stärke 47, 64, 65*
- , Bildung **64**, 65*
- , Chemie 47
- , Nachweis **64**, 317, 330
- –, Statolithen- 226
- Stärkekörner 47, 65*, 106*, 213
- Stärkescheide 88, 106*, 127*, 128*
- Staubblätter, 171
- , Angiospermen 266, 271, 272*
- , Coniferen 246
- , Spermatophyta 244
- Staubfaden 266
- Steinzellen (s. a. Sklereide) 81, 169*
- Sternparenchym 78, 95, 96*
- Stielzelle 248, 261*, 263
- Stielzellen von Trichomen 183
- Stomata (s. a. Spaltöffnung, Spaltöffnungsapparat) 171, 173*, **187**, **189**, **190***, 191*
- , Amaryllidentyp 173*, 187, 188*, **191***
- , Gramineentyp 173*, 178*, **189**, 190*
- , Helleborustyp 173*
- , Mniumentyp 173*
- Strahlen 134, 145, 147*, 148, 149*, 151* bis 157*, 242
- im Phloem 134, 136
- – Xylem 134
- Parenchym 136, 156*, 157*
- , sekundäre 134, 142*, 224
- Tracheiden 150
- Strahlzellen 133*, 134
- , parenchymatische 133*, 134*, 135*, 147*, 149*, 151*, 152, 157*

- , stärkeführende 148
–, tracheidale 133*, 134, 147*, 148, 149*, 151*, 152
Strasburger-Zellen 216
Streckungszone 225
Streuungstextur 49
Stützwurzeln 222
Styloide 34*, 48*, 71, 72*
Suberin 49, 164
–, Lamelle 222f, 229, 230, 231, 232
Sudan III 347
Sukzedanfärbung 26
Suspensor,
–, Angiospermen 268, 286*, 288
–, Coniferen 263*
Suspensorzellen
–, primäre 250*, 263*
Synapsis 299
Synergiden 267 < 279, 281*
synkarp 267*
- Tangentialschnitte 146*, 346
Tapetum,
–, Angiospermen 266, 271, 272*
–, Coniferen 246*, 253
Tapetumzellen 253
Tegmente 187
Teilungskern 45
Telophase,
–, meiotische 299, 300*, 302, 303, 304*, 307
–, mitotische 294, 296*, 297*
Tepalen 266
Terminalisation in der Meiose 301
Testa 269, 290*, 291
tetrarch 230*
Thylakoide 46
Thyllen 136, 158, 159*, 243
–, Bildung 158
Tiefenperiderm 80, 138, 167, 168*
Tochterchromosomen 294, 296*, 297
Tonoplast 44
Torus der Hoftüpfel 48, 151*
Tracheen 84*, 111 bis 116*, 118*, 134, 135*, 153 ff
Tracheiden 84*, 111 bis 115, 118*, 133*, 134, 135*, 147*, 148, 149*, 150, 151*, 154*, 155, 200*, 201*
Tragblätter 171
Transfusionsparenchym 215*, 216
Transfusionsgewebe 175, 215*, 216
Transfusionstracheiden 215*, 216
Transparentpräparat 24
Traumatodinese 44
Trennungsgewebe 212*, 213
Trennungszone (Blattfall) 211
Treppentracheiden 202
triarch 223
Trichoblasten 222, 226
Trichome 80, 173, 180, 181*, 182*
Trichomhydathoden 79
Trichterzellen 203
Tubusfaktor 16
Tüpfel (s. a. Fenstertüpfel, Hoftüpfel, Tüpfelkanäle) 42*, 48, 132*, 133*, 135*, 147* bis 159*, 217, 218
–, behöfte (s. a. Hoftüpfel) 132*, 149*, 150, 151*, 152
–, einfache 132*
–, spaltenförmige 156*
– Typen 132*
Tüpfelkanal 82, 102*, 154*
Tüpfeltracheen 113*, 114, 119
Tüpfeltracheiden 84, 133*, 134, 147*, 149*, 151*, 154*, 161*
Tylosis 158
- Übersichtsfärbung 26
Übersichtszeichnung 31, 32*
Umrandung der Deckgläser 347
Unterblatt 174
Urmark 87*
Urmeristem 75
Urrinde 87*
- Vakuole 42*, 47, 67*, 92*, 94* 183*
Vakuum 47
Vegetationskegel 87, 90*
vegetative Zelle im Pollen 266, 275*
Velamen radicum 222, 229
Vergrößerung,
–, förderliche 16
–, lineare 16
Verholzung 49
Verkieselung 185
Verkorkung 49
Vitalfarbstoffe 348
Vitalfärbung 26
- Wachsauflagerung 171, 175
Wachstum,
–, akroplastes 174
–, basiplastes 174
Wassergewebe 77
Wasserimmersion 19
Wasserspalte 79
Weichholz 136
Wurzelspitze 220*, 222, 225, 227*
Wurzel 220*, 222f, 225 ff
–, primäre, Bau 222, 225, 227*
–, –, dikotyler Pflanzen 225, 235 f
–, –, monokotyler Pflanzen 222, 233
–, sekundäre, Bau 221*, 224, 239, 241,
–, –, Dickenwachstum (s. a. Dickenwachstum) 221*, 239 ff
Wurzeldornen 222
Wurzelepidermis (s. a. Rhizodermis) 222
Wurzelhaare 220*, 222, 226, 227*
Wurzelhaarzone 220*, 222, 226

- Wurzelhaube (s. a. Kalyptra) 220*, 222, 225, 227*
 Wurzelknollen 222
 Wurzelquerschnitte 347
 Wurzelrinde 220*, 222
 Wurzelspitzenmeristem 222

 Xantophyll 46
 xeromorph 175, 179
 Xylem 84, 86*, 111, 112* bis 121*, 134, 135*, 146 bis 156*, 241, 242*
 –, Elemente 84, 111, 113*
 –, primäres 241
 –, sekundäres 86*, 134, 146 bis 163*, 221*, 242*
 Xylemparenchym (s. a. Holzparenchym) 83*, 84, 112* bis 119
 Xylemprimanen (s. a. Protoxylem) 84, 112*, 226
 Xylemstrahlen 134, 147* bis 158, 241, 242*
 –, primäre 241
 –, sekundäre 241, 242
 Xylemstränge in der Wurzel 223, 235
 Xylen 348

 Zeichenfehler 31
 Zeichenmittel 30
 Zeichnen, mikroskopisches 30
 Zeichnung, Beschriften einer 34*
 –, halbschematisch 31, 32*
 –, mit einfachen Konturen 31, 32*
 –, zellgetreu 31, 32*, 33*
 Zellbau s. Protoplast, Aufbau
 Zelle 42*
 –, Bau 42*, 43 ff
 –, Gestalt 43
 –, Größe 43

 Zellkern (s. a. Nukleus, Kernteilungsstadien) 44, 50, 51*, 55, 56*, 92*, 178*
 Zellkerne, Färbung (s. a. Färbung) 55
 –, fixiert 55
 Zellplatte 48
 Zellsaft 47, 50, 67
 Zellwand 43, 48
 –, Bau 48
 –, Bildung 48
 –, Chemie 48
 –, Färbung 347, 348
 –, kutinisierte, Nachweis 347
 –, primäre (s. a. Primärwand) 48, 102*
 –, sekundäre (s. a. Sekundärwand) 48, 102*
 –, submikroskopische Struktur 49
 –, unverholzte, Nachweis 348
 –, verholzte, Nachweis 348
 –, verkorkte, Nachweis 348
 Zellwandbildung, 48
 –, simultan 303
 –, sukzedan 303, 307
 Zentralzelle bei Coniferen 249*, 256*, 259
 Zentralzylinder 88, 91, 106*, 128, 215, 216, 224, 227, 229*, 233 ff
 Zentralspalt 28*, 171, 188*, 189, 190*, 191*
 Zerstreutporigkeit 136
 Zupfpräparat 23, 348
 Zwillingskristalle 48
 Zwischengewebe, parenchymatisches 220*, 229*, 239, 240*
 Zygotän 299, 300*, 304*, 306
 Zytoplasma 42*, 43, 50 ff, 92*, 94*
 –, Chemie 44
 Zytoplasmastromung s. u. Protoplasmaströmung
 Zytosomen 44

Pflanzenverzeichnis

*: Abbildung

halbfett: eingehender behandelt;

nicht halbfett: »weitere Objekte«

- Acer 73
Aconitum napellus 281, 298
Acorus calamus 122, 228, 233
Aesculus hypocastanum 73, 187
Agave 57, 73*
Allium
– cepa **55***, 57, **69***, 180, 207, 278, **295***
– cyathophorum 307
– sativum 207
– schoenoprasum 207, **272***
Aloe 57, 180
Althaea rosea 273*
Aponogeton 59
Aristolochia macrophylla 93, 103, **141***, 168
Arum maculatum 71, 73
Asarum europaeum 197
Aspidistra 59
Atropa 184
– belladonna 74
Aucuba japonica 74
Avena sativa 57, 69, 117, **124*180***, **189***, 194, **207***, 292
- Balsamina sultani 278
Begonia rex 73*, 98, 103
Berberis vulgaris 278
Beta vulgaris 68, 98
– var. altissima 241
Betula pendula 103, 105, 164
Brassica oleracea 68
Bryonia dioica 98, 111, 114, 121
- Calluna vulgaris 193
Caltha palustris **231***, **233***, **239***
Cannabis sativa 103
Capsella bursa-pastoris 285*
Capsicum anuum 62
Carex arenaria 229
Cerasus avium 106, 167
– vulgaris 164
Ceratophyllum demersum 123
– spec. 91
Chara 54
Cheiranthus cheiri 181
Chelidonium majus 119
Chenopodium bonus henricus 98
Chlorophytum comosum 59, 61
Clematis vitalba 93, 95, 103, 145, 168
Clivia nobilis **179***, **190***, 229, 234
- Coleus spec. 213
Convallaria majalis **121***
Cordyline 59
Cucumis sativus 121, 237*
Cucurbita pepo **50***, 57, 93, **97***, **107**, **119***, 183, 184, 207, 243, 278
Cycas revoluta 180
Cyclamen persicum **67***, 177
Cydonia oblonga 106
- Dactylis glomerata 210
Dahlia pinnata 66
Dasyliirion aerotrichum 193
Datura 184
Daucus carota spp. sativus 61*
Delphinium elatum **278***, 298
Dictamnus albus 196
Dipteracanthus portellae 211
Dracaena draco 59
Drosera 187
– rotundifolia 54
- Ecballium elaterium 54
Echeveria globosa 59
Egeria densa 54, 59, 61, 91
Eichhornia crassipes 73, 96
Eleagnus angustifolia **181***, 205
Elodea canadensis **52***, **59***, **90***, 123
– spec. **90**, 211
Elytrigia repens 210
Epilobium angustifolium **273***, 282
Eranthis hiemalis 298
Euphorbia
– helioscopia 198
– lathyris 198
– milii 199
– peplus **197***
– platyphyllos 198
– pulcherrima 199
– spec. 69
Evonymus europaea 91
- Fagus sylvatica 71, 73*, 105, 164, 177, 194, 200, **202***, 211
Foeniculum vulgare 238
Forsythia spec. 93, 103
– suspensa 167
Fraxinus excelsior 93, 95, 105
Fritillaria imperialis 298

- Galanthus nivalis* 73
Gasteria nigricans 193
Gloxinia 282
- Hakea suaveolens* 193
Hedera helix 205, 219
Helianthus annuus 107, 119
Helleborus niger 189, 205
Hemerocallis flava 278, 298, 307
 – *fulva* 272, 307
Hippeastrum spec. 189
Hippophae rhamnoides 183
Hippuris vulgare 91, 96
Hordeum
 – *distichon* 292
 – *vulgare* 210, 292, 298
 – *spec.* 227
Hosta ovata 285
 – *ventricosa* 94, **106***, 117
Humulus lupulus 181
Hyacinthus orientalis 207, 235, 308
Hydrocharis morsus-ranae 54, 228
Hypericum perforatum 196
- Ilex aquifolium* 180
Impatiens
 – *balsamina* 98, 177
 – *noli tangere* 57, 177
 – *parviflora* 57, 107, 114, 141, **176***, **194***, **210**
 – *spec.* 73, 195, 200
 – *wallerana* **169***, 177
Iris
 – *germanica* **34***, 66, 69, 71, 73*, 122, **205***, **228***, **232***, **234***
 – *spec.* 233, 235
- Juglans regia* 105, 106, **211***
Juncus
 – *effusus* 93, **95***, 207
 – *inflexus* 207
- Kalanchoe daigremontiana* **140***
- Laburnum anagyroides* 164
Lactuca sativa 101, 239
Lamium 184
 – *album* 107, **127***
Lathraea squamaria 64, 66, 69
Laurus nobilis 197
Lepidium sativum 228
Lilium candidum **187***, **271***, **282***, 298, **303***
Limnobium stoloniferum 54, 228
Linum usitatissimum 103, 104, **126***, 282
Lunaria rediviva 211
Lupinus polyphyllus 278
Lycium barbarum 62
Lycopersicon 184
 – *esculentum* 62, 95
Lysimachia nummularia 278
- Malus domestica* 103, 105, 166, 289
Matthiola incana 181
Medicago sativa 241
Melandrium rubrum 308
Mentha 98, 184
Monotropa hypopitys 64, 282
Myosurus minimus 282
Myriophyllum verticillatum 91, 96
Myrthus communis 197
- Nerium oleander* **101***, **103**, 166, 193, 205
Nicotiana 184
 – *tabacum* 74, 95, 101, 107, 141, 278
Nuphar lutea 96, 123
Nymphaea alba **122***
- Opuntia polyacantha* 73
Ornithogalum umbellatum 289
Oryza sativa 69
Oxalis acetosella 180*
- Padus avium* 166
Papaver 79, **225***, 278, 281
 – *rhoeas* **180***
 – *somniferum* 228
Parthenocissus inserta 164
Pelargonium zonale 184
Pellionia repens 66, 69
Petasites hybridus 100*
Petroselinum crispum 107, **128***
Phaseolus vulgaris 69, 239, 289
Phoenix dactylifera 289
Physalis alkekengi var. *franchetii* 62
Picea abies 57, 102*, **104***, 265
Pinus 193
 – *mugo* **251***, **254***, **256***, **261***
 – *nigra* **213***, **217***, 265
 – *sylvestris* **146***, **160***, 180, **251***, **254***
 – *spec.* 193
Pisum sativum 69, 119, 228, **238***, **275***
Poa annua 210
Polygonatum odoratum 73
Polygonum orientale 282
Primula 184, 282
 – *obconica* 57, 177, 181, **183***, 200
 – *praenitens* 57, 177, 200
Pulmonaria officinalis 205
Pyrus communis 103, 105, 106, 166
- Quercus*
 – *petraea* 160
 – *robur* 105, **168***
- Ranunculus*
 – *acris* 234, 236
 – *bulbosus* **237***
 – *repens* 69, 93, 95, 114, **117***, 234, 236
 – *spec.* 62, 232, 240
Raphanus sativus 205

- Rheum rhabarbarum* 73
Rhoeo spathacea **63***, 68
Ribes rubrum 168
 – *uva-crispa* 167*
Ricinus communis 289
Robinia pseudoacacia 158*
Rosa spec. 62, 73, 181, 182*, **186***, 200
Ruta graveolens 73*, **195***
- Saintpaulia* 282
Salix alba 167
Salvia spec. 98, 181, 184
Sambucus nigra 74, 93, 95, **98***, **162***, **166***
Sanguisorba minor 100
Sansevieria cylindrica 207
 – *trifasciata* 59, 64
Sciilla nonscripta 307
Secale cereale 69, 210, 292, 298
Sinapis alba 228
Solanum
 – *tuberosum* 57, **64***, **68**, 98, 101, 164, 282
 – *dulcamara* 166
Spinacea oleracea 58*
Stachys spec. 98
Stellaria media 54
Strelitzia reginae 62
Symphoricarpos albus 54
Symphytum officinale 181
Syringa vulgaris 91, 100, 164, 184, **193***, **199***,
 205
- Taraxacum officinale* 62, 243
Taxus baccata 219
Tetrastigma voinierianum 66
- Thymus vulgaris* 184
Tilia cordata **153***, **161***
 – *platyphyllos* 103
 – spec. 73, 93
Tradescantia spec. 54, 57, 64, 73, **224***
 – *virginiana* 298
Trapa natans 96
Trifolium pratense 119
Triticum aestivum 69, 210, **289***, 298
Tropaeolum majus 62, 243
Tulipa gesneriana **91***, 95, 117, 272
Tussilago farfara 93, 100
Typha angustifolia 207, 231
- Ulmus laevis* 103
Urtica dioica 54, 98, 103, 160, 181, **184***,
241*
 – *urens* 181, 186
- Valerianelle licusta* 225*
Vallisneria spec. 54, 61
Verbascum spec. 180*
Viburnum lantana 166
Vicia faba 69, 228, 234, 238, 239, 298
Vinca minor 103, 104
Viola 282
 – *tricolor* 62
 – *wittrockiana* 62, 187
Vitis vinifera 103, 111, 141, 160
- Zea mays* 59, 69, **93***, 111, 114, **115***, **125***,
 177*, 190, **200***, 228
Zebrina pendula 64, 298

Register der deutschen Pflanzennamen

Agave 57, 73
Alpenveilchen 67, 177
Apfelbaum 103, 105, 166, 289
Aronstab 73

Beinwell 181
Berberitze 278
Binse 93, 95, 207
Birke 103, 105, 164
Birnbäum 103, 105, 106, 166
Blaskirsche 62
Bocksdorn 62
Bogenhanf 59, 64, 207
Brennessel 54, 98, 103, 160, 181, 184, 186, 241
Brutblatt 140
Buche 71, 105, 177, 194, 202
Buntnessel 213

Christusdorn 199

Dahlie 66
Dattel 289
Diptam 196

Efeu 205, 220
Eibe 220
Eiche 105, 160, 168
Eisenhut 281, 298
Erbe 69, 119, 227, 237, 289
Esche 93, 95, 103, 105

Feigenkaktus 73
Fenchel 237
Fichte 57, 104, 265
Fichtenspargel 64, 282
Flatterbinse 93, 95, 207
Flieder 91, 100, 164, 184, 193, 205
Föhre 146, 160
Froschbiß 54, 227
Funkie 94, 106, 117

Gänsefuß 98
Gartenbohne 69, 239, 289
Gartenkresse 227
Gartenmöhre 61
Gartenrapünzchen 224
Gerste 210, 227, 292, 298
Gilbweiderich 278
Goldlack 181

Goldregen 164
Goldweide 167
Gurke 121, 237

Hafer 57, 69, 117, 124, 180, 189, 194, 207, 292
Hahnenfuß 62, 69, 93, 95, 114, 117, 231, 232, 233, 235, 237, 239
Hanf 103
Haselwurz 197
Heidekraut 193
Hirtentäschel 285
Holunder 74, 93, 95, 98, 162, 166
Hopfen 181
Hornblatt 91, 123
Huflattich 93, 100
Hyazinthe 207, 234, 308

Immergrün 103, 104

Johannisbeere 168
Johanniskraut 196

Kaiserkrone 298
Kalmus 122, 228, 234
Kapuzinerkresse 57, 243
Kartoffel 57, 64, 68, 98, 101, 164
Kiefer 146, 160, 180, 193, 213, 217, 251, 254
Kirsche 106, 167
Knäuelgras 210
Knoblauch 207
Königskerze 180
Knöterich 282
Kürbis 50, 57, 93, 97, 107, 111, 119, 183, 184, 207, 243
Kuhblume 243

Lein 103, 104, 126, 282
Levkoje 181
Lichtnelke 308
Lilie 187, 271
Linde 93, 103, 153, 161
Lorbeer 197
Lungenkraut 205
Lupine 278
Luzerne 241

Madonnenlilie 271, 282, 298, 303
Mäuseschwänzchen 282
Maiglöckchen 121

- Mais 59, 69, 93, 111, 114, 115, 125, 177, 200, 210, 228
 Milchstern 289
 Minze 98
 Mohn 180, 224, 228, 278, 281
 Mummel 96, 123
 Myrte 197

 Nachtschatten 166
 Nieswurz 189, 205

 Ölweide 205
 Oleander 101, 103, 166, 193, 205

 Pelargonie 184
 Pestwurz 100
 Petersilie 107, 128
 Pfaffenhütchen 91
 Pfeifenwinde 93, 103, 143, 168
 Pferdebohne 69, 228, 234, 238, 239, 298
 Primel 57, 177, 183, 200

 Quecke 210
 Quitte 106

 Reis 69
 Rettich 205
 Rhabarber 73
 Rizinus 289
 Riemenblatt 179, 190, 229, 232, 234
 Rispengras 210
 Rittersporn 278, 298
 Ritterstern 189
 Robinie 158
 Roggen 69, 210, 298
 Rohrkolben 207, 231
 Rose 62, 73, 181, 186, 200
 Roßkastanie 73, 187
 Rotbuche 105, 164, 177, 194, 200, 202, 211
 Rote Rübe 68
 Rotklee 119
 Rotkohl 68
 Rübe 68, 98

 Salat 101, 239
 Salbei 98, 181
 Salomonsiegel 73
 Sanddorn 183
 Sandsegge 229
 Sauerkirsche 164
 Sauerklee 180
 Schiefblatt 73, 98, 103
 Schneeball 166
 Schneebeere 54
 Schneeglöckchen 73
 Schnittlauch 207, 272
 Schöllkraut 119
 Schraubenblatt 54, 61
 Schuppenwurz 64, 66, 69

 Schwarzkiefer 180, 213, 265
 Schwertlilie 34, 66, 69, 71, 122, 205, 228, 232, 233, 234
 Senf 228
 Silberblatt 211
 Sonnenblume 107, 119
 Sonnentau 54, 187
 Spinat 58
 Springkraut 57, 73, 98, 107, 114, 141, 176, 177, 194, 200, 210
 Spritzgurke 54
 Stachelbeere 167
 Stechpalme 180
 Sternmiere 54
 Stiefmütterchen 62, 187
 Strelitzie 62
 Süßkirsche 106, 167
 Sumpfdotterblume 231, 233, 239

 Tabak 74, 95, 101, 107, 141, 278
 Taglilie 272, 278, 298
 Tannenwedel 91, 96
 Taubnessel 98, 107, 127
 Tausendblatt 91, 96
 Teichrose 122
 Thymian 184
 Tollkirsche 74
 Tomate 62, 95
 Traubenkirsche 166
 Tulpe 91, 95, 117, 272

 Ulme 103

 Veilchen 282

 Waldrebe 93, 95, 103, 145, 168
 Walnuß 105, 106, 211
 Wasserähre 59
 Wasserhyazinthe 73, 96
 Wassernuß 96
 Wasserpest 52, 54, 59, 61, 90, 123, 211
 Weide 167
 Weidenröschen 282
 Weihnachtsstern 199
 Weinraute 73, 195
 Weinstock 103, 111, 141, 160
 Weizen 69, 210, 289, 298
 Wiesenknopf 100
 Winterlinde 153, 161
 Winterling 298
 Wolfsmilch 69, 197, 198

 Zaunrebe 164
 Zaunrübe 98, 111, 114, 121
 Zierwein 66
 Ziest 98
 Zuckerrübe 241
 Zwiebel 54, 55, 57, 69, 180, 207, 232, 234, 278, 295