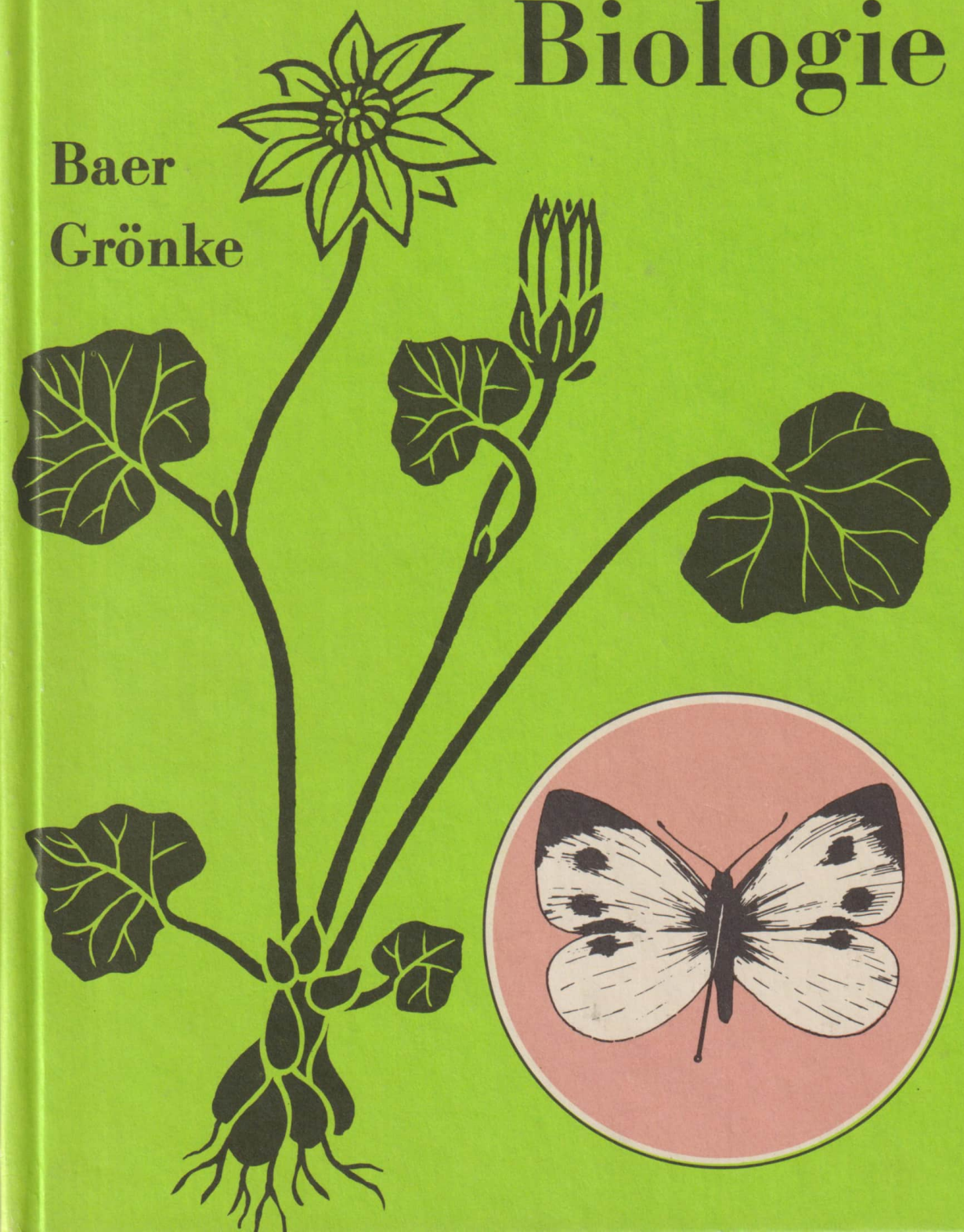
Arbeitstechniken Biologie

Baer
Grönke



ERSTE HILFE BEI UNFÄLLEN

Art der Schädigung (Kennzeichen)	Maßnahmen der ersten Hilfe
Wunden Schürf-, Schnitt-, Stich-, Quetsch- oder Rißwunden	Keimfreien Schutzverband (Verbandspäckchen, Schnellverbandspflaster) anlegen! Wundumgebung reinigen und mit Sepso-Tinktur desinfizieren, Wunde nicht auswaschen und festsitzende Fremdkörper belassen! Keine Watte, Salben, Puder usw. verwenden! Bei größeren Wunden Ruhigstellung und Hochlagerung (z. B. Dreiecktuch verwenden!) Nichts essen oder trinken lassen!
– bei starker Venenblutung (gleichmäßiges Herausquellen dunkelroten Blutes)	Verletzten Körperteil hochlagern, keimfreien Verband, erforderlichenfalls Druckverband anlegen!
– bei starker Schlagaderblutung (stoßweises Herausquellen oder -spritzen hellroten Blutes)	In vielen Fällen sind Hochlagerung des verletzten Körperteils und Anlegen eines keimfreien Verbandes ausreichend! In schweren Fällen Schlagader abdrücken, anschließend im äußersten Notfall Abschnürungsverband anlegen, wenn Hochlagerung und Druckverband nicht ausreichend! Erfolg kontrollieren! Zeit des Abschnürens vermerken!
Biß- und Kratzwunden durch Wild- und Haustiere	Keimfreier Schutzverband! Auch bei geringfügigen Verletzungen wegen Tollwutgefahr sofort dem Arzt vorstellen.

Art der Schädigung (Kennzeichen)	**Maßnahmen der ersten Hilfe**
Schlangenbisse durch Vipern (nadelstichgroße Bißwunden; Umgebung bald schmerzhaft, blaurot geschwollen; u. a. Herz-Kreislauf-Folgen möglich)	Sofort nahe der Bißwunde in Richtung zum Herz Blut stauen (Puls bleibt tastbar; max. 1 Stunde); hochprozentiges Wasserstoffperoxid aufbringen! Kühlung, möglichst mit Eis! Unverzüglich liegender Abtransport bei absoluter Ruhigstellung (Schienung), aber nicht Hochlagerung des Körperteils!
Verbrennungen Verbrühungen 1. Grad (Rötung, Schwellung, örtliche Hitze, Schmerz) 2. Grad (Blasenbildung) 3. Grad (Gewebezerstörung, gelb-rot-brauner Schorf) 4. Grad (Verkohlung)	Sofort in kaltem Wasser bis zur Schmerzfreiheit kühlen! Anschließend nicht zu straff keimfrei abdecken! Keine Brandbinden, Öle, Salben, Puder verwenden! Schutz vor Wärmeverlust (Wolldecken)! Flüssigkeitszufuhr (nicht bei Bewußtlosen!) in regelmäßigen Abständen in Form von Milch, Natriumhydrogenkarbonatlösung (2 gestr. Eßl. auf 1 l Wasser) oder notfalls Tee, Saft bzw. Wasser (mit Kochsalzzusatz)!
Knochenbrüche Verrenkungen Verstauchungen (Schmerzen, Schwellung, Funktionsstörungen, ggf. atypische Form bzw. Beweglichkeit)	Ruhigstellung (z. B. Schienung) weit über die (angrenzenden) Gelenke hinaus! Vorhandene Wunden vorher keimfrei verbinden! Einrenkungsversuche unterlassen! Auch Verstauchungen dem Arzt vorstellen!

Notruf
115
(bei schweren Unfällen)

Auch scheinbare geringfügige Verletzungen umgehend dem Arzt vorstellen!

Arbeitstechniken Biologie

Herausgegeben
von Prof. Dr. sc. Heinz-Werner Baer
und Prof. Dr. sc. Ottokar Grönke



Volk und Wissen
Volkseigener Verlag Berlin
1981

Autoren:
Prof. Dr. sc. Heinz-Werner Baer
Dr. Inge Baer
Dr. Albert Bartels
Dr. Christel Bergstedt
Prof. Dr. sc. Gerhard Dietrich
Gudrun Götze
Prof. Dr. sc. Ottokar Grönke
Dr. Manfred Neubauer
Horst Theuerkauf
Dr. sc. Arthur Windelband

Redaktion:
Manfred Gemeinhardt
Gertrud Kummer

© Volk und Wissen Volkseigener Verlag 1977
5., durchgesehene Auflage
Die 1. bis 3. Auflage erschienen mit dem Titel „Biologische Arbeitstechniken"
Lizenz-Nr. 203 · 1000/80 (DN 01 21 24-2)
LSV 0645
Einband: Werner Fahr
Typographische Gestaltung: Atelier vwv
Printed in the German Democratic Republic
Gesamtherstellung: INTERDRUCK Graphischer Großbetrieb Leipzig – III/18/97
Schrift: 9/11 Gill Monotype
Redaktionsschluß: 21. August 1980
Bestell-Nr. 706 977 7
DDR 16,50 M

Inhaltsverzeichnis

Vorwort ... 7

1. Einige materielle Grundlagen für die Beschaffung und Bearbeitung biologischer Objekte ... 9

1.1. Räumliche Voraussetzungen ... 10
1.2. Schulgarten ... 14

2. Arbeiten mit biologischen Objekten ... 21

2.1. Sammeln und Fangen ... 22
2.1.1. Bedeutung des Sammelns und Fangens ... 22
2.1.2. Materielle Voraussetzungen ... 23
2.1.3. Grundsätze und Hinweise für das Sammeln und Fangen ... 35

2.2. Bestimmen ... 51
2.2.1. Verfahren des Bestimmens ... 51
2.2.2. Materielle Voraussetzungen für das Bestimmen ... 52
2.2.3. Durchführung des Bestimmens ... 58
2.3. Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren in der Schule ... 61

2.3.1. Bedeutung und allgemeine Voraussetzungen ... 61
2.3.2. Materiell-technische Voraussetzungen ... 62
2.3.3. Haltung und Zucht von Pflanzen ... 64
2.3.4. Haltung und Zucht von Tieren in Vivarien ... 78

2.4. Konservieren und Präparieren ... 150
2.4.1. Materiell-technische Voraussetzungen ... 150
2.4.2. Hinweise für die Bearbeitung zoologischer Objekte ... 159
2.4.3. Hinweise für die Bearbeitung botanischer Objekte ... 196

2.5. Zergliedern – Zerlegen ... 210
2.5.1. Materiell-technische Voraussetzungen ... 210
2.5.2. Hinweise für die Auswahl von Objekten ... 211
2.5.3. Zergliedern von Pflanzen ... 212
2.5.4. Zerlegen (Sezieren von Tieren) ... 218

2.6. Beobachten und Experimentieren ... 230
2.6.1. Das Beobachten ... 230
2.6.2. Das Experimentieren ... 237

2.7. Arbeiten mit Mikroorganismen ... 250
2.7.1. Sterilisation ... 250
2.7.2. Herstellung von Nährböden ... 252
2.7.3. Die Anlage von Reinkulturen ... 256
2.7.4. Mikroskopie von Mikroorganismen ... 259
2.7.5. Physiologische Untersuchungen von Mikroorganismen ... 261
2.7.6. Arbeitsschutz ... 262

3. Abbilden und Nachbilden biologischer Objekte ... 263
3.1. Fotografieren ... 264
3.1.1. Kamera und Zubehör für Aufnahmen biologischer Objekte ... 264
3.1.2. Aufnahmen von biologischen Objekten ... 267
3.1.3. Mikroaufnahmen von biologischen Objekten ... 285
3.2. Projektion ... 290
3.2.1. Spezielle Projektionsverfahren für den Biologieunterricht ... 290
3.3. Modellieren ... 296
3.3.1. Zur Bedeutung der Modellierung biologischer Gegenstände und Prozesse ... 296
3.3.2. Zur Auswahl und Einteilung modellierbarer biologischer Gegenstände und Prozesse ... 296
3.3.3. Werkstoffauswahl und Bearbeitung ... 297
3.3.4. Beispiele für Modellierungen ... 302

4. Aufbewahrung und Pflege biologischer Objekte ... 317
4.1. Aufbewahrung und Anlage biologischer Sammlungen ... 318
4.1.1. Unterbringung biologischer Objekte ... 318
4.1.2. Erwerb und Herstellung biologischer Objekte ... 319
4.1.3. Arbeitssammlung zur Tierkunde ... 322
4.1.4. Arbeitssammlung zur Pflanzenkunde ... 324
4.1.5. Arbeitssammlung zur Menschenkunde ... 325
4.1.6. Verschiedene Arbeitsmaterialien ... 325
4.1.7. Ordnung der Sammlungsgegenstände ... 325
4.1.8. Bezeichnung der Sammlungsgegenstände ... 326
4.2. Pflege und Schutz der Sammlungsgegenstände ... 327
4.2.1. Umgang mit den Unterrichtsmitteln ... 327
4.2.2. Vorbeugende Schutzmaßnahmen ... 328
4.2.3. Bekämpfung von Schädlingen ... 330
4.2.4. Beseitigung von Schäden ... 335

Anhang ... 337
A 1. Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutz ... 338
A 1.1. Allgemeines ... 338
A 1.2. Gesetzliche Bestimmungen ... 338
A 1.3. Gültigkeitsbereiche der gesetzlichen Bestimmungen ... 339
A 1.4. Aufsichtsformen ... 339
A 1.5. Gefahren im Klassenunterricht ... 340
A 1.6. Erste Hilfe ... 344
A 2. Auszüge aus dem Landeskulturgesetz ... 345
A 3. Sammelkalender für biologische Objekte ... 350
A 4. Benennung wichtiger chemischer Verbindungen ... 361

Literaturverzeichnis ... 362
Register ... 374

Vorwort zur 4. Auflage

Die Wissenschaft Biologie ist seit Jahren erfolgreich bemüht, immer tiefer in Strukturen und Prozesse des Lebenden einzudringen und damit das Wesen des Lebens immer besser zu erkennen. Das spiegelt sich auch im Biologieunterricht an den allgemeinbildenden Schulen wider. Sammeln von Beobachtungsdaten und Naturbelegen, physiologische Analysen mit meßtechnischen Untersuchungen und kausalanalytische Experimentalforschung bestimmen wesentlich das Arbeitsfeld des biologisch Tätigen.

Im Biologieunterricht muß der Schüler bei der Aneignung des biologischen Wissens und Könnens ständig weiter von der Beschreibung zur Erklärung der Strukturen und Funktionen lebender Systeme geführt werden. Der Biologieunterricht auf der Grundlage von Beobachten, Untersuchen und Experimentieren verlangt von jedem Studenten, Lehrer und Arbeitsgemeinschaftsleiter zahlreiche Grundkenntnisse und Fertigkeiten im Umgang mit biologischen Arbeitsmitteln und Naturobjekten. Ebenso verlangt die Organisation und technische Durchführung des zunehmend selbständigen Lernens der Schüler an Naturobjekten im Fachraum oder Freiland während des Biologieunterrichts, in freien oder wahlweise-obligatorischen Arbeitsgemeinschaften, in den fakultativen Kursen der EOS und in den Interessengemeinschaften der Stationen Junger Naturforscher rationell eingerichtete Unterrichtsräume, Vorbereitungs-, Sammlungs- und Ausstellungseinrichtungen.

Die vorliegenden „Arbeitstechniken Biologie" sind eine völlig neue Bearbeitung der 1964 in erster Auflage erschienenen und in der Schulpraxis bewährten „Biologische Arbeitstechniken für Lehrer und Naturfreunde", die den veränderten Bedingungen sowie den neuen Erkenntnissen fach- und schulbiologischer Forschung Rechnung trägt. Sie sollen den auf schulbiologischem Gebiet Tätigen für die materiell-technische Bewältigung unterrichtlicher und außerunterrichtlicher biologischer Lehraufgaben konkret anleiten und zu eigenen weiterführenden Arbeiten anregen. Eine Beschränkung auf das unter schulischer Sicht Notwendige war erforderlich, so daß nur Ausführungen zu solchen Arbeitstechniken in der Neuauflage enthalten sind, die vorrangig für die Biologie gelten und für die Durchführung eines modernen Biologieunterrichts oder die differenzierte biologische Bildung und Erziehung an allgemeinbildenden Schulen und außerschulischen Einrichtungen Voraussetzung sind. Dadurch konnten die grundlegenden Arbeitstechniken des Beobachtens, Experimentierens, Bestimmens, Sezierens, Kultivierens und Präparierens von Naturobjekten, die für das Eindringen in biologische Sachverhalte entscheidend sind, umfassender dargestellt werden. Wie bisher wurde Wert darauf gelegt, komplizierte Arbeitstechniken für schulische Belange zu vereinfachen und Ersatzmaterialien anzugeben. Darüber hinaus wurden erprobte Vorschläge für die Selbstherstellung und Selbstbeschaffung einiger Unterrichtsmittel aufgenommen. Generell sind nur solche Arbeitsmittel, Materialien und Naturobjekte empfohlen worden, die überall und

jederzeit zu erhalten sind oder aus den Chemie- und Physiksammlungen zeitweilig entliehen werden können.

Die Anlage des Buches gestattet nicht nur, einen umfassenden Überblick über die schulisch notwendigen Arbeitstechniken der Biologie zu gewinnen, sondern gibt auch detaillierte und langjährig in der Schule bewährte Anleitungen zur praktischen Bearbeitung von biologischen Materialien und zur Erhaltung und Pflege von Unterrichtsmitteln. Bei speziellen Techniken wird weiterführende Literatur angegeben. Belange des Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutzes sind überall durch Hinweise hervorgehoben.

Wir hoffen, daß die Neuauflage der „Arbeitstechniken Biologie" die Biologielehrer, Arbeitsgemeinschaftsleiter und ihre Helfer noch besser zur Sicherung der arbeitstechnischen Durchführung des biologischen Fachunterrichts befähigen wird, um damit den Erfolg unseres Bildungs- und Erziehungsbemühens zu erhöhen.

An einem Anleitungs- und Nachschlagewerk für praktische Arbeiten sind ständig Veränderungen möglich und notwendig. Herausgeber und Verlag sind für kritische Hinweise und für weiterführende Ratschläge dankbar, die zur Verbesserung des Buches beitragen können.

Potsdam, Rostock und Berlin, im März 1977

Die Herausgeber und die Redaktion

1

Einige materielle Grundlagen für die Beschaffung und Bearbeitung biologischer Objekte

1.1. Räumliche Voraussetzungen

Zur Bewältigung der Anforderungen der Lehrpläne für den Biologieunterricht und des Inhalts der Rahmenprogramme für biologische Arbeitsgemeinschaften sind bestimmte räumliche Voraussetzungen erforderlich. Diese müssen insbesondere die Durchführung von Experimenten im Unterricht und die Demonstration lebender und nicht lebender Objekte der Natur ermöglichen. In den Fachunterrichtsräumen für Biologie werden alle erforderlichen und nicht direkt an die Natur gebundenen biologischen Arbeiten wie z. B. das Zergliedern biologischer Objekte, das Mikroskopieren, das Beobachten und Halten von Tieren und Pflanzen in der biologischen Ecke durchgeführt. Die Einrichtung von Fachunterrichtsräumen wird in den Richtlinien für den Arbeits- und Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom 25. 5. 1967 ausdrücklich gefordert. Hinweise für die Fachraumeinrichtung geben „Fachunterricht · Unterrichtsmittel · Fachunterrichtsräume" (AUTORENKOLLEKTIV 1974, S. 155 bis 167) und „Methodik Biologieunterricht" (AUTORENKOLLEKTIV 1976, S. 293 bis 300), die Abbildungen 11/1 bis 13/1 und zahlreiche im Literaturverzeichnis aufgeführte Artikel in der Zeitschrift „Biologie in der Schule" (BioS). Außer dem Fachunterrichtsraum ist noch ein Vorbereitungs- und Sammlungsraum erforderlich.

Die Fenster des Fachunterrichtsraumes sollten möglichst nach Osten oder Westen liegen, bei Südlage ist Sonnenschutz erforderlich, Räume an der Nordseite sind ungeeignet für die Haltung von Pflanzen und Tieren.

Der Fußboden des Biologiefachraumes muß wasserabweisend und leicht zu reinigen sein. Eine Verdunklungsanlage ist sehr zu empfehlen.

In den Fachunterrichtsraum gehören Strom-, Gas- und Wasseranschlüsse. Fehlendes Stadtgas kann notfalls durch Spiritusbrenner oder elektrische Kochplatten ersetzt werden. Es sind 3 bis 4 Wasserbecken erforderlich (dabei möglichst 1 Steingutbecken). In ihre Nähe gehören Ablauf- und Abtropfbretter für die gereinigten Geräte. Als Wasserhähne sollten für den Anschluß von Schläuchen und Wasserstrahlpumpen einige Laborhähne angebracht werden.

Die Installation der Strom- und Gasanschlüsse muß von Fachleuten vorgenommen werden. Die Richtlinien für Arbeits- und Brandschutz sind zu beachten. Ein größerer Abstand zwischen Lehrerexperimentiertisch und Schülerarbeitstischen für das Aufstellen der Schüler bei Beobachtungen kleiner Objekte oder von Demonstrationsexperimenten ist im Biologiefachraum zu empfehlen.

Wichtig ist das Aufstellen von Abfallbehältern. Reste von Organismen, Chemikalien sowie Glasbruch und Papier sind in verschiedenen Gefäßen zu sammeln.

Wie in den meisten anderen Fachunterrichtsräumen müssen auch für Biologie ausreichende Tafelflächen sowie Projektionsflächen, Projektionsgeräte und Aufhängevorrichtungen für Rolltafeln vorhanden sein.

Im Fachunterrichtsraum sollte Gelegenheit für das Aufstellen von Pflanzen und Tieren, von Objekten für langfristige Beobachtungen (z. B. Keimversuche), von Aquarien, Terrarien und kurzfristigen thematischen Ausstellungen (z. B. Frühblüher, wichtige Vertreter einer Pflanzenfamilie) geschaffen werden. Ob dafür ein Tisch aufgestellt wird, ein geeignetes Fensterbrett genutzt oder an den Wänden entsprechende

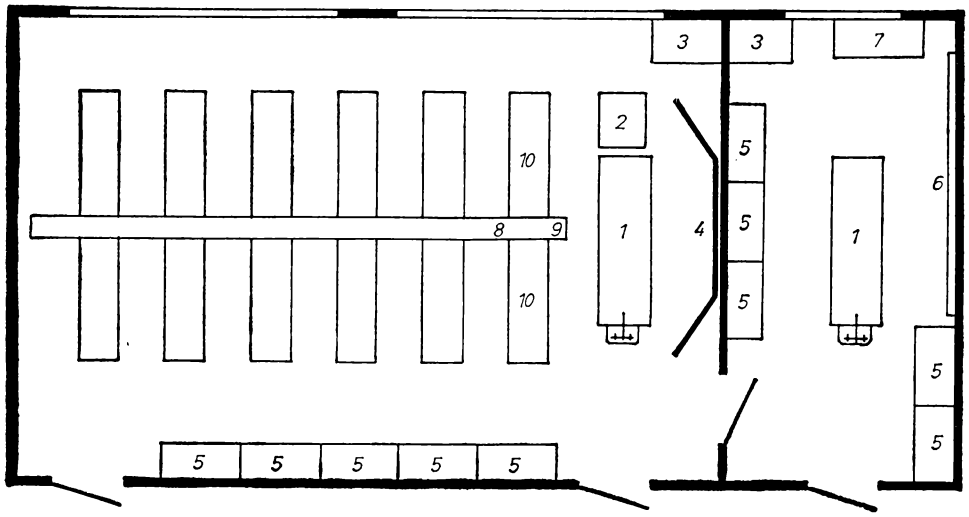
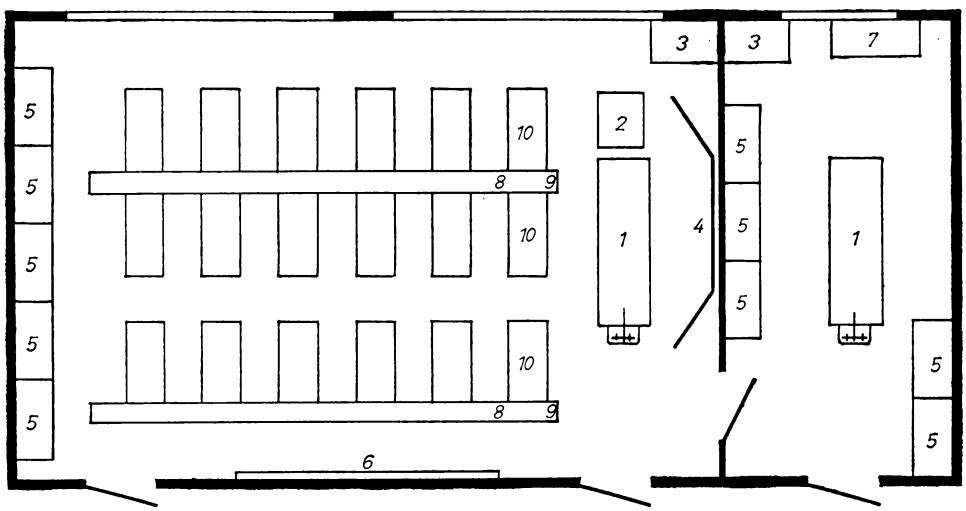


Abb. 11/1 Varianten für die Einrichtung von Fachräumen für den Biologieunterricht geeignet für Arbeitsgruppen, bestehend aus 2 bzw. 3 Schülern
1 – Lehrerexperimentiertisch, 2 – Fahrbarer Ansatztisch, 3 – Gasabzug, 4 – Wandtafel (verschiebbar), 5 – Schrank, 6 – Wandtafel, 7 – Schreibtisch, 8 und 9 Energieblöcke, 10 – Schülerexperimentiertisch



Stellflächen angebracht werden, ist von den räumlichen Möglichkeiten und den Absichten des Fachlehrers abhängig.

Der Raum soll ästhetisch ansprechend gestaltet werden, Bilder bedeutender Biologen oder Ärzte sind genauso als Zimmerschmuck geeignet wie beispielsweise die Tier- und Pflanzenzeichnungen Dürers oder Naturfotos. Ferner können eine Reihe von Wechselrahmen für das Anbringen von Zeitschriftenabbildungen oder Kalenderblättern und guten Schülerarbeiten Aufnahme finden. Eine häufig wechselnde

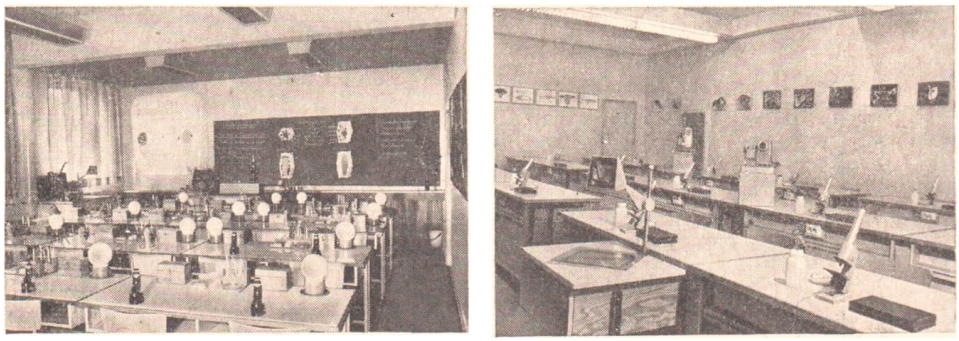


Abb. 12/1 Beispiele für die Einrichtung von Fachräumen für den Biologieunterricht mit fachspezifischer Wandgestaltung

Wandzeitung mit biologischem Inhalt sollte ebenfalls zum Inventar des Fachunterrichtsraumes gehören.

Es ist eine Fachraumordnung auszuhängen, der die besonderen Verhaltensweisen der Schüler im Fachraum zu entnehmen sind.

Ordnung und Sauberkeit sind für die Durchführung praktischer Arbeiten im Biologiefachraum unabdingbare Voraussetzung. Die besonderen Hinweise für den Arbeits- und Brandschutz in biologischen Fachräumen (s. S. 338) sind genauestens zu beachten.

Sind die genannten Fachunterrichtsräume noch nicht vorhanden, so kann in jeder Schule jedoch mindestens ein geeigneter Klassenraum speziell für den Fachunterricht in Biologie, wenn auch zunächst nur behelfsmäßig, eingerichtet werden.

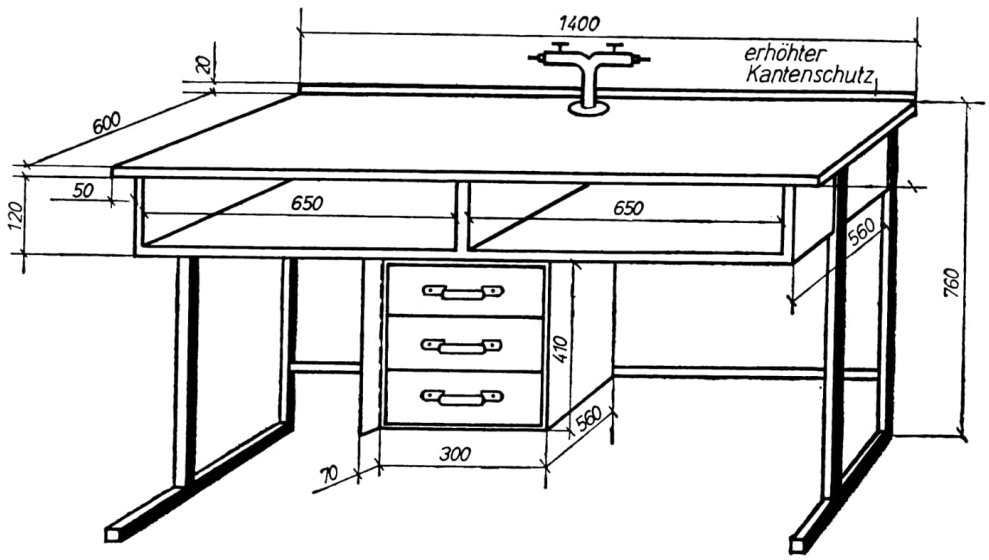
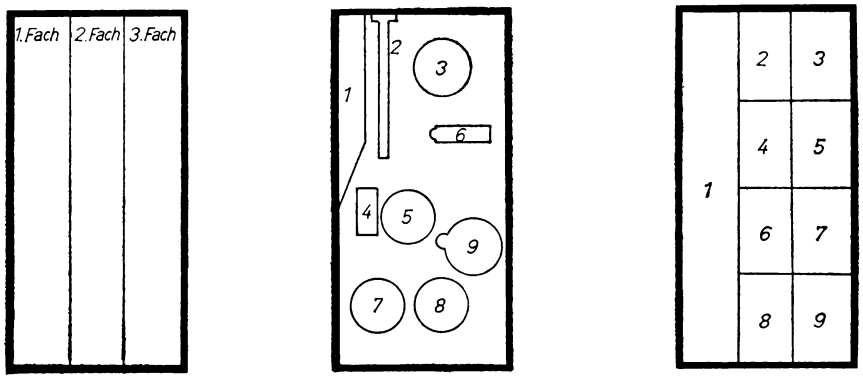


Abb. 12/2 Schülerarbeitstisch für den Fachunterrichtsraum Biologie



oberer Einschub mittlerer Einschub unterer Einschub

Abb. 13/1 Einteilung der Schubfächer des Schülerarbeitstisches für den Fachunterrichtsraum Biologie

oberer Einschub
1. Fach:
Reagenzglasgestell
mit 6 Halbmikrogläsern
1 Bürste
2. Fach:
Tiegelzange
Reagenzglashalter
Pinzette
Holzspan
3. Fach:
Pinzettenablage
3 Reagenzglasständer
1 Halbmikroreagenzglas
mit Ansatzstutzen
Kochbecherständer

mittlerer Einschub
1 – Halbmikrotropfer
Filterröhrchen
Glasstab
Reagenzglas (graduiert)
2 – Meßzylinder
3 – Kristallisierschale
4 – Kochbecher
5 – Erlenmeyerkolben
6 – Objektträger
7 – Becherglas
8 – Trichter
9 – Uhrglasschalen

unterer Einschub
1 – Schläuche,
Schutzbrille
2 – Mörser, Pistill
3 – Tüpfelplatte
4 – Glühschiffchen
5 – Porzellantiegel
6 – Korken
7 – Quetschhahn
8 – Tuch
9 – Filterpapier
Indikatorpapier

Muß der Fachunterrichtsraum gemeinsam mit einem anderen Fach benutzt werden, so wird die Kombination von Biologie mit Kunsterziehung empfohlen. Die von den materiellen Voraussetzungen günstige Kombination Biologie/Chemie hat den Nachteil, daß Abgase chemischer Experimente den biologischen Objekten schaden; eine Kombination Biologie/Physik gefährdet die hoch empfindlichen physikalischen Geräte durch die hohe Luftfeuchtigkeit, die durch Pflanzen und Vivarien hervorgerufen wird.

1.2. Schulgarten

Der Schulgarten ist die Voraussetzung für die Durchführung des Schulgartenunterrichts in den Klassen 1 bis 4. Er muß auch für andere Unterrichtsfächer und die außerunterrichtliche Arbeit genutzt werden. Das gilt in besonderem Maße für den Biologieunterricht, für den der Schulgartenunterricht schon wertvolle Vorleistungen erbringt (Unterrichtshilfen Biologie Klasse 5 1976). Gemeinsame Lehrgegenstände dieser beiden Fächer sind Organismen, wenn diese auch unter verschiedenen fachspezifischen Aspekten ausgewählt und behandelt werden. In den Biologielehrplänen (1977) wird deshalb die Beachtung entsprechender Stoffverbindungen zum Schulgartenunterricht verlangt.

Die optimale Ausnutzung des Schulgartens erfordert auch eine direkte Verwendung als Liefer- und Demonstrationsgarten für den Biologieunterricht. Besonders für die Behandlung der Stoffgebiete „Entwicklung und Gestalt der Samenpflanzen I und II" ist zur materiellen Sicherstellung der verbindlichen Schülertätigkeiten verhältnismäßig viel Pflanzenmaterial erforderlich, das zum großen Teil im Schulgarten angebaut und gesammelt werden kann (KRÜGER/MILLAT 1972). Das bietet immer den Vorteil, daß zahlreiche Naturobjekte zeitsparend, frisch und in genügender Menge im Biologieunterricht zur Verfügung stehen. Selbstverständlich muß man sich nicht mit dem Anbau und der Pflege solcher Arten belasten, die am jeweiligen Schulort leicht und sicher auch anders beschafft werden können wie z. B. häufig vorkommende Wildpflanzen. Tabelle 15/1 enthält eine Auswahl empfehlenswerter Nutzpflanzen (meist Zierpflanzen), die im Garten oder in Außenanlagen der Schule einfacher kultiviert und auch im Biologieunterricht verwendet werden können. Das Pflanzenmaterial muß nicht immer in den Fachunterrichtsraum geholt werden; unter geeigneten örtlichen Verhältnissen kann die Durchführung einzelner Biologiestunden im Schulgarten sehr wertvoll sein. In anderen Fällen sollten die Schüler angehalten werden, den Unterricht vorbereitende oder ergänzende Beobachtungs- und Sammelaufgaben auch im Schulgarten durchzuführen (beachte hierzu die entsprechenden Aufgaben im Anhang der Biologielehrbücher der Klassen 5 und 6!). Auch in den höheren Klassen gibt es verschiedene Nutzungsmöglichkeiten des Schulgartens als Quelle von Naturobjekten für den Biologieunterricht:

- Einführung in die Zellenlehre (z. B. Küchenzwiebel, Ligusterbeere, Drüsiges Springkraut zur Untersuchung der Stengelzellen)
- Anatomie und Physiologie der Pflanzen (Pflanzen zur Demonstration von Metamorphosen, Pflanzen mit Verbreitungseinrichtungen an Früchten und Samen und verschiedenen Entwicklungsstadien)
- Genetik (Mutanten, Hybriden)

Die Durchführung genetischer Freilandversuche (DICK/NEUBAUER 1967) sowie die Betreuung anderer Versuchs- und Sonderflächen im Schulgarten stellen sinnvolle Aufgaben für biologische Arbeitsgemeinschaften dar.

Solche Möglichkeiten der direkten Verwendung des Schulgartens für den Biologieunterricht als Materialquelle und als Arbeitsstätte sind abhängig von verschiedenen Voraussetzungen, die nach örtlichen Bedingungen zu regeln sind. Die günstige Lage des Gartens (möglichst in unmittelbarer Nähe der Schule), seine zweckmäßige

Tabelle 15/1 Empfohlene Pflanzenarten für den Schulgarten zur Unterstützung des Biologieunterrichts

Ausgewählte Arten	Lebensdauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
Vorwiegend für Klassen 5 und 6			
Schmetterlingsblütengewächse			
Garten-Bohne (*Phasaeolus vulgaris* L.)	einj.	6 bis 9	Wuchsformen: Busch-, Stangenbohne; Samen, Wurzelknöllchen
Feuer-Bohne (*Phasaeolus coccineus* L.)	einj.	6 bis 9	Kletterpflanze; Samen, Wurzelknöllchen
Erbse (*Pisum sativum* L.)	einj.	5 bis 7 (bis 9)	alle Pflanzenteile (späte Blüten durch verzögerte Aussaat)
Gelbe Lupine (*Lupinus luteus* L.)	einj.	6 bis 9	alle Pflanzenteile
Stauden-Lupine (*Lupinus polyphyllus* LINDL.)	ausd.	6 bis 8	Blüten, Hülsen, Laubblätter (gefingert)
Frühlings-Platterbse [*Lathyrus vernus* (L.) BERNH.]	ausd.	4 bis 5	Frühjahrsblüher
Gemeiner Erbsenstrauch (*Caragana arborescens* LAMK.)	ausd.	5	Blüten, Laubblätter (unpaarig gefiedert)
Gemeiner Blasenstrauch (*Colutea arborescens* L.)	ausd.	6 bis 9	Blüten, Hülsen (aufgeblasen), Laubblätter (paarig gefiedert)
Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.)	ausd.	5 bis 6	Blüten, Hülsen, Laubblätter, Nebenblattdornen
Lippenblütengewächse			
Kriechender Günsel (*Ajuga reptans* L.)	ausd.	5 bis 8	blühende Sprosse, oberirdische Ausläufer
Gundermann (*Glechoma hederacea* L.)	ausd.	4 bis 6	blühende Sprosse, oberirdische Ausläufer
Goldnessel (*Galeobdolon luteum* HUDS.)	ausd.	4 bis 6	s. o.
Großblütiger Ziest (*Stachys grandiflora* BENTH.)	ausd.	5 bis 6	sehr große Blüten
Echte Salbei (*Salvia officinalis* L.)	ausd.	5 bis 7	Heilpflanze
Indianernessel (*Monarda didyma* L.)	ausd.	7 bis 9	Nachtfalterblume, große Einzelblüten
Gemeiner Dost (*Origanum vulgare* L.)	ausd.	7 bis 9	Tagfalterblume
Pfeffer-Minze (*Mentha* × *piperita* L.)	ausd.	6 bis 7	Heilpflanze, unterirdische Ausläufer

Ausgewählte Arten	Lebens-dauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
Schwarznessel (*Ballota nigra* L.)	ausd.	6 bis 8	blühende Sprosse (meist bis in den Herbst)
Bohnenkraut (*Satureja hortensis* L.)	einj.	7 bis 9	Gewürzpflanze, bei verzögerter Aussaat bis in den Herbst blühend
Süßgräser			
Saat – Roggen (*Secale cereale* L.)	einj. überw.	5 bis 6	möglichst Winterroggen, alle Pflanzenteile
Saat – Weizen (*Triticum aestivum* L.)	einj. überw.	6 bis 7	möglichst Winterweizen, alle Pflanzenteile
Sechszeilige Gerste, Wintergerste (*Hordeum vulgare* L.)	einj. überw.	5 bis 6	alle Pflanzenteile, bes. Ähren, Körner
Zweizeilige Gerste, Sommergerste (*Hordeum distichon* L.)	einj.	6 bis 7	alle Pflanzenteile, bes. Ähren, Körner
Saat – Hafer (*Avena sativa* L.)	einj.	6 bis 8	alle Pflanzenteile, bes. Rispen
Mais (*Zea mays* L.)	einj.	7 bis 10	Einhäusigkeit, Körner, Rispen und Kolben
Rispenhirse (*Panicum miliaceum* L.)	einj.	6 bis 9	Rispen
Kolbenhirse (*Setaria italica* P. B.)	einj.	6 bis 10	Ährenrispen
Kreuzblütengewächse			
Garten-Gänsekresse (*Arabis caucasica* WILLD.)	ausd.	3 bis 4	Frühjahrsblüher
Griechisches Blaukissen [*Aubrieta deltoidea* (L.) DC.]	ausd.	4 bis 5	s. o.
Felsen-Steinkraut (*Alyssum saxatile* L.)	ausd.	4 bis 5	s. o.
Immergrüne Schleifenblume (*Iberis sempervirens* L.)	ausd.	4 bis 5	s. o., asymmetrische Blütenkrone (Name!)
Bittere Schleifenblume (*Iberis amara* L.)	einj.	5 bis 9	bei verzögerter Aussaat (ab April) bis in den Spätsommer blühend
Doldige Schleifenblume (*Iberis umbellata* L.)	einj.	6 bis 9	s. o.
Garten-Levkoje [*Matthiola incana* (L.) R. BR.]	einj.	4 bis 10	einfache und gefüllte Blüten
Gemeine Nachtviole (*Hesperis matronalis* L.)	zweij.	5 bis 7	große Blüten, lange Schoten
Einjähriges Silberblatt (*Lunaria annua* L.)	einj. überw.	4 bis 6	s. große Schötchen mit trockenhäutiger Mittelwand (Name!)

Ausgewählte Arten	Lebens-dauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
Färber-Waid (*Isatis tinctoria* L.)	zweij.	5 bis 7	alte Kulturpflanze
Garten-Kresse (*Lepidium sativum* L.)	einj.	5 bis 7	Salatpflanze (Versuchspflanze für Keimtests in höheren Klassen)
Schmalblättriger Doppelsame [*Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC.]	ausd.	5 bis 10	Dauerblüher, große Blüten und Schoten
Acker-Senf (*Sinapis arvensis* L.)	einj.	6 bis 10	Blüten, Schoten
Hederich (*Raphanus raphanistrum* L.)	einj.	6 bis 10	Blüten, Schoten
Garten-Rettich, Radieschen (*Raphanus sativus* L.)	zweij. oder einj.	5 bis 6	ganze Pflanze
Gemüse-Kohl in verschiedenen Formen (*Brassica oleracea* L.)	zweij. oder einj.	5 bis 9	Sproßmetamorphosen
Raps (*Brassica napus* L.)	einj. oder zweij.	4 bis 9	Blüten, Schoten, Samen
Rübsen (*Brassica rapa* L.)	einj. oder zweij.	4 bis 9	Blüten, Schoten, Samen
Korbblütengewächse			
Sonnenblume (*Helianthus annuus* L.)	einj.	8 bis 10	ganze Pflanze, bes. Blüten- und Fruchtstände
Topinambur, Erdbirne (*Helianthus tuberosus* L.)	ausd.	10 bis 11	Rhizomknollen, sehr späte Blütezeit
Zinnie (*Zinnia elegans* JACQ.)	einj.	7 bis 10	blühende Pflanze
Studentenblume (*Tagetes patula* L.)	einj.	7 bis 10	s. o.
Garten-Ringelblume (*Calendula officinalis* L.)	einj.	6 bis 10	s. o.
Schmuckkörbchen (*Cosmos bipinnatus* CAV.)	einj.	7 bis 10	s. o.
Gartenaster, Sommeraster [*Callistephus chinensis* (L.) NEES]	einj.	8 bis 10	s. o.
Herbstastern (versch. Aster-Arten)	ausd.	9 bis 10	s. o.
Winteraster, Chrysantheme (*Chrysanthemum indicum* L.)	ausd.	9 bis 11	s. o.
Garten-Dahlie (*Dahlia pinnata* CAV.)	ausd.	8 bis 10	Wurzelknollen, blühende Pflanzen

Ausgewählte Arten	Lebens-dauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
Kanadische Goldrute (*Solidago canadensis* L.)	ausd.	8 bis 10	blühende Pflanze
Sonnenhut-Arten (*Rudbeckia*-Arten)	ausd. oder einj.	8 bis 10	s. o.
Nadelgehölze			
Wald-Kiefer (*Pinus sylvestris* L.)	ausd.	5	Zweige, Blüten, Zapfen
Gemeine Fichte [*Picea abies* (L.) KARSTEN]	ausd.	5	Zweige, Zapfen
Weiß-Tanne (*Abies alba* MILL.)	ausd.	5	Zweige (vielerorts gedeihen andere Tannenarten besser!)
Douglasie (*Pseudotsuga menziesii* FRANCO)	ausd.	5	Zweige, Zapfen
Europäische Lärche (*Larix decidua* MILL.)	ausd.	4 bis 5	Zweige, Blüten, Zapfen
Eibe (*Taxus baccata* L.)	ausd.	3 bis 4	Zweige, Beerenzapfen Zweihäusigkeit
Gemeiner Wacholder (*Juniperus communis* L.)	ausd.	4 bis 5	Zweige, Beerenzapfen
Abendländischer Lebensbaum (*Thuja occidentalis* L.)	ausd.	5	Zweige, Zapfen
Vorwiegend für Klassen 7 bis 10 (bzw. 12)			
Gemeiner Wurmfarn [*Dryopteris filix-mas* (L.) SCHOTT]	ausd.		Laubblätter mit Sporen, Wurzelstock
Gemeiner Frauenfarn [*Athyrium filix – femina* (L.) ROTH]	ausd.		s. o.
Sommerzwiebel (*Allium cepa* L.)	ausd.	6 bis 8	Zwiebelschuppen (Oberhaut), blühende Pflanze
Gemeiner Liguster (*Ligustrum vulgare* L.)	ausd.	6 bis 7	Beeren (Zellen mit Vakuolen), Laubblätter (Querschnitt)
Pelargonie (*Pelargonium* × *zonale* ALT.)	ausd.	5 bis 10	Kronblätter (Zellen mit Vakuolen), Blütenstiele (Drüsenhaare)
Schneebeere (*Symphoricarpos rivularis* SUKSD.)	ausd.	7 bis 8	Beeren (Zellkerne)
Schwarzer Holunder (*Sambucus nigra* L.)	ausd.	6 bis 7	mehrjährige Zweige (Stengelmark)
Garten-Möhre (*Daucus sativus* HOFFM.)	zweij.	6 bis 9	Speicherwurzel (Bau), Zellen mit Chromoplasten

Ausgewählte Arten	Lebens-dauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
Garten-Kürbis (*Cucurbita pepo* L.)	einj.	6 bis 9	Blüten (eingeschlechtig), Kronblätter (Chromoplasten), Stengel (Leitbündelanordnung), Metamorphosen (Wickelranken)
Zierkürbis (var. *ovifera*)			Variation der Früchte
Ölkürbis (var. *oleifera*)			ölhaltige Samen
Schwarze Nieswurz, Schneerose (*Helleborus niger* L.)	ausd.	12 bis 3	Laubblätter (Querschnitt), Winterblüher
Garten-Pfingstrose (*Paeonia officinalis* L.)	ausd.	5 bis 6	Laubblätter (Oberhaut)
Gemeiner Flieder (*Syringa vulgaris* L.)	ausd.	4 bis 5	Laubblätter (Querschnitt)
Deutsche Schwertlinlie (*Iris germanica* L.)	ausd.	5 bis 6	Laubblätter (Oberhaut), Rhizome
Maiglöckchen (*Convallaria majalis* L.)	ausd.	5 bis 6	Stengel (Querschnitt), Rhizome
Lilien-Arten (*Lilium*-Arten)	ausd.	6 bis 7	Laubblätter, Stengel (Querschnitte), Brutzwiebeln bei manchen Arten
Große Kapuzinerkresse (*Tropaeolum majus* L.)	einj.	6 bis 10	Laubblätter (Wasserspalten), Blüten (Chromoplasten)
Drüsiges Springkraut (*Impatiens glandulifera* ROYLE)	einj.	7 bis 8	Früchte (Samenausschleuderung), Stengel (Leitbündel), Hygrophyt
Königskerzen-Arten (*Verbascum*-Arten)	zweij.	7 bis 9	Laubblätter (Verdunstungs-schutz: Haare)
Blau-Schwingel (*Festuca cinerea* VILL.)	ausd.	5 bis 6	Laubblätter (schmal, gerollt, bereift), Xerophyt
Fetthenne, Mauerpfeffer (*Sedum*-Arten)	ausd.	6 bis 9	Laubblätter (Speichergewebe, Kutikula), Xerophyten
Tomate (*Lycopersicon esculentum* MILL.)	einj.	7 bis 10	genetische Experimente
Erbse (*Pisum sativum* L.)	einj.	5 bis 7 (bis 9)	genetische Experimente
Mais (*Zea mays* L.)	einj.	7 bis 10	s. o.
Weißer Stechapfel (*Datura stramonium L.*)	einj.	6 bis 10	s. o.
Schlitzblättriges Schöllkraut (*Chelidonium majus* L. var. *aciniatum* KOCH)	ausd.	5 bis 10	Mutation
Hasel (*Corylus avellana* L.)	ausd.	2 bis 3	Windbestäubung, Einhäusigkeit

Ausgewählte Arten	Lebens-dauer	Blütezeit (Monat)	Hinweise auf Verwendungsmöglichkeiten im Biologieunterricht
als: Bluthasel (f. *fuscorubra*) Schlitzblatthasel (f. *heterophylla*) Trauerhasel (f. *pendula*) Korkenzieherhasel (f. *contorta*)			Diese oder andere Mutationen zur Demonstration möglichst neben die Normalform pflanzen

Erklärung der Abkürzungen:

einj.: einjährige Pflanze

zweij.: zweijährige Pflanze

ausd.: ausdauernde Pflanze

Gliederung (Übungs-, Demonstrations- und Sonderflächen) und ein guter Pflegezustand erhöhen selbstverständlich den Wert des Gartens für die Bildungs- und Erziehungsarbeit. An jeder Schule mit eigenem Schulgarten und gärtnerischen Außenanlagen (z. B. Blumenrabatten, Rasenflächen, Gehölzgruppen) ist unter Berücksichtigung der speziellen Zusammensetzung des Kollegiums die jeweils beste Lösung für eine sachkundige und kollektive Organisation der gesamten Schulgartenarbeit zu suchen (THOMASCHKE 1973). Schulgartenleiter sollte stets ein Kollege sein, der selbst Schulgartenunterricht erteilt. Jeder Biologielehrer sollte aber durch seine Mitarbeit im Schulgartenkollektiv der Schule Einfluß auf die Gesamtplanung nehmen, um die Potenzen des Schulgartens auch für den Biologieunterricht entwickeln und nutzen zu können.

2

Arbeiten mit biologischen Objekten

2.1. Sammeln und Fangen

2.1.1. Bedeutung des Sammelns und Fangens

Das Sammeln und Fangen kann unter verschiedenen Gesichtspunkten erfolgen. Häufig dient das Material der unmittelbaren Verwendung im Unterricht. In solchen Fällen werden die Pflanzen oder die Tiere bzw. deren Teile wenige Tage oder Stunden vor dem Gebrauch beschafft, in der Unterrichtsstunde demonstriert oder an die Schüler verteilt und danach weggeworfen, freigelassen bzw. vernichtet (z. B. Unkräuter, Schädlinge).

Zahlreiche Pflanzen und Tiere sind im Verlaufe eines Schuljahres zu sammeln oder zu fangen, um sie in der Biologischen Ecke, im Fachunterrichtsraum, im Klassenraum oder an einer gut sichtbaren Stelle im Schulgebäude (z. B. Korridor, Treppenaufgang) für längere Zeit auszustellen. Die Schüler erhalten dadurch Gelegenheit, sich die Objekte mehrmals aus der Nähe anzusehen und genauer kennenzulernen.

Die durch den Lehrplan vorgegebene Systematik der Stoffolge und damit des Lernprozesses zwingt den Lehrer immer stärker dazu, die Objekte dann zu beschaffen, wenn dies mit geringstem Kraft- und Zeitaufwand geschehen kann (Sammelkalender s. S. 350 ff.). Die vielfältigen Möglichkeiten ihrer Haltung, Konservierung und Präparation gestatten dann ihre Verwendung in durchaus brauchbarer Form in der betreffenden Situation zu jeder Jahreszeit. Das wiederum erfordert eine langfristige Planung der Sammel-, Fang- und Verarbeitungstätigkeiten.

Richtlinie für die Auswahl der Objekte sollte der Lehrplan für den Biologieunterricht der Klassen 5 bis 12 sein. Damit jedoch bedeutende Vorleistungen besonders für den Biologieunterricht der 5. und 6. Klassen bereits durch die Heimatkunde erbracht werden können, sollte das Sammeln und Fangen auch solche Naturobjekte berücksichtigen, die für die Klassen 1 bis 4 notwendig sind.

Die ständig steigenden Anforderungen auch an die außerunterrichtliche biologische Tätigkeit der Schüler erfordern ebenfalls vielfältiges tierisches und pflanzliches Material, das sich aus der Natur beschaffen läßt.

Für die Arbeitsgemeinschaften nach Rahmenprogramm der Klassen 9 und 10 und für den fakultativen Unterricht werden zusätzlich Naturobjekte benötigt.

Nicht zuletzt bereitet das Sammeln und Fangen biologischer Objekte dem an der Natur interessierten Schüler oder Erwachsenen Freude und erweitert seine eigenen Kenntnisse von der lebenden Natur.

Eine Rationalisierung des Zusammentragens biologischer Objekte ermöglicht die kollektive Arbeit in Fachzirkeln und Fachkommissionen, indem hier Erfahrungen, aber auch Materialien selbst ausgetauscht werden können.

Sollen die Pflanzen oder Tiere später als Demonstrationsmaterial unterrichtlich verwendet werden, genügen zwei oder drei Exemplare. Sollen die Objekte jedoch als Arbeitsmaterial eingesetzt werden, muß mindestens ein Klassensatz von 30 bis 40 Pflanzen oder Tieren (notfalls für zwei Schüler ein Objekt) zur Verfügung stehen. Durch das Sammeln und Fangen und das weitere Bearbeiten von einigen Naturobjekten können finanzielle Mittel eingespart oder für den Kauf solcher Unterrichtsgegenstände verwendet werden, deren Beschaffung aus der Natur oder durch Selbstherstellung nicht möglich oder zeitökonomisch nicht vertretbar ist.

2.1.2. Materielle Voraussetzungen

Sofern das Sammeln und Fangen nicht nur sporadisch erfolgen oder weitgehend dem Zufall überlassen bleiben soll, müssen einige Voraussetzungen in materieller Hinsicht geschaffen werden. Es sei dem Biologielehrer empfohlen, nach und nach die wichtigsten Geräte anzufertigen oder zu kaufen, sich also eine Ausrüstung für die Sammel- und Fangarbeit zuzulegen, durch die seine Bemühungen auch entsprechenden Erfolg haben werden (s. S. 23 ff.).

Das Sammeln und Fangen biologischer Objekte erscheint jedoch erst dann sinnvoll, wenn die zweckmäßige und übersichtliche Unterbringung des beschafften Materials gesichert ist. Deshalb sollten zunächst Behältnisse zur Aufbewahrung der Objekte beschafft werden. Neben käuflich zu erwerbenden Behältnissen gibt es beispielsweise eine Fülle von geeigneten Schachteln, Kästen, Dosen, Bechern, Gläsern, Flaschen. Eine zu große Vielfalt von Typen ist jedoch zu vermeiden, die Mithilfe der Schüler sollte unbedingt in Anspruch genommen werden. Eine kleine ständige Ausstellung (auch ein Foto) im Fachunterrichtsraum eignet sich, die Schüler auf die besonders geeigneten Sammelbehältnisse hinzuweisen.

Unentbehrlich für die Arbeit ist das Sammeltagebuch. Es sollte von kleinem Format (A 6) und flexibel sein, so daß es bequem in einer Jackentasche mitgenommen werden kann. Eintragungen erfolgen mit Bleistift an Ort und Stelle, spätestens unmittelbar nach der Rückkehr von einer Sammelexkursion (23/1).

Bestimmungsbücher sollten in einem Kunststoffbeutel (Schutz gegen Feuchtigkeit) ebenfalls mitgeführt werden.

Unbedingt erforderlich ist auch eine Lupe, am besten eine Doppeleinschlaglupe mit 3-, 6- und 9facher Vergrößerung, die durch eine Schnur gegen das Abhandenkommen gesichert wird.

Sehr empfiehlt sich die Mitnahme einer Kamera mit entsprechendem Zubehör. Das Foto ist neben der schriftlichen Aufzeichnung oder der Skizze ein wichtiges Dokumentationsstück bzw. eine wesentliche Belegquelle. Es wird später den Sammlungsobjekten direkt beigefügt, in die Sammlungskartei mit übernommen oder im Unterricht eingesetzt. Für die übersichtliche Unterbringung der für das Sammeln und Fangen erforderlichen Kleingeräte hat sich die Sammeltasche (Abb. 24/2) sehr bewährt.

2.1.2.1. Übersicht über die Ausrüstung für das Fangen und Sammeln

Grundausrüstung für jeden Schüler

Beobachtungsheft (Abb. 23/1): Format A 6 mit starkem Pappdeckel. Ermöglicht sofortiges Notieren der wichtigsten Beobachtungsergebnisse, Zeichnungen.

Datum	*Zeit*	*Beobachtungsergebnis*	*Zeichnungen / bes. Umstände / Wetterverhältnisse*

Abb. 23/1
Muster für die Anlage und Führung eines Beobachtungsheftes

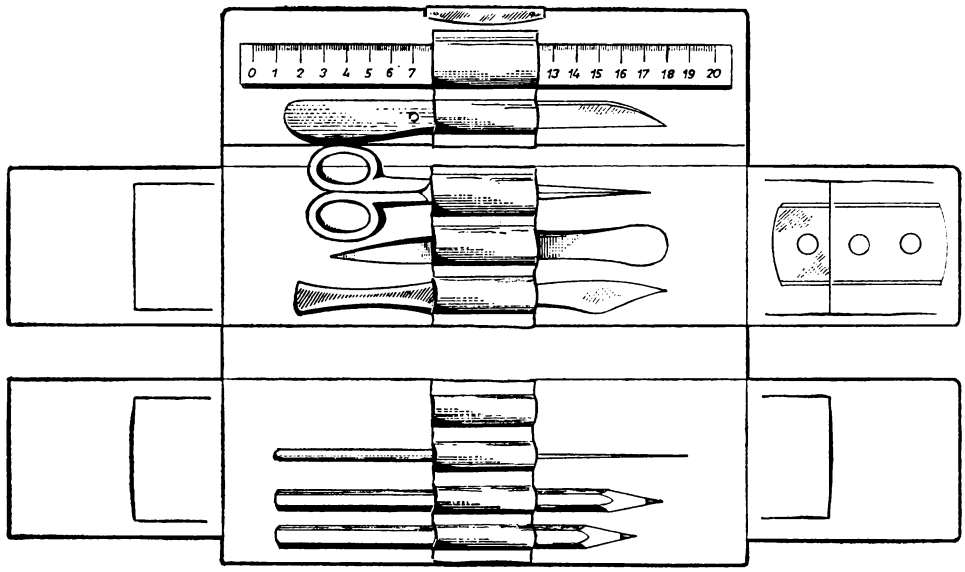


Abb. 24/1
Präparationsbesteck
im Klappetui

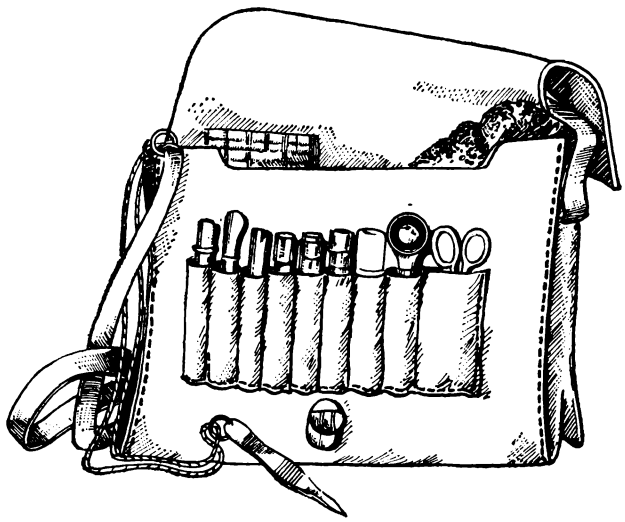


Abb. 24/2
Sammeltasche

Bleistift: wird am Umschlag des Beobachtungsheftes befestigt.

Einschlaglupe: geringe Vergrößerung (6fach), an einer Schnur um den Hals zu tragen. Das große Sehfeld dieser Lupe ermöglicht ein rasches Beobachten auch im Stehen.

Präparationsbesteck (Abb. 24/1): kann in altem Schreibetui untergebracht werden. Ermöglicht das Aufbereiten (Präparieren) biologischer Objekte.

Sammeltaschen oder Kunststoffbeutel (Abb. 24/2): dienen dem Transport von Geräten, Fläschchen und Sammelgut.

Grundausrüstung für eine Schülergruppe

Karte des Exkursionsraumes.

Kompaß: erleichtert die Orientierung (vor allem in fremdem Gebiet), ermöglicht genaue Ortsbestimmung für Kartierung (botanische und zoologische).

Bestimmungsbücher: dienen zum Bestimmen von Tieren und Pflanzen im Exkursionsgebiet.

Lupen: 12fache Vergrößerung, 2 bis 3 für die gesamte Klasse. Werden für stärkere Vergrößerung der Objekte benötigt.

Bandmaß: Abmessen kleiner Geländeflächen oder von Objekten.

Taschenmesser: mehrere, scharf, möglichst mit kleiner Säge. Dienen zum Zerkleinern von biologischen Objekten bzw. Abtrennen von Teilen.

Fotoapparat mit Stativ: zum Fotografieren von biologischen Objekten im Biotop, zum Nachweis der Geländeform (eben, bergig, Richtung des Hanges, stehende oder fließende Gewässer).

Belichtungsmesser: dient der Ermittlung der Lichtverhältnisse, auch im Biotop.

Ferngläser: zur Beobachtung von fliegenden, schwimmenden oder horstenden Vögeln, scheuem Wild, aber auch von schlecht zu erreichenden Pflanzen oder Pflanzenteilen.

Exkursionsmikroskop (Reisemikroskop oder Schülermikroskop): zur Beobachtung von Frischmaterial (vor allem bei mehrtägigen Exkursionen).

Verbandstasche: erforderlich für sofortige Hilfeleistung bei Verletzungen, Verstauchungen, Knochenbrüchen u. a.

Ausrüstung
für das Fangen und Sammeln botanischer und zoologischer Objekte

Streifnetz (Abb. 25/1 und 26/1): Bügel aus 6 mm starkem Messingdraht, 20 cm bis 30 cm weit, an Messingrohr gelötet, Beutel aus festem Stoff, leichter Stock. Zum Abstreifen von Insekten von Pflanzen (vor allem Sträucher).

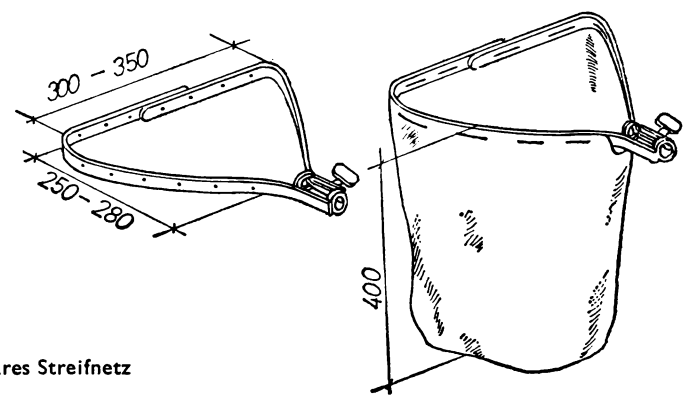


Abb. 25/1 Zusammenlegbares Streifnetz

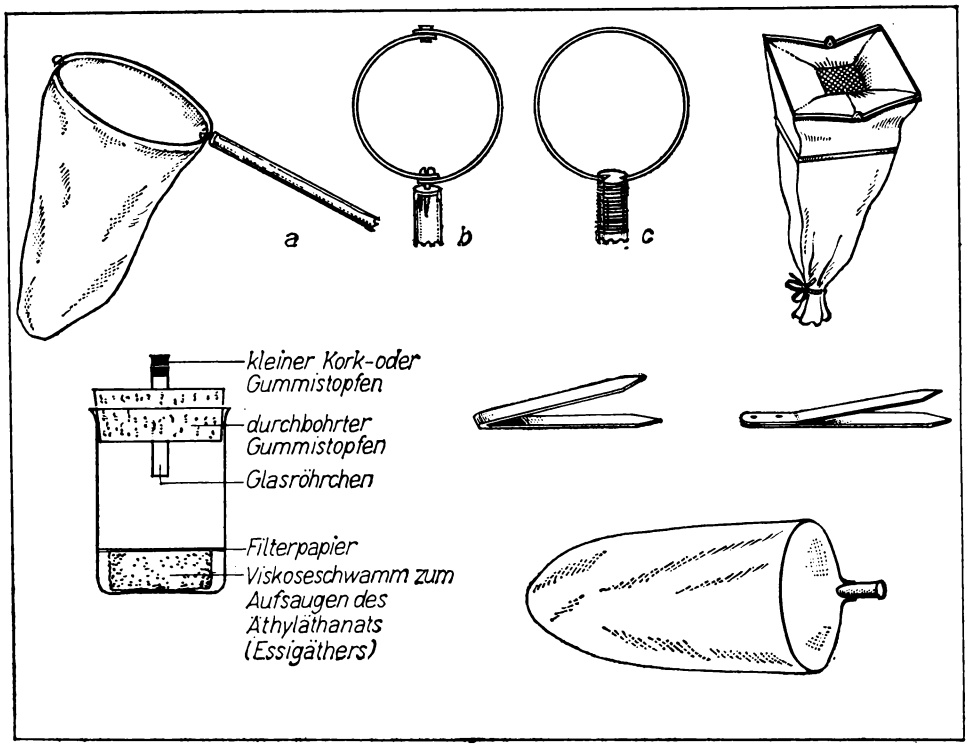


Abb. 26/1 Geräte zum Fangen von Insekten (Oben links und Mitte Schmetterlingsnetz a bis c, oben rechts Käfersieb, unten links Tötungsglas für Insekten, Mitte rechts Insektenpinzetten, unten rechts Streifnetz)

Schmetterlingsnetz (Abb. 26/1): etwa 75 cm langer Beutel aus leichtem durchsichtigem Stoff, Öffnung 30 cm, Bügel aus 3 mm bis 5 mm starkem Messing- oder verzinktem Eisendraht (aus 2 Stücken bestehend, ösenartig umgebogen und durch Niete verbunden), unteres Ende des Drahtes breitklopfen und durchbohren, durch Bohrung Schraube mit breitem Kopf stecken, passendes Gewinde für Schraube in das Ende des 50 cm bis 80 cm langen Stockes bohren, Schraube bei Verwendung eindrehen, Gerät sollte zerlegbar angefertigt werden. Wird zum Fangen von Schmetterlingen benötigt.

Regenschirm: wird zum Erbeuten von nicht oder träge fliegenden Insekten benutzt, ist dazu mit der Innenseite nach oben unter Büsche, Zweige von Bäumen zu halten (Busch oder Zweig abklopfen).

Insektenpinzette (Abb. 26/1): Branchen müssen federn, Selbstherstellung aus dünnem Bandeisen, zerbrochenen Uhrfedern, dünnem federndem Stahlblech ist möglich. Dient zum Einsammeln der Insekten aus dem Regenschirm.

Käfersieb (Abb. 26/1): Sack mit weitmaschigem Netz in der Mitte, zusammenklappbares Drahtgestell hält Öffnung oben auf; zu untersuchendes Laub oder Moos

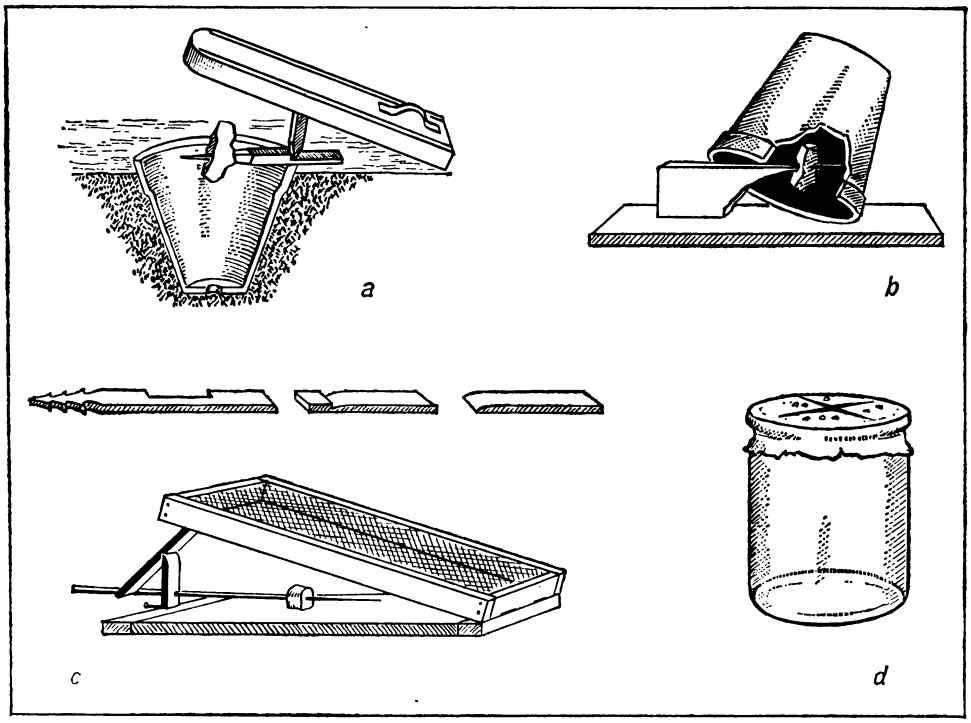


Abb. 27/1 Geräte zum Fangen von Säugern (a Topffalle, b Klappfalle, c einfacher Fangrahmen, d Fangglas)

auf Sieb legen, Öffnung oben schließen, mehrfach kräftig schütteln, Tiere fallen in untere Hälfte des Sackes. Wird zum Aussieben, Zählen und Bestimmen der Insekten gebraucht.

Tötungsgläser (Abb. 26/1): luftdicht verschließbar; leicht aus einem Glas, einem durchbohrten großen Korkstopfen, einem mit kleinem Kork verschlossenem Glasröhrchen, Filtrierpapier sowie einer Scheibe Viskoseschwamm anzufertigen. Zum sachgemäßen Töten gefangener Insekten erforderlich.

Insektengläser: verschließbare Gefäße zum Transport der getöteten Insekten.

Topffalle (Abb. 27/1 a): leicht herzustellen aus einem Blumentopf, einem Dachziegel, zwei Holzstückchen. Dient zum Fangen von Kleinsäugern.

Klappfalle (Abb. 27/1 b): wird zum Fangen von Mäusen verwendet.

Fangglas (Abb. 27/1 d und 33/1): leicht herzustellen aus größeren Einweckgläsern oder Blechbüchsen, Öffnung mit Papier überdecken, Papier kreuzweise einschlitzen, auf eingeschlitztes Papier Nahrung legen. Dient zum Fangen von Kleintieren (z. B. Kleinsäugern).

Fangrahmen: 4 Vierkanthölzer mit feinmaschigem Netz oder engmaschigem Draht bespannen. Zum Fangen von Vögeln zu benutzten.

Fotoapparat: (möglichst mit Teleobjektiv) zum Fotografieren von Naturobjekten (z. B. Vögeln).

Ferngläser: für ornithologische und andere Tierbeobachtungen.

Schraubdeckelgläser: mit durchlöchertem Schraubverschluß, mit feuchtem Moos oder Laub zum Transportieren von feuchtigkeitsliebenden sowie von im Wasser lebenden luftatmenden Tieren.

Verschiedene Gefäße: z. B. Sammelgläser, Sammelröhrchen, kleine Kästchen aus Holz oder Plast (Größe etwa 22 cm × 11 cm × 6 cm) zum Transportieren bereits getöteter Tiere.

Verschiedene Chemikalien: Trichlormethan (Chloroform) oder Diäthyläther, Äthansäureäthylester (Essigäther) zum Abtöten der zur Präparation bestimmten Tiere und von Insekten.

Leinenbeutel (mit eingezogenem Bändchen zum Zuschnüren), Schachteln (aus Pappe oder Blech, mit kleinen Löchern): zum Transportieren der gefangenen lebenden Tiere.

Verschiedene Schneidewerkzeuge (Abb. 28/1 und 29/1 a und b): Baumschere, Gartenhippe, Stangenschere, Baumsäge, Stangensäge, Okuliermesser. Zum Abschneiden von Zweigen und Ästchen erforderlich.

Taschenspaten (Abb. 29/1 c): dient zum Umheben von Erdballen, Ausstechen von Pflanzen mit ihren Wurzeln.

Pflanzenschaufel (oder Pflanzenstecher, Abb. 29/1 e): kann zum Entrinden alter Bäume oder Zerlegen faulenden Holzes verwendet werden.

Spatel (Abb. 29/d)

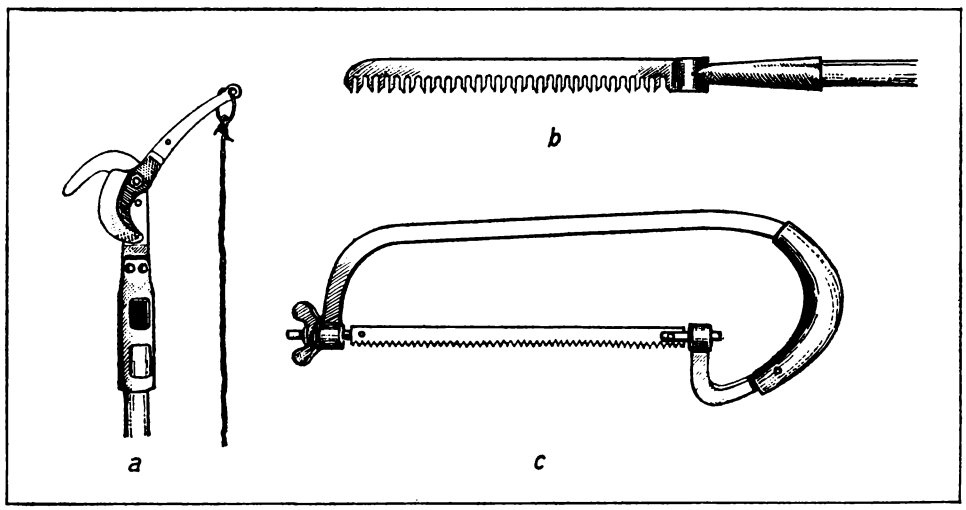


Abb. 28/1 Geräte zum Sammeln von Pflanzenteilen a Raupenschere (Stangenschere), b Stangensäge, c Baumsäge

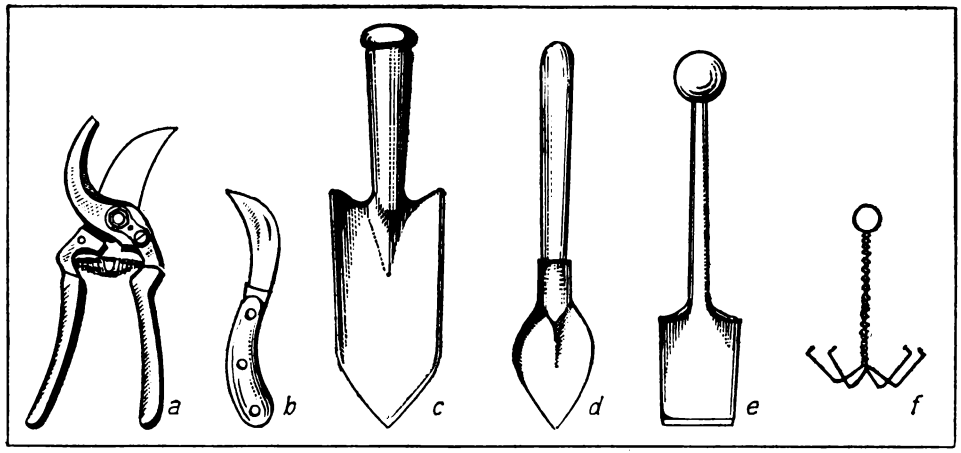


Abb. 29/1 Geräte zum Sammeln von Pflanzen oder Pflanzenteilen (a Baumschere, b Gartenhippe, c Taschenspaten, d Spachtel, e Pflanzenschaufel, f Algenhaken)

Blechbüchsen (oder Plastedosen): mit Filterpapier ausgelegt und mit Tragriemen versehen, dienen zum Transportieren von unterirdischen Vegetationsorganen, aber auch zum Transport von Hutpilzen.

Sammelmappe (Abb. 34/1): ergänzt durch nasses Pergamentpapier und feste Deckel mit Zeitungspapier als Zwischenlagen. Dient dem Schutz von Pflanzen vor dem Vertrocknen.

Spankörbe, Kunststoffbeutel, verschiedene Schachteln: dienen zum Transport von Pilzen, Baumrinde, Früchten, Samen, Zweigstücken.

Rucksack (Campingbeutel): Erforderlich zum Transport der für die Exkursion benötigten Geräte und Materialien.

Geräte für das Fangen und Sammeln am Wasser

Schleppnetz (Abb. 30/1 a): dreieckiger Eisenrahmen mit 30 cm bis 50 cm Seitenlänge, Hinterrand durchlöchern, Beutel daran befestigen, Zugleinen mit Ringen an den Ecken des Rahmens anbringen. Ist geeignet zum Fangen von Asseln, Muscheln, Schnecken u. a. (Sand in einer Glasschale ausspülen).

Netzsieb (Abb. 30/1 c): aus Messingdraht, zur Herausnahme der mit dem Schleppnetz gefangenen Lebewesen.

Pinzette (Löffelpinzette; Abb. 30/1 b)

Pipette (Abb. 30/1 d).

Glasröhrchen: dienen zur Aufbewahrung und Beobachtung der gefangenen Lebewesen.

Schabnetz (Abb. 30/1 e): wird zum Abschaben des festen Gewässerbodens (z. B. Steine, Baumstämme) benötigt.

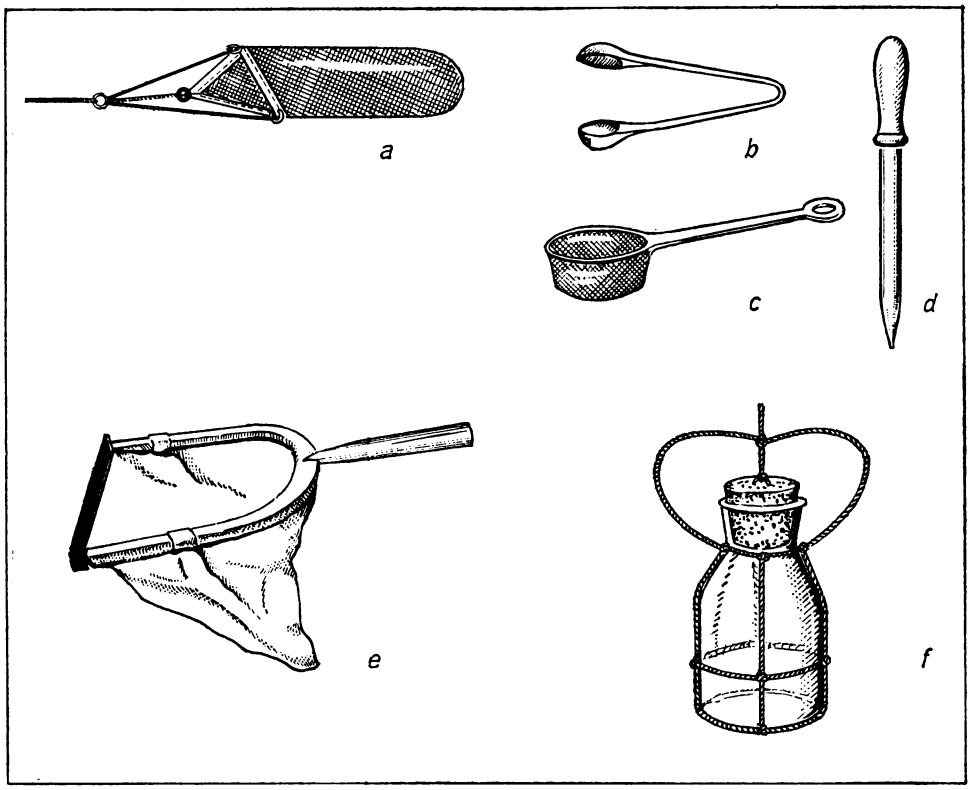


Abb. 30/1 Geräte zum Fangen von Organismen im Wasser. a) Schleppnetz, b Löffelpinzette, c Netzsieb, d Pipette, e Schabnetz, f Wurfflasche)

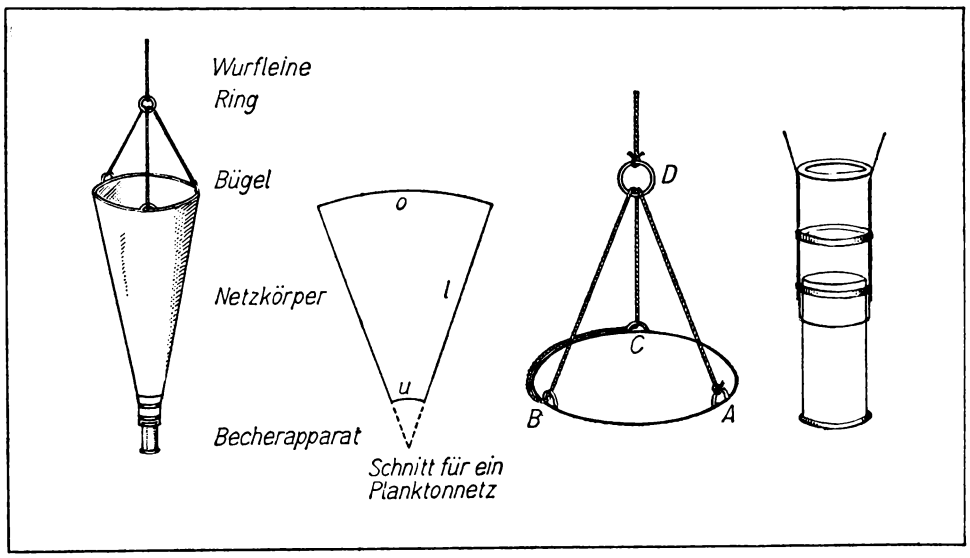


Abb. 30/2 Geräte zum Fangen von Plankton. Links Planktonnetz, Mitte Befestigen des Netzes (A Anfang, D Ende der Schnur), rechts Becherapparat

Planktonnetze (Algennetze; Abb. 30/2): Netzkörper in Form eines spitzen Kegels (Abb. 30/2) aus Leinen oder engmaschiger Gaze herstellen, an der unteren Spitze des Kegels Becherapparat zur Aufnahme der Beutetiere und -pflanzen anbringen, Becherapparat (Abb. 30/2) besteht aus Metalltube, die z. B. aus zwei fest aneinandersitzenden Tablettenröhrchen besteht, unterstes Röhrchen muß herausgedreht werden können. Bajonettverschluß anbringen. Netz oben am Bügel annähen, der von 3 Leinen gehalten wird. Leinen laufen in einem Ring zusammen (Abb. 30/2). Dient zum Fang der Kleinstlebewesen.

Schlammheber: hergestellt aus kleinen Blechbüchsen, mit Bleiplatten beschwert, an Angelschnur befestigt. Wird zum Untersuchen von Schlammproben nach biologischen Objekten benutzt.

Algenhaken, Wurfhaken, Angelschnur: kleinere Algenhaken (Abb. 29/1 f) können aus Draht leicht selbst hergestellt werden; Wurfhaken (Abb. 31/1) evtl. mit Blei beschweren; lange Angelschnur, evtl. zusammensetzbarer Stiel zum Herausziehen von Algen und anderen Wasserpflanzen erforderlich.

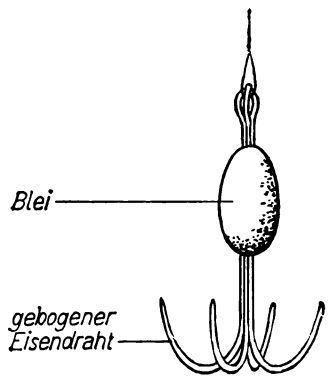


Abb. 31/1 Wurfhaken (Algenhaken)

Wurfflasche (Abb. 30/1 f): verschiedengroße farblose Weithalsflaschen, 200 ml gut geeignet, zum Beschweren am Boden kleine Blei- oder Kupferplatten anbringen. Flasche mit Korkstopfen, der in der Mitte an kurzem Faden hängt, verschießen. Kurzen Faden außerdem mit 2 längeren Fäden seitlich am Flaschenhals anbringen. Stopfen so in den Flaschenhals drücken, daß er die leere Flasche gerade trägt. Flasche an Wurfleine vorsichtig versenken. In gewünschter Tiefe durch kurzes Reißen an der Leine Flasche öffnen. Springen keine Luftbläschen mehr auf, Flasche rasch nach oben ziehen. Die Wurfflasche wird zur Entnahme der Wasserproben aus bestimmten Tiefen benötigt.

Wasserthermometer: Thermometer mit Bleikugeln beschweren und an einem Ende an Faden befestigen, bis zu entsprechenden Tiefe ins Wasser lassen, nach einigen Minuten schnell herausziehen. Ist zur Messung der Wassertemperatur in verschiedenen Tiefen geeignet.

2.1.2.2. Erläuterungen zur Ausrüstung für das Sammeln und Fangen zoologischer Objekte

Es ist im Rahmen dieses Abschnittes nicht möglich, alle Ausrüstungsgegenstände zu beschreiben, die für das Sammeln und Fangen von Tieren in Gebrauch sind. Der Lehrer und Naturfreund kann auf vieles verzichten, was für den Fachzoologen unentbehrlich ist. Als Spezialliteratur werden die Bücher von PIECHOCKI (1961 und 1975) empfohlen.

Geräte. Zu den wichtigsten Geräten des Tiersammlers gehören verschiedenartige Fangnetze. Für Kleinstlebewesen sind Planktonnetze erforderlich. Je nach dem benötigten Material gibt es Netze mit Gaze von verschiedener Maschenweite. Nach den Fangmethoden werden Hand- und Wurfnetze unterschieden.

Für größere Wassertiere (z. B. Asseln, Muscheln, Schnecken, „Würmer") werden Schöpfnetze, Schabnetze (Abb. 30/1 e) und Schleppnetze (Abb. 30/1 a) verwendet. Anders gebaut sind die Insektennetze. Für Gräser oder Stauden bewohnende Arten ist das Schlagnetz unentbehrlich, für Tiere, die im Flug gefangen werden sollen (z. B. Schmetterlinge, Libellen, Haut- und Zweiflügler), werden Schmetterlingsnetze (Abb. 26/1) verwendet. Besonders vorteilhaft für den Transport sind Netze mit zusammenlegbarem Bügel.

Weitere Hilfsmittel zum Fang von Insekten sind Fangschirme (alte Regenschirme sind sehr gut geeignet), Klopfstöcke (z. B. Spazierstöcke), Fang- und Sammeltücher und Siebe. Außerdem werden für das Fangen bestimmter Arten auch Köder und Lichtquellen verwendet.

Da viele Tiere ihre Verstecke erst in der Dunkelheit verlassen und am günstigsten zu dieser Zeit gefangen werden können, wird eine lichtstarke Taschenlampe gebraucht (z. B. Stablampe mit 3 bis 5 Monozellen). Sofern beide Hände für das Fangen von Tieren gebraucht werden, empfiehlt PIECHOCKI (1975) die Benutzung einer Stirnlampe.

Für das Sammeln und Fangen von Tieren auf feuchten Wiesen, in Ufernähe oder in flachen Gewässern sollten Gummistiefel bereitstehen, am besten sogenannte Kanalstiefel mit langen Schäften.

Zum Erbeuten von Vögeln und Säugetieren gibt es viele verschiedene Geräte. Erdbewohnende Säuger werden gefangen, indem man Netze über die Ausgänge ihrer Höhlen spannt und den gesamten Bau mit Wasser vollaufen läßt. Auch das Ausgraben mit Hilfe eines Spatens verspricht gewisse Erfolge (z. B. Hamster, Maulwürfe). Verschiedene Vögel und Säugetiere (keinesfalls aber geschützte Tiere oder jagdbare Tiere während der Schonzeit) können in speziell angefertigten Fallen gefangen werden.

Die im Handel erhältlichen Schlagfallen eignen sich jedoch wenig, weil die Tiere durch sie oft erheblich beschädigt werden. Wir bevorzugen Fallen, in denen die Tiere lebend gefangen werden. Leicht herzustellen sind Topffallen (Abb. 27/1 a). Für den Fang von Mäusen eignen sich vor allem Klappfallen (Abb. 27/1 b). Größere Einweckgläser (2l) oder Blechbüchsen (Abb. 33/1) sind ebenfalls als Fallen geeignet. Als Köder eignen sich je nach Art des zu fangenden Tieres Haferflocken, Sonnenblumen- und Kürbissamen, Fleisch-, Speck- und Fischreste, Käse und Brot.

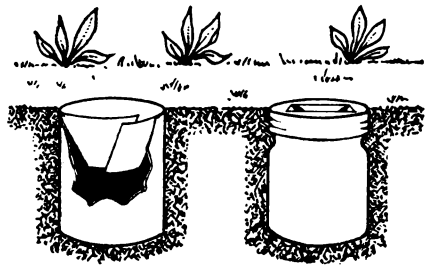


Abb. 33/1 Fanggläser

Für das Fangen von Vögeln (z. B. Haus- oder Feldsperling) läßt sich ein Fangrahmen leicht anfertigen. Für weitere Spezialfallen zum Vogelfang sei auf SCHILDMACHER (1965) verwiesen.

Soll auf Reisen gesammelt und gefangen werden, ist die Mitnahme eines Präparationsbestecks (Abb. 24/1) erforderlich. Ferner sind Stecknadeln, Nähnadeln und Zwirn und eine Injektionsspritze mit mehreren Kanülen mitzunehmen, damit Präparationen sofort vorgenommen werden können.

Chemikalien. Vielfach ist es erforderlich, gefangene Tiere sofort abzutöten. Deshalb müssen auf Sammelexkursionen einige Tötungsmittel mitgeführt werden. Für Insekten sollte Äthyläthanat zur Verfügung stehen, für die meisten übrigen Tiere Trichlormethan oder Äthoxyäthan. Zur Vorkonservierung oder zur vorübergehenden Aufbewahrung sollten Äthanol und Methanal und zum Verdünnen destilliertes Wasser mitgenommen werden.

Gefäße und Behälter. Für das Abtöten von Tieren müssen einige luftdicht verschließbare Gefäße vorhanden sein. Es gibt für Insekten spezielle Tötungsgläser (Abb. 26/1). Geeignet sind für alle Tiergruppen Präparategläser mit eingeschliffenem Knopfdeckel, auch Einweckgläser mit Gummiring und Klammer oder dicht schließende Blechdosen. Blechdosen haben gegenüber Gläsern den Vorteil der geringeren Masse und sind unzerbrechlich. Sehr gut geeignet sind Plastedosen (2 verschiedene Größen, z. B. von Instantkaffee), die durch einen Plasteeinsatz und Schraubdeckel nahezu luftdicht schließen. Außer der Reinigung im warmen Wasser ist nur die Anbringung einer neuen Papiermanschette für die Beschriftung erforderlich.

Auf einer größeren Sammelexkursion sollten daneben einige Zigarrenkisten oder Pappkartons, diverse Schachteln und Röhrchen mitgeführt werden.

Sonstige Materialien. Da viele Tiere unmittelbar nach dem Fangen abgetötet werden, sind Watte, Zellstoff oder ein Stückchen Viskoseschwamm zur Aufnahme der Tötungsflüssigkeit erforderlich. Andere Geräte werden nur gebraucht, wenn die Tiere auf einer mehrtägigen Sammelexkursion gleich bearbeitet werden sollen. Eine weiße Fotoschale oder ein Bogen Zeichenkarton dienen zum Sortieren, Torfplatten, Spannbretter mit Streifen zum Spannen und Insektennadeln zum Präparieren von Insekten. Weitere Materialien sind im Kapitel „Konservieren und Präparieren" (s. S. 150 ff.) ausführlich beschrieben.

2.1.2.3. Erläuterungen zur Ausrüstung für das Sammeln botanischer Objekte

Als wichtigstes Gerät des Pflanzensammlers wurde früher die Botanisiertrommel angesehen. Wesentlich handlicher und zweckmäßiger ist für das Einsammeln von Pflanzen oder deren Teilen die Ledertasche. Jede beliebige Aktentasche, die möglichst mit einem Lederriemen zum Umhängen versehen sein sollte, ist hierfür geeignet. Vielfach wird auch die Sammelmappe verwendet. Sie läßt sich aus zwei festen Aktendeckeln oder zwei Hartfaser- bzw. Sperrholzplatten und dünnen Lederriemen, festem Wäscheband und zahlreichen Bogen Zeitungspapier leicht selbst herstellen (Abb. 34/1). Ein alter Briefordner, aus dem der Drahtbügel entfernt wurde,

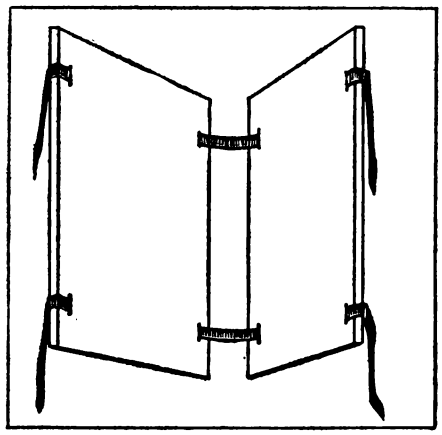


Abb. 34/1 Sammelmappe

und dazu einige Weckgummiringe leisten etwa die gleichen Dienste. Der Briefordner kann leicht so hergerichtet werden, daß er direkt umgehängt werden kann. Günstiger ist es, die Mappe in einem Rucksack unterzubringen. Für das Sammeln von Pilzen sind Spankörbe besonders geeignet. Für Flechten und Moose, für bestimmte Früchte, Samen, Zwiebeln, Knollen, Rhizome usw. sollten stets einige Pappkartons oder Blechdosen bzw. Plastebehälter bereitgehalten werden.

Pflanzen, die über längere Zeit im frischen Zustand gehalten werden sollen, werden am besten in Kunststoffbeuteln gesammelt oder in feuchtes Zeitungspapier eingeschlagen. Weiterhin sollte der Pflanzensammler ein Taschenmesser mit sich führen, mit dem nicht nur fingerdicke Zweige ohne Mühe abgeschnitten, sondern auch notfalls Pflanzen ausgegraben werden können. Zweckmäßig sind ein Okuliermesser und eine stabile Gartenhippe mit gebogener Klinge (Abb. 29/1).

Wer jedoch unterirdische Teile von Pflanzen in größerer Menge sammeln will, sollte die Mitnahme eines Pflanzenstechers oder Taschenspatens (Abb. 29/1) nicht scheuen. Je nach dem Zweck werden verschiedene Formen empfohlen. Stehen sie nicht zur Verfügung, leisten ein Kittmesser und eine Pflanzschaufel (Abb. 29/1) die gleichen Dienste. Einige weitere Geräte für spezielle Zwecke sind die Baum- bzw. Gartenschere (Abb. 29/1), die Stangenschere (Abb. 28/1), die Baumsäge (Abb. 28/1)

und die Stangensäge. Sie werden zum Sammeln von Objekten für die Gehölzsammlung gebraucht. Für das Sammeln von Wasserpflanzen sind Wurfhaken (selbst anfertigen) mit einer ausreichend langen Leine (Abb. 31/1) und eine Harke mit langem, evtl. zusammensetzbarem Stiel erforderlich.

2.1.2.4. Erläuterungen zur Ausrüstung für das Sammeln von Fossilien

Das wichtigste Werkzeug für das Sammeln von Fossilien ist der Hammer. Da die Gesteine unterschiedliche Größe und Härte aufweisen, sollten je ein Hammer von 200 g und von 400 g bis 500 g zur Verfügung stehen. Mit ihnen wird das Gestein zerschlagen, und die Bruchflächen werden nach Fossilien abgesucht. Die Mitnahme eines Meißels ist ebenfalls empfehlenswert, damit größere Gesteinsbrocken zerkleinert werden können.

Für das Arbeiten in Lockergesteinen sollten noch ein Spaten und eine Schürfhacke mitgenommen werden.

Die Verpackung der Gesteine erfolgt mit Zeitungspapier in entsprechend großen Schachteln oder Kartons, der Transport in einem Rucksack (NESTLER 1960).

2.1.3. Grundsätze und Hinweise für das Sammeln und Fangen

2.1.3.1. Allgemeine Grundsätze und Hinweise

Das Sammeln und Fangen von Naturobjekten hat stets unter gewissenhafter Beachtung des Naturschutzgesetzes zu erfolgen. Der Tier- und Pflanzensammler muß daher die Grundsätze des Naturschutzes beherrschen und im einzelnen genau wissen, welche Pflanzen und Tiere geschützt sind. Es sei auf die Literatur über Landeskultur und Naturschutz verwiesen. Jeder Biologielehrer sollte sie gründlich studieren. Eine enge Zusammenarbeit mit dem Kreisbeauftragten für Naturschutz ist anzuraten. Großes Verantwortungsbewußtsein gegenüber der Natur ist ja überhaupt der leitende Gesichtspunkt, unter den der Lehrer gerade seine Sammeltätigkeit zu stellen hat.

Ausgehend von den Erfordernissen des Biologielehrplanes, der Rahmenprogramme für Arbeitsgemeinschaften und der Pläne für den fakultativen Unterricht, sollte der Lehrer eine Kartei der zu sammelnden Objekte anlegen und diese so ergänzen, daß sie auch als Nachweis- bzw. Inventur-Kartei gelten und immer weiter ergänzt werden kann. Daneben sollte er auch Material berücksichtigen, das sich für die Heimatkunde und für „freie" Arbeitsgemeinschaften eignet.

Für die Mithilfe beim Sammeln und Fangen sollten gewissenhafte Schüler der höheren Klassen hinzugezogen werden. Für sie sind genaue Hinweise und Anleitungen erforderlich. Bei der Beschaffung von Unkräutern und Schädlingen können alle Schüler eingesetzt werden, selbst wenn dadurch ein Vielfaches von dem zusammengetragen wird, was für den Unterricht erforderlich ist.

Eine Fülle von Material läßt sich zusammentragen, wenn mit Fachleuten der angewandten Biologie Verbindung aufgenommen wird (z. B. Genossenschaftsbauern, Fisch- und Teichwirte, Förster und Jäger, Ärzte, Tierärzte, Schlächter, Fleischer).

2.1.3.2. Hinweise für das Sammeln und Fangen zoologischer Objekte

Einige Tiere sollten den Schülern lebend demonstriert und dazu eine Zeitlang gehalten werden. Geeignete Behälter sollten schon vor dem Sammeln oder Fangen hergerichtet sein. Beim Eintragen ist jede unnötige Tierquälerei unbedingt zu vermeiden und darauf zu achten, daß nur solche Tiere in einen Sammelbehälter kommen, die miteinander verträglich sind. Häufig trifft dies nicht einmal für Tiere der gleichen Art zu (z. B. Spinnen, Larven des Ameisenlöwen, Hechte). Sofort nach der Rückkehr erfolgt das Umsetzen der Tiere in die größeren Schaubehälter (weitere Hinweise s. S. 93 ff.). Später werden die Tiere wieder freigelassen oder abgetötet und konserviert oder präpariert.

Die meisten Tiere sind unmittelbar nach dem Fangen abzutöten, werden nach bestimmten Gesichtspunkten sortiert und in die Sammelbehälter übergeführt. Lediglich bei größeren Formen, die nach Möglichkeit unbeschädigt und schmerzlos gefangen werden sollten, erfolgt das Abtöten zu Hause.

Wirbellose

Protozoen. Protozoen leben nahezu an allen Stellen, an denen Wasser vorkommt. Teiche, Tümpel, Gräben und Wasserpfützen sind oft reich an Einzellern, die teils im Wasser schwimmen oder schweben, auf dem Boden kriechen oder an Wasserpflanzen festgeheftet sind. Da die wenigsten Arten mit bloßem Auge erkennbar sind, werden die Pflanzen mit etwas Wasser, auch Bodenschlamm und faulenden Blättern in Gläser oder Dosen übertragen. Zu Hause wird das eingetragene Wasser mit den Pflanzen einzeln in flache Glasschalen oder pneumatische Wannen geschüttet. Nach einigen Stunden bis Tagen werden Wasserproben von der Lichtseite entnommen und unter dem Mikroskop untersucht.

Oft enthalten die Wasserproben Glockentierchen (*Vorticella*) und Trompetentierchen (*Stentor*), mitunter auch die bis zu 5 mm Größe erreichenden *Spirostomum*-Arten, nicht selten Pantoffeltierchen (*Paramaecium*) und verschiedene andere Einzeller. Augentierchen (*Euglena*) treten oft an solchen Stellen massenhaft auf, an denen Jauche in Teiche, Tümpel oder Gräben einfließt.

Um zu gegebener Zeit immer lebende Protozoen zur Verfügung zu haben, werden Gras von feuchten Wiesen, Salatblätter und Wasserpflanzen aus Gräben beschafft, getrocknet und in Kartons oder Gläsern aufbewahrt. Aufgüsse (Infusionen) dieser Trockenobjekte sollten 4 Wochen lang in Abständen von 4 Tagen angesetzt werden, da sich die Einzeller zu unterschiedlichen Zeiten nach dem Ansatz entwickeln.

Schwämme, Polypen und Quallen

Süßwasserschwamm (*Ephydatia fluviatilis*). Süßwasserschwämme kommen in stehenden und langsam fließenden Gewässern (z. B. in Teichen, Seen, Altwässern) an Pfählen, Schilfstengeln, Wurzeln oder anderen im Wasser liegenden Holzteilchen sowie auf Steinen und an Mauern vor und bilden oft einen festen Überzug. Sie werden mit dem Substrat unter Wasser abgeschnitten oder abgeschlagen und in das Sammelgefäß übergeführt. Von größeren Schwämmen können Teile unter Wasser abgetrennt, aber auch mehrere Schwämme unterschiedlicher Entwicklung gesammelt werden. Sie sind möglichst einzeln zu transportieren, weil sonst die Skelettnadeln ineinander geraten können. In den Herbstmonaten sind nicht selten Süßwasserschwämme mit Dauerknopsen zu finden.

Süßwasserpolypen (*Hydra*). Süßwasserpolypen leben in sauberen stehenden und langsam fließenden Gewässern, besonders in Teichen und kleinen Tümpeln, meist an Wasserpflanzen. Sie sind in der Natur nur selten zu sehen. Wir müssen deshalb die Wasserpflanzen (z. B. Wasserpest, Tausendblatt, Hornkraut, Laichkraut) einsammeln, entweder in einen Eimer bringen oder am Fundort in Papier einschlagen. Zu Hause wird das Pflanzenmaterial in einem Aquariengefäß kräftig abgewaschen und das Gefäß ans Fenster ins Sonnenlicht gestellt. Nach einigen Stunden können der Boden und die Wände des Glasbehälters nach Süßwasserpolypen abgesucht werden. Mitunter sind Süßwasserpolypen auch in zoologischen Handlungen erhältlich. Sie lassen sich in einem Aquarium mit Wasserpflanzen längere Zeit bei Fütterung mit Kleinkrebsen (z. B. Daphnien) halten und leicht vermehren.

Ohrenquallen (*Aurelia aurita*). Quallen sind typische Bewohner des Meeres. Sie werden durch den Sturm oft an die Küste getrieben und können dort gesammelt werden. In der Ostsee kommt die etwa handtellergroße Ohrenqualle häufig vor und kann beim Baden oder vom Boot aus mit der Hand gegriffen oder mit einem Fangnetz herausgefischt werden. Zuweilen sind die Tiere auch in den Fischerhäfen der Ostseeküste in großer Anzahl anzutreffen und lassen sich von der Hafenmauer mit einem Kescher hochholen. Sie müssen stets mit Wasser eingetragen werden.

Platt-, Rund- und Ringelwürmer

Strudelwürmer (*Turbellaria*). Strudelwürmer kommen an flachen Stellen in stehenden und langsam fließenden Gewässern besonders unter Steinen und an Blättern vor. Mit einem Skalpell, Taschenmesser oder Plastestreifen werden sie abgeschabt und in das Sammelgefäß übertragen. Dafür eignet sich besonders ein Thermosgefäß gut, damit die Wassertemperatur konstant (möglichst kühl) gehalten werden kann. Strudelwürmer sind mitunter auch in zoologischen Handlungen zu haben, wo sie mit dem Lebendfutter in Aquarien eingeschleppt werden und unter dem Namen „Scheibenwürmer" bekannt sind.

Leberegel (*Fasciolidae*). In den Gallengängen der Rinder kann der Große Leberegel (*Fasciola hepatica*) auftreten. Der Lehrer sollte sich mit dem Leiter eines Schlachthofes oder dem leitenden Tierarzt in Verbindung setzen und Tiere in ausreichender Menge beschaffen. Da sie ihrer Schädlichkeit wegen stark bekämpft werden, dürfte die Beschaffung von Jahr zu Jahr auf mehr Schwierigkeiten stoßen.

Bandwürmer (*Cestodes*). Fischbandwürmer sind mitunter im Darm frischgefangener Fische zu finden, Rinder- oder Schweinefinnenbandwürmer durch Vermittlung von Tierärzten oder Ärzten oder Schlachthofleitern erhältlich, aber heute selten. Gleiches gilt für den Bezug von finnigem Fleisch von Rindern und Schweinen aus einem Schlachthof.

Spulwürmer (*Ascaridae*). Spulwürmer können von Schlachthöfen oder Pferdeschlächtereien bezogen werden. Besonders eignet sich der Pferdespulwurm (*Parascaris equorum*). Leichter zu beschaffen ist jedoch der Schweinespulwurm (*Ascaris lumbricoides suis*), der dem Spulwurm des Menschen (*A. l. hominis*) morphologisch völlig gleichgestaltet ist. Die lebenden Spulwürmer sollten möglichst nur mit Gummihandschuhen berührt (sonst Gefahr einer Infektion mit Wurmeiern), diese anschließend in Methanallösung desinfiziert werden.

Regenwürmer (*Lumbricidae*). Regenwürmer sollten beim Umgraben des Bodens aufgesammelt und in einer Kiste mit feuchter Erde gehalten werden. In Komposthaufen finden wir oft in großer Anzahl den kleineren Mistwurm. Nach starken Regengüssen kommen besonders nachts die großen Tauwürmer aus der Erde. Dann sind sie mit der Taschenlampe auf Rasenflächen oder Gartenbeeten in größerer Anzahl zu finden.

Krebse (*Crustacea*)

Für den Unterricht werden in erster Linie Flußkrebse in größerer Anzahl gebraucht.

Amerikanischer Flußkrebs (*Cambarus affinis*). Der Amerikanische Flußkrebs kommt in nahezu allen langsam fließenden und stehenden Gewässern vor. In den Sommermonaten hält er sich unter Steinen und Baumwurzeln in Ufernähe auf und kann leicht mit der Hand oder einem Kescher gefangen werden.

Der größere Edelkrebs (*Astacus astacus*) ist heute nur in wenigen Gewässern anzutreffen.

Wollhandkrabbe (*Eriocheir sinensis*). In den Nebenflüssen der Elbe und in Wasserlöchern, die auf den Wiesen nach dem Hochwasser zurückbleiben, können Wollhandkrabben mit der Hand, mit dem Kescher, mit einer Harke oder einer Dredsche leicht gefangen werden.

Strandkrabbe (*Carcinus maenas*). Strandkrabben lassen sich in ähnlicher Weise wie Wollhandkrabben in flachen Buchten der Ostsee fangen. Es sollten mehrere Exemplare von beiden Geschlechtern eingetragen werden.

Flohkrebse (*Amphipoda*). Flohkrebse sind weit verbreitet und kommen vorwiegend in Wassernähe oder im Wasser selbst vor. Im angeschwemmten Material des Spülsaumes der Ostseeküste lebt der Strandflohkrebs oder „Strandhüpfer" (*Talitrus saltator*). Ähnlich gebaut ist der Bachflohkrebs (*Gammarus pulex*) oder sein Verwandter (*G. roeselii*), der in Bächen und Flüssen sowie in flachen Uferregionen von Seen unter Steinen, zwischen Wasserpflanzen und auf dem Grunde lebt. Mit der Hand, besser mit dem Kescher oder mit einem kleinen Handsieb (Teesieb), sind die Flohkrebse leicht zu fangen. Sie werden am besten an Ort und Stelle in Sammelgefäßen mit 70%igem Äthanol konserviert.

Wasserflöhe (*Cladocera*). Wasserflöhe treten in kleinen Tümpeln und Teichen zu bestimmten Zeiten massenhaft auf und werden dann mit dem Kescher abgefischt. Als Fischfutter für Aquarienfische sind sie in allen Zoohandlungen meist täglich frisch zu haben.

Hüpferlinge (*Copepoda*). Im Frühjahr findet man statt der Wasserflöhe häufig Hüpferlinge der Gattung *Cyclops* in großer Anzahl.

Landasseln (*Oniscidae*). Landasseln kommen besonders in feuchten Kellern, an feuchten Mauern, unter flachen Steinen, verrottenden Brettern und im Mulm vor und können leicht mit der Hand oder mit einer weichen Pinzette eingesammelt und sofort in 70%iges Äthanol übergeführt, auch längere Zeit lebend gehalten werden. Eine der häufigsten Arten ist die Mauerassel (*Oniscus asellus*). Durch das Auslegen von Kartoffel- oder Möhrenscheiben (mit einem feuchten Scheuertuch überdecken) an Komposthaufen sind sie nach einigen Tagen massenhaft zu erhalten.

Süßwasserasseln (*Aselliade*). Süßwasserasseln leben in Tümpeln und Gräben. Sie werden mit Wasserpflanzen eingetragen oder mit dem Kescher zusammen mit faulenden Pflanzenteilen vom Boden des Gewässers hochgehoben und in einen Behälter mit Wasser geschüttet, zu Hause in flache Glas- oder Plasteschalen (z. B. weiße Fotoschalen) getan und herausgesammelt. Häufigster Vertreter ist die Wasserassel (*Asellus aquaticus*).

Insekten (*Insecta*)

Die Insekten als weitaus artenreichste Tiergruppe bieten dem Sammler eine unerschöpfliche Fülle von Möglichkeiten, Material für eine anschauliche und problemhafte Gestaltung des Unterrichts sowie für eine interessante und lehrreiche Freizeitbeschäftigung zu sammeln oder zu fangen. In erster Linie kommen Tiere in Frage, die als Schädlinge oder Nützlinge wirtschaftlich bedeutungsvoll sind.

Käfer (*Coleoptera*). Käfer kommen von April bis Mai und August bis September am häufigsten vor. Sie können aber praktisch das ganze Jahr hindurch gesammelt werden. Viele Käfer können wir ohne besondere Hilfsmittel mit der Hand aufsammeln. Daneben verspricht das Abschütteln (evtl. mit Klopfstock und Fangschirm) und das Sieben (Insektensieb) größere Erfolge. Käferfallen (eingegrabene Gläser) und „Fanggräben" bieten weitere Möglichkeiten.

Im Wasser lebende Käfer einschließlich ihrer Larven werden vom Ufer oder Boot aus mit dem Kescher gefangen. Sie lassen sich außerdem leicht in großer Anzahl aufsammeln, wenn Teiche abgelassen werden oder Wasserlöcher bzw. Gräben im Sommer allmählich austrocknen.

Von Käfern sollten an erster Stelle Maikäfer (Feldmaikäfer, *Melolontha melolontha* und Waldmaikäfer, *M. hippocastani*) gefangen werden. Durch ihre Größe eignen sie sich gut zum Studium des Körperbaues dieser Tiergruppe. Entwickelte Maikäfer treten im Mai meist nur für kurze Zeit auf. „Maikäferjahre" (1978 – 1982 – 1986 usw.) und Spitzen von Populationswellen sollten genutzt werden, um größere Mengen zu sammeln und sich so einen „Vorrat" für einige Jahre zuzulegen. Auch die Schüler sollten dazu mit herangezogen werden. Von kleineren Laub- und Nadelbäumen (bes. Eichen, Ulmen, Haselnußsträuchern, Roßkastanien, aber auch von Lärchen)

gelingt es leicht, sie abzuschütteln und dann aufzusammeln. Das Abtöten erfolgt mit Äthyläthanat, die Aufbewahrung in 70%igem Äthanol mit etwas Glyzerin oder nach dem Trocknen in einem luftdicht verschließbaren Glas.

Vom Maikäfer sollten auch Eier, Engerlinge (= Larven) und Puppen zur Verfügung stehen. Um zu Eiern zu gelangen, halten wir einige Käfer in einem Glasgefäß mit sehr fein gesiebter Erde, die nach einigen Wochen (nach der Eiablage) noch einmal zu sieben ist. Eier werden durch Hitzeeinwirkung abgetötet und dann trocken aufbewahrt oder sofort in Äthanol übergeführt.

Engerlinge und Puppen finden wir im Herbst oder Frühjahr beim Umgraben des Bodens, in großen Mengen oft auch beim Ausschleudern der Kartoffeln.

Walker (*Pollyphyllo fullo*). Ähnlich wie der Maikäfer ist der etwas größere Walker gebaut, der in trockenen Kiefernwäldern häufig ist und im Juni/Juli fliegt.

Junikäfer (*Amphimallon solstitialis*). Auch der Junikäfer ähnelt dem Maikäfer, ist aber bedeutend kleiner. Er schwärmt nur an wenigen warmen Junitagen. Durch Lichtquellen läßt er sich leicht anlocken und kann dann massenweise mit dem Insektenfangnetz erbeutet und wie der Maikäfer aufbewahrt werden.

Echter Schwimmkäfer (*Dytiscidae*). Von den Echten Schwimmkäfern ist der Gelbrandkäfer (*Dytiscus marginalis*) in Fischaufzuchtteichen mitunter häufig anzutreffen, wo er großen Schaden unter der Fischbrut anrichtet. Wir fangen außer den Käfern auch die räuberisch lebenden Larven und halten sie einige Zeit lebend.

Folgende Käfer sollten möglichst unter Mithilfe der Schüler gesammelt und gefangen werden: Apfelblütenstecher (*Anthonomus pomorum*), Bockkäfer (*Cerambycidae*), z. B. Hausbock (*Hylotrupes bajulus*), Borkenkäfer (*Scolytidae*), Kartoffelkäfer (*Leptinotarsa decemlineata*), Kornkäfer (*Calandra granaria*), Rapsglanzkäfer (*Meligethes aeneus*), Rosenkäfer (*Cetonia aurata*), Rübenderbrüßler (*Bothynoderes punctiventris*).

Schmetterlinge (*Lepidoptera*). Am günstigsten sind auf Blüten oder Blättern sitzende Falter mit dem Schmetterlingsnetz zu erbeuten. Dabei wird mit dem Netz von der Seite her geschlagen und eine weitere fast kreisförmige Bewegung aus dem Handgelenk ausgeführt, wodurch das Beutelende umgeschlagen auf dem Netz liegt (PIECHOCKI). Am Boden oder auf Steinen sitzende Falter werden mit dem Netz bedeckt, dessen Beutelende dann mit der Hand hochgehoben wird.

Zum Töten führen wir das geöffnete Tötungsglas in das Netz ein und bewegen es mit der Öffnung gegen den Falter. Sobald dieser im Glas ist, kann die Öffnung mit den Fingern zugedeckt, dann das Glas herausgenommen und mit einem Korken verschlossen werden. Wir sollten jedoch nicht mehr als drei Schmetterlinge gleichzeitig abtöten.

Weitere Möglichkeiten (bes. bei Nachtfaltern) sind der Fang mit Hilfe von Ködern und Lichtquellen. Lohnend ist es auch, Raupen und Puppen einzusammeln und weiter zu halten, weil wir auf diese Weise völlig unbeschädigte Falter erhalten. Ausführliche Hinweise geben KOCH, A. (1924), KOCH, M. (1955, 1956 u. 1957), LEHMANN (1954). Von den Schädlingen sollten zwei oder drei Arten als Arbeitsmaterial in größerer Menge vorhanden sein.

Kohlweißling (*Pieris brassicae* und *Pieris rapae*). Weißlinge können von Mai bis Juni und von August bis September (der Kohlweißling tritt bei uns in zwei Gene-

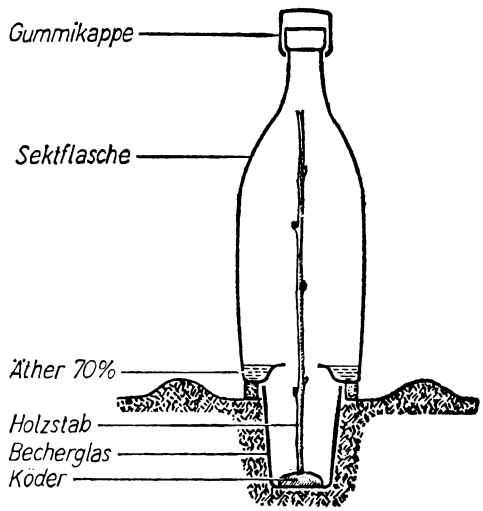
rationen auf) in Gärten und auf Kohlfeldern leicht erbeutet werden, da sie oft in Massen auftreten.

Kiefernspinner (*Dendrolimus pini*). Kiefernspinner sind im Juli an Kiefernstämmen zu finden. Tagsüber sitzen sie in dachförmiger Flügelhaltung und sind durch ihre weißgrau und rotbraun gezeichneten Flügel oft schwer von der Borke zu unterscheiden.

Nonne (*Lymantria monacha*). An Fichtenstämmen finden wir zur gleichen Zeit oft massenweise die Nonne, die ebenfalls nur in den Nachtstunden fliegt.

Von anderen häufigen Schmetterlingen sollten jeweils einige Exemplare vorhanden sein. Raupen und Eier sollten wir in größerer Anzahl vom Kohlweißling sammeln und in Äthanol konservieren. Einige andere häufig vorkommende Raupen werden mit ihren Nahrungspflanzen eingetragen und eine Zeitlang in der Biologischen Ecke ausgestellt oder unmittelbar im Unterricht verwendet.

Zweiflügler (*Diptera*). Zahlreiche Zweiflügler können wir am einfachsten in einem Glasgefäß mit verdünntem Fruchtsaft fangen. Gut geeignet ist eine Weinflasche mit einer Vertiefung im Boden, in die mit einem Hammer und einem langen Nagel ein Loch eingeschlagen wird (Schutzbrille aufsetzen). Den Flaschenhals ver-



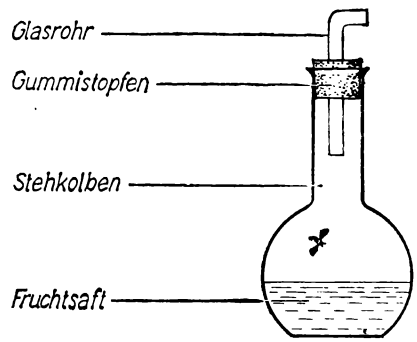


Abb. 41/1 Insektenfallen

schließen wir mit einem Stopfen oder einer Gummikappe, hängen die Flasche mit dem Hals nach unten auf und füllen verdünnten Fruchtsaft ein. Ebenfalls leicht selbst herzustellende Insektenfallen zeigen die Abbildungen 41/1.

Stubenfliege (*Musca*). Stubenfliegen sind überall häufig und in den Sommermonaten in den oben angegebenen Fallen massenweise zu fangen. Einzelne Fliegen können auch an Fensterscheiben mit der Hand ergriffen werden.

Schmeißfliegen (*Calliphoridae*). Schmeißfliegen lassen infolge ihrer Größe verschiedene Einzelheiten besser erkennen. Sie sind leicht durch ein Stück altes Fleisch

oder durch ein totes Tier (z. B. Sperling, Maus) anzulocken (Netz oder Falle benutzen).

Schwebfliegen (*Syrphidae*). Schwebfliegen kann man vom zeitigen Frühjahr bis zum Spätherbst auf verschiedenen Blüten mit dem Insektennetz fangen.

Stechmücken (*Culicidae*). Stechmücken überwintern zum Teil in feuchten Kellerräumen und sitzen nicht selten in großer Anzahl an den Decken. Sie sind leicht zu erhalten, wenn wir mit der Öffnung des Tötungsglases, in dem sich reichlich Äthyläthanat auf Zellstoff befindet, an der Kellerdecke entlangfahren. Im Sommer kann man an schwülen Abenden die schwärmenden Männchen mit dem Insektennetz erbeuten. Larven und Puppen der Stechmücken fischen wir in den Sommermonaten mit einem Netz aus Wassertonnen oder schöpfen das Wasser mit einem Eimer heraus und gießen es durch ein weißes Tuch. Die Larven und Puppen werden mit einer „weichen" Pinzette oder einer Impffeder aufgenommen und in 70%iges Äthanol übergeführt.

Hautflügler (*Hymenoptera*)

Honigbiene (*Apis mellifera*). Wir beschaffen uns zahlreiche Exemplare von Arbeiterinnen und Drohnen sowie möglichst alle Entwicklungsstadien. Dazu nehmen wir Verbindung mit einem Imker auf. Das Fangen von blütenbesuchenden Honigbienen mit Insektennetz sollte nach Möglichkeit nur als Notlösung betrachtet werden.

Wespen (*Vespa*). Für Vergleichsstudien werden auch Wespen wie Zweiflügler in größerer Anzahl gefangen, außerdem einige Hummeln (*Bombus*).

Schlupfwespen (*Ichneumonidae*). Schlupfwespen erhalten wir am besten durch die Zucht von Kohlweißlingsraupen, da die meisten von ihnen infiziert sind. Es können auch die an toten Raupen befindlichen kleinen gelben Kokons eingesammelt und in ein Glas gelegt werden, das mit einem Leinentuch oder engmaschiger Gaze verschlossen ist. Nach dem Ausschlüpfen schieben wir vorsichtig einen mit Äthyläthanat getränkten Wattebausch in das Glas und verschließen es mit einem Deckel.

Blattläuse (*Aphidina*). Blattläuse kommen an den Blättern unserer Obstbäume zum Teil massenhaft vor (Pfirsich, Pflaume, Sauer-Kirsche). Sie werden mit den befallenen Blättern, an denen sich zumeist verschiedene Entwicklungsstadien befinden, in 70%iges Äthanol gelegt. Blattläuse, die sich an Baumstämmen oder Zweigen befinden, können auch mit einem zuvor in Äthanol befeuchteten Pinsel in das Aufbewahrungsgefäß übertragen werden.

Heuschrecken (*Saltatoria*). Heuschrecken sind im Sommer auf Wiesen häufig. Sie können mit der Hand oder mit einem Kescher gefangen werden.

Maulwurfsgrillen (*Gryllotalpidae*). Maulwurfsgrillen leben in langen Erdgängen in feuchtem Gelände in der Nähe des Wassers. Sie fliegen im Juni und Juli abends dicht über dem Boden. Beim Umgraben des Bodens können sie gesammelt oder in Gläsern gefangen werden, die wir in den Boden eingraben.

Ohrwürmer (*Dermaptera*). Ohrwürmer sind im Sommer und Herbst in Rindenritzen, in Früchten, zwischen den Hüllblättern von Maiskolben und in Blüten zu finden. Die Blumenblätter einiger Dahliensorten werden bevorzugt angefressen.

Die Tiere werden mit einer Pinzette eingesammelt, abgetötet und am besten in 75%igem Äthanol aufbewahrt.

Spinnentiere (*Arachnida*)

Spinnen kommen in Winkeln der Häuser (Keller, Böden), in Ställen, Scheunen, Gartenlauben, im Gebüsch, zwischen Ästen und Zweigen, auf Heide- und Sandboden sowie zwischen Moos und Gestrüpp vor. Da sie weich sind und leicht beschädigt werden, sollte man sie durch Überstülpen eines Fangglases oder einer Schachtel bzw. Dose erbeuten. Viele Spinnen sind unverträglich und müssen daher einzeln in Gläsern oder Dosen eingefangen werden, sofern das Abtöten nicht sofort an Ort und Stelle erfolgt. Für den Unterricht sollte die Gartenkreuzspinne (*Araneus diadematus*) gefangen werden. Dabei halten wir das geöffnete Tötungsglas oder das für die spätere Aufbewahrung vorgesehene Präparateglas mit 80%igem Äthanol unter das Tier und stoßen es mit der Pinzette hinein oder schließen den Deckel des Gefäßes, das unter die Kreuzspinne gehalten wird. Mehrere Körperteile werden für mikroskopische Untersuchungen gebraucht, z. B. Mundwerkzeuge, Extremitäten, Spinnwarzen.

Landschnecken

Gehäuseschnecken kommen vorwiegend auf kalkhaltigem oder lehmigem Boden vor (schattige Stellen, Hänge, Grabenränder, Felswände und alte Mauern sind häufige Fundplätze). Die günstigste Jahreszeit zum Schneckensammeln ist der Frühling; besonders erfolgversprechend ist das Sammeln nach warmen Regengüssen.

Weinbergschnecke (*Helix pomatia*). Die Weinbergschnecke steht vom 1. 3. bis 31. 7. unter Naturschutz. Außerhalb dieser Zeit sollten ein Klassensatz von Schnecken und von einzelnen Gehäusen gesammelt werden. Für die Ausstellung in der Biologischen Ecke sammeln wir Gehäuse verschiedener einheimischer Arten, für Vergleichszwecke auch einige Nacktschnecken (z. B. Wegschnecken).

Hainschnirkelschnecke (*Cepaea nemoralis*). Die Bänderschnecken sind wegen des Variantenreichtums in der Farbgebung der Gehäuse interessant. Deshalb werden sie vor allem gesammelt.

Viele Kleinschnecken erhält man durch Abstreifen von Kräutern und Gräsern mit dem Insektennetz, andere wiederum durch Sieben von Laub und Mulm durch ein Käfersieb oder durch Abklopfen von Sträuchern über einem ausgespannten Schirm.

Wasserschnecken

Wasserschnecken sind fast überall an den Ufern der Flüsse, Teiche, Gräben und Seen zu finden, oft an Wasserpflanzen, Pfählen oder im Wasser liegenden Steinen. Leere Gehäuse von Posthornschnecken (*Planorbarius corneus*), Großen Schlammschnecken (*Lymnaea stagnalis*), Sumpfschlammschnecken (*Galba palustris*) und Sumpfdeckelschnecken (*Viviparus contectus*) sowie vielen Kleinschnecken sind am Ufersaum der Seen zu finden.

Muscheln (*Bivalvia*)

Süßwassermuscheln leben auf dem Grund der Seen und Teiche. In den Sommermonaten können sie beim Baden mit dem Fuße gefühlt und dann herausgeholt werden. Auch vom Boot aus sind sie mit Hilfe eines Keschers oder einer langzähnigen Harke leicht zu erlangen. Sie lassen sich längere Zeit am Leben halten, wenn sie feucht in einem Beutel oder in einem größeren Behälter zwischen feuchten Tüchern transportiert werden.

Schalen von Süßwassermuscheln sind am Ufer der Gewässer zu finden.

Flußmuscheln (*Unio spec.*) und **Teichmuscheln** (*Anodonta cynea*). Für Unterrichtszwecke sollten Schalen und fixierte Fluß- und Teichmuscheln, von denen je eine Schalenhälfte entfernt wurde, zur Verfügung stehen. Einige Muscheln sollten einige Zeit lebend in Aquarien gehalten werden. Dreiecksmuscheln (*Dreissena polymorpha*) kommen häufig an Holzpfählen vor, die im Wasser stehen.

Süßwassermuscheln (auch Wasserschnecken) sind in großer Anzahl leicht zu erhalten, wenn im Herbst die Fischteiche abgelassen werden. Sie brauchen dann praktisch nur noch vom Boden des Teiches aufgesammelt zu werden. Für das Betreten des feuchten und schlammigen Teichbodens sind Gummistiefel (am besten Kanalstiefel) erforderlich.

Am Spülsaum der Ostseeküste sind die Schalen der Herzmuschel (*Cardiidea*), der Baltischen Plattmuschel (*Macoma balthica*), der Miesmuschel (*Mytilus edulis*), der Kleinen Pfeffermuschel (*Abra alba*), der Auster (*Ostrea edulis*) und der Sandklaffmuschel (*Mya arenaria*) zu finden. Zahlreiche Hinweise für das Sammeln und Fangen von Weichtieren gibt JAECKEL (1953), von wirbellosen Tieren PIECHOCKI (1975).

Wirbeltiere (*Vertebrata*)

Während bei den wirbellosen Tieren in erster Linie Tiere gefangen werden sollten, die als Arbeitsmaterial verwendet werden können, ist dies bei den Wirbeltieren nur in ganz geringem Umfang möglich. Sofern Wirbeltiere für Sektionsübungen gebraucht werden, müssen sie käuflich erworben oder selbst gezüchtet werden. Dagegen können einzelne Exemplare aus allen Wirbeltierklassen gefangen werden. Besonderes Augenmerk sollte auch den Tätigkeitsprodukten (z. B. Fraß- und Hackspuren, Gewölle) der Wirbeltiere gelten.

Fische (*Pisces*). Fische sollten in erster Linie gefangen werden, um sie den Schülern eine Zeitlang lebend in Aquarien vorzuführen. Geeignet dafür sind vor allem die kleinen Arten unserer heimischen Fauna, die keinerlei wirtschaftliche Bedeutung haben, wie beispielsweise

Dreistachliger Stichling (*Gasterosteus aculeatus*),
Zwergstichling (*Pungitius pungitius*),
Elritze (*Phoxinus phoxinus*),
Bitterling (*Rhodeus sericeus*),
Moderlieschen (*Leucaspius delineatus*),
Ukelei (*Alburnus alburnus*),
Schmerle (*Neomacheilus barbatulus*),
Schlammpeitzger (*Misgurnus fossilis*),
Steinbeißer (*Cobitis taenia*).

Von einigen Nutzfischen können die Jugendformen ebenfalls einige Wochen oder sogar Monate gehalten werden (z. B. Hecht, Flußbarsch, Karpfen, Schleie). Das

Fangen erfolgt mit dem Kescher oder der Senke vom Lande oder vom Boot aus. Für Sektionsübungen werden wir billige Weißfische von einem Fischer, einem Sportangler oder in einer Fischhandlung kaufen. Es werden Schuppen, Flossen, Schwimmblasen und Kiemen der Fische benötigt.

Lurche (*Amphibia*). Die günstigste Jahreszeit zum Fangen der Lurche ist das Frühjahr, weil dann auch die terrestrisch lebenden Molche und Kröten im Wasser anzutreffen sind. In den Sommermonaten eignen sich die frühen Morgenstunden oder die späten Abendstunden zum Fangen, wenn die tagsüber versteckt lebenden Tiere auf Nahrungssuche gehen. Aussicht auf gute Fangergebnisse bestehen am Tage nur nach einem warmen Gewitterregen. Als Sammelbehälter sind Fischkannen gut geeignet, außerdem Weißblech- und Aluminiumdosen mit Löchern, jedoch dürfen keine scharfen Kanten nach innen ragen.

Frösche werden am besten abends vom Wasser aus mit einem Kescher gefangen, wenn ein Boot zur Verfügung steht. Sie springen oder schwimmen in der Regel nicht fort, wenn sie vom Lichtkegel einer starken Taschenlampe getroffen werden.

Verschiedene heimische Lurche werden eine Zeitlang lebend in Aquarien bzw. feuchten Terrarien gehalten und später im Fanggebiet wieder ausgesetzt. Besteht diese Möglichkeit nicht, werden die Tiere lediglich in den Klassen vorgeführt und danach freigelassen (Naturschutzgesetz beachten!). Vom Wasserfrosch und von der Erdkröte werden im April Laich eingesammelt, im Mai und Juni Kaulquappen in verschiedenen Entwicklungsstadien (Fang mit dem Kescher). Frösche, Kröten, Molche und Salamander können mit der Hand ergriffen werden (Vorsicht wegen Reizstoffen; Hände sorgfältig waschen, nicht zuvor Augen, Mund und Nase berühren).

Kriechtiere (*Reptilia*). Für Kriechtiere gilt das bei den Lurchen Gesagte in gleicher Weise (Naturschutzgesetz beachten!). Eidechsen sind an Bahndämmen, auf trockenen Hügeln und auf Ödland häufig anzutreffen. Wir können sie leicht fangen, indem wir den Körper des Tieres schnell mit der Hand bedecken und dann vorsichtig umgreifen. Sie dürfen nicht am Schwanz festgehalten werden, weil dieser leicht abbricht (Autotomie). Die günstigste Tageszeit sind die Morgenstunden, wenn die Tiere in der Sonne auf Steinen sitzen und sich „aufwärmen". Der Transport lebender Reptilien erfolgt in Leinenbeuteln. In Blechdosen verenden die Tiere sehr schnell, weil diese sich in der Sonne zu stark erwärmen.

Vögel (*Aves*). Auf spezielle Anleitungen zum Fangen von Vögeln kann an dieser Stelle nicht eingegangen werden, zumal die meisten Vogelarten unter Naturschutz stehen. Für die Anfertigung von Ganzpräparaten, gespannten Flügeln und für Federsammlungen beschränkt sich der Fang auf Sperlinge und Krähen. Sperlinge können gefangen werden, indem sie mit Futter unter einen mit feinmaschigem Netz, dünnem Maschendraht oder Gaze bespannten und mit einem Vierkantholz schräg aufgestellten Rahmen gelockt werden, von dem aus eine Schnur zu einem Versteck führt. Außerdem sollten verschiedene Tätigkeitsprodukte von Vögeln, wie Rupfungen, Gewölle, Nester und Hausgeflügeleier zusammengetragen werden. Ausführliche Hinweise findet der Leser bei PIECHOCKI (1961) und SCHILDMACHER (1965).

Säugetiere (*Mammalia*). Der Fang der Säugetiere beschränkt sich für den Schulgebrauch auf die schädlichen Kleinsäuger. Abzulehnen ist dabei für unsere Zwecke

die Anwendung von Giften. Hamster und Maulwürfe werden ausgegraben. Maulwürfe richten in Gärten und auf Wiesen oft großen Schaden an, so daß bei massenhaftem Auftreten eine Dezimierung geraten erscheint. Sie sind einfach zu erbeuten, indem gewartet wird, bis sie die Erde aufwerfen, dann wird schnell mit dem Spaten zugestoßen und die Erde mit dem Maulwurf ausgehoben. Steht genügend Wasser zur Verfügung, verspricht auch das Auswässern gewisse Erfolge. Alle Eingänge müssen dabei mit Fangnetzen überspannt werden. Das Fangen von Mäusen, Wühlmäusen und Ratten geschieht zweckmäßig mit Fallen, in denen die Tiere lebend gefangen werden (s. S. 32). Sofern von den Tieren Knochenpräparate hergestellt werden sollen, sind solche Schlagfallen zu vermeiden, bei denen der federgespannte Bügel beim Zuschlagen den Schädel oder die Wirbelsäule des Tieres zertrümmert.

Die genannten Tiere lassen sich einige Zeit lebend halten. Schwierig ist die Haltung des Maulwurfs wegen der Einseitigkeit der Nahrung (Regenwürmer) und der täglichen, im Verhältnis zur Körpermasse großen Nahrungsmenge.

Sofern Säugetiere von Schülern präpariert werden sollen, dürfen sie keinesfalls aus Wildfängen stammen, da sonst leicht Krankheiten übertragen werden können. Deshalb sind für diese Zwecke gedachte Kleinsäuger stets von einem Züchter zu kaufen.

2.1.3.3. Hinweise für das Sammeln botanischer Objekte

Pflanzen, die als Arbeitsmaterial unmittelbar verwendet oder im lebenden Zustand ausgestellt werden sollen, sind möglichst erst kurze Zeit vorher zu sammeln. Sie werden ausgegraben oder mit einem Messer abgeschnitten und gleich zum Frischhalten in feuchtes Zeitungspapier eingeschlagen. In der Schule müssen sie noch einmal angeschnitten und sofort ins Wasser gestellt werden.

Beim Sammeln von Pflanzen für das Herbar ist auf Vollständigkeit der Exemplare besonders zu achten. Außer der Sproßachse mit Blättern sollten möglichst Wurzeln, Blüten und Früchte vorhanden sein, bei bestimmten Arten auch Rhizome, Zwiebeln, Knollen und Ausläufer. Die Pflanzen werden deshalb nicht abgebrochen oder herausgerissen, sondern mit dem Pflanzenstecher, einer Schaufel oder einem kräftigen Messer herausgehoben. An den Wurzeln haftende Erdteilchen werden abgewaschen oder abgeklopft.

Bei Pflanzen mit getrennt-geschlechtlichen Blüten ist darauf zu achten, daß männliche und weibliche Blüten an der zu herbarisierenden Pflanze vorhanden sind. Bei manchen Pflanzen müssen mehrere Exemplare der gleichen Art gesammelt werden. Das gilt beispielsweise für zweihäusige Pflanzen (z. B. Große Brennessel, Weiße Lichtnelke), für Pflanzen, bei denen fertile und sterile Teile zu verschiedenen Zeiten wachsen (z. B. Acker-Schachtelhalm, Huflattich), deren Habitus in Abhängigkeit vom Standort große Abweichungen zeigt (z. B. Herbstlöwenzahn, Kuhblume, Wegerich-Arten) und für kleinere Arten (z. B. Frühlings-Hungerblümchen), damit sie den Herbarbogen bedecken.

Einige Pflanzen sollten vor dem Ausheben an ihrem Standort fotografiert werden, damit später das Foto dem Herbarbogen beigefügt werden kann. Auch Aufzeichnungen über den Standort sind von Wert.

Grundsätzlich sollten keine vom Regen oder Tau nassen Pflanzen gesammelt werden. (Eine Ausnahme machen lediglich die Flechten, die Laub- und Lebermoose.) Das Trocknen erfordert sonst längere Zeit, es ist viel Papier für die Zwischenlagen erforderlich, und die Objekte werden leicht schwarz. Die frühen Morgenstunden sind deshalb für das Einsammeln von Pflanzen wenig geeignet. In den Sommermonaten sind auch die Mittagsstunden an heißen Tagen ungünstig, weil sich die welken Blätter und Blüten schlecht auf den Einlagebögen ausbreiten lassen.

Zarte Pflanzen, besonders solche, deren Blüten sehr leicht welken, müssen sofort in die Sammelmappe eingelegt werden. Große Exemplare sind dabei zu knicken oder besser noch ein- oder mehrfach zu teilen.

Plankton

Plankton kann man mit einem entsprechenden Netz in nahezu allen Gewässern und während des ganzen Jahres erhalten. In den Monaten Januar bis März ist es meist artenarm. In den Sommermonaten überwiegen die pflanzlichen, in den Herbstmonaten die tierischen Plankton-Organismen. Für Diatomeen ist das Frühjahr die geeignetste Sammelzeit. Am günstigsten erfolgt das Einsammeln vom Boot aus. Günstige Standorte sind auch Stege, Brücken und Ufermauern. Anderenfalls erfolgt der „Fang" mit einem Wurfnetz an einer 10 m bis 20 m langen Schnur. Zum Eintragen sind Präparategläser mit eingeschliffenem Knopfdeckel gut geeignet, in die wir vorher einige Tropfen Methanallösung als Konservierungsmittel geben.

Algen

Algen können im Meere und im Süßwasser in den Sommermonaten leicht vom Boot oder vom Ufer aus gesammelt werden. Meeresalgen sind nach stürmischen Tagen oft massenweise am Spülsaum der Küste zu finden, oft noch mit ihren Haftscheiben an Steinen befestigt. Von den Braunalgen kommen Blasentang (*Fucus vesiculosus*) und Sägetang (*Fucus serratus*) in Betracht. In stillen Buchten der Ostsee und in Häfen sind häufig der Meersalat (*Ulva lactuca*), der Darmtang (*Enteromorpha spec.*) und an Steinen und Holzwerk der Uferregion besonders im Frühling und Sommer die Kraushaaralge (*Ulothrix*), die auch an Brunnenwänden und in Bächen vorkommt. In vielen Gewässern des Binnenlandes können die Schraubenalgen (*Spirogyra*), die Schlauchalgen (*Chlorosiphonalis*), die Flußalgen (*Cladophora*) und Vertreter der Armleuchtergewächse (*Characeae*) gesammelt werden. Sofern man sie gleich in feuchtes Papier einschlägt oder in Plastebeuteln bzw. Gefäßen mit Wasser transportiert, lassen sie sich in pneumatischen Wannen längere Zeit lebend halten.

Pilze

Pilze treten uns in den verschiedensten Ausbildungsformen entgegen und können vom Frühjahr bis zum Herbst gesammelt werden. Ende Juni sammeln wir Roggenähren mit dem Mutterkornpilz (*Claviceps purpurea*), trocknen sie und bewahren sie in Schachteln oder einzeln in größeren Tablettenröhrchen auf (beachten: Mutterkornpilz ist giftig!).

Von der Moniliakrankheit befallene Früchte des Kern- und Steinobstes können wir vom Spätsommer bis zum Herbst sammeln. Die Krankheitserreger sind Schimmel-

pilze der Gattung *Sclerotinia*. Die kranken Früchte werden in Gläsern ausgestellt, nachdem sie zuvor in Methanallösung konserviert wurden. Die Hutpilze (*Hymenophyllaceae*) sollten hauptsächlich in den Monaten September und Oktober in Spankörben gesammelt und als Frischmaterial ausgestellt werden. Wir sammeln verschiedene Entwicklungsstadien, häufige eßbare und giftige Pilze, Lamellen- und Röhrenpilze. Von den Rostpilzen (*Uredineae*) sind einige Arten mit ihren Wirtspflanzen (z. B. Getreideschwarzrost – *Puccinia graminis*, auf Getreide und Berberitze, Erbsenrost – *Uromyces pisi*, auf der Erbse und der Zypressenwolfsmilch) und von den Brandpilzen (*Ustilia-inaceae*) der Flugbrand der Gerste (*Ustilago hordei*) und der Maisbeulenbrand (*Ustilago zeae*) auf jungen Maiskolben zum Sammeln geeignet.

Flechten (*Lichenes*)

Flechten für das Herbar sind in feuchtem Zustand einzusammeln und bei schwachem Druck zu pressen. Verschiedene Flechten sollten mit ihren „Unterlagen" (z. B. Baumrinde, Bretter, Steine, Sandboden) eingetragen und in Schachteln oder Büchsen aufbewahrt werden.

Die Rentierflechte (*Cladonia rangiferina*) ist allgemein verbreitet und findet sich besonders auf trockenem Wald- oder Heideboden. Die Wand- oder Schüsselflechte (*Xanthoria parietina*) kommt an Baumstämmen, Bretterwänden und auf Steinen häufig vor. Das gleiche gilt für die Rindenflechte (*Parmelia physodes*). Die Bartflechte (*Usnea barbarta*) wächst in Form langer, herabhängender Strähnen an den Ästen alter Gebirgsbäume.

Moose (*Bryophyta*)

Moose kommen vor allem an feuchten und schattigen Standorten vor. Sie sind in Wäldern, Schluchten, in der Verlandungszone der Seen und in Mooren zu finden. Nur wenige Arten wachsen auch an extrem trockenen Stellen, z. B. auf Dächern und Felsen.

Für das Herbar sind Moose in feuchtem Zustand zu verschiedenen Jahreszeiten mit Antheridien und Archegonien und mit Sporenkapseln zu sammeln und gleich zu pressen.

Von den Lebermoosen (*Hepaticae*) sollte das Brunnenlebermoos (*Marchantia polymorpha*) in größerer Menge vorhanden sein; es ist an feuchten Mauern zu finden. Einige Exemplare mit Antheridien bzw. Archegonien und mit Brutbechern werden unter ganz leichtem Druck gepreßt und nach dem Trocknen auf einen Herbarbogen geklebt, die Mehrzahl in 70%igem Äthanol konserviert.

Von den Laubmoosen (*Bryopsida*) sind das Frauenhaarmoos oder Gemeine Widertonmoos, auch Gewöhnliches Bürstenmoos (*Polytrichum commune*) zu sammeln, an dem die Quellungsbewegungen der Blättchen und damit die Bedeutung der Moose für den Wasserhaushalt des Waldes sehr gut gezeigt werden können. Es kommt an feuchten Stellen im Walde oder an Ufern von verlandenden Seen häufig vor.

Auch das Torfmoos (*Sphagnum*), das oft an den gleichen Standorten wie das Frauenhaarmoos wächst, sollte in größerer Menge zur Verfügung stehen, um das Wasserspeichervermögen zu demonstrieren. Ebenfalls eignen sich hierfür die getrockneten ziemlich festen Polster des Weißmooses bzw. Weißgrünen Polstermooses (*Leuco-*

bryum glaucum), das trockene und nährstoffarme Böden besiedelt und an lichten Stellen in Kiefernwäldern häufig anzutreffen ist. Die Moospolster müssen restlos wasserfrei sein, bevor sie zur Aufbewahrung in Kartons übertragen werden.

Farne (*Filicinae*)

Farne kommen zumeist an schattigen feuchten Stellen in unseren Wäldern häufig vor. Für das Herbar sammeln wir die Blätter (Farnwedel) verschiedener Arten mit unterschiedlich entwickelten Sori, für mikroskopische Untersuchungen Blätter des Wurmfarns (*Dryopteris filix mas*) mit Sori und Vorkeime mit Antheridien und Archegonien und bewahren sie in 70%igem Äthanol oder in 4%igem Methanal auf. Vorkeime sind am leichtesten in Gewächshäusern auf Blumentöpfen, an feuchten Wänden und ähnlichen Stellen zu finden.

In trockenen Wäldern bildet der Adlerfarn (*Pteridium aquilinum*) dichte Bestände, auf Geröllhalden, an Felswänden und Mauern finden wir den Tüpfelfarn (*Polypodium vulgare*), im Schilfgürtel von Altwassern den Schwimmfarn (*Salvinia natans*).

Schachtelhalmgewächse (*Equisetaceae*)

An kalkarmen Stellen auf Äckern, Wiesen und an Wegrändern wächst der Acker-Schachtelhalm (*Equisetum arvense*). Seine Frühjahrstriebe mit den Sporangien erscheinen bereits im April. Sie werden vor der Reife gesammelt und in einer Glasschale getrocknet. Dabei fallen massenweise Sporen mit Sporenbändern aus (für mikroskopische Beobachtung – hygroskopische Bewegung der Bänder). Für das Herbar Frühjahrs- und Sommertriebe (diese ab Juni) mit unterirdischen Sprossen und Wurzeln sammeln.

Samenpflanzen (*Spermatophyta*)

Blühende Pflanzen sollte der Lehrer während der gesamten Vegetationsperiode sammeln, um sie als Frischmaterial in der Biologischen Ecke auszustellen oder für die Vervollständigung des Herbars zu verwenden. Für die Ausstellung sollten wir einheitliche Gefäße benutzen, sie ausreichend beschriften, die Pflanzen nach 7 bis 14 Tagen durch neue ersetzen, und die Bedeutung dieser zusätzlichen Informationsquelle für die Schüler in bestimmten Zeitabständen überprüfen.

Blätter von Laubbäumen werden am besten in den Monaten Juni bis Juli gesammelt, weil sie dann vollständig ausgebildet sind aber noch wenig Beschädigungen aufweisen. Das Sammeln kann unter verschiedenen Gesichtspunkten erfolgen: Kennenlernen der heimischen Laubbäume und Sträucher, Vergleich der verschiedenen Blattformen und Blattränder, Blätter mit charakteristischen Fraßspuren, verschiedenartiger Nervatur, unterschiedlicher Ausbildung durch die Umweltfaktoren usw.

Früchte und **Samen** werden kurz vor der Reife oder unmittelbar danach in Tüten oder kleinen Schachteln gesammelt, wie Früchte und Samen mit Flugeinrichtungen, Samen mit Hafteinrichtungen, Samen mit bestimmten Vorratsstoffen.

Zapfen von Koniferen können während des ganzen Sommers gesammelt und brauchen in entsprechenden Waldbeständen meist nur vom Erdboden aufgenommen zu werden. Besonders günstig sind die Monate Juni bis August. Wir sammeln bei trocke-

nem Wetter und tragen zum Vergleich die Zapfen verschiedener einheimischer Koniferen ein. Zapfen von Tannen lassen sich nur in unreifem Zustand von gefällten Bäumen sammeln. Kiefernzapfen sollten in großer Anzahl auch für Experimente (Schließbewegungen) zur Verfügung stehen.

Zweige mit Knospen werden im Herbst nach dem Laubfall oder an frostfreien Tagen in den Wintermonaten gesammelt. Baumschere und Stangenschere müssen hierfür benutzt werden. Gesichtspunkte für die Auswahl sind z. B. Unterschiede in der Form, der Größe und der Stellung der Knospen, auch Unterschiede zwischen Blatt- und Blütenknospen bei Obstbäumen (PÜSCHEL 1962).

Blüten, Blütenstände und **Fruchtstände** werden in den Sommermonaten gesammelt und zum Teil mit dem Sproß nach oben zum Trocknen aufgehängt oder gepreßt. Ähren und Rispen von Getreidearten werden während und kurz nach der Blüte geerntet, außerdem einige Wildgräser zum Vergleich. Blüten der Strohblume



Abb. 50/1
Getrocknete Blütenköpfe der Strohblume

werden im August abgeschnitten, mit den Blütenköpfen nach unten zum Trocknen aufgehängt. Sie sind dann unbegrenzt haltbar (Abb. 50/1).

Weitere und ausführliche Angaben sind bei LADWIG (1952), NATHO (1964), WINDELBAND (1966 und 1969) zu finden.

2.1.3.4. Hinweise für das Sammeln von Fossilien

Beim Sammeln von Fossilien wird das Gestein nach dem Zerschlagen abgesucht. Liegt ein Fund vor, sollte auf eine weitere Bearbeitung mit Hammer und Meißel am Fundort verzichtet werden, da das Fossil leicht zerstört werden kann. Nach der Etikettierung sind die Objekte sorgfältig zu verpacken (alte Zeitungen, Pappschachteln), so daß sie nicht aneinander scheuern und an den Ecken durchstoßen können. Die sorgfältige Präparation wird später zu Hause vorgenommen (NESTLER 1960).

2.2. Bestimmen

2.2.1. Verfahren des Bestimmens

Das Ziel einer Bestimmung besteht in der möglichst genauen Feststellung der Zugehörigkeit des betreffenden Objektes zu einer Gruppe. Der Bestimmende gewinnt Wissen über Sachverhalte, die ihm vorher nicht oder nur unsicher bekannt waren. Der ermittelte Name ermöglicht das Nachschlagen in der Fachliteratur oder das Befragen sachkundiger Personen.

In der Biologie und im Biologieunterricht sind vor allem Pflanzen und Tiere zu bestimmen, ist festzustellen, welcher systematischen Gruppe (Sippe) ein Individuum angehört. Bis zu welcher taxonomischen Kategorie (z. B. Klasse, Ordnung, Familie, Gattung, Art oder Unterart) die Bestimmung geführt werden soll, hängt von den gegebenen Möglichkeiten und den jeweiligen Zielen ab.

Als biologische Bestimmungsobjekte kommen zunächst vollständige Individuen in Frage, die möglichst lebend und in natürlicher Umgebung bestimmt werden sollen, denn auch Standort und Habitus der Pflanzen und Lebensraum sowie das Verhalten von Tieren können kennzeichnende Merkmale bieten. Unbedingte Voraussetzung für die Bestimmung sind lebende und vollständige Objekte in ihrer Umgebung aber nicht. Vielfach sind von Lebewesen nur einzelne Körperteile, Entwicklungsstadien oder Produkte erreichbar, die dennoch eine Bestimmung der betreffenden Pflanzen- oder Tierart ermöglichen, da sie sippentypische Merkmale aufweisen (z. B. Samen, Früchte, Keimpflanzen, Laubblätter, Knospen, Borke bzw. für Tiere Federn, Haare, Zähne, Knochen sowie Losungen, Gewölle, Nester, Eier, Larven, Puppen). Auf das Vorhandensein bestimmter Lebewesen kann mitunter auch auf Grund akustischer (z. B. Vogelstimmen) oder Geruchsmerkmale, verschiedener Lauf- und Fraßspuren sowie von Krankheitsbildern geschlossen werden.

Der Bestimmende muß sich eingehend mit verschiedenen, mehr oder weniger charakteristischen Merkmalen des Objektes beschäftigen.

Es ist zu empfehlen, sich schon vor dem eigentlichen Bestimmen intensiv mit den Hauptmerkmalen und auffälligen Besonderheiten des fraglichen Exemplars vertraut zu machen, eventuell sogar die Beobachtungsergebnisse schriftlich festzuhalten. Das kann besonders dann eine wertvolle Hilfe sein, wenn die Bestimmung nicht am Fundort, sondern erst nachträglich am gesammelten Material erfolgt.

Der Bestimmungsweg führt über die höheren taxonomischen Kategorien zu den niederen. Mit jedem Bestimmungsschritt wiederholen sich bei allen Bestimmungswegen folgende Teilhandlungen:

Auffassen einer Merkmalsalternative (in der Regel durch Lesen eines Bestimmungsschlüssels)

Prüfen des Vorhandenseins oder Fehlens dieser Merkmale am Bestimmungsobjekt

Einordnen des Bestimmungsobjektes in das System des verwendeten Bestimmungsmittels (das heißt Zuordnen auf Grund vorhandener Merkmale und gleichzeitiges Ausschließen der Zugehörigkeit zu anderen Objektgruppen auf Grund fehlender Merkmale)

Diese Handlungsfolge kann sich mit zunehmender Beherrschung der Bestimmungstechnik und wachsender Sippenkenntnis des Bestimmenden verdichten und verkürzen, bleibt aber als Handlungsstruktur im Prinzip erhalten.

Eine Grundvoraussetzung ist Begriffsklarheit über die beim Bestimmen verwendeten Merkmalsbezeichnungen. Besonders der Anfänger sollte die einführenden allgemeinen Abschnitte der Bestimmungsbücher sorgfältig durcharbeiten, damit er den Bestimmungsgang möglichst zügig beschreiten kann und ihn nicht durch zu häufiges Nachschlagen ständig unterbrechen muß.

Der ermittelte Pflanzen- oder Tiername sollte sofort nach der Bestimmung kontrolliert und gefestigt werden. Deshalb ist das Bestimmungsobjekt mit ergänzenden Beschreibungen und Abbildungen in Bestimmungsbüchern, Lehrbüchern und anderen Quellen zu vergleichen. Nichtübereinstimmung auch nur eines Merkmals kann anzeigen, daß beim Bestimmen Fehler unterliefen. Dann muß die Bestimmung zur Kontrolle wiederholt werden. Eine solche Vor- und Nachbereitung sowie die bewußte Beachtung der logischen Handlungsfolge helfen, das Bestimmungsverfahren schon nach verhältnismäßig kurzer Übungszeit immer sicherer und erfolgreicher anwenden zu können.

2.2.2. Materielle Voraussetzungen für das Bestimmen

2.2.2.1. Bestimmungsmittel

Die Merkmale, nach denen ein Objekt bestimmbar ist, müssen in einer möglichst übersichtlichen Darstellung vorgegeben werden. Für ihre Anordnung gibt es verschiedene Möglichkeiten.

Bestimmungsschlüssel. Sie zählen die Merkmale nicht nur auf, sondern legen auch die Reihenfolge der Merkmalsprüfungen für jedes Objekt fest. Die Funktion dieser Schlüssel ist es, ein System aufzuschließen und damit Schlüssel zum Wissen zu sein.

Im Prinzip fußen die meisten Bestimmungsschlüssel auf einem Verfahren, das schon von J. B. LAMARCK (1744 bis 1829) in seiner „Flora française" (1778) erstmalig konsequent angewendet wurde. Es beruht auf der Alternativstellung gegensätzlicher Merkmale und der laufenden Subordination dieser alternativen Merkmalspaare. Ihr systemlogischer Zusammenhang ist durch Ziffern, Zeichen oder auch Einrückungen des Textes so gekennzeichnet, daß das Finden des richtigen Bestimmungsweges ermöglicht wird. Das einem Schlüssel zugrunde liegende System kann bei gleichem Prinzip durch die Form der Verschlüsselung unterschiedlich deutlich gemacht werden. Danach werden allgemein zwei Schlüsseltypen unterschieden:

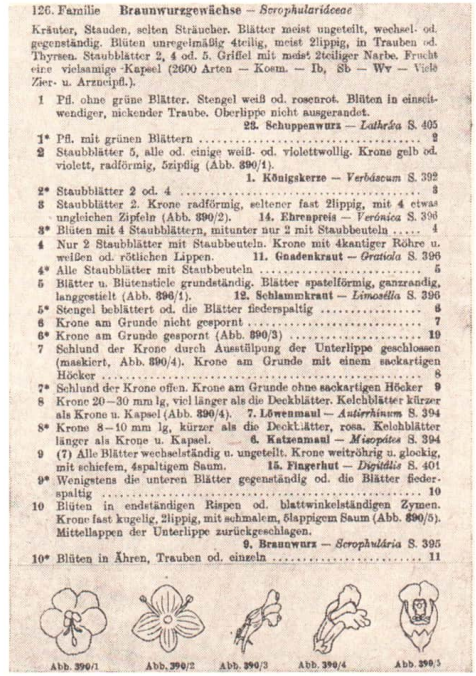
Koordinierende Schlüssel (Abb. 53/1) sind so aufgebaut, daß unmittelbar nach den Merkmalen bzw. dem Namen einer größeren Sippengruppe A (z. B. einer Familie) erst alle dazugehörigen Sippen A_1 bis A_n (Gattungen mit ihren Arten) verschlüsselt werden, bevor Merkmale und Namen einer zweiten rangmäßig gleichgestellten Sippengruppe B genannt werden. Hauptanordnungsprinzip und Vorteil solcher Schlüssel ist die Koordination des systematisch Zusammengehörigen. Ein gewisser Nachteil für den im Bestimmen noch Ungeübten ergibt sich daraus nur dann, wenn die Sippen-



B. Fr.kn. oberständig.
1. Btn.hülle einfach.
a. Btn.hülle kronartig. Staubbl. 6, (Fig. 25), seltener 4 oder 8. Fr. eine 3fächerige Kapsel oder Beere.
Liliáceae 42.
b. Btn.hülle kelchartig, unscheinbar.
aa. Btn.hülle trockenhäutig. Fr.kn. 1. Griffel 1, mit 3 Narben. Kapsel 1fächerig und 3samig oder 3-fächerig und mehrsamig. (Fig. 26.)
Juncáceae 39.
bb. Btn.hülle krautig oder dünnhäutig, meist grünlich.
α. Btn. in Trauben. Fr.kn. 3—6, mehr oder weniger verwachsen, jeder mit einer sitzenden Narbe. (Fig. 27.) Staubbl. 6. Bl. binsenartig. Juncagináceae 12.
β. Btn. in (scheinbar) seitenständigen Kolben. (Fig. 28.) Btn.-hülle 6blättrig, häutig. Bl. schwertförmig. Sumpfpfl.
Acorus 39.
2. Btn.hülle doppelt, in 3 K.- und 3 Kr.bl. geschieden.
a. Fr.kn. zahlreich, jeder mit einem Griffel oder einer Narbe. Staubbl. 6 oder zahlreich. Btn. zwitterig oder 1häusig.
Alismáceae 12.
b. Fr.kn. 6. Staubbl. 9. Btn. zwitterig. (Fig. 29.) Btn.stand doldig.
Butomáceae 13.
c. Fr.kn. 1, unterständig. Staubbl. 3 bis 12. Narben 3 oder 6, meist 2-spaltig. Btn. eingeschlechtig.
Hydrocharitáceae 13.

Fig. 25. Fig. 26. Fig. 27. Fig. 28. Fig. 29.

Abb. 53/1 Übersichtliche Anordnung (als Block- oder Kastenschlüssel) eines koordinierenden Schlüssels mit ergänzenden Detailabbildungen (Ausschnitt)



126. Familie **Braunwurzgewächse** — *Scrophulariáceae*

Kräuter, Stauden, selten Sträucher. Blätter meist ungeteilt, wechsel- od. gegenständig. Blüten unregelmäßig 4zählig, meist 2lippig, in Trauben od. Thyrsen. Staubblätter 2, 4 od. 5. Griffel mit meist 2teiliger Narbe. Frucht eine vielsamige Kapsel (2600 Arten — Kosm. — Ib, Sb — Wv — Viele Zier- u. Arzneipfl.).

1 Pfl. ohne grüne Blätter. Stengel weiß od. rosenrot. Blüten in einseitswendiger, nickender Traube. Oberlippe nicht ausgerandet.
28. Schuppenwurz — *Lathraea* S. 405
1* Pfl. mit grünen Blättern 2
2 Staubblätter 5, alle od. einige weiß- od. violettwollig. Krone gelb od. violett, radförmig, 5zipflig (Abb. 390/1).
1. Königskerze — *Verbáscum* S. 392
2* Staubblätter 2 od. 4 3
3 Staubblätter 2. Krone radförmig, seltener fast 2lippig, mit 4 etwas ungleichen Zipfeln (Abb. 390/2). 14. Ehrenpreis — *Verónica* S. 396
3* Blüten mit 4 Staubblättern, mitunter nur 2 mit Staubbeuteln 4
4 Nur 2 Staubblätter mit Staubbeuteln. Krone mit 4kantiger Röhre u. weißen od. rötlichen Lippen. 11. Gnadenkraut — *Gratiola* S. 396
4* Alle Staubblätter mit Staubbeuteln 5
5 Blätter u. Blütenstiele grundständig. Blätter spatelförmig, ganzrandig, langgestielt (Abb. 396/1). 12. Schlammkraut — *Limosélla* S. 396
5* Stengel beblättert od. die Blätter fiederspaltig 6
6 Krone am Grunde nicht gesport 7
6* Krone am Grunde gesporrt (Abb. 390/3) 19
7 Schlund der Krone durch Ausstülpung der Unterlippe geschlossen (maskiert, Abb. 390/4). Krone am Grunde mit einem sackartigen Höcker 8
7* Schlund der Krone offen. Krone am Grunde ohne sackartigen Höcker 9
8 Krone 20—30 mm lg, viel länger als die Deckblätter. Kelchblätter kürzer als Krone u. Kapsel (Abb. 390/4). 7. Löwenmaul — *Antirrhinum* S. 394
8* Krone 8—10 mm lg, kürzer als die Deckblätter, rosa. Kelchblätter länger als Krone u. Kapsel. 6. Katzenmaul — *Misopátes* S. 394
9 (7) Alle Blätter wechselständig u. ungeteilt. Krone weitröhrig u. glockig, mit schiefem, 4spaltigem Saum. 15. Fingerhut — *Digitális* S. 401
9* Wenigstens die unteren Blätter gegenständig od. die Blätter fiederspaltig 10
10 Blüten in endständigen Rispen od. blattwinkelständigen Zymen. Krone fast kugelig, 2lippig, mit schmalem, 5lappigem Saum (Abb. 390/5). Mittellappen der Unterlippe zurückgeschlagen.
9. Braunwurz — *Scrophularia* S. 395
10* Blüten in Ähren, Trauben od. einzeln 11

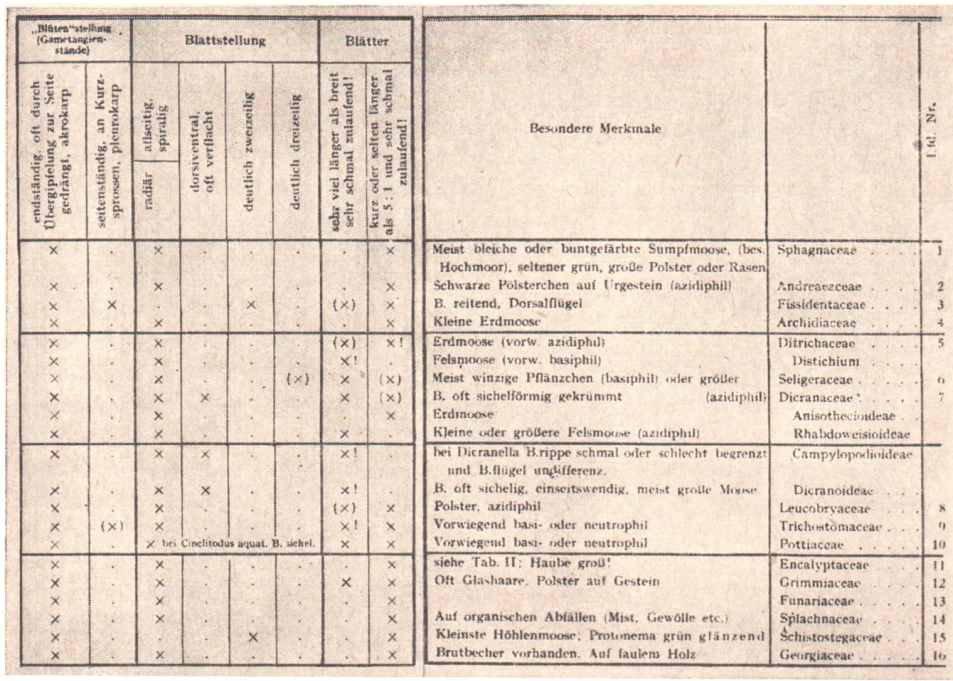
Abb. 390/1 Abb. 390/2 Abb. 390/3 Abb. 390/4 Abb. 390/5

Abb. 53/2 Kontinuierlich-dichotomer Schlüssel (auch Gabelschlüssel genannt) mit ergänzenden Detailabbildungen (Ausschnitt)

gruppen sehr umfangreich sind und vielfach untergliedert werden müssen, so daß die Bestimmungsmerkmale vergleichbarer Gruppen nur relativ weit voneinander entfernt aufgeführt werden können.

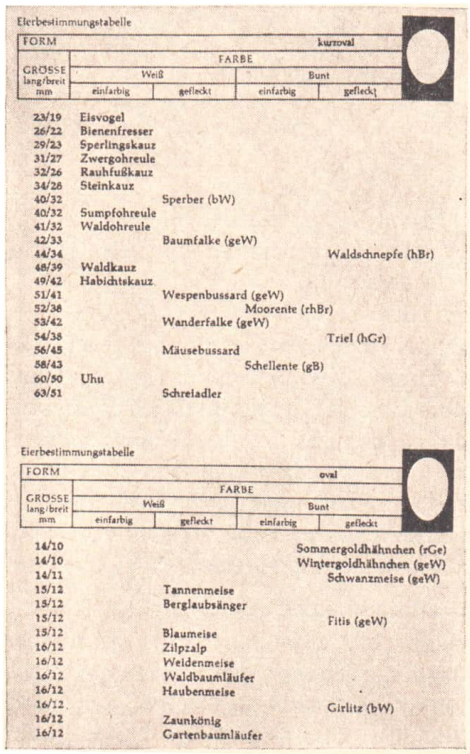
Diesen bedingten Nachteil vermeiden die **kontinuierlichen Schlüssel** (Abb. 53/2) völlig, indem sie alle gleichrangig-gegensätzlichen Merkmale, die bei einem Bestimmungsschritt zu prüfen sind, unmittelbar neben- bzw. untereinander aufführen. Diese werden nicht durch die Darstellung subordinierter Sippen unterbrochen, sondern können während der Bestimmung fortlaufend aus dem Schlüssel abgelesen werden. Diese Anordnungsweise fördert zwar die einfachere und schnellere Handhabung solcher Schlüssel gegenüber den koordinierenden, muß aber dafür den Nachteil in Kauf nehmen, daß Zusammengehöriges auseinandergerissen wird und der Benutzer nur schwer einen Überblick über die taxonomische Gliederung gewinnt.

Bestimmungstabellen. In ihnen sind Namen und Merkmale von Sippen in einem Koordinatensystem übersichtlich angeordnet. Auch für die tabellarische Form eines Bestimmungsmittels gibt es verschiedene Varianten. Die meisten Tabellen enthalten in der senkrechten Hauptspalte Sippennamen und in der waagerechten Kopfreihe Merkmale (Abb. 54/1). Nur in seltenen Spezialfällen sind beide Koordinaten Merk-



„Blüten"stellung (Gametangienstände)		Blattstellung				Blätter		Besondere Merkmale		lfd. Nr.
endständig, oft durch Übergipfelung zur Seite gedrängt, akrokarp	seitenständig, an Kurzsprossen, pleurokarp	allseitig, spiralig: radiär	allseitig, spiralig: dorsiventral, oft verflacht	deutlich zweizeilig	deutlich dreizeilig	sehr viel länger als breit sehr schmal zulaufend!	kurz oder selten länger als 5 : 1 und sehr schmal zulaufend!			
×	·	×	·	·	·	·	×	Meist bleiche oder buntgefärbte Sumpfmoose, (bes. Hochmoor), seltener grün, große Polster oder Rasen	Sphagnaceae	1
×	·	×	·	·	·	·	×	Schwarze Polsterchen auf Urgestein (azidiphil)	Andreaeaceae	2
×	×	·	·	×	·	(×)	×	B. reitend, Dorsalflügel	Fissidentaceae	3
×	·	×	·	·	·	·	×	Kleine Erdmoose	Archidiaceae	4
×	·	×	·	·	·	(×)	×!	Erdmoose (vorw. azidiphil)	Ditrichaceae	5
×	·	×	·	·	·	×!	·	Felsmoose (vorw. basiphil)	Distichium	
×	·	×	·	·	(×)	×	(×)	Meist winzige Pflänzchen (basiphil) oder größer	Seligeraceae	6
×	·	×	×	·	·	×	(×)	B. oft sichelförmig gekrümmt (azidiphil)	Dicranaceae	7
×	·	×	·	·	·	·	×	Erdmoose	Anisothecioideae	
×	·	×	·	·	·	×	·	Kleine oder größere Felsmoose (azidiphil)	Rhabdoweisioideae	
×	·	×	×	·	·	×!	·	bei Dicranella B.rippe schmal oder schlecht begrenzt und B.flügel undifferenz.	Campylopodioideae	
×	·	×	×	·	·	×!	·	B. oft sichelig, einseitswendig, meist große Moose	Dicranoideae	
×	·	×	·	·	·	(×)	×	Polster, azidiphil	Leucobryaceae	8
×	(×)	×	·	·	·	×!	×	Vorwiegend basi- oder neutrophil	Trichostomaceae	9
×	·	× bei Cinclidotus aquat. B. sichel.				×	×	Vorwiegend basi- oder neutrophil	Pottiaceae	10
×	·	×	·	·	·	·	×	siehe Tab. II: Haube groß!	Encalyptaceae	11
×	·	×	·	·	·	×	×	Oft Glashaare, Polster auf Gestein	Grimmiaceae	12
×	·	×	·	·	·	·	×		Funariaceae	13
×	·	×	·	·	·	·	×	Auf organischen Abfällen (Mist, Gewölle etc.)	Splachnaceae	14
×	·	·	·	×	·	·	×	Kleinste Höhlenmoose; Protonema grün glänzend	Schistostegaceae	15
×	·	×	·	·	·	·	×	Brutbecher vorhanden. Auf faulem Holz	Georgiaceae	16

Abb. 54/1
Tabelle mit Merkmalsangaben in den Kreuzungsfeldern (Ausschnitt)



Eierbestimmungstabelle

FORM	kurzoval			
GRÖSSE lang/breit mm	FARBE: Weiß einfarbig	Weiß gefleckt	Bunt einfarbig	Bunt gefleckt
23/19	Eisvogel			
26/22	Bienenfresser			
29/23	Sperlingskauz			
31/27	Zwergohreule			
32/26	Rauhfußkauz			
34/26	Steinkauz			
40/32		Sperber (bW)		
40/32	Sumpfohreule			
41/32	Waldohreule			
42/33		Baumfalke (geW)		
44/34				Waldschnepfe (hBr)
48/39	Waldkauz			
49/42	Habichtskauz			
51/41		Wespenbussard (geW)		
52/38			Moorente (rhBr)	
53/42		Wanderfalke (geW)		
54/38				Triel (hGr)
56/45		Mäusebussard		
58/43			Schellente (gB)	
60/50	Uhu			
63/51		Schreiadler		

Eierbestimmungstabelle

FORM	oval			
GRÖSSE lang/breit mm	FARBE: Weiß einfarbig	Weiß gefleckt	Bunt einfarbig	Bunt gefleckt
14/10				Sommergoldhähnchen (rGe)
14/10				Wintergoldhähnchen (geW)
14/11				Schwanzmeise (geW)
15/12		Tannenmeise		
15/12		Berglaubsänger		
15/12				Fitis (geW)
15/12		Blaumeise		
16/12		Zilpzalp		
16/12		Weidenmeise		
16/12		Waldbaumläufer		
16/12		Haubenmeise		
16/12				Girlitz (bW)
16/12		Zaunkönig		
16/12		Gartenbaumläufer		

Abb. 54/2
Tabellen mit Artenangaben in den Kreuzungsfeldern (Ausschnitt)

malsleisten, so daß die Sippennamen aus den Kreuzungsfeldern ablesbar sind (Abb. 54/2). Auch das Bestimmen mit Tabellen verlangt eine analytische Merkmalsprüfung am Objekt, legt aber nicht den Bestimmungsweg fest. Das kann gegenüber der Arbeit mit Schlüsseln besonders dann ein Vorteil sein, wenn nur Organismenteile vorliegen, die mehrere im Schlüssel genannte Merkmale gar nicht zeigen. Außerdem erlaubt die tabellarische Form oft anschaulicher als eine verschlüsselte die Darstellung wesentlicher Zusammenhänge, weil das System der betreffenden Sippenauswahl mit einem Blick überschaubar sein kann. Diese möglichen Vorteile sind aber an einen relativ geringen Sippenumfang gebunden. Tabellen spielen deshalb trotz der genannten Vorzüge in der Bestimmungsliteratur nur eine untergeordnete Rolle.

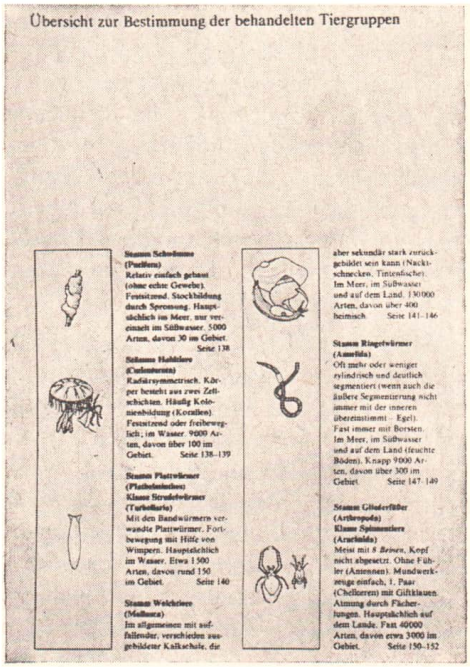
Übersichtlichkeit eines Bestimmungsmittels. Sie hängt auch von der Anzahl der gleichzeitig zur Entscheidung stehenden gegensätzlichen Merkmale ab. Die meisten Schlüssel sind **dichotom** gestaltet, indem sie für jeden Bestimmungsschritt nur zwei Möglichkeiten zur Wahl stellen. Mitunter werden auch Dreifachwahlen in die Schlüssel eingebaut (Abb. 53/1). Solche **trichotomen** Merkmalsanordnungen sind ebenfalls noch leicht überschaubar, ersparen jeweils einen weiteren Bestimmungsschritt und verkürzen damit den Bestimmungsweg. Dieser Vorteil läßt sich jedoch nur wenig ausbauen, da schon fünf und mehr Entscheidungsmöglichkeiten meist nicht mehr simultan erfaßt werden können. **Polytome** Bestimmungsschlüssel zwingen deshalb mit zunehmender Mehrfachwahl immer stärker zu einem probierenden Vergleichen des Bestimmungsobjektes mit den aufgeführten Merkmalen. Bei einer Steigerung der Polytomie geht der Schlüsselcharakter verloren. Es handelt sich schließlich nur noch um aufzählende Übersichten (Abb. 56/1), die das Bestimmen zwar vorbereiten und unterstützen, aber selbst nicht exakt garantieren können. Es sind deshalb keine Bestimmungsmittel, sondern nur noch Bestimmungshilfen.

Abbildungen. In der Regel ergänzen die Abbildungen den Text, indem sie diesem eingeordnet oder nachgestellt sind (Abb. 53/1 u. 53/2). Die Veranschaulichung der zunächst sprachlich erfaßten Einzelmerkmale durch Detailabbildungen oder ganzer Merkmalskomplexe durch Habitusabbildungen erhöht den Wert des Bestimmungsmittels für die Ermittlung und Kontrolle der Ergebnisse.

Eine Umkehrung dieser Text-Abbildungs-Beziehung ist nicht ohne weiteres möglich. Das Ausgehen vom Bild beim Bestimmen und eine daraus resultierende Vorrangstellung der Abbildung gegenüber dem Text ist nur in wenigen Spezialfällen unter den folgenden Voraussetzungen gerechtfertigt.

- Erstens müssen die Abbildungen im betreffenden Fall die einzige einfache und dennoch eindeutige Darstellungsform sein, die praktisch brauchbar ist. Das kann zutreffen, wenn die wesentlichen taxonomischen Merkmale mit herkömmlichen Mitteln nicht feststellbar sind (Abb. 56/2).
- Zweitens müssen alle Sippen einer deutlich charakterisierten Gruppe, die in einem begrenzten Gebiet vorkommen, durch vergleichbare Abbildungen dargestellt werden. Die Abbildungsserie muß also vollständig sein.

Können diese beiden Bedingungen erfüllt werden, ist die Möglichkeit einer Fehlbestimmung nahezu ausgeschlossen. Dennoch ist das Ergebnis mit den Merkmalsangaben im ergänzenden Text zu überprüfen. Beispiele eines solchen gerechtfertigten


Übersicht zur Bestimmung der behandelten Tiergruppen

Stamm Schwämme (Parifera)
Relativ einfach gebaut (ohne echte Gewebe). Festsitzend. Stockbildung durch Sprossung. Hauptsächlich im Meer, nur vereinzelt im Süßwasser. 5000 Arten, davon 30 im Gebiet. Seite 138

Stämme Hohltiere (Coelenterata)
Radiärsymmetrisch. Körper besteht aus zwei Zellschichten. Häufig Kolonienbildung (Korallen). Festsitzend oder freibeweglich; im Wasser. 9000 Arten, davon über 100 im Gebiet. Seite 138–139

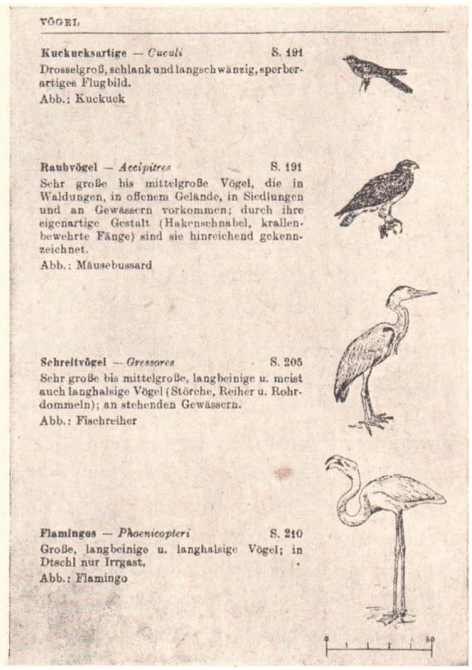
Stamm Plattwürmer (Plathelminthes)
Klasse Strudelwürmer (Turbellaria)
Mit den Bandwürmern verwandte Plattwürmer. Fortbewegung mit Hilfe von Wimpern. Hauptsächlich im Wasser. Etwa 1500 Arten, davon rund 150 im Gebiet. Seite 140

Stamm Weichtiere (Mollusca)
Im allgemeinen mit auffallender, verschieden ausgebildeter Kalkschale, die aber sekundär stark zurückgebildet sein kann (Nacktschnecken, Tintenfische). Im Meer, im Süßwasser und auf dem Land. 130000 Arten, davon über 400 heimisch. Seite 141–146

Stamm Ringelwürmer (Annelida)
Oft mehr oder weniger zylindrisch und deutlich segmentiert (wenn auch die äußere Segmentierung nicht immer mit der inneren übereinstimmt – Egel). Fast immer mit Borsten. Im Meer, im Süßwasser und auf dem Land (feuchte Böden). Knapp 9000 Arten, davon über 300 im Gebiet. Seite 147–149

Stamm Gliederfüßer (Arthropoda)
Klasse Spinnentiere (Arachnida)
Meist mit 8 Beinen, Kopf nicht abgesetzt. Ohne Fühler (Antennen). Mundwerkzeuge einfach, 1. Paar (Cheliceren) mit Giftklauen. Atmung durch Fächerlungen. Hauptsächlich auf dem Lande. Fast 40000 Arten, davon etwa 3000 im Gebiet. Seite 150–152

Abb. 56/1 Übersicht als Bestimmungshilfe (Ausschnitt)


VÖGEL

Kuckucksartige — *Cuculi* S. 191
Drosselgroß, schlank und langschwänzig, sperberartiges Flugbild.
Abb.: Kuckuck

Raubvögel — *Accipitres* S. 191
Sehr große bis mittelgroße Vögel, die in Waldungen, in offenem Gelände, in Siedlungen und an Gewässern vorkommen; durch ihre eigenartige Gestalt (Hakenschnabel, krallenbewehrte Fänge) sind sie hinreichend gekennzeichnet.
Abb.: Mäusebussard

Schreitvögel — *Gressores* S. 205
Sehr große bis mittelgroße, langbeinige u. meist auch langhalsige Vögel (Störche, Reiher u. Rohrdommeln); an stehenden Gewässern.
Abb.: Fischreiher

Flamingos — *Phoenicopteri* S. 210
Große, langbeinige u. langhalsige Vögel; in Dtschl nur Irrgast.
Abb.: Flamingo

Abb. 56/2 Übersicht mit dominierenden Habitusabbildungen (Ausschnitt)

Ausgehens von Habitusabbildungen finden sich in der Bestimmungsliteratur besonders für Vögel (MAKATSCH 1966) und Schmetterlinge (KOCH 1954). Ein habitueller Bild-Objekt-Vergleich allein kann den analysierenden Bestimmungsgang nicht ersetzen.

2.2.2.2. Bestimmungsliteratur

Die umfangreiche Literatur, die zur Vermittlung von Sippenkenntnissen im Zusammenhang mit dem Bestimmen biologischer Objekte benutzbar ist, kann nach den jeweiligen Anwendungsmöglichkeiten in verschiedene Gruppen eingeteilt werden. Zur **Bestimmungsliteratur** im eigentlichen Sinne des Wortes gehören nur solche Bücher, die mit Bestimmungsmitteln (Schlüsseln, Tabellen) ein exaktes Bestimmungsverfahren ermöglichen. Nach dem Sippenumfang ist zwischen vollständiger und unvollständiger Bestimmungsliteratur zu unterscheiden. Zur ersten Gruppe gehören sowohl solche umfassenden Bestimmungswerke wie z. B. die Exkursionsflora von ROTHMALER als auch zahlreiche Spezialbestimmungsbücher (z. B. FROMMHOLD 1959, MORGENTHAL 1952). Dagegen müssen Auswahlschlüssel, wie sie sich in Biologielehrbüchern, Bestimmungsbüchern für die Hand der Kinder (z. B. STEPHAN 1975) und naturkundlichen Arbeitsbüchern (z. B. LOBECK/MEINCKE 1966) finden, zwangs-

KLEINE WOLFSMILCH

Euphorbia exigua

Höhe: 8—20 cm.

Die gelbgrünen Blüten sind in drei- (selten vier- oder fünf)strahliger Trugdolde am Ende des beblätterten Stengels angeordnet, die Strahlen sind wiederholt zweispaltig. Die Hüllblätter des Blütenstandes sind aus fast herzförmigem Grunde linealisch.

Blütezeit: Juni—Oktober.

Die einjährige, gelbgrüne, etwas ins Bläulichgrüne übergehende Pflanze treibt einen meist am Grunde ästigen Stengel mit lockeren linealischen Blättern.

Standort: Äcker, meist häufig.

SONNENWENDIGE WOLFSMILCH

Euphorbia helioscopia

Höhe: 15—30 cm.

Die grünen Blüten sind in einer fünfstrahligen Trugdolde am Ende des beblätterten Stengels angeordnet, die aus fünf verkehrt eiförmigen Hüllblättern herauswächst. Die Strahlen sind dreistrahlig, diese Strahlen gabeln sich ihrerseits.

Blütezeit: Juni—Herbst.

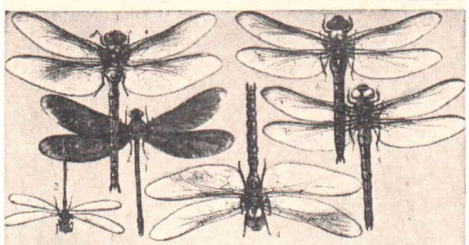
Die einjährige Pflanze hat am Grunde des Stengels, der locker mit verkehrt eiförmigen Blättern besetzt ist, 1 oder 2 meist nicht blühende Ästchen. Die Blätter und Hüllblätter sind vorn am Ende rund und fein gesägt.

Standort: Auf bebautem Boden, häufig.

Besonderes: Die Pflanze hat in allen ihren Teilen — wie alle Wolfsmilcharten — einen weißen Milchsaft.

Sehr häufig ist die GARTENWOLFSMILCH *(Euphorbia peplus)* mit dreistrahliger Dolde und Blättern, die vorn nicht gesägt sind.





LIBELLEN Odonata

1 Blaufüßige Prachtlibelle, *Agrion virgo.* Kleinlibellenfamilie Prachtlibellen (Calopterygidae). Etwa 5 cm lang. Flügelspanne um 7 cm ♀ anders gefärbt (z. B. Flügel bräunlich). Hauptsächlich an fließenden Gewässern. Von Mai–August. Die Larven überwintern. Entwicklung bis zur Imago in etwa 2 Jahren. Im Gebiet eine 2. Art, deren ♂♂ blaue Flügelbinden haben.

2 Federlibelle, *Platycnemis pennipes.* Kleinlibellenfamilie Federlibellen (Platycnemididae). Etwa 3,5 cm lang. Flügelspanne 4,5 cm. Typischer Beinbau (Name!). ♀ heller gefärbt. An verschiedenen Gewässern. Fliegt von Mitte Mai–Mitte September. Die Larven überwintern.

3 Braune Mosaikjungfer, *Aeshna grandis.* Großlibellenfamilie Edellibellen (Aeshnidae). 7–8 cm lang. Flügelspanne um 10 cm. ♂ und ♀ mit bräunlichen Flügeln. ♀ ohne blaue Flecke. An verschiedenen Gewässern von Juni–Ende September. Im Gegensatz zu anderen Edellibellen oft im Segelflug. ♀ legt die Eier hauptsächlich in abgestorbene Pflanzenteile, die sich im und am Wasser befinden. Die Eier überwintern ebenso wie die im Mai schlüpfenden Larven.

4 Blaugrüne Mosaikjungfer, *Aeshna cyanea.* Unterordnung Großlibellen (Anisoptera). Familie Edellibellen (Aeshnidae). 6,5–8 cm lang. Flügelspanne 9,5–11 cm. An verschiedenen Gewässern, aber auch weitab vom Wasser; sogar in Städten anzutreffen. Fliegt von Mitte Juni–Anfang November. ♀ legt die Eier in verschiedenste Pflanzenteile. Die Eier überwintern. Die etwa ab April schlüpfenden Larven (s. S. 30) überwintern und entwickeln sich, nachdem sie sich bis 13mal gehäutet haben, zur Imago (siehe bei *Sympetrum sanguineum*). Im Gebiet über 10 Edellibellenarten. Sie fliegen sehr gut (bis 60 km/h), jagen fliegende Insekten, selbst andere Libellen. Die Beute wird mit den sehr großen Augen wahrgenommen. Libellen stechen nicht! Sie haben keinen Stechrüssel, und die Hinterleibsanhänge stehen im Dienste der Fortpflanzung. ♂ packt das ♀ im Fluge (siehe bei *Lestes sponsa*). Bei ♂ und ♀ ist die Geschlechtsöffnung am Hinterleibsende. Das ♂ hat aber zwischen dem 2. und 3. Hinterleibsabschnitt einen komplizierten gebauten Begattungsapparat, mit dem die Samenübertragung erfolgt. Dabei wird das »Paarungsrad« gebildet. In dieser Stellung fliegen ♂ und ♀ in den Wipfelbereich von Bäumen und vollenden hier handgende Paarung. Die Larven entwickeln sich im Wasser und atmen durch Darmkiemen. Sie ernähren sich von Mikroorganismen oder fangen kleine Wassertiere. Großlibellenlarven haben 3 stachelartige Hinterleibsanhänge.

5 Grüne Mosaikjungfer, *Aeshna viridis.* Großlibellenfamilie Edellibellen (Aeshnidae). Um 7 cm lang. Flügelspanne 8–9,5 cm. Hinterleib des ♂ mit großen, blauen Flecken. Hauptsächlich an Gewässern, in denen die Krebsschere (*Stratiotes aloides*) vorkommt, in die das ♀ die Eier ablegt. Fliegt von Juli–September.

6 Herbst-Mosaikjungfer, *Aeshna mixta.* Großlibellenfamilie Edellibellen (Aeshnidae). Um 6 cm lang. Flügelspanne etwa 8 cm. Hinterleib des ♀ meist braun und mit grünlichgelben Flecken. An stehenden Gewässern oder auch davon entfernt auf Wiesen, an Waldrändern usw. Fliegt von Ende Juli bis November. Das ♀ legt die Eier in abgestorbene Pflanzenteile ab.

Abb. 57/1
Unverschlüsselte Beschreibungen und Illustrationen ausgewählter Arten in Taschenbildbüchern und Naturführern

läufig unvollständig sein. Sie sind unentbehrliche Grundlagen für angeleitete Bestimmungsübungen mit Schülern und können wertvolle Unterrichtsmittel sein. Durch die kontrollierende Hilfe des Lehrers oder anderer sachkundiger Personen muß aber garantiert werden, daß die fraglichen Objekte zum Sippenumfang des verwendeten Bestimmungsmittels gehören. Andernfalls führt die Arbeit des Anfängers entweder zu falschen oder gar keinen Ergebnissen.

Bücher, deren Inhalt nicht bestimmungsgerecht angeordnet ist, dürfen auch nicht als Bestimmungsliteratur angesehen werden. Das gilt für die meisten Taschenbücher (Abb. 57/1) und Naturführer (Abb. 57/1). Sie können aber als Bestimmungshilfen wertvoll zur Vor- und Nachbereitung des Bestimmens verwendet werden. Ihr Wert liegt in ihrer Bedeutung für Interessenerweckung, vororientierendes Suchen und Vergleichen mit ähnlichen Objekten sowie ergänzende Ergebniskontrolle mit Abbildungen und Texten.

2.2.2.3. Arbeitsgeräte für das Bestimmen

Die Notwendigkeit ihres Einsatzes ist von der Merkmalsauswahl des verwendeten Bestimmungsmittels abhängig. Am häufigsten werden Lupen (6- bis 10fache Vergrößerung) benötigt. Die praktischen Doppeleinschlaglupen sind besonders für botanische Exkursionen unentbehrlich. Im Gelände sind manche Bestimmungsobjekte (z. B. Vögel) oft nur mit Hilfe von Ferngläsern zu erkennen. Für die Nachbestimmung gesammelten Materials im Arbeitsraum können je nach Bedarf weitere optische Geräte eingesetzt werden. Leselupen bieten ein relativ großes Gesichtsfeld. Beim Arbeiten mit Kopfband- und Stativlupen bleiben beide Hände frei, was besonders für das Sezieren wichtig ist. Zur Beobachtung sehr kleiner Bestimmungsobjekte muß man Stativbinokulare oder sogar Mikroskope verwenden. Für Längenmessungen an Pflanzen und Tieren gehört ein Rollmeßband (2 m) zur zweckmäßigen Exkursionsausrüstung. Manche Bestimmungsbücher bieten auf dem hinteren Einbanddeckel eine praktische Maßeinteilung (bis zu 15 cm), die man immer zur Hand hat.

Muß ein Objekt zum Bestimmen seziert werden, enthält dafür ein Präparierbesteck (s. S. 24) alle nötigen Geräte. Für Pflanzenuntersuchungen genügen oft schon ein scharfes Taschenmesser (z. B. für Querschnitte von Stengeln und Früchten) und große Glaskopfnadeln (z. B. zum Zergliedern von Blüten).

2.2.3. Durchführung des Bestimmens

2.2.3.1. Erlernen des Bestimmungsverfahrens

Am einfachsten ist es, wenn ein sachkundiger Mentor in das Bestimmen einführt. Unbedingt notwendig ist diese Hilfe aber nicht. Alle größeren Bestimmungsbücher enthalten im einleitenden Teil allgemeinverständliche Hinweise und praktische Beispiele zum Gebrauch der Schlüssel, die besonders der Autodidakt genau beachten muß. Er soll die ersten Übungsbestimmungen an Blütenpflanzenarten vornehmen,

die ihm schon sicher bekannt sind. Dann können die ermittelten Namen bestätigen, ob der richtige Bestimmungsweg gegangen wurde.

Für weitere Pflanzenbestimmungen ist Anfängern zu raten, schwierige Sippen zunächst zu vermeiden. Das gilt besonders für viele Vertreter folgender Familien: Weiden-, Nelken-, Knöterich-, Dolden-, Korbblüten-, Binsen-, Riedgrasgewächse und Süßgräser. Auch Kreuzblüten- und Schmetterlingsblütengewächse können trotz ihrer eindeutigen Familienmerkmale recht schwer zu bestimmen sein. Die Ermittlung der Art (evtl. auch niederer Kategorien wie Unterart, Varietät oder Form) kann zwar für den Interessierten erstrebenswert und das eigentliche Ziel seines Betimmens sein, ist aber nicht notwendig für die Übung der Bestimmungstechnik. Er sollte sich deshalb in schwierigen Fällen mit dem zwar allgemeinen, dafür aber gesicherten Ergebnis des Gattungs- oder auch nur des Familiennamens zufriedengeben, bis später mit neuen Objekten (z. B. reifen Früchten zu anderer Jahreszeit) oder mit weiteren Bestimmungsmitteln (Spezialliteratur) eine genauere Identifizierung möglich ist.

Um exakt bestimmen zu können, ist es günstig, von der zu bestimmenden Art mehrere unbeschädigte Exemplare zu haben, da bei Pflanzen manchmal nicht immer alle zum Bestimmen erforderlichen Merkmale an einem Exemplar zu finden sind (manche Zweige tragen nur Blüten und Blätter, andere nur Früchte). Beim Sammeln von Pflanzen und Bestimmen von Tieren sind die Naturschutzbestimmungen unbedingt eizuhalten. Werden Objekte aus Sammlungen bestimmt, müssen sie unbeschädigt sein.

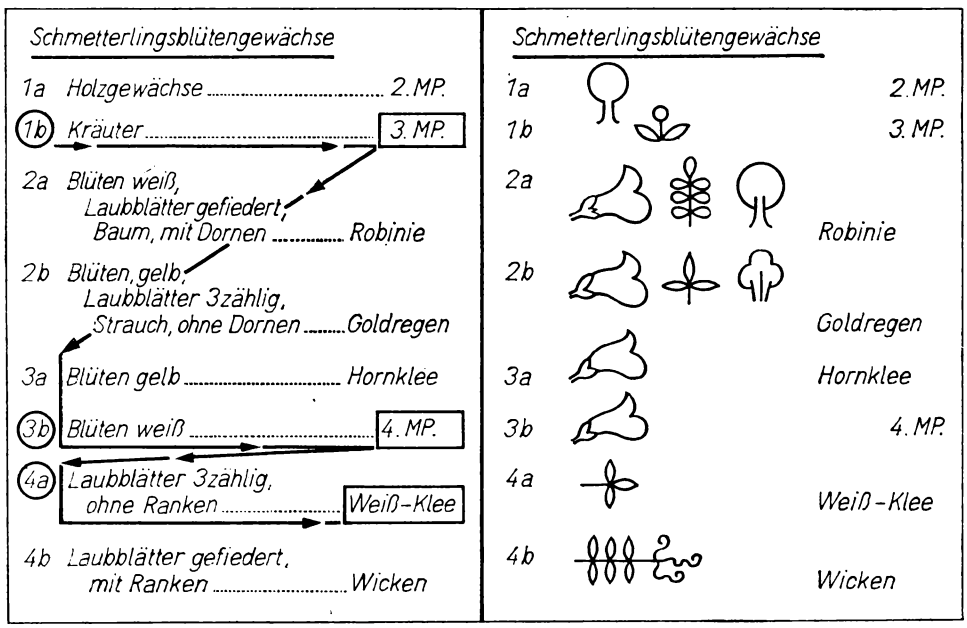


Abb. 59/1 Kennzeichnung des Bestimmungsweges und Verwendung von Maniperm-Applikationen beim Aufbau eines Schlüssels im Biologieunterricht

Jede Bestimmung beginnt mit einer genauen Betrachtung des Objekts. Die meisten Bestimmungstabellen sind so aufgebaut, daß immer zwei Merkmale, die bei verschiedenen Arten unterschiedlich ausgebildet sind, einander gegenübergestellt werden, zum Beispiel

1 Laubblätter ganzrandig,
1* Laubblätter mit gesägtem Rand.

Häufig sind unter einer Ziffer mehrere Merkmale aufgeführt, stets ist unter beiden Ziffern zu lesen, was genannt wird, am Objekt zu prüfen, welche Aussage zutrifft, und dann zu entscheiden, unter welcher Ziffer weiter zu lesen ist (Abb. 59/1).

Wer bestimmen lernen will, muß möglichst viel in der freien Natur bestimmen und dabei Objekte wählen, die durch besondere Einzelmerkmale (z. B. Farbe, Form, Größe) und häufiges Vorkommen auffallen. Von solchen kann er besonders leicht bei Blütenpflanzen, aber auch bei manchen Tiergruppen (z. B. größere Schnecken und Muscheln bzw. deren Schalen, Käfer, Schmetterlinge und deren Raupen, Frösche und Vögel) mehrere Exemplare einer Art untersuchen oder beobachten. Der Vergleich erleichtert das Erkennen des Typischen und die richtige Entscheidung über vorhandene oder fehlende Bestimmungsmerkmale. Für das Erlernen des Bestimmens ist dringend zu empfehlen, alle Bestimmungswege vollständig zu absolvieren. Das heißt, daß der identifizierende Suchprozeß entsprechend dem jeweiligen Bestimmungsmittel ganz von vorn begonnen werden muß und daß während des Bestimmens keine Merkmalsprüfungen ausgelassen werden dürfen. Die konsequente Beachtung dieser Hinweise verstärkt den Übungseffekt und garantiert weitgehend das Erreichen richtiger Bestimmungsergebnisse.

2.3. Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren in der Schule

2.3.1. Bedeutung und allgemeine Voraussetzungen

Die Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren in der Schule dient der Erfüllung der Lehrplanaufgaben im Rahmen eines modernen obligatorischen und fakultativen Biologieunterrichts. Die Beobachtungen und Pflege lebender Organismen durch die Schüler in sogenannten biologischen Ecken oder Naturecken schafft eine Fülle von Gelegenheiten für das Kennenlernen von Pflanzen und Tieren, ihrer Leistungen und Umweltansprüche. Biologische Ecken haben gleichzeitig eine große erzieherische Bedeutung. Sie sollen ästhetische Gefühle auslösen und eine positive emotionale Wirkung ausüben. Das Interesse der Schüler an der Natur soll verstärkt, der Wunsch zu Hause selbst Pflanzen und Tiere zu pflegen, geweckt werden.

Biologische Ecken dienen weiterhin gleichzeitig der Ausstellung lebender und nicht lebender Objekte für den Biologieunterricht und der Aufstellung von Versuchsanordnungen für Langzeitexperimente im Biologie-Fachraum.

Es gibt gewisse Grenzen der Tier- und Pflanzenhaltung in der Schule, die durch die Beschaffung des notwendigen Futters, die geeigneten Unterbringungs- und Pflegemöglichkeiten, hygienische Forderungen und die Naturschutzbestimmungen gegeben sind (BAUER/WEINITSCHKE 1973).

Bei der Auswahl von Pflanzen und Tieren für die Haltung und Zucht in der Schule sind die Naturschutzbestimmungen streng zu beachten. Die freilebenden und in der Natur gefangenen höheren Tiere werden nach einer bestimmten Zeit der Beobachtung wieder in Freiheit gesetzt. Vor allem sollten in der Schule nicht Tiere gehalten werden, die eine größere Bewegungsfreiheit benötigen. Das gilt insbesondere für Vögel und andere größere Wirbeltiere. Alle Pflanzen und Tiere sind äußerst pfleglich zu behandeln, sie müssen weitgehend ihre natürlichen Bedingungen auch in der Gefangenschaft vorfinden. Das ist jedoch nur möglich, wenn beim Lehrer das notwendige Wissen über die wichtigsten Lebensbedingungen der Pfleglinge vorhanden ist und die Techniken zur Schaffung dieser Bedingungen beherrscht werden.

Eine weitere wichtige Voraussetzung für die Tierhaltung in der Schule ist das Vorhandensein des geeigneten Futters. Für sogenannte Schulzoos sind dafür u. a. auch viele ökonomische Voraussetzungen nötig. Ihre Einrichtung kann nicht befürwortet werden. Es werden in diesem Abschnitt nur Einrichtungen, die unter normalen Voraussetzungen in jeder Schule geschaffen werden können, beschrieben. Auf die Haltung von Pflanzen und Tieren im Freien wird ebenfalls nicht eingegangen, da die notwendigen Angaben im KRÜGER/MILLAT (1975) enthalten sind.

Die Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren in der Schule gibt auch den Arbeitsgemeinschaften nach Rahmenprogramm und besonders den freien Arbeitsgemeinschaften ein breites Betätigungsfeld, in dem die Schüler dabei direkt mit den Lebewesen in Berührung kommen, ihre Pflege übernehmen und damit Verantwortung für Lebewesen zu tragen lernen.

Bei der Einrichtung und Pflege biologischer Ecken in der Schule ist auf Zweckmäßigkeit, Sauberkeit und naturgemäßes Umgehen mit den Objekten unbedingt zu achten. Nicht sachgemäß gepflegte Pflanzen und Tiere müssen zwangsläufig

durch den vernachlässigten und oft unästhetischen Anblick, den sie den Beschauern bieten, in Schülern negative Gefühle hervorrufen und damit einen schlechten Erziehungseinfluß ausüben.

2.3.2. Materiell-technische Voraussetzungen

2.3.2.1. Standort der biologischen Ausstellung

Biologische Ecken können an verschiedenen Stellen im Schulhaus eingerichtet werden. Voraussetzung für ihren Aufbau sind ein heller Raum und genügend Platz für unbehinderte Beobachtungen durch größere Schülergruppen. Die Fenster des Raumes, indem eine biologische Ecke errichtet wird, sollen nicht nach Norden gerichtet sein. Fehlende Sonne bei Nordlage, aber auch zu große Sonneneinstrahlung bei Südlage, wirken sich ungünstig aus. Läßt sich eine Südlage nicht umgehen, müssen Sonnenschutzvorhänge angebracht werden. Insbesondere für die Herbst- und Winterzeit muß für zusätzliche Beleuchtung, möglichst durch Leuchtstoffröhren, gesorgt werden.

Die Einrichtung der biologischen Ecke im Fachunterrichtsraum ist besonders günstig. In diesem Falle ist ihre direkte Einbeziehung in den Biologieunterricht möglich. Auch spezielle Vivarienräume, die in einigen Schulen vorhanden sind, haben sich gut bewährt. Biologische Ecken können jedoch auch an anderen Stellen des Schulgebäudes, in Eingangshallen, auf geeigneten Fluren und auf Treppenabsätzen eingerichtet werden. In diesen Fällen ergibt sich der Vorteil, daß alle Schüler die Möglichkeit haben, vor und nach dem Unterricht sowie in den Pausen Beobachtungen in der biologischen Ecke durchzuführen. Während im Klassenzimmer und in speziellen Vivarienräumen die biologische Ecke ständig unter Aufsicht bzw. Verschluß gehalten werden kann, ist das in den anderen genannten Fällen nicht möglich. Dadurch können sich zeitweilig Schwierigkeiten ergeben, die aber durch die Einteilung von Aufsichten durch die Schüler in den Pausen sowie vor und nach dem Unterricht überwunden werden können.

Eine biologische Ecke soll zweckmäßigerweise einen Dauerteil und einen Wechselteil enthalten. Der Dauerteil nimmt diejenigen Gegenstände auf, die für längere Zeit räumlich nicht verändert werden (z. B. Aquarien, Terrarien, größere Zimmerpflanzen). Zum Wechselteil gehören beispielsweise alle Pflanzen-, Tier- und sonstigen Ausstellungen, Versuchsanlagen und andere Objekte, die nur vorübergehend in der biologischen Ecke Aufnahme finden und danach durch andere ersetzt werden. Die biologische Ecke kann auch in einen Pflanzenteil (z. B. Zimmerpflanzen, Zimmergewächshäuser, Wurzelkästen), in einen Vivarienteil (z. B. Aquarien, Terrarien, Insektarien, Käfige) und in einen Ausstellungs- und Versuchsteil (z. B. verschiedene Langzeitversuche, Ausstellungen lebender Objekte wie Frühjahrsblüher, Pflanzen der Schutthalten, Gewürzpflanzen) gegliedert werden.

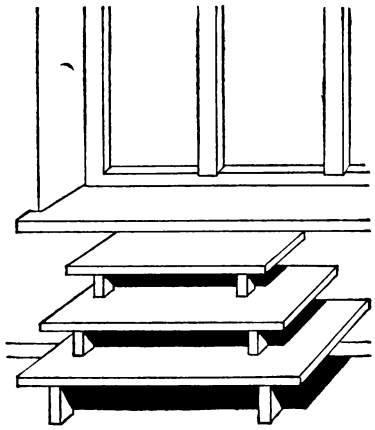


Abb. 63/1
Terassenförmiger Aufbau für die Gestaltung einer biologischen Ecke

2.3.2.2. Gestaltung biologischer Ecken

Die Gestaltung biologischer Ecken richtet sich nach den örtlichen Gegebenheiten und dem speziellen Zweck, dem eine solche Einrichtung im konkreten Fall dienen soll. Biologische Ecken können aus besonders dazu angefertigten terrassenförmigen Gestellen (s. Abb. 63/1 und 64/1) auf Tischen oder verbreiterten Fensterbrettern aufgebaut werden. Sie können für bestimmte Stoffabschnitte in einzelnen Klassen speziell gestaltet werden oder auch dem Zweck dienen, das Interesse der Schüler auf bestimmte biologische Fragen zu lenken. Der Aufbau biologischer Ecken und ihre ständige Pflege erfordern viel Zeit und Mühe. Daher muß sich der Biologielehrer völlige Klarheit über Ziel und Zweck sowie über die örtlichen Gegebenheiten und materiellen Voraussetzungen schaffen. Planloses Arbeiten, das wahllose Zusammenstellen zufällig vorhandener Objekte zu einer biologischen Ecke ist abzulehnen. Die biologische Ecke muß sich harmonisch in die gegebenen Raumverhältnisse einordnen, durch ihr Aussehen eine gute ästhetische Wirkung beim Schüler hervorrufen und vor allem bestimmten didaktischen Zwecken dienen.

2.3.2.3. Aufstellung der Objekte und Beschriftung

Der Standpunkt der einzelnen Objekte wird nach didaktischen, fachlichen und stets auch ästhetischen Gesichtspunkten festgelegt. Dabei werden häufig neben Zimmerpflanzen Einrichtungen für die Tierhaltung oder für die Durchführung von Versuchen stehen. Gegenstände aus der Sammlung können mit Objekten, die von einer Exkursion mitgebracht wurden, aufgestellt werden. Zu allen Ausstellungsstücken gehören Beschriftungen und gegebenenfalls grafische Darstellungen. Auch Zeichnungen, Fotos, schriftliche Ausarbeitungen der Schüler oder andere Schülerarbeiten können Aufnahme in der biologischen Ecke finden. Die einzelnen Stücke müssen sinnvoll zueinander geordnet werden, so daß die biologische Ecke als geschlossene Einrichtung einen guten Anblick bietet.



Abb. 64/1
Beispiel für die Gestaltung einer Pflanzenausstellung

Alle genannten Teile der biologischen Ecke können jeweils auch getrennt voneinander aufgestellt werden. So wird man beispielsweise Pflanzenausstellungen auf dem Lehrertisch, Sammlungsgegenstände auf einem Wandbrett oder in einer Vitrine und Aquarien oder Zimmerpflanzen auf einem Fensterbrett aufstellen können, wenn keine anderen Möglichkeiten vorhanden sind. Wir fassen demnach den Begriff der biologischen Ecke im weitesten Sinne und beschränken ihn nicht auf eine räumlich eng begrenzte Stelle im Fachunterrichtsraum.

In den Mittelpunkt der biologischen Ecke stellt man ein besonders auffälliges oder interessantes Objekt, das als Anziehungspunkt wirkt und um das andere geeignete Gegenstände harmonisch gruppiert werden. Wichtig ist, die Objekte sorgfältig unter einer gewissen Zielstellung auszuwählen, bestehende Beziehungen zwischen den Ausstellungsstücken kenntlich zu machen, nicht zuviel aufzustellen und für eine gute grafische Gestaltung einschließlich der Beschriftung zu sorgen.

Bei der Beschriftung ist zu beachten, daß alle Objekte so gut gekennzeichnet sein müssen, daß sich die Schüler allein ausreichend informieren können. Die Beschriftung soll alle wichtigen Angaben über das betreffende Objekt enthalten, andererseits aber auch nicht so umfangreich sein, daß sie von den Naturgegenständen selbst ablenkt. Sie muß eindeutig, genau, übersichtlich und dauerhaft sein, sich in den Gesamtaufbau einfügen und darf nicht so stark hervortreten. Sie wird am besten in Normschrift mit Ausziehtusche vorgenommen. Zweckmäßigkeit in der Gestaltung und Sauberkeit in der Ausführung muß sie auszeichnen. Beispiele für den notwendigen Inhalt werden in den folgenden Abschnitten gegeben (s. auch Abb. 80/1).

2.3.3. Haltung und Zucht von Pflanzen

2.3.3.1. Allgemeines

Im Pflanzenteil der biologischen Ecke werden Pflanzen gehalten, die dem Lehrer das ganze Jahr über die Demonstration morphologischer, anatomischer, physiologischer ökologischer und genetischer Erscheinungen gestatten bzw. den Schülern die Mög-

lichkeit zu entsprechenden makroskopischen und mikroskopischen Beobachtungen bieten. Außerdem können Pflanzen gezogen werden, die als Schmuck für andere Räume und Flure des Schulhauses verwendet werden.

Einen großen Raum nehmen die Zimmerpflanzen ein (RÄUBER, H. 1953). Dabei handelt es sich meist um mehrjährige Pflanzen, die an die Zimmerhaltung angepaßt sind, das ganze Jahr über ihr Laub behalten und oft sogar im Winter blühen. Ihre Auswahl erfolgt in erster Linie unter dem Gesichtspunkt der Verwendbarkeit im Unterricht (WOLKOWA 1959)), aber auch nach ihrer Bedeutung für die Zimmerpflanzenhaltung als Schmuck in den Wohnungen. So wird beispielsweise die Tradescantie wegen ihrer guten Möglichkeit zur Demonstration der Protoplasmaströmung in den Zellen von Staubfadenhaaren und ihrer leichten Vermehrung durch Stecklinge gehalten. Die *Monstera* und der *Cissus* werden wegen ihrer großen Bedeutung und häufigen Verbreitung als Schmuckpflanzen in Wohnungen sowie Möglichkeiten der Demonstration von rankenden und kletternden Pflanzen sowie von Luftwurzeln gepflegt. In den Tabellen auf den Seiten 106ff. wird eine stichwortartige Übersicht der für Schulen besonders geeigneten Zimmerpflanzen gegeben. Daraus ist außer den notwendigen Hinweisen für die Pflanzenpflege auch ihre unterrichtliche Bedeutung und Verwendung zu entnehmen.

In der Beschriftung werden bei Zimmerpflanzen neben dem gebräuchlichen deutschen Namen nach Möglichkeit der wissenschaftliche Name und die Heimat angegeben. Hinweise über biologische Besonderheiten sowie Haltungs- und Pflegeanweisungen sollten ebenfalls aufgenommen werden. Die Beschriftung erfolgt am zweckmäßigsten auf Zeichenkarton, der durch Eintauchen in erwärmtes, flüssiges Paraffin oder durch Bespannen mit durchsichtiger Folie haltbar gemacht werden kann.

Eine Reihe anderer Pflanzen, zu denen viele Nutzpflanzen gehören, werden vor allem zur Durchführung von mikroskopischen Übungen und für Untersuchungen und Versuche in der biologischen Ecke gehalten. Pflanzen, die sich besonders für mikroskopische Untersuchungen der Schüler eignen, sind z. B. Zwiebeln – Zwiebelhäutchen, Tradescantien – Protoplasmaströmung. Bohnen, Erbsen, und Gartenkresse werden beispielsweise für die Demonstration von Quellung, Keimung und erster Wachstumsstadien verwendet. Mit den Getreidearten werden Keim- und Triebproben durchgeführt (BAER 1976). Die genannten Arten sind ebenfalls alle für die Beobachtung der Wurzelbildung im Wurzelkasten (s. Abb. 78/1) und zu vielen anderen Beobachtungen geeignet. Die jeweiligen Versuche und Untersuchungen werden hauptsächlich im Frühjahr durchgeführt und danach werden die betreffenden Pflanzen wieder aus der biologischen Ecke entfernt. Zur längeren Haltung sind Nutzpflanzen in der Schule meist nicht geeignet. Getreidearten können in Blumentöpfen an windgeschützten Stellen auf den äußeren Fensterbrettern gezogen werden (Düngung erforderlich). Die Halme müssen durch Gestelle aus Holz oder Draht gestützt werden.

Die Beschriftung enthält bei den Versuchen mit Nutzpflanzen außer dem deutschen nach Möglichkeit auch den wissenschaftlichen Namen (mit Sortenangabe), das Aussaatdatum, den Termin des Auflaufens sowie Beobachtungshinweise und Ergebnisse. Bei allen Versuchen ist das Ziel bzw. das durch den Versuch zu klärende Problem deutlich hervorzuheben.

Eine weitere Gruppe von Pflanzen, in der Regel wildlebende, finden in Form von Ausstellungen Aufnahme in die biologische Ecke. Sie dienen in erster Linie der Förderung der Artenkenntnis der Schüler, aber auch der Demonstration morphologischer und sonstiger Besonderheiten (SCHMIDT 1956, FRÖHLICH 1956, s. a. Abb. 63/1 u. 64/1). Pflanzenausstellungen können beispielsweise unter folgenden Themen gestaltet werden: Frühjahrsblüher, Schmetterlingsblütengewächse, Korbblütengewächse, Zweige und Knospen von Bäumen und Sträuchern im Winter, Pilze der Wälder, Pflanzen des Wegrandes oder der Schutthalde, Gewürzpflanzen.

2.3.3.2. Geräte und Hilfsmittel

Zur Pflanzenhaltung und Pflanzenzucht in der Schule sind eine Reihe von Geräten und Hilfsmitteln nötig, die alle mit wenig Kosten leicht zu beschaffen sind und zum Teil auch selbst hergestellt werden können (s. Abb. 66/1).

Unbedingt erforderlich sind:

Pflanzgefäße (verschiedene Blumentöpfe, Pflanzschalen, keine Übertöpfe verwenden),
Untersetzer (am besten aus Plast),
Keim- und Anzuchtkästen (rechteckige Tonschalen oder Holzkästen, evtl. Obststiegen),
Gießkannen (möglichst Plastekannen mit langem Ausgußstutzen und mit Brausen),
Zerstäuber (Luftpumpen und Blaszerstäuber für Wasser und Schädlingsbekämpfungsmittel – s. Abb. 66/1 a),
Schüsseln und Eimer verschiedener Größe (möglichst aus Plast), Werkzeuge (z. B. Messer, Scheren, Handschaufeln)
Holzgeräte wie Holzstäbe verschiedener Größe, Pflanzhölzer, Pikierstäbchen und -gabeln, Blumenstäbe, Gitter; s. Abb. 66/1 d), Viskoseschwämme, Staubpinsel,
Blumendraht, Bastfäden,
Hydrotöpfe, Nährstofftabletten für Hydrokulturen

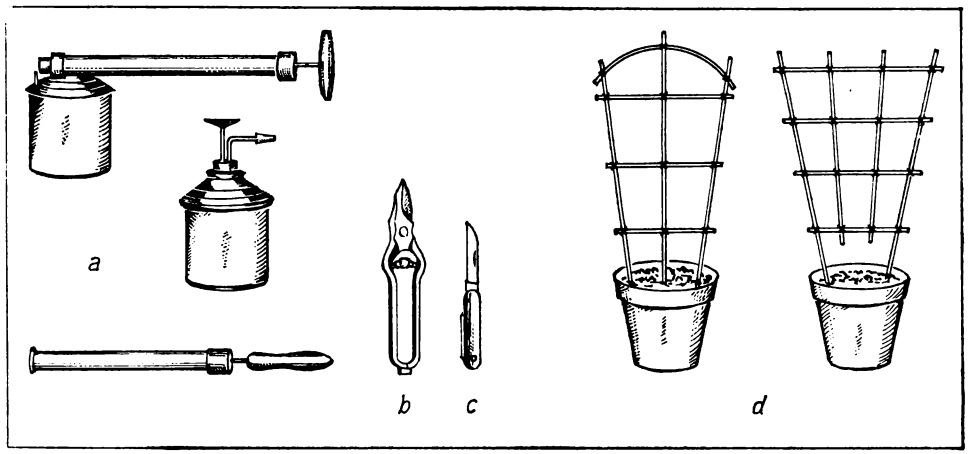


Abb. 66/1 Arbeitsgeräte für die Pflanzenpflege (a verschiedene Handzerstäuber, b Gartenschere, c Messer, d Gitter für kletternde Pflanzen aus Holzstäben hergestellt)

2.3.3.3. Standortverhältnisse

Boden. Die Ansprüche der einzelnen Pflanzen an die Erde (den Boden) sind unterschiedlich. Sollen die Pflanzen kräftig wachsen und blühen, so sind die dem natürlichen Standort der Pflanzen angepaßten Erden zu verwenden. Es wird zwischen schweren und leichten Erden unterschieden. Die schweren Erden sind nährstoffreich und halten die Feuchtigkeit lange. Zu ihnen rechnet man Mistbeeterde, Kompost- und Rasenerde sowie Lehm. Zu leichteren Erden, die lockerer, nährstoffärmer und wasserdurchlässiger sind, gehören Lauberde, Moorerde, Heideerde und Nadelerde. Eine feste Regel für die Verwendung der Erden für die einzelnen Zimmerpflanzen zu geben, ist nicht möglich, doch kann allgemein gesagt werden, daß Pflanzen mit starkem Wurzelwerk kräftigen Boden benötigen, während solche mit zarten und feinen Wurzeln leichtere Böden bevorzugen. Viele Pflanzen erreichen ein optimales Wachstum bei bestimmten Mischungen der vorgenannten Erdarten.

Während Mistbeet-, Laub- und Komposterde relativ leicht im Schulgarten selbst hergestellt werden können (GRUNERT 1975, HOLM 1973), empfiehlt es sich, Spezialerden, die in der biologischen Ecke meist nur in geringen Mengen benötigt werden und die oft auch nicht lange lagerfähig sind, vom Gärtner zu beziehen.

Licht und Temperatur. Obwohl alle in der biologischen Ecke gehaltenen Zimmerpflanzen zum guten Gedeihen viel Licht benötigen, ist die jeweils optimale Menge durchaus verschieden.

Unterschiedliche Ansprüche werden ebenfalls an die Temperatur gestellt. Viele Pflanzen benötigen zum Wachsen und vor allem zum Blühen höhere Wärmegrade. Sie werden vom Gärtner als Warmhauspflanzen bezeichnet. Ihnen stehen die sogenannten Kalthauspflanzen gegenüber, die im Sommer am günstigsten im Freien (z. B. im Schulgarten) aufgestellt werden können. Eine gute Übersicht über die Pflanzen, die für warme und kalte, für sonnige und weniger helle Standorte geeignet sind, findet sich bei GRUNERT 1975 und HOLM 1973.

Lüftung. Zur Regulierung der Temperatur ist es auch notwendig, daß alle Räume, in denen Pflanzen stehen, vor allem auch Blumenfenster, Zimmergewächshäuser oder Glasglocken regelmäßig gelüftet werden. Dabei vermeide man jedoch unbedingt Zugluft, auch solche, die auf die Töpfe gerichtet ist.

Luftfeuchte. Eine besondere Bedeutung kommt der die Pflanzen umgebenden Luftfeuchte zu. Die meisten Zimmerpflanzen leiden sehr stark durch die in zentralbeheizten Klassenräumen vorhandene trockene Zimmerluft. Durch häufiges Lüften läßt sich die notwendige Luftfeuchte nur zum Teil einhalten. Besonders im Winter, wenn die Fenster nicht lange geöffnet werden können und die Zentralheizung in Betrieb ist, muß die Luftfeuchtigkeit ständig reguliert werden. Eine gewisse Abhilfe kann man in zentralbeheizten Zimmern durch das Aufstellen von flachen, wassergefüllten Schalen auf den Heizkörpern oder angehängten sogenannten Verdunstern aus gebranntem Ton, die im Handel erhältlich sind, schaffen. Es muß jedoch darauf geachtet werden, daß die Gefäße ständig nachgefüllt werden, da das Wasser sehr schnell verdunstet. Diese Maßnahme genügt jedoch für eine gute Pflanzenpflege nicht. Die meisten Pflanzen, vor allem solche mit zarten Blättern und ohne besonderen

Verdunstungsschutz, sind daher bei trockener Luft im Winter und an warmen Tagen im Sommer mit Wasser zu besprühen oder zu übersprengen.

2.3.3.4. Pflege der Zimmerpflanzen

Gießen und Wässern. Eine der wichtigsten Arbeiten bei der Zimmerpflanzenpflege ist das Gießen. Viele Pflanzen sterben ab oder kümmern, weil sie entweder zuviel oder zuwenig gegossen werden. Jede Pflanze benötigt eine bestimmte Wassermenge. Gegossen werden fast alle Pflanzen nur, wenn die obere Schicht der Erde abgetrocknet ist. Zu häufiges Gießen führt nicht selten zum Faulen der Wurzeln und verhindert, daß genügend Luft an die Wurzeln gelangt. Das Gießen erfolgt nicht nur von oben in die Töpfe. Sehr gut bewährt hat sich sich bei vielen Pflanzen das sogenannte Anstauen. Dazu wird das Wasser in den Untersetzer des Blumentopfes gegossen und zwar nur soviel, wie nach wenigen Stunden von der Blumentopferde aufgesaugt wird. Das Gießwasser soll stets Zimmertemperatur haben und muß unbedingt abgestanden sein. Das Gießen erfolgt am günstigsten morgens. Im Sommer kann auch abends gegossen werden. Man gieße jedoch nicht im hellen Sonnenlicht und bei starker Erwärmung der Blumentöpfe.

Unbedingt zu vermeiden ist die sogenannte Ballentrockenheit. Trocknet der gesamte Wurzelballen einer Zimmerpflanze völlig aus, so stirbt sie, sofern sie nicht besondere Speicherorgane besitzt, meistens ab. Bei kurzzeitiger Ballentrockenheit können Pflanzen oft durch ein Wasserbad gerettet werden. Zu diesem Zweck ist die ganze Pflanze mit dem Blumentopf soweit in eine mit abgestandenem Wasser gefüllte Wanne zu stellen, daß der Wasserspiegel die Blumentopferde übersteigt. Die Pflanze bleibt 1 bis 2 Stunden im Wasser stehen, mindestens aber so lange, bis keine Luftblasen aus dem Blumentopf mehr aufsteigen. Besondere Aufmerksamkeit ist der Pflanzenpflege in der Zeit der Ferien zu widmen. Eine Schülergruppe, die in den großen Ferien auch von anderen abgelöst werden sollte, muß für die Betreuung eingesetzt werden. Von Zeit zu Zeit ist die Pflegearbeit der Schüler zu kontrollieren. Eine andere Möglichkeit besteht darin, die Pflanzen in den Ferien den Schülern mit nach Hause zu geben, um sie dort pflegen zu lassen. Diese Form birgt jedoch gewisse Gefahren in sich und sollte nur im Notfall angewendet werden.

Düngen. Gedüngt wird stets nur in der Wachstumsperiode, d. h. im Frühjahr oder Sommer mit Ausnahme der Zeit des Blühens der Pflanze. Düngungen, die während der Ruheperiode verabreicht werden, fügen den Pflanzen häufig Schaden zu. Zum Düngen der in der biologischen Ecke gehaltenen Pflanzen werden in der Regel im Handel erhältliche Nährsalzmischungen verwendet, die streng nach den beigefügten Gebrauchsanweisungen im Gießwasser aufgelöst verwendet werden.

Säubern. Alle für längere Zeit in der biologischen Ecke gehaltenen Pflanzen sind in regelmäßigen Abständen, im Winter alle 4 bis 6 Wochen, im Sommer etwa alle 2 Wochen, gründlich zu säubern (Staub, abgestorbene Pflanzenteile entfernen). Härtere Pflanzen kann man in der wärmeren Jahreszeit von Zeit zu Zeit bei nicht zu starkem Regen ins Freie stellen. Zarte Pflanzen badet man in einem mit zimmerwarmem Wasser gefüllten Eimer durch leichtes Hin- und Herschwenken. Die Blätter

der größeren Pflanzen werden mit einem weichen Schwamm oder Lappen abgewaschen, Kakteen und Pflanzen mit sehr zarten Blättern werden mit einem Pinsel abgestaubt.

Verschneiden. Eine Reihe von Zimmerpflanzen muß von Zeit zu Zeit – meist vor Beginn der neuen Wachstumsperiode, oft in Verbindung mit dem Umpflanzen – verschnitten werden. Das trifft besonders für Geranien, Begonien, aber auch für Azaleen, Fuchsien und Zimmerlinden zu. Durch den Schnitt (Abb. 69/1) mit einem scharfen Messer werden auch alle langen blattlosen oder vergeilten Triebe anderer



Abb. 69/1 Verschneiden (a Pelargonie vor dem Stutzen, b Austreiben nach dem Stutzen)



Abb. 69/2 Stecklinge (a nach dem Schneiden, b zum Stecken vorbereitet)

Pflanzen entfernt. Beim Zurückschneiden sei man nicht zu vorsichtig. Die entsprechenden Triebe werden bis auf wenige Blattansätze zurückgeschnitten. Aus den Blattachseln bilden sich bald nach dem Schnitt neue kräftige Triebe. Der Schnitt wird direkt über einem Blattansatz von unten nach oben geführt. Die abgeschnittenen Pflanzenteile können oft als Stecklinge für die vegetative Vermehrung der Pflanzen Verwendung finden (Abb. 69/2).

Umpflanzen. Pflanzen, die mehrere Jahre in der biologischen Ecke gehalten werden, müssen von Zeit zu Zeit umgepflanzt werden. Das Umpflanzen ist notwendig, wenn die Pflanzen die Erde im Topf stark durchwurzelt haben. Die Erde ist von den Pflanzenwurzeln und vom Gießen ausgelaugt und damit für die Pflanze zu nährstoffarm geworden. Von der Durchwurzelung überzeugt man sich durch Austopfen der Pflanze.

Beim Austopfen wird die linke Hand ausgestreckt über die Öffnung des Topfes gelegt und der Topf umgedreht. Der Stamm der Pflanze muß dabei zwischen zwei Fingern liegen. Durch kräftiges Klopfen mit der rechten Hand auf den Boden des Blumentopfes, nötigenfalls durch kurzes Aufstoßen des Topfrandes auf die Tischkante, löst sich der Topf von dem Wurzelballen und kann abgehoben werden. Ist die Erde stark durchwurzelt, sind die Vorbereitungen zum Umtopfen zu treffen. Der beste Zeitpunkt für das Umtopfen ist für die meisten Pflanzen kurz vor oder zu Beginn der Wachstumsperiode.

Zum Umtopfen wird ein Topf ausgewählt, der nur einige Zentimeter größer ist als der alte. Die benötigte Erdmischung wird hergestellt und die Pflanzenhölzer werden zurecht gelegt. Fabrikneue Töpfe werden vor dem ersten Gebrauch einige

Stunden in Wasser gelegt, damit sie sich vollsaugen und der Erde nach dem Umtopfen nicht das Wasser entziehen. Nachdem das Abzugsloch des Blumentopfes mit einer Tonscherbe abgedeckt wurde, wird einige Zentimeter hoch neue Erde in den Topf geschüttet. Vom Ballen der ausgetopften Pflanze wird mit Hilfe von Holzstäbchen ein Teil der anhaftenden Erde gelöst. Dabei muß vorsichtig vorgegangen werden, damit die Wurzeln nicht zu stark beschädigt werden. Der Ballen sollte eine mittlere Feuchte aufweisen. Zu feuchte Ballen lassen sich kaum austopfen und an trockenen Ballen läßt sich die Erde ohne ernste Beschädigung der Wurzeln nur schwer entfernen. Faulige oder sonst krankhaft erscheinende Wurzeln werden mit Hilfe eines scharfen Messers entfernt. Auch ein Teil der gesunden Wurzeln kann bei zu starker Wurzelbildung vorsichtig abgeschnitten werden. Danach wird die Pflanze in die Mitte des neuen Topfes gesetzt. Mit den Händen oder mit Hilfe der stumpfen Seite des Pflanzholzes wird die Erde festgedrückt. Die Pflanze wird in der gleichen Höhe eingesetzt, in der sie im alten Topf gestanden hat. Nach erfolgter Umpflanzung sollte der Topf mehrmals leicht auf den Tisch aufgestoßen werden, damit sich die Erde setzt. Danach wird die Erde nochmals angedrückt, bewässert wird am besten mit einer Brause. Der ganze Wurzelballen muß gut mit Wasser durchzogen sein. Nach dem Reinigen des äußeren Blumentopfes wird die Pflanze zunächst an einem nicht zu sonnigen Platz aufgestellt und bis zum Beginn der neuen Wurzelbildung nicht zu stark gegossen.

Winterhaltung. Ein großer Teil der Zimmerpflanzen benötigt im Winter eine andere Behandlung als im Sommer. Ganz allgemein sind alle Pflanzen im Winter weniger zu gießen als im Sommer . Auch das Düngen ist im Winter für fast alle Pflanzen zu unterlassen. Einige Pflanzen benötigen eine direkte Winterruhe, in der sie überhaupt nicht gegossen werden dürfen (z. B. Geranien, Begonien, Fuchsien). Auch im Hinblick auf die günstigsten Überwinterungstemperaturen ergeben sich zum Teil erhebliche Unterschiede. Eine ganze Reihe von Pflanzen wird im Keller überwintert. Der Keller darf jedoch nicht zu warm und nicht zu feucht sein, da die Pflanzen sonst zu schnell treiben und auch Schimmelbildung eintreten kann. Das völlige Austrockenen der Wurzelballen muß bei den meisten Pflanzen durch sehr vorsichtiges Gießen auch während der Winterruhe vermieden werden. Eine Reihe von Pflanzen (z. B. Alpenveilchen, Clivien, Amaryllis) benötigt eine Ruhezeit, ähnlich wie andere im Winter, kurz nach der Blütezeit im Sommer oder Herbst.

2.3.3.5. Vermehren

Ableger. Die einfachste Form der Vermehrung von Zimmerpflanzen ist das Abtrennen der Tochterpflanzen von der Stammpflanze. Dabei werden beim Austopfen die zu einer gewissen Größe herangewachsenen Tochterzwiebeln, Ausläufer oder sonstige „Kindel" (z. B. von Amaryllis, Chlorophytum, Clivien) vorsichtig von der Mutterpflanze gelöst und getrennt in kleine Töpfe, die der Nachzucht dienen, eingepflanzt. In ähnlich einfacher Weise kann bei vielen Pflanzen, die kräftige Wurzelstöcke und mehrere Vegetationspunkte haben, auch eine Vermehrung durch Teilung erfolgen.

Stecklinge. Für die Stecklingsvermehrung ist die Verwendung eines Zimmergewächshauses oder eines sonstigen Behelfs, der das Vertrocknen der Stecklinge verhindert, sehr zu empfehlen. Die gebräuchlichste Erdmischung für die Stecklingsanzucht ist ein Gemisch von Sand und Torfmull. Die Anzucht erfolgt in Keimschalen, Pikierkästen oder auch flachen Blumentöpfen. Als Stecklinge eignen sich kurze, möglichst gedrungene Stengelstücke. Es können sowohl Triebspitzen als auch Stengelstücke ohne Triebspitzen verwendet werden. Die untere Schnittfläche soll dicht unter einem Blattansatz liegen, während bei Stengelstücken ohne Triebspitze der obere Schnitt dicht über einem Blattansatz geführt werden soll. An dem in die Erde zu steckenden Teil werden die Blätter entfernt (s. Abb. 69/2). Lange dünne Stengel, an denen die Blätter in großen Abständen stehen, sind für die Stecklingsvermehrung kaum geeignet. Die Stecklinge sind nach dem Einbringen in die Sand-Torfmullmischung gut zu gießen und stets feucht zu halten. Das ist am besten in feuchter Luft zu erreichen. Deshalb stellt man die Anzuchtkästen (Keimschalen, Pikierkästen, kleine Töpfe) in ein Zimmergewächshaus oder in eine sonstige feuchte Kammer und übersprüht sie möglichst mehrmals am Tage. Ein Notbehelf ist das Überstülpen der Anzuchtkästen mit Glasglocken oder Vollglasaquarien. Die Stecklinge sollen bei der Vermehrung auch warm und hell gehalten werden. Direktes Sonnenlicht ist jedoch zu vermeiden. Die beste Zeit zur Stecklingsvermehrung ist das Frühjahr (Beginn der Wachstumsperiode). Tradeskantien, Efeu, Sansevierie, Chlorophytum und einige andere Pflanzen lassen sich leicht durch Stecklinge vermehren. Es genügt, Stengelstücke lediglich in die vorbereiteten Blumentöpfe zu stecken und feucht zu halten. Sie werden sich fast immer bewurzeln und bald zu treiben beginnen.

Blattstecklinge. Von einigen Pflanzen können Blattstecklinge gewonnen werden. Besonders gut geeignet sind dazu fast alle Begonienarten. Zu ihrer Vermehrung werden abgeschnittenen Blättern die Blattrippen an mehreren Stellen durchschnitten und die Blätter mit der Unterseite auf den Sandboden des Anzuchtkastens gelegt, etwas angedrückt und evtl. mit kleinen Steinen beschwert. An den Schnittflächen bilden sich meist kleine Pflänzchen, die nach dem Heranwachsen vom Mutterblatt gelöst werden. Auch in diesem Fall muß durch Übersprühen und durch feuchte Luft das Vertrocknen der Blätter verhindert werden.

Anzucht aus Samen. Schwieriger und langwieriger als die Vermehrung der Pflanzen auf vegetativem Wege ist die Anzucht durch Aussaat von Samen. Als Aussaatgefäße sind Keimschalen oder flache Holzkisten geeignet. Als unterste Schicht wird Kies in die Gefäße gebracht, der das Wasser gut ablaufen läßt. Darauf liegt, besonders bei sehr kleinen Samen, eine feingesiebte, leichte, sandige Erde. Die Gefäße werden randvoll gefüllt, leicht aufgestoßen und glattgestrichen. Der Boden darf bei der Aussaat nicht zu naß sein, er soll eine mittlere Feuchte haben. Die Samen werden zu den jeweils günstigsten Aussaatzeiten, die sehr unterschiedlich sein können, dünn ausgesät. Sehr feine Samen werden mit völlig trockenem feinem Sand gemischt, um eine bessere Verteilung der Samenkörnchen zu erreichen. Die Samen werden nur leicht angedrückt oder mit wenig feingesiebtem Sand bestreut. Danach kann mehrmals mit dem Zerstäuber leicht besprüht werden. Die Anzuchtkästen werden mit einer Glasscheibe bedeckt und an einem warmen, nicht zu hellen Platz aufgestellt. Täglich zweimal wird die Schale gewässert. Das geschieht am besten

durch das Einstellen in eine größere Schüssel mit abgestandenem Wasser, so daß sich der Boden von unten vollsaugt. Es kann aber auch mit einer Blumenspritze besprüht oder mit einer sehr feinen Brause vorsichtig gegossen werden. Nach dem Auflaufen der Sämlinge wird die Glasscheibe entfernt und die Schale an einen hellen Platz, aber nicht in die Sonne gestellt. Jetzt ist für mäßige Wärme und für genügend Luftfeuchtigkeit zu sorgen. Am besten stellt man die Anzuchtkästen in ein Zimmergewächshaus.

Sobald die Sämlinge etwas herangewachsen sind, werden sie pikiert. Nach dem Pikieren wird wieder gut gewässert. Die Pflanze wird bis zum nochmaligen Pikieren oder dem Auspflanzen in Blumentöpfe oder in das Freiland weiterhin im Gewächshaus aufgezogen. Beim Eintopfen der kleinen Pflanze wird, wie beim Umtopfen beschrieben, verfahren. Es ist darauf zu achten, daß die Töpfe nicht zu groß sind. Man pflanzt besser noch einmal um. Beim Umpflanzen sollen die Wurzeln nicht beschädigt werden. Es wird deshalb versucht, jeweils einen ganzen Wurzelballen aus dem Anzuchtkasten zu entnehmen und in den Blumentopf zu bringen. Bei der Anzucht von Pflanzen aus größeren Samen können die Samen direkt in kleine Blumentöpfe ausgelegt werden.

2.3.3.6. Sonderkulturen

Hydrokultur. Unter Hydrokultur wird die erdelose Haltung von Pflanzen in einer Nährlösung verstanden (s. Abb. 72/1). Die besonders für diese Kulturart entwickelten Gefäße bestehen aus zwei Teilen. Der untere größere Teil dient zur Aufnahme der Nährlösung, die durch Auflösen in Wasser von Nährstofftabletten oder Nährstoffmischungen in Pulverform hergestellt werden. In der Nährlösung sind alle für den Pflanzenwuchs notwendigen Nährstoffe enthalten. In die Lösung taucht ein siebartig durchlöcherter, blumentopfartiger Einsatz ein. Die Pflanze wird im Topf mit

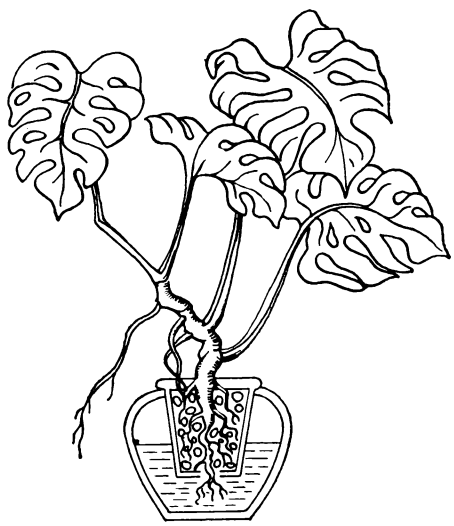


Abb. 72/1 Hydrokulturtopf

Kies, Moos oder Plasteborsten befestigt und in das untere Gefäß so eingehängt, daß die Wurzeln direkt mit der Nährstofflösung in Berührung kommen. Der Einsatztopf soll bis zur Hälfte, höchstens bis zu zwei Dritteln in die Nährlösung tauchen, so daß auch noch genügend Luft an die Wurzeln gelangen kann. Die Nährlösung wird nach den genauen Angaben, die den Nährstofftabletten beiliegen, hergestellt. Sie wird etwa alle 4 Wochen erneuert. In der Zwischenzeit ist entsprechend der Verdunstung ein mehrmaliges Nachfüllen von Wasser in den Nährstoffbehälter notwendig. Viele Pflanzen gedeihen in der Regel in der Nährstofflösung besser als in Erdkultur. Die Pflegemaßnahmen sind einfacher, da das Gießen völlig wegfällt. Auch in Ferienzeiten werden deshalb kaum Schwierigkeiten auftreten.

Für die Hydrokultur besonders zu empfehlen sind die meisten Blattpflanzen (z. B. Sansevieria, Monstera, Philodendron, auch Farne, Begonien, Fuchsien, Geranien). Kakteen und Sukkulenten dagegen werden selten in Hydrokultur gezogen. Das Umpflanzen von größeren Gewächsen, die vorher in Erdkultur gehalten wurden, ist nicht ratsam. Man sollte vor allem jüngere Pflanzen dazu verwenden. Zu diesem Zweck werden sie ausgetopft. Die Wurzel wird zunächst mit einem Pflanzholz von der Erde befreit und danach in einer Schüssel mit Wasser abgewaschen. Nun erfolgt die Befestigung der Pflanze mit Kies, grobem Sand, Moos oder Plasteborsten im oberen Hydrotopf. Die Nährlösung soll zunächst in der unteren Schale nur so hoch stehen, daß die Wurzeln der umgesetzten Pflanze nur einige Zentimeter tief in die Flüssigkeit eintauchen. Nach Ausbildung neuer Wurzeln wird die Nährstofflösung auf den normalen Stand ergänzt und später wie oben beschrieben erneuert bzw. mit Wasser aufgefüllt.

Moos- und Farngärten. Moose werden gewöhnlich nicht ständig in der biologischen Ecke gehalten. Zur Förderung der Artenkenntnis und zur Durchführung von Versuchen, z. B. zur Aufnahmefähigkeit von Wasser sowie für Lupenbetrachtungen und mikroskopische Untersuchungen, ist ihre zeitweilige Haltung in der Schule jedoch zu empfehlen.

Da die Moose in der trockenen Zimmerluft meist sehr schnell abtrocknen und dann unansehnlich sind, werden sie am besten als sogenannte Moosgärten in feuchten Kammern gehalten. Dazu sind kleine Vollglasaquarien oder auch pneumatische Wannen sehr gut zu verwenden. Die gesammelten Moospolster werden in eines der genannten Glasgefäße – am besten ihrer Höhe nach geordnet – eingelegt, so daß der ganze Boden des Gefäßes ausgefüllt ist. Danach werden sie mit einer sehr feinen Brause übersprüht und gut feucht gehalten. Eine passende Deckscheibe hält die Feuchte im Innern des Gefäßes und verhindert das Verstauben. Die Beschriftung wird auf kleinen, weißen Kunststoffschildchen vorgenommen, die in die Moospolster gesteckt werden und auf die am besten mit schwarzer Lackfarbe der Name der Moose geschrieben wird. Auf einer kleinen Skizze, die vor den Moosgarten gelegt wird, können die Namen, Fundorte und andere Hinweise in den Grundriß, den die einzelnen Arten im Moosgarten einnehmen, eingetragen werden (Abb. 74/1).

In ähnlicher Weise, jedoch meist nur für kürzere Zeiträume, können Farne in der biologischen Ecke gehalten werden. Auf einer Exkursion werden dazu möglichst nur kleinere, bis zu 30 cm hohe Exemplare verschiedener Arten mit dem den Wurzelstock umgebenden Substrat vorsichtig ausgegraben, für den Transport in mehrere

Lagen Zeitungspapier eingeschlagen und in entsprechend große Vollglasbecken oder weite und hohe Standzylinder gepflanzt. Die Zwischenräume zwischen den einzelnen Wurzelstöcken der Farne werden mit Moosen ausgepolstert. Der Bodengrund muß feucht gehalten werden, stehende Nässe ist jedoch zu vermeiden. Die so erhaltenen Farngärten werden mit einer Deckscheibe, die einen etwa 2 cm breiten Spalt für den Luftaustausch freiläßt, abgedeckt und wie die Moosgärten beschriftet.

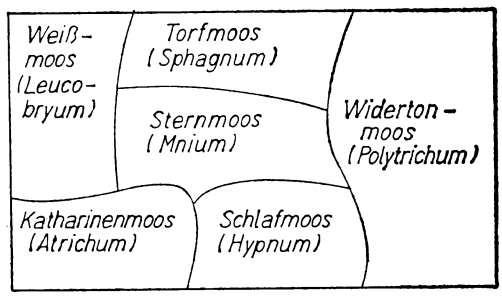


Abb. 74/1 Moosgartenbeschriftung

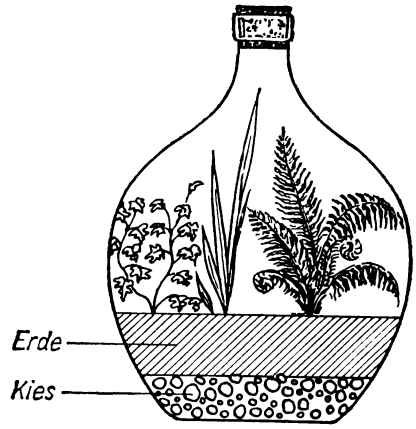


Abb. 74/2 Geschlossener Garten

Geschlossene Pflanzengärten. Seit einigen Jahren sind in biologischen Ecken einiger Schulen in Anlehnung an die oben beschriebenen Moos- und Farngärten nahezu geschlossene biologische Systeme zu finden (Abb. 74/2). Sie sind für die Erarbeitung oft nur schwer verständlicher biologischer Allgemeinbegriffe wie Biologisches Gleichgewicht, Wasser- und sonstige Stoffkreisläufe von nicht zu unterschätzender Bedeutung. Ein großer Vorzug liegt weiterhin darin, daß sie nach einmaligem Einrichten für längere Zeiträume keiner Pflege bedürfen und darüber hinaus bei entsprechender Gestaltung auch eine dekorative Wirkung, nicht nur im Biologiefachraum, sondern auch in anderen geeigneten Räumen des Hauses ausüben. Die Einrichtung geschlossener Pflanzengärten kann vor allem durch außerunterrichtliche Arbeitsgemeinschaften erfolgen.

Als Behälter eignen sich besonders große Vollglasaquarien, vor allem geklebte Formen, die durch passende Deckscheiben weitgehend luftdicht verschlossen werden können. Mit genügend Fingerspitzengefühl und Geduld bei der Arbeit können auch große Glasflaschen, z. B. Gärballons verwendet werden. Zu ihrer Bepflanzung sind allerdings entsprechend lange Werkzeuge, die aus langen dünnen Holzstäben zusammengebaut werden können, erforderlich. Als Bodengrund wird zuerst eine etwa 5 cm hohe Kiesschicht in die Glasbehälter eingebracht, die der Aufnahme überschüssigen Wassers dient. Sie wird mit einer mindestens gleich hohen Schicht sandiger Blumenerde abgedeckt. Die Blumenerde sollte etwa zu zwei Dritteln mit einer dünnen Schicht Kies, dem Aktivkohlestückchen beigemischt wurden, überschichtet werden. Das gesamte Bodensubstrat wird vor dem Einbringen zum Abtöten von

Kleinlebewesen und im Boden vorhandener Samen und Sporen mehrmals im Trockenschrank oder in der Backröhre eines Ofens erhitzt.

Der Bodengrund kann je nach Größe leicht ansteigen und mit einigen Steinen oder trockenen Ästen abwechselungsreich gestaltet werden.

Zur Bepflanzung sind an den Wurzeln von Erde befreite, peinlich gesäuberte, möglichst junge Blattpflanzen wie beispielsweise Moose, Farne, Efeu, Tradeskantien, Cissus, Philodendron, und Bilbergien zu verwenden. Es sollten jeweils verschiedene Arten in ein Gefäß gepflanzt werden. Wegen der günstigen Bedingungen, die ein kräftiges Wachsen ermöglichen, darf nicht zu dicht gepflanzt werden. Aus demselben Grunde sind auch besonders schnellwüchsige Pflanzen möglichst nicht zu verwenden.

Nach dem Bepflanzen wird reichlich gegossen, so daß ein Teil des Kieses im Wasser liegt. Danach wird der Behälter luftdicht verschlossen. Die Aufstellung erfolgt nicht zu kühl in der Nähe des Fensters. Sollte sich in den ersten Tagen zuviel Kondenswasser an den Glaswänden absetzen, so muß das Gefäß evtl. mehrmals für einige Stunden gelüftet werden, bis der günstigste Feuchtigkeitsgrad erreicht ist. Danach kann endgültig luftdicht verschlossen werden und der Behälter über mehrere Monate hindurch ohne Pflege stehen.

Algenkulturen. Eine große Anzahl einzelliger und mehrzelliger Algen werden mit Wasserpflanzen und Futter in die Aquarien eingetragen, wo sie sich oft so stark vermehren, daß sie bekämpft werden müssen. Auch in Mikroaquarien sind viele Formen der Algen zu finden (s. auch S. 259 ff.).

In Gewächshäusern und an Baumrinden siedeln sich meist einzellige Algen an. Ihre Kultur kann auf Nährböden aus Agar-Agar und Nährsalztabletten sowohl in Petrischalen als auch in Schrägagarröhrchen erfolgen (Abb. 75/1). Die sich entwickeln-

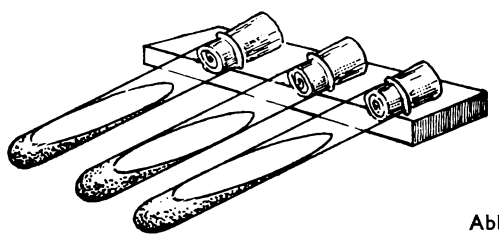


Abb. 75/1 Schrägagarröhrchen für Algenkulturen

den Algenkulturen sind meist makroskopisch, mindestens aber mit der Lupe oder unter dem Mikroskop zu unterscheiden und können danach isoliert werden. Nach ZABEL/HELLWIG 1971 (verändert) läßt sich die Zucht von *Chlorella* unter einfachen Bedingungen in der Schule durchführen. Als Kulturgefäße werden Vollglasaquarien, pneumatische Wannen oder Erlenmeyerkolben verwendet, die höchstens 5 cm hoch mit einer Nährlösung nach KNOOP oder einer Lösung von Nährsalztabletten (Blumendünger) nach beigefügter Vorschrift in destilliertem Wasser gefüllt werden. Die Temperatur soll zwischen 25 °C und 30 °C liegen. Sie kann gegebenenfalls in einem Wasserbad mit einem Aquarienheizer gewährleistet werden. Als Lichtquelle genügt eine 40-W-Glühlampe, im Sommer oft sogar das Aufstellen der Algen an einem Fenster. Die in obengenannter Weise isolierten Algen oder auch aus Instituten bezogenen Reinkulturen werden in die vorbereitete Nährlösung gebracht und

zur Verhinderung des Absetzens auf dem Bodengrund einmal täglich umgerührt. Eine zusätzliche Kohlendioxidversorgung erfolgt durch ein- bis zweitägliche Zugabe von wenigen Millilitern Selterswasser in die Lösung. Der starken Wasserverdunstung wird durch entsprechende Zugabe von destilliertem Wasser entgegengewirkt. Bei längerer Haltung werden die Kulturen etwa alle vier Wochen erneuert. Dazu werden die Algen zentrifugiert und in eine neue Nährlösung übergeführt.

Eine anspruchsvollere Anlage mit Temperaturregelung, elektrischem Rührwerk und Lichtmengenschaltung zur Zucht von *Chlorella* beschreiben ZABEL/SPIESS 1971. Die Apparatur ist auch zur Durchführung einer Reihe wertvoller Versuche mit Algen verwendbar. Sie kann in der außerunterrichtlichen Arbeit der Schüler angefertigt und vor allem in den Arbeitsgemeinschaften nach Rahmenprogramm zur Pflanzenphysiologie eingesetzt werden.

Zimmergewächshaus. Die Verwendung eines Zimmergewächshauses im Biologieraum, insbesondere zur Anzucht von Pflanzen, zur Haltung bestimmter Pflanzen und zur Durchführung von Versuchen hat sich außerordentlich gut bewährt. Es sollte deshalb in keinem Fachunterrichtsraum fehlen. Der Bau eines solchen Gewächshauses ist nicht sehr schwierig und kann im Werkunterricht durchgeführt werden (s. Abb. 76/1 und 77/1) Das Gewächshaus besteht aus einem allseitig verglasten Holzgestell und einem festen Kastenunterteil. In den Kastenteil werden 2 bis 3 etwa 10 cm hohe Einsätze aus nichtrostendem Blech oder aus Holz für die Aufnahme der

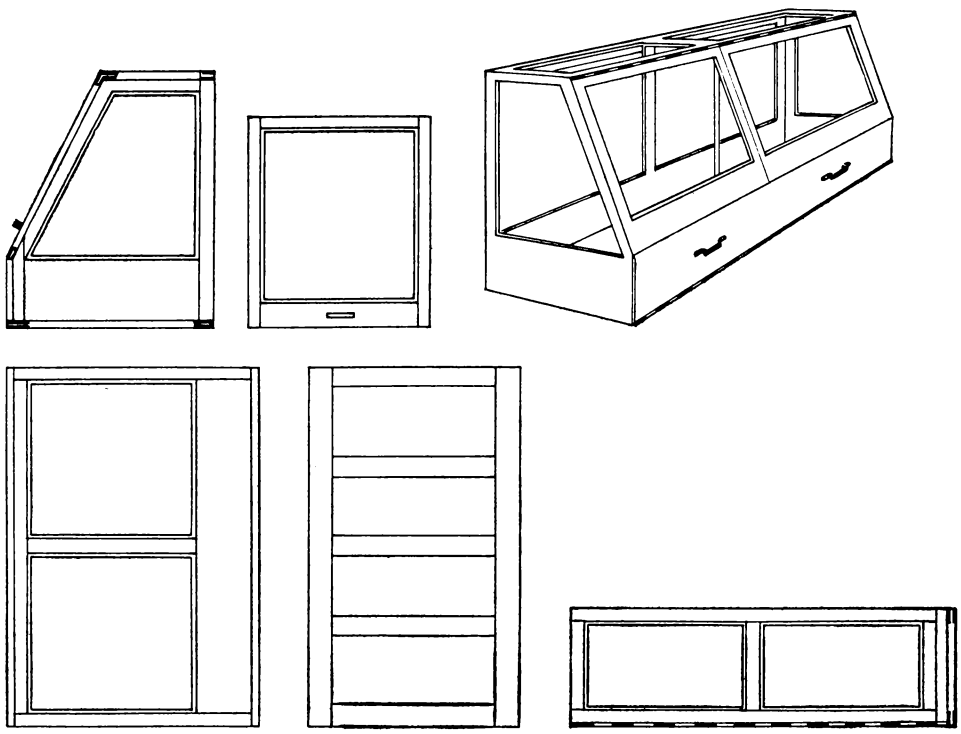


Abb. 76/1 Bauplan für ein Zimmergewächshaus (oben rechts Gesamtansicht)

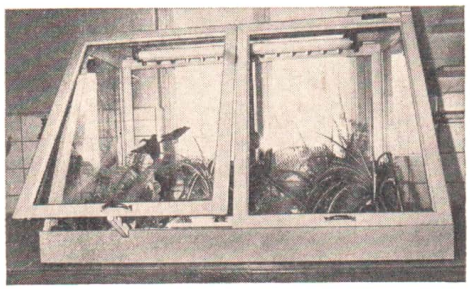


Abb. 77/1 Zimmergewächshaus

Erde gestellt. Die Blecheinsätze haben einige Zentimeter über dem Boden an den Wänden eine größere Anzahl von etwa 5 mm großen Löchern, die eine bessere Durchlüftung der Erde und ein evtl. notwendiges Ablaufen von überschüssigem Wasser ermöglichen. Die vordere Kastenwand ist unten mit Scharnieren befestigt und läßt sich zum Einstellen der Einsätze und zum besseren Reinigen herunterklappen. Die vordere schräge Seite des verglasten Kastens kann auf der ganzen Breite durch große Türen geöffnet werden. Dadurch ist eine ungehinderte Arbeit im Gewächshaus gesichert. Durch Steckhölzer können die Türen in verschiedener Weite geöffnet bleiben.

Das Gewächshaus wird am zweckmäßigsten auf einem Tisch mit der verglasten Rücksseite an einem nach Osten gerichteten Fenster aufgestellt. Eine besondere Heizung ist meist nicht erforderlich. Es kann jedoch eine Heizspirale als Bodenheizung eingebaut werden. Durch Zwischenschaltung eines Kontaktthermometers mit Relais, wie es in Warmwasseraquarien Verwendung findet, läßt sich die Temperatur automatisch regulieren. Die Belüftung und die Regelung der Luftfeuchte erfolgt in gewissen Grenzen durch verschließbare Löcher am oberen Kastenrahmen und durch das Öffnen der Türen. An Bodenthermometern und Luftthermometern kann die Temperatur abgelesen werden und danach die erforderliche Regelung erfolgen. Die Einsätze werden zuunterst mit einer mehrere Zentimeter hohen Kiesschicht belegt, die überschüssiges Wasser aufnehmen kann. Darauf wird eine Torfmullschicht gebracht, auf die dann die zur Anzucht benötigten Erdmischungen aufgetragen werden. Das Gießen im Gewächshaus erfolgt mit Hilfe einer Blumenkanne mit einer feinen Brause.

In diesem Gewächshaus können viele empfindliche Pflanzen (z. B. Mimosen, viele Epiphyten), die die trockene Luft im Klassenraum nicht vertragen können, gehalten werden (DIETRICH 1960).

Als Zimmergewächshäuser können behelfsmäßig auch alte große Aquarien, die sich wegen des verzogenen Rahmens nicht mehr für ihren eigentlichen Zweck verwenden lassen, benutzt werden. An einer Breitseite wird zu diesem Zweck die Glasscheibe entfernt und eine Tür eingesetzt. In sehr einfacher Weise läßt sich dazu die ausgebaute Glasscheibe selbst verwenden. Sie wird in der Mitte durchgeschnitten und oben und unten in eine Holzleiste, in die zwei Nuten eingefräßt sind, verschiebbar eingesetzt. Für die Aufnahme der Erde werden passende Anzuchtkästen oder Keimschalen verwendet. Das Aquarium wird mit einer Glasscheibe oben abgedeckt. Auch zusätzlich verbreiterte Doppelfenster haben sich als Gewächshäuser in einigen Schulen sehr gut bewährt.

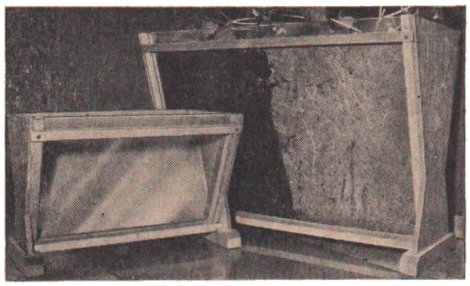


Abb. 78/1 Wurzelkästen

Wurzelkasten. Ein weiteres äußerst wertvolles Hilfsmittel für die Beobachtung von Pflanzen und die Durchführung von Versuchen ist der Wurzelkasten. Auch Wurzelkästen können mit etwas handwerklichem Geschick, evtl. mit Unterstützung des Werklehrers, selbst gebaut werden (s. Abb. 78/1). Sie bestehen aus einem festen Rahmen aus Holzleisten, in den von oben im spitzen Winkel zueinander Glasscheiben eingeschoben sind. Die Stirnseiten des Kastens bestehen aus massivem Holz, in das zur besseren Durchlüftung des Bodens kleine Löcher gebohrt sind. Alle Holzteile werden mit wasserabstoßendem Lack gestrichen. Um zu verhindern, daß die Wurzeln der einzusetzenden Pflanzen ständig belichtet werden, fräst man in den Rahmen außer den Nuten für die Scheiben auch Nuten für Papp- oder Plasttafeln. Nur während der direkten Beobachtung werden die Tafeln entfernt.

Zur Beobachtung der Wurzelbildung werden die Samen in dem mit Gartenerde gefüllten Wurzelkasten einige Zentimeter unter der Oberfläche direkt an die schrägen Scheiben gelegt. Erbsen, Bohnen und Mais sind für die Beobachtung des Keimvorganges, der ersten Wachstumsstadien und der Unterschiede bei der Wurzelbildung von ein- und zweikeimblättrigen Pflanzen besonders geeignet. Als Beispiele für Versuche im Wurzelkasten seien noch der Nachweis der Bedeutung des Vorquellens und der Aussaattiefenversuch genannt. Auch die Tätigkeit des Regenwurmes oder die Lebensweise von Wurzelschädlingen kann im Wurzelkasten demonstriert werden (GIERMANN 1955, BAER 1976).

Über die Arbeit mit Bakterien, Algen und Pilzen siehe Seite 88 und Seite 259ff.

2.3.4. Haltung und Zucht von Tieren in Vivarien

2.3.4.1. Allgemeines

Vivarien in der biologischen Ecke dienen der Haltung und Zucht von Tieren verschiedener Arten, die die Beobachtung sehr unterschiedlicher Lebensgewohnheiten und Bedingungen ermöglichen. Die Beobachtung der Tiere in der freien Natur ist meist viel schwieriger als die Pflanzenbeobachtung. Viele Tiere flüchten, leben versteckt oder sind ihrer geringen Größe oder der im Vergleich zu den Pflanzen geringeren Individuenzahl wegen nur schwer zu finden. So ist beispielsweise der Laichvorgang und die Brutpflege von Stichlingen oder Bitterlingen in der freien Natur kaum zu beobachten. Durch die zeitweilige Haltung solcher Tiere in Vivarieneinrichtungen

ist häufig erst die Voraussetzung für die selbständige Beobachtung durch Schüler gegeben. Eine Reihe weiterer Tiere wird für Versuchszwecke in der biologischen Ecke gehalten und gezüchtet. So können beispielsweise mit weißen und grauen Mäusen, mit Guppys oder *Drosophila* Zuchtversuche für das Stoffgebiet Vererbungslehre und mit Stabheuschrecken oder Planarien Regenerationsversuche durchgeführt werden. Die längere Pflege von Säugetieren (z. B. von Goldhamstern), aber auch von Vögeln oder Reptilien (z. B. Schildkröten, Eidechsen) wirkt in starkem Maß erziehend auf die Schüler. Das ist in erster Linie darin begründet, daß die Schüler meist eine engere gefühlsmäßige Bindung zu den Tieren haben und daß die höheren Tiere oft leicht erkennbar mit ihrem Wohlbefinden auf geeignete oder nicht geeignete Pflegemaßnahmen reagieren. Dies ist bei niederen Tieren und auch bei den Pflanzen meist nur schwer zu erkennen.

Trotz einer naturgemäßen Haltung und Pflege ist bei der Einschätzung der Beobachtungsergebnisse, die an in Gefangenschaft gehaltenen Tieren gewonnen werden, unbedingt zu berücksichtigen, daß viele Tiere unter den besonderen Bedingungen der Vivarienhaltung oft unterschiedlich zu ihrem sonstigen Verhalten reagieren.

Nach den Behältern , in denen die Tiere gepflegt werden, werden verschiedene Aquarien- und Terrarientypen, Insektarien und Käfige unterschieden (s. Abb. 79/1).

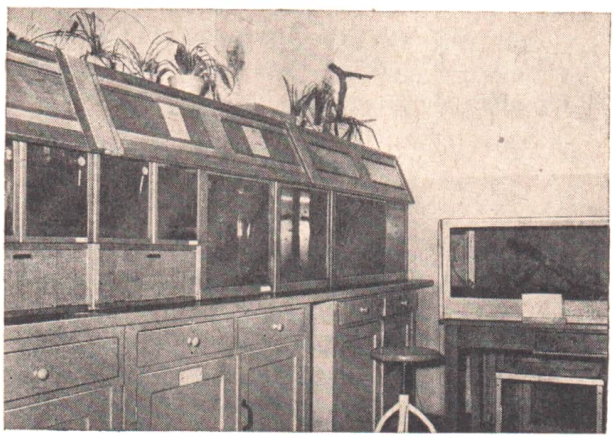


Abb. 79/1
Beispiele für die Gestaltung von Vivarienanlagen

Nach dieser Unterteilung ist auch die Gliederung dieses Abschnittes vorgenommen.

Die notwendigen Angaben über die geeigneten Vivarienformen und sonstigen Voraussetzungen für die Haltung, Pflege und Fütterung besonders für Schulen zu empfehlender Tiere werden auf den Seiten 129 ff. in Form von Tabellen gegeben. Dort sind auch Hinweise für die unterrichtliche Bedeutung der einzelnen Arten zu entnehmen. Die Anlage und Pflege von Futterzuchten wird ebenfalls in diesem Abschnitt behandelt. Futterbeschaffung und Futterzuchten sind wichtige Voraussetzungen für die Haltung aller Tiere in Vivarien (KRUMMBIEGEL 1949, VOGEL 1963).

Auch die Beschriftung der Vivarien mit ihren Tieren und Pflanzen muß in exakter Weise erfolgen und die Besonderheiten der Vivarienhaltung berücksichtigen. Neben dem deutschen und dem wissenschaftlichen Namen (evtl. auch der systematischen Einordnung) sind Funddatum und Fundort, Hinweise auf Bestimmungsmerkmale

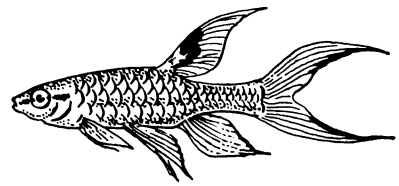
SPRITZSALMLER
(Copeina arnoldi)

Familie: Salmler (Characidae)

Kennzeichen: dunkle Schuppenränder, grünlich-goldiger Fleck auf Kiemendeckel, Rückenflosse mit schwarzem Fleck, Spitze rot, oberer Lappen der Schwanzflosse stark verlängert

♀ *Flossenende abgerundet, bis 6 cm lang*

♂ *Flossenende spitz, bis 8 cm lang*



Heimat: unterer Amazonas

Besonderheit:
Laichablage an Deckscheiben, ♂ und ♀ springen dabei aus dem Wasser, ♂ bespritzt Laich vom Wasser aus

Abb. 80/1 Beispiel für Beschriftungen

und Beobachtungsaufgaben zu formulieren. Bei exotischen Tieren werden die Heimat genannt und biologische Besonderheiten angegeben. Hinweise auf die Lebensbedingungen können die Beschriftung ergänzen (Abb. 80/1).

2.3.4.2. Aquarien

Aquarien sind die häufigsten Vivarien sowohl in der Schule als auch in den Wohnungen. Sie dienen nicht nur der Haltung von Fischen, sondern werden mit Tieren der verschiedensten Arten, die im Wasser leben, besetzt. Von den Urtieren bis zu den Wirbeltieren finden sich Vertreter aller Tierstämme, die sich zur Haltung in Aquarien eignen. Außerdem werden eine ganze Reihe einheimischer und exotischer Wasserpflanzen gehalten. Nach der Technik der Einrichtung und Pflege werden folgende Haupttypen von Aquarien unterschieden: Kaltwasseraquarien, Warmwasseraquarien und Seewasseraquarien. In unserer Dartellung ist die Einrichtung und Pflege von Kaltwasseraquarien für einheimische Fische näher beschrieben. Diese Angaben sind maßgebend für die Einrichtung aller Aquarien. Bei der Behandlung der anderen Aquarientypen wird nur das jeweils Abweichende und Besondere erläutert.

Kaltwasseraquarien

Gegossene Vollglasaquarien. Als Behälter sind für alle Aquarientypen Vollglasbecken in verschiedenen Größen gut geeignet (s. Abb. 81/1). Für Becken mit einer Grundfläche von über 50 cm × 30 cm und für höhere Ansprüche werden Rahmengestellaquarien verwendet. Gegossene Vollaquarien sind billiger als Gestellaquarien, haben aber den Nachteil, daß sie wegen der Unebenheiten des gegossenen Glases nicht so gute Sichtverhältnisse bieten wie Gestellaquarien mit glatten und evtl.

sogar geschliffenen Scheiben. Für den Anfänger und für viele einfache Beobachtungen bieten Vollglasaquarien jedoch alle erforderlichen Möglichkeiten. Da Vollglasbecken wegen des oft etwas unebenen Bodens und gewisser Spannungen im Glas leicht platzen können, sind sie stets auf eine Filzunterlage oder behelfsmäßig wenigstens auf mehrere übereinander gelegte Schichten von Wellpappe zu stellen, die in der Größe dem Beckenboden entsprechen. Es ist darauf zu achten, daß Vollglasbecken niemals, weder gefüllt noch ungefüllt, auf ihrer Standfläche hin und her geschoben werden, da schon kleine Sandkörnchen, die sich unter dem Becken befinden, wie Glasschneider wirken und ein Platzen der Becken hervorrufen können.

Geklebte Vollglasaquarien. Gut bewährt haben sich geklebte Vollglasaquarien (Abb. 81/1), die einige der Nachteile der gegossenen Aquarien nicht aufweisen, dagegen aber zahlreiche Vorteile der Vollglasaquarien und der Gestellaquarien in sich vereinen. Sie können praktisch bis zu jeder in der Schule benötigten Größe relativ leicht selbst hergesellt werden. Wichtig ist, daß die Stärke des Glases dem geplanten Beckeninhalt entspricht. Bis zu etwa 120 l Wasser reicht eine Glasstärke von 5,5 mm aus. Für größere Becken bis etwa 250 l Inhalt ist 8 mm Glas zu verwenden. Die Kanten der Glasplatten sollten plan geschliffen sein. Sie werden mit dem im Handel erhältlichen Silikonkautschuk-Kleber „Cenusil" verklebt. Beim Kleben können die Seitenscheiben neben der Bodenplatte stehen und die schmalen Seitenscheiben an die überstehenden Kanten der Vorder- und Hinterscheiben geklebt werden. Sehr saubere Arbeit ist dabei erforderlich, damit es nicht zum Verschmieren des Klebers kommt, der sich von den Glasscheiben nur schwer wieder entfernen läßt. Der Kleber ist außerordentlich fest und bleibt trotzdem ständig etwas elastisch. Geklebte Aquarien müssen unbedingt auf einer völlig ebenen und sehr sauberen Fläche, am besten auf einer Kunststoffunterlage von Piatherm, aufgestellt werden. Auch nur ein einziges Sandkorn unter der Bodenplatte kann zum Platzen führen. Nach 24 Stunden kann das Becken mit Wasser gefüllt werden. Besonders bei einer Verwendung als Seewasserbecken ist es ratsam, die Klebestellen vorher mit warmem Wasser abzuwaschen und das Becken einige Tage mit warmem Wasser, das mehrfach gewechselt wird, zu wässern.

Gestellaquarien. Gestellaquarien haben einen geschweißten oder genieteten Rahmen aus Winkeleisen mit eingekitteten Glaswänden und meistens auch einen Glasboden (s. Abb. 81/1). Sie haben den Vorteil, daß sie wesentlich stabiler sind und praktisch in jeder benötigten Größe hergestellt werden können. Die Scheiben bestehen aus Flachglas und geben bei der Durchsicht keine Verzerrung des Inhalts. Die Stärke des Glases richtet sich nach der Größe des Beckens. Die Selbstherstellung

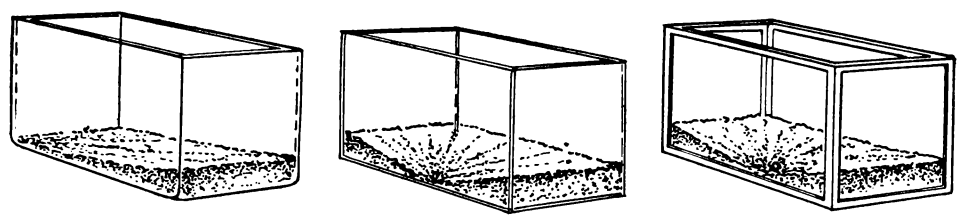


Abb. 81/1 Aquarien (links Vollglasaquarium, Mitte geklebtes Aquarium, rechts Gestellaquarium mit Bodengrund)

der Rahmen kann nicht empfohlen werden, da bei dem starken Wasserdruck größerer Becken schon durch nur geringfügig verzogene Rahmen die Scheiben leicht springen können. Auch das Selbsteinkitten der Scheiben ist nicht zu empfehlen.

Standort. Die Wahl des Standortes aller Aquarien erfolgt so, daß sie den einmal festgelegten Platz lange beibehalten können. Das Versetzen von Aquarien ist immer schwierig und mit Gefahr verbunden. Der Platz soll hell sein. Durch eine entsprechende elektrische Beleuchtung kann fehlendes natürliches Licht weitgehend ausgeglichen werden, so daß praktisch jeder sonst geeignete Standpunkt gewählt werden kann. Nach Möglichkeit soll das Licht von oben auf die Becken fallen und nicht seitlich durch die Aquarien hindurchgehen.

Bodengrund. Für die Einrichtung aller Aquarientypen ist nach der notwendigen Reinigung zuerst das Einbringen des Bodengrundes erforderlich. Dazu wird am besten grober Flußschwemmsand, evtl. anderer grober Sand verwendet. In einer Schicht von 4 cm bis 6 cm wird ungewaschener Sand, der die Nährstoffe für die Wasserpflanzen enthält, auf dem Boden des Beckens ausgebreitet. Darauf wird nun gleichmäßig eine etwa 3 cm hohe Deckschicht gut ausgewaschenen groben Flußsandes gebracht, der die Trübung des Wassers vom Bodengrund her verhindert. Der Sand der Deckschicht wird in kleinen Mengen so lange gewaschen, bis sich das Waschwasser nicht mehr trübt. Gewaschen wird am besten in einer größeren Plasteschüssel. Nicht im Aquarium waschen, weil dabei das Glas meist stark zerkratzt wird. Der Bodengrund wird im Aquarium nicht eben gestaltet, sondern soll von der Hinterseite nach vorn abfallen. Dadurch wird erreicht, daß der sich in jedem Aquarium bildende Mulm an der Vorderseite des Beckens sammelt, wo er an einer tiefen Stelle mit einem Saugheber abgezogen werden kann (s. Abb. 81/1). Der ungewaschene Bodengrund reicht für den Nährstoffbedarf der meisten für Aquarien geeigneten Wasserpflanzen aus. Sollen im Aquarium Pflanzen gehalten werden, die ihren gesamten Nährstoffbedarf hauptsächlich mit den Wurzeln aus dem Bodengrund entnehmen, so ist es nötig, unter die Schicht des gewaschenen Sandes einen nährstoffreicheren Bodengrund einzubringen. Dieser kann durch Mischen des Flußsandes mit Lehm bis zum Verhältnis 1:1 hergestellt werden. Wasserpflanzen, die besondere Ansprüche an den Boden stellen, sind am günstigsten in kleine Blumentöpfe oder Pflanzenschalen einzusetzen, die in den Bodengrund eingefügt werden.

Bepflanzung. Für Kaltwasserbecken mit einheimischen Tieren sollten naturgemäß auch einheimische Wasserpflanzen Verwendung finden. Leider ist die Auswahl geeigneter einheimischer Pflanzen nur gering, da sich viele nur schwer in Aquarien halten lassen und fast alle im Winter stark zurückgehen. Es wird deshalb dem Anfänger empfohlen, auch in Kaltwasserbecken resistente exotische Pflanzen zu halten. Geeignete einheimische und auch exotische Arten sind der Tabelle auf Seite 125 ff. zu entnehmen.

Man pflanzt im Aquarium, entsprechend dem Vorbild der Natur, gleiche Arten in Gruppen zusammen und bringt nicht zu viele Arten in das gleiche Becken. Bei der Bepflanzung ist darauf zu achten, daß hinter der vorderen Sichtscheibe die Tiere frei schwimmen können und gut zu sehen sind. Dagegen sollten vor allem die hinteren Ecken und die in das Aquarium ragenden Geräte (z. B. Heizer, Durchlüftungsrohre) durch Pflanzen verdeckt werden.

Wasser. Nach dem Einbringen des Bodengrundes und der Bepflanzung wird unverzüglich das Wasser in das Aquarium gefüllt. Von der Beschaffenheit des Wassers, insbesondere von den im Wasser gelösten Stoffen, hängt in erster Linie das Gedeihen der darin gehaltenen Tiere und Pflanzen ab. Genaue Darstellungen über die Untersuchungsmöglichkeiten und die Möglichkeiten zur Verbesserung des Wassers sind STERBA (1976) oder WAGNER (1956) zu entnehmen. Die meisten Aquarientiere benötigen eine Wasserhärte von 8° bis 12° dH, der Säuregrad soll einen *p*H-Wert von 6,7 bis 7,5 haben.

Um das Aufwühlen des Sandes beim Einfüllen des Wassers zu verhindern, werden zunächst mehrere Bogen Zeitungspapier, die in entsprechender Größe zugeschnitten und mehrfach durchlöchert sind, über die Pflanzen auf den Bodengrund gelegt. Das Wasser muß bei Warmwasserbecken temperiert sein, da sonst tropische Pflanzen leicht geschädigt werden könnten. Bei großen Kaltwasserbecken wird ein Schlauch an der Wasserzapfstelle befestigt und das Wasser in schwachem Strahl auf das Papier laufen gelassen. Die Aquarien werden bis auf wenige Zentimeter unter den Rand gefüllt. Nach dem Einfüllen heben sich die Papierbogen meist von selbst nach oben und können dann vorsichtig aus dem Becken genommen werden. Mit einem Holzstäbchen werden die Pflanzen aufgerichtet und in die gewünschte Lage gebracht. Versehentlich ausgespülte Pflanzen sind nicht wieder einzupflanzen, sondern aus dem Becken zu entfernen.

Das Becken wird nicht sofort mit den zur Aufnahme vorgesehenen Tieren besetzt. Unnötige Verluste würden dabei eintreten. In vielen Fällen enthält das verwendete Leitungswasser einen hohen Chloranteil, der in einigen Tagen von selbst aus dem Wasser entweicht. Außerdem können sich nach dem Einfüllen des Wassers im Bodengrund befindliche, schädliche Stoffe lösen, die oft durch eine Trübung nach einigen Tagen zu erkennen sind. Ferner sollten die Pflanzen einige Tage Ruhe zum besseren Einwurzeln erhalten. Nach dem Einfüllen des Wassers wird jedes Aquarium mit einer Glasscheibe abgedeckt, die die Ablagerung einer Staubschicht auf der Wasseroberfläche sowie zu starke Verdunstung verhindert.

Temperatur. Da der im Wasser gelöste Luftanteil in starkem Maße von der Temperatur abhängig ist und viele einheimische Tiere keine hohe Wärme vertragen, ist es notwendig, ständig eine Kontrolle der Wassertemperatur vorzunehmen. In jedes Aquarium gehört deshalb ein Wasserthermometer. Es gibt Formen, die als Steckthermometer im Bodengrund befestigt werden, und Schwimmthermometer, die mit Hilfe eines Gummisaugers an der Aquarienwand angebracht werden können. Beide Formen sind gleichgut geeignet. Schwimmthermometer, die nicht befestigt sind, haben den Nachteil, daß sie sich leicht verdrehen und dann nicht abgelesen werden können.

Durchlüftung. Für viele gut bepflanzte Kaltwasserbecken ist keine Durchlüftung nötig. Auch alle Aquarien, in denen Tiere gehalten werden, die durch Lungen oder Tracheen atmen, brauchen nicht durchlüftet zu werden. Anders ist es bei der Haltung von Kiemenatmern. Vor allem solche Formen, die in kaltem, schnellfließendem und dadurch auch sehr sauerstoffreichem Wasser leben, müssen durch eine zusätzliche Durchlüftung genügend Sauerstoff in das Wasser zugeführt bekommen. Die im Fachhandel erhältlichen Membranpumpen sind dafür gut geeignet. Beim Anschließen

ist darauf zu achten, daß die Pumpen über dem Wasserspiegel aufgestellt werden, damit bei einem Versagen nicht das Wasser durch den Schlauch nach dem Saugheberprinzip aus dem Becken herauslaufen kann.

Filterung. Eine Durchlüftung und Filterung der normalen Kaltwasseraquarien ist nicht unbedingt erforderlich, wenn die Becken nicht mit Tieren überbesetzt sind und auf gute Bepflanzung geachtet wurde. Im Warmwasseraquarium dagegen ist beides wenigstens zeitweise angebracht und in Seewasserbecken unbedingt notwendig.

Zweck der Filterung ist neben der Reinigung des Wassers von Schwebestoffen vor allem die Absorption von schädlichen Gasen und anderen gelösten Stoffen, die durch Fäulnis und andere biologische, physikalische oder chemische Vorgänge entstehen. Zwei Filtermethoden werden im allgemeinen angewandt, die Innenfilterung und die Außenfilterung. Beide haben Vor- und Nachteile. Für große Becken ist die Außenfilterung zu empfehlen (PELZ 1963).

Beleuchtung. Der Lichteinfall soll in das Aquarium hauptsächlich von oben erfolgen. Dieser Einfallswinkel entspricht der Beleuchtung der Gewässer in der Natur und hat für Tiere und Pflanzen eine große Bedeutung. Viele Tiere haben sich beispielsweise in der Färbung ihrer Rücken- und Bauchseite dem Lichteinfall angepaßt, und die Wasserpflanzen wachsen dem Licht entgegen. Bei natürlicher Beleuchtung läßt sich dieser Lichteinfall nur schwer erreichen. Da wir jedoch die meisten Aquarien künstlich beleuchten müssen, ist es nicht schwierig, die Beleuchtungskörper über den Becken anzubringen. Gut bewährt haben sich wegen ihres günstigen Lichtspektrums und gleichzeitig wegen ihrer Wirtschaftlichkeit Röhrenleuchten. Sie werden in Kästen eingebaut, deren Größen sich nach den Ausmaßen der Aquarien richten. Die Beleuchtungskörper werden auf die Rahmen der Aquarien, bei Vollglasbecken auch direkt auf die Deckscheibe, aufgesetzt. Für Kaltwasserbecken und speziell für Seewasseraquarien haben Röhrenleuchten noch den Vorteil, daß sie im Gegensatz zu normalen Glühlampen nur eine sehr geringe Wärmeentwicklung haben. STERBA (1976) empfiehlt besonders die Verwendung von Narva-Leuchtstofflampen der Typen HNG, HNW und LS 40 Lumoflor.

Säuberung. Im allgemeinen sind einmal gut eingerichtete Aquarien der verschiedensten Typen über mehrere Jahre lang ohne größere Veränderung haltbar. Die häufig noch anzutreffende Meinung, daß die Becken in kurzen Zeitabständen gründlich gesäubert und dabei Pflanzen herausgenommen und der Bodengrund gewaschen werden muß, ist falsch. Wenn sich das notwendige biologische Gleichgewicht eingestellt hat, das durch eine gute Abstimmung zwischen Tierhaltung, Pflanzenwuchs und allen abiotischen Komponenten erreicht werden kann, schaden solche Eingriffe in starkem Maße. Es muß für alle Vivarien der Grundsatz gelten, daß Tiere und Pflanzen nur dann gestört werden, wenn es unbedingt notwendig ist. Selbstverständlich ist ständig eine ganze Reihe von Pflegemaßnahmen für jedes Aquarium notwendig (z. b. Mulm und Algenbelag entfernen), da eine völlige Selbstregulierung in einem so kleinen Biotop nicht erwartet werden kann (FREY 1974, STERBA 1976).

Fütterung. Die Fütterung der Aquarienfische mit Trockenfutter oder lebenden, nicht selbständig schwimmenden Futtertieren soll regelmäßig und grundsätzlich

an der gleichen Stelle im Becken erfolgen. Dazu wird ein Futterring oder eine Futterglocke verwendet. Gefüttert wird über der tiefsten Stelle des Bodengrundes, damit sich nicht aufgenommene Futterreste dort ansammeln und abgesaugt werden können. Es wird soviel Trocken- oder Lebendfutter in die Becken gegeben, wie von den Tieren in kurzer Zeit aufgenommen werden kann. Ein häufiger und schwerer Fehler ist, die Tiere „im Futter stehen" zu lassen. Durch Überfüttern der Pfleglinge kann großer Schaden entstehen. Durch das schnelle Zersetzen des Futters, vor allem nicht angenommener, abgestorbener Futtertiere, erfolgt eine starke Verunreinigung, häufig sogar eine Vergiftung des Wassers.

Warmwasseraquarien

Der größte Teil der für die Einrichtung von Kaltwasserbecken beschriebenen Gesichtspunkte hat auch Gültigkeit für die Gestaltung und Pflege von Warmwasseraquarien. Während im Kaltwasserbecken hauptsächlich einheimische Tiere und Pflanzen gehalten werden, finden in den Warmwasseraquarien Exoten aus dem Pflanzen- und Tierreich Aufnahme. Der große bildende und erzieherische Wert ihrer Haltung in der Schule sollte nicht unterschätzt werden.

Heizung. Der größte Unterschied des Warmwasseraquariums zum Kaltwasserbecken besteht darin, daß die Wassertemperaturen höher gehalten werden müssen. Sie liegen zwischen 22 °C und 26 °C und sollen nicht unter 20 °C sinken. Aus diesem Grunde ist eine sehr wichtige Einrichtung der Warmwasserbecken die Aquarienheizung. In der Schule kommt als Wärmequelle nur eine elektrische Heizung in Frage, die der Fachhandel in verschiedenen Ausführungen anbietet. Sehr gut bewährt haben sich die einfachen Heizer aus glasierter Keramik, die, in Sand gebettet, eine Heizspirale bergen. Sie sind in verschiedenen Leistungsstärken erhältlich und werden direkt an das Stromnetz angeschlossen. Werden sie entsprechend der Aquariengröße richtig gewählt, kann die Heizung ständig angeschlossen bleiben. Das setzt jedoch ein genaues Ausprobieren in unbesetzten Aquarien voraus. Etwas teurer, aber besser sind die stufenweise regulierbaren Aquarienheizungen, die entsprechend der Jahres- und Tageszeiten stärker oder schwächer geschaltet werden können.

Alle größeren Anlagen in der Schule sollten mit selbständig regulierenden Heizungsanlagen, die mit Kontaktthermometern und Schaltrelais arbeiten, versehen werden.

Für alle Warmwasserbecken ist eine Durchlüftung notwendig, da sie nicht nur eine Erhöhung des Sauerstoffgehalts im Wasser bewirkt, sondern vor allem das in der Nähe des Heizers befindliche erwärmte Wasser mit kälteren Wasserschichten schneller durchmischt.

Während die sonstige Einrichtung und Pflege der Warmwasserbecken denen der Kaltwasserbecken gleicht, werden zur Bepflanzung die für die Aquarienhaltung sehr gut geeigneten exotischen Wasserpflanzen verwendet. Bei ihrer Auswahl sollten möglichst Pflanzen aus der Heimat der zur Haltung vorgesehenen Aquarientiere verwendet werden.

Landschaftsaquarien. Soll ein Landschaftsaquarium gestaltet werden, das beispielsweise die bekannten kleinen südamerikanischen Salmler aufnehmen soll, so sind Pflanzen des Amazonas und seiner Nebenflüsse auszuwählen. In entsprechender

Weise ist zu verfahren, wenn andere Fische (z. B. Labyrinthfische, Barben) gehalten werden sollen. Landschaftsaquarien sollten Gesellschaftsbecken gegenüber den Vorzug genießen.

Gesellschaftsaquarien. Gesellschaftsaquarien werden eingerichtet, um beispielsweise eine Vielzahl von Formen und Farben zu demonstrieren. Dabei können Fische der verschiedensten Gegenden der Erde im gleichen Aquarium gehalten werden. Für die Bepflanzung des Beckens und dessen Besetzung mit Tieren sind nur didaktische Gesichtspunkte, die Ästhetik, die etwa gleichen Anforderungen der Pfleglinge an die Umwelt und ihre gegenseitige Verträglichkeit ausschlaggebend.

Tierhaltung in Süßwasseraquarien

Kaltwasserfische. In den Schulaquarien werden sowohl Kaltwasserfische als auch Warmwasserfische gehalten. Beide Gruppen haben ihre Berechtigung. Bei der Haltung einheimischer Fische wird bei den Schülern in erster Linie die Artenkenntnis der einheimischen Formen gefördert (LADIGES 1956 u. 1957). Die Schüler lernen den Schwimmvorgang, die Nahrungsaufnahme und sonstige Lebensgewohnheiten bei den verschiedensten Arten kennen und können bei einigen Formen (z. B. Stichling, Bitterling) die sehr interessante Laichablage und Brutpflege beobachten. Viele unserer Nutzfische eignen sich ihrer Größe wegen nur im Jugendstadium für Schulaquarien. Deshalb sind sie nur als Jungfische einige Zeit zu pflegen und danach gegen andere Jungfische auszutauschen (BUSCH 1954). Auch die längere Haltung von Raubfischen (z. B. jungen Hechten, Barschen, Forellen) ist möglich und nicht so schwierig, wie es oft dargestellt wird. Selbstverständlich ist stets für das notwendige lebende Futter zu sorgen. Raubfische werden am besten in einzelnen Exemplaren in Aquarien geeigneter Größe gehalten. Sie werden möglichst jung eingesetzt und bis zu einer Größe von 15 cm bis 20 cm gepflegt.

Warmwasserfische. Die Haltung von Warmwasserfischen gibt den Schülern einen guten Einblick in die Vielgestaltigkeit und Farbenpracht der Fische tropischer Gewässer und bietet Möglichkeiten zur Beobachtung unterschiedlichster Verhaltensweisen (z. B. Nahrungsaufnahme, Atmung, Fortpflanzung). Mit vielen Warmwasserfischen können von den Schülern Versuche angestellt und Zuchten durchgeführt werden (s.S. 125 ff.). Warmwasserfische sind wegen ihrer oft einfacheren Haltung geeigneter als einheimische Fische, zur eigenen Anlage eines Aquariums anzuregen. Dabei werden die Schüler eine Fülle wichtiger biologischer Kenntnisse und Erkenntnisse gewinnen und zur Tierliebe erzogen.

Schnecken. Fast in allen Aquarientypen können Weichtiere gehalten werden. In Fischaquarien – sowohl in Kaltwasser- als auch in Warmwasserbecken – sind Schnecken sehr beliebt, da sie in nicht unerheblichem Maße die sich in jedem Aquarium bildenden Algen abgrasen. Die meisten Wasserschnecken, sowohl Lungen- als auch Kiemenschnecken, halten sich gut in Aquarien und vermehren sich auch. Für ihre Pflege ist wenig zu tun. Fast immer finden sie genügend Futter in den Becken. Sonst sind Salatblätter, die sowohl frisch als auch getrocknet verfüttert werden können, geeignet. Sollten sich die Schnecken zu stark vermehren, so daß sie die Aquarienpflanzen schädigen, ist ihre Anzahl zu reduzieren.

Bei allen Schnecken kann die Lebensweise sehr gut beobachtet werden. Beim Kriechen an den Glasscheiben ist die wellenförmige Bewegung am Fuß deutlich zu erkennen. Bei der Nahrungsaufnahme ist die Radula zu sehen. Auch das Luftholen der Lungenschnecken an der Wasseroberfläche ist deutlich zu beobachten. Häufig wird der Laich an den Glaswänden abgesetzt, dadurch kann seine Entwicklung sowie das Heranwachsen der Jungtiere von den Schülern beobachtet werden.

Muscheln. Da Muscheln sehr wühlen, sind sie nur in Aquarien mit Schwimmpflanzen zu halten. Der Bodengrund muß gut ausgewaschen sein. In Muschelbecken sollte der Mulm nicht abgezogen werden, da sich darin Kleintiere entwickeln, die der Ernährung der Muscheln dienen. Von besonderem Interesse ist die Haltung von Malermuscheln in Verbindng mit Bitterlingen (s. S. 124). In Gesellschaftsbecken sollen Muscheln mit Fischen nur dann gehalten werden, wenn für sie ein Aufenthaltsplatz im Bodengrund mit Glasstreifen abgegrenzt und der Sand gut gewaschen ist.

Insekten. Eine große Anzahl von Arten der Insekten kann in Schulaquarien gehalten werden.

An erster Stelle ist die Vielzahl von im Wasser lebenden Insekten und aquatilen Insektenlarven zu nennen (SCHIEMENZ 1955). Viele von ihnen (z. B. Wasserkäfer, Wasserwanzen) bieten eine Fülle hervorragender Beobachtungsmöglichkeiten ihrer Lebensweise und Entwicklung. Die Beobachtung des Beutefangs und der Nahrungsaufnahme beispielsweise des Gelbrandkäfers oder seiner Larve ist ein Erlebnis, das die Schüler lange Zeit fesselt.

Die Haltung der meisten Insekten im Aquarium ist einfach. Wichtig ist, daß nie viele Arten und bei räuberischen auch nicht mehrere Individuen in einem Becken gehalten werden. Es werden vor allem kleine Aquarien oder auch andere Glasgefäße verwendet, etwas gut gewaschener Sand auf den Boden gebracht und einige Stengel schwimmender Wasserpflanzen hinzugegeben.

Spinnen. Von den Spinnentieren eignen sich Wasserspinnen und Wassermilben besonders zur Haltung im Aquarium. Vor allem Wasserspinnen sind äußerst interessante Beobachtungsobjekte, in einem glockenartigen Netz halten sie atmosphärische Luft unter Wasser (SCHENKE 1963).

Krebse. Flußkrebse werden seit langer Zeit in Schulaquarien gehalten (GRUNER 1954). Zu ihrer Pflege ist ein mittleres Becken mit einem steinigen Untergrund nötig, der auch Versteckmöglichkeiten bietet. Das Aquarium ist gut zu durchlüften. Der Wasserstand soll zwischen 10 cm und 15 cm betragen. Die Haltung von mehreren Exemplaren im gleichen Becken ist nicht zu empfehlen, da sich Krebse, vor allem nach der Häutung, oft gegenseitig töten. Krebse nehmen lebendes Futter der verschiedensten Art an. Sie gestatten eine Fülle interessanter Beobachtungen ihrer Verhaltensweisen.

Kleinkrebse werden als Beifang fast stets beim Käschern in Tümpeln oder direkt als Futter für andere Aquarientiere gefangen. Sie lassen sich in geringer Anzahl oft längere Zeit in Aquarien halten, wenn mit Infusorien gefüttert und gelegentlich ein Tropfen Blut in das Aquarium gegeben wird.

Anneliden. Von den Anneliden werden vor allem die Egel in Aquarien gehalten. Alle in der Artenliste (s. S. 133) aufgeführten Egel benötigen wenig Pflege. Da vor

allem die Blutegel sehr leicht auch gewinkelte Aquarienrahmen übersteigen können, sind die Becken sehr gut abzudecken. Tubifex, eine Art der Oligochaeten, benötigen einen tieferen Bodengrund, der ihnen gestattet, ihre Röhren in den Sand zu bauen (KUKLER 1954).

Planarien. Da Planarien häufig versteckt (z. B. unter Steinen, im Bodengrund) leben, sind sie in kleinen Aquarien zu halten, die nur mit einigen flachen Steinen und wenigen Stengeln von schwimmenden Wasserpflanzen ausgestattet sind. Auf einen Bodengrund aus Sand wird verzichtet, dadurch können beim Anheben der kleinen Wasserbecken die Tiere von unten beobachtet werden. Viele andere Arten von Süßwasserwürmern, meist sehr kleine Formen, werden oft mit dem Futter in die Aquarien eingetragen. Sie leben häufig in großer Individuenzahl in den verschiedenen Aquarientypen, ohne daß irgend etwas zu ihrer Pflege getan werden muß. Fast alle sind den anderen Aquarientieren gegenüber harmlos.

Hydren. Hydren werden gelegentlich, an Wasserpflanzen sauberer Gewässer sitzend, mit in Aquarien eingeschleppt und siedeln sich oft auch in den Aquarien an. Dort sind sie meist unbeliebt, obwohl sie außer dem Fang von Kleinkrebsen kaum einen Schaden anrichten. Natürlich dürfen sie nicht in Zuchtaquarien auftreten, da sie die Brut gefährden. Hydren werden in gesonderten Gefäßen gehalten.

Hydren vermehren sich stark. Sie können mikroskopisch oder mit der Lupe beobachtet werden und sind auch für die Küvettenprojektion gut geeignet (s. auch S. 292).

Hydren, Kleinkrebse und andere kleine Wassertiere werden zweckmäßig in sogenannten „Mikroaquarien" gehalten. Die Einrichtung eines Mikroaquariums erfordert keinen Bodengrund und keine besondere Pflege. Dagegen müssen diese Aquarien vor starker Sonnenbestrahlung und Wärme geschützt werden. Das Einbringen von einigen Stengeln schwimmender Wasserpflanzen wirkt sich günstig auf die Vermehrung der Hydren aus.

Infusorien. Die Beschaffung und Haltung von Material für das Stoffgebiet Kleinlebewesen ist sehr einfach. Bakterien, Urtierchen und Algen werden in Mikroaquarien herangezogen. Es wird ein Heuaufguß hergestellt. In einem Becherglas oder Standzylinder wird etwas Heu, trockenes Laub oder Salat mit Wasser übergossen und mehrere Tage stehengelassen. Schon nach einigen Tagen (je nach Beschaffenheit des Wassers, der Temperatur und Lichteinwirkung) entwickeln sich die den Pflanzenteilen anhaftenden Dauersporen von Bakterien, Algen und auch die verschiedensten Arten von Urtierchen. Durch tägliche mikroskopische Kontrolle kann der Entwicklungsstand der Mikroorganismen festgestellt werden. Da das Auftreten der verschiedenen Formen zum guten Teil mit zeitlichem Unterschied erfolgt, ist es zweckmäßig, rechtzeitig vor der Verwendung im Unterricht in Abständen von wenigen Tagen mehrere Heuaufgüsse anzusetzen. Eine unterschiedliche Entwicklung der Mikroorganismen ergibt sich auch, wenn Heuaufgüsse gleichzeitig beispielsweise mit Tümpelwasser, Bachwasser, Leitungswasser, destilliertem Wasser oder Seewasser angesetzt werden. Für die Fütterung der Urtierchen braucht nicht gesorgt zu werden, da die sich gleichzeitig entwickelnden Bakterien, Algen und faulenden Pflanzenstoffe dafür ausreichen. Geht die Entwicklung der Urtierchen stark zurück oder beginnt der Inhalt der Gläser zu faulen und übel zu riechen, so sind die Aufgüsse zu entfernen und durch neue zu ersetzen.

Seewasseraquarien

Die Einrichtung und Pflege von Seewasseraquarien ist nicht nur entlang der Küste möglich und empfehlenswert, sondern auch durchaus in vielen Schulen im Binnenland. Wertvolle Beobachtungen an Fischen, Stachelhäutern, Weichtieren, Gliedertieren, Hohltieren und anderen systematischen Gruppen aus der Meeresfauna sind in diesen Aquarien möglich (MEISSNER 1957). Seewasseraquarien mit Ostsee- oder Nordseewasser gehören zu den Kaltwasseraquarien. Da sich das Wasser dieser Meere niemals stark erwärmt, muß bei der Aufstellung vor allem darauf geachtet werden, daß weder direktes Sonnenlicht noch andere Wärmequellen stark auf das Aquarium einwirken können. Seewasser soll 18 °C bis 20 °C nie überschreiten.

Geeignete Becken. Als Gefäße für die Einrichtung von Seewasseraquarien sind zumindest dem Anfänger vor allem große gegossene oder geklebte Vollglasbecken zu empfehlen. Sollen Gestellaquarien verwendet werden, so müssen diese so hergerichtet sein, daß der obere Rahmen nach außen gewinkelt ist (Abb. 89/1) oder nur aus Bandeisen besteht. Das salzhaltige Wasser greift die Metallteile an, so daß sehr bald eine starke Korrosion einsetzen würde.

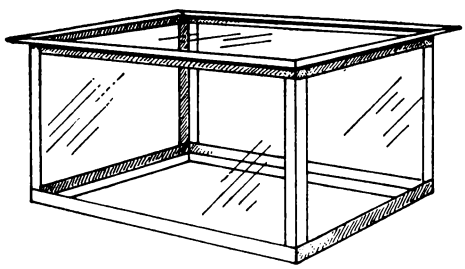


Abb. 89/1 Seewasseraquarium

Bodengrund. Die Gestaltung des Bodengrundes ist gegenüber Süßwasserbecken sehr einfach. Da in Seewasserbecken keine wurzelnden Pflanzen gehalten werden, wird der Boden lediglich je nach der geplanten Besetzung des Beckens mit feinem oder grobem, gut gewaschenem Seesand bzw. Kies bedeckt. Für die Haltung insbesondere von Aktinien ist es zweckmäßig, an der Rückseite des Beckens einen Aufbau von Steinen zu schaffen, an dem sich die Tiere festsetzen können. Am besten sind dazu Sandsteine geeignet. Keinesfalls dürfen Kalksteine oder Steine mit Metalleinschlüssen verwendet werden.

Bepflanzung. Die Bepflanzung von Seewasserbecken ist sehr problematisch. Meist gehen alle eingebrachten Pflanzen sehr bald ein und bilden wegen ihrer Zersetzungsprodukte eine Gefahr für die Tiere. Nach längerer Haltung eines Seewasserbeckens siedeln sich an den Steinen häufig Braunalgen an, die sehr dekorativ wirken können. In der Zeit von September bis Februar ist der Sporophyt von *Ulva* für die Haltung geeignet. Der Gametophyt, der in der übrigen Zeit des Jahres zu finden ist, hält sich nur wenige Tage. Über die Grundsätze für eine erfolgreiche Haltung von Meeresalgen schreibt PROBST (1962).

Wasser. Die Beschaffung des Seewassers bereitet keine so großen Schwierigkeiten, wie meist angenommen wird. In Küstengegenden ist am besten „echtes Seewasser"

zu verwenden. Dabei ist darauf zu achten, daß das Wasser nicht zu nahe an der Einmündung von Flüssen oder von Abwässern entnommen wird. Das Wasser für Ostseetiere soll eine Dichte von 1,014 g/cm³ bis 1,017 g/cm³, für Nordseetiere von 1,021 g/cm³ bis 1,024 g/cm³ und für Mittelmeertiere von 1,028 g/cm³ haben. Die Dichte wird durch Eintauchen eines Dichteprüfers (Äräometers) in das Seewasser gemessen. Ist die Dichte zu groß, kann durch Zugabe von destilliertem Wasser oder Regenwasser (notfalls auch Leitungswasser) reguliert werden; ist die Dichte zu gering, ist eine entsprechende Menge Salzlösung hinzuzufügen.

Bei größerer Entfernung von der Küste wird das Wasser aus den Salzen selbst hergestellt. Viele im Binnenhandel in Aquarien gehaltenen Seetiere haben niemals in natürlichem Seewasser gelebt. Man kann fast alle geeigneten Meerestiere in „künstlichem Seewasser" halten . Für die Herstellung des Seewassers gibt es mehrere Rezepte. Bewährt hat sich unter anderem folgendes Verfahren: Man bereitet sich zunächst eine Stammlösung.

Stammlösung nach WIEDEMANN

In 9 l Wasser werden gelöst:	
Natriumchlorid NaCl	2756 g
Kaliumchlorid krist. KCl	65 g
Magnesiumchlorid krist. $MgCl_2 \cdot 6\ H_2O$	551 g
Magnesiumsulfat krist. $MgSO_4 \cdot 7\ H_2O$	692 g
Natriumnitrat $NaNO_3$	10 g
Natriumhydrogenkarbonat $NaHCO_3$	25 g
Natriumbromid NaBr	10 g
Kaliumjodid KJ	0,5 g
Dinatriumhydrogenphosphat Na_2HPO_4	5 g
Strontiumchlorid $SrCl_2$	1,5 g
Kalziumchlorid, krist $CaCl_2 \cdot 6\ H_2O$	145 g

Das Kalziumchlorid, das in einem Liter Wasser getrennt von den anderen Salzen gelöst wurde, wird zuletzt hinzugegeben. Es ist darauf zu achten, daß sich alle Salze vollständig lösen. Zum Gebrauch wird diese Stammlösung im Verhältnis 1:10 mit Regenwasser, destilliertem Wasser oder Leitungswasser gemischt. Danach wird die Dichte gemessen und genau eingestellt. Der Transport, die Herstellung und Lagerung von Seewasser wird stets in Glas-, Plast- oder Holzgefäßen vorgenommen. Niemals dürfen Metalleimer oder Wannen verwendet werden.

Das Seewasser wird, wie für Süßwasserbecken beschrieben, in das Aquarium eingefüllt. Falls es sich um selbst hergestelltes Salzwasser handelt, soll es mindestens 8 bis 10 Tage unbenutzt stehenbleiben. Durchlüftung und Filterung sollen bereits in dieser Zeit erfolgen. Mehrmals wird auch die Dichte überprüft und, falls nötig, neu eingestellt. Erst wenn sich keine Veränderungen zeigen und das Wasser weder getrübt ist noch Schlieren bildet, dürfen die Tiere eingesetzt werden. Eine Erneuerung des Seewassers ist bei entsprechender Pflege und Wartung des Beckens auf Jahre hinaus nicht notwendig. Im Abstand von 14 Tagen wird lediglich das verdunstete Wasser ersetzt. Dazu wird jedoch kein Seewasser, sondern nur Regenwasser, destilliertes Wasser oder notfalls längere Zeit abgestandenes Leitungswasser ver-

wendet, da die Salze nicht verdunsten und sich beim Zufüllen von Seewasser eine ständige Erhöhung des Salzgehaltes ergeben würde.

Durchlüftung und Filterung. Meereswasser ist sehr sauerstoffhaltig, und seine Bewohner sind sehr sauerstoffliebend. Es ist deshalb für eine gute Durchlüftung zu sorgen. Der Luftstrom, der durch das Aquarium geht, soll stärker sein als in Süßwasserbecken, es ist möglichst für eine sichtbare Wasserbewegung zu sorgen. In größeren Becken empfiehlt es sich, mehrere Ausströmer zu verwenden. Besonders wichtig ist eine ständige Filterung des Wassers. Die Filter sind so groß zu wählen, daß die Wassermenge des Beckens mindestens zweimal am Tage durch das Filter läuft. Als Filtermaterial wird Basaltsplitt und Hydraffin-Filterkohle empfohlen. Setzen Durchlüftung und Filterung auch nur für einen Tag aus, besteht große Gefahr für das Leben der Tiere im Seewasseraquarium. Die meisten Verluste entstehen durch das Versagen der Durchlüftung und Filterung. Es ist deshalb diesen beiden Einrichtungen große Aufmerksamkeit zu widmen.

Kühlung. In warmen Räumen ist im Sommer oft eine Kühlung des Wassers notwendig, ein geringer Wärmeschutz ist durch die Abschirmung der Hinterwand und der Seitenwände des Aquariums mit Wellpappe zu erreichen. Das reicht jedoch meistens nicht aus. Eine andere Möglichkeit bietet für kleine Becken das Einhängen von doppelten oder dreifachen Plastbeuteln, die Kältemischungen enthalten. Dauerhafter und sicherer, aber auch aufwendiger ist das ständige Kühlen mit laufendem kalten Wasser aus der Wasserleitung. Dazu läßt man sich vom Glasbläser eine dünne Spirale aus Biegeglasrohr, wie sie in Kühlern für die Destillation Verwendung findet, herstellen und hängt sie, mit einem Gummischlauch an die Wasserleitung angeschlossen, in das Seewasserbecken ein. Der Hahn wird nur sehr schwach aufgedreht. Vom Ende der Spirale führt ein zweiter Schlauch zum Ausguß. Ein besserer Kühlerfolg kann erzielt werden, wenn anstatt der Glasspirale ein sehr dünner PVC-Schlauch wie etwa eine künstliche Wursthülle, verwendet wird. Dieser Schlauch gestattet einen schnelleren Wärmeaustausch als Glas. Er kann in der verschiedensten Weise durch das Aquarium geführt werden. In allen genannten Fällen ist jedoch unbedingt zu verhindern, daß es zu einer Beschädigung des Glases oder der Folie kommt, da es sonst unweigerlich zu einer Vergiftung bzw. starken Aussüßung und zum Überlaufen des Aquariums kommen muß.

Tierhaltung in Seewasseraquarien

Für die Tierhaltung in Seewasseraquarien ist zuerst festzulegen, ob in das betreffende Becken Tiere der Ostsee, der Nordsee, des Mittelmeeres oder des Schwarzen Meeres eingesetzt werden sollen. Je nach der getroffenen Entscheidung ist die Salzkonzentration im Becken einzustellen. Tiere aus verschiedenen Meeren im gleichen Aquarium zu halten sollte in Schulaquarien unterbleiben, da sich die Tiere zu sehr durch unterschiedliche Ansprüche an die Salzkonzentration und die erforderlichen Temperaturen des Wassers unterscheiden. Wir empfehlen für die Haltung von Seetieren hautpsächlich Ostsee- und Nordseeformen (s. auch S. 137 ff.).

Aktinien. Am einfachsten ist die Haltung von Aktinien (s. Abb. 92/1) im Seewasseraquarium. Zu ihnen gehören sehr anspruchslose Vertreter der Hohltiere, die

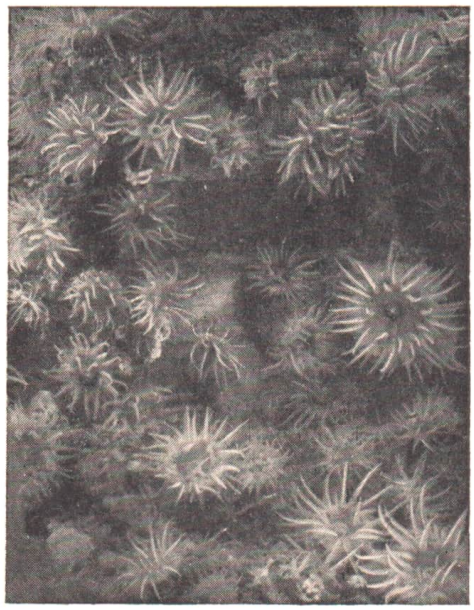


Abb. 92/1 Aktinien im Aquarium

in allen Meeren, so auch in der Ost- und Nordsee, häufig vorkommen. Besonders die Pferderose (*Actinia equina*), die in einer roten, braunen, grünen und grauen Form vorkommt, ist sehr resistent und gut haltbar. Da sie lebendgebärend ist, pflanzt sie sich im Aquarium sehr leicht fort und überzieht bei guter Haltung sehr bald in ganzen Kolonien die Steine und auch die Scheiben des Beckens. Diese Aktinien sind die idealen Tiere für die Anfänger in der Seewasseraquaristik. Über ihre Haltung in Schulaquarien schreibt THEUS (1957).

Fische. Auch mehrere Arten von Fischen können längere Zeit in Seewasseraquarien gepflegt werden. Der Dreistachlige und der Neunstachlige Stichling vertragen sowohl Süßwasser als auch Salzwasser gut. Die Umgewöhnung darf jedoch nicht plötzlich erfolgen, sondern muß allmählich in drei bis vier Tagen vorgenommen werden. In Süß- und in Salzwasser ist auch der Aal zu halten. Typische Seewassertiere, die für die Haltung im Aquarium geeignet sind, sind Flundern und Schollen. Ihrer interessanten Form und Lebensweise wegen sollten sie viel häufiger gepflegt werden. Auch die Seenadeln sind sehr interessante Beobachtungsobjekte, sie pflanzen sich auch im Aquarium fort.

Stachelhäuter. Von den Stachelhäutern sind in Aquarien Seeigel und Seesterne zu empfehlen. Vertreter beider Gruppen nehmen in erster Linie lebendes Futter an, so daß als Voraussetzung für ihre Haltung genügend Muscheln oder entsprechende Futterzuchten vorhanden sein müssen.

Weichtiere. Von Weichtieren können Schnecken und Muscheln längere Zeit gehalten werden. Darunter befinden sich viele Ostseeformen. Voraussetzung ist allerdings eine genügende Menge an Plankton, das sich beim Einstellen des biologischen Gleichgewichts in den Aquarien bildet.

Anneliden. Als eine Art „Gesundheitspolizei" können die Meeresringelwürmer bezeichnet werden, von denen sich vor allen Dingen *Nereis* sehr leicht halten läßt. Dieser Polychaet lebt meist in selbstgebauten Röhren im Bodengrund und ernährt sich von Futterresten, die auf dem Bodengrund liegen. Er ist außerdem seiner unterrichtlichen Bedeutung wegen für die Haltung zu empfehlen.

Krebse. Eine Reihe von Krebsen ernährt sich ebenfalls hauptsächlich von Futterresten, die von anderen Tieren nicht mehr angenommen werden. In dieser Hinsicht sind zuerst Garnelen zu nennen. Auch *Gammarus*-Arten und eine Reihe von Krabben, vor allem die Strandkrabbe (RAUSCHERT 1958), sind leicht zu halten.

Tunikaten. Sehr interessant, aber an das Vorhandensein von Plankton gebunden, ist die Haltung von Tunikaten, die in der Ost- und Nordsee vorkommen. Ihre Unterbringung kann in kleinen Aquarien bei guter Durchlüftung und möglichst tiefen Temperaturen bis zu 15 °C erfolgen.

Gemeinschaftshaltung. Problematisch ist die gemeinschaftliche Haltung mehrerer Arten aus verschiedenen Tierstämmen. Im Aktinienbecken können nicht gleichzeitig Fische und Krabben gepflegt werden. Wohl aber können Aktinien mit Garnelen vergesellschaftet werden. Zur gemeinsamen Haltung eignen sich Schnecken und Muscheln, auch Krebse.

Eine Zusammenstellung der für Schulaquarien geeigneten Tiere und Pflanzen mit Hinweisen auf ihre unterrichtliche Bedeutung sowie ihre Haltung und Fütterung wird auf den Seiten 135 bis 139 gegeben.

2.3.4.3. Terrarien

Allgemeines

Wesentlich seltener als Aquarien werden Terrarien (s. Abb. 94/1) in der Schule angelegt. Ein Grund dafür ist in der schwierigen Beschaffung des Futters für die hauptsächlich Lebendfutter benötigenden Terrarientiere zu sehen. Durch einen organisierten Futterfang und die Anlage von Futterzuchten (s. S. 104f.) ist diese Schwierigkeit jedoch zu beheben. Ein anderer Umstand ist die Tatsache, daß der Fachhandel nur wenig geeignete Terrarien zum Kauf anbietet. Diesem offenkundigen Mangel ist durch Selbstbau (s. Abb. 94/2) bzw. durch Auftragserteilung an Herstellerfirmen zu begegnen. Der Aufwand an Zeit und Mühe für die gewissenhafte Pflege von Terrarien ist im Vergleich zu den Aquarien größer. Trotzdem sollten alle Schüler im Biologieunterricht die Möglichkeit erhalten, auch die interessante Lebensweise von Landtieren beobachten zu können (JAEGER 1955, VOGEL 1963, KLINGELHÖFFER 1958). Es werden für unsere Darstellung zwei Typen von Terrarien unterschieden, die Aquaterrarien und die Trockenterrarien. Die ersteren stellen eine Zwischenform von Aquarium und Terrarium dar und dienen vor allem der Haltung von Lurchen, während die zweiten hauptsächlich für die Haltung von Kriechtieren geeignet sind. Daneben gibt es eine ganze Reihe von Übergangsformen, die sich aber in Einrichtung und Pflege entweder dem einen oder dem anderen Typ nähern (FROMMHOLD 1958).

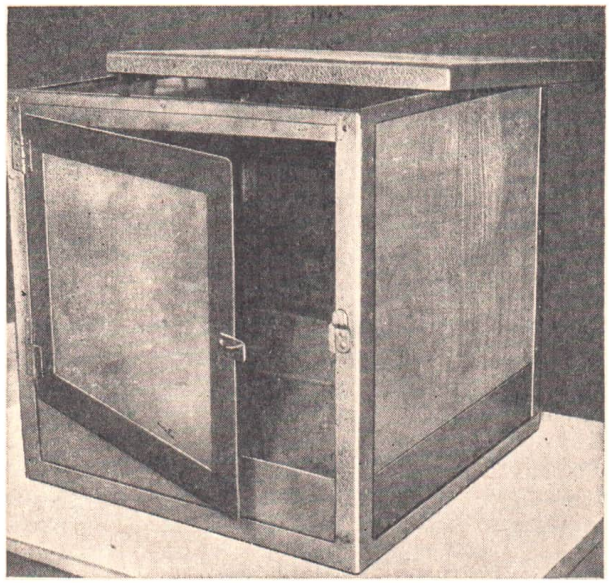


Abb. 94/1 Terrarium

Standort. Da bis auf wenige Ausnahmen alle Terrarientiere Sonne lieben, ist bei der Auswahl des Standortes mehr als bei dem der Aquarien auf einen sonnigen Platz zu achten. Wenigstens die Morgen- oder die Nachmittagssonne soll ein Terrarium bescheinen. Deshalb sind die Plätze an Fenstern, auf Fensterbrettern oder verbreiterten Doppelfenstern sehr gut für die Aufstellung von Terrarien geeignet. Sollte eine solche Aufstellung der Terrarien nicht möglich sein, so können häufigere Bestrahlungen mit Kohlefaden- und Infrarotlampen helfen.

Als Behälter für die Einrichtung von Aquaterrarien können auch Vollglasbecken oder entsprechend umgebaute Rahmenaquarien verwendet werden. Für Trockenterrarien sind Vollglasbecken wegen der ungenügenden Luftventilation nicht geeignet.

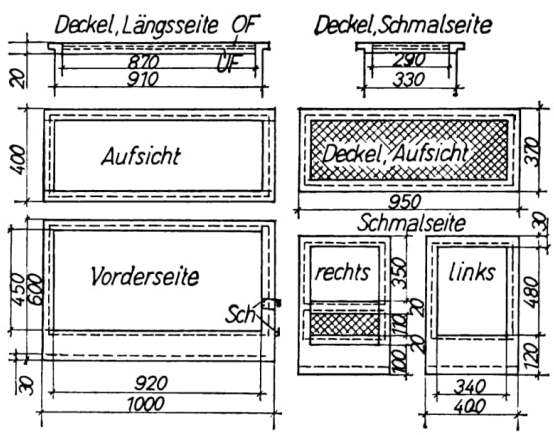


Abb. 94/2 Terrarienbauanleitung

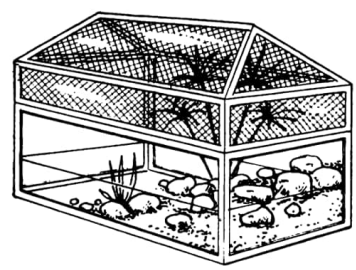


Abb. 94/3 Aquaterrarium

Aquaterrarien

Sumpfterrarien, Sumpfaquarien oder Aquaterrarien werden so eingerichtet, daß sie einen Übergang von einer freien Wasserfläche zu einer Landfläche darstellen (s. Abb. 94/3). Es eignen sich größere rechteckige Behälter, bei denen der Bodengrund von vorn nach hinten abfallend gestaltet werden kann. Der Bodengrund in Aquaterrarien ist wesentlich höher als in den vorstehend beschriebenen Aquarientypen. Die Wasserfläche, die je nach der geplanten Benutzung des Beckens etwa $^1/_3$ bis $^2/_3$ der Gesamtfläche einnehmen soll, wird durch in den Behälter eingestellte pneumatische Wannen oder kleine Aquarien gebildet. Auch nichtrostende Blechgefäße, bei deren Verwendung natürlich nur eine Beobachtung von oben möglich ist, sind geeignet. Das Einsatzgefäß wird in den Bodengrund des Aquaterrariums eingelassen. Mit Steinen, die mit Kies oder grobem Sand verkleidet werden können, wird ein allmählicher Übergang von der Wasser- zur Landfläche gestaltet. Es darf kein glatter Glasrand den Übergang zum Landteil bilden, da er von vielen Tieren nicht überwunden werden kann. Gerade diesem Übergang ist bei der Einrichtung besondere Aufmerksamkeit zu widmen.

Der Wasserteil erhält einen Bodengrund, wie er bei der Einrichtung von Kaltwasserbecken beschrieben wurde. Er wird mit wurzelnden oder schwimmenden Wasserpflanzen besetzt. Der Landteil sollte mit Sumpfpflanzen (z. B. Sumpfdotterblume [*Caltha palustris*], Moosen, besonders *Sphagnum* und *Polytrichum*, kleinen Farnen) bepflanzt werden. Eine Duchlüftung und Filterung des Wassers sowie eine Beheizung erübrigen sich. Die Aquaterrarien sind mit Holzrahmen, die mit Plastgaze bespannt sind, gut abzudecken. Die Belüftung der Aquaterrarien durch diese Rahmen reicht für Feuchtlufttiere voll aus.

Trockenterrarien

Für die Haltung von Reptilien ist die Einrichtung von Trockenterrarien erforderlich. Leider sind die in Sonderanfertigung hergestellten Terrarien meist recht teuer. Aus Rahmen von Gestellaquarien lassen sich selbst geeignete Terrarien bauen, auch dann, wenn die Rahmen für Aquarien nicht mehr verwendbar sind. Dazu werden an zwei Seiten die Glasscheiben entfernt und an ihrer Stelle Holzrahmen eingesetzt, die mit Plastgaze bespannt sind. Außerdem wird ein passender Rahmen, ebenfalls mit Plastgaze bespannt, hergestellt, der als Deckel dient. Es ist unbedingt zu beachten, daß der Deckel überall fest aufliegt und völlig dicht schließt, da viele Terrarientiere sehr gute Kletterer sind, die oft kleinste Ritzen und Spalten zur Flucht benutzen. Auch bei Trockenterrarien ist der Bodengrund von großer Bedeutung. Als unterste Schicht bringt man etwa 3 cm bis 4 cm hoch groben Kies ein, der das durch den Boden laufende Gießwasser aufnehmen kann. In größeren Terrarien sollte der Boden, wenn er aus Blech besteht, einige Durchbohrungen aufweisen, damit überschüssiges Wasser abfließen kann. In diesem Fall muß das Terrarium auf Leisten gestellt werden. Auf den Kies werden, wenn das Terrarium bepflanzt werden soll, eine Schicht mit Sand vermischter Garten- oder Heideerde gebracht. Man richtet sich jeweils nach der vorgesehenen Bepflanzung und dem Biotop, dem die zu haltenden Tiere entstammen. Auch flache Steine, unter denen sich viele Tiere verstecken bzw. auf denen sie sich sonnen können, müssen vorhanden sein. Beim Einrichten von Ter-



Abb. 96/1 Trockenterrarium

rarien sollte versucht werden, einen Ausschnitt eines Biotops möglichst naturgetreu nachzubilden, nicht aber einen Biotop zu verkleinern (Abb. 96/1). Das ist vor allem bei der Bepflanzung zu bedenken.

Eine Reihe von Pflanzen ist besonders resistent und daher für Trockenterrarien sehr geeignet. Mauerpfeffer und Fette Henne von den Sukkulenten und Heidekraut sowie verschiedene Gräser, die in Form von Platten mit Erde ausgestochen werden, eignen sich zur Bepflanzung trockener Terrarien sehr gut. Anspruchsvollere Pflanzen (z. b. Ginster) werden am besten in entsprechend große Blumentöpfe gepflanzt, die in den Bodengrund eingefüttert werden, so daß ihre Ränder nicht mehr zu sehen sind. Für die Bepflanzung von Terrarien, in denen einheimische Tiere gehalten werden sollen, verwendet man möglichst keine Kakteen, Agaven oder andere exotische Pflanzen. Eine Übersicht über empfehlenswerte Pflanzen für Terrarien befindet sich auf Seite 114 ff.

Tägliches Besprühen des Terrariums ist nicht nur für die Pflanzen, sondern auch für die Tiere gut, entspricht es doch etwa der täglichen Taubildung. Einige Tiere, vor allem die Eidechsen, nehmen diese Tropfen als Trinkwasser auf. Selbstverständlich ist in Trockenterrarien auch für eine Wasserstelle, die täglich frisches Trinkwasser enthalten muß, zu sorgen. Geeignet sind glasierte Blumentopfuntersetzer aus gebranntem Ton, die in den Bodengrund, stets an der selben Stelle, eingebaut werden. Sie werden innen mit Kieselsteinen ausgelegt, so daß nur eine flache Wasserstelle entsteht. Für Terrarientiere, die gern baden (z. B. Landschildkröten) muß eine größere Wasserfläche vorhanden sein. Blumentopfuntersetzer sind auch für die Aufnahme des Futters, das ebenfalls stets an derselben Stelle im Terrarium verabreicht wird, sehr geeignet.

Heizung und Beleuchtung. Für alle in der Artenliste (s. S. 140 ff.) empfohlenen Terrarientiere ist eine besondere Beheizung der Terrarien, wie sie für die Haltung

exotischer Tiere (z. B. Chamäleons) notwendig ist, nicht erforderlich. Trotzdem ist es angebracht, vor allem die Trockenterrarien häufig mit Kohle – oder Infrarotlampen anzustrahlen. Vor allem Schildkröten, Eidechsen und Schlangen lieben Wärme sehr. Stehen die Terrarien am Fenster, ist eine künstliche Beleuchtung nicht notwendig. Ist jedoch künstliches Licht nötig, sollten zweckmäßig Beleuchtungskästen verwendet werden, wie sie für Aquarien empfohlen wurden, die aber an Stelle der Röhrenleuchten mit normalen Glühlampen geringer Leistungsstärken bestückt werden.

Pflege. Auch bei der Terrarienhaltung sind die Tiere bei der täglichen Pflegearbeit genau zu beobachten. Häufig ist es den Tieren anzusehen, wenn sie nicht ganz gesund sind. Wer seine Tiere genau kennt, wird den Grund dafür, falls es sich um äußere Einflüsse handelt, bald finden und beseitigen. Verweigern die Tiere die Futterannahme, auch wenn ihnen abwechslungsreiches Futter angeboten wird, und zeigen sie sich nach mehrfacher Bestrahlung nicht lebhafter, so sollten sie wieder in Freiheit gesetzt werden. Tiere, die ernstlich erkrankt sind, müssen abgetötet werden. Einige Hinweise für die Behandlung erkrankter Terrarientiere geben FROMMHOLD (1958) und VOGEL (1963). Ein äußerst wichtiger Gesichtspunkt für die Pflege aller Terrarien ist die Sauberkeit. Da sich im Terrarium im Gegensatz zu den Aquarien kaum ein biologisches Gleichgewicht einstellen kann, erfolgt hier auch kein ausreichender Abbau der Abfallprodukte. Diese sind deshalb ständig zu entfernen.

Die Haltung der meisten Pflanzen im Terrarium ist leider nicht von langer Dauer. Sehr häufig werden sie auch von den Tieren zu stark beschädigt. Die Pflanzen sind deshalb nach einiger Zeit gegen andere auszutauschen. Der Austausch sollte rechtzeitig erfolgen, beispielsweise nach dem Absterben der ersten Gräser. Nur selten sind Pflanzen über eine ganze Vegetationsperiode im Terrarium zu halten.

Die Fütterung der Terrarientiere erfolgt möglichst individuell. Werden mehrere Exemplare einer Art oder mehrere Arten gemeinschaftlich gehalten, kommt es oft vor, daß schnellere oder kräftigere Tiere anderen das Futter abjagen. Es sollte im allgemeinen sparsam und lieber öfter gefüttert werden. Die Futternäpfe und Trinkwassergefäße sind äußerst sauber zu halten. Abgestorbene und nicht angenommene Futtertiere werden stets vor der neuen Fütterung entfernt.

Schauterrarien

Da sich fast alle Reptilien und Amphibien, besonders Eidechsen, Schlangen und Salamander, sehr gern verstecken, ist es für die Schule angebracht, jeweils ein oder zwei Exemplare für wenige Tage in besonderen Schauterrarien zu halten, die ihnen keine Gelegenheit zum Verstecken bieten. Zu diesem Zweck werden am besten Vollglasaquarien mittlerer Größe verwendet, die oben mit einem Gazedeckel aus Plast abgeschlossen sind. Sie werden für Reptilien nur mit einer dünnen Sandschicht und einigen flachen Steinen, für Amphibien dagegen mit dünnen feuchten Moospolstern ausgestattet.

Selbstverständlich ist für Trinkwasser und Futter auch an diesen Tagen in ausreichendem Maße zu sorgen und das Moos feucht zu halten.

Lurche. Sehr wertvoll ist die Beobachtung der Metamorphose der Lurche. Dazu wird im Frühjahr der Laich von Fröschen ins Aquarium geholt. Bei Molchen fängt man zwei oder drei Pärchen und kann bei ihnen sehr gut den Vorgang der Paarung, der Eiablage und der Entwicklung der Larven von Schülern beobachten lassen. Im Frühjahr können Molche auch direkt in Aquarien gehalten werden. Danach sind sie in Aquaterrarien zu überführen. Energisch soll gegen die leider häufig anzutreffende Unsitte, Teichmolche ständig in Aquarien zu halten, Stellung genommen werden. Das widerspricht ihren Lebensgewohnheiten, da sie sich nur in der Paarungs- und Laichzeit für einige Wochen ständig im Wasser aufhalten. Desgleichen ist unbedingt darauf zu achten, daß junge Molche und Frösche nach dem Abschluß ihrer Entwicklung auf dem Lande leben.

Alle heimischen Molcharten sowie Froschlurche sind in Aquaterrarien zu halten. Da einige Frösche, Kröten sowie Feuersalamander nur selten bzw. nur zum Laichen ins Wasser gehen, benötigen sie keine große Wasserfläche. Es genügt in diesem Falle der Einbau einer Foto- oder Tonschale in das Terrarium, die mit Kies ausgelegt wird. Für Laubfrösche und andere gern kletternde Tiere sind Klettermöglichkeiten durch den Aufbau von Steinen bzw. durch Einstellen beblätterter Zweige zu schaffen.

Reptilien. Eidechsen, Blindschleichen und Landschildkröten sind beliebte Terrarientiere. Eidechsen benötigen möglichst abwechselungsreiches Lebendfutter, das, wenn die Tiere nicht zu lange gehalten werden, durchaus zu beschaffen ist. Blindschleichen lieben etwas mehr Feuchtigkeit als Eidechsen und Schildkröten. Ihre Terrarien werden mit leicht angefeuchteten Moospolstern und Farnen bepflanzt.

Ringelnattern und Europäische Sumpfschildkröten benötigen eine offene Wasserfläche. Sie gehören deshalb in Aquaterrarien. Ringelnattern dürfen nicht mit Lurchen und Echsen gemeinsam gehalten werden, da sie vor allem Fröschen und Eidechsen nachstellen.

Giftschlangen (z. B. Kreuzottern, Aspisvipern) sollten auch in verschlossenen Terrarien in der Schule nicht gehalten werden.

Bei der Beschaffung der Tiere ist folgendes zu beachten: Der Fang einiger Arten der Amphibien und Reptilien für die eigene Haltung ist gestattet. Laubfrösche, Unken, Kröten, Feuersalamander, Sumpfschildkröten und andere dagegen sind streng geschützt. Die geschützten Arten sind in der Artenliste gekennzeichnet. Es dürfen deshalb für die Terrarienhaltung dieser Arten nur in den zoologischen Handlungen angebotene Exemplare verwendet werden, die vor allem aus südosteuropäischen Ländern importiert werden. Alle in Freiheit gefangenen Amphibien und Reptilien sollten nur für kurze Zeit im Terrarium gehalten und danach möglichst an der Fangstelle wieder in Freiheit gesetzt werden.

Sollen aus besonderen Gründen einige wenige Amphibien oder Reptilien längere Zeit in der biologischen Ecke gehalten werden, so ist darauf zu achten, daß sie einen Winterschlaf halten. Frösche, Kröten und Schwanzlurche werden in leicht angefeuchtetem Moos und Laub, das in ein altes Aquarium gebracht wird, in einem luftigen Keller bei etwa 2 °C bis 5 °C untergebracht. In gleicher Weise, nur trockener, werden Schildkröten, Eidechsen und Schlangen überwintert. Es ist dafür zu sorgen, daß die Tiere 5 bis 6 Wochen vor Antritt der Winterruhe sehr gut gefüttert werden, damit sie genügend Reservestoffe für die lange Ruhezeit anlegen können.

Neben den Wirbeltieren (bes. Lurche und Reptilien) eignen sich zur Haltung in Terrarien auch eine Reihe wirbelloser Tiere. In feuchte Terrarien können beipielsweise Schnirkelschnecken und Schlammschnecken, in trockene Terrarien Weinbergschnecken eingesetzt werden. Für Trockenterrarien eignen sich auch Laufkäfer und Aaskäfer, die durch das Fressen von Futterresten oft sehr nützlich sind. Die Haltung von verschiedenen Würmern, vor allem des Regenwurms, die auch zu Futterzwecken erfolgt, kann ebenfalls empfohlen werden.

2.3.4.4. Insektarien

Obwohl die Haltung vieler Insekten nur wenig Mühe erfordert, gibt es in den Schulen sehr selten Insektarien (Arthropodenkäfige). Da auch Spinnen und Ameisen einige Zeit ohne Schwierigkeiten gehalten werden können, ist der Begriff der Insektarien nicht systematisch begrenzt aufzufassen, sondern insgesamt für die Haltung von Gliedertieren zu verstehen. Es sollte deshalb mehr der Begriff Arthropodenkäfige verwendet werden.

Viele Insekten und ihre Entwicklungsformen können in leeren, auch leicht beschädigten Aquarien oder sonstigen Gläsern gehalten werden. Die Behälter werden mit einem dicht schließenden, selbst hergestellten Holzrahmen, der mit Kunststoffgaze bespannt ist, abgedeckt (s. Abb. 99/1).

Raupenkästen. Raupenkästen und auch andere Insektarien lassen sich leicht aus einem einfachen, aus Holz gefertigten Rahmengestell, das einen festen Boden besitzt und mit Gaze überspannt wird, herstellen (s. Abb. 99/2). Das Gestell sollte eine Grundfläche von etwa 15 cm × 25 cm haben und 30 cm bis 40 cm hoch sein. Diese Höhe ist erforderlich, um z. B. die Futterpflanzen für Raupen in einem mit Wasser gefüllten Marmeladenglas oder einem Erlenmeyerkolben im Gestell aufstellen zu können. Eine ganze Seite sollte als Tür gestaltet sein. Um eine bessere Beobachtungsmöglichkeit zu haben, wird an einer Seite des Kastens eine Glasscheibe eingesetzt. Eine Reihe von Insekten, insbesondere Laufkäfer und Mistkäfer,werden in Terrarien gemeinsam mit Lurchen und Kriechtieren gehalten. Sie ernähren sich dort von Futterresten der größeren Terrarieninsassen und sorgen für Sauberkeit.

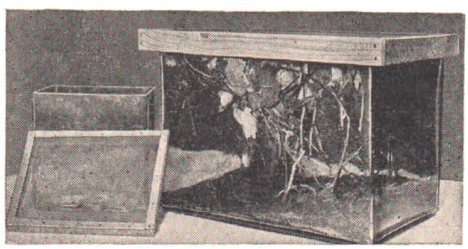


Abb. 99/1
Insektarium mit Stabheuschrecken

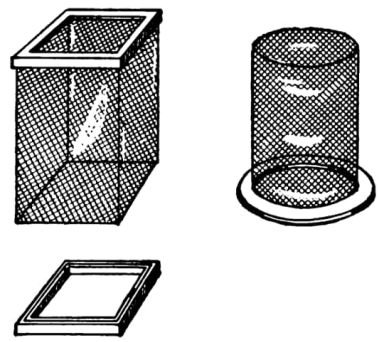


Abb. 99/2
Insektarien (Raupenkästen)



Abb. 100/1 Formikarium

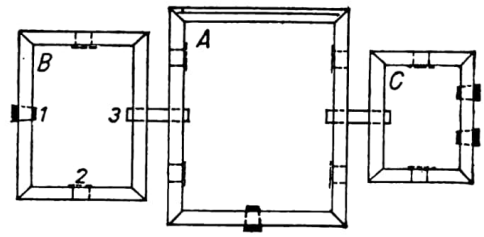


Abb. 100/2 Formikarium
A Hauptnest, B Futternest, C Nebennest; Futteröffnung mit Stopfen, 2 Luftöffnungen (innen mit Gaze verschlossen), 3 Biegeglasrohr

Wasserinsekten und aquatile Insektenlarven finden Aufnahme in Aquarien. Die notwendigen Hinweise für die Haltung und Pflege werden auf Seite 114 ff. gegeben.

Formikarien. Formikarien ermöglichen äußerst interessante Beobachtungen an staatenbildenden Insekten. Leider gibt es kaum eine Schule, in der die Schüler die Möglichkeit haben, solche Beobachtungen vorzunehmen. Dabei ist sowohl die Einrichtung dieser Vivarien als auch ihre Pflege nicht schwierig. Futtersorgen gibt es kaum, da Ameisen Süßigkeiten, wie Zucker, Sirup und Honig, annehmen. Weiterhin ist mit kleinen Fleischstücken (Schabefleisch) und toten Insekten zu füttern. Es ist notwendig, eine völlig dichte Behausung zu schaffen, die ein Entweichen auf jeden Fall verhindert. Um eine gute Beobachtungsmöglichkeit der Ameisen im Nest zu haben, sollte aus Holzleisten ein schmaler Rahmen hergestellt werden, der im Abstand von 5 mm bis 10 mm Nuten enthält, in die zwei Glasscheiben eingepaßt werden. Zur besseren Lüftung werden in die Holzleisten einige etwa 5 mm große Löcher gebohrt, die mit engmaschiger Drahtgaze zu verschließen sind. Drei bis vier solcher flachen Glasbehälter in verschiedener Größe werden mit Hilfe von Biegeglasröhrchen, die einen Außendurchmesser von 5 mm haben, verbunden. Der größere Kasten dient als Hauptnest der Ameisen, die anderen als Nebennester und einer als Futterstelle. Während in allen Nebennestern und im Futternest die Scheiben in den Rahmen völlig eingelassen werden können, ist im Hauptnest die obere einschiebbar anzubringen. Hier erfolgt das Einsetzen der Ameisen, die von einem Ameisenhaufen mit geeignetem Baumaterial entnommen und in das Hauptnest gebracht werden. Die obere Scheibe wird danach sofort fest verschlossen (evtl. auch verklebt). Im Vivarienraum werden die Nebennester angeschlossen. Die entsprechenden Öffnungen des Hauptnestes waren vorher mit Gummistopfen verschlossen. Auch im Futternest werden die Öffnungen nach dem Füttern stets mit einem Gummistopfen verschlossen. Da die Ameisen im Nest Dunkelheit brauchen, werden die Scheiben durch vorgeschobene Pappe von beiden Seiten verdunkelt. Sie werden nur zur Beobachtung entfernt. Die Ameisen benötigen stets genügend Feuchtigkeit. Diese wird dem Formikarium regelmäßig durch vorsichtiges Einspritzen von Wasser mit einer Pipette durch eine Öffnung zugeführt.

Eine andere Möglichkeit, Ameisen in der Schule zu halten, erfordert nicht so komplizierte technische Vorbereitungen für den Nestbau. Sie hat jedoch den Nach-

teil, daß die Ameisen nicht in ihren Gängen unmittelbar im Nest, sondern nur an der Oberfläche ihres Baues beobachtet werden können. Dazu werden die 4 Seitenwände eines Vollglasaquariums in der Größe von etwa 30 cm × 40 cm innen vollständig mit Glyzerin oder Paraffinöl eingerieben. In das Becken werden Ameisen, die aus einem Ameisenhaufen entnommen und in einem Plastebeutel oder Konservenglas transportiert wurden, eingesetzt. Sie beginnen sehr bald danach mit dem Bau eines neuen Nestes. Gefüttert wird am besten in einem Uhrgläschen. Ein weiteres Uhrgläschen wird stets mit frischem Wasser gefüllt. Häufiges Übersprühen bei trockener Zimmerluft ist ebenfalls notwendig. Um das Entweichen der Ameisen zu verhindern, müssen die Innenwände nach einiger Zeit erneut eingeölt werden. Zur größeren Sicherheit kann auch das Formikarium in eine größere, mit Wasser gefüllte Fotoschale gestellt werden.

Die Beschaffung der Ameisen muß unter Beachtung des Naturschutzes sehr vorsichtig und mit dem geringst möglichen Schaden am Ameisenhaufen erfolgen. Zur Beobachtung muß nicht unbedingt neben den Arbeiterinnen eine Königin gefangen werden. Jedoch sind genügend Puppen mit einzutragen. Bei der Entnahme, die nicht mit dem Spaten sondern mit den Händen erfolgen soll, sind zweckmäßig Handschuhe und ein weißer Kittel zu tragen, dessen Ärmel mit Gummiringen an den Handgelenken dicht abgeschlossen werden. Nach dem Fangen wird der Kittel sofort ausgezogen und die daran befindlichen Ameisen können leicht entfernt werden.

Drosophilazucht

Zur Demonstration genetischer Versuche und zu ihrer Durchführung sind Gär- oder Fruchtfliegen (*Drosophila melanogaster*) besonders geeignet. Außerdem ist es relativ leicht möglich, durch Präparation die Riesenchromosomen der Speicheldrüsenzellen von Gärfliegenlarven unter dem Lichtmikroskop bei einer Vergrößerung von etwa 600fach an zu demonstrieren. Auch als lebendes Futter für Aquarien- und Terrarientiere sind Gärfliegen gut verwendbar.

Für die Durchführung von genetischen Versuchen werden Zuchtstämme, die sich in bestimmten Merkmalen (z. B. Form und Farbe der Augen oder der Flügellänge) unterscheiden, von Forschungsinstituten beschafft, weitergezüchtet und vermehrt. Für Futterzuchten genügt das Anlocken der überall vorkommenden Fliegen durch das Aufstellen von Futterbrei in Zuchtgefäßen.

Als Zuchtgefäße werden am besten Erlenmeyerkolben von 200 ml bis 250 ml Inhalt verwendet. Der Futterbrei wird einen Tag vor dem Einsetzen der Fliegen hergestellt. Dazu wird 1 l Wasser mit etwa 80 g (3 Eßlöffel) Zuckersirup aufgekocht und unter ständigem Rühren löffelweise etwa 100 g Grieß hinzugesetzt, bis ein dickflüssiger Brei entsteht. Der heiße Brei wird 2 cm hoch in die Zuchtgefäße geschüttet. Nach dem Abkühlen werden aus einer Pipette 3 Tropfen einer vorher hergestellten Aufschwemmung von Bäckerhefe in Wasser zugesetzt. Die Zuchtgefäße sollen danach mit entsprechend großen Wattestopfen verschlossen werden.

Vor dem Einsetzen der Tiere ist darauf zu achten, daß über dem Futterbrei keine Flüssigkeit steht, da sonst die Fliegen festkleben würden. Gegebenenfalls kann die Flüssigkeit mit Papierstreifen abgesaugt werden. Ein Filtrierpapierstreifen wird entsprechend der Abbildung 102/1 in das Zuchtgefäß gegeben, damit sich die Fliegen darauf setzen können.

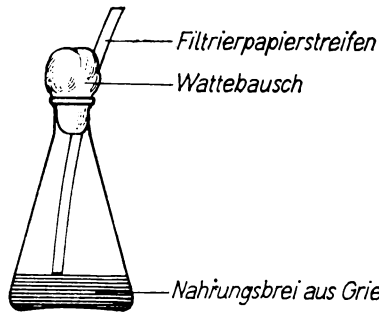


Abb. 102/1
Zuchtgefäß zum Halten von *Drosophila*

Zum Umstezen der Tiere in ein anderes Zuchtgefäß oder in ein Sammelglas wird das Gefäß auf die Tischplatte oder die geöffnete Hand leicht aufgestoßen. Dadurch fallen die Fliegen alle nach unten. Nach dem Entfernen des Wattestopfens wird das Zuchtgefäß auf einen Erlenmeyerkolben gleicher Größe mit der Öffnung nach unten aufgesetzt, die Fliegen in den anderen Kolben geschüttet und dieser wieder mit einem Wattestopfen verschlossen.

Das Trennen der Geschlechter kann unter einer Lupe mit Hilfe eines feinen Tuschpinsels erfolgen. Dazu werden die Tiere kurz betäubt. Es genügt, einige Tropfen Äther auf den Wattestopfen des Sammelglases zu geben. Nach etwa 20 Sekunden können die betäubten Fliegen auf einen Bogen Filtrierpapier geschüttet und nach Geschlechtern getrennt werden. Für einen neuen Zuchtansatz werden etwa 6 Weibchen und 12 Männchen in ein neues Zuchtgefäß gesetzt. Bei einer Temperatur von etwa 24 °C ist die neue Generation mit 50 bis 70 Nachkommen je Weibchen nach 12 bis 14 Tagen zu erwarten.

Unbefruchtete Weibchen für die Durchführung von Erbversuchen erhält man, wenn aus Zuchtgefäßen mit vielen Puppen alle Imagines entfernt werden, nach 5 bis 7 Stunden die inzwischen geschlüpften Tiere gesammelt und nach der oben beschriebenen Weise nach Geschlechtern getrennt werden. Die Weibchen können in diesem Falle nicht befruchtet sein, da die Männchen erst 8 Stunden nach dem Schlüpfen kopulationsfähig sind.

2.3.4.5. Käfige

Für die Haltung von Säugetieren und Vögeln sind Käfige unerläßlich. Es ist in der Schule nicht möglich, den natürlichen Lebensraum dieser Tiere auch nur annähernd nachzuahmen. Bei der Haltung von Tieren in Käfigen ist ganz besonders auf Sauberkeit und Hygiene zu achten (JUNG 1958).

Für die Haltung von Säugern kommen in erster Linie Vertreter der Nager in Frage, beispielsweise Mäuse (JUNG 1958), Hamster (PETZSCH 1950), Goldhamster (KITTEL 1968 u. KINZER 1957). Aber auch Insektenfresser wie Igel und Spitzmäuse (KERN 1951) können bei entsprechenden Pflegemaßnahmen für kurze Zeit in Räumen gehalten werden. Alle anderen Säuger (z. B. Meerschweinchen, Kaninchen) dürfen nicht in Klassenräume gebracht werden, sondern sind, falls ihre Haltung notwendig ist, in der entsprechenden Abteilung des Schulgartens unterzubringen

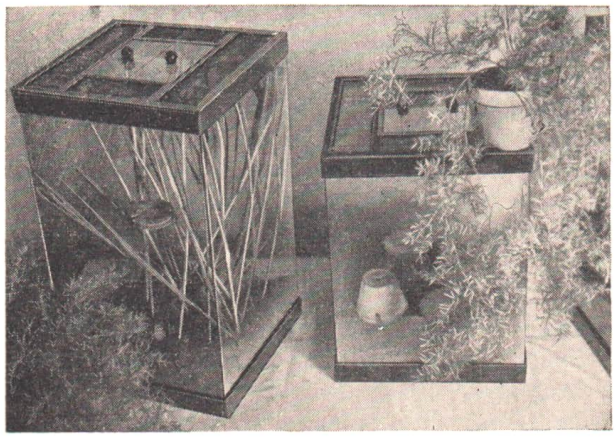


Abb. 103/1 Säugerkäfige

(KRÜGER/MILLAT 1975). Das gleiche gilt für alles Nutzgeflügel und die Haltung von größeren Vögeln.

Käfige für Kleinsäuger werden in letzter Zeit in Blechausführungen in Verbindung mit engen Gitterstäben im Handel angeboten. Sie sind für die Haltung gut geeignet und nicht teuer. Behelfsmäßig können Mäuse und Goldhamster auch in entsprechend eingerichteten Aquarien oder Terrarien gehalten werden.

Mit sehr einfachen Mitteln sind nach BREMER zusammenlegbare Kleinsäugervivarien selbst herzustellen (Abb. 103/1). Grund- und Deckplatte sind mit vorspringenden Leisten eingefaßt. Die Grundplatte ist mit einer Nute zur Aufnahme der Glasplatten versehen. Die Deckplatte ist mehrfach durch Drahtgaze unterbrochen und enthält in der Mitte die gläsernen Fütterungsklappen. Die Glasplatten werden in die Grundplatte gesteckt und durch die Deckplatte gehalten. Sperrvorrichtungen an der Deckplatte verhindern das Verschieben der Platten in das Innere des Vivariums. Bei allen Nagetieren sind die Holzteile der Vivarien durch enganliegenden Draht gegen Benagen zu schützen.

Durch verschiedene Scheibensätze kann die Höhe des Vivariums beliebig variiert werden. Die Ventilation in derartigen Vivarien ist ausgezeichnet, und selbst schwer zu haltende Kleinsäuger (z. B. Schläfer, Spitzmäuse) lassen sich in solchen Behältern erfolgreich pflegen und züchten.

Der Boden wird mit einer 3 cm bis 4 cm hohen Schicht von Sägespänen ausgelegt. Holzwolle dient für die Auspolsterung der Nester. Mit Hilfe eines Blumentopfes, dessen Wand mit einem Loch versehen wird, läßt sich ein notwendiges Versteck einrichten. Je ein Trinknapf und ein Futternapf, wie sie für die Zucht von Versuchstieren verwendet werden, ergänzen das Inventar.

Die Haltung von Vögeln in der Schule ermöglicht es, die Schüler allmählich mit einer gewissen Anzahl von häufigen einheimischen Vögeln bekannt zu machen und verwundete oder sonst geschädigte Vögel zu pflegen. Freilebende Vögel unserer Heimat sollten nur kurze Zeit in Käfigen der Schule gehalten werden. Es könnte allerdings Aufgabe einer Arbeitsgemeinschaft sein, bei der Zucht von Stubenvögeln bestimmte biologische Kenntnisse zu gewinnen. Für den Biologieunterricht selbst kommen Vogelzuchten kaum in Betracht.

Als Vogelkäfige sollten lediglich die im Handel angebotenen Metallkäfige verwendet werden, da alle selbstgebauten Gestelle aus Holz nicht lange den notwendigen hygienischen Anforderungen entsprechen. Sie sind zu schwer zu reinigen. Beim Kauf der nicht gerade billigen Vogelkäfige sind möglichst große Formen zu wählen, deren Gitter allerdings einen geringen Stababstand haben müssen, damit auch kleinere Vögel darin gehalten werden können. Der ausziehbare Schubkasten auf dem Boden der Käfige ist mit Sand zu bestreuen, der je nach Größe der gehaltenen Vögel und der Verunreinigung täglich bis wöchentlich zu erneuern ist. Weiterhin gehören in den Vogelkäfig ein Trinknapf, der stets frisches Wasser enthalten muß, und mehrere Futternäpfe. Da viele Vögel, besonders die kleineren Singvögel, gern baden, muß auch ein größeres Wassergefäß mit flachem Wasserstand für diesen Zweck vorhanden sein. Über die Pflege und Fütterung der zu haltenden Vögel sollte sich der Halter genau in der Fachliteratur informieren, um sich vor schweren Fehlern zu bewahren (DOST 1966). Es werden neben den Greifvögeln (Raubvögeln) in bezug auf das Futter vor allem Körnerfresser und Weichfresser unterschieden. Obwohl es wegen der Hauptmenge der konsumierten Nahrung durchaus berechtigt ist, die vorgenannte Einteilung vorzunehmen, ist doch zu bedenken, daß viele Vertreter beider Formen nicht allein mit einseitiger Ernährung auskommen. Sie nehmen deshalb in geringen Mengen auch anderes Futter und teils auch Grünfutter (z. B. Obst, Gemüse) an.

Alle einheimischen Vögel werden nach kurzer Zeit bzw. nach dem Ausheilen der Verletzung wieder in Freiheit gesetzt. Dabei sollten die Schüler anwesend sein, da sich bei dieser Gelegenheit äußerst gute erzieherische Möglichkeiten in bezug auf den Naturschutz ergeben. Beim Erwerb von in Freiheit gefangenen, geschützten Vögeln muß entsprechend dem Naturschutzgesetz der Verkäufer für jedes Tier einen Fangschein mit Genehmigungsvermerk übergeben, der während der Haltung des Vogels aufbewahrt werden muß.

2.3.4.6. Futterbeschaffung und Futterzuchten

Abgesehen von allem käuflichen Futter und demjenigen, das aus dem Haushalt bzw. Garten zur Verfügung steht, ist es notwendig, einen großen Teil der Nahrung der Käfig-, Aquarien- und Terrarienpfleglinge entweder durch Fang oder Zucht selbst zu beschaffen. In den meisten Fällen handelt es sich um Lebendfutter in Form von Gliedertieren, Würmern und Weichtieren. Es können im Rahmen dieses Buches nicht alle Möglichkeiten der Futterbeschaffung erwähnt werden. Der Vivarienpfleger muß selbst um immer neue Futterquellen bemüht sein. Viele Insekten können im Freien durch Abstreifen von Gebüschen mit Käschern gefangen werden. Sie werden nach dem Fang möglichst bald in die Vivarien gebracht. Viele Futtertiere werden auch in Fallen erbeutet. Näheres hierüber siehe Seite 39 ff. Regenwürmer werden beim Umgraben eines geeigneten Bodenstückes meist in großer Anzahl gefunden. Sie können auf Vorrat in einem Vollglasaquarium, das mit Rasenplatten ausgelegt ist, gehalten werden. Nacktschnecken werden an feuchten Tagen gegen Abend gesammelt und finden sich hauptsächlich unter Steinen und Laub, an Salat und anderen Gemüsepflanzen. (Fortsetzung Seite 149)

Tabelle 105/1 Futterkulturen

Futterkultur	Haltung	Fütterung	Beschaffung
Guppy *Lebistes reticulatus*	s. S. 125 Weibchen einzeln ablaichen lassen		Aquarienhalter
Salinenkrebse *Artemia salina*	flache Glasschalen mit Seewasser	Infusorien	Eier aus Zoologischen Handlungen
Mehlkäfer *Tenebrio molitor*	Glas- oder Steingutgefäß, dunkel und warm, sehr wenig anfeuchten	Mehl, Getreideschrot, Knochen, Brot	Halter von Terrarien, Vogelzüchter
Mehlmotte *Ephestia kühniella*			
Wachsmotte *Galleria mellonella*		alte leere Bienenwaben mit wenig Getreideschrot	Imker
Schaben *Periplaneta orientalis*	Glasgefäße oder Steinguttöpfe mit Sägespänen, Filterpapier, dunkel, warm, etwas feucht	gekochte Kartoffeln und Haferflocken, eingeweichtes Weißbrot	Schädlingsbekämpfer
Stabheuschrecken *Dixippus morosus*	s. S. 99		Eier aus Zoologischen Handlungen
Stubenfliegen *Musca domestica*	Glasgefäß mit Sägespänen und Filterpapier	Quark-Kleie-Hefe-Gemisch	Eigenfang
Taufliege *Drosophila*	flaches Glasgefäß, eingestellte Holzleisten, Filterpapier	Obstbrei gekocht, Fruchtsaft, gärendes Bier	Futter lockt Tiere an
Regenwürmer *Lumbricus*	Kiste mit lockerer Laberde, wenig feucht, Kreidestaub	faulende Pflanzenstoffe	Eigenfang
Enchyträen *Enchytraea*	Holzkiste oder Steingutgefäß mit Buchenlauberde, etwas feucht halten, mit Glasscheibe abdecken	gekochte Haferflocken, Kartoffeln	Zoologische Handlungen
Essigälchen *Anguillula aceti*	flache Glasschalen, abdecken	Weizenmehlbrei mit Hefezusatz	Aquarienhalter
Infusorien	s. S. 88f.		

Tabelle 106/1 Zimmerpflanzen

Abbildung	Sippe und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung
 1	Zonal – Pelargonie, (1) Geranie *Pelargonium zonale* Storchschnabelgewächs Südafrika	Stärkenachweis in den Blättern, Spaltöffnungen, Interzellularen. Propfversuche, Einfluß der Züchtung
 2	Fleißiges Lieschen (2) *Impatiens walleriana* Balsaminengewächs Afrika	sehr vielseitig für physiologische Versuche verwendbar, Wasseranstieg, Verdunstung, Tropismus, Pollenschlauchbildung u. a.
 3	Schiefblatt (3 u. 4) *Begonia semperflorens* und *B. rex*-Gruppe Begoniengewächs Südamerika bzw. Ostindien	lange Blütezeit der *B. semperflorens* Vermehrungsversuche
 4		
 5	Zierspargel (5) *Asparagus sprengeri* Liliengewächs Südafrika	starke Wurzelknollen als Wasserspeicher
 6	Grünlilie (6) *Chlorophytum* Liliengewächs Südafrika	fleischige wasserspeichernde Wurzeln, bildet viele Ausläufer mit Blüten und Jungpflanzen

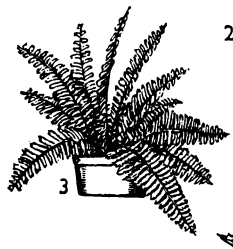
Standort	Erde und Düngung	Pflege	Vermehrung
sonnig, luftig, warm bis kühl	Mistbeeterde mit viel Sand, gelegentlich düngen	im Sommer reichlich gießen, keine stehende Nässe, im Winter Ruhezeit, sehr wenig gießen, im Frühjahr zurückschneiden	sehr leicht durch Stecklinge im Anzuchtkasten
hell, luftig, mäßig warm bis kühl	Mistbeet- und Heideerde mit Sand, mäßig düngen	im Sommer reichlich, im Winter wenig gießen, nach der Blüte im Frühjahr zurückschneiden, mehrmals umpflanzen	leicht durch Stecklinge im Anzuchtkasten und in Wasser, durch Samen im Torfmull-Sandgemisch
halbschattig bis schattig, *B. semperflorens* sonnig, mittlere Temperaturen im Sommer, im Winter kühl, keine trockene Luft, Doppelfenster	Mistbeet-, Laub- und Heideerde, wenig düngen	nicht zu stark gießen, alle 2 Jahre umpflanzen, im Winter Ruhezeit	*B. semperflorens* durch Stecklinge, B. rex durch Blätter, Blattadern durchschneiden, mit der Unterseite auf Sand-Torfgemisch legen, andrücken und beschweren, feuchte Luft notwendig
hell bis schattig, mittlere Temperatur bis kühl, anspruchslos, Ampelpflanze	Mistbeet- und Rasenerde, häufig düngen	viel gießen, häufig sprühen, jährlich umpflanzen, ältere Pflanzen stark zurückschneiden	Teilung im Frühjahr
hell bis schattig, mittlere Temperaturen bis kühl, anspruchslos, Ampelpflanze	Kompost- und Mistbeeterde, gelegentlich düngen	im Sommer viel gießen	sehr leicht durch Eintopfen der Ausläufer

Abbildung	Sippe und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung
 1	Tradeskantie (1) *Tradescantia albiflora* Cammelinagewächs Südamerika	Mikroskop. Präparate zur Beobachtung der Protoplasmaströmung in den Staubfadenhaaren, Wurzelhärchen aus Wasserkulturen; Mitosestadien in meristimatischen Blattbasen,
 2	Efeu (2) *Hedera spec.* Efeugewächs Europa, Asien, Nordafrika	Wurzelbildung, Schlingstengel, Mosaikstellung der Blätter, Vivarienpflanze; Modifikabilität der Blätter
 3	Klimme (3) *Cissus antarctica* Weinrebengewächs Australien	Blattmetamorphosen, Kletterpflanze, häufige Zimmerpflanze
 4	Riemenblatt (4) *Clivia miniata* Amaryllisgewächs Südafrika	Mikropräparate der Spaltöffnungen im Häutchen der Blattunterseite, Blüten und Fruchtbildung, wasserspeichernde Wurzeln
 5	Ritterstern (5) *Hippeastrum spec.* Amaryllisgewächs Südafrika	Mikropräparate der Spaltöffnungen von der Blattunterseite, Keimung des Pollens in Zuckerlösung
 6	Gummibaum (6) *Ficus elastica* Maulbeergewächs Südost-Asien	Mikropräparate des Blattquerschnittes, Kautschuk, häufige Zimmerpflanze, geeignetes Objekt zur Herstellung von Blattskeletten (MOLISCH 1955)

Standort	Erde und Düngung	Pflege	Vermehrung
hell bis schattig, warm bis kühl, anspruchslos, Ampelpflanze	kräftige Mistbeeterde mit Sand	viel gießen, blattlose Stengel zurückschneiden	sehr leicht durch Stecklinge im Blumentopf oder in Wasser
Sonne bis Halbschatten, luftig, warm bis kühl, Ampelpflanze	lehmige Erde mit Sand	wenig gießen, jedoch nicht ballentrocken werden lassen	leicht durch Stecklinge im Frühjahr und Sommer
hell, warm bis kühl, keine trockene Luft, Ampelpflanze	Laub- und Mistbeeterde mit reichlich Sand, gelegentlich düngen	mäßig gießen, nicht ballentrocken werden lassen	Stecklinge im Zimmergewächshaus
hell, z. T. volle Sonne, warm, hohe Luftfeuchte	sandige Mistbeeterde mit Heideerde, gelegentlich düngen	während der Triebzeit kräftig gießen, ab August wenig, bis Oktober Ruhezeit, nach der Blüte alle 2 bis 3 Jahre umpflanzen	leicht durch Wurzeltriebe
hell und warm	Komposterde mit Mistbeeterde und Sand, nur bis zur Blüte kräftig düngen	während des Treibens und der Blütezeit viel gießen, zur Ruhezeit vom August bis zum Austreiben im Frühjahr trocken halten	durch Brutzwiebeln
hell, keine direkte Sonne, luftig, mäßig warm, keine großen Temperaturschwankungen	Laub- und Mistbeeterde mit Sand, häufig düngen	viel gießen, häufig sprühen, Blätter regelmäßig abwaschen, im Frühjahr umpflanzen	schwierig durch Stecklinge im Zimmergewächshaus, Spitzentriebe auch durch Einstellen in Wasser, Schnitt durch den Blattknoten führen

Abbildung	Sippe und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung
 1	Fensterblatt (1) *Monstera deliciosa* Arongewächs Mittelamerika	Lianengewächs, Luftwurzeln, Guttation, häufige Zimmerpflanze
 2	Sinnpflanze (2) *Mimosa pudica* Mimosengewächs Südamerika	reizphysiologische Versuche
 3	Zyperngras (3) *Cyperus alternifolius* Riedgrasgewächs Madagaskar	Luftleitung durch die Stengel bis zu den Wurzeln, Vivarienpflanze
 4	Zimmerlinde (4) *Sparmannia africana* Lindengewächs Südafrika	Verdunstungsschutz durch stark behaarte Blätter, schneller Wuchs
 5	Fuchsie (5) *Fuchsia x hybrida* Nachtkerzengewächs Kulturhybride	Pfropfversuche, Wurzeldruck, Bestäubung und Fruchtentwicklung
 6	Azalee, Alpenrosen (6) *Azalea spec.* Heidekrautgewächs Ostasien	Winterblüher, häufige Zimmerpflanzen
 7	Bogenhanf (7) *Sansevieria spec.* Liliengewächs Süd- und Westafrika	Faserpflanze, häufige Zimmerpflanze, Blattquerschnitte, leichte Trennung der Blattscheiden

Standort	Erde und Düngung	Pflege	Vermehrung
halbschattig bis schattig, keine direkte Sonne, nicht unter 12 °C, feuchte Luft	Mistbeeterde mit Rasenerde, im Frühjahr häufig düngen	viel gießen, junge Pflanzen öfter umpflanzen, ältere selten	Stecklinge im Zimmergewächshaus
als Jungpflanze warm, später mittlere Temperaturen, hohe Luftfeuchtigkeit, Zimmergewächshaus	humose, lehmige Erde, Töpfe in Moos oder Torfmull einfüttern	mäßig gießen, nie verschneiden	Anzucht in jedem Jahr neu aus Samen im Zimmergewächshaus
mäßig warm bis warm, nicht unter 10 °C, keine Lufttrockenheit	Mistbeeterde mit Sand, auch Rasenerde mit Moorerde	Töpfe in tiefen Untersetzer oder ins Aquarium stellen, ständig im Wasser halten	Teilung und Stecklinge der Blattquirle, die mit einem etwa 5 cm langen Stengelstück in feuchte Erde gesteckt werden
hell, nicht zu warm, widerstandsfähig gegen trockene Luft	Mistbeeterde mit Sand, große Töpfe verwenden, viel düngen	viel gießen, jedoch keine ständige Nässe, häufig umpflanzen	Stecklinge im Frühling und Sommer im Anzuchtkasten oder in Wasser
hell bis halbschattig, mäßig warm bis kühl	Mistbeeterde mit Sand, gelegentlich düngen	viel gießen, Wurzelballen darf nicht trocken werden, im Winter Ruhezeit, im Frühjahr umpflanzen	leicht durch Stecklinge
Halbschatten, kühl	Moorerde, Heideerde und Nadelerde, im Frühjahr düngen	im Sommer mehrmals am Tage mit Wasser gießen, Ballen darf niemals trocken werden, häufig überbrausen, jährlich umtopfen	sehr schwierig
hell bis schattig, mittlere Temperatur, verträgt gut trockene Luft, anspruchslos	Mistbeeterde, gelegentlich düngen	mäßig gießen, keine stehende Nässe	Teilung und Blattstecklinge im Zimmergewächshaus

Abbildung	Sippe und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung
 1	Alpenveilchen (1) *Cyclamen persicum* Primelgewächs Östl. Mittelmeergebiet	Stengelknolle, künstliche Befruchtung und Samenreife, häufige Zimmerpflanze
 2	Billbergie, Spanischer Hafer (2) *Billbergia nutans* Ananasgewächs trop. Amerika	Epiphyt, Mikropräparate der Saugschuppen am Grunde der Blätter, häufige Zimmerpflanze
 3	Schwertfarn (3) *Nephrolepis* Tüpfelfarngewächs Tropen	Farnpflanze, Sporangienhäufchen auf der Blattunterseite, mikroskopische Beobachtungen
 4	Brutblatt (4) *Bryophyllum pinnatum* und *B. tubiflorum* Dickblattgewächs Südafrika	Bildung von Ablegern in den Blattkerben
 5	Sukkulenten (5) z. B. *Aloe* (Liliengewächs) und *Crassula*-(Dickblattgewächs)-Arten	Wasserspeicher in den oberirdischen Pflanzenteilen, Verdunstungsschutz
 6	Kakteen (6 u. 7) z. B. *Cereus* und *Echinocactus*-Arten Amerika	Wasserspeicher im Stengel, Blatt- und Stengelmetamorphosen, schleimiger Zellsaft
 7		

Standort	Erde und Düngung	Pflege	Vermehrung
hell, kühl, am besten im Doppelfenster, keine Zugluft, keine trockene Luft	Mistbeeterde mit Sand oder Heideerde	viel gießen, am besten von unten anstauen, nach der Blüte Ruhezeit, verwelkte Blüten und Blätter sofort entfernen	sehr schwierig durch Samen
hell, keine direkte Sonne, warm bis kühl, anspruchslos	Mistbeet- und grobe Lauberde, Torfmull und Sand	viel mit kalkfreiem Wasser von oben in die Rosetten gießen	Ableger
schattig, keine Zugluft, keine trockene Luft	lockere Laub- und Mistbeeterde	viel gießen, kein stehendes Wasser, alle 2 Jahre umpflanzen, Ballen nicht trocken werden lassen	Teilung
hell, luftig, anspruchslos	Mistbeeterde mit Sand, gelegentlich düngen	nicht zu häufig gießen	sehr leicht durch Pikieren der Ableger in sandiger Erde
warm bis mäßig warm, vertragen gut trockene Luft, sehr widerstandsfähig	Mistbeeterde mit viel Sand und Lehm, starke Kiesschicht im Topf, nicht düngen	im Sommer häufig, im Winter sehr wenig gießen	Ableger oder Blattstecklinge, nach dem Schneiden Schnittfläche erst abtrocknen lassen
hell, sonnig, warm, im Winter nicht unter 8 °C, luftig, vertragen gut trockene Luft	Laub-Mistbeeterde mit scharfem Sand (am besten vom Gärtner besorgen), Kiesschicht im Topf	im Sommer mäßig gießen, jedoch durchdringend, ab August weniger, im Winter sehr selten gießen, im Frühjahr und Sommer gelegentlich sprühen, selten umtopfen	Ableger, Nebensprosse nach dem Schneiden abtrockenen lassen, dann auf Sand stellen

Tabelle 114/1 Pflanzen

Abbildung	Name und Heimat	Kennzeichen und unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Vermehrung
	Tausendblatt (1) *Myriophyllum spec.* Europa und Nordamerika	lange, verzweigte, hellgrüne Ranken mit feinfiedrigen Blättern; bei guter Beleuchtung Sauerstoffausscheidung in Bläschenform, besonders an Stengelbruchstücken sichtbar	in Büscheln im Bodengrund befestigen, auch als Schwimmpflanzen für alle Becken geeignet, helligkeitsliebend	durch Seitentriebe oder Teilung der Pflanzen
	Wasserpest (2) *Elodea canadensis* Nordamerika	lange, verzweigte, dunkelgrüne Ranken mit Haftwurzeln; Blätter für mikroskopische Betrachtung der Protoplasmabewegung geeignet; bei guter Beleuchtung Sauerstoffausscheidung in Bläschenform		
	Hornblatt (3) *Ceratophyllum spec.* Kosmopolit	lange, verzweigte, dunkelgrüne Ranken mit festen, starren, dornartigen Blättern, zerbricht leicht	zieht im Winter ein	

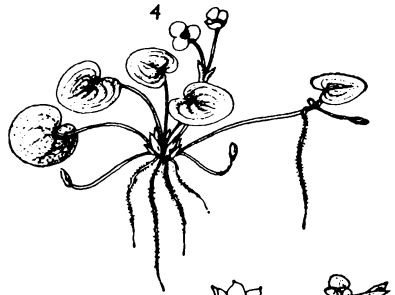
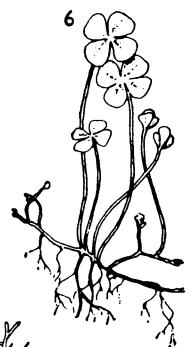
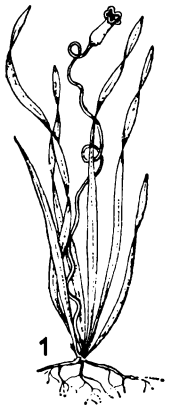
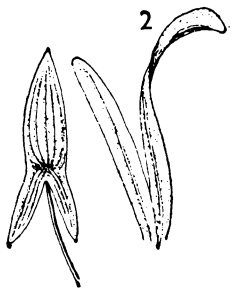
Abbildung	Name und Heimat	Kennzeichen und unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Vermehrung
	Froschbiß (4) *Hydroclaris morsus ranae* Europa	rundliche Blätter, kleine weiße Blüten, Jahresrhythmus	schwimmt an der Oberfläche, hellig-keitsliebend, zieht im Winter ein, bildet Brutknospen, die im Frühjahr austreiben	Seitentriebe
	Pfennig-Gilbweiderich (Pfennigkraut) (5) *Lysimachia nummularia* Europa, Nordamerika	Ranken mit gelblich-grünen, rundlichen Blättern	lehmiger Bodengrund, Unter- und Über-wasserpflanze, beson-ders für Aquaterrarien geeignet, zieht im Win-ter ein	Seitentriebe
	Wasserklee, Kleefarn (6) *Marsilia quadrifolia* Europa, Asien, Nordamerika	dünner kriechender Wurzelstock, klee-artige Blätter	Wurzelstock in den Bodengrund einpflan-zen, ausdauernd, auch für geringe Beleuch-tung geeignet	Teilung des Wurzel-stockes
	Flutendes Lebermoos (7) *Riscia fluitans* Tropen	hellgrüner, geweih-artig verzweigter Thallus	frei schwimmend, bildet Polster unter der Wasseroberfläche, ausdauernd, auch für Warmwasseraquarien geeignet, Versteck für Jungfische	Sprossung, Teilung der Polster

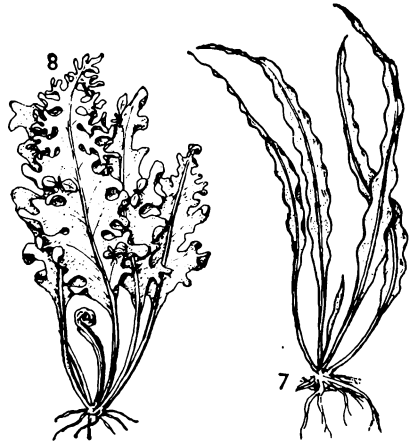
Abbildung	Name und Heimat	Kennzeichen und unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Vermehrung
	Quellmoos (1) *Fontinalis antipyretica* Europa, Nordamerika, Asien	dunkelgrüne Moospflanze, bildet Rhizoide, Blätter für Lupenbetrachtung und mikroskopische Übungen	als Unterwasserpflanze zwischen Steine setzen, am besten mit Steinen, auf denen das Moos festsitzt, eintragen; auch für geringe Beleuchtung geeignet	Teilung der Polster
	Gemeiner Wasserhahnenfuß (2) *Ranunculus aquatilis* Europa	feinfiedrige Unterwasserblätter, nierenförmige Schwimmblätter, häufige Übergangsformen	lehmiger Bodengrund, auch geringe Beleuchtung ausreichend, Unterwasserpflanze, die aus dem Wasser herauswächst	
	Pfeilkraut (3) *Sagittaria spec.* Europa, Amerika, Asien	lange lanzettliche Unterwasserblätter, pfeilförmige Überwasserblätter, vielfältige Formen	auch als Uferpflanze besonders für Aquaterrarien geeignet	Ausläufer
	Froschlöffel (4) *Alisma plantago aquatica* Europa	löffelartige Laubblätter, bandartige Wasserblätter, knolliger Wurzelstock		Auswachsen der Blattachselknopsen



Tannenwedel (5) *Hippuris vulgaris* Europa, Nordasien, Nordamerika	dicker Stengel mit quirlständigen Blättern, Blütenpflanze trotz Aussehens wie ein Schachtelhalm	lehmiger Bodengrund, wächst auch aus dem Wasser heraus, helligkeitsliebend, zieht im Winter ein, Aquarien- und Aquaterrarien	Teilung des Rhizoms
Vielwurzelige Teichlinse (7) *Spirodela polyrhiza* Kleine Wasserlinse *Lemna minor* Kosmopoliten	kleine rundliche Blätter (*poly. Sp.* 3 bis 10 mm Durchmesser, *L. min.* 3 mm Durchmesser)	anspruchslose Schwimmpflanze, helligkeitsliebend, geht im Winter zurück; *Lem.* auch für warme Becken und ungünstige Beleuchtung ganzjährig	sehr stark durch Sprossung
Farne (z. B. Wurmfarn, Tüpfelfarn) (6 u. 9)	Wedel, Fieder, Sporenhäufchen; Lupenbetrachtung, Stengelquerschnitte anfertigen; Versuche zur Entwicklung der Farne und Demonstration der Wasserleitung	Sumpfterrarien und feuchte Stellen im Trockenterrarium	
Moose (z. B. Torfmoos, Weißmoos) (8 u. 10)	Stämmchen, Blättchen, Sporenkapsel, Rhizoide; Lupenbetrachtung; mikroskopische Übungen; Versuche zur Wasseraufnahmefähigkeit		Teilung der Polster

Abbildung	Sippe und Heimat	Kennzeichen	Haltung	Vermehrung
	Sumpfschraube (1) *Vallisneria spec.* Tropen und Subtropen	lange glatte oder schraubenförmig gewundene lanzettliche Blätter; sehr häufige Aquarienpflanze	Sandboden, Warm- und Kaltwasserbecken für alle Fische	Ausläufer
	untergetauchte Pfeilkräuter (2) *Sagittaria spec.* Tropen	glatte lanzettliche Unterwasserblätter, ovale Schwimmblätter; s. auch S. 116		
	Sumpffreund (3) *Limnophila spec.* Indien, Afrika	hellgrüne, stark gefiederte Blätter, rankend	Sandboden, auch für höhere Temperaturen geeignet, besonders für Labyrinthfische- und Barbenbecken	Seitentriebe und Teilung
	Haarnixe *Cabomba spec.* Amerika	hellgrüne, lanzettliche Blätter, rankend	sandig-lehmiger Bodengrund, mittlere Wassertemperaturen, besonders für lebendgebärende Zahnkarpfen- und Salmlerbecken geeignet	
	Wasserstern (4) *Hygrophila spec.* Malaya		Sandboden, auch für höhere Temperaturen geeignet, besonders für Labyrinthfische- und Barbenbecken	





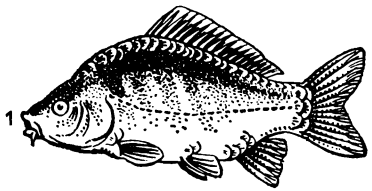
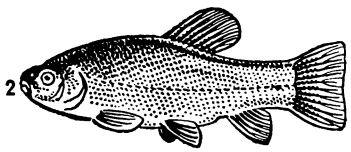
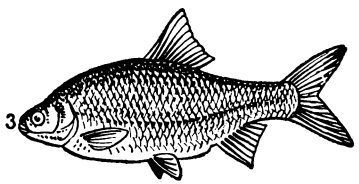
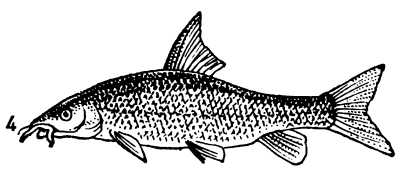
Ludwigia (5) *Ludwigia spec.* Amerika	gestielte, spatelförmige, rötlich-grüne Blätter, rankend	sandig-lehmiger Boden, helligkeitsliebend, besonders für lebendgebärende Zahnkarpfen- und Salmlerbecken geeignet	Seitentriebe und Teilung
Wasserkelch (6) *Cryptocoryna spec.* Indien	langgestielte rundliche bis spatelförmige bodenständige Blätter, dekorative Aquarienpflanze	sandig-lehmiger Bodengrund, auch geringe Beleuchtung ausreichend, besonders geeignet für Labyrinthfische-, Barben- und Buntbarschbecken; nicht mit Vallisnerien vergesellschaften	Ausläufer
Wasserähre (7) *Apomogeton spec.* Madagaskar, Ceylon, Afrika, Australien	längliche, gestielte, grundständige Blätter; oft Blattrand gewellt und Blattnerven hervortretend	sandig-lehmiger Bodengrund; wärmeliebend, kein helles Licht, nicht leicht zu halten!	durch Samen, schwierig
Wasserfarn (8) *Ceratopteris spec.* Tropen	hellgrüne, als Schwimmform wenig, als Unterwasserform stark gelappte Blätter	als Boden- oder Schwimmpflanze für alle Warmwasserbecken mit höheren Temperaturen geeignet	Ableger, Teilung

Abbildung	Name	Kennzeichen und unterrichtliche Bedeutung	Haltung und Vermehrung
	Heidekraut (1) *Calluna vulgaris*	kleine, schuppenförmige Blätter, buschförmig	Trockenteil des Terrariums, kräftige Pflanzen mit möglichst größeren Erdballen ausstechen, mäßig gießen, nach Abtrocknen auswechseln, Vermehrung im Terrarium kaum möglich
	Preiselbeere (2) *Vaccinium vitis-idaea*	kleine, lederartige, dunkelgrüne Blätter buschförmig	
	Flügel-Ginster (3) *Genista sagittalis*	Stengel geflügelt, Blätter rankenartig	
	Gemeiner Wachholder (4) *Juniperus communis*	stechende, nadelförmige Blätter	
	Hauswurz (5) *Sempervivum spec.*	Sukkulenten, Rosetten mit schuppenförmigen Blättern	



Mauerpfeffer, Fette Henne (6) *Sedum spec.*	Sukkulenten, schuppenförmige Blätter	
Wald-Erdbeere (7) *Fragaria vesca*	geteilte, dreizählige Blätter	Haltung wie oben, jedoch für feuchtere Stellen, im Trockenterrarium geeignet, regelmäßig gießen
Wald-Sauerklee (8) *Oxalis acetosella*	kleeartige Blätter; phototaktisch, seismonastisch	
Efeu *Hedera helix*	rankende Sprosse mit Haftwurzeln	
Gräser (9 u. 10)	Rasenplatten	

Tabelle 122/1 Einheimische Fische

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Karpfen (1) *Cyprinus carpio*	häufiger Speisefisch, Unterscheidung von Leder-, Spiegel- und Flußkarpfen, Schuppen, Schwimmbewegung	große Becken, gute Bepflanzung mit Wasserpest, Hornblatt, Tausendblatt, Tannenwedel; bis 15 cm Länge	Allesfresser; Haferflocken, Weißbrot, gekochte Kartoffeln, Wasserflöhe, Mückenlarven, Regenwürmer u. a.
 2	Schleie (2) *Tinca tinca*	häufiger Speisefisch	Gesellschaftsbecken, bis 15 cm Länge	
 3	Rotfeder *Scardinius erythrophtalmus*	häufiger Speisefisch, oft gründelnd	mittlere Becken, gute Bepflanzung, auch mit anderen Friedfischen	
	Plötze (3) *Rutilus rutilus*	Oberflächenfisch, Speisefisch		
 4	Flußbarbe (4) *Barbus barbus*	Bodenfisch, Speisefisch	mittlere Becken, mit Sandboden, Quellmoos, Wasserpest, Hornblatt, Durchlüftung	nur Lebendfutter: kleine Fische, Regenwürmer, Mückenlarven, notfalls Mehlkäferlarven

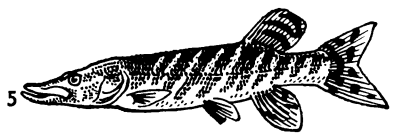
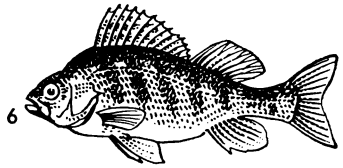
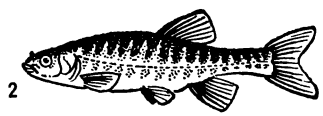
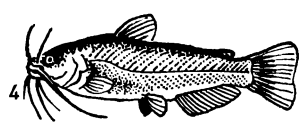
 5 Hecht (5) *Esox lucius*	Raubfisch, sehr gefräßig, guter Speisefisch, Torpedoform, Lauerstellung, Beutefang	mittlere Becken mit Wasserpest, Tausendblatt, Schilfstengel in den Bodengrund stecken, Einzelhaltung; bis 20 cm Länge	
 6 Flußbarsch (6) *Perca fluviatilis*	Raubfisch, guter Speisefisch, wühlt gern	große Becken mit Sandboden, nur Schwimmpflanzen, Durchlüftung; bis 15 cm Länge	wie Flußbarbe
 7 Forelle (7) *Salmo trutta*	Raubfisch, sehr guter Speisefisch, eleganter Schwimmer	große Becken, steiniger Bodengrund, nur Schwimmpflanzen, starke Durchlüftung, Einzelhaltung; bis 20 cm Länge	
 8 Dreistachliger Stichling (8) *Gasterosteus aculeatus* Neunstachliger Stichling *Pungitius pungitius*	interessante Brutpflege, Männchen baut Nest am Boden bzw. in Wasserpflanzen, fächelt mit den Flossen nach Eiablage Frischwasser und bewacht die Jungfische; Männchen zur Laichzeit stark rot bzw. tief schwarz gefärbt	kleine Becken mit Sandboden, gute Bepflanzung, Pflanzenreste als Material zum Nestbau, zur Laichzeit 1 Männchen und 3 bis 4 Weibchen allein im Becken halten	Lebendfutter: Wasserflöhe, Mückenlarven

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Bitterling (1) *Rhodeus sericeus amarus*	interessanter Laichakt, Weibchen legt Eier mit Legeröhre in Atemöffnung der Malermuschel oder Triebmuschel, Jungfische schwimmen nach 4 bis 5 Wochen; Männchen zur Laichzeit sehr schön gefärbt	kleine Becken, zur Zucht Malermuschel oder Triebmuschel (s. S. 130) ins Becken geben und zur Laichzeit 1 Männchen und 3 bis 4 Weibchen im Becken halten	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
 2	Elritze (2) *Phoxinus phoxinus*	lebhafter Fisch, paßt sich sehr schnell der Farbe des Untergrundes an, für Versuche geeignet	mittlere Beckengröße, gute Bepflanzung, hell, Durchlüftung	
 3	Moderlieschen *Leucaspius delineatus*	häufiger Fisch in Tümpeln und Gräben	kleine Becken mit guter Bepflanzung, hell	
	Steinbeißer (3) *Cobitis taenia*	Grundfisch, nächtliche Lebensweise, versteckt sich am Tage; Darmatmer	mittlere Beckengröße, Sandboden mit Steinen, Durchlüftung, gegen Wärme empfindlich	
 4	Zwergwels (4) *Amiurus nebulosus*	Bodenfisch, stark wühlend, Dämmerungsfisch, räuberisch	mittlere Becken, nur Schwimmpflanzen, bis 15 cm Länge	

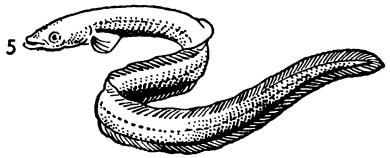
5 	Flußaal (5) *Anguilla anguilla*	Dämmerungsfisch, räuberisch, gräbt sich oft ein, Schwimmbewegungen	mittlere Becken mit Sandboden und Steinen, Schwimmpflanzen; bis 30 cm Länge	Lebendfutter, wird meist vom Boden aufgenommen

Tabelle 125/1 Exotische Fische

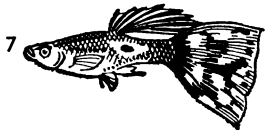
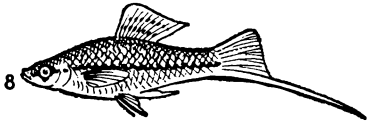
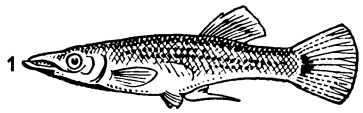
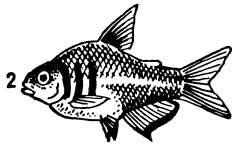
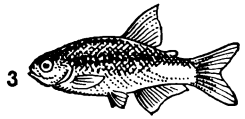
Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
6 	Guppy (6 u. 7) *Lebistes reticulatus* Mittelamerika, Kuba	Größen-, Farb- und Formunterschiede der Geschlechter; lebendgebärend, deshalb gut geeignet für Zuchtversuche und zur Futterzucht; Begattung und Gebären gut beobachtbar, typische Fische für Anfänger; für Kreuzungsexperimente gut geeignet	kleine bis mittlere Becken, 18°C bis 24 °C, Bepflanzung mit *Cabomba*, Tausendblatt, *Ludwigia*	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
7 	Schwertträger (8) *Xiphophorus helleri* Mittelamerika, Kuba			
8 	Zwergkärpfling *Heterandria formosa* Florida	Weibchen wirft über mehrere Wochen täglich ein bis zwei Junge	kleine Becken, gut bepflanzt, 18 °C bis 22 °C	
9 	Bänderkärpfling (9) *Limia vittata* Kuba	s. bei Guppy	kleine Becken, gut bepflanzt, 22 °C bis 25 °C	Allesfresser, vornehmlich Pflanzen

Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Hechtkärpfling (1) *Belonesox belizanus* Mexiko	Raubfisch, Lauerstellung	mittlere Becken, Einzelhaltung, 24 °C bis 28 °C	Lebendfutter
 2	Roter von Rio (2) *Hyphessobrycon flammeus* Südamerika	häufige Zierfische, die starke Form- und Farbunterschiede, oft herrlich leuchtende Farben zeigen. Heimat aller Formen Amazonas- und La-Plata-Gebiet; regen die Schüler sehr stark zur eigenen Pflege von Tieren an	mittlere Becken, 23 °C bis 26 °C, alle Formen für Gesellschaftsbecken geeignet, Bepflanzung: *Ludwigia*, *Cabomba*, *Vallisneria*, Tausendblatt	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
 3	Neonsalmler (3) *Paracheirodon innesi* Amazonas			
	Karfunkelsalmler *Hemigrammus pulcher* Amazonas			
	Rotflosser *Aphyocharax rubropinnis* Mittel- und Südamerika			
 4	Sternflecksalmler (4) *Pristella riddlei* Südamerika			

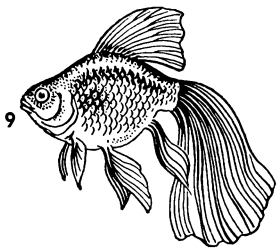
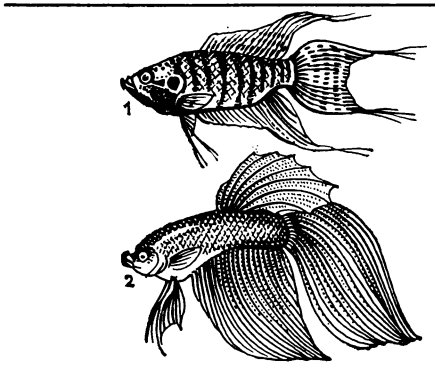
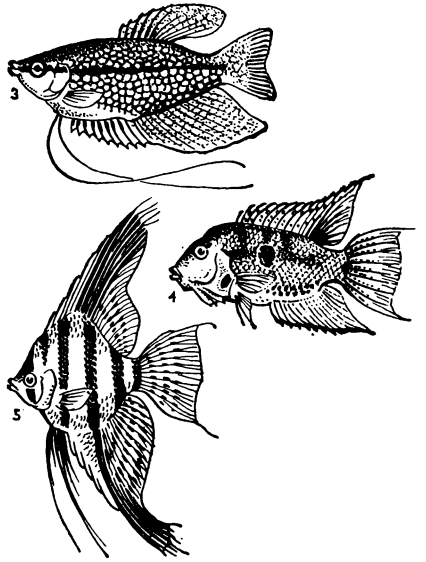
 5	Spritzsalmler (5) *Copeina arnoldi* Amazonas	äußerst interessanter Laichvorgang. Laich wird beim Springen außerhalb des Wassers an Pflanzen oder Deckscheibe geheftet. Eier werden vom Männchen mit der Schwanzflosse ständig bespritzt	zur Zucht in kleineren Becken, paarweise alleinhalten, 24 °C bis 28 °C	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
 6				
 7	Kardinalfisch (6) *Tanichthys albonubes* SO-Asien, China	lebhafter Schwarmfisch mit schöner Färbung	mittlere Becken, 20 °C bis 23 °C. Für gemeinsame Haltung mit Salmlern und Zahnkarpfen geeignet	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
 8	Zebrabarbe (7) *Danio (Brachydanio) rerio* Vorderindien			
 9	Prachtbarbe (8) *Barbus conchonius* Vorderindien	lebhafter Fisch, in der Laichzeit schillernde Farben, leichte Zucht	mittlere Becken, auch ohne Heizung	
	Goldfisch (9) *Carassius auratus* China	Zuchtformen von der Karausche über den Goldfisch bis zu den Teleskop-Schleierschwänzen	große Becken mit Wasserpest oder Sagittarien, ohne Heizung	

Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Makropode (1) *Macropodus opercularis* China Kampffisch (2) *Betta splendens* Thailand Mosaikfadenfisch (3) *Trichogaster leeri* Südostasien	Anpassung an sauerstoffarme Gewässer, atmen nicht nur durch Kiemen, sondern nehmen durch das „Labyrinth" atmosphärische Luft auf, bauen zur Eiablage und Jungfischaufzucht Schaumnester an der Wasseroberfläche, sehr schöngefärbte Fische für interessante Beobachtungen	mittlere Becken, kein hoher Wasserstand, gute Bepflanzung mit Cryptocorynen, *Hygrophila*, *Limnophila*, Schwimmfarnen, 23 °C bis 28 °C	Allesfresser: Lebend- und Trockenfutter
	Rotbrustbuntbarsch (4) *Cichlasoma meeki* Guatemala Perlmutterbuntbarsch *Herichthys cyanoguttatum* Amazonas	vielgestaltige und vielfarbige Formen, Eiablage in Bodengruben und auf Steinen, oft sehr interessante Brutpflege, Raubfische, wühlen gern im Boden	große Becken mit kiesigem und steinigem Bodengrund, nur sehr resistente Pflanzen in Pflanzschalen: Sagittarien, Wasserpest, 23 °C bis 25 °C	Lebendfutter
	Segelflosser (5) *Pterophyllum scalare* Amazonas	scheibenförmiger Körper mit langer Rücken- und Afterflosse	große Becken, 23 °C bis 25°C, Bepflanzung mit Vallisnerien	

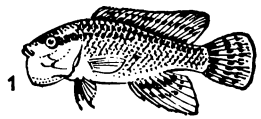
 1	Vielfarbiger Maulbrüter (1) *Haplochromis multicolor* Nil	Eiablage erfolgt in einer Bodengrube, danach werden die Eier vom Weibchen im Maul getragen, bis die Jungen nach etwa 12 Tagen schlüpfen. Auch danach werden die Jungen bei Gefahr und nachts in das Maul der Mutter aufgenommen	mittlere Becken, gut bepflanzt mit Aponogeton und Unterwasserfarnen, zur Zucht paarweise einzeln halten, 20 °C bis 23 °C

Tabelle 129/1 Weichtiere

Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 2	Posthornschnecke (2) *Planorbis corneus*, *Planorbis planorbis*	Fortbewegung vor allem an Aquarienscheiben; Nahrungsaufnahme Radula; bei Lungenschnecken Atemöffnung und Luftholen an der Wasseroberfläche; Laichablage und Entwicklung	Kalt- und Warmwasseraquarien; vermehren sich oft sehr stark	Algen, Wasserpflanzen, Salatblätter, abgestorbene Aquarientiere
	Schlammschnecke *Lymnea stagnalis*, *Lymnea auricularia* *Lymnea palustris*		Kaltwasseraquarien und Aquaterrarien, benötigen viel pflanzliche Nahrung; nicht in Becken mit wertvollen Pflanzen halten	
 3	Sumpfdeckelschnecke (3) *Viviparus viviparus*	Weibchen gebären Junge lebend		

Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Bernsteinschnecke *Succinea spec.*	Fortbewegung vor allem an Aquarienscheiben; Nahrungsaufnahme, Radula; bei Lungenschnecken Atemöffnung und Luftholen an der Wasseroberfläche; Laichablage und Entwicklung	Kaltwasseraquarien und Aquaterrarien, benötigen viel pflanzliche Nahrung; nicht in Becken mit wertvollen Pflanzen halten	Algen, Wasserpflanzen, Salatblätter, abgestorbene Aquarientiere
 1	Teichmuschel (1) *Anodonta cygnea* Malermuschel *Unio pictorum* Dreieckmuschel *Dreissena polymorpha*	Ein- und Ausströmöffnung, Bewegung der Schalen, Fortbewegung, Fuß, Eingraben, Aufzucht von Bitterlingen	in Gesellschaftsbecken, mit Fischen nur, wenn Aufenthaltsplatz mit Glasstreifen abgegrenzt ist; nur gewaschenen Sand verwenden; Mulm nicht abziehen	Detritus, Infusorien

Tabelle 131/1 Gliedertiere

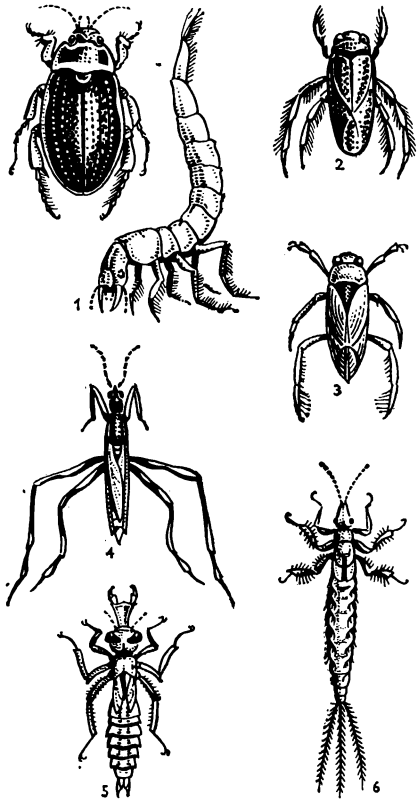
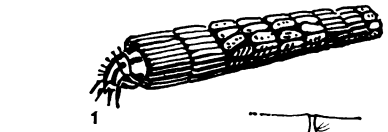
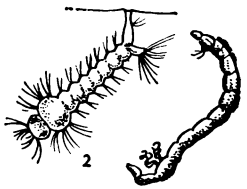
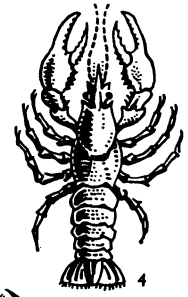
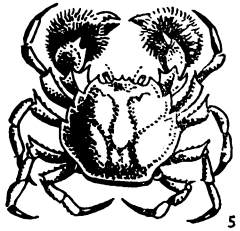
Abbildung	Name und Heimat	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Schwimmkäfer und Larven (1) *Dytiscidae*	Beinformen, Schwimmbewegungen, Nahrungsaufnahme der Käfer und Larven; Fütterungsversuche, Luftaufnahme, Entwicklung	kleine bis mittlere Becken mit Bodengrund und Schwimmpflanzen	Wasserinsekten, Kaulquappen, auch Fleischstückchen, tote Insekten, Detritus, Algen, Wasserschnecken
	Taumelkäfer *Gyrinidae*			
	Wasserkäfer *Hydrophilidae*			
	Ruderwanzen (2) *Corixidae*	Fortbewegung, Entwicklung, Luftblase		Algen, Plankton
	Rückenschwimmer (3) *Notonectidae*	Fortbewegung, Nahrungsaufnahme, Lichtrückenreflex		Insektenlarven, Wasserkäfer, Kaulquappen
	Wasserläufer (4) *Veliidae/Gerridae*	Fortbewegung, Nahrungsaufnahme, Paarung	große Becken mit niedrigem Wasserstand	zerquetschte Mücken und Fliegen
	Eintagsfliege (Larven) (6) *Ephemeridae*	Schwimmbewegung, Schlüpfvorgang	kleine bis mittlere Becken mit Bodengrund und Bepflanzung	Kleinkrebse
	Libellen (Larven) (5) *Aeschnidae* und *Zygoptera*	Entwicklung, Häutung, Schlüpfvorgang, Fangmaske, Fütterungsversuche, Darmatmung	kleine bis mittlere Becken mit Bodengrund und Bepflanzung	Wasserflöhe, Mückenlarven, Tubifex, Regenwürmer, Fleischstückchen

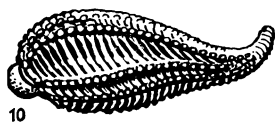
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Köcherfliegen (Larven) (1) *Trichoptera*	Bau des Köchers mit verschiedenen Baustoffen nach zwangsweiser Vertreibung	kleine bis mittlere Becken mit Bodengrund und Beflanzung	faulende Pflanzenstoffe, Infusorien
 2	Zwelflügler (Larven) (2) *Diptera*	Fortbewegung und Anheften an der Wasseroberfläche von Anophelen und anderen Arten, Zuckmückenlarven mit rotem Blutfarbstoff, Büschelmückenlarven sind durchsichtig		Infusorien
 3	Wasserspinne (3) *Argyroneta aquatica*	Schwimmbewegungen, Netzbau, Lufttransport, Nahrungsaufnahme		Kleinkrebse
 4	Wassermilben *Hydracarina*	Schwimmbewegungen		Plankton
 5	Edelkrebs (4) *Astacus astacus* Nordamerikanischer Flußkrebs *Cambarus affinis* Wollhandkrabbe (5) *Eriocheir sinensis*	Schreitbewegungen, Schwimmbewegungen, Nahrungsaufnahme, Gebrauch der Scheren, Häutung	große flache Becken mit sandigem und steinigem Untergrund; Bepflanzung mit Hornkraut, Wasserpest, gute Durchlüftung	Regenwürmer, Kaulquappen, kleine Fische, Insektenlarven, Pflanzen

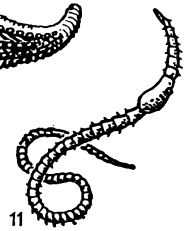

6


7


8


9


10


11

Bachflohkrebs (6) *Gammarus pulex*	Schwimmbewegungen, Brutpflege	kleine Becken mit Algen und anderen Wasserpflanzen	faulende Pflanzenteile
Wasserassel (8) *Asellus aquaticus*	Kriech- und Schwimmwegungen Eipakete		
Wasserfloh (7) *Daphnia pulex*	Schwimmbewegungen, Fortpflanzung, Lupen- und mikroskopische Beobachtungen	mittlere Becken mit Altwasser, Wasserstand 10 cm bis 20 cm	Blutstropfen, Hefe
Medizinischer Blutegel (9) *Hirudo medicinalis*	Schwimmbewegungen, Schreitbewegungen, Saugnäpfe, Fütterungsversuche	zur Eiablage Haltung in Aquaterrarien notwendig, sonst kleine Becken mit Bodengrund, Steinen, Algen und anderen Wasserpflanzen	sehr selten Säugerblut, defibriniert, in Darm einbinden
Pferdeegel *Haemopis sanguisuga*			Wasserinsekten, Lurche
Plattegel (10) *Glossiphonidae*			Fische, Molche, Schnecken
Schlundegel *Herpobdellidae*	Schlingakt		Insektenlarven, Würmer
Schlammröhrenwurm (11) *Tubifex*	Röhrenbau, Bewegung	kleine Becken mit Bodengrund und Mulm	Detritus

Tabelle 134/1 Würmer und Hohltiere

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Plattwürmer (1) *Planaria*	Augen, Regeneration, Fortbewegung; Lupen- und mikroskopische Beobachtungen	kleine Becken ohne Bodengrund mit flachen Steinen	Detritus
	Grüne Hydra (2) *Chlorohydra viridissima* Braune Hydra *Pelmatohydra oligactis*	Futterfang und Aufnahme, Knospung, Regeneration	kleine Becken mit Wasserpflanzen	Kleinkrebse

Tabelle 134/1 Tierische Einzeller

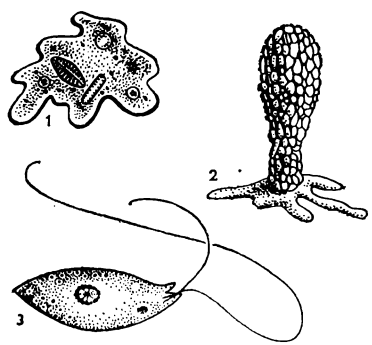
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Wurzelfüßer (1 u. 2) *Rhizopoda*	mikroskopische Beobachtungen	Mikroaquarien, Heuaufguß	Bakterien, die sich im Heuaufguß bilden
	Geißeltierchen (3) *Flagellata*			
	Wimpertierchen *Ciliata*			
	Sporentierchen *Sporozoa*			

Tabelle 135/1 Fische für Seewasseraquarien

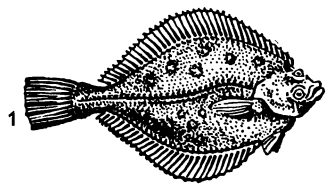
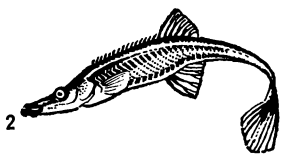
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Scholle (1) *Pleuronectes platessa* Flunder *Pleuronectes flesus*	Plattfische, schnelle Farbanpassung an Bodengrund, wühlen sich in den Boden ein	große Becken, grober Seesand, auch Kies, leicht zu halten, bis 15 cm Länge	Würmer, auch Fischfleisch
 2	Seestichling (2) *Spinachia spinachia*	langer, schlanker Körper, Brutpflege, räuberisch	mittlere Becken, Sand	Würmer, Kleinkrebse, Mücken
	Kleiner Tobiasfisch *Ammodytes tobianus*	wühlt sich nachts in den Boden ein		
 3	Große Schlangennadel (3) *Entelurus aequoreus* Kleine Schlangennadel *Nerophis ophidion*	sehr interessante, schlangenähnliche Fische, Männchen trägt Eier in der Brusttasche, Röhrenmäuler	mittlere Becken, Sand, für Gesellschaftsbecken geeignet	kleine lebende Futtertiere

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Seeskorpion (1) *Cottus scorpius*	großer Kopf, zum Schwanz stark verjüngt, große Augen, Stacheln an Rückenflosse und Kiemen, sehr räuberisch	große Becken, Sand, nicht mit anderen gleichgroßen zusammen halten, bis 15 cm Länge	alle Futtertiere
 2	Steinpicker (2) *Agonus cataphractus*	im Aussehen dem Seeskorpion ähnlich, doch viel friedlicher		Kleinkrebse
 3	Butterfisch *Pholis gunellus*	Grundfisch, durchgehende Rückenflosse	mittlere Becken, steiniger Untergrund mit Verstecken, leicht zu halten, bis 15 cm Länge	Würmer, Insekten, Fischfleisch
	Aalmutter (3) *Zoarces viviparus*	großes Maul mit wulstigen Lippen, lebendgebärend		
 4	Strandküling (4) *Pomatoschistus microps*	Bauchflosse zu Saugscheibe umgebildet, heftet sich an senkrechte Flächen an	für kleine Becken sehr geeignet, sehr leicht haltbar, wird 5 cm bis 11 cm lang	Allesfresser, Trockenfutter
	Dreistachliger Stichling Neunstachliger Stichling	siehe Seite 123		
	Flußaal *Anguilla anguilla*	siehe Seite 125		

Tabelle 137 Wirbellose Tiere für Seewasseraquarien

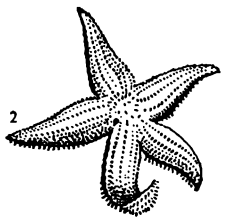
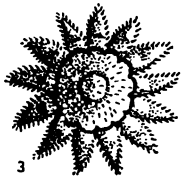
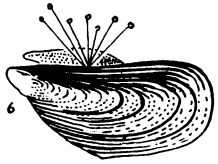
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	*Ciona intestinales* (1) *Dendrodoa grossularia* (Seescheiden)	Vertreter der Tunikaten, Ein- und Ausströmöffnung	kleine Becken, kühl, allein halten	Plankton
 2	Gemeiner Seestern (2) *Asterias rubens*	fünfstrahlig, Ambulacralfüßchen, rotblau bis gelblich	mittlere Becken, bei kühlen Wassertemperaturen leicht zu halten, nicht über 16 °C	Muscheln, auch Seefischfleisch
	Seesonne (3) *Solaster papposus*	13- bis 15 strahlig, große Körperscheibe		
 3	Strandigel (4) *Psammechinus miliaris*	Kalkpanzer, Ambulacralfüßchen, Bewegung		Fischfleisch, Regenwürmer, Algen
 4	Herzmuschel (5) *Cardium edule*	gräbt sich ein und streckt Siphone über den Bodengrund	Sandboden	Plankton, Detritus
 5	Sandklaffmuschel *Mya arenaria*			
 6	Miesmuschel (6) *Mytilus edulis*	heftet sich mit Byssusfäden an senkrechten Flächen an	Futtertiere für viele Seetiere	

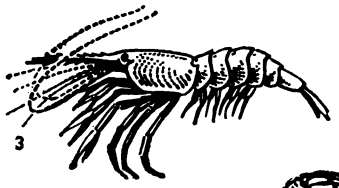
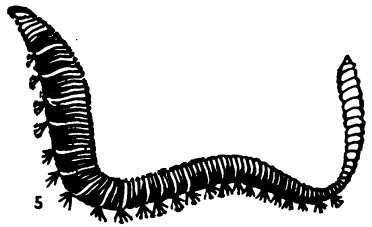
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Gemeine Strandschnecke (1) *Littorina littorea*	häufigste Schnecke an der Küste	für alle Becken geeignet	Algen
	Kleine Strandschnecke *Littorina saxatilis*			
 2	Strandkrabbe (2) *Carcinus maenas*	Kurzschwanzkrebs, Beutefang, Eingraben in den Bodengrund	mittlere Becken, sehr leicht zu halten	Regenwürmer, Fischfleisch
 3	Nordseegarnele *Crangon crangon*	Hinterleib mit Schwimmfüßen, lange Antennen und Schreitbeine	alle Becken ohne Raubfische, sehr leicht zu halten	Futterreste anderer Seetiere
	Ostseegarnele (3) *Palaemon squilla*			
 4	Seepocken (4) *Balanus crenatus*	festsitzende Krebse, Rankenfüßer, Schutz durch Kalkmantel, sitzen oft auf Muscheln	meist nicht lange zu halten	Plankton
 5	Seeringelwurm *Nereis pelagica*	leben in gegrabenen Röhrchen im Bodengrund, Durchblutung der Kiemen, Vielborster	leicht zu halten, sehr nützlich in allen Seewasseraquarien	Futterreste anderer Seetiere
	Sandpier, Köderwurm (5) *Arenicola marina*			

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 6	Erdbeerrose (6) *Actinia equina*	dicker Tentakelkranz, große Mundscheibe, graugrüne und rote Formen, lebendgebärend	Becken mit Steinaufbauten, sehr leicht zu halten	Kleinkrebse, Muschelfleisch, Fischfleisch, Mückenlarven
 7	Schlangenhaarrose (7) *Actinothoe clavata*	lange, dünne Tentakeln	leicht zu halten	
	Höhlenrose *Sagartia troglodytes*			
	Seenelke *Metridium senile*	weiß bis braun, mit vielen hundert kleinen Tentakeln		
	Zylinderrose *Cerianthus lloydii*	gräbt sich ein und zieht sich bei Gefahr zurück	Sandboden, möglichst kühl	
 8	Ohrenqualle (8) *Aurelia aurita*	häufigste Ostseequalle, Schwimmbewegung	nur kleine Exemplare, nicht lange zu halten	Plankton

Tabelle 140/1 Tiere für Terrarien
(** streng geschützte Tiere * Fang einzelner Exemplare für die eigene Haltung gestattet)

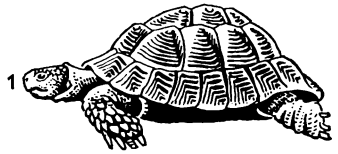
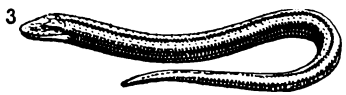
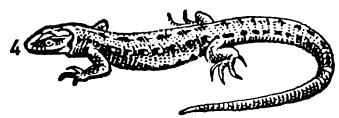
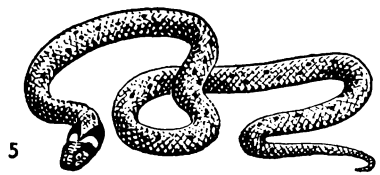
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Griechische Landschildkröte (1) *Testudo hermanni*	Panzer aus Knochen und Hautverknöcherungen, Schutzreflexe, Bewegungen	Trockenterrarien, viel Sonne	Salat, Klee, Obst, Gemüse, auch Mehlkäferlarven und Regenwürmer
	Maurische Landschildkröte *Testudo graeca*			
 2	Europäische Sumpfschildkröte** (2) *Emys orbicularis*	Schwimmbewegungen	Aquaterrarien, Sonne	Wasserinsekten, Würmer, Amphibienlarven, kleine Fische
 3	Blindschleiche* (3) *Anguis fragilis*	schlangenartige Echse, Glieder zurückgebildet, lebendgebärend, dämmerungsaktiv	Trockenterrarien mit Moosen und Farnen, feuchte Stellen	Nacktschnecken, Regenwürmer, Mehlkäferlarven, Heuschrecken, sonstige Insekten
 4	Mauereidechse** *Lacerta muralis*	typische Vertreter der Echsen, Hautschilder, Schreitbewegungen	Trockenterrarien, Sonne	
	Zauneidechse (4) *Lacerta agilis*			
	Waldeidechse* *Lacerta vivipara*	lebendgebärend	Trockenterrarien mit feuchten Stellen	
 5	Ringelnatter* (5) *Natrix natrix*	Vertreter der Schlangen, Bauchschilder, Schlingakt	Aquaterrarien, Sonne	hauptsächlich Fische, seltener Lurche
	Würfelnatter** *Natrix tessellata*			
	Schlingnatter** *Coronella austriaca*		Trockenterrarien, gut bepflanzt, Sonne	Eidechsen, Mäuse

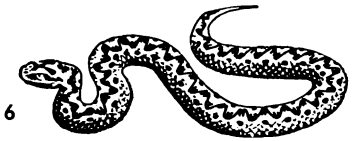
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 6	Kreuzotter** (6) *Vipera berus*	Giftschlange (für Haltung Genehmigung erforderlich)	besonders gesicherte Trocken- und Aquaterrarien, Sonne	Mäuse
 7	Erdkröte** (7) *Bufo bufo*	Fortbewegung durch Schreiten, drüsenreiche Haut, Metamorphose, Laich in Schnüren	Trockenterrarien mit feuchten Stellen	Schnecken, Würmer, Mehlkäferlarven und andere Insekten
 8	Grüne Kröte** Wechselkröte, (8) *Bufo viridis*		Aquaterrarien	
 9	Unken** (9) *Bombina spec.*			
	Geburtshelferkröte** *Alytes obstetricans*		Trockenterrarien mit feuchten Stellen	
	Knoblauchskröte** *Pelobates fuscus*		Aquaterrarien	
 10	Laubfrosch** (10) *Hyla arborea*	Baumfrosch, Saugnäpfe an den Fingern, Schutzfärbung	Aquaterrarien mit beblätterten Zweigen	Fliegen, Heuschrecken

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 1	Wasserfrosch (1) *Rana esculenta* Seefrosch *Rana ridibunda* Grasfrosch *Rana temporaria* Moorfrosch *Rana arvalis* Springfrosch** *Rana dalmatina*	Fortbewegung durch Springen, lange Hinterbeine; nackte, feuchte Haut; Metamorphose; Laich in Klumpen	Aquaterrarien	Fliegen, Schnecken, Mehlkäferlarven, Heuschrecken und andere Insekten, Regenwürmer
 2  3	Teichmolch** (2) *Triturus vulgaris* Bergmolch** *Triturus alpestris* Kammolch** (3) *Triturus cristatus*	Schwanzlurche; nackte, feuchte Haut; Metamorphose, Eiablage einzeln		Wasserflöhe, Mückenlarven, Würmer, sonstige Kleintiere
 4	Feuersalamander**(4) *Salamandra salamandra*	Färbung, lebendgebärend, Larven mit Kiemen und Beinen, werden im Wasser geboren		Schnecken, Würmer, Mehlkäferlarven und andere Insekten

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Krallenfrosch *Xenophus laevis*	Fortpflanzung, Entwicklung	Becken mit flachem Wasserstand	Mückenlarven, Enchyträen, Kaulquappen, Regenwürmer, Fleischstückchen
 5	Axolotl (5) *Ambystoma mexicanum*	Kiemenatmung, Fortpflanzung im Larvenstadium	Becken mit flachem Wasserstand	
 6	Weinbergschnecke* (6) *Helix pomatia*	Fortbewegung, Fortpflanzung	Trockenterrarien (vom 1. März bis 31. Juli gechützt)	Salat und andere Gemüse, Kalkstückchen oder Kalkmilch
 7	Schnirkelschnecke (7) *Cepaea*			
 8	Wegschnecke (8) *Arion*	Nacktschnecke, Atemöffnung	Terrarien mit feuchten Stellen	Obst, Pilze, Salat, Fleischstückchen
	Laufkäfer	s. S. 144		
	Wolfsspinnen	s. S. 145		

Tabelle 144/1 Tiere für Insektarien

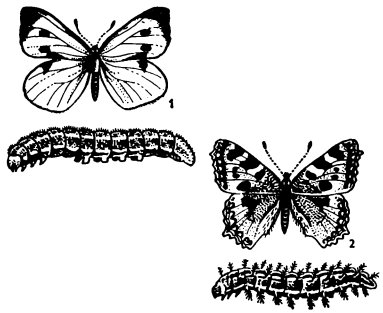
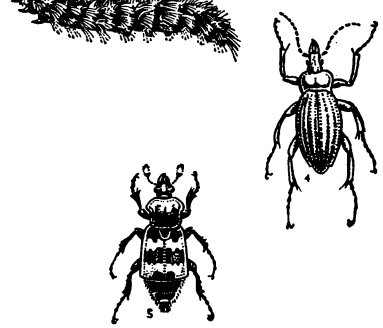
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Futter
	Kohlweißling (1) *Pieris brassicae*	Tagfalter, Metamorphose	Larven in Raupenkästen	Wirtspflanzen, auf denen die Raupen gefunden werden
	Kleiner und Großer Fuchs* (2), Tagpfauenauge* *Vanessa-Arten*			
	Ligusterschwärmer (3) *Sphinx ligustri*	Schwärmer		
	Brauner Bär** *Arctia caja*	Spinner		
	Rotschwanz *Dasychira pudibunda*			
	Gartenlaufkäfer** (4) *Carabus hortensis*	Laufkäfer	Insektarien mit Bodengrund oder Terrarien, Imagines und Larven halten Terrarien sauber	Allesfresser, Wasser
	Totengräber (5) *Necrophorus spec.*			Allesfresser, besonders kleine Kadaver
	Maikäfer *Melolontha vulgaris*	Laubkäfer, Bau des Insektenkörpers	Imagines-Insektarien, Engerlinge – Wurzelkästen	Imagines-Laubblätter, Larven-Wurzeln

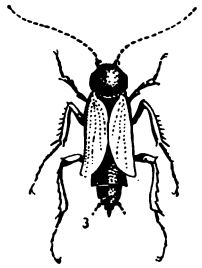
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 	Marienkäfer (2) *Coccinella*	Blattkäfer	Insektarien	Pflanzen mit Blattläusen
	Ameisen (1) *Formicidae* (Rote Waldameise**)	Hautflügler, staatenbildende Insekten	haufenbauende Waldameisen in Formikarien	Obst, Fruchtsaft, Zucker, Honig, Insekten, Wasser
 	Küchenschabe (3) *Blatta orientalis*	Geradflügler	Insektarien oder Glasgefäße, dunkel, warm und etwas feucht	gekochte Kartoffeln, Brot, Haferflocken, Obst, Salat, kleine Fleischstückchen
	Feldgrille (5) *Gryllus campestris*		Insektarien mit Grasplatte	
	Ameisenlöwe (Larve) (4) *Myrmeleon formicarius*	Netzflügler, Fangtrichterbau, Insektenfang	Larven in Insektarien mit hoher, feiner Sandschicht	Ameisen, Insektenlarven
	Gemeine Kreuzspinne (6) *Araneus diadematus*	Netzspinnen, Netzbau und Insektenfang	große Insektarien	Insekten
	Hauswinkelspinne *Tegenaria derhami*			
 	Wolfsspinne (7) *Lycosa*	Jagdspinnen, Insektenfang	Insektarien und Terrarien, etwas feucht halten	

Tabelle 146/1 Tiere für Käfige (** streng geschützt)

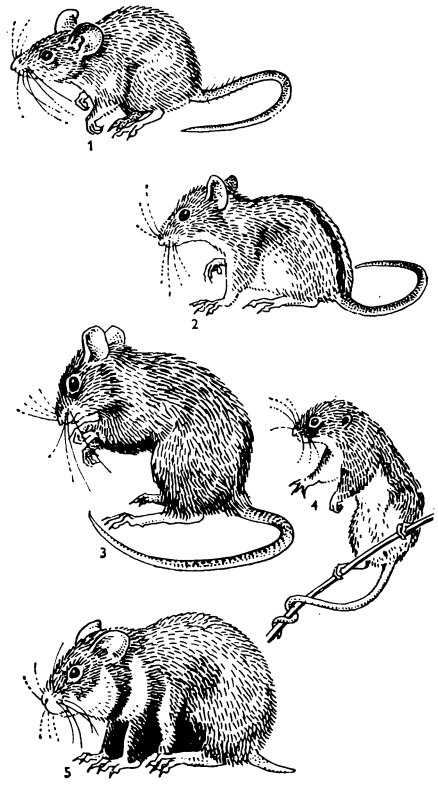
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Hausmaus (1) *Mus musculus domesticus*	Kleinsäuger, Nager, schnelle Fortpflanzung, Zuchtversuche	Käfige oder Terrarien	Allesfresser, Feldfrüchte, Getreide, Kräuter
	Waldmaus *Apodemus sylvaticus*			Samen, Wurzeln, junge Triebe, Insekten
	Brandmaus (2) *Apodemus agrarius*			Eicheln, Getreide, Regenwürmer, Mehlkäferlarven
	Zwergmaus (4) *Micromys minutus*			Samen, Insekten
	Wanderratte *Rattus norvegicus*		Käfige	Allesfresser
	Hausratte (3) *Rattus rattus*			
	Hamster *Cricetus cricetus*	Vertreter der Hamster		
	Goldhamster (5) *Mesocricetus auratus auratus*			

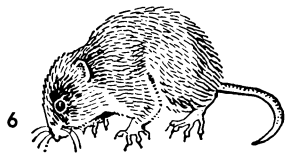
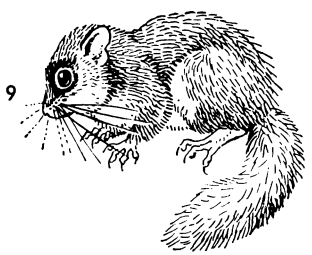
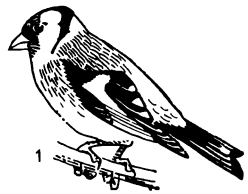
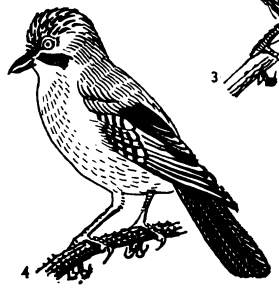
Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
 6	Feldmaus *Microtus arvalis*	Vertreter der Wühlmäuse	Käfige oder Terrarien	Feldfrüchte, Getreide, Kräuter
	Rötelmaus (6) *Clethrionomys glareolus*			
 7	Spitzmaus (7) *Sorex spec.*	Vertreter der Insektenfresser		Insekten und deren Larven, Würmer; großer Nahrungsbedarf
	Wasserspitzmaus *Neomys spec.*	(darf nur in Fischzuchtanstalten gefangen werden)	Aquaterrarien	Wasserinsekten, Würmer, kleine Frösche, kleine Fische
 8	Igel** (8) *Erinaceus europaeus*	Körperbedeckung, Schutzstellung	Käfige	Würmer, Schnecken, Insekten, Mäuse
	Gartenschläfer** (9) *Eliomys quercinus*	Vertreter der Schläfer		Insekten, Würmer, Schnecken, Mäuse, Früchte, Getreide
 9	Haselmaus** *Muscardinus avellanarius*			Knospen, Früchte, Samen, Nüsse, Insekten

Abbildung	Name	Unterrichtliche Bedeutung	Haltung	Fütterung
	Siebenschläfer** *Glis glis*	Vertreter der Schläfer	Käfige	Knospen, Früchte, Samen, Nüsse, Insekten
	Finkenvögel* (1 u. 2) *Fringillidae*	z. B. Zeisig, Stieglitz, Hänfling, Gimpel, Kreuzschnabel (zum Fang Berechtigungsschein erforderlich)	Vogelkäfige	käufliches Vogelfutter, eingeweichtes Weißbrot, Salat, Mehlkäferlarven und andere Insekten, dazu Gemüse, Obst
	Rabenvögel (3 u. 4) *Corvidae*	z. B. Dohle, Elster, Eichelhäher		gekochte Kartoffeln, eingeweichtes Weißbrot, Fleischstückchen, Mäuse, Regenwürmer, Eicheln, Nüsse
	Greifvögel und Eulen** *Accipitres, Striges*	z. B. Falken, Käuzchen		Mäuse, Sperlinge, Fleischstückchen, Insekten

In Fliegenfallen (Abb. 149/1) verschiedener Bauart (BRENNER 1957 und HERMANN 1954) und anderen Insektenfangeinrichtungen (FRIEDRICH 1953; Abb. 149/2) können vom Frühjahr bis zum Herbst auf sehr einfache Weise größere Mengen von Insekten gefangen werden, die von vielen Aquarien- und Terrarientieren angenommen werden.

Die Beschaffung von Wasserflöhen und anderen Kleinkrebsen sowie von Mücken- und anderen Insektenlarven durch Keschern an geeigneten Tümpeln ist weithin bekannt. Diese Art der Futterbeschaffung sollte zum Aufgabengebiet außerschulischer Arbeitsgemeinschaften gehören, die auch für die ständige Pflege einzelner Vivarieneinrichtungen verantwortlich gemacht werden können.

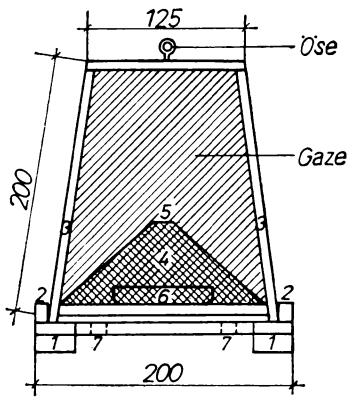


Abb. 149/1
Fliegenfalle (1 Fuß, 2 Halteleiste für Oberteil, 3 Oberteil, 4 Einflugraum, 5 Einflugöffnung, 6 Schale mit Zuckerlösung, 7 Einschlupflöcher)

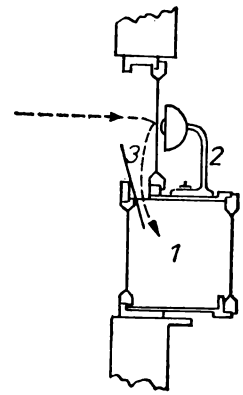


Abb. 149/2
Fangeinrichtung für Nachtinsekten (1 Fangkasten mit Deckel, 2 elektrische Beleuchtung, 3 schräggestellte Pappe, damit die Insekten besser durch den schmalen Spalt in den Fangkasten rutschen)

Der andere Weg der Futterbeschaffung ist die Futterzucht. Sie ist nach erfolgter Einrichtung nur noch mit geringem Zeitaufwand verbunden und nicht von der Witterung und von anderen äußeren Umständen abhängig. Insbesondere Insektenzuchten, aber auch einige Wurmzuchten, haben sich gut bewährt und sind mit geringen Mitteln durchführbar. Wenn eine gute Zucht von Futtertieren vorhanden ist, wird es nur Schwierigkeiten in der Futterfrage geben. Dazu ist notwendig, daß von der zu Futterzwecken bestimmten Tierart nicht nur ein Zuchtansatz vorhanden ist, sondern stets in mehreren Zuchtgefäßen parallel gezüchtet wird. Voraussetzung für eine erfolgreiche Zucht ist peinliche Sauberkeit der Zuchtgefäße und die genaue Befolgung der Zuchtanleitung.

In der Tabelle auf Seite 105 sind die wichtigsten Angaben über geeignete Zuchten zusammengefaßt. Auf das Studium der Fachliteratur (KRUMMBIEGEL 1949, VOGEL 1963, HORN 1965) sei jedoch ausdrücklich hingewiesen.

2.4. Konservieren und Präparieren

Das Konservieren und Präparieren biologischer Objekte ist für den Biologielehrer eine notwendige Tätigkeit, die seinen eigenen Erfahrungsbereich erweitert und wesentliche materiell-technische Bedingungen für einen anschaulichen und lebensverbundenen biologischen Fachunterricht schafft. Weiteres Material wird für die außerunterrichtliche Tätigkeit der Schüler und für die fakultativen Kurse gebraucht. In Arbeitsgemeinschaften sollten nicht nur bereits vorhandene oder vom Lehrer beschaffte Objekte von den Schülern untersucht werden, sondern die Schüler können ihrerseits Aufträge für die zweckmäßige Konservierung und Präparierung von Tieren und Pflanzen erhalten.

2.4.1. Materiell-technische Voraussetzungen

Viele Verfahren zum Konservieren und Präparieren biologischer Objekte stellen keine großen Anforderungen an die manuellen Fertigkeiten des Lehrers und sind daher leicht zu erlernen. Um jedoch brauchbare Resultate zu erzielen, müssen bestimmte materielle Voraussetzungen gegeben sein. Schon mit wenigen Chemikalien, einer Anzahl geeigneter Gefäße und etlichen Hilfsgeräten lassen sich viele Tiere und Pflanzen als Arbeits- oder Demonstrationsmittel für den Unterricht konservieren oder präparieren. Die nachfolgenden Anleitungen sollen jedoch über die einfachsten Rezepte der Konservierungs- bzw. Präparationstechnik hinaus Hinweise zur dauerhaften Haltbarmachung von Tieren und Pflanzen geben. Der Erfolg und die Qualität der Arbeit werden auch in diesem Bereich vom eigenen Willen des Sammlers, seiner Energie und Zielstrebigkeit abhängen.

2.4.1.1. Chemikalien

Chemikalien werden zum Betäuben und Töten, zum Fixieren und Konservieren bzw. Präparieren von Tieren, zum Teil auch von Pflanzen, sowie zum Desinfizieren und zum Reinigen und Verschließen von Aufbewahrungsgefäßen gebraucht. Vielfach ist es möglich, die benötigten kleineren Mengen aus der Schulsammlung für den Chemieunterricht zu entnehmen. Lediglich Äthanol oder Propanol, Methanallösung, Natriumkarbonat und Wasserstoffperoxid werden in größeren Mengen gebraucht und sind besonders zu beschaffen.

Betäubungs- und Tötungsmittel

Zum Töten lebend gefangener Objekte sind einige Narkotika erforderlich, die ein möglichst schnelles und schmerzarmes Betäuben bzw. Töten gewährleisten. Das Töten selbst soll nicht in Gegenwart von Schülern vorgenommen werden. Die gebräuchlichsten Tötungsmittel sind Trichlormethan (Chloroform), Äthoxyäthan (Diäthyläther) und Äthyläthanat (Essigsäureäthylester).

Sofern keine speziellen Hinweise zum Abtöten der Tiere gegeben werden, ist Watte auf den Boden eines dicht verschließbaren Gefäßes zu legen und diese mit einem der genannten Mittel zu tränken. Außerdem empfiehlt es sich, zwei bis drei Lagen Fließpapier oder einige Blätter Filterpapier auf die Watte zu legen, damit die Tiere nicht direkt mit den Chemikalien in Berührung kommen. Keinesfalls dürfen die Mittel auf die Tiere gegossen oder die Tiere in die Flüssigkeit gelegt werden.

Trichlormethan (Chloroform) eignet sich besonders für Säugetiere bis zur Größe einer Katze, aber auch für alle anderen luftatmenden Wirbeltiere und für größere wirbellose Tiere (z. B. Krebse), nur selten für Insekten, da es deren Farben verändert und die Tiere sehr steif macht. Seine Wirkung ist stärker als die des Äthoxyäthans, das trotzdem vielfach an Stelle von Trichlormethan angewendet wird und sich besonders für wirbellose Tiere eignet. Wegen seiner starken Feuergefährlichkeit ist bei Äthoxyäthan (besonders unterwegs) Vorsicht geboten. Eine Mischung von Trichlormethan und Äthoxyäthan im Verhältnis 1:1 wird zum Töten von Lurchen und Kriechtieren verwendet. Für Insekten ist Äthyläthanat besonders geeignet, da die Tiere nach der Tötung leicht wieder geschmeidig werden.

Weitere Chemikalien für bestimmte Tiergruppen:

Trichlorbutanol (Azetonchloroform, Trichlorbutylalkohol) dient in 0,1%iger Lösung zum Töten von Fischen.

Kaliumzyanid wird heute wegen seiner starken Giftigkeit nur noch selten, vorwiegend bei Schmetterlingen, angewandt (Giftgesetz beachten!).

Ammoniakwasser (Salmiakgeist) wird häufig zum Töten von Schmetterlingen bevorzugt.

Äthylurethan (Karbamidsäureester) findet als vielseitiges Tötungsmittel Verwendung. In 0,3%iger bis 1%iger Lösung eignet es sich für fast alle Wassertiere (im natürlichen Medium), als 10%ige Lösung besonders für Frösche und Säugetiere (subkutane oder intravenöse Injektion).

Trichloräthanalhydrat (Chloralhydrat, etwa 0,1%ig bis 1%ig) übt eine betäubende Wirkung auf Tiere aus, die im Wasser abgetötet werden.

Äthanol (Äthylalkohol) dient zum Abtöten von Plattwürmern, Rundwürmern und Anneliden sowie von Muscheln und Stachelhäutern.

Magnesiumchlorid findet Verwendung zum Abtöten von wirbellosen Wassertieren (1%ige bis 5%ige Lösung).

Weitere Hinweise Tabelle Seite 194 ff..

Fixierungs-, Konservierungs- und Präparationsmittel

Fixierungsmittel werden in der Präparationstechnik zum Abtöten eines lebenden Organismus oder Gewebes unter möglichst weitgehender Erhaltung seiner natürlichen Form und der im Leben vorhandenen Strukturen verwendet (SCHULZE/GRAUPNER 1960).

Beim Fixieren erfolgt eine Ausfällung der Eiweißbestandteile lebender Gewebe, die sie vor Zersetzungsvorgängen bewahrt. Deshalb sollte das Fixieren möglichst unmittelbar nach dem Betäuben der Organismen erfolgen.

In den Fixierungsmitteln dürfen die Objekte in der Regel nur eine begrenzte Zeit verbleiben.

Konservierungsmittel werden für die Daueraufbewahrung der Objekte verwendet. Sie schützen das fixierte Material vor Zersetzung und sollen es möglichst unverändert erhalten. Da viele Chemikalien je nach ihrer Konzentration beiden Zwecken dienen, ist eine Trennung in unserer Darstellung nicht zweckmäßig.

Universale Fixierungs- und Konservierungsmittel gibt es nicht. Die gebräuchlichsten sind Äthanol und Methanallösung.

Äthanol, das für Konservierungszwecke mit Benzol, nicht aber mit Petroleumbenzin, schwach vergällt sein darf, wird meist in 70%iger bis 80%iger Konzentration verwendet. Eine stärkere Verdünnung (weniger als 50%iges Äthanol) bewirkt die Mazeration des Objektes. Soll das Äthanol als Fixierungsmittel dienen, ist eine höhere Konzentration erforderlich. Bei längerem Liegen in unverdünntem Äthanol wird das Präparationsmaterial gehärtet und schrumpft stark. Um diese Schrumpfung einzuschränken, ist in vielen Fällen ein schrittweises Hochführen der Objekte über mehrere Äthanolstufen notwendig. Dabei dürfen die Präparate nicht auf dem Boden des Gefäßes liegen, sondern müssen in der Flüssigkeit „schweben" (aufhängen oder evtl. auf Glaswolle legen, da das entzogene Wasser zu Boden sinkt). Das 75%ige Äthanol (Endstufe) ist entsprechend der Dicke des Objektes nach einigen Tagen bis Wochen noch ein- bis zweimal zu wechseln, da es infolge des Wassergehaltes der Tiere verdünnt und mit den sich lösenden Farbstoffen und Fetten durchsetzt ist.

Äthanol dringt nur langsam in die Gewebe ein. Deshalb empfiehlt sich eine zusätzliche Injektion in die Leibeshöhle und in die Muskulatur, bei größeren Tieren auch eine zeitweilige Öffnung des Körpers an unauffälliger Stelle. Außerdem ist bei der Anwendung des Äthanols zu beachten, daß dieses einen ständigen Abbau der Eiweiße bewirkt, wodurch es zu einer Gelbfärbung der Lösung kommt. Dieser Nachteil wird durch vorheriges Fixieren der Objekte in 10%iger Methanallösung beseitigt, die das Eiweiß des Protoplasmas weitgehend unlöslich macht. Auf diese Weise läßt sich außerdem das starke Schrumpfen in Äthanol vermeiden.

Der Silberglanz der Fischschuppen, die Haar- und Federfarben verschiedener Wirbeltiere sowie die Farben vieler Insekten (selbst die Schuppen der Schmetterlinge) sind in Äthanol verhältnismäßig beständig. Auch Wirbeltiere, von denen später das Skelett präpariert werden soll, können in Äthanol aufbewahrt werden. Für fettreiche (z. B. Gehirn) und wasserreiche Objekte (z. B. Quallen) ist Äthanol als Konservierungsmittel nicht geeignet.

Auch Propanol eignet sich als Konservierungsmittel gut (PIECHOCKI 1960), da die Farben vieler Objekte darin besser erhalten bleiben als in Äthanol. Gegen die Anwendung von Methanol (Methylalkohol) bestehen wegen seiner starken Giftigkeit Bedenken.

Sofern eine kurzfristige Beschaffung von unvollständig denaturiertem Äthanol oder von Propanol Schwierigkeiten bereitet, kann als Ersatz auch vollständig denaturiertes Äthanol verwendet werden, das als Brennspiritus im Handel jederzeit erhältlich ist.

Methanallösung (Formaldehydlösung) wird in verschiedenen Konzentrationen angeboten. Eine 35%ige bis 40%ige technische Methanallösung enthält Methansäure und sollte deshalb nur zur zeitweiligen Konservierung angewendet und mit Natriumkarbonat neutralisiert werden (Prüfen mit Lackmuspapier). Für kalkhaltige Objekte (z. B. Krebse, Muscheln, Schnecken, Seesterne), wie überhaupt für die Dauer-

konservierung, ist möglichst 30%ige bis 35%ige säurefreie oder 30%ige reinste Methanallösung in entsprechender Verdünnung zu verwenden.

Zur Anwendung kommt je nach dem Objekt eine 1%ige bis 10%ige Methanallösung. Für die meisten Objekte eignet sich als Aufbewahrungsflüssigkeit 2%ige bis 5%ige Methanallösung am besten. Ein Teil 30%ige Methanallösung wird also in diesem Falle mit fünf bis zwölf Teilen Wasser verdünnt. Für Land- und Süßwassertiere ist abgekochtes Leitungswasser, für Meeresbewohner filtriertes Seewasser zur Verdünnung zu verwenden. Tiere bzw. Organe mit hohem Wasseranteil werden am besten in 5%iger Methanallösung konserviert, da eine weitere Verdünnung durch das Objekt selbst erfolgt. Je schwächer die Lösung ist, um so besser bleiben in der Regel die Farben erhalten. Allerdings darf die untere Grenze (etwa 1%ige Lösung bei kleineren Tieren bzw. Organen und solchen mit geringem Wassergehalt) nicht unterschritten werden, da die Methanallösung sonst ihre konservierenden Eigenschaften verliert. Eine 10%ige Methanallösung übt eine stark härtende Wirkung aus und wird zur Fixierung benutzt.

Gegenüber Äthanol hat die Methanallösung eine Reihe von Vorzügen. Sie ist zunächst billiger, leichter erhältlich und auf Grund ihrer Anwendungsmöglichkeiten in starker Verdünnung weit ergiebiger als Äthanol; Methanallösung dringt schneller in die Gewebe ein, erhält in 2%iger bis 5%iger Konzentration und bei dunkler Aufbewahrung der Objekte deren Farben besser und ruft meist keine oder nur eine unbedeutende Schrumpfung hervor.

Nachteilig wirkt sich besonders bei kalkhaltigen Objekten die ständige Umwandlung (Oxydation) des Methanals in Methansäure vor allem bei Tageslichteinwirkung aus. Durch eine Messerspitze Natriumkarbonat je Liter Flüssigkeit läßt sich dieser Nachteil nahezu beheben.

Bei Aufbewahrung in ungeheizten Räumen können die Flüssigkeiten im Winter leicht einfrieren und die Gefäße dann springen. Um diese Gefahr auszuschalten, empfiehlt sich eine Mischung von Methanallösung und Propantriol (Glyzerin) im Verhältnis von 5:1. Nicht geeignet ist Methanallösung für die Konservierung von Fischen, wenn es auf die Erhaltung des Silberglanzes der Schuppen ankommt, für Insekten und Spinnen.

Aus Gesundheitsgründen ist beim Arbeiten mit Methanallösung in geschlossenen Räumen für eine gute Belüftung zu sorgen, da sie sonst starke Reizwirkung auf die Nasen- und Rachenschleimhäute sowie auf die Augen ausüben kann. Die Hände sind vor Beginn der Arbeit einzufetten, da die Berührung mit Methanallösung die Haut rauh und brüchig macht. Bei empfindlicher Haut ist das Tragen von Gummihandschuhen anzuraten. Außer Äthanol und Methanallösung gibt es zahlreiche Konservierungsflüssigkeiten, in denen die natürlichen Farben der Objekte besser erhalten bleiben. Die Anwendung dieser Lösungen ist zwar umständlicher als die der oben beschriebenen, aber es sollte trotzdem nicht darauf verzichtet werden. Allerdings sind die empfohlenen Lösungen in erster Linie für die Dauerkonservierung in hermetisch verschlossenen Präparategläsern gedacht.

Für viele Zwecke eignet sich die Konservierungsflüssigkeit nach KAISERLING (1924). Sie wird häufig angewandt und besteht aus drei Teillösungen: der Härtungsflüssigkeit, der Zwischenlösung und der eigentlichen Aufbewahrungslösung. Härtungsflüssigkeiten für:

Blut- und fettreiche Organe

1 000 ml dest. Wasser
50 g Kaliumäthanat (Kaliumazetat)
25 g Kaliumnitrat (beide Salze in dest. Wasser lösen)
200 ml Methanallösung 40%ig (bzw. 300 ml 30%ig)

alle übrigen Organe

1 000 ml dest. Wasser
20 g Kalium- oder Natriumäthanat
10 g Kaliumnitrat
200 ml Methanallösung 40%ig (bzw. 300 ml 30%ig)

Die Flüssigkeit kann mehrmals verwendet werden, ist aber nach Gebrauch stets wieder zu filtrieren. Außerdem ist zu beachten, daß die Konzentration nach jeder Verwendung schwächer wird.

Die Objekte werden für mehrere Stunden bis zu einigen Tagen zur Fixierung in die Härtungsflüssigkeit gelegt, deren Volumen mindestens das Fünffache des betreffenden Objektes betragen soll. Folgende Zeitdauer, die für einzelne Organe des Menschen gilt, soll als Anhaltspunkt für Objekte entsprechender Größen dienen.

Härtungszeiten

Magen und Darm	6 bis 24 Stunden	Lunge und Milz	4 bis 6 Tage
Knochen	24 bis 36 Stunden	Leber und Gehirn	bis zu 12 Tagen
Nieren und Herz	2 bis 4 Tage		

Im Zweifelsfalle sollte um ein Mehrfaches zu lange als auch nur ein wenig zu kurz fixiert werden.

Die Organe verlieren in der Fixierungsflüssigkeit weitgehend ihre Farbe. Sie werden deshalb nach beendeter Fixierung in die Zwischenlösung übergeführt, für die in der Regel 80%iges Äthanol benutzt wird. Sie erhalten darin ihre Farbe nach einigen Stunden zurück und werden herausgenommen, sobald die natürliche Färbung kräftig hervortritt. Nach einem kurzen Abspülen mit destilliertem Wasser werden sie in die für das betreffende Organ geeignete Aufbewahrungsflüssigkeit gelegt.

Blutreiche Organe

1 000 ml dest. Wasser
20 g Kaliumäthanat (zuerst in dest. Wasser lösen)
30 ml Propantriol-(1,2,3) (Glyzerin)
eine Messerspitze Thymol

alle anderen Organe

1 000 ml dest. Wasser
60 g Kaliumäthanat (zuerst in dest. Wasser lösen)
30 ml Propantriol-(1,2,3) (Glyzerin)
eine Messerspitze Thymol

Als weiteres Beispiel sei noch die Konservierungsflüssigkeit nach JORES (1913) angegeben.

Die provisorisch montierten Organe kommen zuerst in die Härtungsflüssigkeit.

Härtungsflüssigkeit:

1 000 ml dest. Wasser
150 g Karlsbader Salz (Karlsbader Salz enthält 44% Natriumsulfat, 2% Kaliumsulfat, 18% Natriumchlorat, 36% Natriumkarbonat)
50 g Trichloräthanalhydrat
50 ml Methanallösung 40%ig (bzw. 75 ml Methanallösung 30%ig)

Nach mehreren Wochen, wenn die Organe ihre natürliche Farbe zu verlieren beginnen, werden sie herausgenommen, 6 bis 10 Stunden in fließendem Leitungswasser gewässert, montiert und in die Aufbewahrungsflüssigkeit übertragen.

Aufbewahrungsflüssigkeit:

1 000 ml dest. Wasser
100 g Kaliumäthanat
200 ml Propantriol-(1,2,3) (Glyzerin)

Weitere Möglichkeiten zur Erhaltung der natürlichen Farben bei der Aufbewahrung von Tieren oder deren Organen bieten die Zuckerkonservierung, die Konservierung in 8-Hydroxychinolin-Kaliumsulfat (Sulfachin, STEHLI 1953) und in Salzlösungen (PERNKOPF 1928, PIECHOCKI 1961).

Zu den Konservierungsmitteln werden auch alle Chemikalien, die zur Herstellung von Flüssigkeitspräparaten erforderlich sind, gerechnet (s. S. 194 ff.).

Zur Herstellung von Knochenpräparaten werden vor allem Natriumkarbonat und Wasserstoffperoxid in relativ großen Mengen gebraucht. Zum Entfetten der Knochen werden 25 g technisches Natriumkarbonat in 1 000 ml Wasser gelöst. Die Knochen werden mehrmals in frischer Lösung erhitzt bzw. gekocht. Technisches, 30%iges Wasserstoffperoxid (Vorsicht! Stark hautätzend!) wird mit der achtfachen Menge Leitungswasser verdünnt und dient zum Bleichen der Knochen. Als Entfettungsmittel können an Stelle von Natriumkarbonat auch Imi, Gemol oder Kaliumkarbonat verwendet werden. Außerdem eignen sich hierfür fettlösende Flüssigkeiten wie Äthoxyäthan, Benzin, Tetrachlormethan, Trichlormethan und Dimethylbenzol (Xylol), die aber wesentlich teurer und nicht ganz ungefährlich sind, wenn ohne geeignete Apparaturen gearbeitet wird.

Wenn Knochen entkalkt werden sollen, ist Salzsäure in 5%iger Konzentration erforderlich, Propantriol-(1,2,3) dient zur Haltbarmachung entkalkter Knochen.

Muskelteile, die selbst nach längerem Kochen in Wasser bzw. in Natriumkarbonatlösung nicht weich werden, werden nochmals in Natriumhydrogenkarbonatlösung, notfalls auch vorsichtig in 1%iger bis 2%iger Kaliumhydroxidlösung gekocht. Durch 3 g bis 4 g Natriumperoxid in 100 ml Wasser wird bei Amphibien und kleineren Reptilien ein glasiges Aufquellen der Muskeln bewirkt, die sich danach leicht abschaben lassen. Eine Lösung von 5 g auf 100 ml Wasser eignet sich auch zum Skelettieren kleinerer Wirbeltiere (PIECHOCKI 1961). Für die Naßkonservierung von botanischen Objekten finden Kupfersulfat und arsenige Säure Anwendung.

Reinigungs-, Verschluß- und Desinfektionsmittel

Das Reinigen der Präparategläser erfolgt mit heißer Natriumkarbonatlösung bzw. mit Imi und anschließend mit Äthanol oder Äthoxyäthan.

Als Verschlußmittel wird Picein (Schmelztemperatur 80 °C) empfohlen, das mit Paraffin im Verhältnis 1 : 1 gemischt werden kann.

Zur Vorbeugung gegen den Befall von Schadinsekten eignen sich Naphthalin, Kampfer, Kresol, Natriumtetraborat und 1,4-Dichlorbenzol. Botanische Sammlungsobjekte werden durch Hylotox, Petroleum und Pflanzenschutzmittel (Vorsicht bei der Verwendung, nicht für Schülerarbeitsmaterial!) geschützt, wobei DDT-freie Mittel zu bevorzugen sind, z. B. Hexamittel wie Lindane mit dem Wirkstoff Gamma-Hexachlorcyclohexan. Letztere haben eine hohe Anfangswirkung, sind aber für den Menschen weniger giftig.

Ein äußerst wirksames Mittel zum Vergiften von Herbarmaterial ist Quecksilberchlorid (Giftgesetz beachten!). Es ist jedoch ein so starkes Gift, daß es bei der Herrichtung der Gegenstände für die Schulsammlung möglichst nicht angewendet werden sollte.

2.4.1.2. Sonstige Materialien

Als Arbeitsmaterialien muß zunächst eine Anzahl verschiedenartiger Glasgeräte (z. B. Bechergläser. Präparategläser, Meßzylinder) vorhanden sein.

Für die Aufbewahrung der Sammlungsobjekte sind Holzkisten und Pappschachteln, Blech-, Aluminium- und Kunststoffdosen sowie Glasflaschen aller Art und Größe geeignet. Natürlich muß der Lehrer beim Sammeln dieser Gegenstände auf eine gewisse Normung bedacht sein. Für die Konservierung von Tieren bzw. deren Organen, die als Arbeitsmaterialien jährlich mehrmals aus der Lösung genommen werden müssen, eignen sich Präparategläser mit eingeschliffenem Knopfdeckel am besten (Abb. 156/1) für kleinere Objekte auch Weithalsflaschen.

Für die Daueraufbewahrung sollten nach Möglichkeit Präparategläser in Kastenform (Abb. 156/1) verwendet werden. Runde Gläser, etwa Standzylinder mit aufgeschliffener Glasplatte oder Industriegläser können notfalls verwendet werden. Das Objekt wird darin meist etwas verzerrt erscheinen. Für zahlreiche Arbeiten wird ein Präparierbesteck (Abb. 156/2) gebraucht, das einige Pinzetten, Präparier-

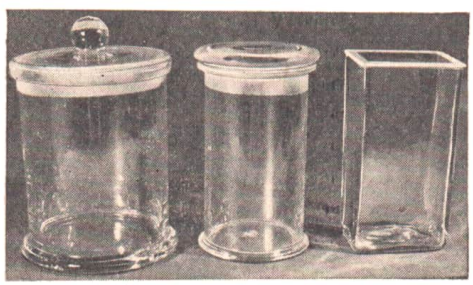


Abb. 156/1
Präparategläser mit eingeschliffenem Deckel mit und ohne Knopf und in Kastenform mit aufgeschliffener Deckscheibe

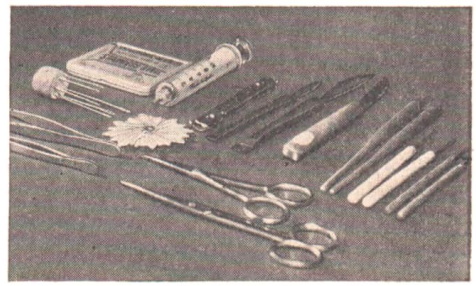


Abb. 156/2
Für Konservierungs- und Präparationszwecke zusammengestelltes Besteckmaterial

nadeln und Nadeln mit Glasköpfen, Schere und Skalpell enthalten soll. Erforderlich sind außerdem zwei Injektionsspritzen von etwa 5 ml und 30 ml, am besten mit Glaskolben, und dazu einige Kanülen unterschiedlicher Stärke.

Die Präparation von Schmetterlingen läßt sich nur mit Hilfe von Spannbrettern, Spann- und Deckstreifen, Insektennadeln, Präpariernadeln und Steckzangen erfolgreich durchführen.

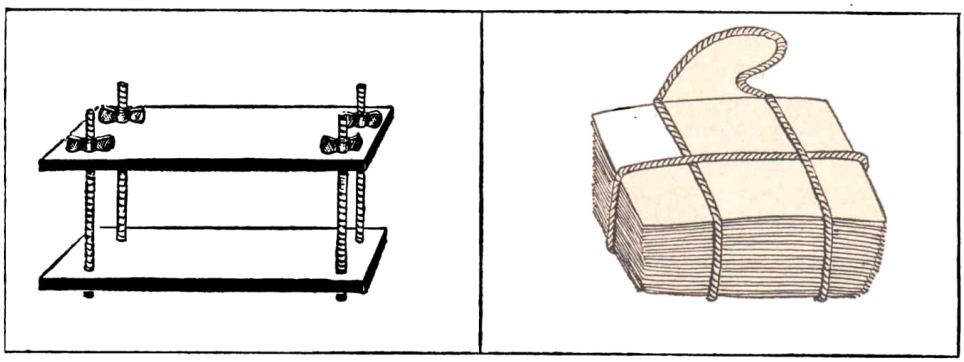


Abb. 157/1
Pflanzenpressen. Links mit Flügelschrauben, rechts einfache Pflanzenpresse

Eines der wichtigsten Geräte für die Herrichtung von Herbarpflanzen ist die Pflanzenpresse. Sie besteht im einfachsten Fall aus zwei Plaste- oder starken Pappdeckeln, die für das Pressen der Pflanzen mit Schnur umbunden oder mit Lederriemen zusammengehalten werden (Abb. 157/1 und 2). Auch durch das Beschweren mit Wägestücken (Abb. 157/3) oder notfalls mit Ziegelsteinen wird der zum Pressen erforderliche Druck erreicht. Geeigneter sind Pressen aus Sperrholz- oder Hartfaserplatten und schließlich Gitternetz- oder Flügelschraubenpressen (Abb. 157/1). Besonders geeignet ist auch eine Presse aus Vierkanthölzern, die sich der Lehrer selbst basteln kann (Abb. 157/4). Die Größe sollte dem Format A 3 (30 cm × 42 cm) entsprechen. Dazu wird Zeitungspapier bereitgehalten. Die gepreßten Pflanzen werden auf Herbarpapier befestigt (z. B. Zeichenkarton). Zum Befestigen der Pflanzen eignen sich gummierte weiße Papierstreifen oder durchsichtiges Selbstklebeband.



Abb. 157/2
Einfache Pflanzenpresse aus Plastdeckeln



Abb. 157/3
Pflanzenpresse aus starken Sperrholzbrettern mit Wägestücken

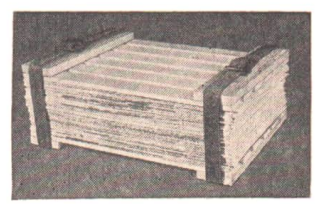


Abb. 157/4
Pflanzenpresse aus Vierkanthölzern mit festen Lederriemen

2.4.1.3. Selbstzufertigende Arbeitsgeräte und Aufbewahrungskästen

Viele Geräte und Behälter für die verschiedensten Zwecke kann der Lehrer bei einigem Geschick selbst herstellen.

Zum Abtöten von Schmetterlingen und zum Weichhalten von größeren Käfern verwendet man eine einfache Tötungsspritze. Dazu wird eine Injektionskanüle in einen Sifonsauger gesteckt, wie er für Halbmikro-Tropfer Verwendung findet, und beide Teile werden mit Nähgarn fest verbunden.

Für die Bearbeitung zarter Insekten sind „weiche Pinzetten" erforderlich. Diese lassen sich ohne Schwierigkeiten aus den beiden Blechstreifen eines Schnellhefters herstellen. Der schmale und längere Blechstreifen wird geradegezogen und in der

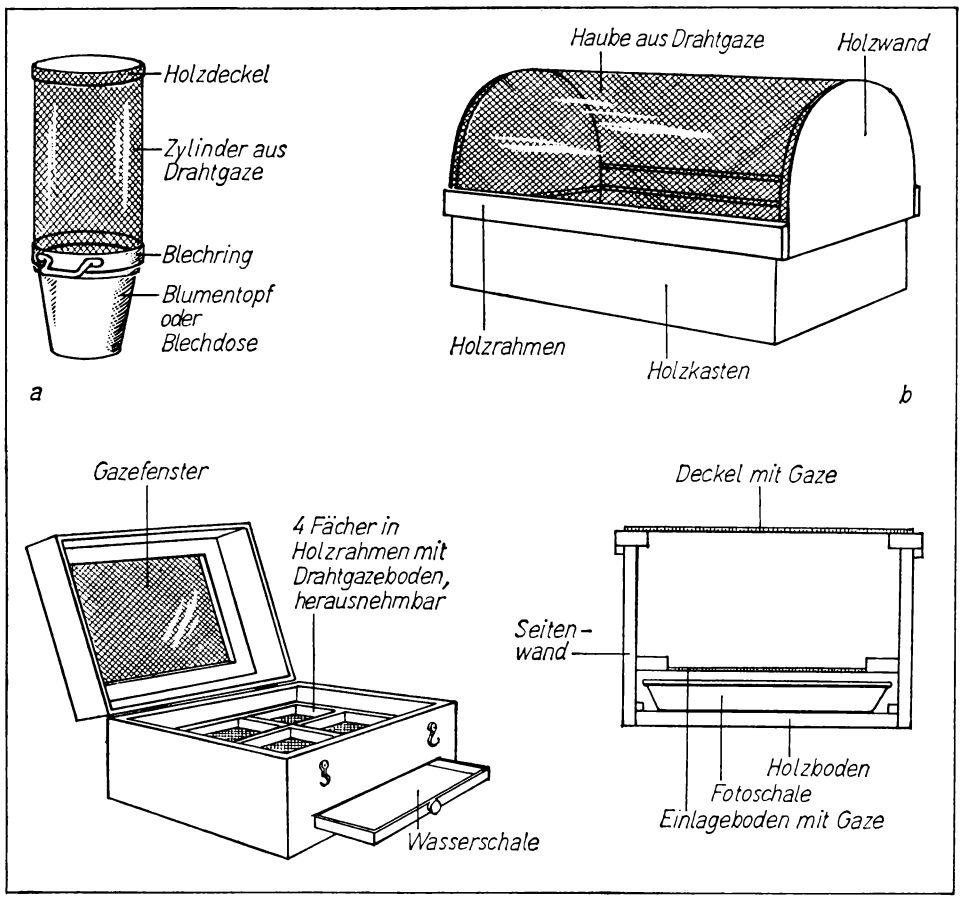


Abb. 158/1 Verschiedene Zuchtkästen für Insekten
Links oben Blumentopf oder Plaste- (Blech-) Dose mit aufgesetztem Gazezylinder; rechts oben Holzkasten mit Haube aus Gaze; links unten Holzkiste mit Wasserschale, herausnehmbarem Gazeboden und Deckel mit eingesetzter Gaze; rechts unten Schnittdarstellung eines Insektenzuchtkastens

Mitte über einen Schrankschlüssel, einen kräftigen Nagel oder notfalls über einen Bleistift gebogen, bis sich beide Schenkel am Grunde und an den Spitzen berühren. Eine etwas kräftigere Pinzette entsteht, wenn der breitere Blechstreifen in gleicher Weise über einen Schlüssel gedrückt wird. Die Schenkel werden an den Enden mit der Blechschere etwa 1 cm lang auf 5 mm Breite gebracht. Die Schenkel einer weiteren Pinzette werden so zugeschnitten, daß sie in eine Spitze auslaufen.

Für die Anzucht von Schmetterlingen aus Eiern, Raupen oder Puppen wird ein Zuchtkasten gebraucht (Abb. 158/1).

Präpariernadeln mit geraden und gebogenen Spitzen lassen sich leicht anfertigen, indem der Kopf von Insektennadeln der gewünschten Stärke über dem Bunsenbrenner in dünne Glasröhrchen eingeschmolzen oder der Kopf der Nadel abgekniffen und die Nadel dann mit einer Flachzange in einen runden Holzstab eingedrückt wird.

Damit die Insekten gut gesehen werden können, ohne sie dabei in die Hand nehmen zu müssen, empfiehlt sich die Anfertigung kleiner Insektenbrettchen. Aus Holz, Sperrholz oder Hartfaserplatte werden kleine Brettchen von 10 cm × 10 cm Größe ausgesägt. Ein Stück einer aufgeleimten Korkscheibe (auch Holundermark oder Schaumstoff eignen sich) dient zum Aufstecken der genadelten Insekten. Für die Betrachtung sehr kleiner Insekten genügt ein Brettchen von 5 cm × 5 cm Größe. Die vergleichende Betrachtung mehrerer Insekten läßt sich gut durchführen, wenn ein größeres Brettchen (5 cm × 15 cm oder 10 cm × 30 cm) mit 3 bis 5 Korkscheiben benutzt wird (Abb. 159/1).

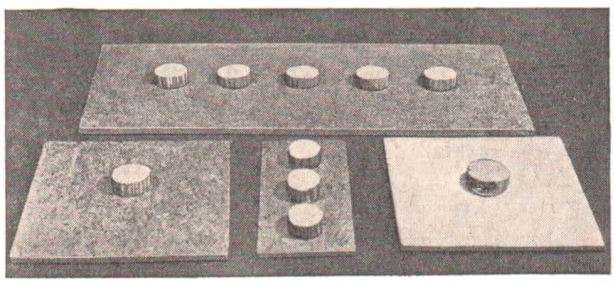


Abb. 159/1
Verschiedene Insektenbrettchen zum Aufstecken genadelter Insekten

2.4.2. Hinweise für die Bearbeitung zoologischer Objekte

2.4.2.1. Konservierungsverfahren

Protozoen brauchen nicht als Arbeitsmaterial konserviert zu werden, da Vertreter dieser Tiergruppe durch Ansetzen von Heuaufgüssen jederzeit als lebende Objekte zur Verfügung stehen und für die Beobachtung bestimmter Einzelheiten gefärbte mikroskopische Dauerpräparate zweckmäßiger sind.

Auch Süßwasserpolypen sollten lebend beobachtet oder als mikroskopische Dauerpräparate hergerichtet werden. Von Süßwasserschwämmen und von Quallen genügen wenige Objekte zur Demonstration (Konservierung in 4%iger Methanallösung).

Plattwürmer (*Plathelminthes*). Als Beispiel aus dieser Tiergruppe sei der Große Leberegel (*Fasciola hepatica*) genannt. Leberegel werden in 10%igem Äthanol, in 1%iger Trichloräthanalhydrat- oder Äthylurethanlösung oder in 0,1%iger Chlorbutanollösung abgetötet. Nach einer kurzen Vorfixierung in 5%iger Methanallösung (etwa eine halbe Stunde) kommen sie in ein „Kompressorium", weil sie sonst bei der weiteren Fixierung stark schrumpfen und deformiert würden. Ein entsprechendes Gerät, wie es der Trichinenbeschauer benutzt, kann sich der Lehrer für diese Zwecke leicht selbst herstellen. Von einer Glasscheibe werden Streifen von 4 cm Breite und 10 cm bis 20 cm Länge abgeschnitten, deren scharfe Kanten noch mit einer Feile oder mit Bimsstein etwas abgeschmirgelt werden. Die leicht vorfixierten Leberegel sind nun mit Hilfe von zwei bis vier Schlauchklemmen zwischen den beiden Glasplatten leicht zu quetschen (Abb. 160/1), und das ganze Gerät wird für zwei Tage in die Fixierungslösung (10%ige Methanallösung oder Methanal-Äthanol-Lösung) gelegt. Zum Quetschen der Leberegel genügen auch zwei Objektträger und zwei Schlauchklemmen. Es lassen sich damit immer zwei bis vier Tiere gleichzeitig bearbeiten. Das „Verrutschen" der Leberegel auf den Glasplatten läßt sich vermeiden, indem eine der Platten mit feuchtem Fließpapier belegt wird. Für die Daueraufbewahrung eignen sich 70%iges Äthanol, 3%ige bis 4%ige Methanallösung oder auch ein Gemisch von Methanallösung und Propantriol-(1,2,3) im Verhältnis von 5:1. Durch die Zugabe einiger Tropfen Karbolsäure zur Fixierungsflüssigkeit wird nach einigen Tagen eine dauerhafte Dunkelfärbung der Dotterstöcke und Dottergänge erreicht (KÜKENTHAL/MATTHES 1967).

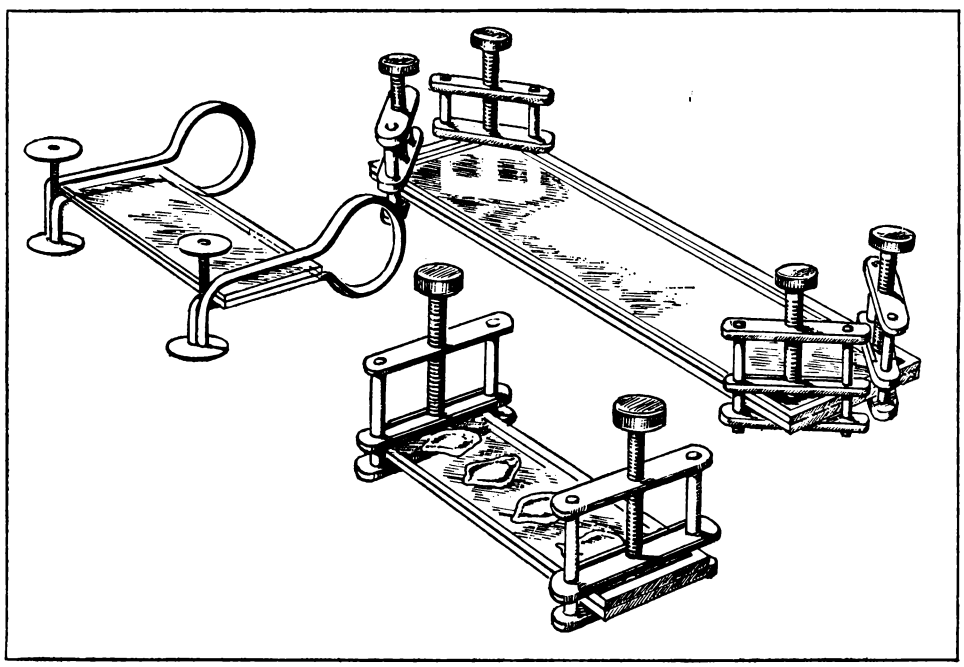


Abb. 160/1 Verschiedene Kompressorien zum Quetschen und Fixieren von Plattwürmern

Die zu den Strudelwürmern (*Turbellaria*) gehörenden Planarien können in der gleichen Weise abgetötet, fixiert und konserviert werden. Besser ist in diesem Fall für das Abtöten jedoch eine 0,5%ige Hydroxylaminlösung.

Rundwürmer (*Nemathelminthes*). Als Vertreter sind die Spulwürmer (Ascariden), besonders der Pferdespulwurm (*Parascaris equorum*), geeignet. Das Abtöten geschieht am besten in 0,1%iger Chlorbutanollösung, doch ist auch 10%iges Äthanol hierfür geeignet. Das Tier wird im ausgestreckten Zustand in Methanallösung (10%ig) etwa 2 Stunden lang fixiert. Danach werden die Objekte in 3%iger Methanallösung oder in 70%igem Äthanol aufbewahrt. Ist eine spätere Sektion nicht vorgesehen, können sie auch einzeln in zugeschmolzenen Glasröhrchen mit oder ohne Konservierungsflüssigkeit aufbewahrt werden. Die Glasröhrchen sind zu erhitzen, beiderseits spitz auszuziehen und dann zuzuschmelzen.

Krebse (*Crustacea*). Als Beispiel hierfür sei der Amerikanische Flußkrebs (*Cambarus affinis*) genannt. Das Abtöten erfolgt wie auf Seite 150f. beschrieben mit Trichlormethan auf Fließpapier. Nach ungefähr 10 Minuten sind die Krebse abgetötet und werden zwei Tage lang in einer 10%igen Methanallösung fixiert. PIECHOCKI (1952) empfiehlt, Flußkrebse in Wasser abzutöten, das auf 40 °C erwärmt wird. Außerdem können Krebse in 0,1%iger Chlorbutanol- oder in 1%iger Äthylurethanlösung oder in Selterswasser abgetötet werden.

Die fixierten Tiere werden abgespült und zur Daueraufbewahrung in 3%ige bis 4%ige Methanallösung übergeführt, die neutralisiert wird (s. S. 152).

Äthanol ist zur Konservierung von Krebsen nicht gut geeignet, weil es den Farbstoff schon nach wenigen Jahren gänzlich aus dem Kalkpanzer herauslöst. Zur Erhaltung des Farbstoffes eignet sich auch eine Konservierung in gesättigter Rohrzuckerlösung.

Flußkrebse, von denen später Naß- oder Trockenpräparate mit ausgestreckten Gliedmaßen und geradem Hinterleib hergestellt werden sollen, müssen mit einer 10%igen Methanallösung in die Leibeshöhle und in die Muskulatur injiziert werden. Dazu wird mit der Kanüle nacheinander in die Gelenkverbindungen der Scheren, in das Abdomen und in die Mundöffnung eingestoßen, und es werden einige Milliliter Methanallösung hineingedrückt. Beim Injizieren von Giften ist besondere Vorsicht zu üben. Der Kolben muß sich ohne starken Druck schieben lassen.

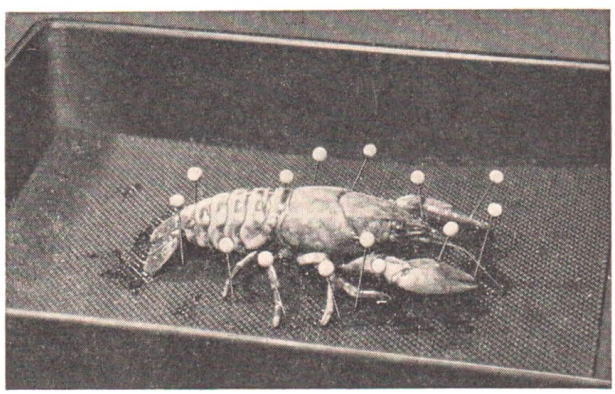


Abb. 161/1
Flußkrebs zum Fixieren der Extremitäten auf eine Gummiplatte genadelt

Bei verstopfter Kanüle kann sich diese beim Druck auf den Kolben vom Ansatzstück lösen und das Gift dabei unter Umständen in die Augen spritzen. (Für diesen Fall sofort die Augen mit Wasser ausspülen und den Arzt aufsuchen!).

Danach sind die Krebse auf einer Holz-, Hartfaser-, Gummi- oder Paraffinplatte in der gewünschten Stellung mit Nadeln zu befestigen (Abb. 161/1) und mit der Platte in eine flache Schale (Fotoschale, pneumatische Wanne) mit 10%iger Methanallösung zu legen. Das Gefäß ist unbedingt abzudecken, damit sich die Luft des Raumes nicht mit Methanaldämpfen anreichert. Nach zwei bis drei Tagen können die Tiere herausgenommen, von der Platte gelöst und in das Aufbewahrungsgefäß mit 3%iger bis 4%iger Methanallösung übertragen werden. In gleicher Weise lassen sich auch Wollhandkrabben (*Eriocheir sinensis*) und Strandkrabben (*Carcinus maenas*) abtöten und konservieren.

Spinnentiere (*Arachnida*). Von den Spinnentieren eignen sich Kreuzspinnen (*Aranea diadematus*); Geschlechtsdimorphismus ist interessant, und beispielsweise Winkelspinnen und Wolfsspinnen zum Konservieren. Das Abtöten von Spinnen erfolgt mit Äthoxyäthan im Tötungsglas (s. Abb. 26/1) oder in 10%igem Äthanol. Für die Daueraufbewahrung ist 80%iges Äthanol gut geeignet. Um ein zu starkes Schrumpfen zu vermeiden, empfiehlt es sich, die Tiere langsam in der Äthanolreihe hochzuführen. Nach dem Töten sind sie zuerst in 25%iges, nach einigen Tagen in 50%iges, dann in 70%iges und schließlich in 80%iges Äthanol zu legen. Die so konservierten Objekte können jederzeit zu Trockenpräparaten und auch zu mikroskopischen Dauerpräparaten verarbeitet werden.

Insekten (*Insecta*). Viele Insektenarten sind leicht in großer Anzahl zu beschaffen und mit Ausnahme der Schmetterlinge einfach aufzubewahren.

Für die Erarbeitung des Körperbaues der Insekten sind größere genadelte Objekte besonders geeignet (s. S. 39f.). Zur genauen Untersuchung des Körperbaues durch Zergliederung können kurz zuvor abgetötete oder in Flüssigkeit konservierte Tiere verwendet werden (WINDELBAND 1967).

Für die Herstellung mikroskopischer Dauerpräparate von kleinen Insekten oder von Insektenteilen ist das Aufhellen in Kaliumhydroxidlösung und das Entwässern notwendig.

Zahlreiche Käfer, Stubenfliegen (*Musca domestica*), Honigbienen (*Apis mellifera*), Maulwurfsgrillen (*Gryllotalpa vulgaris*), Heuschrecken (*Acrididae*), Rückenschwimmer (*Notonectidae*) und andere Insekten sollten in ausreichender Anzahl in der Arbeitssammlung vorhanden sein, desgleichen Larven- und Puppenstadien. Letztere sind durch das Halten von Mehlkäfern (*Tenebrio molitor*) in den Sommermonaten leicht zu erhalten.

Das Abtöten geschieht am besten mit Äthyläthanat (s. S. 150f.). Auf ein Hochführen über mehrere Äthanolstufen kann bei Insekten verzichtet werden, da infolge der Chitinhülle ein Schrumpfen nicht zu befürchten ist. Die Tiere werden nach dem Töten gleich in 80%iges Äthanol gelegt, das nach 14 Tagen noch einmal gegen 70%iges auszuwechseln ist.

Von Schmetterlingsraupen sollten vor allem Raupen des Kohlweißlings (*Pieris brassicae*) oder des Ringelspinners (*Malocosoma neustria*) bearbeitet werden. Sie werden in einem Becherglas oder Erlenmeyerkolben mit 70%igem Äthanol so lange vor-

sichtig gekocht (Sandbad), bis aus ihnen keine Luftblasen mehr entweichen, und dann in 75%igem Äthanol aufbewahrt (weitere Hinweise für die Präparation von Insekten s. S. 164 ff.).

Schnecken (*Gastropoda*). Von dieser Tiergruppe sollten vor allem Weinbergschnecken (*Helix pomatia*) in der Arbeitssammlung enthalten sein (Naturschutz beachten!), außerdem einige andere Landschnecken (Gehäuse- und Nacktschnecken), sowie Wasserschnecken. Das Abtöten geschieht in einem Gefäß mit abgekochtem Wasser (das Wasser soll mindestens 30 Minuten gekocht haben, damit alle Luft entwichen ist). Es dürfen nicht zu viele Schnecken in ein Gefäß gelegt werden (etwa 10 bis 15 Schnecken bei 2 l Wasser). Unter dem Deckel sollen sich keine Luftblasen befinden. Geeignet ist ein Präparateglas, bei dem der Deckel mit dem Knopf nach unten eingesetzt wird, auch ein solches mit aufgeschliffener Deckscheibe, die mit einem Wägestück beschwert wird. Nach einem Tag sind die Schnecken abgetötet, ihr Körper ist gestreckt. Noch bessere Resultate werden durch den Zusatz von einer Messerspitze Trichloräthanal je Liter Wasser erzielt (KÜKENTHAL/MATTHES 1967).

Eine andere Möglichkeit besteht darin, Wasser in einem größeren Topf zum Kochen zu bringen und die Schnecken auf ein darüber gespanntes Leinentuch zu legen. Durch die warmen Dämpfe sterben die Schnecken ohne starke Schleimsekretion nach kurzer Zeit mit gestrecktem Körper ab. PIECHOCKI (1952) empfiehlt, die Tiere in abgekochtes Wasser zu legen und Kohlendioxid einströmen zu lassen oder zum Abtöten Selterswasser zu benutzen und dazu tropfenweise 1%ige Methanallösung zu geben. Die getöteten Schnecken kommen für 2 bis 3 Tage in eine 10%ige Methanallösung, werden dann abgespült und zur Daueraufbewahrung in 4%ige Methanallösung gelegt.

Auch einige andere Gehäuseschnecken und Nacktschnecken sollten in der Schulsammlung vorhanden sein.

Stachelhäuter (*Echinodermata*). Es empfiehlt sich, Material von Seesternen (*Asterias rubens*) in ausreichender Anzahl bereitzuhalten. Das Abtöten von Stachelhäutern erfolgt durch Einlegen in „Süßwasser" (bei Seeigeln und Schlangensternen) bzw. in 30%iges Äthanol (bei Seesternen).

Größeren Tieren ist danach 80%iges Äthanol oder 10%ige Methanallösung in die Leibeshöhle bzw. den Magen zu injizieren. Die Konservierung kann in 80%igem Äthanol oder in 5%iger säurefreier oder reinster Methanallösung erfolgen. Die Methanallösung ist in diesem Falle mit Seewasser zu verdünnen (ausführliche Hinweise für die Bearbeitung wirbelloser Tiere gibt PIECHOCKI 1975).

Wirbeltiere (*Vertebrata*). Sollen Wirbeltiere im Unterricht als Arbeitsmaterial verwendet werden (z. B. für eine Sektion), ist möglichst frisches Material zu beschaffen. Wenn sich jedoch eine günstige Gelegenheit bietet, kleinere Säuger (z. B. Mäuse, Ratten, Meerschweinchen) oder bestimmte Organe (Augen von Rindern, Herzen von Schweinen oder Schafen) in größerer Anzahl zu erhalten, sollte der Lehrer dieses Material konservieren. In Ermangelung frischer Objekte sind die konservierten nach längerer Wässerung gut zu verwenden.

Mäuse, Ratten und Meerschweinchen werden in luftdicht verschließbaren Präparategläsern wie Flußkrebse getötet (s. S. 150f.). Ist die Totenstarre vorüber, wird 95%iges Äthanol in die Leibeshöhle, unter die Haut, in die Muskulatur und möglichst auch

ins Gehirn injiziert. Und zwar so viel Äthanol injizieren, daß der Körper des Tieres ein wenig aufgetrieben ist. Durch die Fixierung schrumpft das Tier etwas zusammen und hat dann wieder das normale Volumen. Gleich nach der Injektion ist es in die endgültige Stellung zu bringen, mit Nadeln zu fixieren und in die Fixierungsflüssigkeit zu legen (Methanal-Äthanol-Lösung oder Gemisch nach KAISERLING, s. S. 154f.). Als Aufbewahrungsflüssigkeit ist ebenfalls die Lösung nach KAISERLING oder 70%iges Äthanol geeignet. Rinderaugen werden in 1%iger Methanallösung, innere Organe in der Lösung nach KAISERLING aufbewahrt. Vor dem Schließen der Präparategläser ist der geschliffene Rand des Knopfdeckels dünn mit Vaseline zu bestreichen. Dadurch wird die Verdunstung der Konservierungsflüssigkeit weitgehend verhindert. Außerdem ist der Verschluß jederzeit leicht zu öffnen. Bevor das konservierte Material in die Sammlung eingeordnet wird, erfolgt die Beschriftung des Gefäßes (s. S. 326).

2.4.2.2. Präparationsverfahren

Einfache Trockenpräparate

Eine Fülle von Material, das sich für eine einfache Präparation eignet, liefert zunächst die Gruppe der Insekten. Eine ausführliche Beschreibung der vielen speziellen Bearbeitungstechniken kann an dieser Stelle jedoch nicht gegeben werden. Der entomologisch besonders interessierte Sammler wird deshalb auf Handbücher bzw. Standardwerke (z. B. KOCH 1955, PIECHOCKI 1975) verwiesen. Wesentlich ist für den Unterricht, von wenigen charakteristischen Arten soviele Exemplare zur Verfügung zu haben, daß jeder Schüler das Objekt als Arbeitsmittel in die Hand bekommen kann.

Käfer. Es sollten Klassensätze von einigen Schädlingen (z. B. Maikäfer, Kartoffelkäfer, Borkenkäfer, Kornkäfer, Rübenderbrüßler, Rapsglanzkäfer, Bockkäfer, Apfelblütenstecher, Mehlkäfer) zur Verfügung stehen. Von nützlichen Käfern sollen dagegen nur wenige Exemplare zur Demonstration bereitgehalten werden (z. B. Gold-Laufkäfer, Puppenräuber, Marienkäfer; Naturschutz beachten!). Von anderen Arten genügt jeweils ein Tier für Ausstellungszwecke, um die Artenkenntnis der Schüler zu erweitern.

Das Abtöten erfolgt am besten mit Äthyläthanat. Auf den Boden der Tötungsgläser werden mehrere Lagen Zellstoff mit einem Holzstab oder einem Bleistift festgedrückt. Auch grobe Sägespäne, Korkschrot, Schnitzel von Lösch- oder Fließpapier sind geeignet. Zellwatte ist dagegen nicht zu empfehlen, da die Krallen der Käfer darin hängenbleiben und die Tarsen dann leicht abreißen. Je nach der Größe des Gefäßes werden 3 (für 10 ml Gläschen) bis 20 (für 250 ml Flaschen) Tropfen Äthyläthanat auf den Zellstoff gegeben (s. S. 150f.). Keinesfalls sollte zuviel Flüssigkeit verwendet werden, da Äthyläthanat leicht verdampft, sich in Tröpfchenform an der Glaswand niederschlägt und die Tiere benetzt, so daß sie unter Umständen zusammenkleben.

Bei Steilbrustflaschen wird der Zellstoff für die Aufnahme des Äthyläthanats in den hohlen Glasstopfen gedrückt.

Sehr vorteilhaft ist das von BISCHOF (in KOCH 1955) empfohlene Tötungsglas. Ein kurzes Glasröhrchen, dessen Länge geringer ist als der Durchmesser des Gefäßes, wird mit Zellwatte ausgestopft. Vor der Sammelexkursion wird soviel Äthyläthanat auf die Watte geträufelt, wie diese aufnehmen kann; dann das Röhrchen mit Papier umwickelt, das etwas darüber hinausragt, so daß es fest in dem Tötungsglas liegt. Dadurch wird mit Sicherheit ein Benetzen der Tiere vermieden. Größere Käfer werden am besten lebend mit nach Hause genommen und hier in einem Präparateglas mit Knopfdeckel abgetötet. Die eigentliche Präparation erfolgt am Tage nach der Tötung. Dann ist die Totenstarre vorüber, die Tiere sind weich und lassen sich gut bearbeiten. Sofern die weitere Bearbeitung erst nach einigen Tagen vorgesehen ist, empfiehlt es sich, in die Tötungsgläser noch einige Tropfen Äthyläthanat zu geben und die Tiere bis zur Präparation darin zu belassen. Spätestens nach 10 bis 14 Tagen müssen die Käfer bei diesem Verfahren bearbeitet werden.

Soll die eigentliche Präparation dagegen zu einem späteren Zeitpunkt erfolgen, ist es möglich, die Käfer in 70%iges Äthanol zu überführen oder sie an der Luft zu trocknen und in einem dicht verschließbaren Gefäß aufzubewahren (Etikett mit Datum und Fundort anbringen, außerdem etwas 1,4-Dichlorbenzol dazugeben).

Vor der weiteren Bearbeitung der so behandelten Insekten ist es erforderlich, sie zunächst wieder biegsam und geschmeidig zu machen. Das geschieht am einfachsten in einem größeren Präparateglas, dessen Boden einige Zentimeter hoch mit feuchtem Sand bedeckt wird. Die Insekten werden auf Filterpapier gelegt und in das Glas gegeben. Durch Hinzugabe einiger kleiner Thymolkristalle wird die Schimmelbildung verhindert. Als „feuchte Kammer" läßt sich auch leicht ein Teller mit feuchtem Sand, über den eine Glasglocke gesetzt wird, verwenden (Abb. 165/1). Schließlich können die Tiere direkt im Aufbewahrungsgefäß erweicht werden, indem dieses geöffnet in eine Schale mit Wasser gestellt (z. B. Saatschale) und eine Glasglocke darüber gesetzt wird.

Alle größeren Käfer (ab 10 mm bis 12 mm Länge) werden zur späteren Aufbewahrung in Insektenkästen zunächst genadelt. Dazu sind Insektennadeln verschiedener Stärke erforderlich (Insektennadeln gibt es in den Stärken Nr. 000, 00, 0, 1, 2, 3, 4. 5, 6). Für Käfer genügen solche bis zur Stärke Nr. 2 (Abb. 165/2). Sie werden durch die rechte Flügeldecke gestochen und müssen zwischen dem 2. und 3. Beinpaar wieder heraustreten (Abb. 166/1). Die in der Regel 4 cm lange Insektennadel

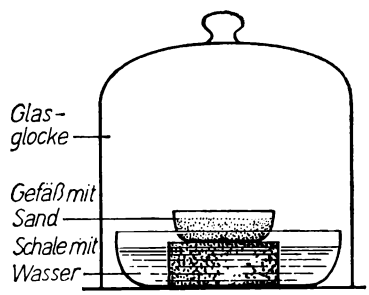


Abb. 165/1
Feuchte Kammer zum „Erweichen" trockener Insekten

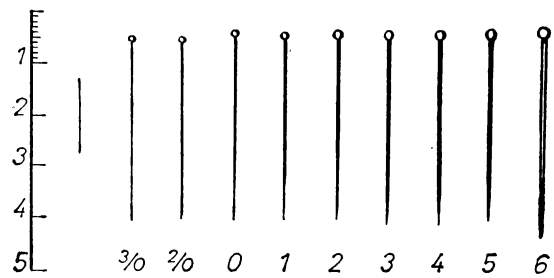


Abb. 165/2
Insektennadeln

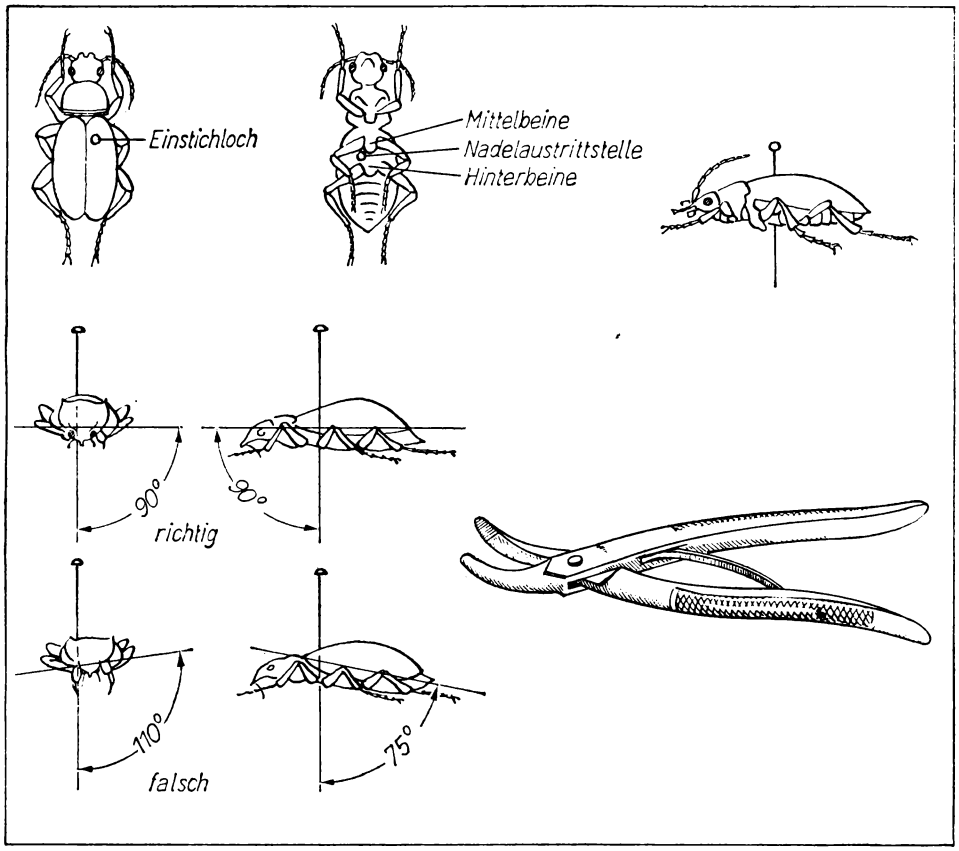


Abb. 166/1
Richtiges und falsches Nadeln von Käfern. Unten rechts Steckzange zum Nadeln von Insekten

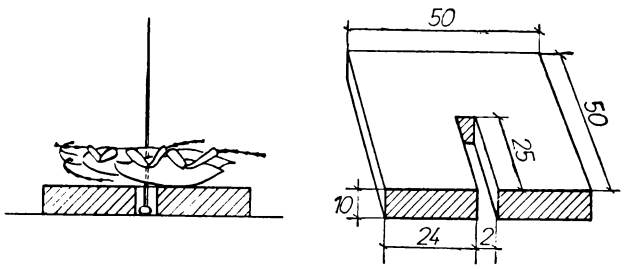


Abb. 166/2
Selbstgefertigtes Brett zum Nadeln von Käfern

wird mit Hilfe einer Steckzange (Abb. 166/1) oder einer Pinzette mit breit auslaufenden Schenkeln so tief in den Thorax eingedrückt, daß das obere Ende noch einen Zentimeter aus der Flügeldecke herausragt. Dafür kann man sich ein Nadelungsbrett leicht herstellen (Abb. 166/2). Dann wird die Nadel in eine Torf- oder Filzplatte gedrückt, bis die Extremitäten die Unterlage berühren. Ein mit Papier über-

zogener Viskoseschwamm eignet sich ebenfalls gut hierfür. Fühler und Beine der Tiere müssen nun in eine Lage gebracht werden, die einmal der natürlichen Haltung weitgehend entspricht, andererseits platzsparend ist und außerdem die Betrachtung aller Teile durch die Schüler zuläßt. Grundsätzlich werden Vorderbeine und kurze Fühler nach vorn, Mittel- und Hinterbeine und lange Fühler nach hinten ausgerichtet (Präpariernadel und Pinzette benutzen). Bei wissenschaftlichen Käfersammlungen sind die Tiere meist so präpariert, daß beim 2. Beinpaar die Tarsen unter dem Körper liegen (Abb. 167/1). Für Unterrichtszwecke ist es vorteilhafter, die Tibia nicht so stark gegen den Femur anzuwinkeln, so daß auch das 2. Beinpaar

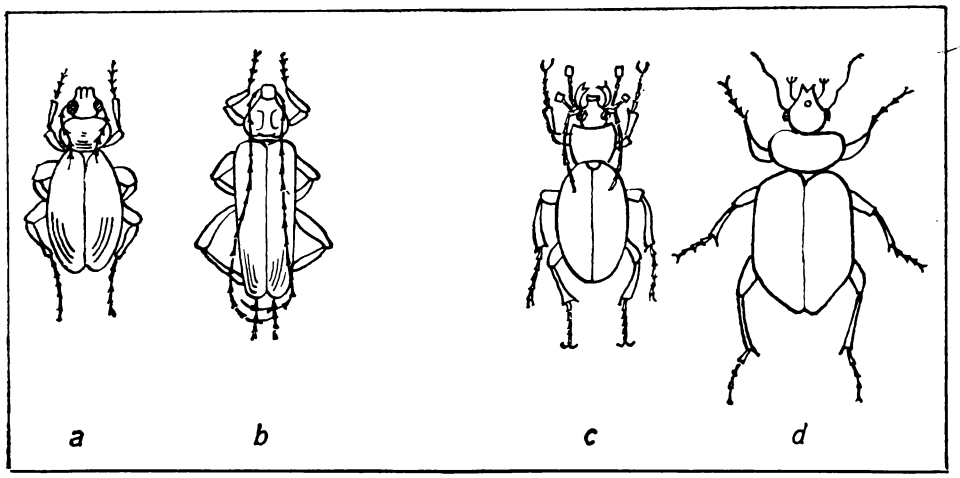


Abb. 167/1
Unterschiedlich ausgerichtete Beinpaare und Fühler bei genadelten Käfern
a und b Vorderextremitäten nach vorn gerichtet, Hinterextremitäten und lange Fühler nach hinten gerichtet; c für Unterrichtszwecke günstigere Ausrichtung der Extremitäten; d unzweckmäßig fixierte Beinstellung bei Käfern

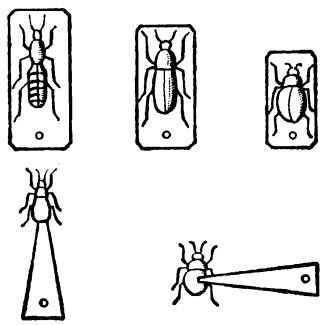


Abb. 167/2
Auf Kartonplättchen geleimte Insekten

bei Aufsichtbetrachtung noch gut zu erkennen ist (Abb. 167/1). Dafür eignen sich auch Glaskopfnadeln, die die Gliedmaßen bis zum Trocknen des Insekts in der gewünschten Lage halten.

Käfer unter 10 mm Länge werden nicht genadelt, sondern auf kleine weiße Kartonplättchen geleimt (Abb. 167/2), durch die eine stärkere Insektennadel geschoben wird (ausführliche Hinweise geben BORCHERT in KOCH, M. 1956 und LEHMANN 1954).

Da Maikäfer für das Studium des Körperbaus dieser Tiergruppe besonders geeignet sind, sollten außer der „normalen" Präparation zwei weitere Klassensätze so genadelt werden, daß bei einem die Flügeldecken nach unten und die Gliedmaßen nach oben zeigen, und beim anderen die Deckflügel und die entfalteten Hautflügel abgespreizt sind (Abb. 168/1). Die Präparation erfolgt in der Weise, daß die Nadel diesmal durch das Schildchen eingedrückt, dann der rechte Deckflügel mit einer Präpariernadel zur Seite geschoben wird. Der Käfer muß nun soweit in die Rinne eines Spannbrettes eingeführt werden, daß der Rücken mit der Spannbrettoberfläche abschließt. Mit Hilfe der Präpariernadel werden die Hautflügel ausgebreitet und der Spannstreifen und danach der Deckstreifen darüber festgesteckt.

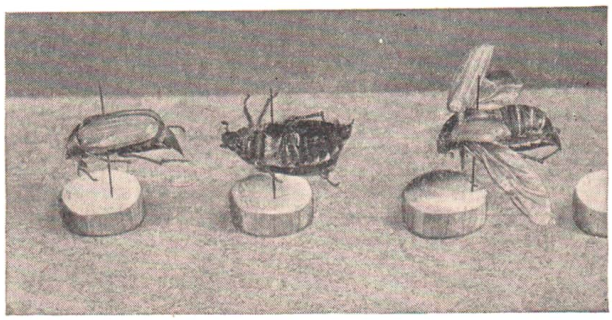


Abb. 168/1
Für den Einsatz im Biologieunterricht genadelte Maikäfer, auf Insektenbrett gesteckt

Eine wesentlich schnellere Bearbeitung ist möglich, wenn die Käfer einfach auf eine Steckplatte (Insektentorf oder trockener Viskoseschwamm) genadelt, die Deckflügel abgespreizt und jeweils eine Nadel dahinter gesteckt werden, dann eine weitere möglichst dünne Nadel durch den Hautflügel geführt, dieser abgespreizt und durch Einstecken der Nadel in die Steckplatte festgeheftet wird. Nach dem Trocknen werden die Nadeln vorsichtig aus den Flügeln gezogen. Die bei diesem Verfahren entstandenen kleinen Löcher in den Hautflügeln sind ohne Belang. Sie lassen sich jedoch vermeiden, wenn die Hautflügel zwischen Torfplatten bzw. Viskoseschwämmen so durchgeführt werden, wie es für das Spannen der Hymenopteren oder Dipteren üblich ist.

Vielfach genügt es, nur einen Flügel zu spannen und den anderen lediglich ein wenig vom Körper wegzuschieben und bis zum Trocknen durch die schräggesteckte Nadel so zu fixieren, daß die Faltstelle gut zu sehen ist.

Schmetterlinge. Von einigen häufigen einheimischen Schmetterlingen sollten jeweils mehrere Exemplare präpariert werden, von 2 oder 3 schädlichen Arten Klassensätze vorhanden sein. Folgende Arten erscheinen hierfür besonders geeignet: Kohlweißling (*Pieris rapae* oder *Pieris brassicae*), Kiefernspinner (*Dendrolimus pini*), Kiefernspanner (*Bupalus piniarius*), Großer oder Kleiner Frostspanner (*Erannis defoliaria*, *Operophthera brumata*; Männchen und Weibchen), Ringelspinner (*Malacosoma neustria*), Goldafter (*Euproctis chrysorrhoea*), Apfelwickler (*Laspeyresia pomonella*).

Zum Töten der Schmetterlinge benutzt der Entomologe meist Äthyläthanat. Die Tiere werden damit oder mit Äthoxyäthan schwach betäubt, dann vorsichtig dem Tötungsglas entnommen. Unmittelbar danach wird ihnen mit einer selbstgefertigten

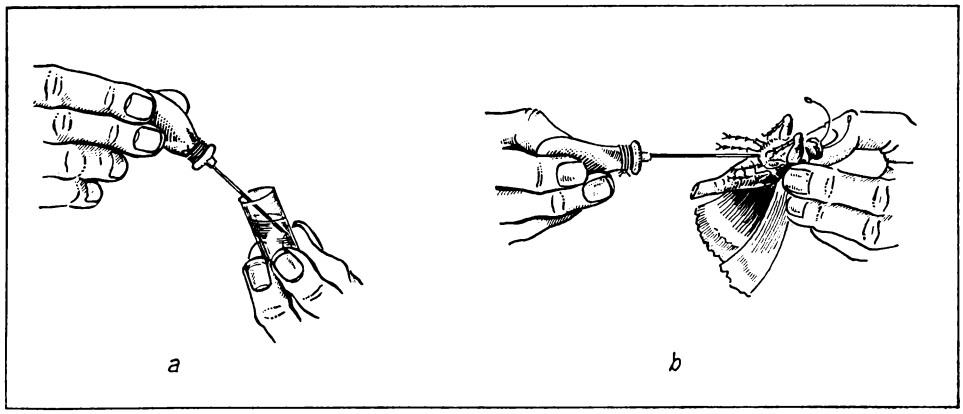


Abb. 169/1
Anwendung der Tötungsspritze zum Töten von Schmetterlingen
a Füllen der Spritze, b Injizieren der Tötungsflüssigkeit

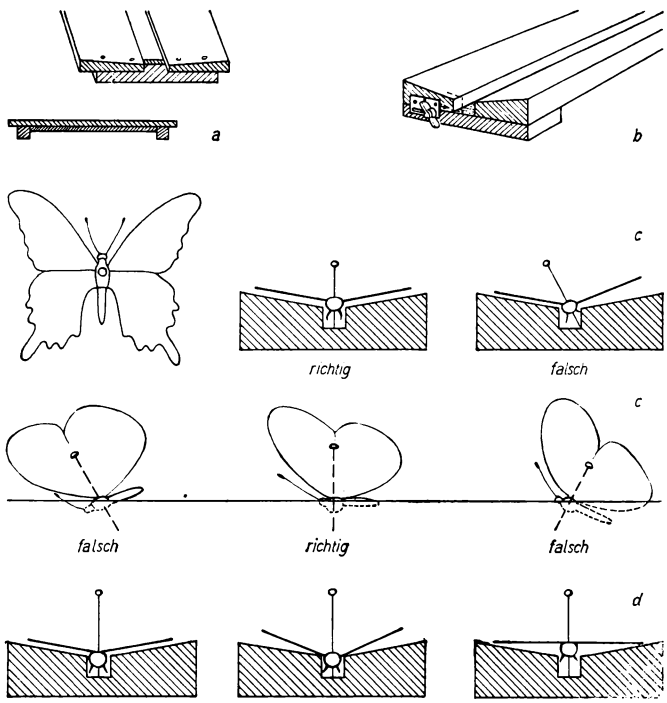


Abb. 169/2
Nadeln und Spannen von Schmetterlingen
a einfaches Spannbrett für das Spannen von Faltern, b verstellbares Spannbrett, c und d richtiges und falsches Nadeln von Schmetterlingen

Tötungsspritze ein Tropfen verdünntes Ammoniakwasser injiziert. Die Kanüle muß dabei zwischen Thorax und Abdomen schräg nach vorn eingeführt werden (Abb. 169/1 b). Die Tiere sind sofort tot und bleiben weich.

Möglichst am gleichen Tag werden die Schmetterlinge genadelt und auf einem Spannbrett (Abb. 169/2) gespannt. Die Nadel wird genau senkrecht von oben durch

die Thoraxmitte gedrückt und die Spitze in die Mitte der Spannbrettrille in die Torfplatte eingeführt (Abb. 169/2). Dann werden zwei Spannstreifen über den Flügeln befestigt und die Fühler und Flügel mit einer Präpariernadel ausgerichtet (Abb. 169/2). Bei dieser Arbeit sind die Adern der Flügel in Thoraxnähe mit der Präpariernadel zu fassen und die Flügel so lange zu verschieben, bis der untere Rand der vorderen und der obere Rand der hinteren Flügel zum Körper einen Winkel von 90° bilden.

Danach werden die Spannstreifen festgesteckt, Deckstreifen über die Flügel gezogen und festgesteckt (Abb. 170/1). Unter das Abdomen wird Watte geschoben. Das Abdomen kann auch durch zwei Nadeln gestützt werden. Das Spannbrett ist beim Trocknen vor Staub und Licht zu schützen (Schrank). Nach 10 bis 30 Tagen (je nach Größe der Tiere) werden die Falter abgenommen und in einen Insektenkasten oder in einzelne Schachteln gebracht, die beschriftet werden (KOCH, M. 1956 und 1955 bis 1961).

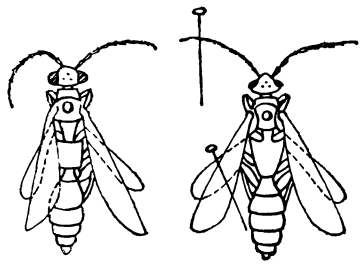


Abb. 170/1
Ausrichten der Flügel und Fühler beim Nadeln von Hautflüglern

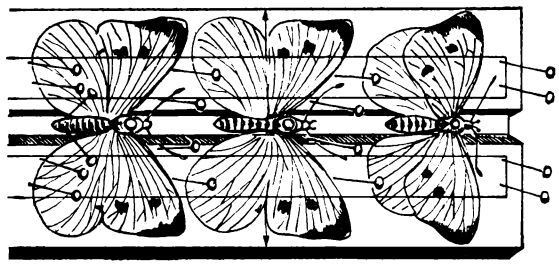


Abb. 170/2
Spannen von Schmetterlingen mit Hilfe eines Spannbrettes

Eier (Kohlweißling, Ringelspinner) werden durch Hitze (Trockensterilisator, Backofen) abgetötet und in Präparategläsern (Reagensgläser) aufbewahrt.

Die Präparation von Raupen (PÜSCHEL 1962) erfordert außer einigen leicht herzustellenden Geräten vom Anfänger etwas Geduld und Übung. Für den Unterricht genügt in Äthanol konserviertes Material.

Haut- und Zweiflügler. Von weiteren Insektengruppen haben vor allem die Hautflügler und die Zweiflügler Bedeutung. Zur Erarbeitung des Körperbaus dieser Tiere sollte ein Klassensatz der Honigbiene und der Stubenfliege oder der größeren Schmeißfliege zur Verfügung stehen.

Nach dem Abtöten mit Äthyläthanat werden die Tiere genadelt und auf einer Steckplatte (Torf oder Filz) befestigt. Beine, Flügel und Fühler sind auszurichten und mit Nadeln zu fixieren (Abb. 170/1). Zum Spannen der Flügel eignen sich kleine Kartonplättchen, von denen je zwei unter und über den Flügeln zu befestigen sind. Andererseits können Hymenopteren auch auf den üblichen Spannbrettern oder mit Hilfe von Kartonplättchen gespannt werden. Kopf und Abdomen müssen bis zum Trocknen abgestützt werden, damit sie nicht nach unten fallen. In gleicher Weise können Stubenfliegen präpariert werden (Abb. 171/1). Von Hummeln (*Bom-*

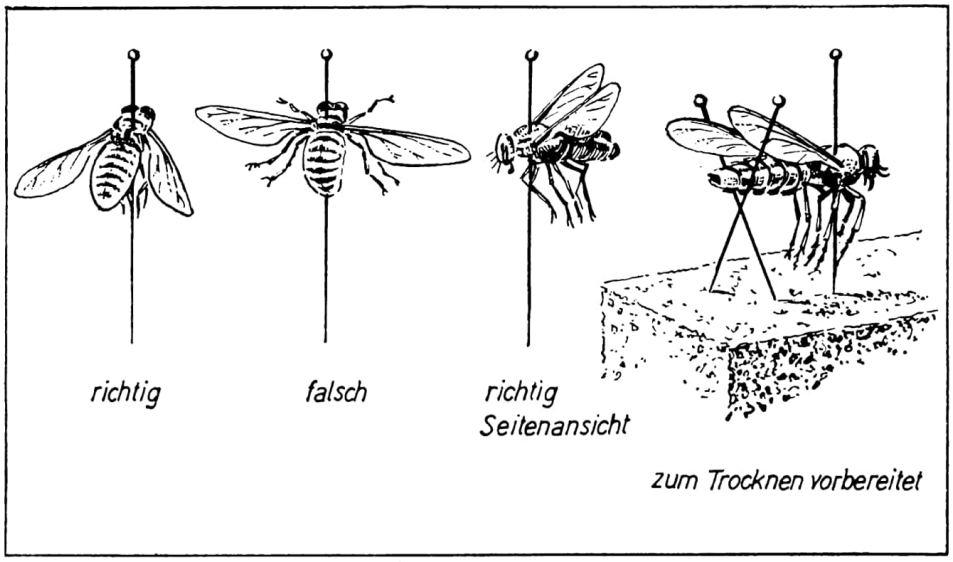


Abb. 171/1 Nadeln von Zweiflüglern

bidae), Wespen (*Vespidae*), Schnaken (*Tupilidae*), Bremsen (*Tabanidae*) und Dasselfliegen (*Oestridae*) genügen jeweils einige Exemplare zur Demonstration.

Außer den Imagines sollten auch einige Entwicklungsstadien dieser Insekten vorhanden sein.

Körperteile von Haut- und Zweiflüglern (z. B. Flügel, Beine, Rüssel, Stechapparat) sind für die Anfertigung mikroskopischer Dauerpräparate erforderlich.

Für bestimmte Zwecke reichen einfache Kästen, die sich aus Vierkanthölzern, fester Pappe und einer passend zugeschnittenen Glasscheibe leicht anfertigen lassen (WINDELBAND 1967).

Krebse und Stachelhäuter. Auch von Flußkrebsen. Strandkrabben, Wollhandkrabben und Seesternen können einfache Trockenpräparate hergestellt werden. Abgesehen von einem zootomischen Präparat des Flußkrebses ist es jedoch zweckmäßiger, ein Methanaltrockenpräparat herzustellen.

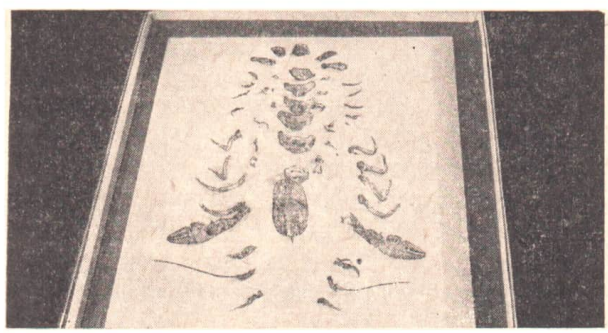


Abb. 171/2
Zootomisches Trockenpräparat von einem Flußkrebs

Als Anregung für die Schüler und zur Festigung ihrer morphologisch-anatomischen Kenntnisse wird ein zootomisches Präparat vom Flußkrebs entsprechend der Abbildung 171/2 hergestellt.

Muscheln und Schnecken. In erster Linie werden von den Mollusken Schalen und Gehäuse gesammelt. Zahlreiche Schalen von Muscheln und Gehäuse von Schnecken brauchen nach dem Sammeln nur gereinigt und übersichtlich aufbewahrt zu werden. Das Reinigen der Schalen erfolgt in warmem Wasser, falls erforderlich unter Zusatz von Natriumkarbonat oder Imi und mit Hilfe einer kleinen Bürste (z. B. Zahnbürste). Lebende Muscheln und Wasserschnecken sollten möglichst bald nach dem Fangen in kochendem Wasser abgetötet und ihre Weichteile entfernt werden. Sollen die Muschelschalen später geschlossen bleiben, wird nach dem Zusammendrücken ein Gummiring darüber gestreift und nach dem Trocknen des Schloßbandes wieder entfernt. Für die Aufbewahrung eignen sich fast alle staubdichten Holz- oder Pappschachteln.

Landschnecken lassen sich einige Zeit trocken aufbewahren. Trotzdem sollte der Lehrer möglichst bald nach dem Sammeln die Bearbeitung vornehmen, da das Hungern und langsame Eintrocknen eine Tierquälerei darstellt. Nach dem Abtöten in siedendem Wasser wird der Weichkörper mit einer Pinzette aus dem Gehäuse gezogen. Reste des Weichkörpers werden durch Mazeration in Wasser entfernt.

Wirbeltiere. Viele Teile von Wirbeltieren können als einfache Trockenpräparate hergerichtet werden (z. B. Schuppen, Flossen und Schwimmblasen von Fischen, Häute von Schlangen, Federn, Haare, kleine Fellstücke, Krallen, Nägel, Hufe).

Eier. Zu den einfachen Trockenpräparaten gehören viele Tätigkeitsprodukte von Tieren. Wenn auch an erster Stelle die Vogeleier genannt werden, so ist es jedoch im Sinne des Landeskulturgesetzes und mit Rücksicht auf die immer mehr verarmende Vogelwelt unserer Heimat nicht zu empfehlen, eine Eiersammlung nach systematischen Gesichtspunkten anzulegen. Es genügt, wenn einige Eier unseres Nutzgeflügels (z. B. Huhn, Ente) und der nichtgeschützten heimischen Vögel (z. B. Sperling, Elster) zur Verfügung stehen.

Die Präparation erfordert eine spitze Nadel, einen dünnen Spiralbohrer, ein Glas, eine Injektionskanüle und Kaliumhydroxidlösung.

Mit einer sehr spitzen Nadel gelingt es meist ohne Schwierigkeiten durch leichten Druck und mehrmaliges Drehen, ein kleines Loch in der Mitte des Eies anzubringen,

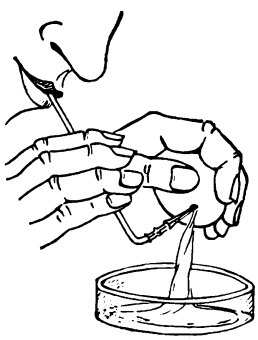


Abb. 172/1
Ausblasen von Vogeleiern mit Hilfe einer auf ein Glasrohr gesetzten Injektionskanüle

das mit Hilfe eines Spiralbohrers erweitert wird. Mit einer gebogenen Pipette oder einem Glasrohr mit aufgesetzter Injektionskanüle wird der Eiinhalt ausgeblasen (Abb. 172/2) und das Ei dann mit einer Injektionsspritze mit warmem Wasser ausgespült. Bei angebrüteten Eiern muß durch die hergestellte Öffnung Kaliumhydroxidlösung injiziert werden, damit der Inhalt durch Mazeration zerfällt. Nach dem Ausblasen ist mehrmals mit Wasser nachzuspülen. Die Eier werden beschriftet und in festen Pappschachteln mit Zellstoff als Unterlage aufbewahrt.

Nester. Für die Schulsammlung sind nur wenige Nester erforderlich. Grundsätzlich dürfen keine Nester von brütenden Vögeln gesammelt werden, sondern nur solche, die von ihnen verlassen wurden. Sie werden mit Hilfe eines Zerstäubers zuerst mit einem Schädlingsbekämpfungsmittel (z. B. Hylotox) und nach dem Trocknen mit Zaponlacklösung oder Kunstharz übersprüht. Gut geeignet ist dazu auch Duosan, das mit Propanon-2 stark verdünnt wurde. Das Nestmaterial bekommt so einen festen Zusammenhalt. Es wird auf eine Unterlage geleimt und in Kartons aufbewahrt.

Gewölle. Sollen Gewölle als Ganzes aufbewahrt werden, empfiehlt es sich, sie zuerst 10 Minuten in eine schwache Natriumtetraboratlösung zu legen und nach dem Trocknen mit Zaponlack zu übersprühen. Die Aufbewahrung erfolgt am besten in dicht verschließbaren Präparategläsern.

Gewölle liefern interessantes Untersuchungsmaterial für außerunterrichtliche biologische Arbeitsgemeinschaften. Sie sind zuvor einen Tag lang einzeln in Gläsern zu weichen und lassen sich dann leicht mit einer Pinzette auseinandernehmen. Damit die oft winzigen Teile nicht verlorengehen, sollte das zum Säubern benutzte Wasser durch ein Sieb oder ein weißes Leinentuch gegossen werden. Dann werden alle Einzelteile isoliert, die Knochen in 5%iger Wasserstoffperoxidlösung gebleicht, gewässert, das Ganze getrocknet und in übersichtlicher Anordnung (Federn, Haare, Knochen, Insektenteile) auf feste Pappe geklebt. Die Aufbewahrung erfolgt in Pappschachteln unter Zugabe von 1,4-Dichlorbenzol.

Rupfungen. Bei der Behandlung der Greifvögel sollten den Schülern auch einige Rupfungen gezeigt werden. Die Federn werden auf Aktendeckeln übersichtlich aufgeklebt (Abb. 173/1) oder mit dem Kiel durch geschlitzte Laschen gesteckt. Die Aufbewahrung erfolgt in Kartons (Dichlorbenzol beilegen). Einmal jährlich sind eine

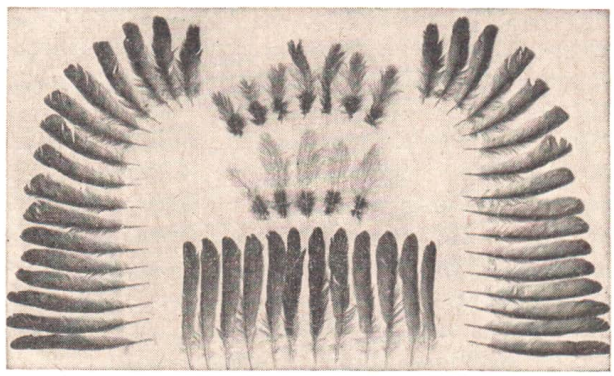


Abb. 173/1
Auf Karton geleimte Federn vom Gartenrotschwanz (Rupfung)

gründliche Desinfektion mit Kohlendisulfid und das Einstreuen eines Schädlingsbekämpfungsmittels (Lindan) erforderlich.

Fraß- und Hackspuren. Kiefern- oder Fichtenzapfen, die vom Specht, Kreuzschnabel oder Eichhörnchen beschädigt wurden, kommen einige Minuten in Hylotox. Die Aufbewahrung erfolgt nach dem Trocknen in Pappschachteln. Holz- und Rindenteile mit Fraßgängen und Bohrmehl von Borkenkäfern werden mehrmals mit Hylotox bestrichen oder darin getränkt und in gleicher Weise aufbewahrt. Die Einordnung in die Sammlung sollte erst vorgenommen werden, wenn nach einigen Wochen sicher ist, daß keine lebenden Schädlinge mehr vorhanden sind.

Waben und Kokons. Waben der Honigbiene mit oder ohne Rahmen werden in Kartons aufbewahrt. Kokons sollten von Seidenraupen und Schlupfwespen vorhanden sein. Sie werden im Thermostaten oder Backofen für einige Minuten einer Temperatur über 100 °C ausgesetzt und am besten in luftdicht verschließbaren Präparategläsern aufbewahrt.

Methanaltrockenpräparate

Bei größeren Tieren (z. B. Säugern, Vögeln und anderen Vertebraten) genügt das einfache Trocknen nicht. Die Objekte würden nach kurzer Zeit in Fäulnis übergehen und verwesen bzw. zerfallen. Sie werden als Methanaltrockenpräparate (Mumifizierungen) aufbewahrt. Einige Tiere lassen sich in relativ einfacher Weise für Unterrichtszwecke herrichten, indem ihnen Methanallösung injiziert und so der Verwesungsprozeß verhindert wird.

Vögel und kleine Säugetiere werden in einem luftdicht verschließbaren Behälter mit Trichlormethan abgetötet, Meerschweinchen und Kaninchen durch einen Schlag mit einem scharfkantigen Stück Holz gegen die hintere Schädelkapsel betäubt. In jedem Fall ist die Halsschlagader zu öffnen, damit das Tier ausblutet.

Mit einem Skalpell wird vorsichtig die Bauchdecke in Afternähe aufgetrennt und die Öffnung ein wenig mit der Schere vergrößert, so daß sich mit einer langen Pinzette die Eingeweide herausziehen lassen. Sollten dabei Darm oder Magen beschädigt worden sein, muß die Bauchhöhle mit einem um die Pinzette gewickelten Wattebausch gereinigt werden. Durch die Öffnung wird nun mit Hilfe der Pinzette die gesamte Bauchhöhle mit Watte ausgestopft bzw. mit einer Gips-Sägemehl-Mischung gefüllt. Auch in die Rachenhöhle wird etwas Watte gedrückt. PIECHOCKI (1961) empfiehlt als besser geeignet Modellierton. Durch das Ausstopfen kann das Tier einen etwas stärkeren Umfang erhalten, da es durch die nachfolgende Behandlung gewöhnlich etwas zusammenschrumpft. Mit Zwirn oder Nähseide wird die Bauchdecke wieder zugenäht.

Danach werden je nach der Größe des Tieres einige Tropfen bis einige Milliliter einer 10%igen Methanallösung oder besser Methanal-Äthanol (9 Teile 64%iges Äthanol und 1 Teil 30%ige Methanallösung) in alle größeren Muskelpartien, ins Gehirn und evtl. unter die Haut injiziert. Zur Injektion ins Gehirn wird die Kanüle durch die Mundöffnung eingestoßen oder die Gehirnkapsel von außen mit einem kleinen Spiralbohrer durchbohrt und die Kanüle durch diese Öffnung eingedrückt. Erst zum Schluß erfolgt die Injektion von 10%iger Methanallösung in die Bauch- und in die Rachenhöhle, sofern diese mit Watte ausgefüllt wurden. Es ist nicht zu

empfehlen, die Watte bereits vor dem Eindrücken in die Bauchhöhle mit Methanallösung zu durchtränken, da die Methanaldämpfe das weitere Arbeiten sehr erschweren.

Das Tier erhält nun die vorgesehene (möglichst natürliche) Haltung. Falls erforderlich, sind Abbildungen aus Fachbüchern heranzuziehen. Die Füße werden mit kleinen Drahtstiften auf ein Brett genagelt. Mit Hilfe von entsprechend zurechtgebogenem Draht oder anderem Material wird das Tier in der normalen Stellung gehalten, bis es nach 5 bis 10 Tagen völlig fixiert und gehärtet ist. Die Augen werden durch geeignete Glasaugen ersetzt und das Objekt schließlich mit Natriumtetraboratlösung bestrichen.

Das Tier wird auf einem genügend großen, schwarz gebeizten Grundbrett befestigt. Ein kleines Etikett auf dem Grundbrett enthält die wichtigsten Angaben (Name des Tieres, Fundort, Tag der Präparation usw.). Ein Glassturz, der sich leicht selbst anfertigen läßt [Glasscheiben mit Fahrradlenkerband zusammenkleben oder Berührungsstellen mit Cenusil (Silikon-Kautschuk-Paste) bestreichen und andrücken], schützt das präparierte Tier vor dem Einstauben. Gleichzeitig bietet es einen gewissen Schutz gegen den Befall durch Schadinsekten, wenn er auf dem Grundbrett dicht schließt.

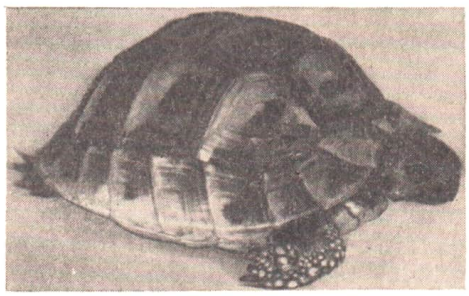
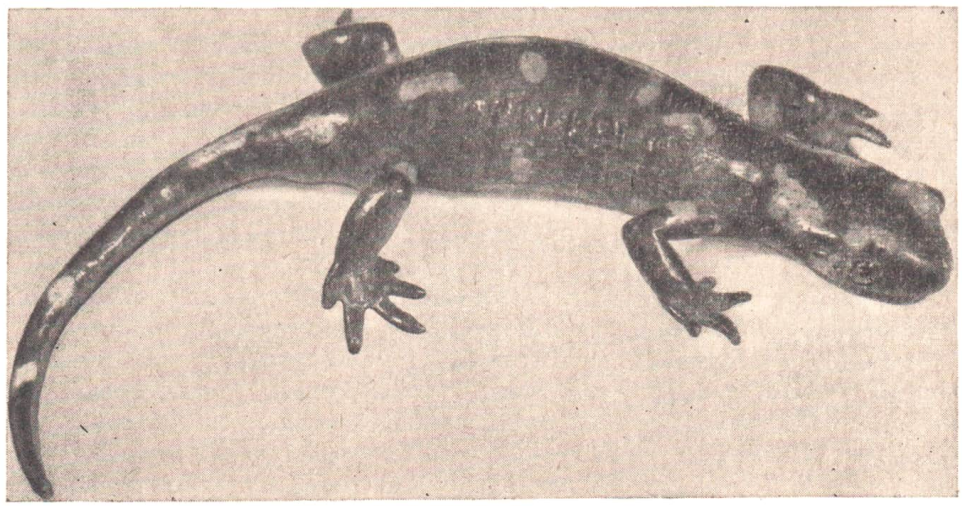


Abb. 175/1
Methanaltrockenpräparat einer jungen Schildkröte

Abb. 175/2
Methanaltrockenpräparat eines Feuersalamanders



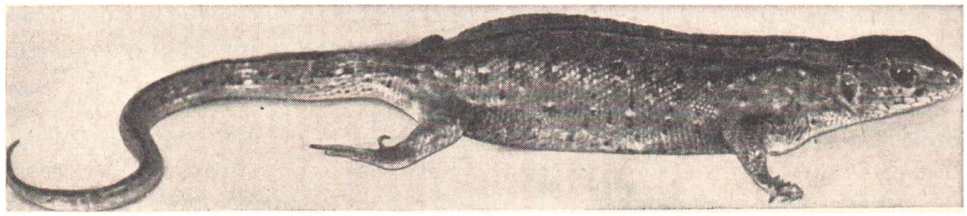


Abb. 176/1 Methanaltrockenpräparat einer Zauneidechse

Das beschriebene Verfahren eignet sich auch für Kriechtiere, Lurche und Fische. Bei kleineren Tieren ist das Herausnehmen der Eingeweide nicht erforderlich, bei größeren kann so vorgegangen werden, wie dies für Vögel und Säuger beschrieben wurde. Nach dem Füllen der Leibeshöhle werden die Tiere auf einer Holz- oder Paraffinplatte mit Nadeln in ihrer natürlichen Haltung befestigt und in eine 5%ige Methanallösung gelegt. Tiere, denen die Eingeweide belassen wurden, sind mit einer 10%igen Methanallösung bzw. mit Methanal-Äthanol-Lösung zu injizieren und dann ebenfalls in eine solche Lösung zu legen. Nach 5 bis 10 Tagen ist der Fixierungsprozeß beendet. Die gehärteten Tiere werden an der Luft getrocknet und anschließend mit einer Schellacklösung oder mit farblosem Lack überzogen.

Besonders geeignet ist das Verfahren für Tiere mit festem Außenskelett, wie für Flußkrebse, Strandkrabben, Stachelhäuter und Schildkröten (Abb. 175/1). Brauchbare Resultate lassen sich auch bei Schwanzlurchen (Abb. 176/1) und Eidechsen (Abb. 175/2) erzielen.

Stopfpräparate

Der Begriff „Stopfpräparate" stammt aus einer Zeit, als es noch allgemein üblich war, Säugetiere und Vögel mehr oder weniger kunstvoll „auszustopfen". Hier wird dieser Begriff noch verwendet, weil er sich für eine bestimmte Gruppe von Unterrichtsmitteln (Ganzpräparate) in der Schule eingebürgert hat und auch in den Unterrichtsmittelkatalogen verwendet wird.

Heute wird die Technik des Ausstopfens von Tieren kaum noch angewendet. Sie ist durch die Dermoplastik weitgehend ersetzt, bei der die gegerbten und vergifteten Tierhäute über dem Tierkörper genau nachgebildeter Modelle aus Gips, Ton oder Pappmaché gezogen werden. Da für diese Arbeit neben guten anatomischen Kenntnissen und einer gewissen Handfertigkeit auch eine spezielle Ausbildung und nicht zuletzt eine künstlerische Befähigung unerläßlich sind, ist es besser, das Herrichten größerer Vögel und Säugetiere dem berufsmäßigen Präparator zu überlassen.

Lediglich kleinere Säuger (bis zur Größe eines Igels, höchstens aber einer Katze) und kleinere Vögel können auch von interessierten Laien bearbeitet werden.

Die Technik des Aufstellens von Tieren wird am besten an Hand eines leicht beschaffbaren Tieres (z. B. Maulwurf, Abb. 177/1, Goldhamster, Ratte, Meerschweinchen) geübt. Die Herstellung einer Umrißzeichnung erleichtert die Anfertigung des künstlichen Stützkörpers. Nach dem Abtöten in Trichlormethan und dem Ausblutenlassen (s. S. 174) wird die Afteröffnung des Tieres mit einem Wattepfropf

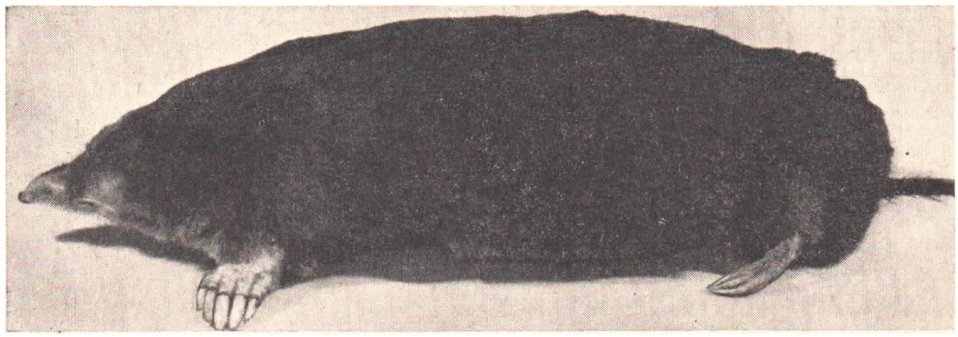


Abb. 177/1 Stopfpräparat vom Maulwurf

verstopft und das Tier an den Hinterbeinen aufgehängt oder mit kleinen Nägeln auf einem Brett bzw. mit starken Nadeln auf einer Gummiplatte befestigt. Dann wird die Haut an den Fußgelenken ein wenig eingeschnitten, von hier aus mit einer Schere oder einem Skalpell bis zum After aufgetrennt und schließlich auf der Bauchseite bis zum Brustbeinansatz aufgeschnitten, ohne dabei die Bauchmuskeldecke zu verletzen (stumpfe Seite einer Schere nach innen nehmen oder Haut mit einem Spatel lösen und diesen beim Schneiden zwischen Haut und Bauchmuskeldecke schieben). Danach erfolgt das Durchschneiden des Darms von der Innenseite her dicht unterhalb des Afters und das Einschneiden der Schwanzhaut, damit die „Schwanzrübe" aus der Haut herausgezogen werden kann. Notfalls muß die Haut an der Basis des Schwanzes ein kurzes Stück auf der Unterseite aufgeschnitten werden. Bei sehr kleinen Nagern ist es auch möglich, die Schwanzknochen in der Haut zu belassen und nur Methanallösung zwischen Haut und Knochen zu injizieren. Die Extremitäten werden oberhalb der Fußgelenke durchtrennt, so daß die Füße am Fell hängen bleiben und später als Ganzes mitgegerbt werden. Ein Herauspräparieren der Fußknochen bei sehr kleinen Säugern ist für den Anfänger nicht ratsam. Das gleiche gilt auch für den Schädel. Das Abtrennen der Haut um die Mundöffnung, die Augen und die Nase ist recht schwierig. Deshalb genügt es für kleine Objekte, lediglich den Körper und die Extremitäten ohne Füße vom Fell zu trennen. Die Haut über dem Schädeldach kann vorsichtig ein Stückchen aufgeschnitten, die Schädelkapsel mit einer starken Schere geöffnet, das Gehirn herausgenommen und die Schädelhöhle nach Reinigung und Vergiftung mit Gips ausgefüllt werden. Bei Kaninchen und Katzen ist es zweckmäßiger, den Schädel herauszutrennen und extra zu präparieren. Das Gehirn wird durch das Hinterhauptsloch entfernt. Bei Mäusen, Spitzmäusen und Maulwürfen kann das Gehirn auch in der Schädelkapsel bleiben. Es wird lediglich mit einigen Tropfen Methanallösung fixiert. Nachdem die Zunge herauspräpariert wurde, werden die übrigen Weichteile des Kopfes durch Methanallösung und Arsentrioxidlösung (Giftgesetz beachten!) konserviert.

Die Haut kann bis zur weiteren Bearbeitung längere Zeit in 70%igem Äthanol aufbewahrt werden. Aus Holzwolle und mit Hilfe von Draht und Hanfgarn wird nun entsprechend der Form des frischen Fleischkörpers der künstliche Körper hergestellt. Das Gerben des Felles geschieht in einer Lösung von 15 Teilen Natriumchlorid und 40 Teilen Kaliumaluminiumsulfat auf 1000 ml Wasser. Die vorher in

Äthanol aufbewahrte Haut (für sehr kleine Nager genügt allein schon dieser Prozeß) wird in dieser Lösung stark bewegt bzw. durchgeknetet. Danach läßt man sie abtropfen (Haarseite nach innen, nicht in der Sonne) und wiederholt diese Arbeit jeweils unter Verwendung neuer Lösung mehrere Male. Anschließend muß das Fell in Zeitabständen von zwei Stunden nochmals tüchtig durchgeknetet und schließlich zum Schutz gegen Schadinsekten mit Arsentrioxidlösung (Giftgesetz beachten!) bestrichen werden. Nach dem Trocknen ist das Fell dann meist hart. Um es wieder geschmeidig zu machen, wird es mit Wasser eingesprengt, bis es vollgesogen ist und dann so lange mit der Fleischseite auf einem kantigen Gegenstand hin und her gezogen, bis es nach dem Trocknen weich bleibt.

Bevor die gegerbte Haut über den künstlichen Tierkörper gezogen wird, wird dieser erst dünn mit Ton oder Paraffin bestrichen. Dann ist die Haut zunächst an den Beinen und danach an der Bauchseite des Körpers (gegebenenfalls auch über dem Schädeldach) mit einer dünnen Nadel zuzunähen (keine Haare mit einnähen, Naht soll später nicht zu sehen sein). Dabei zeigt es sich, ob diese oder jene Körperstelle noch zusätzlich mit etwas Watte ausgefüllt werden muß (Watte vorher in flüssiges Paraffin tauchen).

Das fertige Tier wird unter Zuhilfenahme guter Abbildungen mit kleinen Nägeln, die zwischen den Fußknochen eingeschlagen werden, auf dem Grundbrett befestigt. Bei größeren Objekten sollte ein stärkerer Draht vom künstlichen Körper aus durch die Extremitäten und durch das Grundbrett geführt und an der Unterseite des Brettes befestigt werden. In entsprechender Weise erfolgt das Aufstellen von Vögeln. Bei Tieren bis zur Größe eines Stares sei für den Anfang jedoch die Herstellung eines Methanaltrockenpräparates empfohlen. Dauerhafter wird das Objekt durch das fachgerechte Abbalgen und Aufstellen. Verschmutzte oder verblutete Stellen des Gefieders werden mit Hilfe eines Wattebausches oder Viskoseschwammes mit kaltem Wasser sorgfältig gereinigt. In den Schnabel und in den After werden Wattepfropfen eingeführt, um den Austritt von Feuchtigkeit (Blut, Harn, Kot) zu verhindern. Der Schnabel wird zugebunden. Auf der Bauchseite werden das Gefieder ausgebreitet und die Haut vorsichtig vom Brustbein bis kurz vor dem After aufgeschnitten. Die Haut wird mit den Fingern oder mit einem Spatel gelockert;

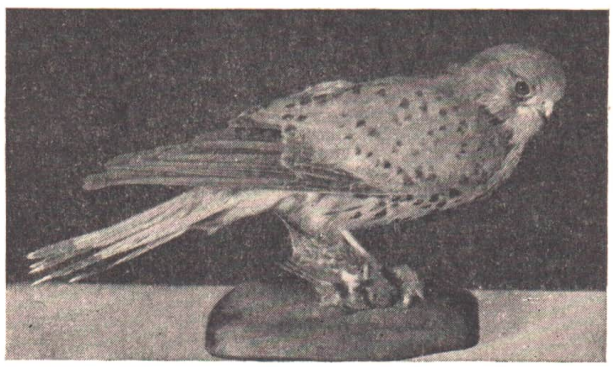


Abb. 178/1
Stopfpräparat vom Turmfalken



Abb. 178/2
Stopfpräparat vom Feldsperling

Beine und Flügel werden so weit wie möglich herausgelöst und im Kniegelenk bzw. am Oberarm, am Körper selbst kurz vor dem After durchgeschnitten. Durch Einstreuen von Kartoffelmehl löst sich die Haut leichter vom Körper ab. Außerdem nimmt das Mehl die Feuchtigkeit sofort auf. Der Schädel wird möglichst weit aus der Haut herausgelöst und das Gehirn nach Durchtrennung des Hinterhauptes mit einer Pinzette und einem korkenzieherartig gebogenen Draht aus der Schädelkapsel geholt. Die Schädelkapsel ist dann vorsichtig mit heißem Natriumkarbonatwasser auszuspülen. Die Augen werden mit einer Pinzette aus den Augenhöhlen herausgehoben und die Augennerven mit einer Schere oder einem Skalpell durchgeschnitten.

Die Innenseite der Haut muß sehr sorgfältig gereinigt und mit Arsentrioxid (Giftgesetz beachten!) vergiftet werden (Fettpolster mit dem Skalpell abschaben, Kartoffelmehl aufstreuen und nach einiger Zeit wieder entfernen, schließlich mit Benzin oder Äthanol abreiben). Der künstliche Vogelkörper wird aus Holzwolle oder Watte um zwei Drahtenden geformt und mit Garn umwickelt. Um die herausschauenden Drahtenden ist ebenfalls Watte zu wickeln, bis diese der Dicke des Halses und der Extremitäten entsprechen. Die Haut des Kopfes, des Halses und schließlich des Körpers wird über den künstlichen Körper gezogen und Stück für Stück reichlich mit Arsentrioxid (Giftgesetz beachten!) eingepinselt. In jeden Fuß wird vom Ballen her ein vorn zugespitzter Draht eingeführt, der entsprechend der natürlichen Haltung der Beine gebogen wird, nachdem er in den künstlichen Körper eingeführt worden ist. Ähnlich wird mit den Flügeln und mit dem Schwanz verfahren. Das Aufmontieren erfolgt entweder direkt auf ein Grundbrett oder besser auf ein kurzes Aststück, das auf einem Grundbrett befestigt wurde. Mit Hilfe von Kartonstreifen, Draht, Büroklammern oder Stecknadeln erhalten die Flügel und der Schwanz ihre natürliche Stellung (gute Abbildungen als Vorlage benutzen). Nach dem Einsetzen künstlicher Augen werden der Schnabel und die nackten Fußteile mit Arsentrioxid (Giftgesetz beachten!) bestrichen, das Tier allseitig mit weichem Garn umwickelt, damit die Federn richtig anliegen und gegen Ungeziefer, Licht und Staub geschützt zum Trocknen aufgestellt (etwa 2 bis 3 Wochen).
Nach dem Trocknen werden Garn, Pappstreifen und Nadeln entfernt und die Hornhaut des Schnabels und der Beine mit farblosem Lack vorsichtig überzogen (Abb. 178/1 und 178/2).

Knochenpräparate

Es gibt eine Vielzahl von Knochenpräparaten, die als Unterrichtsmittel im Biologieunterricht eingesetzt werden können. Da die Herstellung solcher Präparate im einzelnen sehr unterschiedlich ist, erscheint es zweckmäßig, zunächst einen Überblick über die verschiedenen Arten von Knochenpräparaten zu geben. Es werden unterschieden: Präparate einzelner Knochen: Röhrenknochen, Plattenknochen, Wirbelknochen, Zähne

Zusammengesetzte Knochenpräparate: Teilskelette (Kopfskelette, Gliedmaßenskelette) und Ganzskelette

Unter dem Gesichtspunkt der Herstellung von Knochenpräparaten sollen im folgenden vier Gruppen unterschieden werden: Einzelne Knochen, Kopfskelette, Gliedmaßenskelette, Ganzskelette.

Präparation einzelner Knochen

Häufig bietet sich für den Lehrer die Möglichkeit, Röhrenknochen von Vögeln zu präparieren. Auch von Säugetieren (z. B. Hunden, Katzen, Kaninchen) sind derartige Knochen leicht zu erhalten. Von einigen größeren Röhrenknochen können Längs- und Querschnitte hergestellt werden.

Von den Plattenknochen eignen sich die Brustbeine der Vögel und die Schulterblätter von einigen Säugetieren gut, von den Wirbelknochen beispielsweise solche von größeren Fischen, von Kaninchen, Schafen und Schweinen.

Für den Unterricht sollte für jeden Schüler je ein Wirbel von der Hals- und der Rumpfregion vorhanden sein. Außerdem muß die Schulsammlung Atlas und Dreher enthalten. Von den Zähnen werden die wichtigsten Typen (z. B. Nagezähne, Fangzähne, Reißzähne, Mahlzähne) in ausreichender Anzahl gesammelt (Abb. 180/1).



Abb. 180/1
Verschiedene Zähne von Säugetieren (Teil eines Klassenarbeitssatzes)

Außer einzelnen Zähnen sollten auch Kieferknochen mit vollständiger Bezahnung vorhanden sein, wie z. B. vom Karpfen, vom Hecht aber auch von solchen, die die wichtigsten Gebißtypen von Säugetieren repräsentieren (Abb. 181/1). Von größeren Unterkieferästen reicht mitunter der zahntragende Teil aus. Unterkiefer von Nagetieren sind nach Möglichkeit mit herausnehmbaren Schneidezähnen zu präparieren (Abb. 181/2). Als Zusammenstellungen einzelner Knochen kommen Extremitätenknochen der Vögel (Abb. 181/3) oder solche in Frage, die einen Vergleich von Vogel- und Säugerknochen ermöglichen (Abb. 181/4).

Für die Herstellung aller Knochenpräparate gelten grundsätzlich folgende Arbeitsgänge:

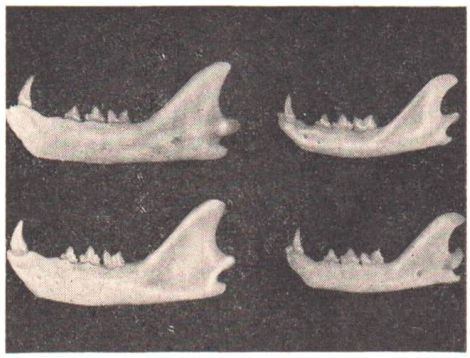


Abb. 181/1
Unterkieferhälften von Katzen

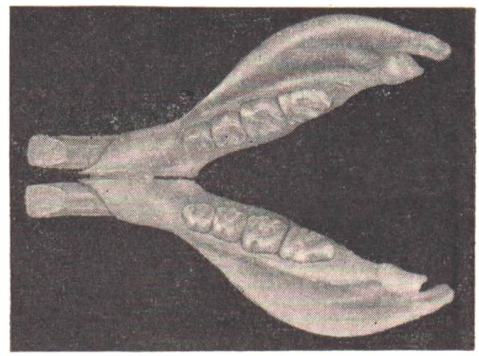


Abb. 181 2
Unterkiefer vom Sumpfbiber

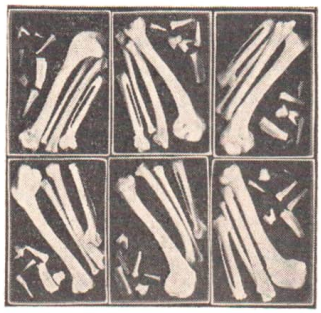


Abb. 181/3
Knochen von Vogelextremitäten (Teil eines Klassenarbeitssatzes)

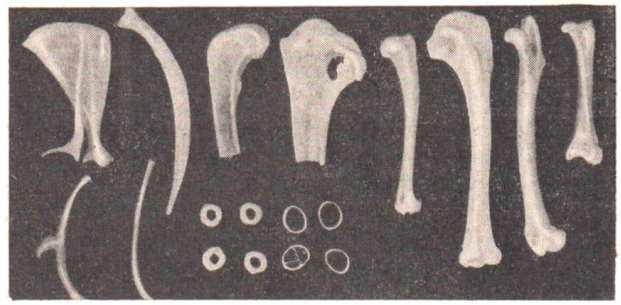


Abb. 181/4
Arbeitsmaterial zum Vergleich von Vogel- und Säugerknochen (Einzelausstellung aus einem Klassenarbeitssatz)

Entfleischen. Zunächst müssen mit einem scharfen Messer alle anhaftenden Haut- und Fleischteile vom Knochen entfernt werden. Diese Arbeit ist so sorgfältig wie möglich durchzuführen (bei nicht ganz frischem Material sind Gummihandschuhe zu benutzen). Alle Fleischreste, die nicht mehr für Futterzwecke geeignet sind, müssen verbrannt oder können notfalls auch tief eingegraben werden.

Wässern. Nach dem Entfleischen ist der Knochen ein bis zwei Tage bei mehrmaligem Wasserwechsel zu wässern, um ihn vom Blutfarbstoff zu befreien. Beim Wässern und auch bei der weiteren Bearbeitung dürfen keine eisernen Gefäße benutzt werden, da der Knochen sonst leicht Rostflecke erhält, die sich später kaum wieder entfernen lassen.

Säubern. Wenn sich das Wasser nicht mehr rötlich anfärbt, der meiste Blutfarbstoff also aus dem Knochen herausgelöst ist, wird der Knochen mehrmals gekocht. Nach dem ersten längeren Kochen (etwa 20 Minuten bis zu einer Stunde) lassen sich die noch anhaftenden Fleischteile mit einem Messer und einer scharfen Handbürste meist ohne Schwierigkeiten abschaben bzw. abbürsten. Gegebenenfalls ist diese Arbeit im Verlaufe der weiteren Kochprozesse und unter Zugabe von 20 g Natrium-

hydrogenkarbonat je Liter Wasser so lange zu wiederholen, bis auch die letzten Fleischreste entfernt sind. Bei Knochen, die mit Weichteilen zuvor in Methanallösung konserviert wurden, ist die Natriumhydrogenkarbonatmenge zu verdoppeln, bei sehr zarten Knochen oder solchen von jungen Tieren um die Hälfte zu verringern. Beim Kochen müssen alle Knochen vom Wasser bedeckt sein, damit das Fett besser herausgelöst wird.

Vorteilhaft ist das Mazerieren der Knochen in Antiformin, da es dem Bearbeiter viel Kleinarbeit erspart und da außerdem fast keine Geruchsbelästigung auftritt. Die Herstellung einer konzentrierten Lösung von Antiformin enthält nach PIECHOCKI (1961):
150 g Natriumkarbonat in 250 ml Wasser und 100 g Chlorkalk in 750 ml Wasser lösen, beide Lösungen mischen, dann mehrmals im Abstand von 2 bis 4 Stunden schütteln und danach filtrieren, die filtrierte Lösung mit der gleichen Menge 15%iger Natriumhydroxidlösung mischen.

Die konzentrierte Antiforminlösung wird in 10facher Verdünnung zum Mazerieren verwendet. Die Knochen bleiben je nach Größe und Alter des Tieres 3 bis 10 Stunden in der Lösung. Danach lassen sich die Weichteile meist leicht abspülen bzw. abschaben. Anderenfalls müssen sie nochmals einige Stunden mazerieren. Durch Erwärmen der Lösung auf 50 °C bis 60 °C läßt sich der Prozeß verkürzen (Gummihandschuhe verwenden!). Auf diese Weise mazerierte Knochen sollten mindestens einen Tag lang in warmem Wasser auswässern.

Entfetten. Größere Knochen sollten an einer unauffälligen Stelle (gegebenenfalls auch an mehreren) mit einem 2 mm bis 4 mm starken Spiralbohrer angebohrt werden, damit das im Knochen enthaltene Fett schneller auskocht. Das gilt besonders für Röhrenknochen, aus denen auch das gelbe Knochenmark auskochen muß, weil es sonst die Knochensubstanz nach einiger Zeit wieder durchfetten würde. In einer 2- bis 20%igen (je nach Festigkeit des Knochens) und bis auf 80 °C erhitzten Lösung von Natriumkarbonat werden die Knochen entleimt. Keinesfalls dürfen sie in dieser Lösung gekocht werden. Sie bleiben vielmehr in der langsam erkaltenden Lösung 2 bis 6 Stunden liegen und werden dann gewässert (mehrmals, bis das Wasser beim Sieden nicht mehr milchig-trüb wird).

Bilden sich beim Entleimen Kalkseifen auf der Knochenoberfläche, sollten diese durch Einlegen der Knochen in siedende 1%ige Salzsäurelösung entfernt werden.

Durch Kochen in höchstens 1- bis 2%iger Lösung von Natriumkarbonat werden die Knochen entfettet. An Stelle von Natriumkarbonat eignen sich dafür auch Kaliumkarbonat, Imi und Gemol. Es genügt, die Knochen etwa 20 bis 30 Minuten kochen zu lassen. Danach sollte die Lösung gewechselt werden. Kleinere Knochen von Vögeln und Säugern, besonders Plattenknochen, brauchen meist nur einmal in der Lösung gekocht zu werden. Für Röhrenknochen von Großsäugern dagegen ist oft ein 5- bis 8maliges Kochen erforderlich, um das gesamte Fett einschließlich des Knochenmarks herauszulösen. Dieser Vorgang wird etwas beschleunigt, wenn die Röhrenknochen an beiden Enden durchbohrt und mit Hilfe einer großen Injektionsspritze oder eines Einlaufballes mit heißer Natriumkarbonatlösung durchgespritzt werden.

Zähne brauchen nicht gekocht zu werden. Sie bleiben einige Stunden in heißer (etwa 70 °C) Natriumkarbonatlösung und werden dann gebleicht.

Knochen lassen sich auch entfetten, indem sie nach dem Wässern zunächst für mehrere Tage in Benzin gelegt werden. Hierfür genügt das relativ billige Wundbenzin (auch als Katalyt- oder Waschbenzin im Handel). Keinesfalls ist Vergaserkraftstoff zu verwenden, der mit Bleitetraäthyl versetzt und daher sehr giftig ist. Nach drei bis zehn Tagen (je nach Art und Größe) wird der Knochen aus dem Benzin genommen und sofort in siedendes Wasser gelegt. An Stelle von Benzin eignen sich auch Äthoxyäthan, Trichlormethan und Tetrachlormethan, die jedoch erheblich teurer, außerdem zum Teil sehr feuergefährlich und giftig sind.

Bleichen. Nach dem Entfetten wird der Knochen in 5%iger Wasserstoffperoxidlösung unter Zusatz von einigen Tropfen Ammoniumhydroxidlösung gebleicht.

Das erfolgt in einer 2- bis 5%igen Lösung, die im *p*H-Bereich von 7,5 bis 8,0 gehalten und auf 32 °C bis 35 °C erwärmt wird. Bei einem *p*H-Wert von weniger als 7,0 hört die Bleichwirkung auf, wird der *p*H-Wert von 8,0 überschritten, erfolgt eine zu rasche Zersetzung des Bleichbades (Prüfung mit *p*H-Papier, z. B. Unitest). Die benutzte aber noch reaktionsfähige Lösung (Überprüfen mit Mangandioxid) kann filtriert und für später aufgehoben werden.

Das Bleichen darf nicht in einem Metallgefäß vorgenommen werden. Es dauert je nach Größe des Knochens 12 Stunden bis einige Tage. Bei Zeitmangel kann der Bleichprozeß mit gleichen Resultaten durch Erhitzen der Wasserstoffperoxidlösung in einem Emailletopf auf 40 °C bis 60 °C auf wenige Stunden verkürzt werden. Beim ersten Verfahren wird die Wasserstoffperoxidlösung jedoch besser ausgenutzt. Nach dem Bleichen sind die Knochen noch einmal zu wässern (kräftig abspülen und über Nacht im Wasser lassen) und dann zu trocknen. Gewisse Vorsicht ist bei Knochen junger Tiere geboten. Durch zu langes Liegen in Wasserstoffperoxidlösung werden sie spröde und brüchig.

Bei Knochen, die vorher mit dem Fleisch zusammen gebraten wurden, dürfen wir hinsichtlich des Aussehens nicht die gleichen Resultate erwarten. Die fertigen Präparate behalten trotz des Entfettens und Bleichens einen gelblichen Ton.

Beschriften. Zum Schluß wird der Knochen entweder direkt beschriftet, oder er erhält ein mit festem Zwirn zu befestigendes Schild mit den wichtigsten Angaben (Art des Knochens, Herkunft, Datum der Präparation und Name des Präparators; Abb. 183/1). Sofern der Knochen genügend groß ist und die Beschriftung nicht störend wirkt, ist die direkte Beschriftung vorzuziehen, da anhängende Schildchen erfahrungsgemäß leicht verlorengehen.



Abb. 183/1
Beschriftung eines Knochenpräparates

Aufbewahren. In die biologische Sammlung darf grundsätzlich kein Knochen eingeordnet werden, der nicht restlos von Fleisch- oder Knorpelteilen befreit ist. Durch unsaubere Knochen wird leicht Ungeziefer angelockt, das auch andere Sammlungsobjekte befällt. Unvollständig präparierte Knochen sind bis zur weiteren Bearbeitung oder zur Verwendung im Unterricht (z. B. Untersuchung der chemischen Bestandteile, der Elastizität und Bruchfestigkeit) in dicht verschließbaren Gläsern aufzubewahren. Geeignet dafür sind Präparategläser mit eingeschliffenen Knopfdeckeln oder Einmachgläser mit Gummiringen und Klammern. Einzelknochen von Gliedmaßenskeletten werden gesondert in Schachteln aufbewahrt. Sie werden mit Pergamentpapier ausgelegt, mit schwarzem Papier umklebt, mit einem Etikett versehen und mit Ausziehtusche beschriftet.

Entkalken. Zum Entkalken eignen sich besonders Röhrenknochen von Vögeln (z. B. Gans, Ente, Huhn) und von mittelgroßen Säugetieren (z. B. Kaninchen, Katze, Hund, Ziege). Sie werden angebohrt, in Standzylinder (mit aufgeschliffener Glasplatte) gestellt und mit 5 %iger Salzsäure übergossen (abdecken). Nach ein bis drei Tagen hat die Salzsäure alle Kalkbestandteile gelöst. Die Knochen sind dann in Wasser auszuwaschen (einige Tage in Leitungswasser bei mehrmaligem Wasserwechsel stehenlassen). Danach werden sie für einen Tag in Propantriol-(1,2,3) gelegt, das die entkalkten Knochen durch seine wasseranziehenden Eigenschaften geschmeidig hält. Die Aufbewahrung erfolgt am besten in verschließbaren Präparategläsern oder dichtschließenden Behelfsgefäßen ohne Flüssigkeit.

Glühen. Auch für das Glühen eignen sich Röhrenknochen sehr gut. Sie werden auf einem Drahtnetz über dem Bunsenbrenner 10 bis 30 Minuten durchgeglüht. Dabei ist möglichst unter dem Abzug zu arbeiten! Bei größeren Knochen liefert auch das Durchglühen im Kohleofen brauchbare Ergebnisse.

Sägen (Knochenschnitte). Von einigen Knochen (bes. Röhrenknochen) sind Längs- und Querschnitte herzustellen. Die Knochen werden in einen Schraubstock oder in eine Werkbank gespannt und mit einer Laub- oder Eisensäge an verschiedenen Stellen durchgesägt. Danach sind sie noch einmal in Natriumkarbonatlösung zu kochen. Es ergeben sich durch Knochenschnittpräparate interessante Vergleichsmöglichkeiten zwischen der Dicke der Knochensubstanz zum Beispiel bei Vogel- und Säugerknochen sowie zwischen der festen Substanz (Substantia compacta) und der Schwammsubstanz (Substantia spongiosa) der Röhrenknochen (Abb. 184/1).

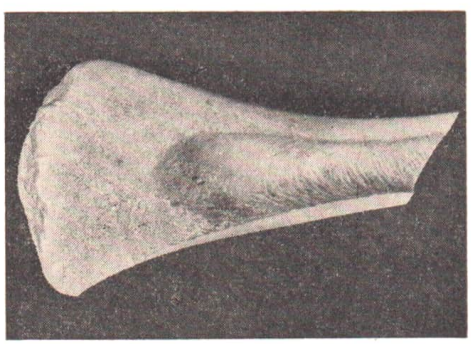


Abb. 184/1
Längsschnitt durch den oberen Teil eines Röhrenknochens

Schleifen (Knochenschliffe). Es ist am besten von dünnen Knochenschnitten auszugehen. Auf einem Schleifstein werden die Schnitte so lange geschliffen, bis sie nur noch die Dicke des Bruchteils eines Millimeters aufweisen. Sie werden für einen Tag in Dimethylbenzol gelegt und dann auf einem Objektträger in Kanadabalsam eingeschlossen. Solche Präparate gestatten das Studium des mikroskopischen Aufbaues der Knochen.

Einige geeignete Zähne werden ebenfalls so weit abgeschliffen, bis die Zahnhöhle gut sichtbar ist (Dauer des Schleifens je nach Größe des Zahnes 30 Minuten bis 2 Stunden).

Kopfskelette

Die Schädel von Säugetieren sind besonders durch die Unterschiedlichkeit ihrer Gebißtypen interessant. Deshalb sollten Schädel von Raubtieren (z. B. Hund, Katze), Nagetieren (z. B. Nutria, Ratte), Hasenartigen (z. B. Hase, Kaninchen), Wiederkäuern (z. B. Ziege, Schaf, Rind) und Allesfressern (z. B. Schwein) vorhanden sein (Abb. 185/1 und 185/2). Zur Gegenüberstellung von Wildform und Haustieren eignen sich die Schädel des Wildschweines und des Hausschweines sehr gut. Auch Schädel unterschiedlichen Alters lassen aufschlußreiche Studien zu.

Von Raubtier- und Nagerschädeln ist für den Biologieunterricht möglichst für jeden Schüler ein Präparat zu schaffen.

Außerdem lassen sich Schädel von Vögeln (Hausgeflügel) leicht anfertigen.



Abb. 185/1
Präparierter Schädel vom Haushund

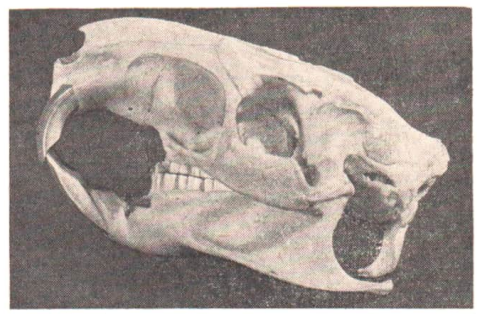


Abb. 185/2
Präparierter Schädel vom Sumpfbiber

Die Präparation von Schädeln ist so durchzuführen, wie es für die Herstellung einfacher Knochenpräparate bereits beschrieben wurde (s. S. 180 bis 184). Die folgenden Ausführungen berücksichtigen nur die für Schädelpräparate abweichenden bzw. zusätzlichen Arbeitsschritte.

Prüfen des Schädels auf Brauchbarkeit. Bevor mit der eigentlichen Präparationsarbeit begonnen wird, ist zu prüfen, ob der Schädel für eine spätere Verwendung im Unterricht geeignet ist. Bei Schädeln von sehr jungen Tieren (z. B. Milchgebiß, Zahnwechsel) oder sehr alten Tieren (z. B. ausgefallene Zähne, zugewachsene Zahnfächer) lohnt sich der Arbeitsaufwand nicht. Schädel mit unvollständigem Gebiß sollten im Unterricht nicht verwendet werden. Deshalb sind von solchen Schä-

deln nur die noch erhaltenen Zähne zurückzubehalten. Diese werden, soweit möglich, mit einer Flachzange herausgezogen, dann gebleicht und nach Zahngruppen bzw. -typen geordnet aufbewahrt.

Entfleischen und Wässern. Das Entfleischen und Wässern ist grundsätzlich so durchzuführen, wie auf Seite **181** beschrieben. Das Entfernen des Fleisches ist bei einem Schädel nicht immer ganz einfach. Um hierfür nicht zuviel Zeit verwenden zu müssen, wird der Schädel mit den zunächst noch anhaftenden Fleischresten und dem Gehirn gewässert.

Säubern des Schädels und Entfernen des Gehirns. Wenn sich das Wasser einige Stunden nach einem Wasserwechsel nicht mehr rötlich färbt (auf alle Fälle aber bevor der Verwesungsprozeß einsetzt), wird der Schädel 10 Minuten bis mehrere Stunden gekocht (Schädel von kleineren Nagern und Insektenfressern etwa 10 Minuten, von Katze, Kaninchen und Sumpfbiber 30 Minuten bis zu einer Stunde, von Hund, Schaf, Ziege usw. zwei bis drei Stunden).

Danach lassen sich die Fleischreste mit einer Lanzettnadel, einer Pinzette und einem scharfen Messer meist ohne Schwierigkeiten entfernen. Das Gehirn wird am besten mit einem korkenzieherartig gebogenen Draht und einer Pinzette durch das Hinterhauptsloch aus der Schädelkapsel geholt. Danach wird mehrmals heißes Sodawasser in die Schädelkapsel gegossen, und die Gehirnreste werden herausgespült. Ähnlich ist bei der Nasenhöhle zu verfahren.

Bearbeitung der Zähne. Durch das Kochen lockern sich meist die Zähne. Damit sie im weiteren Verlauf der Bearbeitung nicht verlorengehen, sollte versucht werden, sie nach dem ersten Kochen vorsichtig mit einer Flachzange herauszuziehen. Die Zähne werden in 6%iger Wasserstoffperoxidlösung gebleicht. Auch nach den weiteren Kochprozessen werden herausgefallene Zähne gesondert behandelt und lockere herausgezogen. Das gilt besonders für die Eckzähne der Raubtiere (z. B. Hund, Katze), da diese durch mehrmaliges Kochen und Erkaltenlassen des Wassers leicht zerspringen. Werden mehrere gleichartige Schädel in einem Gefäß gekocht, sollten sie vorher einzeln in ein altes Leinentuch gewickelt oder in einen Leinenbeutel gesteckt werden, damit die beim Kochen herausgefallenen Zähne nicht durcheinanderkommen. Das spätere Sortieren ist eine außerordentlich mühevolle und zeitraubende Arbeit.

Entfetten und Bleichen. Je nach der Größe des Schädels bzw. der Tierart wird der Schädel einmal oder mehrmals in Sodalösung gekocht. Größere Schädel (Hund oder größer) sind an mehreren, unauffälligen Stellen (z. B. Innenseite der Unterkiefer) mit einem 2 mm bis 4 mm starken Spiralbohrer anzubohren, damit das Fett besser auskocht. Dann erfolgt das Trocknen und danach das Bleichen und abschließende Wässern wie auf Seite 183 beschrieben.

Während des Bleichprozesses sollen die Schädel möglichst so in der Lösung liegen, daß der durch die Zersetzung der Wasserstoffperoxidlösung auch im Innern der Schädelkapsel und des Nasenraumes frei werdende Sauerstoff durch das Hinterhauptsloch entweichen kann.

Einsetzen der Zähne. Es empfiehlt sich, zuerst alle im Gebiß befindlichen Zähne noch einmal auf ihren festen Sitz zu prüfen. Lockere Zähne werden herausgezogen.

Danach werden alle Zähne in die entsprechenden Zahnhöhlen des Ober- und Unterkiefers eingepaßt. Wenn möglich wird nun das Gebiß mit einer entsprechenden Abbildung verglichen. Dann erst sind die Zähne einzeln einzukitten. Hierfür eignen sich Alleskleber (z. B. Duosan) recht gut.

Montieren des Unterkiefers. Zum Montieren des Unterkiefers werden mit einem 1 mm bis 2 mm starken Spiralbohrer Löcher durch den Prozessus zygomaticus des Squamosum (Jochfortsatz des Schläfenbeins) und durch den Gelenkteil des Dentale (Unterkiefer) gebohrt. Das eine Ende eines Drahtes (Länge des Drahtes bei einem Hundeschädel etwa 8 cm, möglichst Messingdraht verwenden) wird zu einer Spirale mit drei bis vier Windungen gedreht. Bei weichem Draht sollte statt dessen besser eine Schlaufe hergestellt werden. Dann wird der Draht so durch die gebohrten Löcher gesteckt, daß die Spirale bzw. Schlaufe auf dem Fortsatz des Schläfenbeines liegt. Das aus dem Unterkiefer herausragende Ende wird nun ebenfalls spiralig aufgerollt.

Haben sich die beiden Unterkieferhälften während des Kochens gelöst, sind die Verbindungsflächen mit Duosan zu bestreichen und aufeinander zu drücken. Ein Reagenzglas- bzw. ein Kolbenhalter oder ein Gummiring übt den erforderlichen Druck aus und hält die Knochen, bis der Klebstoff trocken ist (etwa 12 Stunden), in der natürlichen Stellung zusammen.

Beschriften. Bevor der Schädel endgültig in die Sammlung eingeordnet wird, ist er zu beschriften. Die notwendigen Angaben werden mit schwarzer Tusche auf das Schädeldach oder auf die Innenseite des linken Unterkieferknochens geschrieben (Abb. 183/1).

Eine Beschriftung muß selbstverständlich bei solchen Schädeln oder Unterkieferästen unterbleiben, die später als Arbeitsmaterial für die Hand des Schülers, evtl. sogar für Bestimmungsübungen gedacht sind.

Schädelschnittpräparate. Mit einer Knochen- oder Eisensäge lassen sich leicht auch Längs- und Querschnitte von präparierten Schädeln herstellen, die einen Eindruck von der Gehirn- und Nasenhöhle vermitteln.

Gliedmaßenskelette

Bei Gliedmaßenskeletten muß sich die Präparationstechnik nach der Tierart, der weiteren Herrichtung und dem Verwendungszweck der fertigen Präparate richten. Es ist zu unterscheiden zwischen einer Präparation von Einzelknochen, die aus dem Zusammenhang herausgelöst werden, und einer Präparation, bei der die Knochen im Zusammenhang bleiben sollen, Sehnen und Bänder also nicht zerstört werden dürfen.

Die Präparation von Einzelknochen wird angewendet, wenn bei kleineren oder mittleren Säugetieren (z. B. Ratte, Kaninchen, Hund) die Gliedmaßenknochen einzeln in Schachteln aufbewahrt (WINDELBAND 1962) oder auf ein Holzbrett oder auf Pappe geleimt werden sollen (Abb. 188/1).

Soll die Extremität dagegen in natürlicher Anordnung auf ein Grundbrett montiert werden, ist es besser, wenn bei Tieren bis zur Größe eines Hundes die Knochen im Zusammenhang bleiben. Bei Gliedmaßenskeletten von Huftieren ist dies nicht erforderlich.

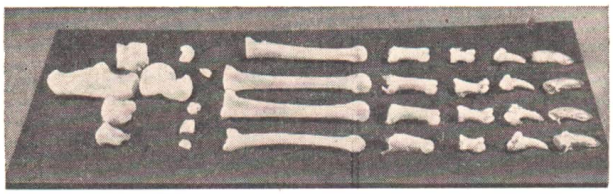


Abb. 188/1
Einzelknochen vom Fußskelett eines Hundes auf eine Holzplatte geleimt

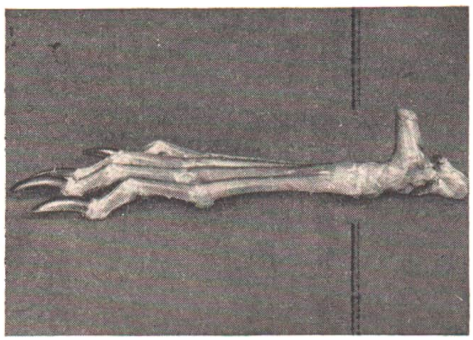


Abb. 188/2
Skelett vom Kaninchenfuß mit erhaltenen Sehnen und Bändern

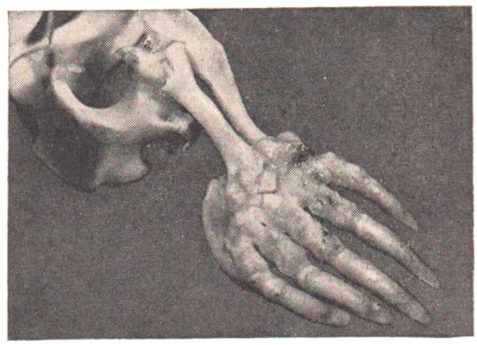


Abb. 188/3
Skelett einer Vorderextremität vom Maulwurf

Einfach zu präparieren sind infolge der geringen Anzahl der Knochen die Fußskelette der Paarhufer und Unpaarhufer. Die Knochen können als Einzelknochen in Schachteln aufbewahrt, auf Bretter geleimt oder montiert (Abb. 188/1) werden. Fußskelette von Nagetieren, Hasenartigen, kleinen Raubtieren, Insektenfressern u. a. werden entweder als Rohskelette mit erhaltenen Sehnen und Bändern aufbewahrt (Abb. 188/3) oder auf Holzbrettchen geleimt. Armskelette von Vögeln sind ebenfalls auf Holzbretter zu leimen oder mit Zwirn auf fester Pappe anzubringen.

Entfleischen, Wässern, Entfetten und Bleichen. Diese Arbeitsstufen sind grundsätzlich so durchzuführen, wie auf den Seiten 181 ff. bereits beschrieben. Bei einer Präparation der Einzelknochen ist das Gliedmaßenskelett mit einem scharfen Messer auseinanderzutrennen. Nicht nur die Fleischteile, sondern auch alle Sehnen und Bänder werden abgeschabt und die Röhrenknochen angebohrt. Verbleibende Reste lassen sich nach dem Kochen in Natriumkarbonatlösung meist ohne Schwierigkeiten entfernen. Anderenfalls ist dies durch ein vorsichtiges Erwärmen in 5%iger Kaliumhydroxidlösung bis etwa 50 °C leicht zu erreichen. Ein stärkeres und zu langes Erwärmen ist unbedingt zu vermeiden, da sonst die Knochen zu stark angegriffen werden. Stets sollte erst versucht werden, ob nicht die anderen Verfahren , wie Kochen in Natriumkarbonatlösung und Erwärmen in Wasserstoffperoxidlösung, ausreichen. Sind mehrere Arm- oder Beinskelette zu präparieren, sollten diese einzeln in kleinen Leinenbeuteln oder getrennt in Bechergläsern gekocht werden, da sonst das Sortieren der vielen Finger- bzw. Zehenknochen äußerst mühselig ist.

Das Aufkleben auf Holzbretter oder das Befestigen einzelner Knochen der Fußskelette auf Pappe braucht nicht ausführlich beschrieben zu werden, da die Einzelheiten aus den Abbildungen 188/1 und 188/3 ersichtlich sind.

Die Gliedmaßenknochen von Einhufern und Paarhufern können auch in natürlicher Anordnung auf ein Grundbrett montiert werden. Schon vor dem Entfetten sind mit einem Spiralbohrer, dessen Durchmesser nur wenig größer ist als der später zum Montieren zu verwendende Draht, die Epiphysen der Knochen längs zu durchbohren. Nach dem Präparieren der Knochen wird das Grundbrett (nicht zu klein!) mit einer Säge zugeschnitten, schwarz gebeizt und an den Stellen durchbohrt, die für die Anbringung des Befestigungsdrahtes vorgesehen sind. Die Fußknochen sind mit einem etwa 2 mm bis 3 mm starken Draht auf der Grundplatte zu montieren. Kleinere Knochen werden durch schwächere Drähte am Fuß befestigt. Hierbei sind die Enden der Drähte mit einer Rundzange spiralig aufzurollen bzw. mit einer kleinen Schlaufe zu versehen.

Mazerieren. Knochen kleinerer Säugetiere (z. B. Maulwurf, Ratte, Hamster) sollten bei der Präparation nicht aus dem Verband gelöst werden. Sie dürfen folglich nicht gekocht werden, um die Sehnen und Bänder nicht zu zerstören. Am besten zur Bearbeitung eignet sich das Mazerieren (s. S. 190) und anschließende Bleichen in Wasserstoffperoxidlösung. Der Mazerationsprozeß ist aber etwa jeden zweiten Tag zu überprüfen, damit er abgebrochen werden kann, bevor die Sehnen und Bänder angegriffen werden. Auf diese Weise entsteht ein sogenanntes Bänderskelett, das mit Draht, Klebstoff und kleinen Nägeln auf dem Grundbrett zu befestigen ist.

Ganzskelette

Die Herstellung von Ganzskeletten ist die schwierigste Stufe der Knochenpräparation. Außer Zeit und Geduld erfordert diese Arbeit praktische Kenntnisse und Erfahrungen in den einfacheren Präparationsweisen, vor allem aber auch eine genaue Kenntnis des anatomisch-morphologischen Baues der zu präparierenden Organismen. Deshalb empfiehlt sich diese Arbeitsstufe erst, nachdem der Lehrer durch die Herstellung einzelner Knochen, Schädel und Gliedmaßenskelette einige Übung in der Präparationstechnik erworben hat.

Für den Anfang wird nach Möglichkeit ein mittelgroßes Säugetier (z. B. Katze, Kaninchen) ausgewählt.

Töten. In den meisten Fällen wird es sich von vornherein um tote Tiere handeln. Andernfalls geschieht das Töten der Tiere bis zur Größe eines Meerschweinchens mit Hilfe von Trichlormethan. Es sollte nicht in Anwesenheit von Schülern vorgenommen werden.

Das Tier wird in ein luftdicht verschließbares Gefäß (z. B. Präparateglas mit eingeschliffenem Glasdeckel) gesetzt, und dann wird ein mit Trichlormethan getränkter Wattebausch hineingeworfen. Größere Tiere (z. B. Katze, Hund, Ziege) sollten von einem Fachmann (z. B. Tierarzt, Förster, Schlächter) getötet werden.

Abbalgen, Ausnehmen, Zerlegen. Zuerst muß das Fell des Tieres abgezogen werden. Dazu wird das tote Tier mit den Füßen auf ein Brett genagelt oder mit dem Kopf nach unten an den Hinterfüßen aufgehängt. Nach der Durchtrennung des Felles

an den Fußgelenken und an der Innenseite jedes Hinterbeines bis zum After läßt es sich meist ohne Schwierigkeiten über den ganzen Rumpf ziehen. An den Fußgelenken wird es von den vorderen Beinen gelöst. Die Ohren sind dicht am Schädel wegzuschneiden, Augenränder und Lippen abzutrennen. Zum Herausnehmen der Eingeweide wird die Bauchwand vom Beckengürtel bis zum Brustbein und den Hals aufgetrennt.

Einzelne Organe, die für eine Konservierung bzw. für die Herstellung von Flüssigkeitspräparaten geeignet sind, werden in Äthanol (Äthylalkohol), Propanol (Propylalkohol) oder in Methanallösung eingelegt.

Um das Skelett beim weiteren Präparieren besser handhaben zu können, werden Kopf und Gliedmaßen vom Rumpf getrennt und gesondert weiterpräpariert.

Entfleischen und Wässern. Alle Fleischteile sind, soweit möglich, mit Messer, Skalpell und Pinzette zu entfernen. Es empfiehlt sich, einen Draht durch den Rückenmarkkanal zu schieben und die Rippen mit einem dünnen nichtrostenden Draht zu verbinden, damit der Zusammenhang der einzelnen Knochen gewahrt bleibt.

Das Skelett ist bei wiederholtem Wasserwechsel mehrere Tage zu wässern. Danach muß entschieden werden, in welcher Weise das Skelett weiterpräpariert werden soll. In den meisten Fällen ist das Mazerieren dem Kochen vorzuziehen, da durch das letztere Verfahren auch die Bänder und Sehnen zerstört werden und das Skelett dabei zerfällt.

Mazerieren. Zum Mazerieren (s. auch S. 189) wird das vorbereitete Skelett in ein geeignetes Gefäß gelegt (Wassertonne). Bei hohen Außentemperaturen setzt das Abfaulen der Weichteile sehr schnell ein. Es ist laufend (alle 2 Tage) zu kontrollieren, wie weit der Fäulnisprozeß vorangeschritten ist. Wenn sich alle Fleischteile leicht ablösen lassen, die Sehnen und Bänder aber noch nicht angegriffen sind, ist das Skelett mit einem scharfen Wasserstrahl gut abzuspülen und mit einer Bürste zu reinigen. Das Rückenmark wird mit einem Draht entfernt.

Entfetten und Bleichen. Das Skelett wird nun in Benzin oder heißer Sodalösung entfettet. Zu diesem Zweck werden die Röhrenknochen mit einem Spiralbohrer angebohrt und bei größeren Objekten mit Hilfe einer Injektionsspritze und heißer Sodalösung durchspült.

Schließlich kann das Skelett noch in 5%igem Wasserstoffperoxid gebleicht werden. Nach dem Trocknen ist es nun fertig zur Montage.

Montieren. Das Montieren erfolgt in der Weise, daß zuerst ein stärkerer Draht, der die Form der Wirbelsäule erhalten hat, durch die Wirbel geschoben wird und diese mit Alleskleber zusammengeklebt werden (evtl. kleine Pappscheiben als Ersatz für die Zwischenwirbelknorpel bei größeren Tieren mit einkleben!). Die Rippen werden etwa in der Mitte mit Draht verbunden. Das so weit zusammengefügte Skelett wird mit Hilfe von zwei 3 mm bis 4 mm starken Rundeisenstäben auf einem genügend großen Grundbrett befestigt.

Dann erfolgt das Montieren der Schulterblätter und Beckenknochen mit den Extremitäten. Korkscheiben zwischen Brustkorb und Schulterblättern dienen als Ersatz für die Muskelpolster. Die Gliedmaßen werden in natürlicher Laufhaltung (Abb. 191/1 u. 191/2) montiert und mit kleinen Nägeln auf dem Grundbrett befestigt. Schließlich

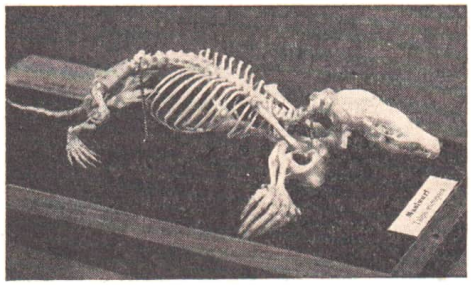


Abb. 191/1
Skelett vom Maulwurf

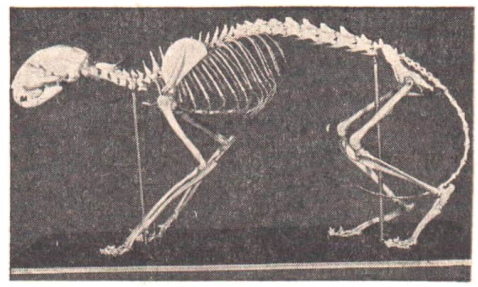


Abb. 191/2
Skelett von einer Hauskatze

wird noch der präparierte Schädel mit Hilfe eines Korken, der in das Hinterhauptsloch einzudrücken und festzukleben ist, am vorderen Teil der Wirbelsäule befestigt.

Die beschriebenen Verfahren eignen sich nur für die Herstellung von Säugetier- und Vogelskeletten, für die der übrigen Wirbeltiere sind sie zu grob.

Präparationsverfahren für Skelette von Reptilien, Lurchen und Fischen

Reptilien und Lurche werden nach dem Abhäuten in eine Lösung von 3 bis 4 g Natriumperoxid in 100 ml Wasser gelegt. Nach 4 bis 5 Stunden quellen die Muskelteile glasig auf und lassen sich leicht abschaben.

In gleicher Weise lassen sich auch alle kleineren Wirbeltiere skelettieren, wobei 5 g Natriumperoxid auf 100 ml Wasser genommen werden. Die Objekte bleiben so lange in der Lösung, bis sie beträchtlich aufgequollen sind und durchsichtig erscheinen. Danach werden sie herausgenommen und lassen sich von den Fleischteilen durch leichtes Abschaben oder Abbürsten säubern. Die Lösung kann bis auf 50 °C erwärmt werden. Das muß unbedingt in einem Glasgefäß erfolgen, da Metall das Natriumperoxid zersetzt. Die Knochen müssen anschließend gut gewässert werden. Natriumperoxid übt auch eine bleichende Wirkung auf die Knochen aus, so daß sich der sonst erforderliche Bleichprozeß erübrigt.

Noch vor dem vollständigen Trocknen wird das Skelett auf einem Grundbrett befestigt. Durch Unterlegen von Pappe und Festheften mit Hilfe von Stecknadeln erhält das Skelett die natürliche Stellung. Nach dem Trocknen werden diese Materialien entfernt.

Bei Fischen werden vorsichtig die Haut und die oberen Muskelpartien abgetragen, siedendes Wasser in kleinen Mengen auf die übrige Muskulatur gegossen und diese nach und nach mit Skalpell und Pinzette abgetragen. Am besten eignet sich hierfür, wie schon erwähnt, ein größerer Karpfen oder ein anderer grätenarmer Fisch.

Aufbewahrung. Die fertig präparierten und montierten Skelette sind so aufzubewahren, daß ein Verstauben und eine Beschädigung vermieden werden. Am besten eignen sich als Schutz Glasstürze.

Flüssigkeitspräparate

Abgesehen von zu kleinen oder sehr großen Tieren, sind alle Tiere für eine Einzelkonservierung in Flüssigkeit geeignet. So können zahlreiche wirbellose Tiere als

Flüssigkeitspräparate hergerichtet werden (z. B. Quallen, Platt-, Rund- und Ringelwürmer, größere Insekten, Krebse, Schnecken, Muscheln, Stachelhäuter). Auch Vertreter aller Wirbeltierklassen sind geeignet. Vögel und kleinere Säugetiere kommen als Ganzpräparate für die Aufstellung in Gläsern hauptsächlich mit geöffneter Leibeshöhle, d. h. als Situspräparat in Betracht. Zur Herstellung von Präparaten bestimmter Organe bzw. Organsysteme bieten sie ebenfalls gute Möglichkeiten.

Wenig Schwierigkeiten bereitet die Herrichtung eines Flußkrebses als Flüssigkeitspräparat (WINDELBAND 1962). Deshalb ist dieses Objekt für den Anfang (auch für Schüler) gut geeignet, um erste Erfahrungen zu gewinnen und Fertigkeiten zu erlangen. Das Tier wird mit Trichlormethan abgetötet (s. S. 194), dann ein entsprechend großes Präparateglas in Kastenform ausgewählt. Eine Glasplatte zum Montieren des Krebses ist so zurechtzuschneiden, daß an jeder Seite 2 mm bis 3 mm Spielraum bis zur Wand des Präparateglases bleiben, um später kleine Korkstücke als Halt dazwischendrücken zu können. Die Glasplatte wird meist von vorn unten nach hinten oben im Gefäß stehen, und soll 10 mm bis 15 mm unterhalb des oberen Randes des Gefäßes enden. Beim Schneiden der Glasplatte ist zu beachten, daß die Präparategläser durch unterschiedliche Dicke ihrer Wände unten meist enger sind als oben. Die scharfen Seitenkanten der Glasplatte sind mit Bimsstein oder einer Dreikantfeile an den Stellen abzuschleifen, an denen sich später die Befestigungsfäden befinden. Nun wird eine Nadel durch die Gelenkhäute der Scheren (Abb. 192/**1**), eine zweite durch den Hinterleib gestochen, ein Zwirnsfaden (doppelt nehmen) hindurchgezogen und auf einer Seite der Glasplatte verknotet. Zur besseren Fixierung des Krebses wird 10%ige Methanallösung in die Leibeshöhle injiziert

Nach dem Reinigen des Präparateglases mit heißem Imi-Wasser und anschließend mit Äthanol wird die Glasplatte mit dem Krebs hineingestellt und zwischen Glasrand und Platte jederseits eine Korkscheibe zum Befestigen der Glasplatte eingeschoben

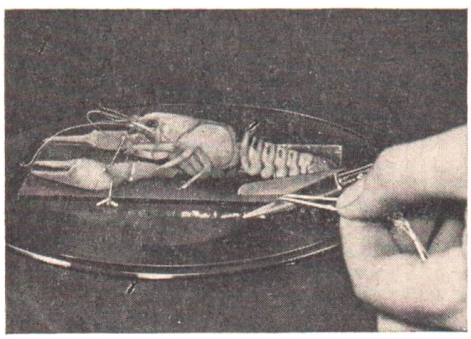


Abb. 192/1
Befestigen eines Flußkrebses auf einer Glasplatte

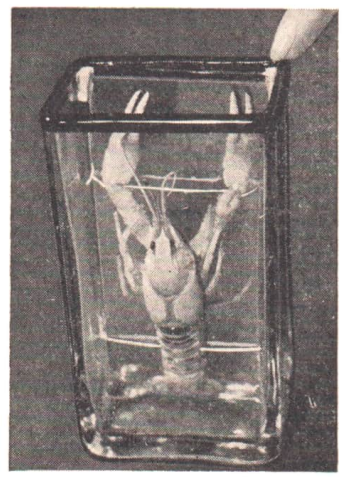


Abb. 192/2
Feststellen der Glasplatte im Präparateglas mit Hilfe kleiner Korkscheiben

(Abb. 192/2). Als Konservierungsflüssigkeit eignen sich 2- bis 3%ige säurefreie oder Methanallösung reinst am besten in einer Mischung mit Propantriol-(1,2,3) 5:1 (s. S. 152f.) oder die Aufbewahrungslösung von JORES und KAISERLING (s. S. 153 ff.). Das Gefäß wird bis 1 cm vom oberen Rand mit der Lösung gefüllt und soll eine Woche unverschlossen, aber abgedeckt stehen bleiben. Hat sich ein Bodensatz gebildet oder ist die Lösung trübe geworden, muß sie filtriert oder durch neue ersetzt werden. Zum Verschließen wird eine Glasplatte passend zugeschnitten und an den Ecken mit Hilfe des Glasschneiders und einer Feile abgerundet (Vorsicht, Glas splittert leicht, Schutzbrille benutzen). Als Verschlußmittel eignet sich Picein, das mit Paraffin im Verhältnis 1:1 gemischt werden kann. Dazu sind beide Stoffe zu erhitzen (Schmelzbereich des Piceins liegt bei 80 °C, der des Paraffins je nach Beschaffenheit zwischen 40 °C und 60 °C). Die Deckplatte wird mit den Teilen, die dem Glasrand aufliegen, in flüssiges Picein getaucht, dann schnell auf das Glas gelegt, aufgedrückt und bis zum Erkalten des Verschlußmittels mit einem Wägestück beschwert. Es ist empfehlenswert, die Verschlußstelle noch einmal mit dem Bunsenbrenner vorsichtig zu erwärmen. Heruntergelaufenes Picein wird nach dem Erkalten mit einem Messer abgekratzt, die Verschlußstelle mit Umklebeband oder Lenkerband umklebt. Auch Polystyrol ist als Verschlußmittel geeignet. Abschließend wird das Präparateglas mit einem Etikett versehen, das alle wichtigen Angaben enthält (deutscher und wissenschaftlicher Name, Fundort, Tag der Konservierung und Aufbewahrungsflüssigkeit).

Während Krebse, Krabben, Stachelhäuter und zum Teil auch Mollusken durch ihr Außenskelett aus Chitin und Kalk eine konstante Körperform besitzen und gleich nach dem Töten und Injizieren in den Präparategläsern aufgestellt werden können, sind die meisten übrigen Tiere erst provisorisch in der gewünschten Stellung aufmontiert für mehrere Tage in die Fixierungsflüssigkeit zu legen (s. S.194 ff.). Bei



Abb. 193/1
Schweineherzen mit Fensterschnitten im Präparateglas

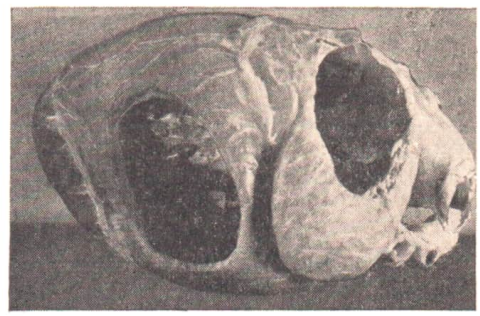


Abb. 193/2
Hundeherz mit Fensterschnitten

Tabelle 194 Übersicht über die wichtigsten Betäubungs-, Fixierungs- und Konservierungsmittel (nach Tiergruppen geordnet)

Tiergruppe	Betäubungs- oder Tötungsmittel
Plathelminthes Plattwürmer	10%iges Äthanol; 1%iges Trichloräthanalhydrat oder Äthylurethanlösung; 0,1%ige Trichlorbutanollösung
Nemathelminthes Rundwürmer	
Crustacea Krebse	Trichlormethan; 40 °C warmes Wasser; 1%ige Äthylurethanlösung; 0,1%ige Trichlorbutanollösung; Selterswasser
Arachnida Spinnen	Äthoxyäthan; 10%iges Äthanol
Insekta Schmetterlinge	Äthyläthanat; Äthoxyäthan; Kaliumzyanid; Injektion von Ammoniakwasser
Larvenstadien	in 70%igem Äthanol kochen
Gastropoda	abgekochtes Wasser mit Trichloräthanalhydrat; über Wasserdampf; Wasser und Kohlendioxid; Selterswasser und tropfenweise 1%ige Methanallösung
Lamellibranchiata	durch 1%ige Trichloräthanalhydratlösung betäuben, dann in 60 °C warmes Wasser, 10%iges Äthanol oder äthanolische Quecksilber(II)-chloridlösung geben, Schalen etwas öffnen
Echinodermata	„Süßwasser", 30%iges Äthanol
Osteichthyes	0,5%ige Äthylurethanlösung; 0,1%ige Trichlorbutanollösung

Fixierungsmittel	Konservierungsmittel
Vorfixierung in 5%iger Methanallösung, dann im Kompressorium in 10%iger Methanallösung oder Methanal-Äthanol-Lösung	3- bis 4%ige Methanallösung; 70%iges Äthanol; Methanallösung/Propantriol 5 : 1, dazu einige Tropfen Karbolsäure
äthanolische Quecksilber(II)-chloridlösung oder 10%ige Methanallösung	4%ige Methanallösung und etwas Natriumkarbonat
10%ige Methanallösung	4%ige Methanallösung und etwas Natriumkarbonat; Zuckerlösung (mind. 50%ig) und wenig Thymol
hochführen bis zum 80%igen Äthanol	80%iges Äthanol
nicht erforderlich	70%iges Äthanol
	75%iges Äthanol
10%ige Methanallösung oder Methanal-Äthanol-Lösung	40%ige Methanallösung und wenig Natriumkarbonat
	80%iges Äthanol; 5%ige Methanallösung mit wenig Natriumkarbonat; Zuckerlösung (mind. 50%ig) und Thymol
95%iges Äthanol	75%iges Äthanol

Tiergruppe	Betäubungs- oder Tötungsmittel
Amphibia Lurche kiemenatmende Formen	Trichlorbutanol oder 0,5%iges Äthylurethan
lungenatmende Formen	10%ige Äthylurethanlösung (injizieren) Trichlormethan; Äthoxyäthan
Reptilia Kriechtiere *Aves* Vögel *Mammalia* Säugetiere	

Fischen sind die Flossen zu spannen. Das geschieht mit Hilfe von Korkplatten und Nadeln.

Für die Herstellung von Flüssigkeitspräparaten sind folgende Tiere besonders geeignet.

Totalpräparate:	Bandwurm, Spulwurm, Wollhandkrabbe, Strandkrabbe, Weinbergschnecke, Seestern und mehrere Arten von Fischen
Situspräparate:	Krebs, Flußmuschel, Fisch, Taube, Meerschweinchen oder Ratte (ULRICH 1957)
Entwicklungspräparate:	Wasserfrosch, Haushuhn
Organpräparate:	Herz mit zu- und abführenden Gefäßen (Abb. 193/1 und 193/1), Ausscheidungsorgane, Magen-Darm-Kanal, Auge
Zootomische Teilpräparate:	Herzen und Atmungsorgane der Wirbeltiere (Fische, Lurche, Kriechtiere, Vögel, Säuger)

2.4.3. Hinweise für die Bearbeitung botanischer Objekte

In dem Abschnitt „Sammeln und Fangen" (s. S. 22 ff.) wurden unter anderem viele Hinweise gegeben, wie sich der Lehrer und der Naturfreund pflanzliche Objekte am besten beschaffen können. Die beschriebenen Materialien waren vielfach nur für das unmittelbare Studium oder zur sofortigen Verwendung im Unterricht gedacht.

Andererseits ist es erforderlich, zahlreiche Objekte nach dem Sammeln weiter zu bearbeiten, um sie zu einem späteren Zeitpunkt, evtl. sogar über Jahre hinaus, jederzeit zur Verfügung zu haben. Viele Pflanzenteile (z. B. Zapfen der Koniferen, Fruchtstände der Doldenblütengewächse, verschiedene Früchte, Samen) sind in der Natur bereits in trockenem Zustand zu finden. Dieses Material braucht nur gesäubert und desinfiziert zu werden. Etwas mehr Mühe bereitet das Beschaffen oder

Fixierungsmittel	Konservierungsmittel
10%ige Methanallösung	Methanallösung
Methanal-Äthanol-Lösung	Methanallösung-Propantriol-(1,2,3) (Äthanol oder Propanol)
Äthanol u. a. z. B. nach KAISERLING, JORES	o. a. Lösungen z. B. nach KAISERLING, JORES

Herstellen der Behältnisse für die Aufbewahrung, das Beschriften und das Einordnen in die Sammlung.

Verschiedene pflanzliche Objekte (z. B. Blüten, Blütenstände, Früchte, Zweige) müssen nach dem Sammeln zunächst getrocknet werden. Danach erfolgt die weitere Behandlung wie oben beschrieben. Stark verstaubte Objekte werden im Wasser gereinigt und anschließend an der Luft, in der Sonne, auf dem Ofen, auf einem Zentralheizungskörper oder im Trockenschrank getrocknet. Zur Desinfektion empfiehlt es sich, die Objekte für 24 Stunden im Thermostaten bei 100 °C aufzubewahren, damit Schädlinge abgetötet werden. Wenn kein Thermostat zur Verfügung steht, kann die Desinfektion auch mit chemischen Mitteln vorgenommen werden (z. B. Vergasung mit Tetrachlormethan oder Kohlenstoffdisulfid, äthanolische Quecksilber(II)-chloridlösung; Giftgesetz beachten).

Nach der Reinigung und Desinfektion wird das Material in Gläsern, Schachteln, Büchsen oder Kartons aufbewahrt.

2.4.3.1. Herrichtung und Aufbewahrung von Pflanzen ohne spezielle Präparation

Ganze Organismen

Algen. Manche Arten der Algen brauchen lediglich gesäubert und getrocknet zu werden, wie beispielsweise der Gemeine Blasentang (*Fucus vesiculosus*).

Die derberen Algen können wie die Landpflanzen gepreßt werden (s. S. 220 ff.). Zartere Formen werden in einer flachen Schale (Fotoschale) mit See- oder Süßwasser in ihrer natürlichen Lage über dem Herbarbogen ausgebreitet (Präpariernadel benutzen), die Pflanzen sind zusammen mit dem Bogen vorsichtig aus dem Wasser zu ziehen und leicht zwischen Fließpapier zu pressen.

Pilze. Die Rost- und Brandpilze verursachen als Krankheitserreger auf unseren Kulturpflanzen einen großen Schaden. Von Pilzen befallene Pflanzenteile werden getrocknet (evtl. vorher gepreßt), sterilisiert und entweder auf Herbarbogen, besser in flachen Schaukästen oder zwischen Glasscheiben bzw. in Konservierungsflüssigkeit aufbewahrt.

Für Demonstrationszwecke sollten vorhanden sein:
Getreideschwarzrost (*Puccina graminis*) auf Roggenblättern, Erbsenrost auf Erbsenblättern und auf der Zypressen-Wolfsmilch, Flugbrand auf den Ähren der Gerste und Maisbeulenbrand auf jungen Maiskolben.

Von den höheren Pilzen sollten einige Fruchtkörper präpariert und Sporenbilder hergestellt werden. Von kleineren Formen lassen sich die Fruchtkörper pressen und auf Herbarbögen aufkleben. Von größeren sind zuvor Schnitte herzustellen. Möglich ist auch die Aufbewahrung von Pilzen in Äthanol oder Methanallösung. Dabei verändern sich jedoch die Farben sehr stark (s. S. 152 ff.). Bessere Resultate liefert die Präparation in heißem Sand oder die Paraffinierung. Von einigen Lamellen- und Röhrenpilzen sollten Sporenbilder angefertigt werden. Dazu ist Zeichenkarton (vorher auf einer Holzunterlage befestigen) mit einem schwer trocknenden farblosen Lack zu bestreichen, einige Tapeziernägel sind wenige Millimeter tief in die Holzplatte einzuschlagen, und der abgeschnittene Hut eines reifen Pilzes wird auf die Kuppen der Nägel gelegt. Die ausfallenden Sporen kleben sofort auf dem Papier fest und lassen sehr schön die Anordnung der Röhren oder Lamellen erkennen. Der Zeichenkarton mit den Sporenbildern wird zwischen Glasplatten eingeschlossen (rändeln) oder auf eine Hartfaserplatte geleimt.

Sporenbilder können auch direkt auf Glasplatten hergestellt werden. Dazu wird die Platte mit alkoholischer Schellacklösung bestrichen. Nach dem Trocknen wird der Hut des Pilzes für einen Tag auf diese Platte gelegt und diese danach für kurze Zeit erwärmt.

Flechten. Strauch- und Laubflechten werden in feuchtem Zustand unter mäßigem Druck getrocknet und auf Herbarpapier geklebt. Sie können auch ungepreßt in Schachteln oder in Gläsern aufbewahrt werden. Letzteres gilt ebenfalls für alle Krustenflechten. Um die Anpassung an sehr extreme Umweltbedingungen zeigen zu können, sollten verschiedene Flechten mit ihren Unterlagen (z. B. Baumrinde, Gestein) gesammelt werden.

Moose. Von den Lebermoosen sollte das Brunnenlebermoos (*Marchantia polymorpha*) in größerer Menge vorhanden sein. Einige Exemplare werden unter ganz leichtem Druck gepreßt und nach dem Trocknen auf einen Herbarbogen geklebt, die Mehrzahl wird in 70%igem Äthanol konserviert.

Von den Laubmosen eignet sich das Frauenhaarmoos (*Polytrichum communes*) gut zum Nachweis der Quellungsbewegungen der Blättchen. Das Torfmoos (Sphagnum) dient zum Nachweis des Wasserspeichervermögens. Dafür sind auch Polster von Weißmoos (*Leucocryum*) gut geeignet. Die Aufbewahrung der getrockneten Pflänzchen bzw. Polster erfolgt in Pappkartons.

Einige Moosarten werden wie die höheren Pflanzen gepreßt und auf Herbarbögen geklebt (die Pflanzen sollten beim Pressen etwas feucht sein, s. S. 202ff.). Es ist darauf zu achten, daß die Kapseln nicht abbrechen.

Farne. Vollständige Pflanzen können nur von kleineren Formen als Herbarmaterial hergerichtet werden. Von großen pressen wir lediglich einige Wedel im sterilen und im fertilen Zustand. Auf die Herbarbögen werden zwei Farnwedel mit der Oberseite und der Unterseite nebeneinandergeklebt. Vom Wurmfarn sollten außerdem Teilstücke der Wedel mit den Sori trocken zwischen gerändelten Gläsern (Klassensatz!) und für mikroskopische Untersuchungen in Äthanol oder Methanallösung bereitgehalten werden.

Schachtelhalme. In größerer Menge wird Material vom Acker-Schachtelhalm (*Equisetum arvense*) gebraucht. Frühjahrstriebe und Sommertriebe werden gepreßt und nebeneinander aufgeklebt (Abb. 199/1). Von den Frühjahrstrieben sollten reichlich Sporenähren mit Sporen zur Verfügung stehen, damit die Schüler die hygroskopischen Bewegungen der Hapteren bei mikroskopischer Betrachtung verfolgen können.

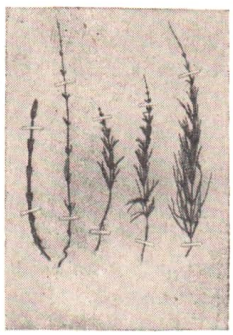


Abb. 199/1
Frühjahrstrieb und verschiedene Sommertriebe vom Ackerschachtelhalm auf Herbarbogen

Samenpflanzen. Ganze Pflanzen werden in der Regel als Herbarmaterial hergerichtet. Es sei deshalb besonders auf den Abschnitt Herbarisieren (s. S. 202 ff.) verwiesen, der ausführliche Hinweise enthält.

Viele unterrichtlich bedeutsame Teilobjekte von Pflanzen lassen sich ohne spezielle Präparationsverfahren über Jahre hinaus haltbar machen.

Blüten, Blütenstände, Fruchtstände

Von der Gemeinen Kiefer (*Pinus silvestris*) sollten Zapfen in größerer Anzahl zur Beobachtung der hygroskopischen Bewegungen zur Verfügung stehen. Auch die Zapfen der Gemeinen Fichte (*Picea abies*) eignen sich dafür gut (Abb. 200/1).

Von den übrigen einheimischen Nadelbäumen werden jeweils nur einige Zapfen für Vergleichszwecke gesammelt (Abb. 200/1) und desinfiziert (z. B. mit Petroleum oder Hylotox), sofern sie später nur als Schauobjekte dienen sollen. Einige Exemplare werden zur Demonstration der Entwicklung der Zapfen, Klassensätze von männlichen und weiblichen Kiefernblüten als Arbeitsmaterial in Äthanol bzw. Methanallösung konserviert.

Von den Getreidearten und von einigen anderen Gräsern werden die Ähren bzw. Rispen getrocknet (mit dem Fruchtstand nach unten hängen und für Vergleichs-



Abb. 200/1
Fichtenzapfen nach dem Einstellen der oberen Hälfte (Spitze) ins Wasser

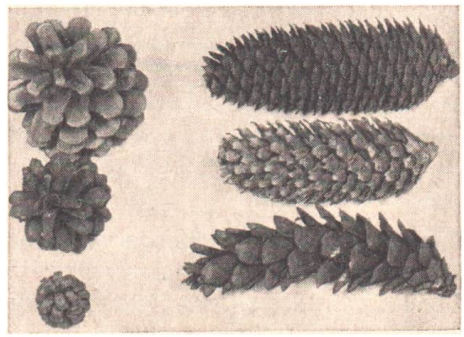


Abb. 200/2
Zapfen verschiedener Koniferen
Links (von oben nach unten): Schwarz-Kiefer, Gemeine Kiefer, Berg-Kiefer; rechts: Gemeine Fichte, Blau-Fichte, Weymouths-Kiefer

zwecke oder zur Festigung erworbener Kenntnisse bereitgehalten (in Kartons aufbewahren).

Blütenstände der Strohblume (*Helichrysum*), in gleicher Weise getrocknet, dienen zur Veranschaulichung hygroskopischer Bewegungen.

Samen und trockene Früchte. Samen und trockene Früchte werden im Unterricht in sehr verschiedener Weise genutzt. Einige Arten sind erforderlich, damit die Schüler sie kennenlernen und voneinander unterscheiden können (Schauobjekte). Das gilt beispielsweise für die Getreidefrüchte. Sie werden in Schaugläsern, in Reagenzgläsern oder in Tablettenröhrchen aufbewahrt. Als Arbeitsmaterial für Kennübungen werden alle vier Kornarten in ein Reagenzglas getan. Dazwischen werden jeweils eine zusammengerollte Lage Zellstoff und ein kleines Nummernschildchen geschoben. Das Glas wird mit einem Gummistopfen oder mit Zellstoff (in flüssiges Paraffin oder Picein tauchen) verschlossen. Hülsen der Leguminosen und Schoten der Kreuzblütengewächse sollten im geöffneten und geschlossenen Zustand und von verschiedenen Arten vorhanden sein. Sie werden nach dem Trocknen und Desinfizieren am besten in verschließbaren Gläsern aufbewahrt.

Andere Samen und Früchte müssen für Untersuchungen und Versuche bereitgehalten werden. Zum Kennenlernen des Baues der ein- bzw. zweikeimblättrigen Pflanzen werden größere Mengen von Feuerbohnen und Mais oder Weizen, für Keimungsversuche außerdem Garten-Bohnen und Kürbissamen, zur Ermittlung der Speicherstoffe noch Sonnenblumen-, Senf- und Radieschensamen benötigt (Abb. 201/1). Für Versuche zum Nachweis der Quellungsfähigkeit (Wasseraufnahme, Volumen- und Massezunahme), des Quellungsdruckes und der Entstehung von Kohlendioxid bei der Keimung sind Erbsen sehr gut geeignet, für Vergleichszwecke wiederum Getreidekörner. Damit die Samen und Früchte über mehrere Jahre keimfähig bleiben und da sie wasserhaltig sind, darf kein luftdichter Verschluß verwendet werden. Durch die selbst in trockenen Samen vor sich gehenden Lebensprozesse würde es infolge geringer Wasserabgabe zu Schimmelbildung kommen. Andererseits ist ein Schutz vor Schädlingsbefall notwendig. Bewährt hat sich das Verschließen mit einem Leinentuch

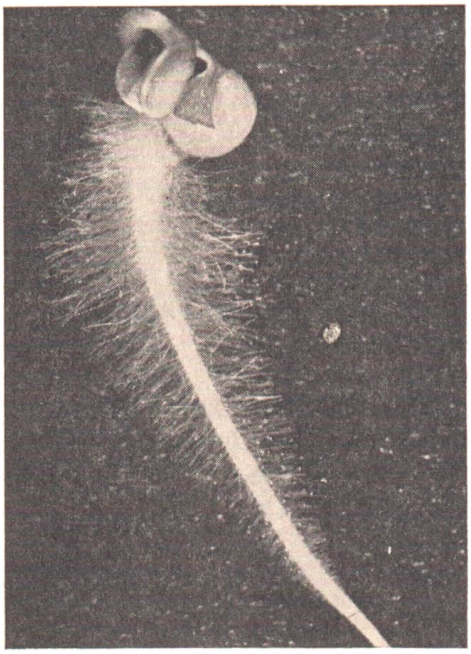
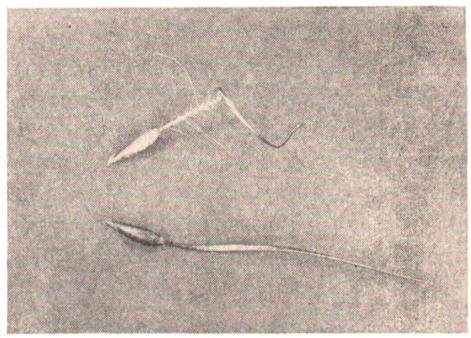


Abb. 201/1
Keimpflanze vom Acker-Senf
mit Wurzelhaaren an der Keimwurzel

Abb. 201/2
Früchte vom Reiherschnabel



und straffem Gummiring. Andere Samen und Früchte werden wegen ihrer morphologischen Eigenarten bereitgehalten (Lupenbetrachtung und Beobachtungen). Das gilt besonders für solche mit Hafteinrichtungen (z. B. Zweizahn, Klette, Kletten-Labkraut) und Flugeinrichtungen (z. B. Kuhblume, Birke, Fichte, Kiefer, Ahorn, Linde). Die Aufbewahrung erfolgt in Schachteln oder Gläsern. Früchte des Reiherschnabels (Abb. 201/2) werden zur Beobachtung der hygroskopischen Bewegung der Granne (Einbohren der Frucht in die Erde) gebraucht (ausführlichere Hinweise bei WINDELBAND, 1966 und 1967).

Holz, Rinde und Mark

Holzstücke werden nach dem Trocknen mit der Säge und anschließend mit Schmirgelpapier bearbeitet. Zum Studium des anatomischen Baues eignen sich keilförmige Ausschnitte von stärkeren Stämmen mit Rinde sehr gut, die etwa 10 cm bis 15 cm lang, 3 cm bis 5 cm breit und 2 cm bis 3 cm hoch sein sollten. Zur Altersbestimmung von Bäumen genügen Querschnitte in Form von 1 cm bis 2 cm dicken Scheiben unterschiedlicher Baumarten, bei denen die Jahresringe deutlich zu erkennen sind (Abb. 202/1). Sollen zusätzlich Feinheiten der Holzstruktur gezeigt werden, empfiehlt es sich, jeweils einen sehr dünn abgehobelten Span zwischen zwei Glasplatten (z. B. Diadeckgläser) einzuschließen. Als Ergänzung zum Naturobjekt sind Mikrofotos sehr geeignet, auf denen die Schüler Einzelheiten, wie den unterschiedlichen Durchmesser der Gefäße, besser erkennen können.

Von Kiefern, die vor dem Fällen einige Jahre lang für die Harzgewinnung genutzt wurden, werden Tangentialschnitte angefertigt, die die Schnittführung beim Harzen und Harzreste zeigen. Schließlich sind Sägespäne (nach Möglichkeit von verschiede-

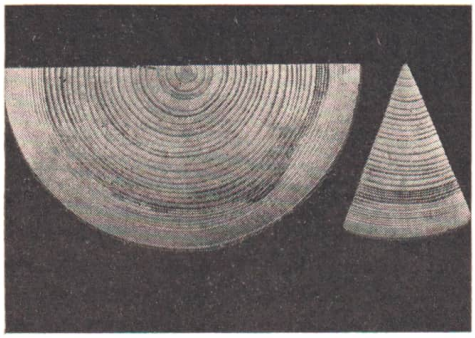


Abb. 202/1
Holzquerschnitte mit Jahresringen

nen Holzarten, die wiederum getrennt aufzubewahren sind) erforderlich, um das Lignin nachzuweisen (BAER 1976). Sägespäne gut trocknen und in Pulverflaschen aufbewahren! Zum Nachweis der chemischen Bestandteile des Holzes wird auch Holzasche gebraucht. Eine Sammlung von Proben der Borke (Rinde) von Bäumen ist am besten im Frühjahr (April bis Mai), anzulegen, weil sich die Borke dann leicht löst. Sie wird in Wasser eingeweicht und zwischen Papier unter starkem Druck (Schraubenzwingen) so lange gepreßt, bis sie trocken ist (12 cm × 5 cm = Normalformat).

Mark läßt sich vor allem von Holunderzweigen und Sonnenblumensprossen sehr einfach gewinnen.

Alle Holzproben sollten vor dem Einordnen in die Sammlung gegen Insektenbefall durch Eintauchen in Petroleum bzw. Hylotox oder durch Einpinseln mit diesen Mitteln geschützt werden. Sonst muß die Aufbewahrung in luftdicht verschließbaren Gläsern erfolgen.

Knospen

Knospensammlungen unterstützen das Kennenlernen der heimischen Laubbäume und Sträucher im unbelaubten Zustand und dienen im Unterricht zur Unterscheidung von Blatt- und Blütenknospen, Kurz- und Langtrieben. Von einigen wichtigen Arten (bes. auch Obstbäumen) sollten gut entwickelte Zweigspitzen abgeschnitten, getrocknet und mit einem Holzschutzmittel behandelt werden (Eintauchen in Hylotox und erneutes Trocknen). Sie werden auf festen Karton aufgenäht, in Glasschaukästen oder einzeln bzw. gebündelt in Pappkartons aufbewahrt.

2.4.3.2. Präparationsverfahren für Pflanzen

Herbarisieren

Einlegen, Pressen und Trocknen der Pflanzen. Das Herrichten von Pflanzen für das Herbar schließt sich dem Sammeln unmittelbar an. Pflanzen mit zarten Blättern und Blüten sollten gleich an ihrem Standort in frischem Zustand sorgfältig in eine Sammelmappe gelegt werden (s. S. 34).

Dies ist bei Farnen unbedingt erforderlich. Die Blättchen der Wedel rollen sich bald nach dem Abschneiden oder Ausheben der Pflanze ein und sind dann nicht mehr

glatt zu bekommen. Auch bei Gräsern sollte das Einlegen in die Presse möglichst bald nach dem Ausgraben oder Abschneiden erfolgen. Anderenfalls müssen sie in feuchtes Papier eingeschlagen werden. Bei ihnen rollen sich sonst die Blätter infolge des Wasserverlustes ebenfalls ein und lassen sich dann nur schwer auf den Einlagebögen ausbreiten. Sehr wasserhaltige Pflanzen dagegen kann man vor dem Pressen etwas anwelken lassen. Bei ihnen geschieht das Ausbreiten auf den Einlagebögen dann am besten, wenn sie ihre Turgeszenz gerade verloren haben.

Nach Möglichkeit sollte das Einlegen der Pflanzen in die Presse noch am Tage des Sammelns erfolgen. Die Pflanzen werden auf einem möglichst großen Tisch ausgebreitet und zum Einlegen zu bestimmten Gruppen zusammengestellt (z. B. sehr wasserreiche Pflanzen, besonders sperriges oder zartes Material).

Als eine Grundregel für das Herbarisieren gilt, stets nur gleichartig zu behandelnde Pflanzen in einer Presse gleichzeitig zu trocknen. Gänzlich falsch ist es also, in eine Presse zu fast fertig getrockneten Pflanzen wieder frisches Material zu legen. Bei stationärem Arbeiten sollte deshalb eine zweite, evtl. sogar eine dritte Presse benutzt werden. Beim Ausrichten der Pflanzenteile auf den Einlagebögen sind große Unebenheiten zu vermeiden, weil sonst Hohlräume entstehen, in denen die flachen Pflanzenteile beim Pressen nicht genügend Druck erhalten.

Noch vor dem Einlegen sind die Pflanzen genau zu bestimmen, sofern dies nicht schon beim Sammeln erfolgt oder die Pflanze dem Sammler genau bekannt ist. Der Name der Pflanze, Biotop, Fundort, Tag usw. werden notiert.

Verstaubte Pflanzen müssen vor dem Einlegen gewaschen werden. Die Wurzeln sind von Erde zu reinigen und Nadelhölzer vor dem Pressen kurz in kochendes Wasser zu legen, damit später die Nadeln nicht abfallen.

Viele Pflanzen müssen vor dem Einlegen „zugeschnitten" werden. Das gilt besonders für dicht beblätterte Zweige und stark entwickelte Wurzelsysteme. Alle störenden bzw. überflüssigen Teile sind mit dem Messer oder mit einer Präparierschere zu entfernen. Sehr gut eignet sich hierfür eine anatomische Schere mit kurzer Schneide und langen Ösengriffen.

Beim Einlegen zum Pressen wird ein Zeitungsbogen auf der rechten Hälfte mit Pflanzen belegt. Die linke Bogenhälfte dient zum Überdecken der Pflanzen. Diese müssen schon jetzt die Lage erhalten, die sie auch später auf dem Herbarblatt einnehmen sollen. Blätter dürfen also nicht übereinander liegen oder gar gefaltet sein. Zu lange Sprosse oder Blattstiele werden einfach oder doppelt geknickt (NATHO 1964). Besser ist es, die Sproßstücke ein oder mehrfach quer zu teilen, weil dann alle Teilstücke aufrecht angeordnet werden können (Abb. 206/1). Sie sollten etwa die gleiche Länge aufweisen. Es dürfen auch nicht mehrere Exemplare mit ihren Blättern übereinanderliegen.

Auf den geschlossenen Einlagebogen werden 5 bis 10 Lagen Zeitungspapier (= Zwischenlagen) gelegt. Dann folgt der nächste Einlagebogen usw. Erleichtert wird die Arbeit des Umlegens sehr, wenn die Zwischenlagen stets mit der geschlossenen Seite nach rechts, die Einlagen mit der geschlossenen Seite nach links gelegt werden, außerdem sind alle Bögen einer Zwischenlage ineinanderzustecken, da im Verlaufe des Trocknungsprozesses immer nur diese ausgewechselt werden. Durch festes Verschnüren bei einfachen Pressen (Abb. 257/1), evtl. auch durch starkes Anziehen von zwei oder drei Lederriemen (Abb. 257/4), durch Zusammenziehen

der Ketten bei Gitterpressen oder Festdrehen der Flügelmuttern bei Schraubengitterpressen werden die Pflanzen durch Druck gepreßt. Bei stationärem Arbeiten haben sich schwere Wägestücke (z. B. 3 × 10 kg Massestücke), notfalls Ziegelsteine, sehr gut bewährt; s. Abb. 157/3. Der Druck darf anfangs nicht zu stark sein, weil sonst saftige Pflanzenteile gequetscht werden. Er muß aber immer so stark sein, daß die Blätter während des Trocknens nicht zusammenschrumpfen. Blätter von Laubgehölzen vertragen von Anfang an einen stärkeren Druck.

Beim Trocknen soll die in den Pflanzen enthaltene Flüssigkeit fast ausschließlich durch die Zwischenlagen aufgesaugt werden, deren häufiges Wechseln den Trocknungsprozeß beschleunigt, besonders dann, wenn das Papier in der Sonne, auf einem Zentralheizungskörper oder im Thermostaten erwärmt wurde. Soll besonders schnell getrocknet werden, kann man die Pflanzenpresse auch in den Thermostaten (100 °C) stellen.

Unzweckmäßig ist es, die Presse zum Trocknen der Pflanzen in die Sonne zu legen. Dabei erfolgt eine intensive Erwärmung der obersten Pflanzenlagen, und die darunterliegenden beginnen zu „schmoren". Unterwegs sind an sonnigen Tagen die Mittagsstunden zum Auswechseln der Zwischenlagen zu nutzen, da diese in der Sonne schnell trocknen und dann erneut Feuchtigkeit aufsaugen können. Die Pflanzen selbst bleiben beim Umlegen in den Einlagebögen unberührt. Unter normalen Bedingungen erfolgt der erste Wechsel der Zwischenlagen bereits nach fünf, der zweite nach zehn Stunden, spätestens aber am nächsten Morgen, der weitere zuerst jeden und später jeden zweiten Tag. Dabei ist so zu verfahren, daß die Pflanzen im Innern der Presse nach außen gelegt werden und umgekehrt. Je schneller und sorgfältiger die Pflanzen getrocknet werden, umso besser bleiben die Farben der Blüten und Blätter erhalten. Sehr zarte Pflanzen sind meist schon nach 3 bis 7 Tagen trocken. Bei festeren Pflanzen dauert der Trocknungsprozeß 8 bis 16 Tage. Danach sind die Pflanzen noch einige Tage bei leichtem Druck aufzubewahren, dann zu desinfizieren und in einigen Fällen auch zu vergiften, bevor sie auf den Herbarbögen aufgeklebt werden.

Desinfizieren. Eine Desinfektion ist bei vielen Pflanzen erforderlich, weil sonst Schädlinge in die Sammlung eingeschleppt werden können, die dann auch andere Objekte befallen. Hierfür kommen verschiedene Mittel und Verfahren in Betracht.

Die meisten Schädlinge lassen sich durch trockene Hitze abtöten. Die gepreßten Pflanzen werden mit den Einlagebögen für mindestens 24 Stunden in einen auf 80 bis 100 °C eingestellten Thermostaten (Trockensterilisator) gelegt. Sie sind danach meist keimfrei, aber sehr spröde und brüchig, und sie können erst weiterbearbeitet werden, nachdem sie wieder etwas Luftfeuchtigkeit aufgenommen haben.

Durch die Einwirkung von Kohlenstoffdisulfid auf die gepreßten Pflanzen werden ebenfalls alle Schädlinge abgetötet. Die Pflanzen kommen zu diesem Zweck für einige Tage in die Entwesungskiste.

Beide Verfahren bieten keinen anhaltenden Schutz. Deshalb ist den so behandelten Pflanzen ein Mittel als Vorbeugung gegen den Neubefall von Schädlingen beizugeben (s. S. 34/1). Außerdem sind die Pflanzen jährlich einmal zu desinfizieren. Einen langanhaltenden Schutz gegen den Befall von Schädlingen bietet die Vergiftung mit Quecksilber(II)-chlorid (Giftgruppe 1!). Die Pflanzen werden für 60 sec. bis 75 sec. in eine Lösung von 14 g chemisch reinem Quecksilber(II)-chlorid in 1000 ml 60%igem

Äthanol gelegt. Quecksilber(II)-chlorid wird zu diesem Zweck im Mörser mit Äthanol angerieben. Zur Lösung von 14 g genügen 200 ml 95% Äthanol, der dann auf 60% verdünnt wird. Ein häufiges Umschütteln der Lösung ist erforderlich. Für das Vergiften der Pflanzen werden eine große Schale (z. B. Fotoschale) und zwei Fotozangen benötigt. Die Pflanzen kommen dann auf neue Einlagebögen und werden so wie frische durch Zwischenlagen getrocknet. Ein Wechsel ist dabei nicht nötig.

Dieses Verfahren ist jedoch nicht ungefährlich, denn Quecksilber(II)-chlorid ist ein sehr starkes Gift. Beim Arbeiten sind außer Zangen auch Gummihandschuhe erforderlich. Die Wirkung selbst hält etwa 20 Jahre an. Es dürfen aber in dieser Weise nur solche Objekte vergiftet werden, mit denen die Schüler nicht unmittelbar in Berührung kommen, also z. B. in Glaskästen bzw. zwischen Glasscheiben aufzubewahrende Pflanzenmaterialien. Außerdem müssen sie noch – wie selbstverständlich auch alle Flaschen, in denen die Lösungen aufbewahrt werden – besonders gekennzeichnet sein (Giftetikett) und im Giftschrank unter Verschluß stehen. Eine ausführliche Beschreibung dieses Verfahrens gibt ULRICH (1924).

Bei Gräsern, Sauergräsern, Schachtelhalmen, Moosen, Flechten und Meeresalgen ist das Vergiften nicht erforderlich, da sie in der Regel nicht von Schädlingen befallen werden. Dagegen sind Leguminosen, Euphorbiaceen, Umbelliferen, Compositen und Pilze durch Schädlingsbefall besonders gefährdet.

Herrichten des Herbarbogens. Als Unterlage für die Pflanzen eignet sich weißes steifes Papier am besten, dessen Oberfläche etwas rauh ist. Nach Möglichkeit sollte Zeichenkarton in TGL A-0-Bögen oder in Rollenform beschafft und mit einer großen Papierschere auf das gewünschte Format geschnitten werden. Als Normalformat für die Herbarbögen gilt die Größe 28 cm × 44 cm. Da dieses Format von den sonst üblichen A-Formaten abweicht und schwieriger zu beschaffen ist bzw. beim Schneiden eines A-0-Bogens viel „Abfall" entsteht, werden für Schulherbarien die Formate A 3 (29,5 cm × 42 cm) für größere und A 4 (21 cm × 29,5 cm) für kleinere Objekte empfohlen.

Es ergibt sich nun die Frage, ob einfache Bögen oder aber Doppelbögen verwendet werden sollen. Bei den Doppelbögen, die nach Art der Aktendeckel gefaltet sind, ist das Herbarmaterial besser geschützt; für Schulzwecke sind jedoch die einfachen Bögen ausreichend.

Die Pflanzen können nun direkt auf den Bogen geklebt werden. Dazu sind Blätter und Sproßteile auf der Unterseite mit Pflanzenlack (wenig Schellack in 95%igem Äthanol lösen) zu bestreichen, auf den Bogen zu legen und z. B. mit Büchern zu beschweren (Zeitungsbogen dazwischen legen). Besser ist es, schmale, einseitig gummierte Papierstreifen zum Befestigen der Pflanzen zu verwenden (Abb. 205/1).



Abb. 205/1
Befestigen von Sproßteilen mit Klebestreifen (links: richtig, rechts: falsch)

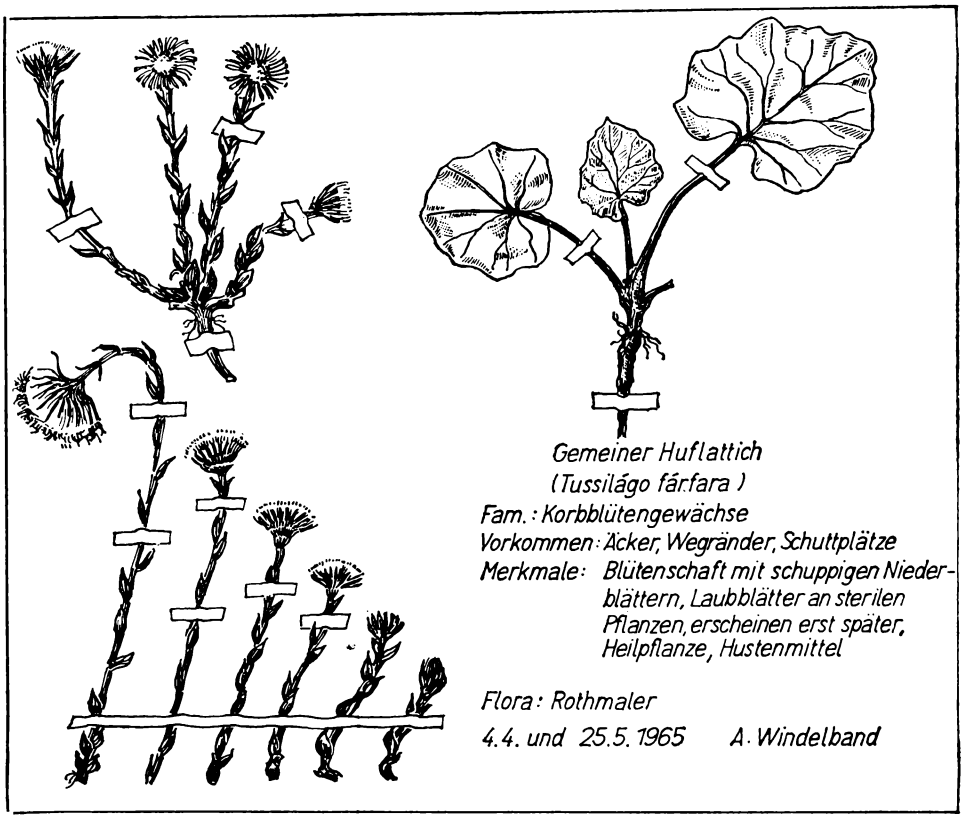


Abb. 206/1
Beschrifteter Herbarbogen vom Huflattich

Gut eignen sich die weißen Beschriftungsstreifen für Dias, die hierfür längs und quer zu teilen sind. Nicht so zweckmäßig ist Selbstklebeband aus Folie. Nach dem Aufkleben der Pflanzen erhält der Herbarbogen sofort die vollständige Beschriftung. Die Angaben werden mit schwarzer Tusche oder mit der Maschine auf ein Etikett (etwa A 7) geschrieben, und dieses wird in die untere rechte Ecke des Herbarbogens geklebt (Abb. 206/1). Die Beschriftung mit der Maschine geht schneller und hat den Vorteil, daß gleich noch zwei Durchschriften angefertigt werden können; eine für die systematische und die zweite für die alphabetische Kartei.

Folgende Angaben sollten unbedingt enthalten sein:
Gattungs- und Artname der Pflanze,
deutsche Bezeichnung (Trivialname),
Familie,
Fundort und Biotop,
einige Besonderheiten,
Datum und evtl. Nummer im Sammelbuch,
Eigentümer oder Sammler und Bestimmer.

Wissenschaftliche und deutsche (volkstümliche) Bezeichnungen sollten der Flora von ROTHMALER entnommen werden.

Außer diesen Angaben können die Herbarbögen, besonders wenn sie Unterrichtszwecken dienen sollen, noch bildliche Darstellungen enthalten Beispielsweise können besondere morphologische Merkmale einer Pflanze aufgezeichnet, Fotos der Blüte, der vollständigen Pflanze und auch des Biotops aufgeklebt werden. Auch Abbildungen aus alten Schulbüchern, die sich sonst nicht mehr verwenden lassen, eignen sich dazu, den Herbarbogen zu vervollständigen.

Anlage, Arten und Pflege des Herbars. Die Aufbewahrung der Herbarbögen erfolgt liegend in passenden flachen Kartons (selbst anfertigen!), die nicht höher als 15 cm und an der vorderen Seite im Bodenteil mit einem 10 cm breiten Einschnitt versehen sein sollten, damit die Einzelbögen leichter herauszunehmen sind. Der Karton erhält an der Vorderseite ein Etikett mit der Aufschrift des Inhaltes. Für die Aufnahme der Kartons dient ein Herbarschrank oder ein sonstiger Sammlungsschrank, der möglichst dicht schließen soll, damit das Material vor Staub geschützt ist.

Die Anordnung der gepreßten Pflanzen muß sich nach der Art des Herbars oder nach seinem Verwendungszweck richten. Für Schulzwecke werden folgende Zusammenstellungen empfohlen:

Ein Teil der Herbarbögen wird nach systematischen Gesichtspunkten geordnet. Dabei sollten die wichtigsten Vertreter der Familien vorhanden sein, die entsprechend den Lehrplanforderungen unterrichtlich behandelt werden (Typenherbar). Andere Bögen werden nach ökologischen, biologischen, soziologischen, wirtschaftlichen oder rein schulpraktischen Prinzipien zusammengestellt, beispielsweise: wichtige Unkräuter der Felder und Gärten, häufige Heil-, Gift- und Gewürzpflanzen unserer Heimat, Blätter der heimischen Bäume und Sträucher, verschiedene Blattformen, Pflanzen bestimmter Biotope.

Beim Arbeiten mit getrockneten Herbarpflanzen ist besondere Vorsicht erforderlich, denn die Objekte sind mit wenigen Ausnahmen äußerst zerbrechlich. „Buchmäßiges" Umblättern der Herbarbögen hat schon oft zu Beschädigungen wertvollen Materials geführt. Herbarblätter müssen deshalb lose in Mappen aufbewahrt werden, keinesfalls werden sie abgeheftet.

Für das Ausstellen herbarisierter Pflanzen sollten Wechselrahmen entsprechend der Größe der Herbarbögen vorhanden sein. Beim Auslegen zum Zwecke der Demonstration können die Herbarbögen durch mit Fahrradlenkerband gerändelte Glasscheiben vor Beschädigung geschützt werden.

Flüssigkeitspräparate

In vielen Fällen vermag die getrocknete Pflanze keine wirklichkeitsgetreuen Vorstellungen zu vermitteln, in anderen eignen sich Pflanzen oder deren Teile für eine Trockenkonservierung nicht. Dies trifft besonders für verschiedene Wasserpflanzen oder stark wasserhaltige Pflanzen oder Teile von ihnen zu. Deshalb werden beispielsweise vor allem Wasserpflanzen (z. B. einige Algen wie Blasentang), Pilze, Früchte von Bäumen, Sträuchern und krautigen Pflanzen, Speicherwurzeln, Rhizome, Sproß- und Wurzelknollen sowie Zwiebeln in Flüssigkeit konserviert.

Fixierung und Konservierung. Pflanzliche Objekte, die als Arbeitsmaterial für mikroskopische oder makroskopische Untersuchungen erforderlich sind, brauchen nur für eine begrenzte Zeit konserviert und nach einigen Jahren durch frisches Material ersetzt zu werden (Aufbewahrung in Präparategläsern mit eingeschliffenem Knopfdeckel). Für mikroskopische Untersuchungen werden kurze Sproßstücke des Holunders, des Pfeifenstrauches und einer nicht zu starken Maispflanze benötigt. Diese Teile werden in 5%iger Methanallösung einige Tage fixiert und dann in einem Gemisch von Äthanal und Propantriol-(1,2,3) im Verhältnis 1:1 aufbewahrt.

Zur Untersuchung des Vegetationskegels des Sprosses eignen sich Knopsen des Flieders sehr gut, die im Frühjahr gesammelt und wie beschrieben fixiert und konserviert werden.

Aufstellung in Präparategläsern. Die grundsätzlichen Arbeitsgänge sind bei den pflanzlichen Objekten die gleichen wie bei den tierischen. Deshalb kann auf diesen Abschnitt verwiesen werden (Säubern der Gefäße, Herstellen der Lösungen, Aufmontieren der Objekte und Verschließen der Gläser, s. S. 191 ff.).

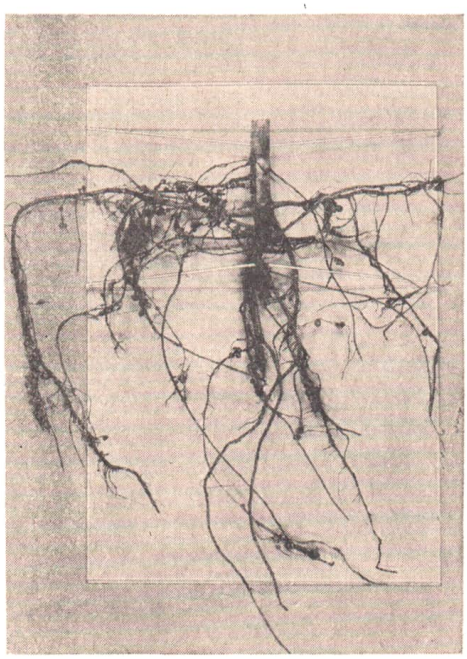


Abb. 208/1
Wurzel der Garten-Bohne
mit Wurzelknöllchen auf Glasplatte montiert

Als Aufbewahrungsflüssigkeiten eignen sich 70%iges Äthanol oder 4%ige Methanallösung sehr gut, wenn auf die Erhaltung der natürlichen Farben verzichtet werden kann. Nach dem Reinigen und Fixieren der Objekte (10%ige Methanallösung) werden diese auf Glas- oder Kunststoffplatten befestigt und in die Gläser gestellt (Abb. 208/1). Als billigste Konservierungsflüssigkeit kommt eine übersättigte Natriumchloridlösung in Betracht. Es muß darauf geachtet werden, daß die Lösung immer reichlich über den Objekten steht.

Bei einer Konservierung in Äthanol sind stark wasserhaltige Pflanzen (z. B. Pilze, manche Früchte) durch mehrere Äthanolstufen (30%, 50%, 60%) zu führen (in jeder einige Tage lassen), damit sie infolge zu schnellen Wasserentzuges nicht schrumpfen.

In Methanallösung halten sich die grünen Farben besser als in Äthanol, besonders bei dunkler Aufbewahrung der Objekte. Nach 5 bis 10 Jahren ist die Lösung durch eine neue zu ersetzen. Außer für Pilze und Früchte eignet sich Methanallösung auch gut für Rüben, Knollen, Zwiebeln und Rhizome sowie überhaupt für Wurzelsysteme von Pflanzen, (z. B. Wurzelsystem der Leguminosen zur Demonstration der Wurzelknöllchen (Abb. 208/1).

Außer den genannten gibt es einige Konservierungsmittel, die die Objekte in ihrer natürlichen Färbung besser erhalten. Blütenpflanzen können beispielsweise für 8 bis 14 Tage in eine Mischung von 750 ml konzentrierter Kupfersulfatlösung, 50 ml 40%iger Methanallösung und 250 ml destilliertem Wasser gelegt werden. Die Daueraufbewahrung kann dann in 2- bis 6%iger Methanallösung erfolgen. Die grünen Pflanzen verfärben sich durch die Kupfersulfatbehandlung etwas nach blaugrün, und die gelben Blütenfarben erhalten einen grünlichen Farbton.

Auch durch die Zugabe von 5 ml arseniger Säure (H_3AsO_3) zu 100 ml 40%iger Methanallösung, die zur Konservierung mit der 10fachen Menge destilliertem Wasser verdünnt werden kann, bleiben die natürlichen Farben der Blütenpflanzen lange Zeit erhalten. Alle Milchsaft führenden Pflanzen erfordern noch zusätzliche Behandlungsmethoden. Spezielle Hinweise dazu gibt ULRICH (1924).

Die Herrichtung von Behelfsdias mit pflanzlichen Objekten ist auf Seite 294 f. beschrieben.

2.5. Zergliedern – Zerlegen

Das Zergliedern und Zerlegen (Sezieren) dient besonders dem Kennenlernen des Baues biologischer Objekte, aber auch dem Erkennen der morphologischen Verhältnisse und zum gewissen Teil der physiologischen Funktionen der Organe bzw. Organismen.

Die Präparation biologischer Objekte kann im trockenen Zustand (Trockenpräparation) oder unter Wasser (Naßpräparation) vorgenommen werden.

Die mechanische Zergliederung ist ebenso wie das Zerlegen (Sezieren) biologischer Objekte mit bestem Erfolg auch schon bei der Einführung des Biologieunterrichts mit 10- bis 12jährigen Schülern durchführbar. Sobald im Unterricht das Mikroskop eingeführt ist, sollte die Präparation durch Beobachtungen mit dem Mikroskop ergänzt werden. Beim „Zergliedern" erstreckt sich der Eingriff auf die äußeren sichtbaren Teile, beim „Sezieren" auf die inneren, zunächst nicht sichtbaren Teile.

2.5.1. Materiell-technische Voraussetzungen

Für das Zergliedern und Zerlegen (Sezieren) sind Präparierbesteck, Materialien zum Präparieren und Chemikalien notwendig.

2.5.1.1. Präparierbesteck

Pinzetten zum Anfassen, Festhalten sowie zum Zerzupfen:
- eine feine, spitze, etwa 10 cm lange Pinzette
- eine gröbere, stumpfe Pinzette von etwa 13 cm Länge (anatomische Pinzette)
- eine sehr spitz auslaufende, sogenannte Uhrmacherpinzette

Schneidewerkzeuge zum Auseinandertrennen, Zerschneiden, Aufschneiden, Zerkleinern:
- Scheren
  eine feine Schere von etwa 11 cm Länge
  eine stärkere Schere (chirurgische Schere) von etwa 14 cm Länge mit einem spitzen und einem stumpfen Scherenast
- ein Skalpell (Präpariermesser) von etwa 12 cm Gesamtlänge
- eine Lanzettnadel
- ein Küchenmesser
- eine Rasierklinge in einem Halter aus Plaste (Unfallschutz)
- ein Splittermesserchen für feinere Schnitte, hergestellt aus einem Stückchen von der Klingenschneide einer Rasierklinge, das mit Siegellack in einem Glasröhrchen von geeigneter Größe befestigt ist.

Instrumente zum Festhalten und Zerfasern:
- Präpariernadeln (mindestens 2)

Geräte zum Aufnehmen und Übertragen von Flüssigkeiten und festen Teilen:
- ein kleiner Spatel
- ein Pinsel
- ein Glasstab
- eine Saugpipette
- ein Glasröhrchen (Trinkröhrchen aus Plaste).

2.5.1.2. Weitere Hilfsmittel

An optischen Geräten zum Beobachten kleinerer Bestandteile ist eine Lupe mit 6facher bis 10facher Vergrößerung erforderlich. Verschiedene Gefäße dienen zur Aufnahme und Weiterverarbeitung zergliederter Pflanzen und Tiere:
- zwei Uhrglasschalen, Durchmesser 5 cm bis 6 cm, mit Deckglas
- Petrischalen verschiedener Größe

Zum Befestigen der Objekte auf der Unterlage werden Stecknadeln mit Kugelköpfen benötigt.

Ein kleiner Hammer und eine Laubsäge sind als Werkzeug zum Zerkleinern harter Teile wie Knochen, Holz und Schneckengehäuse zu empfehlen.

Unterlagen werden entsprechend dem Objekt oder dem Verfahren ausgewählt:
- eine kleine Präparierplatte (13 cm × 18 cm) aus Gummi zum Trockenzergliedern kleinerer Tiere (Insekten) und Pflanzen;
- ein Präparierbecken (Fotoschale) 10 cm × 15 cm bzw. 13 cm × 18 cm mit einer Gummiplatte (etwa 5 mm stark) zur Naßpräparation (z. B. Regenwurm, Fisch, Frosch);
- ein größeres Präparierbrett aus Holz zum Trockenzergliedern größerer Tiere (z. B. Huhn, Kaninchen).

Äthanol, physiologische Natriumchloridlösung und destilliertes Wasser gehören ebenfalls an jeden Arbeitsplatz, an dem zergliedert oder zerlegt werden soll.

2.5.2. Hinweise für die Auswahl von Objekten

- Die Objekte müssen eine genügende Größe aufweisen, damit die Teile zu erkennen und zu unterscheiden sind.
- Die Präparation wichtiger Teile muß leicht auszuführen sein.
- Am Anfang sollten möglichst Objekte verwendet werden, die das Charakteristische und Typische erkennen lassen, später solche, die davon abweichen (z. B. Metamorphosen).
- Die Objekte sollten in natürlicher Umgebung oder in Vivarien beobachtet werden können.
- Die Objekte müssen leicht beschaffbar sein und sollten sich nach Möglichkeit aufbewahren lassen.

2.5.3. Zergliedern von Pflanzen

Das Zergliedern einer Pflanze führt zum genaueren Kennenlernen ihres Baues.

Da die Vielfalt der Ausprägungen besonders des Blütenbaues nur schwer zu erfassen ist, sollte der Lehrer im Biologieunterricht Zergliederungen von Blüten verschiedener Blütentypen ausführen lassen. Die Schüler zergliedern die Pflanzen bzw. Pflanzenteile selbst und gewinnen durch den unmittelbaren Umgang mit dem Objekt (Betrachten, Berühren, Zergliedern und Zusammenstellen der einzelnen Teile zu einer Klebearbeit) richtige und bleibende Kenntnisse. Die Klebearbeit hält sich mehrere Jahre und kann bei Wiederholungen (z. B. Übungen zur Pflanzenbestimmung) eingesetzt werden.

Zum Aufkleben der zergliederten Pflanzen, Pflanzenteile bzw. Blüten wird das Blatt eines Zeichenblocks verwendet. Duosan eignet sich wegen seiner Durchsichtigkeit und des schnellen Trocknens besser als andere Klebestoffe.

2.5.3.1. Zergliedern von Blüten zum Kennenlernen ihres Baues

Zergliedern einfacher Blüten

Für die ersten Zergliederungsübungen sind Pflanzen mit großen, übersichtlichen Blüten auszuwählen. Die Morphologie der Blüten kann am Beispiel der Kirsch- (*Cerasus*-), aber auch der Apfel- (*Malus*-) oder Birnen- (*Pyrus*-)blüte erklärt werden. Auch die Blüten von Raps (*Brassica napus*), Hederich (*Raphanus raphanistrum*) und Acker-Senf (*Sinapis arvensis*) sind geeignet, weil die einzelnen Bestandteile übersichtlich angeordnet sind.

Nach der Betrachtung der ganzen Blüte werden die einzelnen Teile von außen nach innen mit der Pinzette abgezupft.

Arbeitsschritte für die Zergliederung einer Rapsblüte (Kreuzblütengewächs) zum Kennenlernen des Blütenbaues (nach LOBECK 1960):

- Ein A-4-Bogen wird der Breite nach in der Mitte geknifft. Auf eine innere Hälfte werden in einem Kästchen von etwa 6 cm × 6 cm 5 waagerechte und 4 senkrechte Linien gezogen (s. Abb. 212/1).

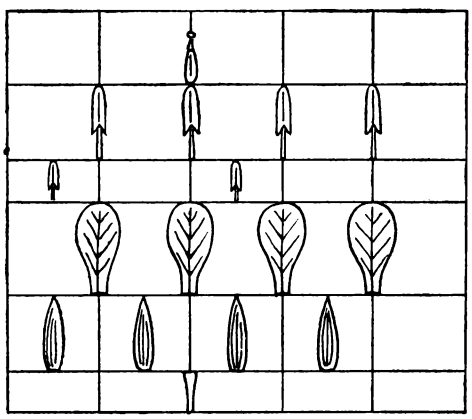


Abb. 212/1
Bau der Kreuzblüte (Horizontalanordnung, „Liniendiagramm")

- Abnehmen der 4 Kelchblätter in der Reihenfolge: ein schmales Kelchblatt, ein breites Kelchblatt, ein schmales und wiederum ein breites
- Abtrennen der Kronblätter
- Abzupfen der 2 kleineren Staubblätter
- Ablösen der 4 größeren Staubblätter
- Abtrennen des Stempels
- Verwahren des übrigbleibenden Stengelstückes mit dem Blütenboden
- Ordnen aller Teile auf dem vorbereiteten A 4-Bogen. Die Teile eines Blattkreises werden von unten beginnend auf je eine Linie gelegt. Zur besseren Haftung der Blütenteile kann das Papier mit einem Schwamm angefeuchtet werden.
- Anschließend erfolgt das Aufkleben mit Duosan und die Beschriftung (vgl. Abb. 212/1)
- Zum Glätten der Blütenteile wird die leere Hälfte des A 4-Bogens über die mit den Blütenteilen beklebte gelegt und gepreßt.
  Die Abbildung 213/1 zeigt ein Blütendiagramm der Kreuzblüte.

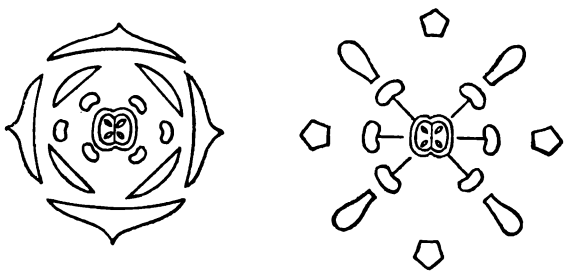


Abb. 213/1
Blütendiagramm der Kreuzblüte (links), homologe Anordnung (rechts)

Arbeitsschritte für die Zergliederung der Blüte einer Süß-Kirsche (Rosengewächs):

- Unterteilung eines A 4-Bogens mit Bleistiftstrichen entsprechend der Abbildung 213/2, um die zergliederte Blüte darauf ordnen zu können.
- Abtrennen der Kelchblätter

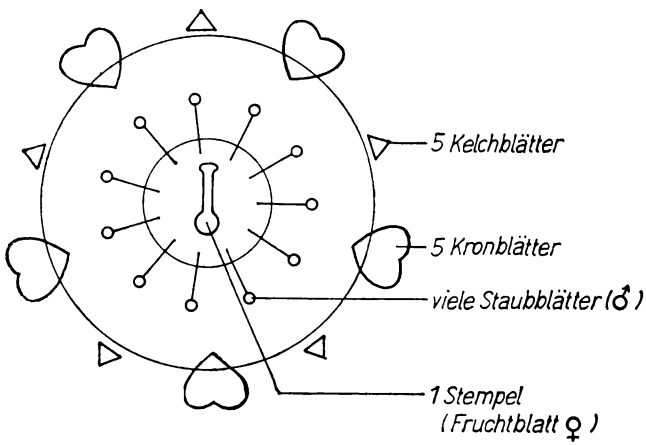


Abb. 213/2
Bau der Kirschblüte (Kreisanordnung)

- Abzupfen der Kronblätter
- Ordnen der Kron- und Kelchblätter auf dem vorbereiteten Blatt
- Ablösen der Staubblätter und einordnen
- Abnehmen des Stempels und an die in Abbildung 213/2 gekennzeichnete Stelle legen
- Blütenboden und Blütenstiel auf die vorgesehene Stelle des A-4-Bogens legen
- Teile vorsichtig aufkleben, sauber beschriften und pressen. Links neben die zergliederte Kirschblüte kann eine durch Längsschnitt (mit Rasierklinge oder Skalpell) halbierte Blüte angeordnet werden

Zergliedern von Blüten zum Erkennen des Blütenbaues verschiedener Pflanzenfamilien

Zergliederung einer Schmetterlingsblüte

Bei der Behandlung der Familie der Schmetterlingsblütengewächse ist es zweckmäßig, ebenfalls den Bau der Blüte durch eine Zergliederung kennenzulernen. Die Blütenblätter werden in Form eines Linien- oder Kreisdiagramms angeordnet. Für diese Übung eignet sich nach LOBECK (1960) die als Zierpflanze angebaute Bunte Platterbse (*Lathyrus odoratus*) besonders gut, ebenso andere Arten der Platterbse sowie Erbsen (*Pisum*), Bohnen (*Phaseolus*) oder Lupinen (*Lupinus*). Ein A 4-Bogen – bei Erbsen und Bohnen nach Möglichkeit nicht weiß, sondern dunkelfarbig – wird

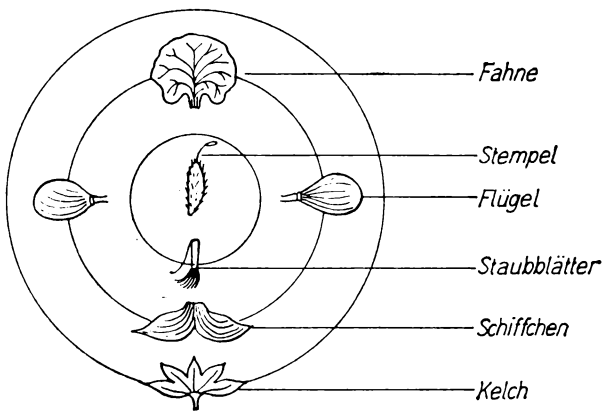


Abb. 214/1
Kreisdiagramm
der Schmetterlingsblüte

der Breite nach gefaltet. Auf eine innere Hälfte werden bei einem Liniendiagramm Striche, bei einem Kreisdiagramm Kreise gezogen. Der Abstand von Kreis zu Kreis beträgt je nach Größe der Blüte 1 cm bis 1,5 cm (s. Abb. 214/1).

Bei der Zergliederung werden die Blütenteile gleich in das Kreisdiagramm eingeordnet und nach dem Glätten später in gleicher Anordnung aufgeklebt.

Arbeitsschritte für die Zergliederung einer Schmetterlingsblüte:

- A 4-Bogen vorbereiten (Kreisdiagramm)
- Kelch der Länge nach an einer Seite mit einer Schere aufschneiden

- Kronblätter unter Benutzung der Präpariernadel und der Pinzette in folgender Reihenfolge vorsichtig abzupfen: Fahne, 2 Flügel, Schiffchen
- Fahne und Flügel auf dem mittleren Kreis ordnen
- Schiffchen mit einer Lanzettnadel von der Spitze her entlang der Verwachsungsnaht bis zur Hälfte auftrennen und aufklappen und ebenfalls auf den mittleren Kreis legen
- Staubblattröhre mit der Lanzettnadel aufschlitzen und vom Blütenboden abtrennen, auf dem inneren Kreis ordnen
- Stempel abtrennen und in die Mitte des inneren Kreises legen
- Kelch ausbreiten und ebenfalls in das Diagramm (äußerer Kreis) einordnen
- Nach dem Glätten Teile aufkleben, sauber beschriften, pressen.

Zergliederung einer Lippenblüte

Zur Zergliederung der Blüten von Lippenblütengewächsen eignen sich Blüten der Taubnesselarten (*Lamium*). Da die Kelch- und Kronblätter verwachsen sind, bereitet das Glätten und Aufkleben größere Schwierigkeiten als bei den bisher angegebenen Blüten. Bei den Lippenblüten ist daher nur eine Blütenzergliederung zu empfehlen (LOBECK 1960).

1. Variante: Zergliederung der Lippenblüte und Anordnung auf ein Liniendiagramm
- Kelchröhre der Länge nach an einer Seite zwischen zwei Zähnen aufschneiden
- Kronröhre vorsichtig aus dem Kelch herausziehen und der Länge nach aufschneiden. Ober- und Unterlippe durch Schnittführung mit der Schere oder Klinge möglichst nicht verletzen!
- Röhre aufklappen und die Staubblätter an der Basis abtrennen
- Stempel vom Blütenboden entfernen
- Kelch abtrennen.

2. Variante: Aufschlitzen und Nadeln der Lippenblüte
- Kelchröhre wie bei Variante 1 aufschneiden
- Aufschlitzen der Kronröhre mit einer Lanzettnadel
- Aufklappen der Blüte auf einem Stückchen Pappe und Befestigen der Ober- und Unterlippe mit Stecknadeln auf der Unterlage, so daß die Staubblätter und der Stempel offen sichtbar werden.

Die aufgeklappte Blüte ist ein wirkungsvoller Gegenstand zur Übung im Zeichnen nach der Natur.

Eine derart einfache Zergliederung wie die zuletzt beschriebene ist dann zu empfehlen, wenn die Schüler nur einen Überblick über den Bau einer Blüte gewinnen sollen.

Zergliederung einer Kreuzblüte

Bei der Blütenzergliederung der Kreuzblütengewächse werden die Blütenblätter in ein Kreisdiagramm eingeordnet. Als Anregung dazu können Abbildung 214/1 sowie die auf den Seiten 212f. genannten Arbeitsschritte zur Zergliederung einer Kreuzblüte dienen. Da die zwei Kreise der Kelchblätter an der ausgewachsenen

Kreuzblüte nur schwer zu erkennen sind, werden die Kelchblätter im Blütendiagramm gemeinsam auf dem äußeren Kreis angeordnet.

Zergliederung von Blüten der Korbblütengewächse

Zergliederungen von Blüten der Korbblütengewächse können, da sie komplizierter gebaut sind, im Klassenverband erst dann vorgenommen werden, wenn bei den Schülern klare Vorstellungen über einige andere Blütentypen bestehen und wenn das Wesen eines Blütenstandes zunächst erläutert wird.

An einem Sektor der Scheibe einer Sonnenblume, den die einzelnen Schülergruppen zur Betrachtung in die Hand bekommen, können die Begriffe Röhren- und Zungenblüte abgeleitet werden.

Arbeitsschritte für die Zergliederung der Röhrenblüte:

- Isolierung einer möglichst großen Röhrenblüte
- Aufschlitzen der aus Kronblättern bestehenden Kronröhre mit Hilfe einer Lanzettnadel
- Freilegen der Staubblätter und des oberen Teiles vom Stempel
- Vergleichen der Teile der Röhrenblüte mit einer entsprechenden Abbildung (z. B. Lehrbuch, Bildtafel).

Arbeitsschritte für die Zergliederung der Zungenblüte:

- Isolierung einer gut ausgebildeten Zungenblüte
- Freilegen der inneren Teile und Vergleich mit der Röhrenblüte. Staubblätter, Griffel und Narbe fehlen. Daraus wird abgeleitet, daß die Zungenblüte der Sonnenblume unfruchtbar ist und lediglich als Schauapparat dient.

Bei der Zergliederung weiterer Korbblütengewächse ist zu beachten, daß es Korbblütengewächse mit Röhren- und Zungenblüten, Korbblütengewächse ohne Zungenblüten und Korbblütengewächse ohne Röhrenblüten gibt.

2.5.3.2. Zergliedern von Knospen

Zur Zergliederung von Knospen eignen sich die geschwollenen Blütenknospen der Roßkastanie (*Aesculus hippocastanum*) besonders gut. Je nach der örtlichen Vegetationsentwicklung muß der Lehrer genügend Pflanzenmaterial vorbereiten, damit je zwei Schüler eine Blütenknospe in der vorgesehenen Unterrichtsstunde zergliedern können.

Arbeitsschritte:

- Einen weißen A 4-Bogen aus Zeichenkarton der Breite nach in der Mitte falten, eine innere Hälfte so vorbereiten, daß rechts die Beschriftung aufgetragen und links die Teile der Blüten bzw. des Blütenstandes aufgeklebt werden können in der Reihenfolge von unten nach oben: äußere harte Knospenschuppen, innere weiche Knospenschuppen, Laubblätter, rispiger Blütenstand

- Vorsichtig die äußeren Knospenschuppen am Grund abtrennen (Pinzette, Präpariernadel) und der Größe nach auf dem vorbereiteten A 4-Bogen ordnen
- Anschließend die weichen Knospenschuppen, Laubblätter und Blüten abtrennen und ebenfalls auf den Bogen legen
- Teile mit Duosan aufkleben
- Sauber beschriften und pressen.

Bemerkung: Wenn die Knospen schon weit entfaltet sind, wird mit der Zergliederung nicht am Grunde, sondern an der Spitze der Knospe begonnen.

2.5.3.3. Zergliedern anderer botanischer Objekte

Um einen naturbezogenen Unterricht zu gestalten, macht es sich erforderlich, die botanischen Objekte nicht nur äußerlich zu betrachten, sondern nach Möglichkeiten zu suchen, um auch den inneren Bau untersuchen zu können.

Die dazu anzuwendenden Arbeitstechniken sind vielfältig, z. B. Zerschneiden, Zersägen, Zerzupfen, Zerklopfen, Zerdrücken.

Durchschneiden oder Zerschneiden: Das Durchschneiden oder Zerschneiden von Pflanzen und Pflanzenteilen erfolgt mit Küchenmesser, Rasierklinge, Skalpell, Lanzettnadel oder Schere. Es ist die am häufigsten anzuwendende Form.

- Zerschneiden des Stengels von Gräsern, Lippenblütengewächsen und anderen Pflanzen, um den Stengelquer- und -längsschnitt untersuchen zu können
- Durchschneiden von Einzel- und Sammelfrüchten (z. B. Apfel, Birne, Rose, Erdbeere, Tomate, Mohn) zum Kennenlernen ihres Aufbaus und ihrer Samen
- Zerschneiden von Wurzeln und Rhizomen (z. B. Kartoffeln, Möhren, Rüben), die der Speicherung von Reservestoffen dienen
- Zerschneiden und Zerlegen einer Küchenzwiebel (Längs- und Querschnitt, Ablösen der Schalen)
- Durchschneiden einer Roßkastanienknospe (Längs- und Querschnitt, Entfernen der Knospenschuppen)
- Zerschneiden des Fruchtknotens der Tulpe und anderer Pflanzen (Längs- und Querschnitt).

Zersägen. Durch Zersägen von Holz werden die Maserung und die Jahresringe erkennbar.

Abzupfen oder Zerzupfen: Das Abzupfen wird angewendet, um die Blattstellung von Pflanzen leichter zu erkennen.

Zerklopfen oder Beklopfen: Durch ein Zerklopfen oder Aufknacken der Nußschale (z. B. Haselnuß) wird die Nuß freigelegt.

Das Herauslösen des Adernetzes eines Blattes (z. B. Pappelblatt) kann nach Mazeration durch leichtes Beklopfen mit einer Bürste erfolgen. Durch natürliche Mazeration sind im Frühjahr auf dem Waldboden und in Hecken Blätter zu finden, bei denen das Adernetz deutlich zu erkennen ist.

Zerdrücken: Durch Zerdrücken von Beeren und Sammelfrüchten (z. B. Johannisbeeren, Himbeeren) wird ihr Aufbau erkennbar.

Weiterführende Literatur: Für speziellere Arbeiten zum Zergliedern von Pflanzen bzw. Pflanzenteilen ist die Fachliteratur heranzuziehen (TROLL, Band I und II, 1954 und 1957).

2.5.4. Zerlegen (Sezieren) von Tieren

Anatomische und morphologische Kenntnisse von Tieren bilden eine wesentliche Grundlage für das Verstehen von Zusammenhängen und Gesetzmäßigkeiten (z. B. Höherentwicklung). Die Zerlegung eines Tieres vermittelt genauere Vorstellungen über den inneren Körperbau und erlaubt Vergleiche zum Körperbau bereits vorher kennengelernter Tiere (KÜKENTHAL 1971). Das Sezieren wird von den Schülern gern ausgeführt. Für das Zerlegen eignen sich vorwiegend Tiere und Organe, die von einer festeren Hülle umgeben sind. Beim Sezieren werden die getöteten Tiere oder Organe geöffnet.

2.5.4.1. Sektion eines Regenwurmes

Für die Sektion eines Regenwurmes (*Lumbricus*) sind die Arten *Lumbricus terrestris* und *Lumbricus hercules* sehr gut geeignet, sie zählen zu den größten und häufigsten Arten einheimischer Regenwürmer.

Eine Stunde vor der Sektion sind die Tiere, um sie gut gestreckt abzutöten, in ein Gefäß mit verdünntem Trichlormethan zu legen. Die Lösung sollte ein Teil Trichlormethan (Chloroform) auf 100 Teile Wasser enthalten (gut durchmischen). Das Gefäß muß mit einer Glasplatte abgedeckt werden. Ausgestreckte Objekte sind auch durch Behandlung mit stark verdünnter HNO_3 (1 Teil HNO_3, 125 Teile H_2O) oder mit 10%igem Äthanol zu erhalten.

Die Sektion des abgetöteten Regenwurmes wird als Naßpräparation vorgenommen. Die dunklere Rückenseite des Tieres muß nach oben zeigen. Der Wurm wird im Präparierbecken unter Wasser durch zwei kräftige Stecknadeln, die vorn zwischen dem ersten und zweiten Segment bzw. am Hinterende einzuführen sind, auseinandergezogen. Von vorn her wird der Hautmuskelschlauch mit einer feinen Schere neben der durch das Rückengefäß gekennzeichneten Rückenlinie bis zum Hinterende aufgeschnitten, wobei die Tiere mit der Pinzette leicht anzuheben und die Schnitte sehr flach unter der Haut zu führen sind, um die inneren Organe möglichst wenig zu beschädigen. Die Haut wird mit dem Skalpell gelockert, damit der Hautmuskelschlauch auseinandergezogen und mit feineren, seitlich schräg einzuführenden Nadeln festgesteckt werden kann. Haltebänder, die das Aufklappen des Hautmuskelschlauches verhindern, müssen zerschnitten werden, soweit es erforderlich ist. Damit die inneren Organe ihre natürliche Lage behalten, sollte der geöffnete Hautmuskelschlauch beim Nadeln nicht zu breit gespannt werden. Unter Zuhilfenahme einer Lupe können die in Abbildung 219/1 gezeigten Organe genauer betrachtet werden. Um das Blutgefäßsystem besser erkennen zu können, wird der Darm mit Schere und Pinzette vom Hinterende beginnend bis zur Körpermitte herausgetrennt. Bei genügend großen Würmern sind auch die Geschlechtsorgane (10. bis 14. Segment)

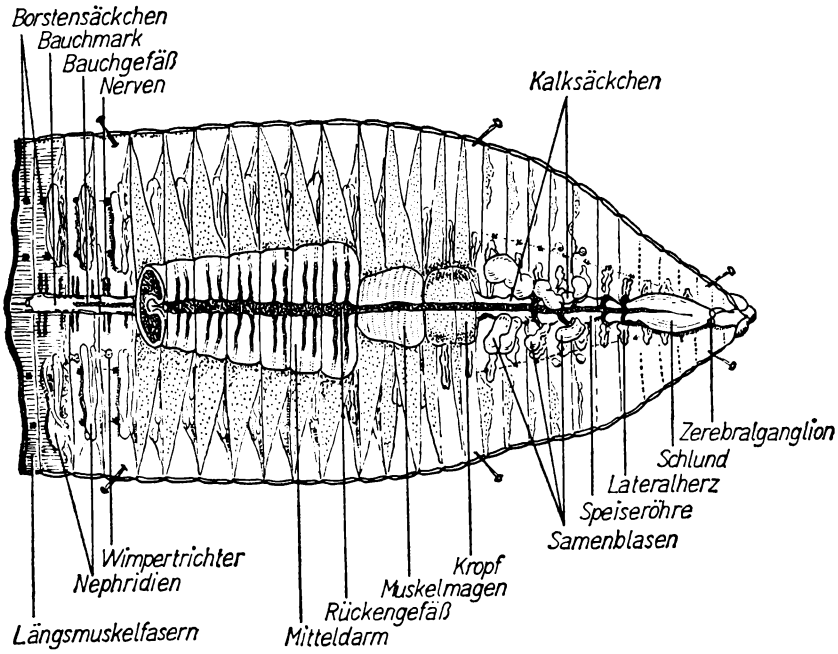


Abb. 219/1 Innere Organe des Regenwurms

und Teile des Strickleiternervensystems zu sehen, während die Freilegung der segmental angeordneten Ausscheidungsorgane für Schüler schwieriger ist.

2.5.4.2. Zerlegen von Insekten

Zum Zerlegen (Zergliedern) werden vor allem Insekten verwendet, die häufig auftreten und leicht zu beschaffen sind, z. B. Honigbienen, Maikäfer, Speckkäfer, Mehlkäfer, Schaben, Schnaken, Kartoffelkäfer, auch Laufkäfer und Gelbrandkäfer (LOBECK 1960).

Zur Insektenzergliederung in unteren Klassen werden Maikäfer empfohlen, besonders wenn die Teile nach der Zerlegung aufgeklebt werden sollen.

Für die ersten Übungen zur Untersuchung des Baues eines Insektenkörpers eignen sich auch größere Libellenarten sowie die Küchenschabe (*Blatta orientalis*), weil daran das Typische besser als an anderen Insektenarten zu erkennen ist.

In 80%igem Äthanol aufbewahrte Insekten müssen vor dem Zerlegen etwas abtrocknen, kurz vorher abgetötete Tiere können ohne weitere Behandlung zerlegt werden, in trockenem Zustand aufbewahrte Insekten sollten vor der Präparation etwa 48 Stunden lang in einer feuchten Kammer geweicht werden.

Um eine für diesen Zweck geeignete feuchte Kammer herzustellen, wird in Abänderung der Beschreibung auf Seite 165 ein Glasgefäß mit einer feuchten Sandschicht gefüllt und mit einer Glocke oder einem Deckel verschlossen. Die zu weichenden Tiere werden auf Filterpapier verteilt, mit dem die Sandschicht bedeckt wurde (s. auch ULOTH 1968).

An Material sind Pinzette, Schere und Lanzettnadel sowie Duosan, Lupe und ein weißes A 4-Blatt bereitzustellen.

Arbeitsschritte für das Zergliedern eines Insekts:

- Ein weißes Blatt Papier (Format A 4) mit dünnen Bleistiftstrichen unterteilen, um die abgetrennten Teile des Insekts darauf ordnen zu können (Abb. 220/1)
- Vorsichtiges Abtrennen des 1., 2. und 3. Beinpaares unmittelbar am Thorax
- Abtrennen des 1. und 2. Flügelpaares unmittelbar am Thorax
- Abnehmen des Fühlerpaares
- Abtrennen des Kopfes mit den Mundwerkzeugen
- Trennen von Brust und Hinterleib
- Brust und Hinterleib werden der Länge nach halbiert, die Oberseite wird jeweils aufbewahrt
- Ordnen der Teile auf dem A 4-Blatt nach der vorher vorgenommenen Einteilung und Festkleben mit Duosan
- Sauber beschriften.

Geschickte Schüler können die Mundwerkzeuge unter Zuhilfenahme der Stativlupe herauspräparieren.

Nach der Fertigstellung wird an die obere Kante ein gleich großer Bogen Durchschlagpapier geklebt, um die Klebearbeit vor Beschädigungen zu schützen.

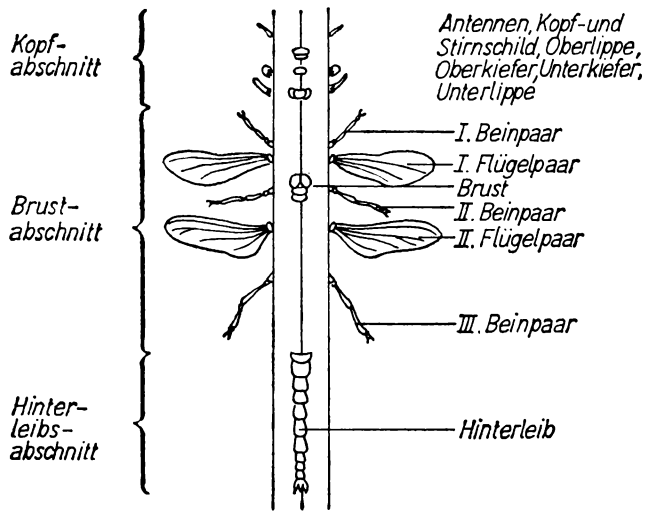


Abb. 220/1
Zergliedern eines Insekts

Soll nicht nur die Zergliederung eines Insekts, sondern die Präparation der inneren Organe vorgenommen werden (für den Unterricht weniger geeignet), ist eine Naßpräparation durchzuführen. Ein geringer Zusatz von Äthanol zum Wasser erleichtert die Präparation. Das Insekt (z. B. Maikäfer) wird nach der Entfernung der Flügel mit dem Rücken nach oben im Präparierbecken durch 2 Nadeln befestigt, die schräg am Vorder- und Hinterende eingeführt sind. Durch eine vorsichtige Schnittführung oberhalb der Atemöffnungen mit einer spitzen Schere wird die Rückendecke freigelegt, so daß sie abgehoben werden kann.

Arbeitsschritte für die Sektion der inneren Organe eines Insekts:

- Freilegen der Tracheen durch Entfernung von Teilen des Fettkörpers
- Abtrennen der Tracheen, die die inneren Organe verbinden, mit Hilfe einer Pinzette
- Freilegung des Darmes
- Präparation weiterer Organe.

Speziellere Hinweise für das Zergliedern von Insekten sind in Fachbüchern nachzuschlagen wie SCHOENICHEN (1930), KOCH (1956), MÜHLE (1965), ferner EIDMANN/KÜHLHORN (1970), WIGGLESWORTH (1955).

2.5.4.3. Sektion eines Fisches

Für Sektionen werden Fische, die in einer 4%igen Methanallösung konserviert wurden, oder frische, mit Trichlormethan (Chloroform) getötete Fische verwendet. Geeignet sind Plötze oder eine andere verwandte Art (z. B. Rotauge, Blei, Barsch). Bei der Sektion des Fisches müssen Verletzungen wegen der Gefahr einer Blutvergiftung vermieden werden Konservierte Fische sind vor der Sektion mehrere Stunden zu wässern.

Arbeitsschritte bei der Sektion eines Fisches (Abb. 221/1):

- Schnitt 1: Afteröffnung dicht vor der Afterflosse suchen. Schere kurz vor dem After einführen, flach ansetzen, um die inneren Organe nicht zu verletzen, und den Leib in der Mittellinie des Bauches zwischen den Bauch- und Brustflossen bis zum Maul aufschneiden
- Schnitt 2: Schere hinter dem Kiemendeckel etwa senkrecht zum Schnitt 1 ansetzen und Muskulatur bis zur oberen Begrenzung der Leibeshöhle aufschneiden
- Schnitt 3: Diesen Schnitt vom After senkrecht nach oben bis etwa oberhalb der Seitenlinie ausführen
- Schnitt 4: Die entstandene Klappe durch einen Schnitt parallel zur Seitenlinie abtrennen
- Schnitt 5: Entfernen des gesamten Kiemendeckels durch entsprechende Schnittführung
- Fisch mit der geöffneten Seite nach oben in das Präparierbecken unter Wasser legen (Wasser nach Trübung erneuern)

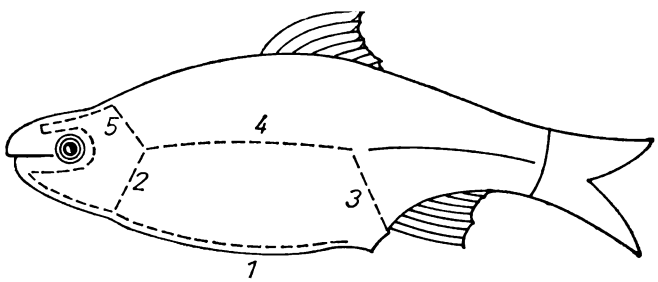


Abb. 221/1
Schnittfolge
bei der Sektion
eines Fisches

- Untersuchung der Baucheingeweide in ihrer natürlichen Lage und Vergleich mit einer entsprechenden Abbildung über die inneren Organe der Fische
- Entfernung der inneren Organe mit Pinzette, Schere bzw. Skalpell und Präpariernadeln in der Reihenfolge: Darm, Geschlechtsorgane, Schwimmblase, Niere, Leber, Herz
- Freilegung des Gehirns
- Herausschälen und Aufschneiden des Auges
- Herauspräparieren einer Kieme mit Kiemenbogen und Kiemenblättchen und Freilegen von Teilen der Kiemenarterien
- Herauslösen der Wirbelsäule und der Dornfortsätze durch Abtragen der Rückenmuskulatur oder Ausführen eines Querschnitts durch den Fisch in Höhe der Afterflosse.

Zur Ergänzung der Fischsektion sind auch Gefrierschnitte (quer und sagittal) möglich.

2.5.4.4. Präparieren eines Frosches

Kurz vor Beginn der Sektion werden große Exemplare des braungefärbten Grasfrosches (*Rana temporaria*) oder des grünen Wasserfrosches (*Rana esculenta*) in einem verschlossenen Glasgefäß mit Trichlormethan (Chloroform) oder Äthoxyäthan (Diäthyläther) getötet. – In Äthanol konservierte Frösche eignen sich zur Untersuchung der Muskulatur. – Nach 10 bis 20 Minuten Betäubungszeit wird der Frosch zur Entfernung des reichlich ausgeschiedenen Schleimes unter der Wasserleitung abgespült.

Um das Lymphherz und die unter der Haut liegenden großen, mit Lymphe gefüllten Hohlräume zu demonstrieren, wird die Rückenhaut nach KÜKENTHAL (1971) kurz vor dem Rumpfende etwas in die Höhe gehoben und in der Mittellinie etwa 1 cm lang aufgeschnitten. Werden die beiden Hautlappen zur Seite gezogen, ist bei frisch chloroformierten Fröschen zu erkennen, daß die beiden Lymphherzen, die rechts und links vom Steißbein liegen, noch pulsieren. Nach dem Öffnen des Maules kann die Zunge mit der Pinzette herausgezogen werden.

Die Sektion ist als Naßpräparation durchzuführen. Der Frosch wird auf den Rücken in das mit Wasser gefüllte Präparierbecken gelegt. Die Füße der nicht zu stark gedehnten Beine müssen mit Nadeln festgesteckt werden. Die Bauchhaut wird mit der Pinzette angehoben und mit einer Schere durch einen Längsschnitt vom After bis zum Kinn aufgetrennt, ohne die Bauchhaut zu beschädigen. Vom Längsschnitt ausgehend wird die Bauchhaut mit vier Schnitten, die zu den Gliedmaßen geführt werden, zerschnitten und die Haut straff mit Nadeln festgesteckt.

In ähnlicher Weise wird die Bauchdecke geöffnet, um die Organe der Brust- und Bauchhöhle freizulegen. Die Brustmuskeln werden abgetragen, bis Brustbein und Schultergürtel freiliegen. Jetzt wird das Brustbein auf beiden Seiten mit einer stärkeren Schere von den Oberarmgelenken abgetrennt, das Vorderende des Brustbeins mit der Pinzette angehoben und der Schultergürtel von vorn nach hinten vorsichtig abpräpariert, um den Herzbeutel nicht zu beschädigen. Dieser wird behutsam mit einer spitzen Pinzette angehoben, mit einer spitzen Schere aufgeschnitten und

anschließend mit stumpfer Pinzette und der Schere herausgelöst, ohne das Herz und die Blutgefäße zu zerstören. Wenn – mit der Lupe arbeitend – die vom Herzen ausgehenden Blutgefäße freigelegt werden sollen, muß das Präparat vollständig mit Wasser bedeckt sein.

Nach der Entfernung des Herzens, der Blutgefäße und des Bindegewebes, das die Organe umgibt und zusammenhält, sind die großen, dünnwandigen Lungensäcke gut sichtbar, die dem Kehlkopf direkt anliegen. Beim Aufschneiden einer Lunge in Längsrichtung ist deren Netzstruktur zu erkennen.

In der Bauchhöhle werden nun die gelbbraune, große Leber und das geschlungene Darmrohr sichtbar. Unter der Leber liegt die grüne, runde Gallenblase. Der weite Magen hat eine spindelartige Form, an dessen Übergang zum Darm die flache, gelbliche Bauchspeicheldrüse sitzt. Zwischen den Schlingen des Darmes befindet sich mitten in der Bauchhöhle die Milz, ein ovales Organ von roter Farbe. Die unscheinbaren Nieren und Geschlechtsorgane sind von Darm und Leber überdeckt, letztere können bei weiblichen Fröschen kurz vor der Brunstzeit einen erheblichen Umfang annehmen.

Um das Gehirn freizulegen, muß die Schädeldecke durch einen flachen Schnitt mit dem Präpariermesser abgetragen werden. Am Gehirn können das Vorderhirn, Zwischenhirn, Mittelhirn, Hinterhirn und Nachhirn unterschieden werden.

2.5.4.5. Präparieren eines Vogels

Von den größeren Vögeln leicht beschaffbar und gut geeignet für die Präparation sind Haustauben, ferner auch Krähen, Sperlinge und für Demonstrationen das Haushuhn (KÜKENTHAL 1971). Vor Beginn der Präparation werden die benötigten Vögel mit Trichlormethan (Chloroform) getötet. Nach der Betrachtung der äußeren Körperform werden die Schwung-, Deck- und Daunenfedern untersucht. Ihre Anordnung kann am zu präparierenden Objekt untersucht werden. Es wird je eine Federart ausgerupft und genauer betrachtet. Zum Kennenlernen des Baues einer Schwungfeder wird der Schaft durchgeschnitten und die Anordnung der Fahne mit Hilfe einer Lupe betrachtet, damit die aus Ästen und Nebenästen bestehende Federfläche (und deren Zusammenhalten durch die Hakenbildung der Nebenäste) erkannt wird.

Um die einzelnen Teile eines Flügels (Schulterfittich, Armschwingen, Handschwingen, Daumenfittich) unterscheiden zu können, wird ein Flügel dicht am Körper abgetrennt und mit der Rückenseite auf der Präparierplatte in straff ausgespannter Form festgesteckt.

Vor der Präparation wird das Tier gerupft, wobei die Federn in der Längsrichtung der Federstellung mit einem kurzen Ruck herausgezogen werden. Beim Rupfen in der Halsgegend sollten, da hier die Haut sehr dünn ist und leicht einreißt, nur wenige Federn gleichzeitig erfaßt werden.

Um die Größe der Lunge und Luftsäcke und deren Volumenvergrößerung durch Luftaufnahme zu demonstrieren, wird eine spitz ausgezogene Glasröhre in die Luftröhre eingeführt und Luft hineingeblasen. Lunge und Luftsäcke heben sich deutlich ab.

Zur Naßpräparation sollte der Vogel auf den Rücken in das Präparierbecken gelegt und mit starken Nadeln, die durch die ausgebreiteten Flügel, die Beine und den Schnabel zu stecken sind, befestigt werden. Die Haut wird in der Mittellinie dicht neben dem Kamm des Brustbeines mit einem Präpariermesser aufgeschnitten und der Schnitt nach hinten bis zur Kloake und nach vorn bis zum Schnabel verlängert (in der Kropfgegend nur flach schneiden!). Mit dem Skalpell ist die Haut in der Mitte beginnend nach den Seiten des Körpers hin abzupräparieren und mit Nadeln zu befestigen.

Um Zugang zur Brust- und Leibeshöhle zu erhalten, müssen die Brustmuskeln beiderseits des Brustkammes durchschnitten und losgelöst sowie das gesamte Brustbein unter stetem Abpräparieren abgehoben werden. Zur Entfernung des Brustbeines sind vorher die Rippen, die Rabenschnabelbeine und das Gabelbein zu durch-

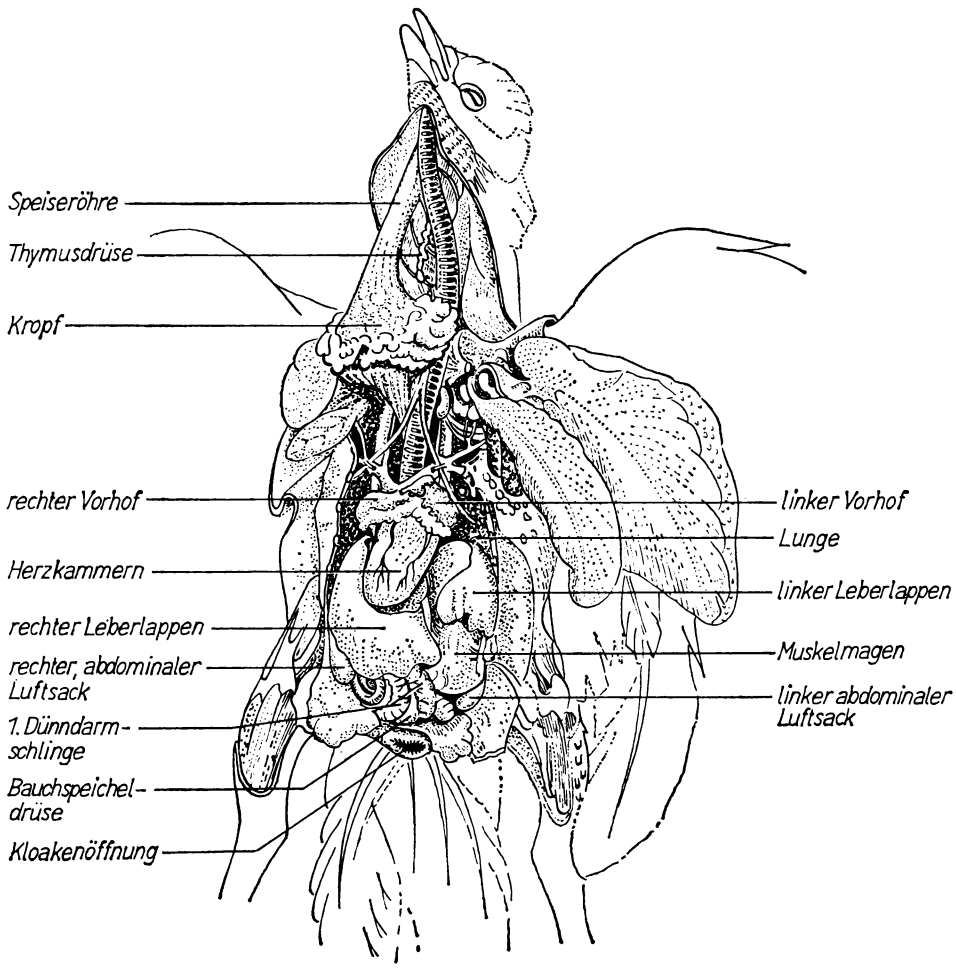


Abb. 224/1
Präparierter Vogel mit den inneren Organen

schneiden. Durch einen einfachen Mittelschnitt bis zur Kloake werden die inneren Organe freigelegt (Abb. 224/1).

In der Mitte des Präparates liegt das im Vergleich zu wechselwarmen Tieren große Herz des Vogels, das mit den aus dem Herzen führenden Gefäßen herauspräpariert werden kann. Unter und hinter dem Herzen befindet sich die braun aussehende Leber. Nach der Entfernung der Leber wird der Darmtrakt sichtbar. Zunächst ist der erste Teil des Verdauungssystems zu untersuchen, der aus dem Schnabel mit der Mundhöhle, dem Kropf sowie dem Drüsen- und dem Muskelmagen besteht. Letzterer wird quer durchgeschnitten, um die Stärke seiner Muskulatur zu betrachten. Auch die Bauchspeicheldrüse, der Dünn- und der in die Kloake mündende Enddarm sind leicht zu finden. Das Atmungssystem, bestehend aus dem Kehlkopf, der Luftröhre und den Lungen mit den Luftsäcken, kann ohne Schwierigkeiten herauspräpariert werden. Vor der Entfernung des Verdauungssystems empfiehlt es sich, den Darm vor der Kloake abzubinden und durchzuschneiden. Nunmehr liegen die Nieren und die Geschlechtsorgane frei. Letztere sind bei jungen, weiblichen Tieren wenig ausgeprägt.

Zur Präparation des Gehirns wird der Schädel beim Hinterhauptsloch beginnend mit einer einfachen Schere aufgeschnitten und die Schädeldecke mit Pinzette und Messer Stück für Stück abgetragen. Nachdem die Oberseite des Gehirns voll freiliegt, kann es auf der Unterseite von hinten nach vorn abpräpariert werden, so daß die einzelnen Hirnabschnitte (Vorderhirn, Großhirn, Zwischenhirn, Mittelhirn, Kleinhirn, Hinterhirn und Nachhirn) erkennbar sind.

Der **Aufbau eines Eies** am Beispiel eines Hühnereies kann auf zweifache Weise veranschaulicht werden. Bei einem frischen Hühnerei wird zunächst die Kalkschale am zugespitzten Ende vorsichtig angeschlagen und entfernt, so daß die Schalenhaut sichtbar wird. Die Schalenhaut wird aufgeschnitten, die Öffnung vergrößert und der Inhalt des Eies in eine Petrischale gegeben. Nach dem Kennenlernen des Aufbaus (Dotter mit Keimscheibe, Eiklar, Hagelschnüre) wird die Kalkschale am stumpfen Ende angeschlagen und entfernt, um die Luftblase zu sehen. Auch an einem gekochten Hühnerei kann die Zusammensetzung erkundet werden, indem Schnitte durch das hart gekochte Ei geführt werden.

Um die **geringe Masse eines Vogelknochens** demonstrieren zu können, werden die Oberarmknochen, die zur Gewichtserleichterung innen hohl sind, herauspräpariert. Durch die am Ende des Oberarmknochens vorhandene Öffnung wird mit der Pipette gefärbtes Wasser eingefüllt, das bei dünnen Knochen zu sehen ist. An einem aufgesägten Vogelknochen kann der Hohlraum ebenfalls gezeigt werden.

2.5.4.6. Präparieren eines Säugetieres

Für die Präparation eines Säugetieres werden meist kleinere Arten wie Goldhamster, Meerschweinchen oder Mäuse ausgewählt. KÜKENTHAL (1971) empfiehlt die weiße Zuchtform der Hausratte, die bedeutend größer als der oft verwendete Goldhamster, zudem leicht beschaffbar und nicht zu teuer ist. Da die Präparation durch vorhandenes Fettgewebe erschwert wird, müssen die Tiere in den letzten Wochen vor der Prä-

paration knapp gefüttert werden. Kleine Tiere werden unter Wasser präpariert. Das Töten erfolgt mit Trichlormethan (Chloroform) in geschlossenen Gefäßen kurz vor der Präparation. Das Tier wird mit kleinen Nägeln an den ausgestreckten Gliedmaßen in Rückenlage auf dem Präparierbrett befestigt. Die Sektion beginnt mit einem Mittelschnitt, um die Bauchhaut vom Becken bis zum Kinn mit der Schere aufzutrennen. Das Fell wird mit dem Skalpell am Kopf bis zum Auge und Ohr, an den Gliedmaßen bis zur Mitte von Unterarm und Unterschenkel und am Körper auch seitlich abgelöst, darauf rechts bzw. links vom Körper ausgebreitet und festgesteckt, ohne den Körper zu deformieren. Zum Öffnen der Bauchhöhle ist die Bauchdecke in der Mitte des Bauches mit der Pinzette hochzuheben und mit der Schere einzuschnei-

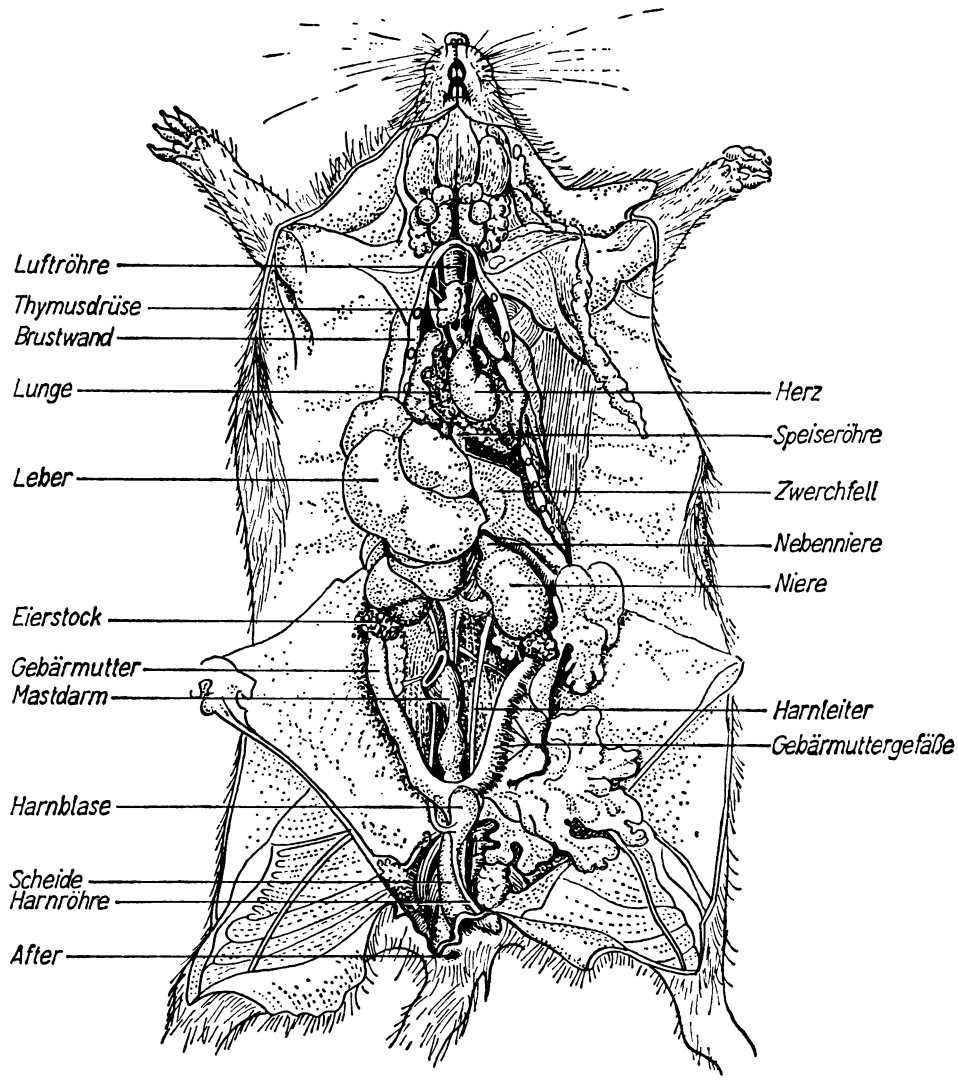


Abb. 226/1 Sektion eines Säugetieres (Ratte) nach Entfernung des Darmes

den. Ohne die Brusthöhle zu öffnen, können die inneren Organe des Bauches durch einen Längsschnitt vom Brustbein zum Becken und durch zwei seitliche Schnitte unterhalb des Brustkorbes freigelegt werden. Die beiden Lappen der Bauchdecke sind seitlich straff festzustecken. Leber, Darm und Harnblase liegen nun frei und können seitlich gelegt bzw. entfernt werden, um Zugang zu tieferen Regionen der Bauchhöhle zu erhalten. Nach dem Durchschneiden der Speiseröhre kurz vor dem Magen und des Enddarmes etwa 2 cm vor dem After werden der Magen und der gesamte Darm einschließlich Bauchspeicheldrüse und Milz herausgenommen. Nun können die Nieren mit den dazugehörigen Teilen des Ausscheidungsorgans und die Geschlechtsorgane genauer betrachtet werden.

Zur Sektion der Brusthöhle wird die dem Brustkorb aufliegende Muskulatur abgelöst, das Zwerchfell am Rippenbogen entlang aufgetrennt und mit einer starken Schere die Rippen rechts und links vom Brustbein zerschnitten. Nach der Entfernung des Brustbeins durch einen vorderen Trennschnitt ist die Luftröhre freizulegen, indem die Halsmuskeln bis zum Kehlkopf durchschnitten werden. In der Mitte des Brustkorbes liegt von der Lunge umgeben das Herz. Das Herz kann herauspräpariert, aufgeschnitten und als Flüssigkeitspräparat in Äthanol aufbewahrt werden.

Zur Untersuchung der Mund- und Rachenhöhle werden zur Vergrößerung der Mundöffnung vom Mundwinkel aus Mund- und Kaumuskulatur durchtrennt.

Um das Gehirn zu sezieren, werden der Kopf beim ersten Halswirbel abgetrennt und die Schädelkapsel freigelegt. Zu diesem Zweck sind Schnitte durch die Kopfhaut auszuführen und die vier Hautzipfel vom Schädel loszulösen. Sodann wird die Schädelkapsel mit einer Laubsäge ringsherum, vom Hinterhauptsloch ausgehend bis dicht über die Augen, aufgesägt und das Schädeldach mit Hilfe eines starken Messers abgehoben. Nach der Entfernung der äußeren Hirnhaut ist das Gehirn vom Hinterhauptsloch nach vorn gehend herauszupräparieren, wobei zweckmäßigerweise die Schädeldachöffnung nach unten gehalten wird. Das Gehirn selbst sollte nicht mit den Instrumenten oder Fingernägeln berührt werden. Bei der Betrachtung sind das Vorder-, Zwischen-, Mittel-, Hinter-, Klein- und Nachhirn zu erkennen.

Um nur einen Einblick in den Bau des Schädels zu erhalten, wird der im Eisschrank zum Gefrieren gebrachte Schädel durch einen Längsschnitt mit der Laubsäge halbiert.

Zur Sektion einzelner Organe bzw. Sinnesorgane wie Herz oder Auge werden nach Möglichkeit Organe von größeren Säugetieren (z. B. Rind) verwendet.

Präparation eines Herzens

Um die Präparation eines Herzens zu demonstrieren, wird das Herz eines Rindes oder Schweines verwendet. Bei Präparationsübungen empfiehlt es sich, das Herz kleinerer Säugetiere (z. B. Kaninchen) zu benutzen.

Von einem unverletzten Herzen werden der Herzbeutel ringsherum abgetrennt und die Gefäße nicht zu dicht am Herzen durchgeschnitten. Die Sektion wird durch wiederholtes Spülen mit Wasser erleichtert. Zur Herstellung eines Längsschnittes vom Herzen sind die Herzwandung bei der Herzspitze beginnend ringsherum und auch die Wandungen der einzelnen Herzkammern mit einer spitzen Schere zu durchschneiden. Auf diese Weise werden die einzelnen Herzkammern und auch die Ansatzstellen der großen Körperschlagader und der Lungenarterie halbiert, so daß die beiden Herzhälften auseinandergeklappt werden können.

Präparation eines Auges

Zur Augenpräparation (Abb. 228/1) eignen sich ganz frische oder auch in Methanallösung konservierte Rinderaugen. Nach dem Bezug vom Schlachthof sollten die Rinderaugen zunächst von Fleischresten gesäubert werden. Die Konservierung und gleichzeitige Härtung erfolgt in 4%iger Methanallösung. Zur Härtung benötigen frische Augen mindestens 14 Tage. Etwa 24 Stunden vor der Präparation werden die gehärteten Augen zur Verminderung des Methanalgeruches gewässert.

Zunächst sind die bei der Sektion störenden Bindegewebe, Sehnen- und Muskelreste mit der Schere zu entfernen; der am hinteren Auge befindliche Sehnervstumpf ist freizulegen. Sodann wird das Auge mit der Linse nach unten auf die Präparierunterlage gelegt und die weiße Augenhaut (Lederhaut) mit einer spitzen Schere entlang dem Augenäquator vorsichtig ringsherum durchschnitten, ohne die darunterliegende schwarze Aderhaut zu beschädigen (Abb. 228/1). Zum Abheben der hinteren Hälfte der Lederhaut müssen die Blutgefäße besonders in der Nähe des Sehnervs mit der Pinzette getrennt werden.

Nun wird die dunkel pigmentierte Aderhaut sichtbar, die das Auge mit Nährstoffen versorgt. Ihre Innenschicht bildet die mit ihr verwachsene Pigmentschicht der Netzhaut. Nachdem die Aderhaut mit der Sezierschere am Augenäquator ringsherum durchschnitten ist, kann sie vorsichtig mit der Pinzette abgehoben werden.

Als nächstes muß die weiche, graue Netzhaut entfernt werden. Sie enthält die Sinneszellen zur Aufnahme der Lichtreize. Die Ansatzstelle des Sehnervs bezeichnet man als blinden Fleck, da an dieser Stelle die Sinneszellen fehlen. Im gelben Fleck der Netzhaut liegen die Sinneszellen am dichtesten beieinander (Stelle des schärfsten Sehens).

Durch Fingerdruck auf die äußere Augenhaut, Pupille und Hornhaut wird der Glaskörper mit der Linse nach hinten herausgedrückt.

Zur Untersuchung der Linse kann diese durchschnitten werden.

Die jetzt noch am Vorderauge verbliebenen Teile der Kapsel gehören zum Ziliarkörper mit Ziliarmuskel, der die Wölbung der Linse bewirkt; weiterhin sind Aufhängebänder für die Linse und die Regenbogenhaut (Iris) mit der Pupille sichtbar.

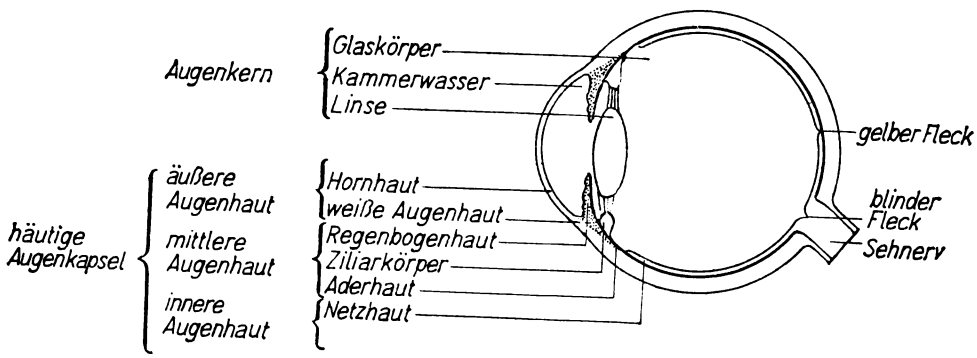


Abb. 228/1
Querschnitt durch das Rinderauge

Abschließend wird der zuerst abgehobene Teil der Lederhaut mit dem Sehnervstumpf mit Hilfe einer Rasierklinge so durchschnitten, daß vom Sehnerv ein Längsschnitt entsteht. Der Bau des Sehnervs ist mit Hilfe einer Lupe, einer Pinzette und eines Skalpells näher zu untersuchen.

Die Linsenwirkung der Augenlinse kann besser an der Linse eines **frischen** Rinderauges nachgewiesen werden, da die Linsen eines konservierten Auges getrübt sind.

Um den **Gefrierschnitt des Auges** durchführen zu können, wird ein frisches Rinderauge im Eisschrank zum Gefrieren gebracht und im Augenäquator durchschnitten, so daß die einzelnen Augenhäute im Querschnitt zu erkennen sind.

2.6. Beobachten und Experimentieren

2.6.1. Das Beobachten

Das Beobachten im Biologieunterricht ist eine wichtige Form des Wissenserwerbs und der Fähigkeitsentwicklung, durch die die Schüler zur selbständigen Arbeit an biologischen Objekten und ihren Nachbildungen geführt werden. Beim Beobachten erfolgt eine zielgerichtete, systematische Wahrnehmung der biologischen Erscheinungen entsprechend der Beobachtungsaufgabe (AUTORENKOLLEKTIV 1976).

Das Beobachten ist ein Teil einer bestimmten Lernschrittfolge. Auf eine Aufgabenstellung, die auch als Frage oder Problem formuliert sein kann, folgt die **Durchführung** der Beobachtung (Ermittlung von Merkmalen, Vergleiche). Durch **Ziehen von Schlußfolgerungen** werden die Schüler zu **Verallgemeinerungen** geführt.

Um echte Vorstellungen über die Natur zu erhalten, muß sich der Biologieunterricht – stärker als es in vielen anderen Fächern möglich ist – auf die Beobachtung natürlicher oder naturnaher Objekte stützen. Trotz einer großen Anzahl technisch hergestellter Unterrichtsmittel sollte im Biologieunterricht die Beobachtung lebender Objekte im Mittelpunkt stehen.

2.6.1.1. Beobachtungen in der freien Natur

Während bei Beobachtungen in der Natur für einige Objekte eine einmalige Betrachtung ausreicht (Bau der Blüte), ist bei anderen Fragestellungen eine laufende Beobachtung notwendig (z. B. Beobachtung eines Zweiges im Frühjahr vom Schwellen der Knospen bis zur Entwicklung der Frucht).

Allgemeines für die Durchführung von Beobachtungen

Die **Beobachtung einer Pflanze** kann sich auf folgende Gesichtspunkte erstrecken (evtl. Aufnahme ins Protokoll):
Name, Standort, Entwicklung der Pflanze, Aussehen der Pflanze, Bau der Blüte, normale Lebensbedingungen (z. B. Bodenart, Bedürfnis an Licht, Feuchtigkeit, Wärme);
Die Pflanze unter abweichenden Lebensbedingungen – wichtig für ökologische Beobachtungen (z. B. andere Bodenart, Mangel oder Überfluß an Licht oder Feuchtigkeit). Dabei sollte besonders auf einen abweichenden Bau der Organe, auf das Fehlen oder Vorhandensein gewisser Teile, auf Farbe und Größe der Blätter, auf Anzahl, Größe und Aussehen der Pflanzen geachtet werden;
Veränderungen an der Pflanze abends oder bei schlechter Witterung;
Die Pflanze und Tiere (z. B. Bewohner, nützliche und schädliche Besucher);
Die Pflanze und der Mensch.

Für die **Beobachtung eines Tieres** wird die Beobachtung folgender Aspekte empfohlen:
Name, Aufenthaltsort (z. B. Lage, Eigentümlichkeit), Aussehen des Tieres (z. B. Größe, Farbe, Bedeckung), Teile (z. B. Kopf, Rumpf, Gliedmaßen, evtl. innere Teile),

besonders auffällige körperliche Eigenschaften (z. B. Stimme, besonders scharfe Sinne);
Behausung (z. B. Art, Material, Ort); Ernährung (z. B. Einrichtungen zum Wahrnehmen, Fangen, Überfallen oder Erhaschen der Beute), Bewegung (z. B. Art, Schnelligkeit, Ausdauer);
Beobachtungen über die Entwicklung der Tiere;
Das Tier und die Pflanzen (z. B. Nahrungs-, Schutz-, Wohnungspflanzen);
Das Tier und dessen Verhalten zu anderen Tieren;
Das Tier und der Mensch (z. B. Nutzen, Schaden, Pflege, Verfolgung).

Bei der **Beobachtung eines natürlichen Standortes** können folgende Einzelheiten beachtet werden:
Lage, Boden, Licht (z. B. Einfallswinkel der Sonnenstrahlen);
Feuchtigkeit (z. B. Art und Menge der Niederschläge, Eindringen bzw. Abfluß des Regenwassers, zu große Feuchtigkeit, Dürre, Vorhandensein eines Baches, Teiches oder Flusses in der Nähe);
Wärme (z. B. Messen der Temperatur, Beziehungen zwischen Bodenwärme und Bodenart, Bodenfarbe oder Neigungswinkel der Fläche, Himmelsrichtung des Hanges);
Pflanzen (z. B. charakteristische Pflanzen in den einzelnen Monaten, deren Menge, Größe, Aussehen; Zusammenhang zwischen Pflanzenwuchs und Bodenart, Licht, Wärme und Feuchtigkeit; Anpassung; gegenseitige Beeinflussung);
Tiere (z. B. ständige Bewohner, zeitweilige Besucher; Verhalten der Tiere; Anpassung; Einfluß auf den Boden, auf die Pflanzen).
Der Einfluß des Menschen (z. B. Nutzung bzw. Bearbeitung der Fläche).

Bei der **Auswahl der Beobachtungsgebiete sind folgende Grundsätze** zu beachten:

- Die Beobachtungsgebiete müssen leicht zugänglich und bequem zu erreichen sein.
- Das zu betrachtende Objekt muß von allen Schülern gesehen und beobachtet werden können.
- Es sind Beobachtungsstandpunkte auszuwählen, bei denen möglichst wenig Störfaktoren auftreten, die vom Beobachten ablenken.

Besonders geeignet für Freilandbeobachtungen sind Schulgärten, Botanische und Zoologische Gärten, Naturlehrpfade, Parks und Wälder.

Bei der **Durchführung von Beobachtungen** ist zu beachten:
- In den unteren Klassen ist es notwendig, den Schülern genaue Arbeitsanleitungen für das Beobachten zu erteilen, bis sie eine gewisse Sicherheit und Fertigkeit erlangt haben. Das gilt sowohl für Beobachtungen in der Klasse als auch für Freilandbeobachtungen.
- Beim Auftreten neuer Beobachtungsformen (z. B. Beobachten mit der Lupe) sind den Schülern entsprechende Erläuterungen zu geben.
- An Beobachtungen, die nur einmal jährlich durchgeführt werden können, müssen alle Schüler beteiligt sein.
- Für die Beobachtungen muß der Lehrer klare Aufträge erteilen.

- Bei laufenden Beobachtungen kann ein regelmäßiger Wechsel der Schüler stattfinden. Für die Reihenfolge der Schüler, für die Verteilung der Beobachtungsaufgaben auf die einzelnen Schüler in den nachfolgenden Wochen sollte eine Übersicht angefertigt und im Fachraum ausgehängt werden.
- Zu allen Beobachtungen ist rechtzeitig aufzufordern.
- Bei länger dauernden Beobachtungen sind Kontrollen vorzunehmen.
- Bei umfangreichen Beobachtungen sind Protokolle anfertigen zu lassen.
- Bei der Lösung einer Beobachtungsaufgabe sollten die Schüler nach vorgegebenen Richtlinien vorgehen, z. B.:
  Reihenfolge überlegen und entsprechend beobachten, auf alles achten, auch auf Unscheinbares, Materialien mitnehmen (z. B. Zentimetermaß, Lupe, Papier, Bleistift);
  soviel wie möglich zeichnen, Beobachtetes notieren, Protokoll sauber, vollständig und genau anfertigen, möglichst auch Ort, Zeit und sonstige Umstände angeben.

Ökologische Beobachtungen

Für ökologische Beobachtungen sind einige spezielle Arbeitsmittel erforderlich (Tab. 232/1).

Bei ökologischen Beobachtungen kann auf verschiedenen Ebenen gearbeitet werden:

- Der Einzelorganismus dient als Ausgangspunkt der ökologischen Beobachtungen. Seine Abhängigkeit von der Umwelt oder einem bestimmten Umweltfaktor wird untersucht (Autökologie oder physiologische Ökologie).

Tabelle 232/1 Geräte und Materialien für ökologische Beobachtungen in Landbiotopen

Geräte/Materialien	Hinweise	Verwendung
Kreiskarte, geologisches Meßtischblatt, topographisches Meßtischblatt	kann in Format A 4 selbst angefertigt werden	Orientierung im Exkursionsgebiet, im Biotop
Begrenzungsleinen, kariertes Papier, Zeichenkarton, Meßband aus Metall		Bestandsaufnahme von Pflanzen; Skizzieren der Besonderheiten des Geländes oder typischer Pflanzen
feste Unterlagen, Zeitungspapier, 1 Pflanzenpresse, Sammelmappen		Sammeln von Pflanzen (für eine Ausstellung im Fachraum)
Luftthermometer, Bodenthermometer, Hygrometer		Messen der Luft- und Bodentemperatur sowie der Luftfeuchtigkeit

Geräte/Materialien	Hinweise	Verwendung
Taschenspaten, Erdbohrer		Entnehmen von Bodenproben
Siebsatz		Ermittlung der Korngröße
Unitestpapier		pH-Wert-Bestimmung
Plastbehälter, Plastbeutel, evtl. Gläser, Schachteln		zum Transport von Bodenproben, Tieren, Pflanzen
Schlämmzylinder Mitscherlich-Zylinder	für Bodenuntersuchungen im Fachraum	Feststellen der Wasserdurchlässigkeit und der Wasserkapazität des Bodens

- Von einer ganzen Population ausgehend, werden die von den Umweltfaktoren stark beeinflußten Populationsschwankungen untersucht (Populationsökologie oder Demökologie).
- Eine ganze Lebensgemeinschaft (Biozönose) ist Gegenstand der Untersuchung. Die zwischen den verschiedenen Arten und Organismengruppen einer Biozönose und den Faktoren ihres Lebensraumes bestehenden Beziehungen sollen aufgedeckt werden (Synökologie oder Biozönologie).

Gebräuchliche Beobachtungsverfahren sind:

- Bestandsaufnahme einer Biozönose (Pflanzen, evtl. auch Tiere, Artzusammensetzung, Schichtung, Deckungsgrad, Soziabilität)
- Messen der Lichtintensität, Luft- und Bodentemperatur, Luftbewegung und Luftfeuchtigkeit
- Untersuchen des Bodens.

Beobachtung von Vögeln

Zum Beobachten von Vögeln in der Natur ist kein großer materieller Aufwand notwendig. Schon mit Fernglas, Bleistift, Papier und evtl. einer Decke (als improvisiertes Beobachtungszelt) können einfache Beobachtungen durchgeführt werden.

Bei der Behandlung der Stoffeinheit „Vögel" im Unterricht werden die Schüler mit der Beobachtung bekannter Vögel (z. B. Schwalben, Meisen oder Tauben) beauftragt, um beispielsweise Informationen über den Körperbau, das Gefieder, die Art des Fliegens, die Futteraufnahme, über den Nestbau sowie das Füttern der Jungen zu sammeln (Literatur für spezielle Beobachtungen: SCHILDMACHER 1970).

Ein anderer Aspekt bei der Beobachtung von Vögeln ist die **Bestimmung der Vogelart** insbesondere dann, wenn es sich um einen bisher nicht bekannten Vogel handelt. Es wird beispielsweise dabei von der Umwelt ausgegangen, in der der Vogel lebt (z. B. Garten, Wald, Wiese, Feld, Küste), das Aussehen, die Bewegungen, die

Stimme, die Kopf- und Schnabelform, die Art und Weise des Fliegens beobachtet und unter Zuhilfenahme von Nachschlagebüchern (MAKATSCH 1969) werden Schlußfolgerungen für die Vogelart gezogen.

Will sich der Beobachter näher mit einer einzelnen Art beschäftigen, wird empfohlen, die vorhandene Literatur zu studieren, weil hier wichtige Informationen für das Verhalten des Vogels in der Natur zu finden sind (MAKATSCH 1955 a und b, 1957, 1965, 1969, 1973; SCHILDMACHER 1970). Das Beobachtete läßt sich auf diese Weise besser einordnen. Außerdem können durch das Literaturstudium wertvolle Anregungen beispielsweise für die günstigste Beobachtungszeit gewonnen werden.

Im Verlauf des Jahres lassen sich u. a. folgende Beobachtungen durchführen (MAKATSCH 1955 b, SCHILDMACHER 1970):

- Verhalten der Vögel an Futterplätzen während des Winters
- Rückkehr der Zugvögel
- Verhalten während der Revierbehauptung
- Vogelstimmen (Rhythmus, Klangfarbe, Lockrufe, Warnrufe)
- Paarbildung, Balzgebaren
- Nestbau (Art der Nester, Materialien)
- Brutpflege (Fütterung, Anzahl der Jungen)
- Entwicklung der Jungen (Aussehen, Lautäußerungen, Beginn des Fliegens, Entwicklung des Daunenkleides und Gefieders)
- Anzahl der Gelege bei verschiedenen Arten
- Verhalten der Vögel während der Sommermauser
- Herbstbeobachtungen
  Flugformierung von Vogelschwärmen (z. B. Keilformation),
  Zeitpunkt des Abfluges der Zugvögel,
  Übernachtungsplätze.

Beobachtung von Insekten

Bienen. Als Beispiel für Insekten sind im Lehrplan die Bienen genannt. Zur Ausbildung im Fach Biologie sollte daher unbedingt ein **Unterrichtsgang zu einem Bienenstand** gehören oder zumindest ein Bienenstand an einem Wandertag oder während einer Exkursion besichtigt werden. Unter fachmännischer Anleitung eines Imkers kann eine derartige Besichtigung zu einem bleibenden Erlebnis werden. Durch die direkte Anschauung erhalten die Schüler bessere Vorstellungen und die theoretischen Kenntnisse werden gefestigt.

Aufgaben zur Beobachtung an Honigbienen:

- Beobachte die Lebensweise der Bienen vor einem Bienenstock (evtl. auch das Innere)!
- Bleibt eine Biene bei der Nahrungssuche bei einer Art von Blumen? Verfolge dazu eine Biene so lange wie möglich!
- Bei welcher Witterung sind viele Bienen zu sehen?
- Welche Blüten bevorzugen Bienen!
- Womit hält sich die Biene fest?
- Zeichne den Körperbau einer Biene!

Ameisen. Auch **ein Ameisenhaufen** bietet viele Beobachtungsmöglichkeiten, besonders wenn der Lehrer (oder ein Forstmann) sachkundige Ausführungen über das Leben eines Ameisenstaates macht und Anleitung zu gezielten Beobachtungen erteilt.

Aufgaben zur Beobachtung an Ameisen:
- Suche verschiedene Formen von Ameisen!
- Betrachte den Körperbau einer Ameise!
- Beschreibe die Empfindung, wenn eine Ameise über den bloßen Arm läuft!
- Beobachte das Leben am Ameisenhaufen (z. B. Baustofftransport, Wege zu Nahrungsquellen, Tragen der Puppen, geschäftiges Treiben der Ameisen, Nahrungsaufnahme an einem in die Nähe des Ameisennestes gelegten Knochen mit Fleischresten, Abwehrverhalten beim Auflegen eines Taschentuches).

Waldameisen sind nützliche Insekten. Sie stehen deswegen unter Naturschutz. Beim Beobachten ist mit etwas Geduld und Ausdauer zu sehen, daß sie kleinere Insekten zu ihrem Bau schleppen. Die Beobachtungen können verhältnismäßig leicht durchgeführt werden, weil die Ameisen immer bestimmte Wege benutzen.

Auch unter größeren Steinen sind Ameisennester zu finden. Beim Aufheben des Steines werden die oberen Gänge und Kammern freigelegt. Die Ameisen ziehen sich rasch in Gänge zurück, die tiefer in die Erde führen. Die weißen Gebilde, die sie transportieren, sind Kokons mit Puppen.

Käfer. An Käfern sind ebenfalls zahlreiche Beobachtungen möglich (Entwicklungs-, Bewegungs-, Fortpflanzungs- und Verhaltensbeobachtungen). Wird beispielsweise der Schnellkäfer, dessen Larve, der Drahtwurm, im Garten und auf den Feldern Schaden anrichtet, auf den Rücken gelegt, krümmt er sich so, daß nur noch die beiden Körperenden die Unterlage berühren. Plötzlich schnellt er durch Strecken des Körpers mit einem knackenden Geräusch empor, dreht sich in der Luft und fällt auf die Beine. Gelingt es ihm nicht beim ersten Mal, versucht er es so lange, bis er Erfolg hat.

Interessante Beobachtungen können an einem alten Baumstumpf durchgeführt werden, um die in diesem Lebensraum vorkommenden Insekten bestimmen zu können. Dazu wird ein absterbender Baumstumpf zerlegt. Schon beim Ablösen der Rinde sind Springschwänze sowie Käfer und Larven verschiedener Insektengruppen (z. B. Rindenkäfer, Sägebock) zu finden.

Tümpel oder Bäche bieten viele Möglichkeiten zur Beobachtung dieses Lebensraumes.

Phänologische Beobachtungen

Die Entwicklung der Pflanzen (z. B. Laubentfaltung der Bäume, Blühbeginn verschiedener Pflanzen) hängt entscheidend von der jeweiligen Jahreswitterung ab. Auch für die Tierwelt (Ankunft der Zugvögel) ist die Witterung eines Jahres von großer Bedeutung. Phänologische Beobachtungen und die Erfassung phänologischer Daten dienen der Charakterisierung lokaler Witterungsverhältnisse, die Ergebnisse der Phänologie darüber hinaus der Ertragserhöhung in der Landwirtschaft, im Obstbau, in der Forstwirtschaft und Imkerei; auch bei der Schädlingsbekämpfung werden sie heran-

gezogen. Sie geben genauere Hinweise für die Einteilung des Jahres in „natürliche" Jahreszeiten entsprechend der Witterung des betreffenden Jahres als es die feststehenden „astronomischen" Daten (Frühlingsanfang 21. 3., Sommeranfang 21. 6., Herbstanfang 23. 9., Winteranfang 21. 12.) vermögen. Daher sollte den phänologischen Beobachtungen auch im Biologieunterricht oder in den Arbeitsgemeinschaften Beachtung geschenkt werden. In der Tabelle 236/1 sind Beispiele für phänologische Beobachtungen angegeben.

Tabelle 236/1 Beispiele für phänologische Beobachtungen

Phänologische Jahreszeiten	Beginn	Ende
Vorfrühling	Beginn der Schneeglöckchenblüte	Blüte der Sal-Weide
Erstfrühling	Laubentfaltung der Stachelbeere	Belaubung der Roßkastanie und Birke
Vollfrühling	beginnende Apfel- und Fliederblüte	Blüte des Wiesen-Fuchsschwanzes
Frühsommer	Blüte des Winterroggens	Reife der ersten Süß-Kirschen
Hochsommer	Sommer-Lindenblüte	Reife der Schattenmorellen
Spätsommer	Winterroggenernte	Reife der ersten Herbstzwetschen
Frühherbst	Blüte der Herbstzeitlose	Reife der Stachelfrüchte der Roßkastanie
Vollherbst	Reife der Eicheln	Laubverfärbung der Bäume
Spätherbst	Ernte der Futter- und Zuckerrüben	

Das Ende des Spätherbstes und der Beginnn des Winters lassen sich nicht mehr durch phänologische Erscheinungen feststellen, da der sichtbare Vegetationsablauf bereits zu Beginn des Spätherbstes abgeschlossen ist.

Für die Feststellung der phänologischen Daten eines Jahres können in unteren Klassen gezielte Aufgaben, in oberen Klassen langfristige Themenstellungen vergeben werden. Ein Vergleich mit den Durchschnittswerten gestattet die Feststellung der Entwicklungsabweichung der Pflanzen in dem betreffenden Jahr von den Normalwerten auf Grund der Jahreswitterung.

2.6.1.2. Beobachtungen im Unterrichtsraum

Zahlreiche Beobachtungen sind in der freien Natur nicht oder nur unvollkommen durchführbar (z. B. die Futteraufnahme von Fischen, die Entwicklung der Kaulquappe).

Einrichtungen, die Beobachtungen von Naturobjekten im Unterrichtsraum ermöglichen, sind beispielsweise Aquarien, Terrarien, Insektarien, die biologische Ausstellung, Anzuchtkästen bzw. Blumentöpfe zur Aussaat von Pflanzen oder Wurzelkästen zur Beobachtung der Entwicklung von Wurzeln. Nähere Ausführungen dazu sind im Abschnitt „Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren" enthalten (s. S. 61 ff.).

Möglichkeiten für exakte Beobachtungen bieten außer den Pflanzen und Pflanzenteilen die zahlreichen biologischen Unterrichtsmittel sowie Experimente verschiedenster Art.

2.6.2. Das Experimentieren

Mit Hilfe des Experimentierens wird durch planmäßigen Eingriff in die biologische Erscheinung und Verändern der Bedingungen tiefer in biologische Sachverhalte eingedrungen. Das Experiment als wesentlicher Bestandteil der experimentellen Forschungsmethode muß im Erkenntnisprozeß durch die theoretische Synthese ergänzt werden, weil die im Experiment durch Analyse gewonnenen Daten noch keinen Hinweis auf ihre Einordnung in die Theorie geben. Das experimentelle Arbeiten umfaßt die Vorbereitung, Durchführung und Auswertung des Experiments (ABELMANN 1972).

In diesem Zusammenhang kann nur auf die Arbeitstechniken des Experimentierens eingegangen werden.

2.6.2.1. Arbeitstechniken des Experimentierens

Viele Laborarbeiten, die für den naturwissenschaftlichen Unterricht typisch sind, werden auch bei biologischen Experimenten angewendet (z. B. Wägen, Messen von Objekten und Flüssigkeiten, Dichtebestimmungen von Flüssigkeiten, Erhitzen, Filtrieren).

In diesem Abschnitt sind Arbeitstechniken des Experimentierens aufgenommen worden, die für biologische Versuche eine besondere Bedeutung haben. Es wird empfohlen, alle für den naturwissenschaftlichen Unterricht allgemeingültigen Hinweise für weitere einschlägige und auch spezielle Labortechniken in chemischen Fachbüchern nachzuschlagen.

Erläuterungen zu diesen und anderen Labortechniken enthalten beispielsweise AUTORENKOLLEKTIV „Laborkunde" (1965) und MEYENDORF (1977).

Beim Experimentieren im Biologieunterricht müssen

- bestimmte Arbeitsregeln des Experimentierens (s. S. 338 ff., BRUNNE 1961, BÜTTNER 1967, GOETZE 1963)

- Richtlinien für den Arbeits- und Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom 25. 5. 1967
- das Giftgesetz (BÜTTNER 1967)

beachtet werden.

Messen

Für genauere Messungen von festen Körpern bei biologischen Objekten wird ein Tastzirkel, ein Meßschieber mit Außen- und Tiefenmessung oder ein Schraubenmikrometer verwendet. Bei Gegenständen unter 1 mm wird eine Lupe eingesetzt. Zur Bestimmung von Flächen (z. B. Blattflächen) wird das Blatt auf Millimeterpapier gelegt und mit einem spitzen Bleistift umfahren. Der Flächenwert ergibt sich durch Auszählung der Quadrate. Auch die Länge bzw. Breite anderer Gegenstände kann mit der Millimeterpapiermethode ermittelt werden.

Veraschen

Feste Stoffe werden zum Veraschen direkt im Tiegel unter Benutzung eines Dreifußes mit Tondreieck erhitzt. Zum Erwärmen feuergefährlicher oder wärmeempfindlicher Stoffe auf unter 100 °C wird ein Wasserbad benötigt. Höhere Temperaturen werden durch Luft- oder Sandbäder erreicht. Zur Veraschung bestimmte Substanzen werden nach der Zerkleinerung (z. B. Pflanzenteile, Knochen) in einen weiten Porzellantiegel übergeführt und mit dem Brenner bis zur schwachen Rotglut erhitzt. Durch vorsichtiges Umrühren mit einem Magnesiastäbchen kann der Vorgang beschleunigt werden, bis der Kohlenstoff völlig verbrannt ist.

Chromatographieren

Die Chromatographie umfaßt eine Reihe spezieller Trennverfahren, die es gestatten, kleinste Mengen von Substanzgemischen durch die Verwendung von Adsorptionsmitteln (z. B. Aluminiumoxid, Zellulose) voneinander zu trennen. Bei der Papierchromatographie, die hier nur erläutert wird, wird als Adsorptionsmittel Filterpapier benutzt. Mit ihrer Hilfe können mit geringstem Material- und Zeitaufwand Gemische von beispielsweise 18 und mehr Aminosäuren in einem Arbeitsgang getrennt werden. Bei farbigen Substanzen ist das Chromatogramm unmittelbar auswertbar. Die Papierchromatographie ist daher im Biologieunterricht besonders geeignet, um Farbstoffgemische zu trennen. Ein Streifen Filterpapier wird mit dem unteren Ende in die Farblösung gehängt, um aus einer Rohchlorophyllösung die vier Pigmente zu trennen.

Das organische Lösungsmittel des Substanzgemisches, das sogenannte Laufmittel oder die „mobile Phase", nimmt die Bestandteile der Substanz mit. Durch ein laufendes Fließgleichgewicht kommt es zur Trennung der Komponenten. Auf dem entstehenden Papierchromatogramm bilden sich in unterschiedlicher Entfernung mehr oder weniger deutliche Streifen oder Flecke. Wenn es sich nicht um Farben handelt, müssen sie durch Versprühen eines Entwicklungsmittels sichtbar gemacht werden. Von den verschiedenen Verfahren der Papierchromatographie (aufsteigende, absteigende, Rundfilterchromatographie, ein- und mehrdimensionale Methode) wird nur die eindimensionale, aufsteigende Papierchromatographie beschrieben.

Zur Durchführung der aufsteigenden Papierchromatographie werden benötigt: die zu untersuchende Substanz, das Lösungs-(Lauf-)mittel, Filterpapier, die Chromatographiekammer, das Entwicklungsmittel, eine Blutpipette.

Die Zusammensetzung des Lösungs- oder Laufmittels richtet sich nach der Substanz. Bekannte Laufmittel sind Butanol, 100%ige Äthansäure, Wasser (4/1/5), 80%iges (wassergesättigtes) Phenol und 90%ige Äthansäure.

Als Chromatographiepapier eignen sich Filterpapiere, von denen es schnelllaufende (weiche), langsamlaufende (harte) und mittlere Sorten gibt.

Die Chromatographiekammer ist ein hoher, verschließbarer Standzylinder. Für einige Fälle reicht ein hohes Becherglas. Der Vorgang muß sich in einer mit den Dämpfen des Lösungsmittels gesättigten Atmosphäre vollziehen.

Die Art des Entwicklungsmittels richtet sich nach der Art der nachzuweisenden Substanzen. Reduzierende Zucker und Vitamin C werden beispielsweise mit ammoniakalischer Silbernitratlösung, Aminosäuren mit Ninhydrinlösung besprüht und anschließend getrocknet. Chromatogramme von gefärbten Substanzen (Blütenfarbstoffe) brauchen nicht entwickelt zu werden.

Da die Papierchromatographie eine ausgesprochene Mikromethode ist, muß mit geringen Substanzmengen gearbeitet werden. Etwa 1%ige Substanzlösungen, die nach dem Auftragen eines Probetropfens mit der Blutpipette auf dem Papier einen Fleck von etwa 1 cm Durchmesser ergeben, sind am vorteilhaftesten.

Das Chromatographieren vollzieht sich in folgenden Etappen: Die Chromatographiekammer wird etwa 0,5 cm hoch mit dem Lösungsmittel beschickt. Dann ist ein Streifen Chromatographiepapier abzuschneiden, dessen Länge der Höhe des Standzylinders entspricht und der so breit ist, daß er gerade in den Standzylinder paßt, ohne die Wandung zu berühren. Etwa 1 cm von der Unterkante entfernt wird ein Tropfen der Substanzlösung aufgetragen. Darauf kommt der Papierstreifen in die Chromatographiekammer; das untere Ende wird in das organische Lösungsmittel gehängt.

Wenn das Lösungsmittel fast den oberen Rand erreicht hat (1 Std. bis 20 Std.), wird der Streifen nach der Markierung der oberen Fließgrenze mit einem Bleistiftstrich an der Luft oder im Trockenschrank getrocknet.

Zum Entwickeln wird der Streifen mit einer Plastklammer an einer Glasplatte befestigt und das Papier mit dem gewählten Entwickler besprüht. Nach erneutem Trocknen werden die Farbflecke sichtbar.

Jeder papierchromatographisch analysierten Substanz kommt unter konstanten Bedingungen eine bestimmte Lage auf dem Chromatogramm zu.

Kolorimetrische Messungen

Unter Kolorimetrie wird ein Verfahren verstanden, bei dem die Konzentration von farbigen Probelösungen auf Grund ihrer Farbtiefe oder ihres Farbtones bestimmt wird. Die kolorimetrische Analyse beruht auf dem Vergleich des Farbunterschiedes einer zu bestimmenden Lösung (Probelösung, Versuchslösung) mit einer Vergleichslösung bekannten Gehaltes (Standardlösung). Der Vergleich der Farbe zwischen Probe- und Vergleichslösung geschieht im einfachsten Falle mit freiem Auge. Dabei müssen die Gefäße der zu vergleichenden Lösungen den gleichen Durchmesser besitzen.

Sehr häufig wird die kolorimetrische Methode bei der Bestimmung des *p*H-Wertes benutzt. Um den *p*H-Wert eines Bodenauszuges festzustellen, werden den Proben einige Tropfen Indikatorlösung hinzugefügt. Der entstehende Farbton wird entweder mit farbigen Vergleichslösungen (Verfahren nach CZENSNY) oder mit einer Farbskala auf Papier verglichen.

Für genauere Feststellungen sind sogenannte Kolorimeter notwendig, bei denen die Lichtabsorption durch Fotoelemente gemessen wird, die die Unzulänglichkeit des menschlichen Auges hinsichtlich der Erkennung von feinen Farbunterschieden vermindern.

Die Kolorimetrie ist ein Verfahren der quantitativen Analyse. Sie findet besonders in der Biochemie eine ausgedehnte Anwendung. Sie zeichnet sich durch eine hohe Empfindlichkeit und eine relativ große Einfachheit aus. Gegenüber anderen quantitativen Methoden besteht hier eine geeignete Möglichkeit zur Durchführung von Reihenversuchen. Auch in der Schule kann die Kolorimetrie besonders in Zirkeln und Arbeitsgemeinschaften Anwendung finden. Zu empfehlen ist das Spektralkolorimeter SPEKOL. Für Konzentrationsmessungen werden Eichkurven aufgenommen, die eine rasche Auswertung der Meßergebnisse ermöglichen. Die genaue Gebrauchsanweisung ist den Geräten beigefügt.

Manometrische Methoden

Die von O. WARBURG ausgearbeitete manometrische Methode hat für die Untersuchung des Stoffwechsels eine große Bedeutung erlangt. Mit ihrer Hilfe läßt sich die Bildung und der Verbrauch von Sauerstoff und Kohlendioxid oder anderer Gase messen. Das Prinzip dieser zur Bestimmung des Gasstoffwechsels von Zellen entwickelten Methode besteht darin, die durch die Bildung oder den Verbrauch eines

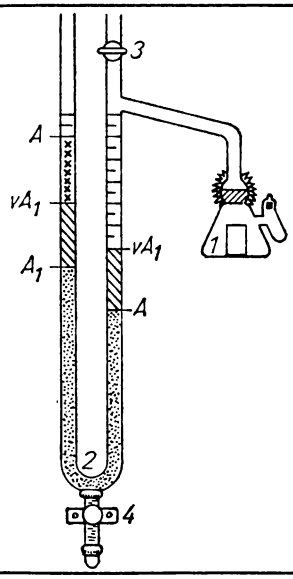


Abb. 240/1
Manometer nach O. WARBURG (schematisch)
1 Atmungstrog mit Einsatz, 2 Kapillarmanometer, 3 Hahn zum Druckausgleich mit der umgebenden Atmosphäre bei Versuchsbeendigung, 4 Schlauch, Quetschhahn zum Einstellen auf die Anfangsstellung
Im Versuch befinden sich die Gefäße bis zum Manometeransatz in einem Thermostaten und werden durch gleichmäßige Schüttelbewegungen bewegt, damit ein ausreichender Gasaustausch gewährleistet wird.
Manometrie bei Verbrauch eines Gases: A Anfangsstellung (Nullmessung), vA_1 Stellung des Manometers nach dem Sauerstoffverbrauch durch die Atmung (vor der Ablesung), A_1 Stellung des linken Manometerschenkels nach dem Einstellen des rechten Schenkels auf die Anfangsstellung (Ablesung)

Gases entstehende Druckänderung bei konstantem Volumen und konstanten Temperaturen zu messen. Mit ihrer Hilfe können beispielsweise der Sauerstoffverbrauch bei der Atmung, die CO_2-Bildung bei der Atmung oder Gärung sowie die O_2-Bildung und der CO_2-Verbrauch bei der Photosynthese bestimmt werden. Das Volumen des entwickelten oder verbrauchten Gases ist proportional der Druckzunahme und unabhängig vom Anfangsdruck. Diese Druckänderungen werden im Manometer nach O. WARBURG beobachtet (RAPOPORT 1960). Die schematische Darstellung des Gerätes zeigt Abbildung 240/1.

2.6.2.2. Experimentiergeräte

Bei den Experimenten, die im Biologieunterricht eingesetzt werden, findet auch ein Teil der Laborgeräte Anwendung, die vom Chemieunterricht her bekannt sind. In der folgenden Übersicht sind die wichtigsten Geräte zusammengestellt, die für die im Biologieunterricht durchzuführenden Experimente von Bedeutung sind. Dabei wurden sie nach den Werkstoffen (Glas, Metall, Porzellan, Holz, Kork, Gummi) geordnet, aus denen sie hergestellt sind.

Tabelle 241/1 Experimentiergeräte für den Biologieunterricht

Bezeichnung des Gerätes	Verwendung	Besonderheiten
Reagenzgläser	dünnwandige, zylindrische, Glasgefäße, die als Reaktionsgefäße dienen	Sonderformen: graduiert bzw. mit seitlichem Ansatzrohr. Durchmesser 16 mm, Länge 160 mm (TGL 40-304)
Erlenmeyerkolben	Verwendung als Reaktionsgefäße vor allem beim Titrieren	Weithals (TGL 10109) Enghals (TGL 10107) Inhalt 25 ml bis 3000 ml
Bechergläser	kurzfristiges Aufbewahren, Erhitzen von Flüssigkeiten und als Reaktionsgefäße	Inhalt 25 ml bis 3000 ml (TGL 0-12331 und 0-12332)
Standzylinder	kurzzeitiges Aufbewahren und Mischen von Flüssigkeiten	Höhe 100 mm bis 400 mm, mit und ohne plangeschliffenen Rändern
Enghalsflaschen	Aufbewahren von Säuren und Hydroxidlösungen	aus Polyäthylen mit Schraubverschluß, aus Plaste hergestellte Flaschen sind für viele Zwecke vorteilhaft
Weithalsflaschen	Aufbewahren von festen Chemikalien, pflanzlichem und tierischem Arbeitsmaterial	

Bezeichnung des Gerätes	Verwendung	Besonderheiten
Petrischalen	Aufnahme von Nährböden für Mikrokulturen	Petrischalen bestehen aus zwei Flachschalen, deren größere über die kleinere Unterschale gesetzt wird
Uhrglasschalen	Abdecken, Aufbewahren geringer Stoffmengen, Durchführung von Halbmikrobeobachtungen	
Glasrohre (Biegerohre)	Überleiten von Gasen oder Flüssigkeiten von einem Gefäß in das andere	zum leichteren Verarbeiten Sorten mit einem niedrigen Erweichungspunkt verwenden (z. B. Thüringer Glas 550 °C)
Kapillarrohre		kleiner Innendurchmesser, große Wandstärke
Glasstäbe	verlustfreies Ausgießen schlecht gießender Gefäße und tropfenweises Übertragen von Reagenzien, sie dienen gleichzeitig als Rührstäbe	
Abzweigstücke und Glasverbindungsrohre	Verbindung unterschiedlicher Schlauchweiten	T- oder Y-förmig, auch mit Hahn lieferbar
Glashähne	Verschließen und Regulieren von Gas- und Flüssigkeitsströmen in Glas- oder Gummileitungen	Ein-, Zwei- und Dreiweghähne
Glastrichter	Einfüllen von Flüssigkeiten und Pulvern in enghalsige Gefäße bzw. Filtrieren von Flüssigkeiten	einfache Trichter mit halblangem Stiel, Bunsentrichter mit 150 mm langem Stiel, Pulvertrichter mit kurzem Stiel und weitem Durchmesser
Glasglocken	Abdecken von Objekten, Herstellung von feuchten Kammern, Aufbewahrung von Substanzen im Vakuum	niedrige und hohe Formen, mit und ohne geschliffenen Rand
Spritzflaschen	Gebrauchsflaschen für destilliertes Wasser	Spritzflaschen aus Polyäthylen sind hygienisch und praktisch

Bezeichnung des Gerätes	Verwendung	Besonderheiten
Saugflaschen	Anschluß an die Wasserstrahlpumpe	mit Ansatzrohr am Hals
Wasserstrahlpumpe	Herstellung gasverdünnter Räume durch den Sog des Flüssigkeitsstrahles der Wasserleitung	bei Benutzung Anschluß der Wasserstrahlpumpe an die Wasserleitung
Glasplatten	Abdecken, als Untersetzer	
Spiritusbrenner	Erwärmen bei mäßigen Temperaturen	Spiritusbrenner aus Metall sind haltbarer
Injektionsspritzen	Tierversuche, mikrobiologische Arbeiten	
Stative	vielseitige Befestigung von Arbeitsgeräten	Schwere des Fußes bestimmt die Standfestigkeit
Dreifuß	Ständer zum Erhitzen verschiedener Gefäße	Höhe 180 mm bis 280 mm, Innendurchmesser 100 mm bis 220 mm
Asbestdrahtnetz	als Unterlage von Glasgefäßen beim Erhitzen	
Tondreieck	Auflage auf einem Dreifuß	
Bunsenbrenner	Erhitzen und Glühen	stufenlose Einstellung der Flamme
Trockenschrank	Trocknen und Heißluftsterilisation	automatische Temperaturregelung bis 400 °C
Glasrohrschneider	Ritzen des Glases beim Trennen und Absprengen	aus Stahl gehärtete Schneide muß öfter nachgeschärft werden
Stopfenbohrer	Durchbohren von Kork- und Gummistopfen	Satz besteht aus mehreren ineinandergeschobenen Messingröhren
Tiegelzange	Anfassen heißer Gegenstände	scherenförmige Bauart
Quetschhähne und Schlauchklemmen	Abklemmen von Gummischläuchen und Regulierung des Gas- und Flüssigkeitsdurchflusses	Schlauchklemmen ermöglichen eine gute Regulierung des Durchflusses

Bezeichnung des Gerätes	Verwendung	Besonderheiten
Abdampfschalen	Kochen und Eindampfen von Lösungen	hitzebeständige, glasierte Gefäße
Tiegel	Erhitzen, Glühen, Veraschen oder Schmelzen	dünnwandige, mit einem Deckel versehene Gefäße
Spatellöffel	Mischen oder Entnehmen von festen oder flüssigen Stoffen	praktisch sind Geräte mit Löffel und Spatel an je einem Ende
Reibschalen	Zerreiben von grobem Material	rauhe Wandung, „Pistill" zum Zerreiben
Tüpfelplatten	Tüpfelprobe	Platte enthält runde Vertiefungen
Abtropfbrett		
Reagenzglasständer	Einstellen von Reagenzgläsern	
Reagenzglashalter	Einklemmen der Reagenzgläser beim Erhitzen	
Korkstopfen	Verschluß von Flaschen, widerstandsfähig gegen höhere Temperaturen und organische Lösungsmittel	luftdichter Verschluß durch Eintauchen des verkorkten Flaschenhalses in flüssiges Paraffin
Gummistopfen	Verschluß von Flaschen; nicht für organische Lösungsmittel, Salzsäuredämpfe, Chlor u. ä. geeignet	bei Bestellungen sind unterer Durchmesser und Höhe anzugeben
Gummiwischer	Entfernen von an den Gefäßwänden haftenden Substanzen	trapezförmige, an einem Glasstab befestigte Gummischeibe
Gummischläuche	Leiten von Gasen und Flüssigkeiten	für viele Zwecke sind Kunststoffschläuche vorzuziehen
Gummihandschuhe	Schutz der Hände vor Verletzungen (Arbeitsschutz!)	aus vulkanisiertem Kautschuk oder aus Kunststoffen bestehend

Gegenstände aus Plasten

Viele der genannten Laborgeräte werden auch aus Plasten hergestellt. Sie haben einen hohen Gebrauchswert.

Duroplast-Gegenstände lassen sich sägen, bohren und fräsen. Sie sind koch- und relativ bruchfest, leicht und billig und besitzen eine gute chemische Beständigkeit. Als Experimentiergeräte eignen sich Löffel, Dosen, Schalen, Unterlagen, Becher, Schraubdeckel für Flaschen und Gläser.

Thermoplast-Gegenstände können geschweißt werden. In der Wärme werden sie weich (Erweichungstemperatur 75 °C bis 200 °C, Fließtemperatur 150 °C bis 200 °C).

Gegen organische Lösungsmittel sind sie im allgemeinen empfindlich.

Wichtige Thermoplaste sind Polyäthylen, Polystyrol, Polyvinylchlorid (Ekadur, Vinidur) und Polymethakrylat (Piakryl, Plexiglas).

Polyäthylen ist ein sehr leichter, biegsamer bis harter, fester Stoff, der sehr kältebeständig, wasserundurchlässig und chemisch sehr beständig ist. Er schmilzt bei 100 °C bis 120 °C. Aus Polyäthylen werden Folien, Schläuche, Rohre, Gefäße und Flaschen hergestellt. Spritzflaschen aus Polyäthylen haben sich sehr gut bewährt. Flaschen aus Polyäthylen sind zur Aufbewahrung alkalischer Substanzen hervorragend geeignet, nicht jedoch für konzentrierte Schwefel- und Salpetersäure und für organische Lösungsmittel.

Polystyrol hat hervorragende elastische Eigenschaften. Die Erweichungstemperatur liegt schon bei 80 °C bis 100 °C.

Polyvinylchlorid gehört zu den bedeutendsten und vielfältig anwendbaren Plasten. Es ist von guter Festigkeit, hat eine hohe Chemikalienbeständigkeit und läßt sich ausgezeichnet kleben und schweißen. Die Erweichungstemperatur liegt bei etwa 75 °C. Trinkröhrchen aus Polyvinylchlorid können beispielsweise gut mit der Schere geschnitten und in der Wärme leicht gebogen werden.

Polymethakrylat wird wegen seiner kristallklaren Durchsichtigkeit als „organisches Glas" verwendet. Gegenüber dem Silikatglas ist es leichter, läßt sich gut mechanisch bearbeiten, ist verklebbar und strahlendurchlässiger. Behälter aus Polymethakrylat („Plexiglas") sind für die Aufbewahrung von festen Substanzen aller Art geeignet.

Sonstige Gerätschaften

Reagenzglasbürsten werden in verschiedener Größe und Form zum Reinigen von Glas- und Plastegefäßen verwendet.

Magnesiastäbchen aus Magnesiumoxid sind feuerfest und werden bei Flammenproben eingesetzt.

Haarpinsel dienen zur Übertragung von Proben und Chemikalien sowie zum Säubern von Geräten und Gefäßen.

Schutzbrillen müssen bei allen Arbeiten getragen werden, bei denen mit Umherspritzen von heißen und ätzenden Stoffen gerechnet werden muß.

Feuchte Kammern dienen zur Herstellung von Räumen mit hoher Luftfeuchte. Für größere Objekte sind Exsikkatoren sehr geeignet, deren unterer Raum mit Wasser gefüllt ist. Je nach der Größe der benötigten Kammern werden Teller verwendet, die mit Wasser gefüllt werden, so daß der untere Rand einer Glasglocke darin eintaucht. Die Glocke wird mit feuchtem Filterpapier ausgekleidet.

Glasbearbeitung

Zum Aufbau und zur Herstellung einfacher Apparaturen ist es notwendig, die grundlegenden Arbeitsgänge der Glasbearbeitung zu kennen (HERBST 1963).

Anritzen des Glases bei der Trennung von Glasröhren erfolgt mit einem Glasrohrschneider (Glasmesser).

Trennen von Glasrohren geschieht durch Brechen des angeritzten Glasrohres rechtwinklig zur Achse oder bei stärkeren Glasröhren durch **Absprengen** mit einem Absprenghaken, dessen Bogendurchmesser genau dem Rohrdurchmesser der Glasröhre entspricht. Die angeritzte Glasröhre wird so lange innerhalb des glühenden Absprenghakens gedreht, bis ein Sprung zu sehen ist bzw. das Abspringen erfolgt.

Bei gebrochenen oder abgesprengten Glasteilen müssen die scharfrandigen Enden durch Rundschmelzen geglättet werden.

Ausweiten von Glasrohrenden erfolgt durch Auftreiber aus Messingblech, nachdem das Glas mit dem Bunsenbrenner bis zum Weichen erhitzt wurde. Da normale Gerätegläser eine Erweichungstemperatur von etwa 600 °C besitzen, muß die Flammentemperatur mindestens 1000 °C betragen.

Reinigung. Die Säuberung verunreinigter Glasgeräte bereitet oft größere Schwierigkeiten. Die Tabelle 246/1 enthält Hinweise für Reinigungsmittel.

Zum Säubern von Rohren sind laugen- bzw. benzolgetränkte Wattebausche zu verwenden, die mit Hilfe eines Drahtes durch die Rohre gezogen werden.

Tabelle 246/1 Mittel zur Reinigung von Glasgeräten

Verunreinigungen	Reinigungsmittel
Wasserlösliche Salze, Säuren, organische Stoffe, Äthanol, Propanon-2, Propantriol-(1, 2, 3)	kaltes und warmes Wasser
Metalle; wasserunlösliche Salze	rohe Salzsäure, Salzsäure und Salpetersäure
organische Stoffe (Fette)	Natriumkarbonatlösung, Natriumhydroxidlösung (10%ig), FW-6-Lösung, Fit
Öle, Teere, Harze	Tetrachlormethan, Trichloräthen, Benzol, Diäthyläther (Äthoxyäthan), Propanon-2, Äthanol
Harze	Chromschwefelsäure, Kaliumpermanganat

Bei hartnäckiger Verschmutzung muß die Chromschwefelsäure [3 Masseteile pulverisiertes Kaliumdichromat ($K_2Cr_2O_7$) in 35 Masseteilen Wasserlösung, 11 Masseteile konzentrierte technische Schwefelsäure hinzufügen] eingesetzt werden (Schutzbrille verwenden, größte Vorsicht beim Umgang mit der Chromschwefelsäure!).

Statt der Chromschwefelsäure können bei stärkerer Verschmutzung auch eine hochprozentige wäßrige Kaliumpermanganatlösung und anschließend warme Salzsäure verwendet werden.

Nach der Behandlung mit Reinigungsmitteln müssen alle Gefäße, die analytischen Arbeiten dienen, mehrmals mit destilliertem Wasser nachgespült werden.

Korkstopfen

Korkstopfen sind gegen höhere Temperaturen und organische Lösungsmittel relativ widerstandsfähig, werden jedoch von konzentrierter Schwefel- und Salpetersäure, konzentrierten Hydroxidlösungen, Chlor-, Jod- und Bromdämpfen zerstört.

Gummi

Gegenstände aus Gummi werden von vielen organischen Lösungsmitteln angegriffen. Salzsäuredämpfe und Chlor machen ihn schnell brüchig.

Weitere Ausführungen über Laborgeräte, Apparaturen, Techniken beim Zusammenbau von Experimentiergeräten sowie Hinweise über die beim Experimentieren zu verwendenden Chemikalien mit Angaben über den Umgang und die Aufbewahrung sind im Handbuch für den Chemieunterricht (MEYENDORF 1970) und Chemische Schulversuche (MEYENDORF 1977) enthalten.

2.6.2.3. Halbmikrotechnik

In zunehmendem Maße hat in den letzten Jahren die Halbmikrotechnik Anwendung gefunden. Der Grund hierfür ist in den Vorteilen zu suchen, die das Arbeiten nach dieser Methode mit sich bringt, z. B.:

- geringer Bedarf an Untersuchungssubstanz,
- geringer Verbrauch an Reagenzien (z. B. 0,1 g bis 0,01 g, 2,0 ml bis 0,05 ml),
- einfache Arbeitstechnik,
- geringer Zeitaufwand.

Beim Arbeiten im Halbmikromaßstab müssen folgende Hinweise besonders beachtet werden:

- Alle Geräte müssen trocken oder staubfrei sein oder vor der Benutzung mit destilliertem Wasser gut gesäubert werden! Bereits geringste Verunreinigungen können zu Fehlern führen!
- Nur reine Reagenzien („für analytische Zwecke") verwenden!
- Reagenzienflaschen stets verschlossen halten! Werden Verschlüsse, die mit Pipetten ausgestattet sind, verwechselt, sind die Reagenzien zu verwerfen und die Flaschen gründlich zu reinigen.
- Peinlichste Sauberkeit am Arbeitsplatz. Auf dem Arbeitsplatz nur Geräte belassen, die für die Ausführung notwendig sind. Übersichtliche Anordnung dieser Geräte.

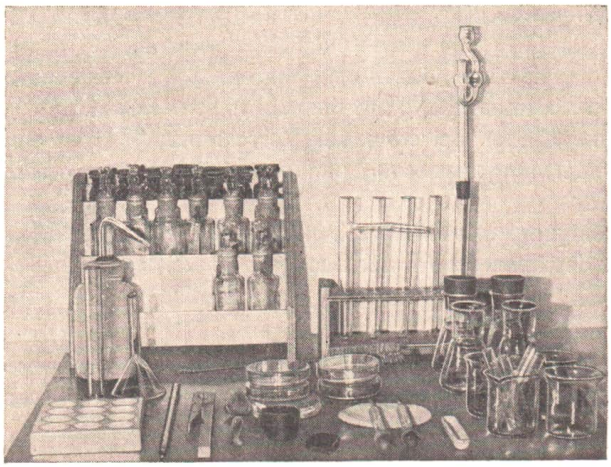


Abb. 248/1
Arbeitsplatz für
die Halbmikroanalyse

Die Halbmikrotechnik eignet sich besonders für Schülerarbeiten, da sie billig, ungefährlich und zeitsparend ist (PIETSCH 1962, 1965).

Die im Makromaßstab verwendeten Geräte sind zur richtigen Dosierung der beim Halbmikroverfahren benutzten geringen Mengen an Untersuchungssubstanz und Reagenzien in den meisten Fällen nicht geeignet. Deshalb wurden für das Halbmikroverfahren spezielle Geräte entwickelt und auch sonst übliche Laborgeräte mit kleineren Abmessungen hergestellt (Abb. 248/1).

Zur Aufbewahrung der kleinen Flüssigkeitsmengen eignen sich Halbmikro-Standflaschen mit einem Inhalt von etwa 30 ml und quadratischer Grundfläche zum platzsparenden Abstellen. Die Flaschenverschlüsse sind zur besseren Dosierung mit Pipetten ausgestattet, die es ermöglichen, Reagenzien aus den Flaschen zu entnehmen, ohne die Flaschen aus dem Flaschengestell herauszunehmen.

Die kleinen Flüssigkeitsmengen werden mit Tropfern, die am unteren Ende zu einer Spitze ausgezogen und am oberen Ende mit einem kleinen Saugball versehen sind, von einem Gefäß in ein anderes übergeführt. Dabei soll die Flüssigkeit nicht an den Wandungen der Reaktionsgefäße herunterlaufen, sondern im freien Fall zur vorgelegten Substanz gelangen.

Als Halbmikrospatel eignen sich Spatel aus rostfreiem Stahl, die auch in der zahnärztlichen Praxis angewendet werden. Sie dienen zur Entnahme von festen Substanzen und zur Zugabe von Feststoffen zu den Untersuchungssubstanzen.

Die in der Halbmikroanalyse üblichen Reagenzgläser entsprechen in ihrer Form einem normalen Reagenzglas. Ihre Abmessungen betragen jedoch nur 75 mm × 9,5 mm. Es werden graduierte und nicht graduierte Halbmikroreagenzgläser unterschieden. Durch die Millimetereinteilung auf den graduierten Gläsern ist eine genaue Dosierung möglich.

Halbmikrorührstäbe sind am unteren Ende zur besseren Durchmischung der in den Reagenzgläsern enthaltenen Flüssigkeiten abgeplattet. Der Durchmesser der Abplattung beträgt etwa 6 mm. Halbmikrokochgläser zum Erhitzen größerer Flüssigkeitsmengen über freier Flamme haben eine Höhe von 60 mm, einen Durchmesser von 26 mm und ein Volumen von 25 ml.

Auf Tüpfelplatten und Objektträgern werden Reaktionen mit geringen Substanzmengen ausgeführt.

Auch Abdampfschalen aus Geräteglas, Uhrgläser, Porzellantiegel und Spritzflaschen werden mit geringen Abmessungen gesondert für das Halbmikroverfahren hergestellt.

Die in der Halbmikrotechnik eingesetzten Bunsenbrenner sind mit einer Einrichtung für eine Sparflamme versehen.

Zur Vermeidung von Überhitzung und Siedeverzug bei kleinen Flüssigkeitsmengen, die sich in Reagenzgläsern befinden, wird ein Wasserbad (400 ml Becherglas mit Wasserbadeinsatz) zur Aufnahme der Reagenzgläser benutzt.

Zur Phasentrennung kann das Halbmikrofilterrohr mit chemisch reiner Watte (Verbandwatte) als Filtermaterial verwendet werden. Nähere Angaben zur Arbeitstechnik der Phasentrennung durch Druckfiltration oder durch Zentrifugieren sowie zu speziellen Geräten und Labortechniken des Halbmikroverfahrens sind in AUTORENKOLLEKTIV 1965 Band 2, Seite 50 ff. zu finden.

Die wichtigsten Halbmikrotechniken sind die Reagenzglasprobe, die Tüpfelprobe, die Probierbecherprobe, die Mikrosublimation, die Kleindestillation, die Perlenprobe und die Flammenprobe.

Bei Mengen von 1 ml bis 2 ml Gesamtflüssigkeit wird die **Reagenzglasprobe** angewendet.

Stehen uns nur wenige Tropfen zur Verfügung, erfolgt die **Tüpfelprobe.** Bei der Objekttüpfelprobe wird das Reagenz direkt auf das Untersuchungsobjekt aufgetragen (z. B. Jod-Kaliumjodidlösung auf die durchschnittene Kartoffel). Bei der Schälchentüpfelprobe werden zu der kleinen Menge der festen oder flüssigen Probe in der Tüpfelplatte oder im Probierlöffel ein oder einige Tropfen des flüssigen bzw. eine Prise der festen Reagenz zugefügt. Bei der Papiertüpfelprobe können auch die bekannten Reagenz- oder Indikatorpapiere verwendet werden.

Die **Flammenprobe** wird mit der Ösennadel, einem speziellen Gerät der Halbmikrotechnik, bei dem eine Öse aus Chrom-Nickeldraht in eine Glasröhre eingeschmolzen wird, durchgeführt. Die Ösennadel wird zunächst mit Salzsäure angefeuchtet und ausgeglüht, darauf in die Substanz getaucht und in der nichtleuchtenden Flamme zum Glühen gebracht. Beim Glühen entstehen charakteristische Färbungen, Natrium färbt die Flamme beispielsweise gelb.

2.7. Arbeiten mit Mikroorganismen

Um mit Mikroorganismen (Bakterien, Schimmelpilzen, Hefen, einzelligen Algen, Protozoen) arbeiten zu können, müssen von ihnen Kulturen angelegt werden. Die mikrobiologischen Arbeitsmethoden sind sehr vielseitig, so daß hier nur eine Auswahl grundlegender Arbeitstechniken getroffen wird. Für weiterführende Untersuchungen mit Mikroorganismen bedarf es einer Reihe weiterer Untersuchungsmethoden (SCHRÖDER 1975).

Die folgenden Darlegungen beschränken sich auf solche Mikroorganismen, mit denen in der Schule gearbeitet werden darf, die relativ leicht zu beschaffen und die Lehrplanobjekte sind.

Der Umgang mit Mikroorganismen erfordert besondere Sauberkeit und Sorgfalt. Da sich in unserer Umgebung überall Mikroben befinden, ist die sterile Arbeitsweise eine Grundvoraussetzung für das Gelingen mikrobiologischer Arbeiten. Die Tische sollten so beschaffen sein, daß ihre Oberfläche leicht und gründlich zu desinfizieren ist. Grundsätzlich muß an der Flamme gearbeitet werden, um das Herabfallen von Luftkeimen durch die aufsteigende heiße Luft zu verhindern. Stopfen werden nicht auf der Tischplatte abgelegt, sondern beim Arbeiten in der Hand behalten. Unnötige Bewegungen, Umherlaufen und Sprechen sollten vermieden werden. Wenn diese Grundsätze beachtet werden, wird ausreichende Sterilität erzielt.

2.7.1. Sterilisation

Unter Sterilisation wird die Beseitigung aller lebensfähigen Mikroorganismen verstanden. Sie kann mit keimtötenden Stoffen (chemische Sterilisation) oder mit Hitze, energiereichen Strahlen oder durch Sterilfiltration (physikalische Methoden der Sterilisation) erfolgen.

2.7.1.1. Chemische Sterilisation

Um Hände, Tische und Räume annähernd keimfrei zu machen, wird eines der käuflichen Desinfektionsmittel wie Fesiamon, Fesiasept oder Wofasept in einer Konzentration von 2 bis 4% oder 70 bis 80%iger Alkohol verwendet (SCHRÖDER 1975, S. 32 ff.). Zur Raumdesinfektion ist Formalin (4%iges Formaldehyd) besonders geeignet, da Formalindämpfe fast alle Keime abtöten.

2.7.1.2. Physikalische Methoden der Sterilisation

Durch direktes Erhitzen über einer offenen Flamme können Pinzetten und Impfnadeln sterilisiert werden. Die Impfnadel wird zunächst schräg in den kalten Teil der Flamme gehalten, um das keimhaltige Material anzutrocknen und dann in der gleichen Lage im heißen Teil der Flamme ausgeglüht. Stopfen und die Ränder von Glasgefäßen werden durch die Flamme gezogen, sie werden abgeflammt.

Glasgefäße (z. B. Kulturgefäße, Pipetten) werden mittels heißer Luft sterilisiert. Es ist notwendig, die Gegenstände vor der Sterilisation in Papier einzuwickeln, um eine nachträgliche Verunreinigung zu vermeiden. Anschließend werden sie für 1 bis 2 Stunden in einem Heißluftsterilisator oder einem regulierbaren Trockenschrank einer Temperatur von etwa 150 °C ausgesetzt. Die richtige Temperatur ist dann erreicht, wenn Wattestopfen oder das Papier anfangen sich zu bräunen.

Nährböden werden durch Wasserdampfsterilisation keimfrei gemacht. Das geschieht entweder durch fraktionierte Sterilisation im Dampftopf oder durch Sterilisation mit hochgespanntem Wasserdampf im Autoklaven. Bei der fraktionierten Sterilisation werden die Nährböden dreimal im Abstand von 24 Stunden jeweils dreißig Minuten bei 105 °C erhitzt. Steht kein Dampftopf zur Verfügung, so erfüllt ein Einkochapparat mit Einsatz oder ein Kartoffeldämpfer den gleichen Zweck (Abb. 251/1). Größere Gefäße werden frei, Kulturröhrchen oder Reagenzgläser in einem Becherglas auf den Bodeneinsatz gestellt. Gefäße, die mit Watte- oder Zell-

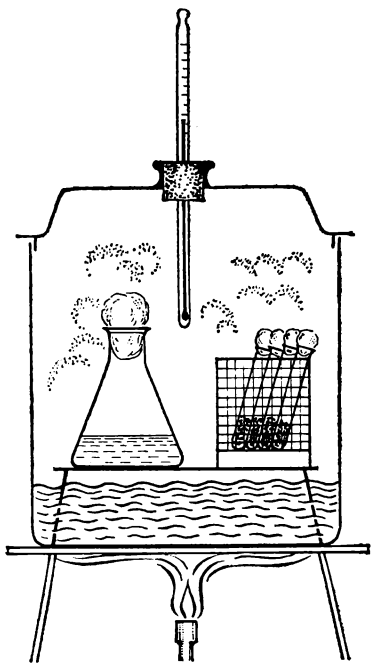


Abb. 251/1
Einfaches Sterilisationsgerät

stoffstopfen verschlossen sind, müssen mit Pergamentpapier oder Aluminiumfolie abgedeckt werden, um ein Feuchtwerden der Stopfen zu vermeiden. Im Autoklaven ist eine einmalige Sterilisation der Nährböden von dreißig Minuten ausreichend, denn infolge des Überdruckes und der höheren Temperatur werden in dieser Zeit alle Mikroorganismen abgetötet. Da in der Schule in der Regel kein Autoklav zur Verfügung steht, kann ein Schnellkochtopf verwendet werden. Der Topf muß fest verschlossen werden und die Heizquelle wird so reguliert, daß die Dampfspannung über dreißig Minuten erhalten bleibt. Der Schnellkochtopf darf erst geöffnet werden, wenn der Dampf wieder völlig entspannt ist.

Bei der Sterilfiltration werden die Keime durch spezielle Filter aus Glas, Kieselgur oder organischen Kolloiden aus den Lösungen abgetrennt. Sie wird vorwiegend bei thermolabilen Substanzen angewandt.

Arbeitsräume, Arbeitsflächen und die Raumluft werden mit Hilfe energiereicher Strahlen sterilisiert. Meist werden dazu UV-Strahler benutzt. Für die Schule eignen sich Strahler für kosmetische Zwecke (z. B. Höhensonne).

2.7.2. Herstellung von Nährböden

Zur Züchtung von Mikroorganismen sind Nährmedien notwendig, die Wasser, Kohlenstoff- und Stickstoffquellen enthalten. Es wird zwischen natürlichen und künstlichen Nährmedien unterschieden. Bei den natürlichen handelt es sich um pflanzliche oder tierische Produkte wie Fleischbrühe, Milch, Kartoffelscheiben, Brot oder Malzextrakt; die künstlichen Nährböden sind nach Art und Menge ihrer Bestandteile chemisch definiert. Einen Universalnährboden für alle Mikroorganismen gibt es nicht. Nach der Konsistenz werden die Nährböden in feste und flüssige unterteilt. Als Verfestigungsmittel dienen entweder Agar (2%) oder Gelatine (10%). Agar wird im Handel in Pulver- oder Fadenform angeboten. Fadenagar sollte vor seiner Verwendung 24 Stunden gewässert werden. Agar ist besonders für mikrobiologische Arbeiten geeignet, da er erst bei etwa 96 °C schmilzt und bereits bei 45 °C erstarrt. Beim Arbeiten mit Gelatine muß beachtet werden, daß diese schon bei 28 °C schmilzt. Solche Nährböden können nicht bei höheren Temperaturen bebrütet werden. Außerdem verliert Gelatine bei längerem Erhitzen ihre Gelierfähigkeit und wird von einer Reihe von Mikroorganismen verflüssigt.

2.7.2.1. Nährböden für Bakterien

Viele Bakterien wachsen gut auf einem Nährmedium folgender Zusammensetzung:

Fleischextrakt	0,3%	Kochsalz	0,5%
Malzextrakt	1,0%	Agar	2,0%
Pepton	1,5%	Aqua dest.	95,2%

Alle Bestandteile werden eingewogen, mit der entsprechenden Wassermenge versetzt und in einem Erlenmeyerkolben mittels Wasserdampf aufgeschmolzen. Der *p*H-Wert des Gemisches wird mit einer 10%igen Natriumkarbonatlösung unter Prüfung mit Unitest-Indikatorpapier auf 7 bis 7,2 eingestellt. Sind kein Fleischextrakt oder Pepton vorhanden, so kann käuflicher Hefeextrakt an deren Stelle benutzt werden. Fleischextrakt kann außerdem durch Brühwürfel ersetzt werden. Brühwürfel werden in heißem Wasser aufgelöst, das Gemisch läßt man erkalten und entfernt das Fett. In der gleichen Zusammensetzung ist das Medium auch als flüssiger Nährboden zu verwenden, es fehlt lediglich der Agar. Für die Schule sehr zweckmäßig sind die im Handel erhältlichen Fertignährböden, die nur mit Wasser angerührt, aufgeschmolzen und sterilisiert werden müssen (vgl. SCHRÖDER 1975, S. 42).

An natürlichen Substraten eignen sich sehr gut Keile oder Scheiben gekochter Kartoffeln zur Kultivierung von Bakterien.

2.7.2.2. Nährböden für Schimmelpilze und Hefen

Schimmelpilze gedeihen gut auf einem Nährboden der folgenden Zusammensetzung (Malzagar):

Malzextrakt 3,5% Pepton 0,5% Agar 2,0%

Da Pilze besser im sauren Milieu wachsen, reicht der natürliche *p*H-Wert von 5 bis 6 aus. Als natürliche Substrate zur Kultivierung von Schimmelpilzen eignen sich Scheiben oder Keile aus Mohrrüben, Schwarzbrot oder Pferdemist. Weitere Nährböden sind beschrieben bei SCHRÖDER (1975), S. 202f.

Zur Kultivierung von Hefen sind entweder Malzagar oder Hefeextraktagar der nachfolgenden Rezeptur besonders geeignet:

Hefeextrakt 3,0% Glukose 2,0% Agar 2,0%

Auch für die Hefen liegt der günstigste *p*H-Wert des Nährbodens bei 5. Um die Sporenbildung zu begünstigen, sind Spezialnährböden (vgl. SCHRÖDER 1975, S. 174) notwendig.

Nährböden für Bakterien, Schimmelpilze und Hefen werden nach dem Kochen zunächst filtriert. Die Filtration der festen Nährböden erfolgt am besten durch eine Schicht Watte. Ein großer Trichter wird mit einer Lage Mull, auf der sich die mit heißem Wasser befeuchtete Watte befindet, ausgelegt. So wird verhindert, daß der Agar während der Filtration geliert.

An Stelle des Filtrierens kann das nach der Rezeptur hergestellte Nährmedium auch in hohe Bechergläser gegossen werden und darin erstarren. Nach dem Erkalten ist die unterste Schicht, in der sich die Verunreinigungen befinden, abzuschneiden und zu verwerfen.

Nach dem Filtrieren werden die Nährböden in Kulturröhrchen (Reagenzgläser ohne umgebogenen Rand) portioniert. Zum Gießen von Petridoppelschalen werden jeweils 13 ml Nährboden (Hochschichtröhrchen), für Schrägröhrchen jeweils 6,5 ml abgefüllt. Es ist vorteilhaft, den Nährboden zu portionieren, damit er nach der Sterilisation gleich gebrauchsfertig zur Verfügung steht. Größere Portionen können auch in Erlenmeyerkolben abgefüllt werden. Nach dem Portionieren werden die Gefäße verschlossen. Kulturröhrchen werden, wenn keine käuflichen Verschlüsse wie Gummikappen oder Kapsenbergkappen zur Verfügung stehen, mit Zellstoffstopfen verschlossen. Es werden 6 cm breite Zellstoffstreifen geschnitten, die einmal zusammengelegt und bis zur gewünschten Dicke fest zusammengerollt werden. Die nichtfasernde Seite kommt in das Glas. Der Stopfen darf nicht zu fest und nicht zu locker sitzen und muß beim Herausziehen ein charakteristisches Geräusch geben. Erlenmeyerkolben werden mit Wattestopfen, die mit Mull verkleidet sind, verschlossen. Der portionierte Nährboden wird danach entweder im Dampftopf fraktioniert sterilisiert oder im Autoklav steril gemacht. Schrägröhrchen werden nach der Sterilisation noch im flüssigen Zustand schräg gelegt. In dieser Lage erstarrt

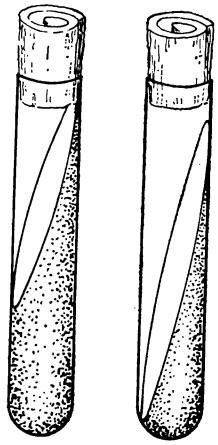


Abb. 254/1
Kulturröhrchen mit schräg erstarrtem Agar
(links: falsch, rechts: richtig)

der Nährboden. Er darf nicht bis zum Rand laufen (Abb. 254/1), weil dann die Gefahr einer Verunreinigung besteht.

Zum Gießen von Platten (Petridoppelschalen) wird der Agar in den Hochschichtröhrchen im Wasserbad verflüssigt. Beim Gießen ist darauf zu achten, daß der Deckel der Petrischale nur soweit geöffnet wird, daß das Röhrchen zwischen den Schalenhälften ausgegossen werden kann.. Der Rand des Röhrchens ist nach dem Öffnen abzuflammen. Den Nährboden in der Petrischale läßt man, nachdem er durch leichtes Schwenken gleichmäßig verteilt wurde, auf einer ebenen Fläche erstarren.

2.7.2.3. Nährböden für einzellige Algen

Einzellige Grünalgen lassen sich über längere Zeiträume sowohl in flüssigen als auch auf festen Nährböden kultivieren. Einfache Medien, auf denen auch *Chlorella* gut gedeiht, sind Nährböden nach KNOP oder PRINGSHEIM.

Nährlösung nach KNOP		Nährlösung nach PRINGSHEIM	
Kalziumnitrat	0,1%	Ammoniummagnesium-phosphat	0,1%
Kaliumdihydrogen-phosphat	0,025%	Kaliumsulfat	0,025%
Magnesiumsulfat	0,025%	Eisen-II-phosphat	eine Spur
Kaliumchlorid	0,025%		
Eisen-III-chlorid	eine Spur		

Diese Medien können mit Agar verfestigt als feste Nährböden dienen. An Stelle der KNOPschen Nährlösung kann auch Wopil-Nährlösung benutzt werden, die nach Vorschrift hergestellt wird. Besonders gut lassen sich einzellige Grünalgen in Erd-Wasser-Extrakten kultivieren. Ein Kilogramm Gartenerde wird mit einem Liter Wasser eine Stunde im Dampftopf extrahiert, filtriert und auf zehn Liter aufgefüllt. Der Zusatz von Erdabkochung zur KNOPschen Nährlösung begünstigt das Algenwachstum sehr. Der *p*H-Wert des Nährmediums sollte bei 6 bis 6,5 liegen. Er wird mit Natriumkarbonatlösung eingestellt. Die Kultivierung kann in Erlenmeyer-

kolben oder in Petridoppelschalen erfolgen. Algen wachsen am besten bei diffusem Tageslicht, direktes Sonnenlicht ist zu vermeiden. Der beste Standort ist deshalb ein Nordfenster. Das Temperaturoptimum liegt bei 15 °C bis 20 °C. Da sterile Algenkulturen nur schwer zu erhalten sind, müssen die Nährböden nicht sterilisiert werden. Das Impfmaterial sollte jedoch sauber und artrein sein.

Algen kommen als Bewuchs an Baumrinden, an Glasscheiben von Gewächshäusern, auf Erde oder im Wasser vor. Von diesen Ausgangsmaterialien werden die Algen zunächst auf einen festen Nährboden in Petridoppelschalen übertragen und nach genauer mikroskopischer Betrachtung die entsprechenden Algen isoliert und überimpft. Sie können dann in der angegebenen Weise über längere Zeiträume, bei regelmäßiger Erneuerung des Mediums in Abständen von vier Wochen, weiterkultiviert werden, so daß für Untersuchungszwecke stets Material vorrätig ist.

2.7.2.4. Kultivierung von Protozoen

Protozoen sind z. B. im Plankton, Schlamm, in Gartenerde oder Moospolstern zu finden. Eine Rohkultur kann zunächst aus Pflanzenaufgüssen gewonnen werden. Es werden Gläser mit frischen oder schon zersetzten Pflanzenteilen (z. B. Heu, Stroh, Laub, Salatblättern) und Wasser gefüllt und warmgestellt. Nach einigen Tagen entwickeln sich die ersten Protozoen. In den Infusorien erreichen zuerst die Flagellaten ihr Entwicklungsoptimum, nach 4 bis 6 Wochen die Paramezien und zuletzt die Amöben. Nach mikroskopischer Betrachtung können die Protozoen isoliert und weiterkultiviert werden.

Paramezien

Pantoffeltierchen können aus Pflanzenaufgüssen gewonnen werden. Sehr gut geeignet sind ausgekochte Salatblätter, die in Gazebeuteln in Gläser mit gekochtem Wasser gehängt werden. Es entwickelt sich hier eine für Paramezien besonders günstige Bakterienflora. Zur Weiterkultur oder für Untersuchungen können sie leicht aus den Aufgüssen isoliert werden, wenn dieselben in 50 cm lange Glasröhren mit einem Durchmesser von 2 cm gefüllt werden (Paramezienfallen). Nach einigen Stunden sammeln sich infolge der negativen Geotaxis die Pantoffeltierchen an der Oberfläche und sind nun leicht zu entnehmen. Zur Kultivierung können sie in 0,02%ige Fleischextraktlösung übertragen werden. Bei Lebendbeobachtungen ist es vorteilhaft, die Beweglichkeit der Paramezien durch den Zusatz einer 3%igen Gelatinelösung einzuschränken.

Amöben

Amöben können entweder aus flachen Teichen oder Tümpeln, aus Aufgüssen oder aus Moospolstern isoliert werden. Die Moospolster werden mit Wasser ausgepreßt und dieses Wasser wird anschließend durch ein Sieb mit einem Maschenabstand von 0,5 mm bis 0,6 mm gegossen. Wird ein Deckgläschen auf Infusorien gelegt, so sammeln sich die Amöben an deren Unterseite, sie können auf diese Weise isoliert und anschließend weiterkultiviert werden. Die Kultivierung findet in Erdabkochungen

(1 kg Gartenerde mit 1 l Wasser kochen, filtrieren und mit destilliertem Wasser 1:20 verdünnen) oder in Wasser mit 2 bis 5 Weizenkörnern statt. Die Kultur erfolgt am besten in kleinen Glasgefäßen, die lichtdicht abgedeckt werden, um die Entwicklung von Algen zu verhindern. Sollen die Amöben über längere Zeiträume kultiviert werden, ist es notwendig, sie mit Paramezien zu füttern und das Medium monatlich zu erneuern.

Euglenen

Euglenen sind in Tümpeln und Gräben zu finden. Ihre Kultivierung kann in Tümpelwasser mit Rinderdung oder in 0,1%iger KNOPscher Nährlösung erfolgen. Sie lassen sich auch gut auf festen Nährböden züchten, die mit Agar verfestigt wurden. Dauerkulturen von *Euglena* werden in Petrischalen gehalten, die mit Erdabkochung in Tümpelwasser und einem Grünkorn (gedarrte Spelzkörner) beschickt sind. Die Petrischalen sollten zusätzlich mit Saprolegniamyzel beimpft werden. Dieses Myzel erhält man, wenn Grünkörner in Wasser gelegt werden. Schon nach wenigen Tagen bildet sich an den Körnern ein dichtes Myzel, das eine Hauptnahrung für viele Protozoen darstellt. In dem zuletzt genannten Kulturmedium sind auch alle anderen Protozoen mit gutem Erfolg zu züchten.

2.7.3. Die Anlage von Reinkulturen

Unter Reinkulturen wird die Anhäufung einer Art von Mikroorganismen verstanden, die gewöhnlich aus einem Keim hervorgegangen ist. Um solche Reinkulturen zu gewinnen, ist es notwendig, die Mikroorganismen, die uns in der Natur als Rohkulturen entgegentreten, auf Nährböden als Mischkulturen zu züchten, um dann aus diesen Kulturen mit Hilfe fester Nährböden Reinkulturen herzustellen. Dabei spielen das Impfen und Bebrüten eine besondere Rolle.

2.7.3.1. Impfen

Beim Impfen werden Mikroorganismen von Nährböden oder natürlichen Substraten auf andere Nährböden oder Substrate übertragen. Am Beispiel der Übertragung von Mikroorganismen aus einer Petrischale in ein Kulturröhrchen soll die Impftechnik beschrieben werden. Sinngemäß ist sie auf alle anderen Kulturgefäße übertragbar. Die erste Voraussetzung ist ein sauberer Arbeitsplatz, an dem kein Luftzug herrschen darf. Die ausgeglühte Impfnadel wird in die rechte Hand zwischen Daumen und Zeigefinger genommen, der Deckel der Petrischale, in der sich das Ausgangsmaterial befindet, nur so weit mit der linken Hand geöffnet, daß die Impfnadel eingeführt werden kann. Sofort nach der Entnahme des Materials wird die Schale wieder verschlossen. Das Reagenzglas mit dem sterilen Nährboden wird nun in die linke Hand genommen, schräg gehalten, der Stopfen zwischen Kleinfinger und Kleinfingerballen oder zwischen vierten und fünften Finger der rechten Hand geklemmt und herausgezogen. Darauf wird der Rand des Kulturröhrchens abgeflammt, die Nadel in das Röhrchen eingeführt und das Material übertragen. Bei

Schrägagar ist die Impfnadel leicht über den Nährboden, der dabei nicht verletzt werden darf, zu ziehen (Abb. 257/1). In Hochschichtröhrchen wird durch Einstechen der Nadel in den Agar eine Stichkultur angelegt. Nach dem Beimpfen werden der Rand des Röhrchens und der untere Teil des Stopfens abgeflammt und das Röhrchen wieder verschlossen. Das Glas wird mit Fettstift beschriftet und abgestellt. Das Überimpfen von Kulturröhrchen zu Kulturröhrchen verläuft sinngemäß in gleicher Weise. Beim Impfen ist immer so zu arbeiten, daß die in der Luft schwebenden Keime die Geräte nicht infizieren, dabei ist an der Flamme zu arbeiten. Die Stopfen dürfen nicht auf dem Tisch abgelegt werden. Die Impfnadeln sind stets vor und nach Gebrauch auszuglühen.



Abb. 257/1
Beimpfen von Schrägagar

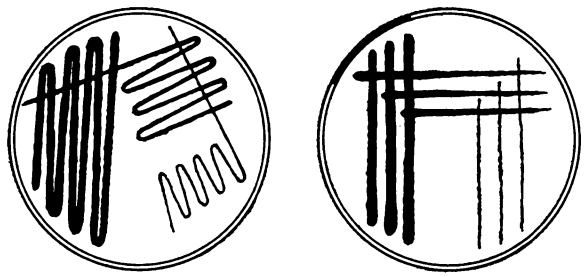


Abb. 257/2
Gewinnung von Einzelkolonien durch Verdünnen im Impfstrich

2.7.3.2. Trennung von Mischkulturen

Bei der Anlage von Reinkulturen ist von Mischkulturen auszugehen. Sie sind am einfachsten von Fangplatten zu erhalten. Mit sterilem Nährboden beschickte Petridoppelschalen werden geöffnet und 5 bis 10 Minuten der Luft ausgesetzt (exponiert), dann wieder verschlossen und verkehrt herum (kopfstehend) aufbewahrt. Mischkulturen können auch aus natürlichen Substraten (z. B. Fleischwasser, Aufgüssen, Milch) gewonnen werden. Einige Tropfen des Materials werden mit der Impfnadel in eine sterile Petrischale gebracht und mit dem aufgeschmolzenen und auf etwa 45 °C abgekühlten Agar durch leichtes Schwenken der Schale vermischt. Nach einigen Tagen sind auf den Platten Kolonien von verschiedener Form, Größe, Farbe und Konsistenz zu erkennen.

Aus den Mischkulturen werden die Mikroorganismen nun noch einmal vereinzelt. Die Verdünnung kann direkt auf der Platte erfolgen, indem mit einer Impföse vom Rande einer einzelnliegenden Kolonie wenig Material entnommen und in einer Wellenlinie ein Teil der Petrischale beimpft wird. Dann wird die Impfnadel ausgeglüht, man läßt sie erkalten und verteilt das Material des ersten Impfstriches in einem zweiten und nachfolgenden dritten Impfstrich (Abb. 257/2).

Eine weitere Möglichkeit ist die Objektträgerverdünnung. Mit einer ausgeglühten Impfnadel werden eine Reihe von Tropfen sterilen Wassers auf einen sterilen Objektträger gebracht. Eine Spur Material aus der Rohkultur wird mit der Impfnadel entnommen und im ersten Tropfen verrührt, daraus wird dann wieder etwas Material in den zweiten Tropfen übertragen und die Verdünnung so bis zum fünften oder sechsten Tropfen fortgesetzt. Der letzte Tropfen wird auf einem sterilen Nährboden verstrichen. Die sich entwickelnden Kolonien liegen meist gut getrennt voneinander.

Reinkulturen können auch mit Hilfe des KOCHschen Gußplattenverfahrens und des modifizierten Verfahrens nach KOCH gewonnen werden (SCHRÖDER 1975, S. 57 bis 59). Es ist nun einfach, eine Reinkultur von der gewünschten Kolonie herzustellen. Vom Rande der Kolonie wird Material entnommen und damit ein Schrägagarröhrchen beimpft. Um nicht immer wieder neue Reinkulturen herstellen zu müssen, ist es zweckmäßig, sich eine Sammlung von Bakterien oder Schimmelpilzreinkulturen anzulegen, die vor Licht und Staub geschützt, kühl und trocken aufbewahrt werden. Um das Austrocknen des Nährbodens zu verhindern, werden die Röhrchen mit den Zellstoffstopfen in verflüssigtes Paraffin getaucht. Von Zeit zu Zeit ist ein Überimpfen auf frischen Nährboden notwendig.

Um die Vermehrung der Mikroorganismen zu beschleunigen, können die Gefäße mit dem beimpften Nährboden bei Temperaturen von 37 °C (Bakterien) und 25 °C (Schimmelpilze) bebrütet werden. Petridoppelschalen werden verkehrt herum, d. h. kopfstehend, bebrütet, damit das Schwitzwasser nicht auf den Nährboden tropft und dadurch die Kolonien zusammenlaufen. Zum Bebrüten ist am besten ein Brutschrank mit konstanter Temperatur geeignet. Ein Brutschrank kann aus einer Holzkiste 20 cm × 20,5 cm × 42 cm selbst hergestellt werden, der durch eine 15- oder 40-Watt-Glühbirne erwärmt wird (Abb. 258/1). Für Reagenzglaskulturen werden Thermosgefäße, die bis zur Hälfte mit Wasser von etwa 40 °C gefüllt werden, zum Bebrüten verwendet (Abb. 258/2).

Selbstverständlich können die Kulturen auch in die Nähe eines Ofens oder einer Zentralheizung gestellt werden. Bei Verwendung von Gelatinenährböden ist darauf zu achten, daß diese bei Temperaturen unter 25 °C bebrütet werden müssen.

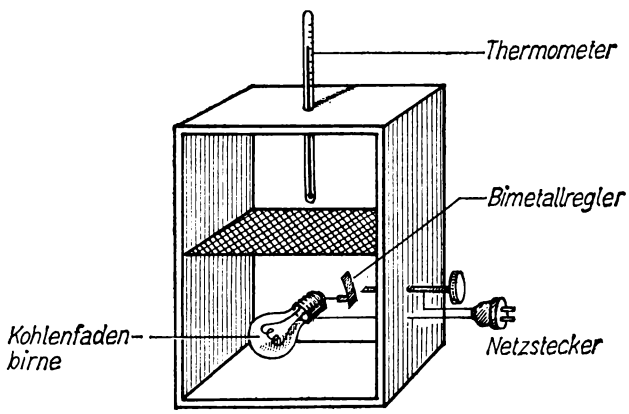


Abb. 258/1
Selbstgebauter Brutschrank

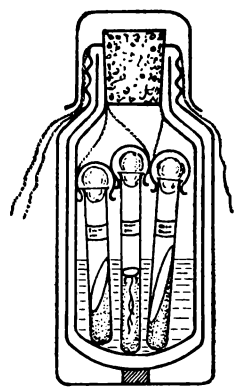


Abb. 258/2
Reagenzglaskulturen in einem Thermosgefäß

2.7.3.3. Anreicherungskulturen

Die Gewinnung von Reinkulturen wird erleichtert, wenn von Anreicherungskulturen ausgegangen wird. Es handelt sich dabei um Kulturen von Mikroorganismenarten, die mehr oder weniger auf bestimmte Substrate spezialisiert sind. In einem entsprechenden Medium bilden sich Anhäufungen dieser Art, während andere Arten zurücktreten. Für einige Organismen, mit denen auch in der Schule gearbeitet werden darf, seien Nährsubstrate für Anreicherungskulturen genannt.

Stickstoffbindende Bakterien (z. B. Azotobacter): In 100 ml Bodenextrakt werden 0,05 g Dikaliumhydrogenphosphat und 1 g Mannit gelöst, in einer flachen Schicht ausgegossen und mit Erde beimpft.

Essigsäurebakterien: Äthanolische Flüssigkeiten (z. B. Wein, Bier) werden in offenen Gefäßen aufgestellt. Die sich bildende Kahmhaut besteht aus Essigsäurebakterien.

Milchsäurebakterien: Sie entwickeln sich in saurer Milch oder Sauerkrautsaft.

Heubazillus (*Bazillus subtilis*): Wiesenheu wird mit viel Wasser gekocht und in einem Becherglas stehengelassen. Nach einigen Tagen bildet sich eine Kahmhaut, die aus Heubazillen besteht.

Blutbakterien (*Serratia marcescens*): Rote Kolonien von Blutbakterien entwickeln sich im Sommer spontan auf Stärkekleister, halbgargekochten Kartoffeln oder Reisbrei.

Purpurbakterien: Reagenzgläser werden mit wenig gekochtem Hühnereiweiß und Teichwasser beschickt. Nach 3 bis 6 Wochen tritt eine kräftige Rotfärbung, die durch Purpurbakterien hervorgerufen wird, auf.

Leuchtbakterien: Rohes Seefischfleisch wird bis zur Hälfte mit einer 3%igen Natriumchloridlösung übergossen und bei etwa 12 °C gehalten. Die Weiterkultivierung kann in Nährlösung aus Fischabkochung mit 3% Natriumchlorid, 1% Glyzerin, 1% Pepton und 1% Asparagin erfolgen.

Gießkannenschimmel (*Aspergillus*): Feuchtes Brot wird in Petridoppelschalen bei verschiedenen Temperaturen gehalten.

Milchschimmel (*Oidium lactis*): Milchschimmel entwickelt sich als weißer samtartiger Belag auf Sauermilch.

Algen und Protozoen siehe Seite 254 und 255.

Mit Hilfe von Reinkulturen lassen sich an Mikroorganismen zahlreiche Untersuchungen durchführen, auf die hier nur kurz eingegangen werden soll.

2.7.4. Mikroskopie von Mikoororganismen

Zur Mikroskopie von Mikroorganismen sind Schülermikroskope nur bedingt geeignet. Während Protozoen und viele der einzelligen Algen noch gut zu erkennen sind, können Bakterien und Hefen nicht mit dem Schülermikroskop untersucht werden.

Kursmikroskope werden hingegen den Anforderungen von Schülern oberer Klassen, Studenten und Lehrern gerecht. Voraussetzung für eine erfolgreiche Beobachtung von Mikroorganismen ist eine optimale Beleuchtung: das Licht muß zentrisch in den Tubus fallen (KÖHLERsches Beleuchtungsprinzip). Um Lichtverluste zu vermeiden, kann mit Ölimmersion gearbeitet werden. Der Zwischenraum zwischen Frontlinse und Deckglas wird mit einem kleinen Tropfen des Immersionsöls ausgefüllt, sein Brechungsindex ist dem des Glases ähnlich. Nach jeder Benutzung ist das Immersionsobjektiv gründlich vom anhaftenden Öl zu befreien. Zum Säubern wird eine kleine Menge Xylol verwendet.

Lebendbeobachtungen von Mikroorganismen werden im Dunkelfeld oder mit kleiner Blende durchgeführt. Am besten lassen sich einzellige Lebewesen im Phasenkontrast beobachten. Gefärbte Präparate werden im Hellfeld betrachtet.

2.7.4.1. Lebendbeobachtung von Mikroorganismen

Lebendbeobachtungen von Mikroorganismen können wie bei vielen biologischen Objekten in einem Tropfen Flüssigkeit auf dem Objektträger durchgeführt werden. Während Bakterien, Schimmelpilze und Hefen in Leitungswasser mikroskopiert werden können, müssen Protozoen und einzellige Algen entweder im Kulturmedium oder in der Flüssigkeit, aus der sie entnommen wurden, untersucht werden.

Um das fortschreitende Wachstum (z. B. die Sporenbildung) von Bakterien, Schimmelpilzen und Hefen mikroskopisch verfolgen zu können, wird eine Kultur im hängenden Tropfen angelegt. Dazu wird der Rand eines sterilen Hohlschliffobjektträgers mit einem Vaselinering versehen. Ein steriles Deckglas, auf dem sich ein dünner Nähragarfilm befindet, wird mit einem kleinen Tropfen der entsprechenden Reinkultur mit Hilfe einer sterilen Nadel beimpft. Nun wird das Deckglas auf den Vaselinering gelegt und leicht angedrückt. Soll die Sprossung von Hefezellen beobachtet werden, wird der Nähragarfilm der feuchten Kammer durch eine 5%ige Zuckerlösung ersetzt. Auch Amöben, Pantoffeltierchen und Euglenen können im hängenden Tropfen mikroskopiert werden, an Stelle des Nähragars ist die Kultur- oder Entnahmeflüssigkeit zu verwenden. Die starke Beweglichkeit einiger Protozoen erschwert die mikroskopische Betrachtung. Der Zusatz von Quittenschleim (Quittenkerne in der Untersuchungsflüssigkeit kalt aufquellen) oder 3%iger Gelatinelösung schränkt die Bewegung ein und ermöglicht eine eingehende Untersuchung der Objekte.

Vitalfärbungen werden vorwiegend bei Hefen, Protozoen und einzelligen Algen vorgenommen, um innere Strukturen sichtbar zu machen. Als Farbstoffe finden Methylenblau oder Neutralrot Verwendung. Ein Tropfen der Farblösung wird an den Rand des Deckglases gebracht und mit einem Filterpapierstreifen durch das Präparat gesaugt. Lebende Hefezellen erscheinen im Mikroskop nach der Färbung mit Methylenblau zart blau, während tote Zellen dunkelblau gefärbt sind. So kann auf einfache Weise der Anteil lebensfähiger Hefezellen ermittelt werden.

Die Zellkerne von Amöben werden erst sichtbar, wenn sie mit Neutralrot gefärbt werden. Zur Färbung der Nahrungsvakuolen von Pantoffeltierchen finden Neutralrot oder o-Kresolrot Verwendung. Wird eine wäßrige Lösung von o-Kresolrot verwendet, so wird lediglich die Nahrungsvakuole angefärbt, während durch

Neutralrot auch das Plasma mitgefärbt wird. Wird o-Kresolrot durch das Präparat hindurchgesaugt, so erscheint die Nahrungsvakuole zunächst gelb, nach etwa einer Stunde ist sie rot gefärbt. Dieser Farbumschlag zeigt eine Veränderung der Reaktion vom sauren zum alkalischen Bereich an.

2.7.4.2. Färbung von Mikroorganismen

Zum Färben von Mikroorganismen wird eine Impföse des Materials in einen kleinen Tropfen Leitungswasser auf einen absolut fettfreien Objektträger gebracht und ein dünner Ausstrich hergestellt, indem der Tropfen mit der Schmalseite eines zweiten sterilen, Objektträgers gleichmäßig ausgestrichen wird. Der Ausstrich muß luftrocken sein und wird anschließend durch dreimaliges Hindurchziehen durch eine Flamme fixiert. Dann wird der Objektträger auf eine Färbebank, die aus einem größeren flachen Glasgefäß besteht, auf dem zwei Glasstäbe oder ein U-förmig gebogener Glasstab liegen, gelegt. Der Objektträger wird mit einer alkoholischen Lösung von Karbolfuchsin (1 Minute) oder einer alkalischen Lösung von Methylenblau (5 bis 8 Minuten) bedeckt. Die Farblösungen werden folgendermaßen hergestellt: Ein Teil einer gesättigten alkoholischen Lösung von basischem Fuchsin wird mit neun Teilen 5%igem Phenol gemischt, bzw. 30 ml einer gesättigten alkoholischen Stammlösung von Methylenblau werden mit 90 ml 0,01%iger Kalilauge gemischt (SCHRÖDER 1975, S. 53). Nach der angegebenen Färbezeit wird die Farblösung abgegossen und mit viel Wasser abgespült, das Präparat vorsichtig mit Filterpapier abgetrocknet und im Hellfeld, wenn möglich mit Ölimmersion, mikroskopiert. Die so hergestellten Übersichtsfärbungen sind Dauerpräparate und können ohne Deckglas mikroskopiert werden. Weitere Anleitungen für Spezialfärbungen sind bei SCHRÖDER 1975 auf den Seiten 66 bis 67, 71 bis 75, 78, 79, 83 bis 84 zu finden. Färbungen von den übrigen Mikroorganismen werden in der Regel im Unterricht nicht durchgeführt.

2.7.5. Physiologische Untersuchungen von Mikroorganismen

Die Physiologie der Mikroorganismen läßt sich mit Hilfe einfacher Versuchsanordnungen untersuchen. Der Zusatz bestimmter Stoffe zu den Nährsubstraten läßt auf deren Verwertbarkeit durch Mikroorganismen schließen (z. B. Zersetzung von Kohlenhydraten, Eiweiß, Harnstoff, Säurebildung, Gärungen, Sauerstoffbedürfnis). Nähere Hinweise sind bei SCHRÖDER 1975 auf den Seiten 85 ff. zu finden. Der Einfluß verschiedener Umweltfaktoren (z. B. Licht, Temperatur, Antibiotika, Konservierungsmittel) auf die Entwicklung der Mikroorganismen ist mit einfachen Mitteln zu zeigen. Für den Nachweis der Hemmwirkung von Antibiotika und löslichen Stoffen ist die Papierblättchenmethode besonders geeignet. Auf Agarnährböden, die mit verschiedenen Keimen beimpft wurden, werden Filterpapierblättchen gelegt, die zuvor mit den zutestenden Lösungen getränkt wurden. Hemmeffekte sind an einem keimfreien Hemmhof zu erkennen, dessen Durchmesser auch Aussagen über den Grad der Hemmwirkung zuläßt.

Der Keimgehalt natürlicher Substrate wie Wasser, Boden, Milch und ähnliches läßt sich feststellen, indem eine bestimmte Menge des Ausgangsmaterials in verschiedenen Verdünnungsstufen auf sterilem Nährboden ausgespatelt und nach dem Bebrüten die Anzahl der Kolonien quantitativ durch Auszählen bestimmt wird (SCHRÖDER 1975, S. 98 ff.).

Die leichte Übertragbarkeit von Mikroorganismen kann demonstriert werden, indem beispielsweise Abdrücke von Fingern (gewaschenen und ungewaschenen), Geld, Buchecken auf Nähragarplatten gemacht werden oder auf die Platten gesprochen oder gehustet wird.

Sollen gut gelungene Kulturen zu Anschauungszwecken in Petridoppelschalen konserviert werden, so wird eine mit Formalin getränkte Filterpapierscheibe in den Schalendeckel gelegt, die Schale verschlossen, so daß die Dämpfe intensiv auf die Mikroorganismen einwirken können. Nach zwei Tagen wird das Papier entfernt und der Raum zwischen den Schalenhälften mit flüssigem Paraffin ausgegosssen und mit Kitt abgedichtet.

2.7.6. Arbeitsschutz

Bei der Durchführung mikrobiologischer Arbeiten, vor allem mit Schülern, sind folgende Regeln zu beachten:

1. Das Arbeiten mit lebenden krankheitserregenden Mikroorganismen ist verboten.
2. Infektiöse Materialien, d. h. Stoffe, die ihrer Herkunft nach mit hoher Wahrscheinlichkeit Krankheitserreger enthalten, dürfen nicht zum Beimpfen (Infizieren) von Nährböden verwendet werden (z. B. Ausscheidungen von Tier und Mensch, Abwasser).
3. Beimpfte Nährböden sind gegen Zugriffe Unbefugter zu sichern. Sie dürfen nur in verschlossenem Zustand ausgewertet werden. Danach sind sofort die Hände zu desinfizieren. Eine direkte Berührung mit Mikroorganismen muß vermieden werden.
4. Personen mit Hautverletzungen oder Hautausschlägen an den Händen dürfen nicht mit lebenden Mikroorganismen arbeiten.
5. Im Arbeitsraum muß peinliche Sauberkeit herrschen.
6. Während der Arbeit darf nicht gegessen, getrunken, geraucht und gesprochen werden.
7. Es ist Arbeitsschutzbekleidung (Kittel) zu tragen.
8. Ein Desinfektionsmittel muß stets griffbereit sein.
9. Vor Beginn und nach Beendigung der Arbeit müssen Hände und Arbeitsplatz gründlich desinfiziert werden.
10. Alle gebrauchten Gegenstände und Geräte sowie alte Kulturen werden sofort nach ihrem Gebrauch in Desinfektionslösungen gelegt.
11. Alle Kulturen müssen stets genau beschriftet werden.
12. Diese Anweisungen sind durch den Lehrer oder den Aufsichtsführenden ständig zu kontrollieren.

3

Abbilden und Nachbilden biologischer Objekte

3.1. Fotografieren

Durch Fotografien können biologische Sachverhalte und Zusammenhänge, die nicht auf Exkursionen erarbeitet oder im Original dargeboten werden können, im Biologieunterricht dargestellt werden. Bei Fotos von Pflanzen und Tieren oder von Biotopen sowie bei Nah-, Lupen- und Mikroaufnahmen biologischer Objekte ist es oft durch fototechnische Verfahren möglich, die biologischen Sachverhalte hervorzuheben und zu betonen.

Eine wirkungsvolle Unterstützung des Biologieunterrichts durch eigene Fotos setzt die Beherrschung der wichtigsten grundlegenden und speziellen fotografischen Arbeitstechniken durch den Biologielehrer voraus. Im Rahmen dieser Darstellung werden nur spezielle, für den Biologielehrer bedeutsame Arbeitstechniken zur Aufnahme von biologischen Objekten dargelegt. Zum Erlernen grundlegender fotografischer Aufnahme- und Wiedergabeverfahren wird vom VEB Fotokinoverlag Leipzig eine große Auswahl spezieller Literatur angeboten.

3.1.1. Kamera und Zubehör für Aufnahmen biologischer Objekte

Für den Biologielehrer, der Fotos biologischer Objekte als Unterrichtsmittel für die Stoffvermittlung im Unterricht anfertigt, ist ein Kamerasystem empfehlenswert, das neben den üblichen Aufnahmen auch spezielle Aufnahmetechniken, wie beispielsweise Tieraufnahmen mit langbrennweitigen Objektiven, Nahaufnahmen, Lupenaufnahmen, Mikroaufnahmen und Reproduktionen ermöglicht.

Eine einäugige Kleinbildspiegelreflexkamera, die durch entsprechendes Zubehör für die jeweiligen Aufnahmegebiete nachgerüstet werden kann, ist für diese Zwecke aus vielen Gründen zu empfehlen. Beim Neukauf sollte nach Möglichkeit auf gegeneinander austauschbaren Lichtschacht und Prismensucher sowie auf eine in die Kamera eingebaute Innenlichtmessung Wert gelegt werden. Es werden dadurch meist umständlich zu handhabende und empfindliche Zusatzgeräte eingespart.

Für das Kleinbildspiegelreflexsystem sprechen folgende Gründe:

- Alle Schulen sind mit Kleinbildprojektoren ausgestattet.
- Auch mit entsprechendem Zubehör bleibt die Handlichkeit und schnelle Aufnahmebereitschaft des Kleinbildsystems erhalten.
- Das Kleinformat 24 mm × 36 mm arbeitet sehr wirtschaftlich und gestattet bei komplizierten Aufnahmen ohne erhebliche Mehrkosten eine Serie von Aufnahmen.
- Die Spiegelreflexkamera ist für Tieraufnahmen mit langbrennweitigen Objektiven, Nah-, Lupen- und Mikroaufnahmen durch das parallaxenfreie Mattscheibensucherbild zur Bestimmung des richtigen Bildausschnittes und zur exakten Scharfeinstellung besonders gut geeignet.
- Einige Kleinbildspiegelreflexkameras besitzen ein gegeneinander austauschbares Mattscheibenlupen- und Suchersystem oder gestatten die zusätzliche Verwendung eines Prismensuchers.

– Einäugige Spiegelreflexkameras ermöglichen die Austauschbarkeit der Objektive und die Verwendung von Zwischenringen, Balgennaheinstellgeräten und Mikrozwischenstücken, so daß eine universelle Einsetzbarkeit für fast alle die Schule bedeutsamen fotografischen Arbeitsgebiete erreicht wird.

Bei der Anschaffung der fotografischen Ausrüstung ist davon auszugehen, was fotografiert werden soll. Keinesfalls ist es erforderlich, gleich eine komplette, umfangreiche Fotoausrüstung anzuschaffen, jedoch sollte unbedingt auf eine später mögliche Komplettierbarkeit des Gerätesystems geachtet werden.

Tabelle 265/1 Fototechnische Ausrüstung für Aufnahmen von biologischen Objekten

Aufnahmeart	nötige Grundausstattung	wünschenswerte Zusatzgeräte
Biotopaufnahmen	beliebiger Fotoapparat	Spiegelreflexkamera mit Weitwinkelobjektiv Gelb- oder Gelbgrünfilter bei Schwarzweißaufnahmen
Habitusaufnahmen von größeren Pflanzen und Tieren	beliebiger Fotoapparat	Spiegelreflexkamera mit langbrennweitigem oder Teleobjektiv
Habitusaufnahmen von kleinen Pflanzen und Tieren oder **Nahaufnahmen**	Spiegelreflexkamera mit Vorsatzlinse oder Zwischenringen	Objektiv mittellanger Brennweite, Nahaufnahmestativ mit Einstellschlitten, Elektronenblitzgerät
Lupenaufnahmen	Spiegelreflexkamera mit Zwischenringen und Umkehrring, Mikroskopierleuchte	spezielle Lupenobjektive (Mikrotare vom VEB Carl Zeiss JENA), Elektronenblitzgerät mit normaler Blitzleuchte oder Ringblitzleuchte
Mikroaufnahmen	Spiegelreflexkamera mit Mikrozwischenstück, Mikroskop	Mikrofotografische Einrichtung MF, Apochromate oder Planapochromate, Projektive

Tabelle 265/2 Aufnahmematerial für biologische Objekte

Filmmaterial	Verwendung	Verarbeitung
gering empfindlicher Film um 15° DIN	Objekte mit feinen Strukturen, aber nicht zu großen Lichtgegensätzen, für starke Vergrößerungen sehr gut geeignet	Aufnahmen leicht überbelichten und kurz in weich arbeitenden Entwickler (z. B. R 09-Verdünnung 1:100) entwickeln

Filmmaterial	Verwendung	Verarbeitung
	wegen des feinen Silberkornes und der kontrastreichen Wiedergabe für Mikroaufnahmen und Reproduktionen besonders geeignet	normal belichten und entwickeln (z. B. R 09 – Verd. 1:40 oder A 49). Für kontrastarme Präparate MH 28 – Verdünnung 1:4
mittelempfindlicher Film um 20° DIN	universell verwendbares Aufnahmematerial für Biotop-, Pflanzen- und Tieraufnahmen; überbrückt bei richtiger Belichtung auch größere Lichtgegensätze und liefert feinkörnige, gut vergrößerungsfähige Negative	normal belichten und entwickeln (z. B. in R 09 – Verdünnung 1:40 oder in A 49)
hochempfindlicher Film um 27° DIN	für Aufnahmen bei schlechten Lichtverhältnissen oder stark beweglichen Objekten; wegen des verhältnismäßig groben Silberkornes nicht zur Herstellung starker Vergrößerungen geeignet	zur Ausnutzung der vollen Empfindlichkeit im hart arbeitenden Entwickler entwickeln (z. B.: in R 09 – Verdünnung 1:10 oder in MH 28)
Dokumentenfilm	für Reproduktionen von farbigen oder schwarzweißen Halbton- oder Strichvorlagen	genau belichten und je nach gewünschtem Kontrast entwickeln (weich z. B. in R 09 – Verdünnung 1:50, hart z. B. in N 113 oder extrahart in R 71)
Schwarzweiß-umkehrfilm	für Aufnahmen, von denen Schwarzweißdias gewünscht werden	Entwicklungsanstalt
Colornegativfilm	für Aufnahmen bei Tages- und Kunstlicht, nachträgliche Herstellung von farbigen oder schwarzweißen Dias oder Papierbildern nach Wunsch	Entwicklungsanstalt
Colorumkehr-Tageslichtfilm	für Aufnahmen bei Tageslicht oder unter Verwendung von Elektronenblitzlicht, von denen nur Colordias gewünscht werden	Entwicklungsanstalt
Colorumkehr-Kunstlichtfilm	für Aufnahmen bei Kunstlichtbeleuchtung (Glühlampen), von denen nur Colordias gewünscht werden	Entwicklungsanstalt

Bei der fotografischen Arbeit im Freiland ist es günstig, das unbedingt nötige Zubehör, wie beispielsweise Gegenlichtblende, Filter, Belichtungsmesser, Zwischenringe und Wechselobjektive griffbereit, gut gegen Beschädigung geschützt, in einer entsprechend eingerichteten Ausrüstungstasche bereit zu haben.

3.1.2. Aufnahmen von biologischen Objekten

Zur Fotografie biologischer Objekte stehen unterschiedliche Aufnahmematerialien zur Auswahl, die je nach Aufnahmeobjekt und der zukünftigen Verwendungsmöglichkeiten der Fotos richtig einzusetzen und zu verarbeiten sind (s. Tabelle 265/2).

Aus der Tabelle geht hervor, daß für bestimmte Aufnahmeobjekte und für die unterschiedlichen Aufnahmebereiche verschiedene, ganz spezielle Entwicklungsarten zur Anwendung kommen sollten. Es ist deshalb unbedingt anzuraten, die Schwarzweißfilme auch selbst zu entwickeln.

Da bei Aufnahmen biologischer Objekte der richtige Bildausschnitt durch den biologischen Inhalt bestimmt wird, sollte sich der auf diesem Gebiet tätige Biologielehrer auch Grundkenntnisse der Vergrößerungstechnik aneignen. Allgemeine und spezielle Hinweise zu grundlegenden fotografischen Aufnahme- und Wiedergabetechniken geben HAMANN 1974 und 1975, RÖSSING 1973 und WURST 1974.

3.1.2.1. Aufnahmen botanischer Objekte

Biotopaufnahmen

Fotos von Biotopen zeigen Pflanzen und Pflanzengesellschaften in ihrer natürlichen Umgebung. Für die Herstellung typischer Biotopdarstellungen sind eine Reihe von Faktoren zu beachten:

- Auswahl eines typischen Standortes. Unter Beachtung fachbiologischer Erwägungen ist ein zur Aufnahme günstiger Standort mit entsprechend hohem Bedeckungsgrad auszuwählen, dessen fotografische Wiedergabe allgemeingültige biologische Aussagen zuläßt.
- Herausfinden eines bildwirksamen Blickwinkels unter Beachtung der Lichtverhältnisse. Seitliches Vorderlicht bis leichtes Gegenlicht sind zur Herausarbeitung der räumlichen Gliederung zu bevorzugen. Streulicht bei bedecktem Himmel sollte nach Möglichkeit gemieden werden.
- Auswahl der günstigsten Objektivbrennweite und damit im Zusammenhang Auswahl des günstigsten Kamerastandpunktes. Weitwinkelobjektive sind wegen ihrer großen Schärfentiefe, die durch den kleinen Abbildungsmaßstab bedingt ist, für Biotopaufnahmen besonders geeignet. Durch die mit der Verkürzung der Brennweite bedingte optische Verzeichnung werden naheliegende Objekte im Verhältnis zum Hintergrund zu groß abgebildet. Der zu klein wiedergegebene Hintergrund rückt in weite Ferne. Der günstigste Kamerastandpunkt liegt bei Verwendung von Weitwinkelobjektiven etwa in der mittleren Höhe der im Vordergrund befindlichen Pflanzen (Abb. 268/3 und 268/4).

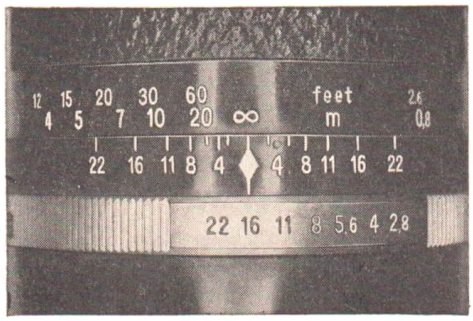


Abb. 268/1
Meterelnstellung für eine Biotopaufnahme falsch auf Unendlich eingestellt. Die Schärfentiefe reicht bei Blende 16 von 8 m bis Unendlich

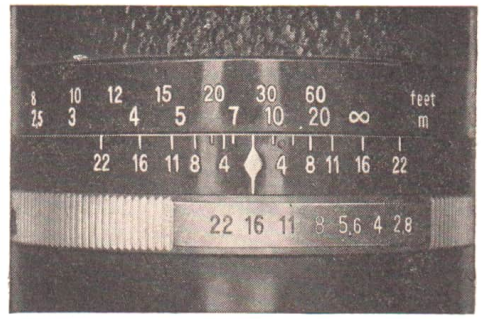


Abb. 268/2
Metereinstellung für eine Biotopaufnahme zur Ausnutzung der größtmöglichen Schärfentiefe richtig eingestellt. Die Schärfentiefe reicht bei Blende 16 von 4 m bis Unendlich

– Einstellung der richtigen Schärfenverteilung. Bei Biotopaufnahmen sollten Vorder- und Hintergrund etwa gleich scharf wiedergegeben werden. Es ist empfehlenswert, die Schärfe nicht nach dem Mattscheibensucherbild der Spiegelreflexkamera einzustellen, sondern ausschließlich mit dem Schärfentiefenring des Objektivs zu arbeiten. Dabei wird die Metereinstellung „Unendlich" praktisch nie verwendet, da wichtige Meter der Schärfentiefe verloren gehen würden (Abb. 268/1). Um die volle Schärfentiefe auszunutzen, wird deshalb die Unendlichkeitsmarke des Objektivs der auf dem Schärfentiefenring befindlichen entsprechenden Markierung der bei der Aufnahme verwendeten Blende gegenübergestellt (Abb. 268/2). Der Beginn der Schärfentiefe wird auf der anderen Seite gegenüber der gleichen Blendenmarke auf der Meterskala des Objektivs abgelesen. Soweit wird die Kamera vor der ersten Pflanze aufgestellt. Ein Schneidermaßband kann dabei Hilfe leisten. Alle noch im Unschärfenbereich davorliegenden Pflanzenteile, wie beispielsweise Grashalme, sollten entfernt werden (Abb. 268/3).



Abb. 268/3
Frühlingsaspekt in einem Hainbuchen-Trauben-Eichenmischwald mit Beständen des Busch-Windröschens. Aufnahme auf NP 20 mit Weitwinkelobjektiv 25 cm Brennweite bei Blende 22



Abb. 268/4
Bestand von Frühlings-Adonisröschen an einem kalkhaltigen Trockenhang. Aufnahme auf NP 20 mit Weitwinkelobjektiv und 2fachem Gelbgrünfilter bei Blende 16

– Um eine möglichst große Schärfentiefe zu erhalten, wird meist mit kleinen Blenden gearbeitet werden müssen. Die davon abhängigen längeren Belichtungszeiten bedingen meist die Verwendung eines Stativs. Oft genügt auch schon das Aufsetzen der Kamera auf einen Stein, auf einen Baumstumpf oder auf den Boden.

Tabelle 269/1 Empfehlenswerte Nah-Unendlich-Einstellungen bei Biotopaufnahmen mit der Kleinbildkamera

Brennweite	Metereinstellung	Blende	Schärfentiefenbereich
135 mm	30 m	11	18 m bis ∞
	20 m	16	12 m bis ∞
	15 m	22	8 m bis ∞
80 mm	12 m	11	6,0 m bis ∞
	8 m	16	4,2 m bis ∞
	3 m	22	3,0 m bis ∞
50 mm	5,0 m	11	2,5 m bis ∞
	3,6 m	16	1,8 m bis ∞
	2,5 m	22	1,3 m bis ∞
35 mm	2,4 m	11	1,3 m bis ∞
	1,8 m	16	0,9 m bis ∞
	1,3 m	22	0,7 m bis ∞
25 mm	1,2 m	11	0,7 m bis ∞
	0,9 m	16	0,5 m bis ∞
	0,7 m	22	0,4 m bis ∞
20 mm	0,8 m	11	0,5 m bis ∞
	0,6 m	16	0,4 m bis ∞
	0,5 m	22	0,3 m bis ∞

Habitusaufnahmen von Pflanzen

Bei Habitusaufnahmen muß (außer bei kleinen Pflanzen) damit gerechnet werden, daß durch die verkleinerte Abbildung Einzelheiten der Laubblätter und der Blüten nicht mehr deutlich genug wiedergegeben werden. Allein die Wuchsform und in bestimmten Fällen die Umgebung geben Hinweise auf die abgebildete Art. Es ist daher oft besser, nicht die ganze Pflanze, sondern nur bestimmte typische Ausschnitte als Nahaufnahme aufzunehmen oder zusätzlich zur Habitusaufnahme solche Nahaufnahmen anzufertigen. Je nach Größe der aufzunehmenden Art sind unterschiedliche Aufnahmetechniken anzuwenden.

Aufnahmen sehr großer Pflanzen. Aufnahmen von Bäumen und Sträuchern stellen keine besonderen Anforderungen an die Aufnahmeapparatur. Es sollten jedoch nur Objekte mit typischer Wuchsform aufgenommen werden.



Abb. 270/1 Wald-Kiefer als Windflüchter an der Küste der Insel Hiddensee.
Aufnahme auf NP 20 mit Normalbrennweite 50 mm und 2fachem Gelbgrünfilter bei Blende 11



Abb. 270/2
Märzbecher am natürlichen Standort.
Aufnahme auf NP 20 mit Normalbrennweite 50 mm und Vorsatzlinse schräg von oben. Der Hintergrund wirkt zu unruhig, die Pflanzenteile heben sich nicht genügend vom Hintergrund ab



Abb. 270/3
Märzbecher am natürlichen Standort.
Aufnahme auf NP 20 mit langbrennweitigem Objektiv 180 mm und Zwischenringen bei sehr tiefer Kamerastellung. Der Hintergrund wird durch die lange Brennweite in Unschärfe aufgelöst

Dabei sind solche Objekte zu bevorzugen, die einzeln stehen. Der Himmel dient dann als Hintergrund. Wird mit Schwarzweißfilm fotografiert, so ist ein Gelbgrünfilter oder ein helles Grünfilter empfehlenswert, um die Wiedergabe des Himmelsblaus zu dämpfen und um die Helligkeitsunterschiede in den Laubblättern und in der Rinde zu erhalten (Abb. 270/1).

Wird bei unbelaubten Bäumen und Sträuchern eine Silhouettendarstellung angestrebt, so ist ohne Filter mit geringer Unterbelichtung zu fotografieren. Für solche Aufnahmen ist sehr feinkörniges Filmmaterial zu verwenden, um die Wiedergabe feinster Einzelheiten zu gewährleisten.

Aufnahmen großer Pflanzen. Kräuter und Stauden, die bei der Fotografie mit der Normalbrennweite von 50 mm formatfüllend in etwa 1,5 m bis 10 m Aufnahmeabstand aufgenommen werden können, sind fotografisch meist schwierig zu erfassen, da sie sich meist nicht genügend vom Hintergrund abheben (Abb. 270/2 und 270/3).

Gut geeignet sind solche Pflanzen, die vor einem Hintergrund stehen, der gerade im Schatten liegt oder die bei tiefem Kamerastandpunkt (Froschperspektive) ganz oder teilweise gegen den Himmel abgebildet werden können. Die Verwendung von künstlichen Hintergründen scheidet bei größeren Pflanzen im allgemeinen aus, da sehr große Hintergrundflächen benötigt würden.

Stehen langbrennweitige Objektive mit 180 mm bis 300 mm Brennweite zur Verfügung, so sind diese auch zur Fotografie großer Pflanzen bevorzugt zu verwenden. Diese langen Brennweiten lösen den störenden Hintergrund besonders bei der Verwendung großer Blenden optisch mehr oder weniger gleichmäßig auf, so daß die zu fotografierenden Objekte vollscharf vor dem unscharfen Hintergrund abgebildet werden. Durch den geringeren Bildwinkel dieser Objektive gegenüber der Normalbrennweite wird mit zunehmender Verlängerung der Brennweite der im Foto abgebildete Ausschnitt des Hintergrundes kleiner, was ebenfalls erheblich zur Hervorhebung der Pflanze beiträgt (Abb. 270/3).

Da langbrennweitige Objektive nur für größere Aufnahmeentfernungen eingerichtet sind, muß bei Verwendung dieser Objektive für Aufnahmen bei kürzeren Entfernungen mit Zwischenringen gearbeitet werden. Die durch Benutzung der Zwischenringe erforderliche Belichtungsverlängerung ist meist nur geringfügig. Bei Verwendung eines Zwischenringes von 22 mm Länge, der nötig wird, um mit einem 300 mm Sonnar auf 2 m herangehen zu können, beträgt die Belichtungsverlängerung etwa eine viertel Blende. Der gleiche Zwischenring aber würde in Verbindung mit dem Normalobjektiv von 50 mm Brennweite eine Belichtungsverlängerung von knapp über einer ganzen Blende bedingen.

Leider wird durch die Zwischenringe die Gesamtlänge des Kamerasystems und damit die Verwacklungsgefahr bei der Aufnahme größer, so daß der praktischen Anwendung solcher Kombinationen Grenzen gesetzt sind. Die Verwendung eines stabilen Stativs ist dann unbedingt anzuraten.

Eine weitere Möglichkeit, Pflanzen vom störenden Hintergrund zu lösen, ist die zusätzliche Verwendung eines Elektronenblitzgerätes. Es genügen dazu kleine, bequem zu transportierende Blitzgeräte geringer Leistung völlig. Die zu fotografierende Pflanze wird durch den Blitz aufgehellt, der weiter entfernte Hintergrund erscheint

im Foto durch Unterbelichtung dunkler und damit weniger störend. Die günstigste Synchronisationszeit und die dazu entsprechende Blende sind je nach verwendetem Blitzgerät und dem jeweiligen Abstand zwischen Blitzlampe und Objekt aufeinander abzustimmen und durch Versuche zu ermitteln.

Ein exakt geführtes Fototagebuch, in welches alle wichtigen fotografischen und biologischen Daten eingetragen werden, ist für solche speziellen Aufnahmegebiete von großem Wert. Aus diesen Aufzeichnungen können bei ähnlichen Aufnahmen erprobte Vergleichswerte entnommen werden. Ein solches Tagebuch zwingt auch zum Überlegen beim Fotografieren und trägt somit bereits nach kurzer Zeit zu erheblichen Materialeinsparungen bei.

Aufnahmen kleiner Pflanzen. Habitusaufnahmen kleiner Pflanzen entsprechen technisch im wesentlichen denen von Nahaufnahmen und werden dort besprochen.

Nahaufnahmen von Pflanzen

Bei Nahaufnahmen von Pflanzen oder bestimmten Pflanzenteilen können durch entsprechende Gestaltung wesentliche biologische Sachverhalte fotografisch hervorgehoben werden. Die Schwierigkeiten und der technische Aufwand bei Nahaufnahmen werden oft übertrieben. Probleme gibt es bei der richtigen Verteilung der Schärfentiefe, die mit zunehmend größerer Abbildung immer geringer wird, beim ständigen Kampf mit dem Wind, der Verwacklungsunschärfen verursachen kann, und durch die Schwierigkeiten bei einer möglichst ruhigen Gestaltung des Hintergrundes.

Nahaufnahmen mit Vorsatzlinsen. Langt der Schneckentrieb der Metereinstellung des Objektivs zum noch näheren Herangehen an das Objekt nicht mehr aus, kann durch aufsteckbare oder besser aufschraubbare Vorsatzlinsen ein größerer Abbildungsmaßstab erreicht werden. Vorsatzlinsen verschlechtern zwar den sorgfältig berechneten Korrektionszustand des verwendeten Objektives erheblich, sind aber wegen ihrer einfachen Handhabung besonders bei Spiegelreflexkameras für solche biologischen Aufnahmen durchaus geeignet, bei denen die bildwichtigsten Teile in der Bildmitte abgebildet werden. Gegenüber der Arbeit mit Zwischenringen treten bei der Verwendung von Vorsatzlinsen keine Belichtungsverlängerungen auf.

Für die Abbildung die Bildfläche füllender Objekte sind Vorsatzlinsen wegen des Schärfeabfalls zum Bildrand hin weniger gut geeignet. Die Gestaltung des Hintergrundes ist bei Verwendung von Vorsatzlinsen meist schwierig, da durch die Verkürzung der Brennweite relativ große Anteile des Hintergrundes mit zur Abbildung gelangen und somit meist zu viele Einzelheiten noch nicht genügend unscharf abgebildet werden.

Nahaufnahmen mit Zwischenringen. Um näher an biologische Objekte herangehen zu können, ist auch die Verwendung von Zwischenringen möglich, die zwischen Objektiv und Kamera eingesetzt werden. Im Gegensatz zur Verwendung von Vorsatzlinsen bleibt bei Zwischenringen der Korrektionszustand des verwendeten Objektives voll erhalten, es muß aber abhängig von der Objektivbrennweite und der Länge der verwendeten Zwischenringe die Belichtungszeit entsprechend verlängert werden. Genaue Angaben über Abbildungsmaßstab, Schärfentiefe, Verlängerungs-

faktor für die Belichtung und das aufgenommene Gegenstandsfeld gibt HAMANN 1975.

An Stelle der Zwischenringe kann auch ein Balgeneinstellgerät verwendet werden, das eine stufenlose Einstellung des Abbildungsmaßstabes ermöglicht. Das ständige und zeitraubende Wechseln der Zwischenringe entfällt völlig, was besonders bei Exkursionen bedeutsam ist.

Wahl der richtigen Objektivbrennweite. Bei Nahaufnahmen biologischer Objekte genügt es, wenn die typischen, am entsprechenden Objekt darzustellenden Einzelheiten voll scharf abgebildet werden. Alle weiteren scharf wiedergegebenen Bildteile lenken vom eigentlichen Bildinhalt ab. Durch die richtig ausgewählte Brennweite kann die Aussagekraft der Aufnahmen von biologischen Objekten wesentlich beeinflußt werden (Abb. 273/1 u. 273/2).

Kurzbrennweitige **Weitwinkelobjektive** sind für Nahaufnahmen biologischer Objekte wegen der perspektivischen Verzeichnung und des meist sehr unruhigen und zu scharf abgebildeten Hintergrundausschnittes nicht geeignet.

Langbrennweitige Objektive haben bei Nahaufnahmen bei gleichem Abbildungsmaßstab den gleichen Schärfentiefenbereich wie Objekte kürzerer Brennweiten. Jedoch fällt die Schärfe bei längeren Brennweiten außerhalb des eigentlichen Schärfentiefenbereiches stärker ab. Bei genügender Länge der Brennweite und nicht zu großer Abblendung wird der störende Hintergrund in völlige Unschärfe aufgelöst. Leider wird durch die vielen nötigen Zwischenringe und durch das an und für sich schon lange Objektiv die Aufnahmeapparatur so unhandlich und erschütterungsempfindlich, daß selbst bei Verwendung eines stabilen Stativs Ver-



Abb. 273/1
Chrysantheme, aufgenommen mit einem 25 mm Weitwinkelobjektiv. Die im Vordergrund befindlichen Teile der Blüte erscheinen zu groß

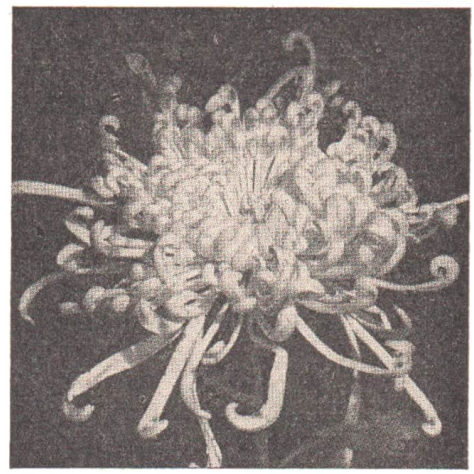


Abb. 273/2
Chrysantheme, aufgenommen mit 135 mm Brennweite. Die perspektivische Verzeichnung ist wesentlich verringert

wacklungsunschärfen nicht immer sicher zu vermeiden sind. Mehrere Aufnahmen und zusätzliches Abstützen durch ein weiteres Stativbein sind dann oft unerläßlich.

Für die meisten Nahaufnahmen biologischer Objekte sind **mittellange Objektivbrennweiten** von 100 mm bis 135 mm aus folgenden Gründen zu empfehlen. Sie bieten folgende Vorteile:

- Vermeidung von perspektivischen Verzeichnungen.
- Genügend kleiner, günstig auszusuchender oder künstlich zu beeinflussender Hintergrundausschnitt, der zur Hervorhebung des Wesentlichen genügend unscharf abgebildet wird.
- Durch die großen Schärfenunterschiede zwischen abgebildetem Objekt und dem Hintergrund wird die genaue Schärfeneinstellung auf der Mattscheibenlupe wesentlich erleichtert.
- Auch bei Aufnahmen im Maßstab 1 : 1 bleibt die Gesamtlänge des Kamerasystems in erträglichen Grenzen.

Hintergrundgestaltung bei Nahaufnahmen. Es wurde bereits an verschiedenen Stellen betont, daß ein möglichst ruhiger, nicht ablenkender Hintergrund wesentlich zur Aussagekraft biologischer Aufnahmen beitragen kann. Für helle Pflanzenteile sind dunklere, für dunkle Pflanzenteile sind hellere Hintergründe zu bevorzugen. Die Gestaltung eines günstigen Hintergrundes bei Nahaufnahmen von Pflanzen und Pflanzenteilen ist mit unterschiedlichen Techniken zu erreichen. Im Abschnitt „Wahl der richtigen Objektivbrennweite" wurde bereits die **optische Auflösung** des Hintergrundes in Unschärfe durch die Verwendung einer längeren Brennweite bei großen Blendenöffnungen ausführlich dargestellt.

Dunkle Hintergründe werden dann erreicht, wenn ein Hintergrundausschnitt gewählt wird, der gerade im Schatten liegt oder der durch künstliche Beschattung geschaffen wird. Ein mitgeführtes großes dunkles Tuch, im Notfall auch ein Kleidungsstück, wird an zwei Stöcken befestigt dazu so aufgestellt, daß die Licht-Schattengrenze gerade hinter dem aufzunehmenden Pflanzenteil beginnt. Manchmal genügt es auch, wenn sich eine Begleitperson so aufstellt, daß der Hintergrund beschattet wird. Ein völlig schwarzer Hintergrund kann durch einen innen mattschwarz gestrichenen oder entsprechend beklebten Kasten erzielt werden, der hinter dem Objekt aufgestellt wird.

Mit Hilfe eines genügend großen Spiegels oder mit einem Elektronenblitzgerät kann die Beleuchtung des aufzunehmenden Objektes so verstärkt werden, daß der Hintergrund bei der Aufnahme unterbelichtet und somit dunkler wiedergegeben wird. Bei Verwendung eines leistungsstarken Elektronenblitzgerätes kann bei genügend geringem Abstand von Blitzlampe und Objekt der Hintergrund völlig schwarz abgebildet werden.

Eine weitere Möglichkeit, bei Nahaufnahmen zu ruhigen, hellfarbenen oder dunklen Hintergründen zu kommen, besteht im Einsatz von **künstlichen Hintergründen** (Abb. 275/1 u. 275/2). Für wissenschaftliche Zwecke wird diese Methode oft angewendet und kann bei Coloraufnahmen durch Verwendung der entsprechenden Komplementärfarben zur Erhöhung des Farbkontrastes beitragen. Bei Aufnahmen mit künstlichen Hintergründen ist darauf zu achten, daß sie mindestens so weit hinter dem Pflanzenteil aufgestellt werden, daß kein Schlagschatten entsteht. Auch hier ist

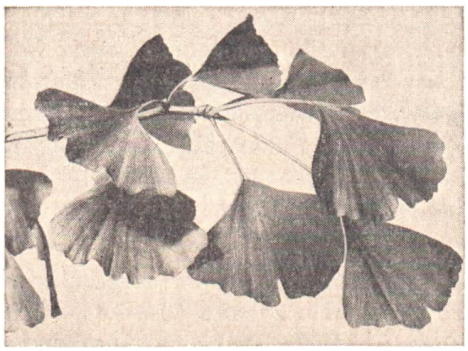


Abb. 275/1
Gingkozweig mit künstlichem hellen Hintergrund (weiße Pappe). Das Grün der Laubblätter erscheint relativ dunkel

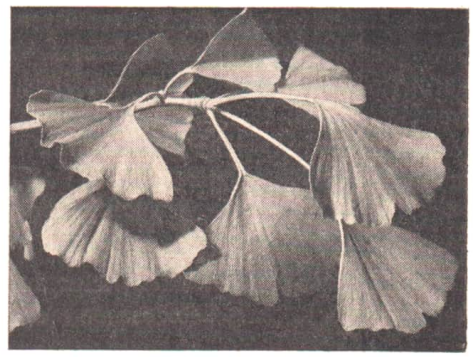


Abb. 275/2
Gingkozweig mit künstlichem schwarzen Hintergrund (schwarze Pappe). Das Grün der Laubblätter wird heller wiedergegeben

der Einsatz mittlerer Objektivbrennweiten bei der Aufnahme wünschenswert, da durch den engeren Bildwinkel kleinere Hintergrundflächen benötigt werden, deren Oberflächenstruktur gleichzeitig in Unschärfe aufgelöst wird.

Für künstliche Hintergründe können Velourpapier, möglichst matte farbige Pappen, mit Latexfarbe gestrichene Preßpappe oder Stoffgewebe verwendet werden. Für die Freilandarbeit sind Stoffhintergründe besonders geeignet. Sie können leicht transportiert und zwischen zwei Stöcken knitterfrei aufgespannt werden.

Bei Nahaufnahmen von Pflanzen unter Verwendung eines künstlichen Hintergrundes wird es möglich, die Aufnahmetätigkeit in ein Zimmer zu verlegen und mit künstlichen Lichtquellen zu arbeiten. Stets sollte dabei darauf geachtet werden, die Pflanzenteile in eine natürliche Lage zu bringen. Eine mit einem Kugelgelenk an einem Experimentierstativ befestigte Klaue gestattet die Befestigung in allen erforderlichen Stellungen.

Wird mit Nitraphot- oder Filmleuchten mit Halogenlampen gearbeitet, sollte der Abstand der Lampen zu den Objekten nicht zu klein sein, um Welkerscheinungen zu vermeiden.

Bei Aufnahmen von Pflanzen im Zimmer kann in aller Ruhe der günstigste Ausschnitt bestimmt werden, die günstigste Aufnahmerichtung gesucht werden. Lange Belichtungszeiten und damit kleine Blenden werden möglich, da keine Verwacklungsunschärfen durch den Wind zu befürchten sind.

Schärfenprobleme bei Nahaufnahmen. Die Hauptschärfe bei Nahaufnahmen sollte stets auf dem bildwichtigsten Teil liegen. Bei der Aufnahme einer Blüte schräg von oben sollte beispielsweise so eingestellt werden, daß die Staubblätter, die Narbe und die vorderen Kronblätter im Schärfenbereich liegen. Eingestellt wird bei offener Blende auf das erste Drittel der Blüte, weil der Schärfentiefenbereich bei der nachfolgenden Abblendung nach hinten etwa doppelt so viel als nach vorn zunimmt. Es ist dann soweit abzublenden, daß mindestens alle bildwichtigen Teile scharf abgebildet werden.

Unschärfen können durch Erschütterung des Kamerasystems oder durch Eigenbewegung der Pflanzenteile auftreten. Während Verwacklungen des Kamerasystems durch Verwendung eines entsprechenden stabilen Stativs weitgehend ausgeschlossen werden können, muß oft große Geduld aufgebracht werden, um einen windstillen Moment zur Aufnahme abzuwarten. Scheinbar ruhige Pflanzenteile werden bei größeren Abbildungsmaßstäben oft doch unscharf wiedergegeben. Es muß daher mit relativ kurzen Belichtungszeiten an möglichst windstillen Tagen oder Tageszeiten oder mit Elektronenblitz gearbeitet werden.

Lichtführung bei Nahaufnahmen. Fotos von Pflanzen im Vorderlicht, also bei Sonne im Rücken, enttäuschen meist durch die zu flächenhafte Wiedergabe und durch die fehlende Zeichnung in den Einzelheiten. **Seitliches Licht** und **Gegenlicht** ergeben eine plastische Wiedergabe und sollten daher, wenn möglich, bevorzugt werden.

Auch bei der Verwendung eines Elektronenblitzgerätes ist Vorderlicht, besonders bei Schwarzweißaufnahmen, zu vermeiden. Eine Synchronkabelverlängerung gestattet, die Blitzlampe seitlich auf ein ganz einfaches, leichtes Stativ aufzustellen und dann mit freibeweglicher Kamera zu fotografieren. Der Blitz kann aber auch als Gegenlichtquelle eingesetzt werden. Pflanzenteile mit feinen Härchen werden dann besonders wirkungsvoll wiedergegeben.

Bei Coloraufnahmen ist zu beachten, daß Fotografieren bei zu tiefem oder zu hohem Sonnenstand zu Farbverfälschungen führen kann. Bestimmte violette Blüten beispielsweise werden dann im gelblichen Morgenlicht rötlich und im bläulichen Mittagslicht blau wiedergegeben. Andererseits aber werden gelbe und rote Blüten im Morgenlicht meist besonders leuchtend wiedergegeben. Für blaue Blüten dagegen kann gerade die Aufnahme in der Mittagszeit zu guter Farbwiedergabe führen. Stets ist auch zu beachten, daß in der Nähe der Aufnahmeobjekte befindliche farbige Flächen durch Reflexion Farbverschiebungen verursachen können.

Lupenaufnahmen

Werden kleine biologische Objekte, wie beispielsweise Knospen, Staubblätter oder Narben von Blüten, Wurzelhaare oder Mikropräparate gleichgroß oder bis zum Maßstab 10 : 1 vergrößert abgebildet, so werden diese Fotos als Lupenaufnahmen bezeichnet.

Lupenaufnahmen bis zum Maßstab 5 : 1 können auch ohne Mikroskop nur mit dem Fotoapparat hergestellt werden. Der Kameraauszug muß dann durch entsprechende Zwischenringe verlängert werden. Um im Lupenbereich zu scharfen Abbildungen zu kommen, ist das Objektiv umzudrehen und mit einem Umkehrring an den Zwischenringen oder am Balgengerät zu befestigen. Die genaue Scharfeinstellung wird durch das immer dunkler werdende Sucherbild bei stärkeren Vergrößerungen und durch die sehr geringe Schärfentiefe erschwert. Mattscheibenlupen mit Klarglasfleck oder Klarglaslupen können in Verbindung mit einem Einstellfernrohr oder einem Lupenaufsatz die Einstellung wesentlich erleichtern.

Die Scharfeinstellung erfolgt durch Veränderung der Aufnahmeentfernung (Gegenstandsweite) oder noch besser durch Veränderung der Bildweite mit Hilfe eines großen Balgennaheinstellgerätes.

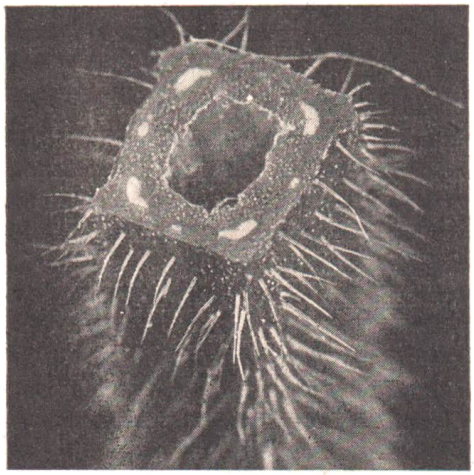


Abb. 277/1
Durchgeschnittene Sproßachse einer Taubnessel
Aufnahme mit Mikrotar 45 mm und Ringblitzleuchte im Maßstab 2 : 1



Abb. 277/2
Blütenstaub auf einer Narbe.
Aufnahme mit Mikrotar 25 mm und einer Blitzleuchte im Maßstab 5 : 1

Stehen für Lupenaufnahmen die speziell konstruierten M-Objektive vom VEB Carl Zeiss JENA zur Verfügung, so können diese auch direkt an der Kamera verwendet werden. Die Wiedergabequalität kann damit wesentlich verbessert werden.

Durch die erheblichen Belichtungsverlängerungen und durch die große Gesamtlänge des Kamerasystems bereiten Verwacklungsunschärfen bei Lupenaufnahmen zusätzliche Schwierigkeiten. Zur Einstellung der Schärfe und des Bildausschnittes ist die Beleuchtung des Objektes mit einer Mikroskopierleuchte zu empfehlen. Die Aufnahme selbst sollte jedoch nach Möglichkeit mit einem Elektronenblitz ausgeleuchtet werden. Durch geringe Blitz-Objekt-Entfernungen kann dabei ein Teil der Belichtungsverlängerung ausgeglichen werden. Die kurzen Leuchtzeiten, die bei den meisten Blitzgeräten um $^1/_{1000}$ Sekunden liegen, vermindern die Verwacklungsgefahr erheblich (Abb. 277/1 u. 277/).

3.1.2.2. Aufnahmen zoologischer Objekte

Tiere haben unterschiedliche Temperamente und Lebensäußerungen. Oft ist große Geduld und großes Geschick aufzuwenden, um zu guten Aufnahmen von Tieren in typischen Stellungen zu kommen. Aufnahmen von Tieren erfordern eine genaue Kenntnis der Lebensgewohnheiten und meist auch entsprechendes fotografisches Zubehör.

Aufnahmen scheuer Tiere in ihrer natürlichen Umgebung

Aufnahmen von Tieren in freier Wildbahn sind biologisch besonders wertvoll. Ohne lichtstarke langbrennweitige Objektive sind jedoch gute Aufnahmen wildlebender größerer Tiere in ihrem natürlichen Lebensraum meist kaum möglich.

Beim Fotografieren mit langen Brennweiten muß je nach Temperament des Fotografen und Länge der Brennweite zur Vermeidung von Verwacklungen mit kurzen Belichtungszeiten zwischen $^1/_{125}$ Sekunde und $^1/_{500}$ Sekunde gearbeitet werden. Bei Verwendung eines Bruststatives, eines Fotogewehres oder bei Aufstützen oder Anlehnen an feste Unterlagen ist auch eine längere Belichtungszeit möglich. Vor der Anschaffung eines langbrennweitigen Objektivs sollte jedoch gut überlegt werden, ob auch genügend Einsatzmöglichkeiten bestehen. Wer nicht speziell auf diesem Gebiet arbeiten will, sollte bedenken, daß nur ein geringer Prozentsatz aller Aufnahmen mit langbrennweitigen Objektiven angefertigt wird.

Bei Tieraufnahmen in freier Wildbahn müssen in allen Fällen die entsprechenden Bestimmungen des Gesetzes zur sozialistischen Landeskultur beachtet werden. Aufnahmen von Tierarten, die vom Aussterben bedroht sind, sollten Spezialisten in Verbindung mit dem zuständigen Naturschutzbeauftragten vorbehalten bleiben.

Gute Aufnahmen von Tieren in freier Wildbahn können mit unterschiedlichen Arbeitstechniken entstehen:

- Zufällige Begegnungen werden mit schußbereiter Kamera blitzschnell im Bild festgehalten. Voraussetzung dazu ist, daß bei Wanderungen und Exkursionen die Kamera immer entsprechend eingestellt transportiert wird.
- Weniger scheue Tiere, wie beispielsweise Eichhörnchen, Möwen oder Sperlinge können durch Anfüttern angelockt werden. Mittellange bis lange Objektivbrennweiten sind aber meist immer noch nötig.
- Ansitzen an vorher erkundeter Stelle mit langbrennweitigen Objektiven von 300 mm bis 500 mm in vorher errichteten Verstecken. Die Zusammenarbeit mit dem zuständigen Revierförster oder Mitgliedern des Jagdkollektivs kann die Arbeit wesentlich erleichtern.
- Aufnahmen mit pneumatischen oder elektromagnetischen Fernauslösern, evtl. mit Lichtschranke und Federwerks- oder Motoraufzug der Kamera gekoppelt an Wildwechseln, Tierbauten oder Vogelnestern. Der bei solchen Aufnahmen nötige Zeit- und Materialaufwand ist beträchtlich. KUNZ/SAMPLAWSKY 1973 geben Anleitungen zum Selbstbau der nötigen Zusatzeinrichtungen.

Fotografieren von Haustieren und von Tieren im Gehege

Einfacher als Aufnahmen von Tieren in freier Wildbahn sind Aufnahmen von Tieren im Tierpark, im Zoologischen Garten, in Heimattiergärten und in Wildgehegen oder von Haustieren. Aber auch hier ist oft große Geduld nötig, bis die Tiere in einer möglichst typischen Stellung, dazu noch günstig im Licht und vor einem möglichst ruhigen Hintergrund aufgenommen werden können.

Für Habitusaufnahmen von Tiergruppen genügt in vielen Fällen die Normalbrennweite. Bei Anwendung längerer Brennweiten jedoch ergibt sich außer einem meist günstigeren Hintergrundausschnitt und einer besseren Perspektive auch die Möglichkeit, zu wirkungsvollen „Porträtaufnahmen" von Tierköpfen und zu Aufnahmen von Lebensäußerungen der Tiere zu kommen. Aufnahmen im Zoo müssen nicht unbedingt so gestaltet werden, daß der Eindruck entsteht, sie wären in freier Wildbahn aufgenommen. Trotzdem sollte versucht werden, störende Gitter und



Abb. 279/1
Bussard mit Beute in den Fängen. Aufnahme im Tierpark Berlin mit 180 mm Brennweite und Blende 4. Durch die lange Brennweite und die große Blendenöffnung ist das Drahtgewebe des Käfigs optisch völlig aufgelöst

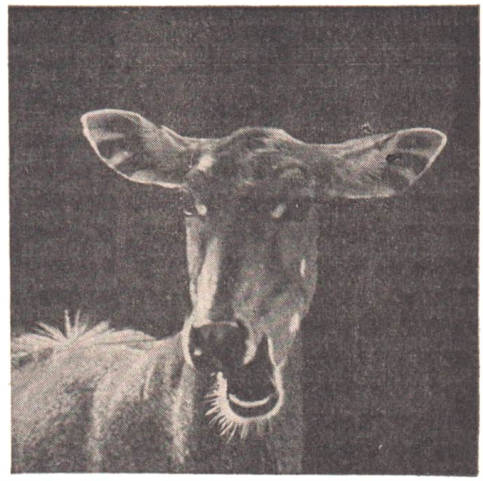


Abb. 279/2
Kudu-Antilope beim Wiederkäuen. Aufnahme im Zoologischen Garten Dresden mit 300 mm Brennweite bei Blende 5,6. Der im Schatten liegende Hintergrund wird durch die lange Brennweite optisch völlig aufgelöst

Maschendraht oder deren Schattenbilder geschickt zu vermeiden. Fast immer wird es möglich sein, ohne die Absperrungen zu übertreten, zwischen größeren Balken hindurchzufotografieren (Abb. 279/2). Im Schatten befindlicher Maschendraht kann optisch in völlige Unschärfe aufgelöst werden, wenn nahe genug herangegangen wird und nicht zu kleine Blendenöffnungen verwendet werden (Abb. 279/1). Wird im Zoo fotografiert, muß meist eine zusätzliche Fotoerlaubnis an der Kasse erworben werden. Das Arbeiten mit Blitzlicht und Stativen bedarf der besonderen Genehmigung der Zoodirektion.

Fotografieren von Insekten und anderen kleinen Tieren

Technisch gesehen entsprechen Fotos von Insekten und anderen kleinen Tieren den Nah- und Lupenaufnahmen von Pflanzen und Pflanzenteilen. Die Anwendung der nötigen technischen Ausrüstung (z. B. Vorsatzlinsen, Zwischenringe, Balgennaheinstellgeräte, Umkehrringe oder bestimmte Objektive) ist in den entsprechenden Abschnitten bei Nah- und Lupenaufnahmen dargestellt (s. S. 272 ff.).

Nah- und Lupenaufnahmen von Insekten und anderen kleinen Tieren jedoch werden zusätzlich dadurch erschwert, daß sich die zu fotografierenden Tiere frei bewegen und sich in der Regel nur kurzzeitig an einem Platz aufhalten. Das erfordert nicht nur kurze Belichtungszeiten, sondern auch eine schnelle Schußbereitschaft und ein gutes Reaktionsvermögen des Fotografen. Verschiedene Aufnahmetechniken führen zum Ziel:

– Mit fertig eingestellter Kamera so lange vor einer Blüte warten, bis sich ein Insekt zufällig darauf setzt.

– Mit fertig eingestelltem Abbildungsmaßstab werden auf Blüten sitzende Insekten aufgenommen, indem langsam herangegangen wird, bis sich das Objekt im Schärfebereich befindet. Dann wird der Verschluß ausgelöst.

Durch den meist nur geringen Schärfentiefenbereich werden nicht alle Aufnahmen gelingen. Stets sollten mehrere Fotos angefertigt werden. Wegen der nur geringen Schärfentiefe müssen bei der Aufnahme bestimmte Körperhaltungen der Insekten beachtet werden. Bei der Fotografie von Insekten mit Tageslicht reicht die Schärfentiefe beispielsweise nicht aus, um einen Bläuling schräg von vorn voll im Schärfebereich zu fotografieren. Es sind Aufnahmen direkt von oben möglich, wenn der Falter gerade die Flügel ausbreitet oder Aufnahmen von der Seite bei zusammengeklappten Flügeln. Die technisch bedingten Möglichkeiten haben also großen Einfluß auf die Bildgestaltung.

Wesentlich günstiger liegen die Verhältnisse, wenn bei Aufnahmen von Insekten oder anderen kleinen Tieren mit einem Elektronenblitzgerät gearbeitet werden kann (Abb. 280/1). Selbst kleine Amateurblitzgeräte erlauben bei Aufnahmen im Maßstab 1:1 Abblendungen auf Blende 11 bis 16, wenn sich die Blitzlampe nahe genug am Aufnahmeobjekt befindet. Es kann ohne Stativ freihändig fotografiert werden. Verwacklungsunschärfen durch nicht ruhig genug gehaltene Kamera oder durch die Bewegung der Tiere sind durch die kurze Leuchtzeit des Elektronenblitzes fast ausgeschlossen. Die Schärfentiefe vergrößert sich durch die möglichen kleineren Blendenöffnungen, so daß die Aufnahmemöglichkeiten wesentlich erweitert werden.

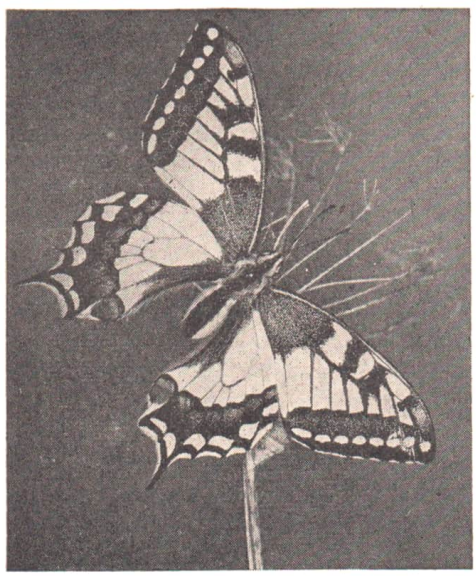


Abb. 280/1
Frisch geschlüpfter Schwalbenschwanz. Aufnahme in Draufsicht, um die ausgebreiteten Flügel in voller Schärfe abzubilden

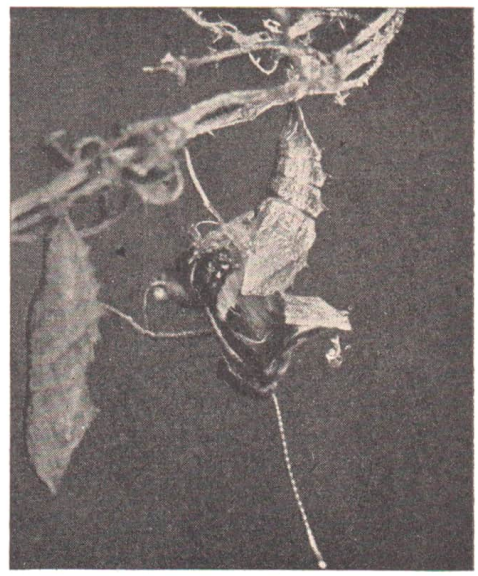


Abb. 280/2
Schlüpfender kleiner Fuchs. Aufnahme mit Elektronenblitz. Die noch geschlossene Puppe befindet sich bereits im Bereich der Unschärfe

Die Verlängerung der Belichtungszeit durch die bei Nahaufnahmen nötigen Zwischenringe wird durch das nähere Herangehen mit der Blitzlampe an das Aufnahmeobjekt teilweise oder ganz ausgeglichen. Es müßte für jeden Abbildungsmaßstab entweder umständlich gerechnet oder aus einem Nonogramm die jeweils erforderliche Blende abgelesen werden. TÖLKE 1973 gibt Vorlagen für entsprechende Nonogramme.

Die Umrechnung entfällt bei Nahaufnahmen jedoch dann, wenn bei Verwendung eines Blitzgerätes auch ein Objektiv mit etwa 100 mm Brennweite eingesetzt wird. Bei dieser Kombination heben sich die nötigen Verlängerungen und Verkürzungen ungefähr auf, wenn sich die Blitzleuchte in Höhe des Objektivs befindet.

Durch die mittellange Brennweite von 100 mm wird nicht nur die Perspektive der Aufnahme verbessert, es wird auch möglich, bei gleichem Abbildungsmaßstab gegenüber der Normaloptik doppelt so weit vom Aufnahmeobjekt entfernt zu bleiben, so daß das vorzeitige Abfliegen der Insekten meist unterbleibt.

Wird zum 100 mm–Objektiv statt Zwischenringen ein Balgennaheinstellgerät verwendet, so besteht außerdem die Möglichkeit, sich sehr schnell neuen Aufnahmesituationen durch Veränderungen des Abbildungsmaßstabes anzupassen.

Steht ein Zweilampenblitzgerät zur Verfügung, so sollten die Blitzleuchten mit verstellbaren Schienen so befestigt werden, daß sowohl Vorderlicht von beiden Seiten zur fast schattenlosen Ausleuchtung als auch wahlweise Zangenbeleuchtung eingestellt werden kann. Zur völlig schattenlosen Ausleuchtung bei Nah- und Lupenaufnahmen kann auch eine Ringblitzleuchte verwendet werden, die auch die Wiedergabe von Einzelheiten in Hohlräumen ermöglicht.

Fotografieren von Tieren im Terrarium, Aquaterrarium und im Aquarium

Bei Aufnahmen von Tieren im Terrarium und im Aquarium wird meist durch die Scheiben der Behälter fotografiert. Daher muß besonders darauf geachtet werden, daß Spiegelungen von Lichtquellen oder der Kamera selbst nicht mit abgebildet werden. Die Lampen sind im Winkel von 45° so aufzustellen, daß die direkte Reflexion in das Objektiv der Kamera vermieden wird. Bei senkrecht oder fast senkrecht vor der Scheibe des Aquariums stehender Kamera muß diese durch eine genügend große mattschwarze Pappe, in der sich eine Öffnung für das Objektiv befindet, abgedeckt werden. Wird die Öffnung sorgfältig genug ausgearbeitet, kann die Pappe ganz einfach mit dem Gewinde der Gegenlichtblende am Objektiv festgeklemmt werden.

Die Scheibe des Aquariums muß innen und außen ganz sauber, fettfrei und völlig frei von Kratzern sein. Vollglasaquarien sind wegen der Unebenheiten in der Scheibe nur bedingt für Fotozwecke geeignet. Besondere Anforderungen werden auch an das Wasser im Aquarium gestellt. Frisch eingefülltes Wasser eignet sich erst nach Tagen zum Fotografieren, da sich an der Scheibe zunächst winzig kleine Luftbläschen absetzen, die auf den Fotos durch Lichtbrechung verstärkt störend in Erscheinung treten.

Bei Coloraufnahmen ist zur Vermeidung von Farbverfälschungen vorher genau zu untersuchen, ob das im Becken vorhandene Wasser nicht irgendwie verfärbt ist. Ein mindestens 30 cm von der Scheibe entfernt teilweise in das Wasser eingetauchter weißer Kunststoffstreifen erleichtert die Beurteilung des Wassers.

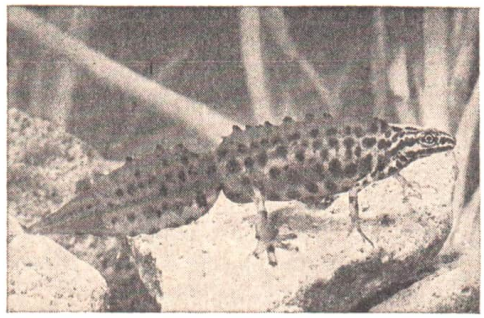


Abb. 282/1
Männchen des Teichmolches im Hochzeitskleid. Aufnahme im Aquarium mit zwei Nitraphotlampen

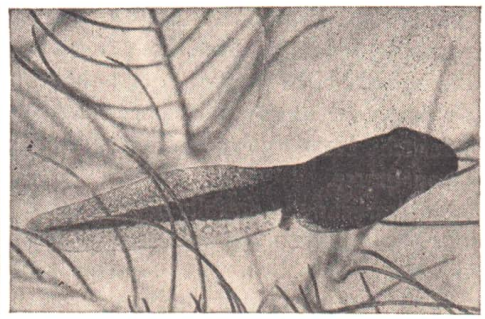


Abb. 282/2
Kaulquappe der Kreuzkröte. Aufnahme im Aquarium mit Zweilampenelektronenblitz

Zur Beleuchtung für Aufnahmen von Tieren in Aquarien und Terrarien ist am besten ein Elektronenblitzgerät geeignet (Abb. 282/1). Durch Fotolampen treten in kurzer Zeit unerwünschte Erwärmungen ein. Meist ist es auch günstiger, den Elektronenblitz nicht bei der Kamera zu belassen, sondern die Blitzlampe seitlich am Becken oder über dem Becken zu befestigen und mit langem Synchronkabel zu arbeiten.

Wichtig bei Aquarienaufnahmen ist auch die richtige Wahl des Hintergrundes. Je nach aufzunehmender Tierart ist besonders bei Schwarzweißaufnahmen auf einen kontrastreichen Hintergrund zu achten. QUITSCHAU 1969 gibt viele wertvolle Hinweise zur Aquarienfotografie (Abb. 282/2).

Fotografieren von Lebenstätigkeiten von Tieren und Aufnahmen von Fossilien

Fotos von Lebenstätigkeiten der Tiere, wie beispielsweise Rupfungen von Greifvögeln, Fraßspuren von Eichhörnchen, Höhlen von Spechten, Nistbauten von Vögeln, Haufen der Roten Waldameise, Waben der Wespen, Tierfährten und Spuren oder Aufnahmen von Fossilien lassen sich relativ leicht herstellen. Je nach Größe des Objektes und nach Aufnahmeort werden unterschiedliche Techniken angewendet.

Fraß- und Fußspuren von Tieren kommen am besten zur Geltung, wenn mit Seiten- oder Gegenlicht eine plastische Wiedergabe erreicht wird. Gute Fotos der Lebenstätigkeiten von Tieren sollten sofort erkennen lassen, welches Tier die Spuren verursachte (Abb. 283/1 u. 283/2).

Fossilien werden zweckmäßigerweise im Zimmer aufgenommen. Nach Möglichkeit sollte mit Stativ und zwei Lampen sowie feinkörnigem Aufnahmematerial gearbeitet werden (Abb. 283/3). Nitraphotlampen oder Filmleuchten sind hier dem Elektronenblitz vorzuziehen, da mit den Lampen die Lichtführung bereits vor der Aufnahme beurteilt werden kann. Zur Erreichung eines völlig schwarzen Hintergrundes empfiehlt es sich, einen innen mattschwarzen Kasten hinter dem Objekt aufzustellen (Abb. 283/4).

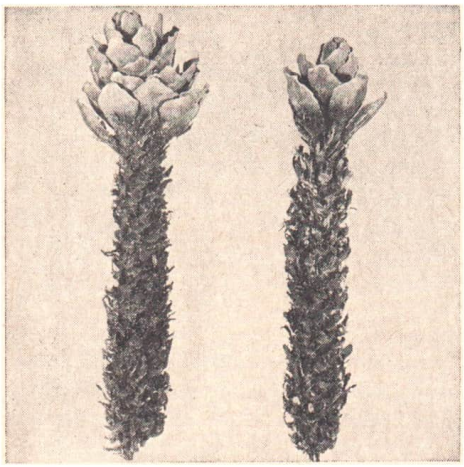


Abb. 283/1
Fraßspuren von Eichhörnchen an Fichtenzapfen. Aufnahme mit zwei Nitraphotlampen und künstlichem weißen Hintergrund



Abb. 283/2
Fraßspuren der Larven des Hausbocks in Fichtenholz. Aufnahme bei stark seitlichem Elektronenblitz

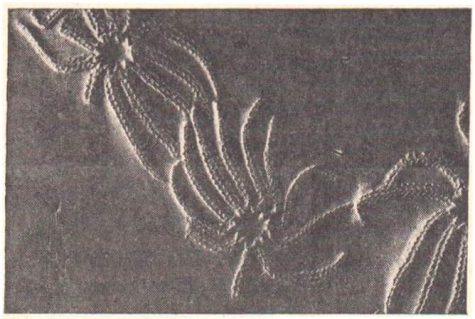


Abb. 283/3
Versteinerte Schlangensterne. Aufnahme bei ganz flachem seitlichen Streiflicht

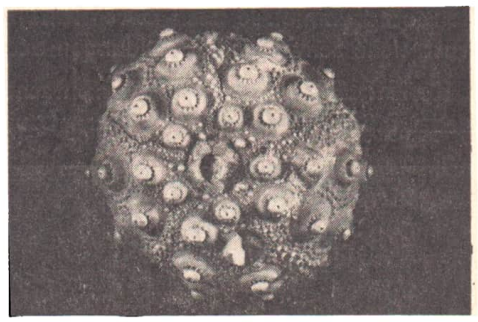


Abb. 283/4
Versteinerter Seeigel. Aufnahme mit künstlichem schwarzen Hintergrund (Hintergrundgerät)

Fotografieren von Präparaten und Modellen

Museen und andere Sammlungen bieten vielfältige Möglichkeiten, zu guten Fotos von Präparaten und Modellen zu gelangen. Bei Aufnahmen in Museen muß vorher die Genehmigung der Direktion eingeholt werden. Wegen Behinderung der Besucher kann in der Regel die Arbeit mit Stativ und Lampen nicht gestattet werden.

Schwierigkeiten bereiten Aufnahmen von in Vitrinen befindlichen Objekten wegen der auftretenden Spiegelungen der Verglasung. Wenn die Erlaubnis zur Verwendung eines Blitzgerätes gegeben wird, können Spiegelungen weitgehend dadurch vermieden werden, daß ein Helfer die Blitzlampe seitlich im Winkel von 45° zur Scheibe hält.

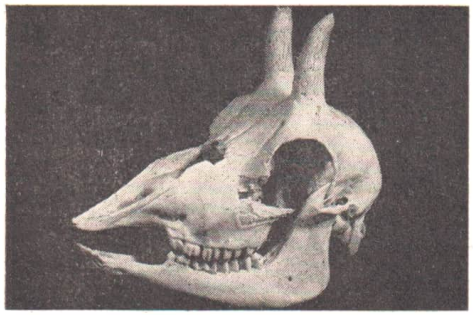


Abb. 284/1
Schädel einer Hausziege.
Aufnahme mit zwei seitlich aufgestellten Nitraphotlampen

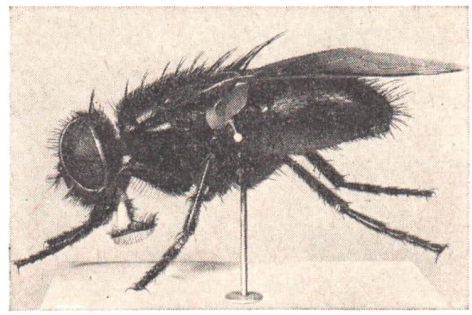


Abb. 284/2
Großmodell einer Stubenfliege im Naturkundemuseum Berlin. Beleuchtung so eingerichtet, daß kein störender Schlagschatten entsteht

3.1.2.3. Herstellung von Fotogrammen

Fotogramme sind Schattenbilder von Originalobjekten, die, ohne fotografiert zu werden, direkt kopiert (Kontaktfotogramme) oder vergrößert werden (Projektionsfotogramme). Je nach Durchsichtigkeit der Objekte entstehen entweder kontrastreiche Schwarzweißabbildungen oder Halbtonbilder.

Kontaktfotogramme. Größere flache Objekte, wie beispielsweise Federn, Farnwedel, Blütenstände von Süßgräsern, Laubblätter von Bäumen, Sträuchern und Kräu-

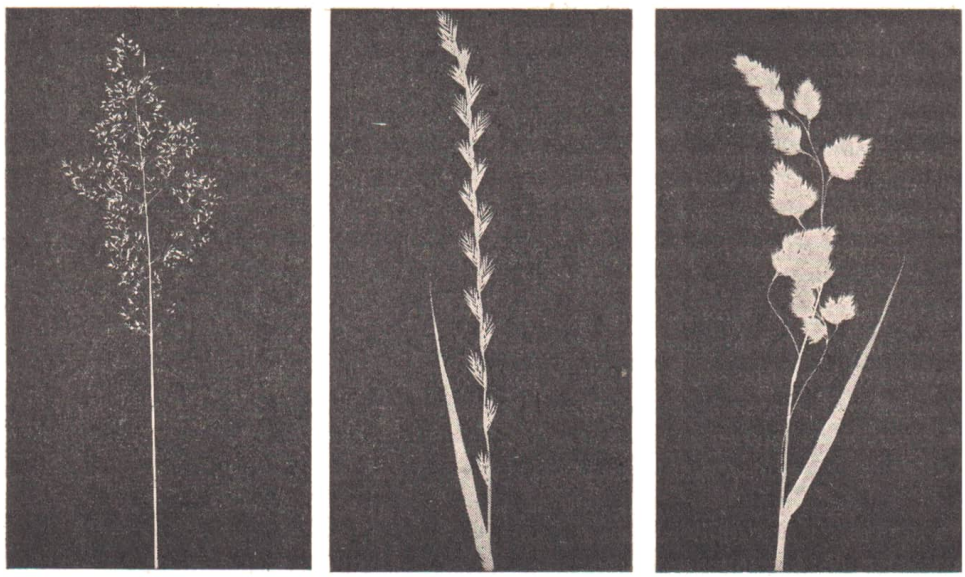


Abb. 284/3
Kontaktfotogramme verschiedener Blütenstände von Süßgräsern

tern oder Wurzelsysteme von Pflanzen werden bei gelbgrüner oder roter Beleuchtung in der Dunkelkammer direkt auf normales oder hartes Fotopapier gelegt. Eine sauber geputzte, völlig kratzerfreie Glasplatte, die mindestens die Größe des verwendeten Fotopapiers haben muß, wird darüber gelegt (Abb. 284/3).

Belichtet wird entweder direkt mit einer 40-Watt-Glühlampe, die in etwa 50 cm Entfernung direkt darüber gehalten wird oder noch besser mit dem gerichteten Licht eines Vergrößerungsgerätes, in dessen Bildbühne kein Negativ eingelegt wird. Die weitere Verarbeitung des belichteten Fotopapiers (Entwicklung, Fixierung, Wässerung und Trocknung) erfolgt wie beim normalen Vergrößern. Steht ein Kontaktbelichtungsgerät zur Verfügung, so kann dieses ebenfalls zur Herstellung von Kontaktfotogrammen benutzt werden. Durch die stark federnde Andruckplatte wird eine besonders gute Planlage der Objekte erreicht.

Projektionsfotogramme. Kleinere Objekte, wie beispielsweise behaarte Pflanzenteile, Samen mit Flugeinrichtungen, kleine Insekten und Insektenflügel oder mikroskopische Dauerpräparate werden zweckmäßigerweise gleich vergrößert dargestellt. Die Objekte werden dazu direkt zwischen die Glasplatten der Negativ-

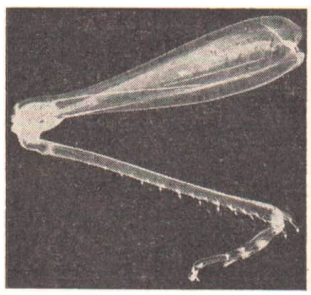


Abb. 285/1
Projektionsfotogramm vom Sprungbein einer Heuschrecke

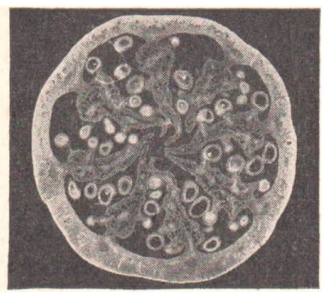


Abb. 285/2
Projektionsfotogramm eines Querschnittes durch einen Fruchtknoten von Mohn

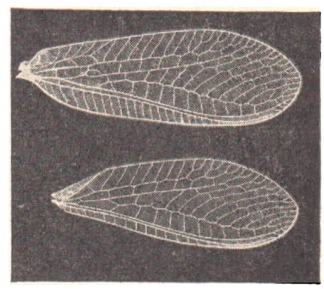


Abb. 285/3
Projektionsfotogramm von Flügeln einer Florfliege

bühne eines Vergrößerungsgerätes gelegt und wie ein Negativ vergrößert. Durch Abblendung wird die Konturenschärfe wesentlich verbessert. Notfalls ist es aber auch möglich, zur Vergrößerung den Diaprojektor oder eine Mikroprojektionseinrichtung zu verwenden. Wie bei Kontaktfotogrammen ist die richtige Belichtungszeit durch Versuche zu ermitteln (Abb. 285/1 bis 285/3).

3.1.3. Mikroaufnahmen von biologischen Objekten

Stark vergrößerte Aufnahmen von botanischen oder zoologischen Mikropräparaten werden mit einer Gerätekombination (Mikroskopierleuchte, Mikroskop und Fotoapparat) hergestellt. Das Objektiv der Kamera wird entfernt und die Kamera mit einem Mikrozwischenstück am Tubus des Mikroskops befestigt (Abb. 286/1 u. 286/2).

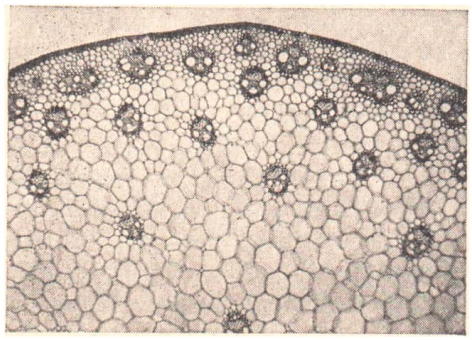


Abb. 286/1
Querschnitt durch die Sproßachse von Mais. Aufnahme mit Apochromat 6,3/0,20 und Projektiv K 4 : 1, Abbildungsmaßstab auf dem Negativ 50,4 : 1

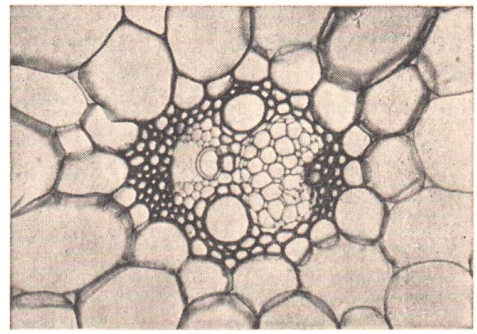


Abb. 286/2
Querschnitt durch ein Leitbündel in der Sproßachse von Mais. Aufnahme mit Apochromat 20/0,65 und Projektiv K 10 : 1, Abbildungsmaßstab auf dem Negativ 400 : 1

3.1.3.1. Beleuchtung bei Mikroaufnahmen

Als Lichtquelle für die Mikrofotografie dient entweder eine Mikroskopierleuchte, die nach Möglichkeit mit einer lichtstarken Niedervoltlampe ausgerüstet sein sollte, oder ein Elektronenblitzgerät. Die Einstellung erfolgt bei Aufnahmen im Durchlicht nach dem Köhlerschen Beleuchtungsprinzip. Wichtig ist, daß das Bildfeld völlig gleichmäßig ausgeleuchtet wird. Durch eine auf die Filmebene aufgelegte Mattscheibe sollte vor Einlegen des Filmes in die Kamera die Ausleuchtung genau über-



Abb. 286/3
Pollen der Lilie. Aufnahme mit Apochromat 10/0,30 und Projektiv K 6,3 : 1
im Hellfeld-Durchlicht



Abb. 286/4
Pollen der Lilie. Aufnahme mit Apochromat 10/0,30 und Projektiv K 6,3 : 1
Dunkelfeld-Auflicht

prüft werden. Sind die Bildecken dunkler als die Bildmitte, muß der Kameraauszug durch Zwischenschaltung von Zwischenringen oder eines Balgennaheinstellgerätes verlängert werden, oder es muß die Apertur der Beleuchtung verändert werden. Durch eine in den Filterhalter des Mikroskops eingelegte feinkörnige Mattscheibe kann die Ausleuchtung weiter verbessert werden. Für Schwarzweißaufnahmen unter Verwendung von Achromaten empfiehlt es sich, zur Verbesserung der Bildschärfe und zur Kontrasterhöhung ein kräftiges Grünfilter zu verwenden.

Schnellbewegliche lebende Objekte, wie beispielsweise Urtierchen können mit Hilfe eines Elektronenblitzes fotografiert werden. Die Mikroskopierleuchte dient dann nur zur Einstellung.

3.1.3.2. Messung der Belichtungszeit bei Mikroaufnahmen

Die Feststellung der richtigen Belichtungszeit bei Mikroaufnahmen bereitet meist größere Schwierigkeiten. Besitzt die Kamera eine eingebaute Innenlichtmessung, so können die Meßwerte direkt übernommen werden. Für Mikroaufnahmen gibt es auch spezielle Lichtmeßeinrichtungen, die eine exakte Messung ermöglichen. Anhaltswerte können auch mit einem handelsüblichen Belichtungsmesser ermittelt werden. Der Belichtungsmesser wird dazu entweder direkt über das Okular oder möglichst lichtdicht an die Einblicksöffnung des Prismensuchers der Kamera gehalten. Durch eine Aufnahmeserie muß ermittelt werden, bei welchem Lichtwert die richtige Belichtung vorliegt. Bei weiteren Aufnahmen wird durch Veränderung der Leuchtfeldblende der Mikroskopierleuchte, durch Graufilter oder durch Regelung des Lampenstromes dieser Lichtwert wieder eingestellt. Stehen keinerlei Meßmöglichkeiten zur Verfügung, müssen stets Probereihen angefertigt werden.

3.1.3.3. Aufnahmen biologischer Objekte im Abbildungsmaßstab bis 10 : 1 mit dem Mikroskop

Aufnahmen biologischer Objekte bei geringen Vergrößerungsmaßstäben im Abbildungsmaßstab von 3 : 1 bis 10 : 1 werden ohne Okular mit schwach vergrößernden Mikroskopobjektiven oder besser mit Mikrotaren vom VEB Carl Zeiss JENA angefertigt. Besonders schwierig ist bei Lupenaufnahmen die gleichmäßige Ausleuchtung des Bildfeldes. Je nach angewendetem Abbildungsmaßstab wird entweder nur mit dem Hohlspiegel, mit Planspiegel und Kondensorunterteil oder bei modernen Mikroskopen mit Planspiegel und vollem Kondensor mit vorgeschalteter Lupe beleuchtet. Eine in den Filterhalter des Mikroskops eingelegte Mattscheibe und eine weitere Mattscheibe im Filterhalter der Mikroskopierleuchte tragen zur gleichmäßigen Lichtverteilung bei. Für die Mikrotare stehen spezielle Lupenkondensoren zur Verfügung.

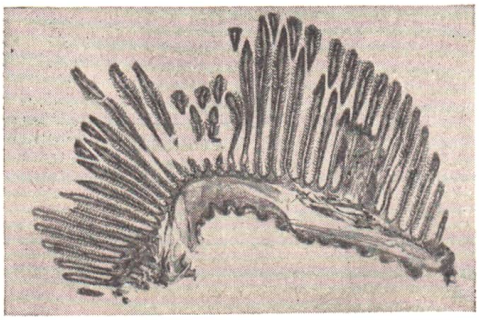


Abb. 288/1
Längsschnitt durch den Kiemenbogen eines Knorpelfisches. Lupenaufnahme mit Zeiss Mikrotar 4,5/45 im Mikroskop ohne Okular, Vergrößerungsmaßstab auf dem Negativ 3 : 1

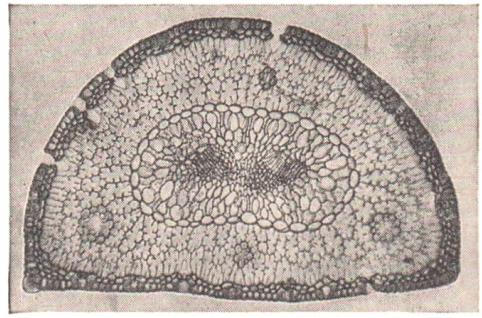


Abb. 288/2
Querschnitt durch eine Kiefernnadel. Lupenaufnahme mit Zeiss Mikrotar 3,2/20 ohne Okular.
Vergrößerungsmaßstab auf dem Negativ 9 : 1

3.1.3.4. Aufnahmen biologischer Objekte im Abbildungsmaßstab über 10 : 1 mit dem Mikroskop

Bei Aufnahmen mit stärkeren Vergrößerungen wird das Okular im Strahlengang belassen. Die Vergrößerung auf dem Negativ entspricht aber nur dann dem Produkt aus Vergrößerung des Objektivs und Vergrößerung des Okulars, wenn sich die Filmebene der Kamera 250 mm über dem Okular befindet. Bei anderen Entfernungen wird die erreichte Vergrößerung nach folgender Formel berechnet:

$$\text{Abbildungsmaßstab auf dem Negativ} = \frac{\text{Abstand zwischen Okular und Filmebene in mm}}{250 \times \text{Objektivvergrößerung} \times \text{Okularvergrößerung}}$$

Die Ausleuchtung erfolgt mit vollständigem Kondensor unter Einhaltung der Prinzipien der Köhlerschen Beleuchtung. Für alle mikroskopischen Arbeitsverfahren wie beispielsweise Hellfeld-Durchlicht, schräge Beleuchtung, Dunkelfeld, Phasenkontrast oder Polarisationsmikroskopie gelten zur Fotografie die gleichen Prinzipien wie bei der subjektiven Betrachtung.

Bei stärkeren Vergrößerungen ist besonders darauf zu achten, daß das Mikroskop sehr stabil aufgestellt ist und die Kamera völlig erschütterungsfrei ausgelöst wird. Durch einen in den Strahlengang der Mikroskopierleuchte eingeschobenen Zentralverschluß läßt sich das am sichersten erreichen. Der Schlitzverschluß der Kamera wird nach dem Scharfeinstellen auf „B" eingestellt und nach Schließen des Zentralverschlusses geöffnet und mittels eines Drahtauslösers mit Feststeller offengehalten. Nach Ausschwingen des Mikroskop-Kamerasystems wird mit dem Zentralverschluß belichtet und dann der Schlitzverschluß wieder geschlossen.

Werden zur Mikrofotografie die normalen, in den Kursmikroskopen befindlichen Achromaten mit Huygens-Okularen verwendet, treten Schärfeverluste und Farbverfälschungen zum Bildrand hin auf. Der Einsatz von Planachromaten in Verbindung mit Projektiven verbessert die Schärfeverteilung erheblich. Die Verwendung von Apochromaten oder Planapochromaten in Verbindung mit Projektiven beseitigt

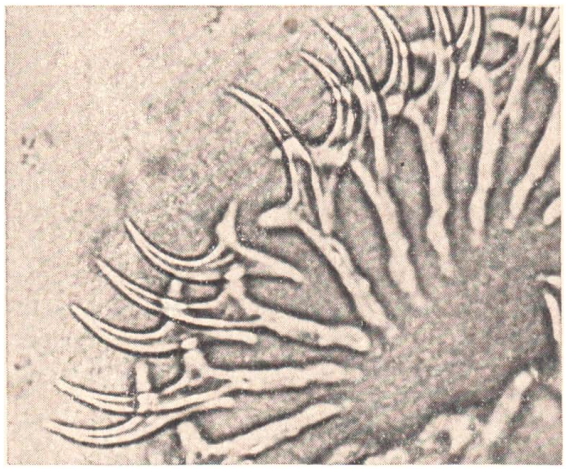


Abb. 289/1
Hakenkranz eines Schweinefinnenbandwurmes. Aufnahme mit Apochromat 20/0,65 und Projektiv K 6,3 : 1. Abbildungsmaßstab auf dem Negativ 250 : 1

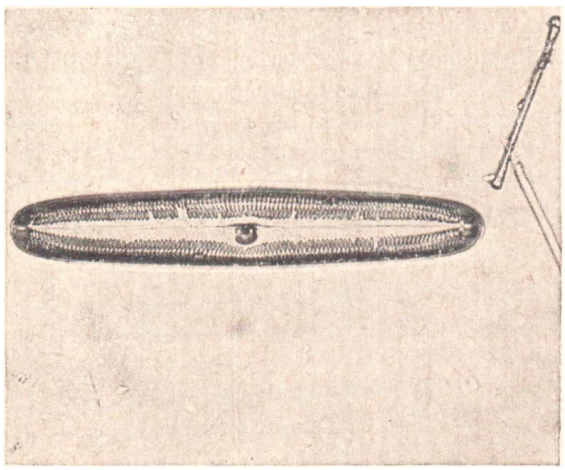


Abb. 289/2
Kieselalge.
Aufnahme mit Apochromat HI 90/1,30 und Projektiv K 3,2 : 1. Abbildungsmaßstab auf dem Negativ 576 : 1

die Farbverfälschungen. Die Arbeit mit diesen Spezialobjektiven sollte jedoch den auf diesem Gebiet tätigen Spezialisten vorbehalten bleiben. Mit der einfachen mikroskopischen Grundausstattung lassen sich bei richtiger Verwendung bereits erstaunlich gute Wiedergaben erzielen. SCHLÜTER 1973 gibt ausführliche Anleitungen zur Mikrofotografie.

3.2. Projektion

3.2.1. Spezielle Projektionsverfahren für den Biologieunterricht

Neben den in allen Unterrichtsfächern üblichen Projektionsverfahren, wie der Laufbildprojektion von Schmalfilmen mit einem Filmgerät, der Durchlichtstehbildprojektion von klein- oder großformatigen Dias mit einem Kleinbildwerfer oder dem Polylux und der Auflichtprojektion (Epiprojektion) von lichtundurchlässigen Vorlagen bestehen für den Biologieunterricht spezielle Projektionsmöglichkeiten. Viele biologische Objekte und Präparate lassen sich mit dem Kleinbildwerfer, dem Polylux, dem Episkop oder mit einer Lupen- oder Mikroprojektionseinrichtung auch direkt projizieren. Dabei sind einige Besonderheiten zu beachten.

Bei der Projektion von Organismen oder deren Teilen sollten Verzerrungen nach Möglichkeit vermieden werden. Entweder wird dazu das Projektionsgerät waagerecht so hoch aufgestellt, daß es etwa auf halber Höhe des Projektionsbildes steht. Wird der Projektor bis zum zulässigen Neigungswinkel von 15° nach oben geneigt, kann die entstehende Verzerrung dadurch ausgeglichen werden, daß auch die Projektionsfläche im gleichen Winkel nach unten geneigt aufgehängt wird.

Besonders bei der Lupen- und Mikroprojektion ist die Bildhelligkeit der Projektionsbilder durch die starke Vergrößerung wesentlich geringer als bei anderen Projektionsarten. Der Biologiefachunterrichtsraum sollte daher möglichst gut abgedunkelt werden können. Die Bildhelligkeit des Projektionsbildes ist außer von der

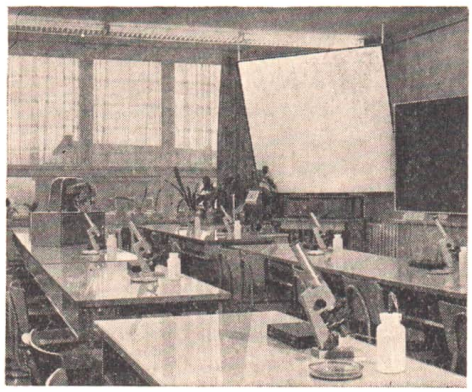


Abb. 290/1
Anordnung der Bildwand im Biologiefachraum der Ernst-Thälmann-Oberschule Gotha. Die Wand ist starr schräg zur Klasse und zur Decke befestigt und ermöglicht unverzerrte Projektionsbilder von allen im Raum fest installierten Projektionsgeräten (Kleinbildwerfer, Tonfilmgerät, Polylux)

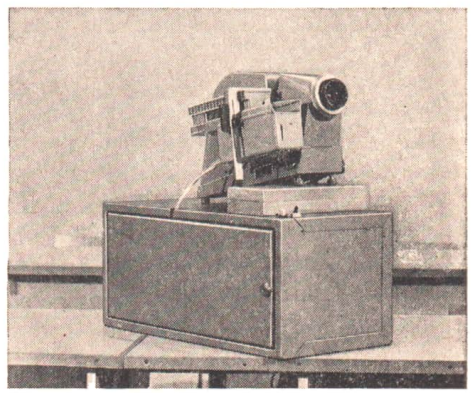


Abb. 290/2
Stationär aufgebauter Kleinbildwerfer auf leicht erhöhtem Standort. Zur Erhöhung der Stabilität sind die ausfahrbaren Standfüße des Bildwerfers durch einen Holzklotz ersetzt worden. Im verschließbarem Kasten befinden sich eine automatische Bildbandführung, ein Diawechselschieber, ein Küvettenansatz und eine Ersatzlampe

Leistungsfähigkeit des Projektionsgerätes auch von dem Reflexionsvermögen der verwendeten Projektionsfläche abhängig. Silberriffelwände und Spezial-Silberraster-Bildwände haben bei noch genügend großem Betrachtungswinkel ein hohes Reflexionsvermögen. Sie sind deshalb für die Lupen- und Mikroprojektion besonders geeignet.

Die Rückprojektion auf eine Mattglasscheibe oder einen Transparentpapierschirm führt zwar zu noch helleren Bildern, ist aber für den Klassenraum kaum geeignet, da die Bilder meist zu klein wiedergegeben werden und der ausnutzbare Betrachtungswinkel nur $\pm 15°$ beträgt.

Tabelle 291/1 Reflexionsvermögen verschiedener Bildwände bei halber Helligkeit des Projektionsbildes

Bildwand		Betrachtungswinkel	Reflexionsfaktor
diffus reflektierende Flächen	weiße Wandfläche oder Rückseite einer Landkarte	$\pm$ 60°	0,4
	Gipswand (Bezugsgröße)	$\pm$ 60°	1,0
teilweise gerichtet reflektierende Flächen	Silberriffelwand	$\pm$ 45°	2,2
	Spezial-Silberraster Bildwand	$\pm$ 45°	2,5
gerichtet reflektierende Flächen	Perlwand	$\pm$ 18	3,5

In den überbreiten Fachunterrichtsräumen vieler neuerbauter Schulen haben die Schüler nur dann ein genügend helles Projektionsbild, wenn die Bildwand schräg in einer Raumecke aufgestellt wird, da sonst der zulässige Betrachtungswinkel für die seitlich sitzenden Schüler überschritten wird. Eine diesen Anforderungen gerecht werdende Lösung zeigen die Abbildungen 290/1 und 290/2.

3.2.1.1. Projektion von biologischen Objekten mit dem Episkop

Flache, größere biologische Objekte, wie beispielsweise Vogelfedern, Laubblätter und Blütenstände von Pflanzen oder ganze Pflanzen (Herbarblätter) lassen sich mit einem Episkop demonstrieren, wenn sich der Fachraum ausreichend verdunkeln läßt. Zur besseren Ausnutzung der Bildhelligkeit wird empfohlen, die Projektionsbilder nicht zu groß darzustellen. Die nicht sehr hellen Projektionsbilder und die

auftretende Wärmebelastung der Objekte werden durch den Vorteil ausgeglichen, daß die Abbildung der Objekte weitgehend in ihren natürlichen Farben erfolgt. Bei der Projektion dunkler Objekte ist stets eine helle Pappe unterzulegen, um den Kontrast zu erhöhen.

3.2.1.2. Projektion von biologischen Objekten mit dem Kleinbildwerfer

Mit dem Kleinbildwerfer können kleine lebende oder tote Objekte je nach Projektionsentfernung von etwa 15fach bis 50fach linear vergrößert im Durchlicht projiziert werden.

Küvettenprojektion

Zur kurzfristigen Projektion von lebenden Objekten wie beispielsweise kleinen Fischen, Molchlarven, Kaulquappen, Wasserflöhen, Hüpferlingen, Süßwasserpolypen, Planarien oder Algen werden Küvetten verwendet. Diese werden entweder direkt in den Diawechselschieber eingesetzt, auf einem Küvettenansatz, der an Stelle des Wechselschiebers tritt, befestigt oder stehen einfach auf einem entsprechend hohen Holzklotz zwischen Wechselschieber und Projektionsobjektiv.

Es werden nach Möglichkeit solche Küvetten ausgewählt, in die die zu untersuchenden Objekte gerade hineinpasssen. Je enger die Küvette ist, um so weniger können sich die Tiere aus dem Schärfenbereich, der trotzdem ständig nachgestellt werden muß, herausbewegen.

Durch das grelle Licht und die Wärmebelastung werden die Organismen geschädigt, es kann nur kurzzeitig projiziert werden. Das Projektionsbild zeigt die

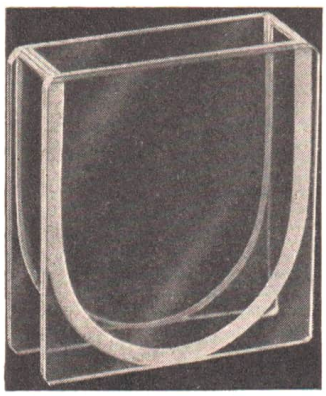


Abb. 292/1
Käufliche Küvette

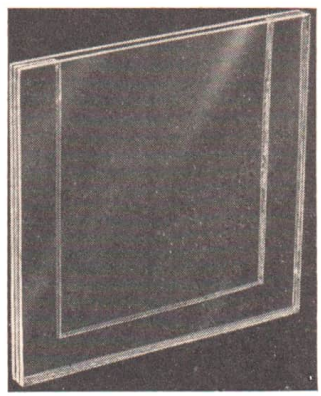


Abb. 292/2
Selbsthergestellte schmale Küvette zum Einsetzen in den Diawechselschieber

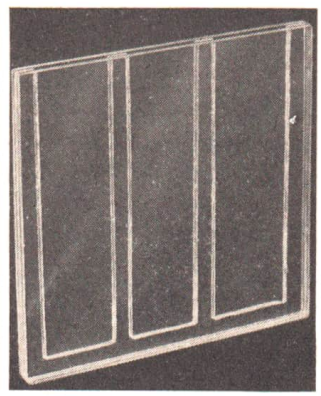


Abb. 292/3
Selbsthergestellte spezielle Küvette mit Unterteilungen für Nachweisreaktionen

Objekte seitenverkehrt und auf dem Kopf stehend. Nach oben perlende Luftblasen beispielsweise bewegen sich im Projektionsbild auf der Bildwand nach unten. Nach mehrmaligem Einsatz und entsprechender Erläuterung durch den Lehrer gewöhnen sich die Schüler sehr schnell daran.

Bei der Küvettenprojektion können auch Lebensvorgänge wie beispielsweise Fortbewegung, Atembewegung, Beutefang, Nahrungsaufnahme bei Tieren oder die Sauerstoffabgabe von Sprossen der Wasserpest bei Belichtung demonstriert werden. Ebenso lassen sich bestimmte chemische Reaktionen und physikalische Prozesse mit Hilfe der Küvettenprojektion im Klassenverband für jeden Schüler gut sichtbar darstellen. Alle Farbreaktionen, wie beispielsweise die Jod-Kaliumjodid-Stärkereaktion oder Lageveränderungen, wie das Aufsteigen von Flüssigkeiten in Kapillaren, sind ohne großen Aufwand darzustellen.

Je nach Größe der zu projizierenden Organismen werden Küvetten mit unterschiedlichen Innenmaßen benötigt (Abb. 292/1). Im Handel aber werden kaum passende Küvetten angeboten. Bei der Selbstherstellung von Küvetten sollten gleich mehrere Größen angefertigt werden. Provisorisch hergestellte Küvetten, die mit Plastilin, Gummischlauch oder anderen plastischen Materialien abgedichtet werden, sind meist nicht genügend dauerhaft dicht und können den Erfolg der geplanten Beobachtungen in Frage stellen.

Zur Selbstherstellung gut haltender Küvetten werden Diagläser, schmale Glasstreifen unterschiedlicher Stärke, Kanadabalsam, Cenusil, Gießharz oder Pelasal 136 G-Klebstoff, Tetrachlorkohlenstoff oder Benzol zum Entfetten und feines Schleifpapier zum Aufrauhen der Klebeflächen benötigt (Abb. 292/2 u. 292/3). Vorsicht beim Zuschneiden der Glasstreifen! Schutzbrille tragen! Wird an Stelle der Glasstreifen anderes Material, beispielsweise PVC-hart, verwendet, vereinfacht sich zwar die Herstellung, jedoch kann es durch die unterschiedliche Ausdehnung bei Erwärmung der Materialien dann zu Spannungen kommen, die zur Zerstörung der Küvette führen.

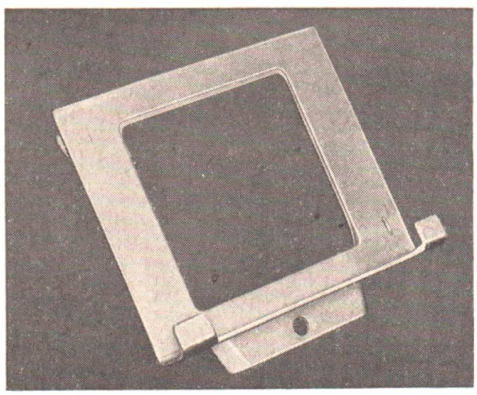


Abb. 293/1
Aus einem Diawechselschieber selbsthergestellter Küvettenansatz

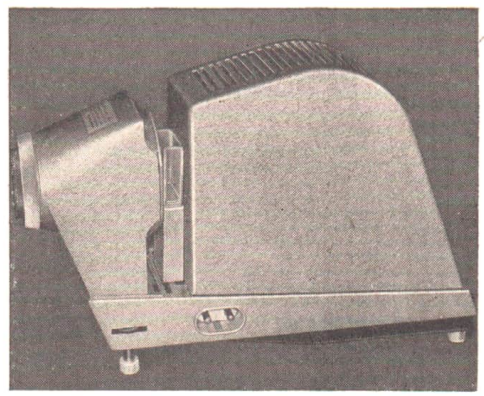


Abb. 293/2
Behelfsmäßig, mit Hilfe eines Holzklotzes an einem Diaprojektor befestigte Küvette

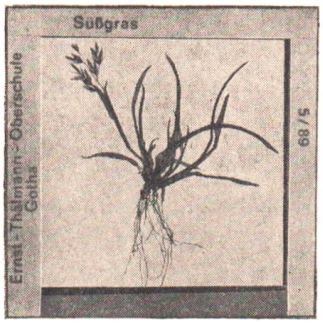


Abb. 294/1
Objektdia. Süßgras mit Wurzelsystem und Blütenstand



Abb. 294/2
Objektdia.
Kiemenbogen vom Hering



Abb. 294/3
Objektdia.
Haut der Zauneidechse.

Projektion von Objektdias mit dem Kleinbildwerfer

Kleine flache biologische Objekte, wie beispielsweise Schuppen und Kiemenbögen von Fischen, Hautstücke von Lurchen und Kriechtieren, Vogelfedern, Fellproben von Säugetieren, kleine Insekten und Teile von Insekten, kleine Pflanzen, Laubblätter und Wurzelsysteme von Pflanzen sowie Blütenstände und Samen, die auch zur Herstellung von Projektionsfotogrammen geeignet sind, können direkt projiziert werden (Abb. 294/1 bis 294/3).

Die Objekte werden nach entsprechender Vorbereitung, wie Trocknung, Pressen, Formalinfixierung und nachfolgender Alkoholtrocknung oder auch ohne jede Vorbereitung zwischen sauber geputzten Diaglasplatten geklemmt oder auch leicht mit farblosem Latex oder Pelasal 136G angeheftet und mit Klebestreifen umrandet. Bei etwas stärkeren Objekten wird der Außenrand der Diascheiben zum Höhenausgleich vorher mit schmalen Papp- oder Plaststreifen entsprechender Stärke beklebt. Abdeckmasken, wie sie für Dias üblich sind, werden nicht benötigt. Das ganze Bildformat kann ausgenutzt werden.

3.2.1.3. Projektion von biologischen Objekten mit dem Polylux

Größere biologische Objekte, deren Lebensäußerungen, physiologische Vorgänge und chemische Reaktionen können mit dem Polylux demonstriert werden. Gepreßte Pflanzen, Blattsammlungen zur Demonstration der Blattarten, Blattformen oder Blattränder, Blütenstände oder präparierte Wirbelsäulen von Fischen, Schlangenhaut oder größere Vogelfedern beispielsweise werden entweder direkt aufgelegt oder, der besseren Haltbarkeit wegen, zwischen entsprechend große Glasplatten eingeklebt.

Zur Projektion von im Wasser lebenden Organismen werden große Schalen mit möglichst ebenen Boden verwendet. So können beispielsweise die Fortbewegung von Fischen und Molchen, die Aufnahme und Abgabe des Atemwassers bei Fischen auf diese Weise von der ganzen Klasse gut beobachtet werden. Bei entsprechender Vorbereitung können mit Hilfe des Polylux in wassergefüllten oder trockenen Schalen

mit oder ohne Deckel, je nach Lebensweise der zu projizierenden Organismen Fortbewegung, Beutefang oder Nahrungsaufnahme demonstriert werden. Stets sollte jedoch, noch bevor durch das grelle Licht und die zunehmende Wärmeeinwirkung die Organismen beeinträchtigt werden, die Projektion abgebrochen werden. Die erste Schaltstufe der Lichtwurflampe des Polylux reicht völlig aus und erhöht die mögliche Dauer der Projektion erheblich.

3.2.1.4. Projektion von biologischen Objekten mit dem Lupenprojektor

Sehr kleine biologische Objekte können vorteilhaft mit einem Lupenprojektor oder einem Lupenprojektionsvorsatz in etwa 50facher bis 100facher Vergrößerung demonstriert werden. Die starke Vergrößerung wird durch die Verwendung eines sehr kurzbrennweitigen Projektionsobjektives erzielt. Lupenprojektoren besitzen meist auch einen Schieber zur Vorführung von Mikropräparaten und einen anderen Schieber zur Aufnahme einer speziellen Küvette zur Lebendprojektion von Organismen. Durch die zusätzlich eingebauten Wärmeschutzfilter wird gegenüber Diaprojektoren die mögliche Projektionsdauer von lebenden Organismen wesentlich erhöht. Für die Darstellung von Gesamtübersichten, wie sie beispielsweise von Schnitten durch Sproßachsen und Wurzeln benötigt werden, sind Lupenprojektoren besonders geeignet.

3.2.1.5. Mikroprojektion von biologischen Objekten

Dauer- und Frischpräparate können auch unter Verwendung eines Mikroskopes projiziert werden. Durch die starke Vergrößerung entstehen auch bei Verwendung sehr heller Lichtquellen verhältnismäßig dunkle Projektionsbilder. Für die Mikroprojektion ist daher ein völlig abgedunkelter Raum unbedingte Voraussetzung. Außerdem ist es ratsam, die Mikroprojektionseinrichtung selbst weitgehendst so abzuschirmen, daß kein Streulicht auf die Projektionsfläche gelangt. Dabei darf aber die notwendige Kühlung des Gerätes keinesfalls beeinträchtigt werden.

Da die Projektionsbilder aus kürzerem Abstand besser betrachtet werden können, sollte bei der Mikroprojektion die Sitzordnung der Klasse aufgelöst werden. Die Schüler stellen sich hinter dem Mikroprojektor auf. Dadurch wird es auch möglich, gut reflektierende Perlwände trotz ihres geringen Streuwinkels zu verwenden.

Zum ROW Kleinmikroskop ist ein Projektionsansatz mit einer 6 V/30 W-Lichtwurflampe im Handel erhältlich. Es wird damit in waagerechter Stellung des Projektors ohne Okulartubus und ohne Okular projiziert. Je nach verwendetem Objektiv und eingestellter Projektionsentfernung können Abbildungsmaßstäbe von 85:1 bis 235:1 erreicht werden. Für die Mikroprojektion im Klassenverband reicht die Lichtstärke der Projektionsbilder aber kaum aus.

Hellere Projektionsbilder werden mit dem Projektionsuntersatz von Carl Zeiss JENA für Kursmikroskope oder dem Mikroprojektionsgerät „Pictoval" von VEB Carl Zeiss JENA erreicht.

3.3. Modellieren

3.3.1. Zur Bedeutung der Modellierung biologischer Gegenstände und Prozesse

Bestimmte Naturobjekte sind nicht oder nur schwer zu beschaffen (z. B. seltene Pilze, unter Naturschutz stehende Kriechtiere) oder auf Grund ihrer Größe als Unterrichtsmittel nicht einsetzbar (z. B. mikroskopisch kleine Objekte, Großsäuger). Im Inneren ablaufende biologische Prozesse sind oft nur schwer oder gar nicht zu beobachten (z. B. Verdauung, Blutkreislauf, Befruchtung). Häufig ist es sehr aufwendig, durch verschiedene Tätigkeiten an Naturobjekten geplante Resultate zu erreichen (z. B. Untersuchen des Baues kleiner Blüten, Blütenstände).

In diesen Fällen kann der Vermittlungsprozeß durch den Einsatz von Modellen unterstützt werden, um möglichst naturähnliche Vorstellungen von biologischen Objekten und Prozessen zu erreichen.

Unterschieden wird zwischen ideellen Modellen (Denkmodelle, z. B. Zeichenmodelle) und materiellen Modellen (z. B. Blütenmodelle, Zellmodelle). Die ideellen Modelle dienen vor allem der Veranschaulichung von Gegenständen und Prozessen (z. B. stoffwechselphysiologische Prozesse).

Materielle Modelle sind naturgetreue bis schematische Nachbildungen eines Naturobjektes, bei denen bestimmte Besonderheiten des Objektes entsprechend einer Aufgabe betont werden können (z. B. Modell eines Röhren- und Blätterpilzes; Abb. 305/1). Sie sollen sich durch Übersichtlichkeit und Klarheit auszeichnen, Zufälliges und Nebensächliches fortlassen, Bedeutungsvolles hervorheben, auf Wesentliches lenken, d. h. Details besser erfassen, als es am Original möglich ist. Meist sind die Modelle räumlich gestaltet.

Je nach den Erfordernissen können bei den Nachbildungen oder bei der Darstellung von Funktionen eines Naturobjektes Naturtreue, Vereinfachungen, Vergrößerungen oder Verkleinerungen vorgenommen werden. Die in gut sichtbarer Form hervorgehobenen Details oder wiedergegebenen Funktionen des Objektes, die am Modell beobachtet werden sollen, müssen dem Original sehr ähnlich, also möglichst naturgetreu nachgeahmt sein.

3.3.2. Zur Auswahl und Einteilung modellierbarer biologischer Gegenstände und Prozesse

Da kein Modell das Original ersetzen kann, ist der Kreis nachzubildender Naturobjekte und Prozesse von vornherein eingeschränkt.

Entsprechend des Modelltyps ist es möglich

- eine vergrößerte Darstellung von kleinen biologischen Objekten (z. B. Volvox, Bakterien) oder nicht deutlich sichtbaren Einzelteilen zu erreichen,
- eine verkleinerte Darstellung von sehr großen biologischen Objekten (z. B. Großsäuger, Saurier) zu gestalten,
- verdeckte Einzelteile von Organismen (z. B. innere Organe wie Gehirn, Herz) gesondert darzustellen,

- Objekte mit verschiedenem und kompliziertem Bau (z. B. Gliedmaßen, Blattstellungen) vergrößert nachzumodejlieren,
- Lebenserscheinungen, die am lebenden Organismus nicht oder nicht klar genug erkannt werden (z. B. Zwerchfellatmung, Vorgänge beim Öffnen eines Schlangenmauls) schematisch nachzubilden,
- Objekte, die nicht oder schwer beschaffbar sind (z. B. seltene Pflanzenarten, seltene Tiere) zu formen.

3.3.3. Werkstoffauswahl und Bearbeitung

Wichtigstes Prinzip bei der Wahl von Werkstoffen ist ihre Zweckbestimmung. Es sind solche Werkstoffe zu bevorzugen, die es ermöglichen, die Eigenschaften des Naturobjektes am besten nachzuahmen. Für die Anfertigung von materiellen Modellen kommen alle Werkstoffe in Frage, die ohne besondere Werkstätten leicht bearbeitbar sowie leicht zu beschaffen sind. Häufig ist es möglich, als Ausgangsmaterial Stoffe zu wählen, die ohne finanzielle Mittel erworben werden können (z. B. Zeitungspapier, Pappkartons, Zigarrenkisten, Plastfolie, Flaschen).

Für die Anfertigung biologischer Modelle eignen sich besonders folgende Werkstoffe: Papier, Karton, Pappe, Holz, einige Metalle (bes. dünne Bleche), Glas, verschiedene Kunststoffe sowie formbare Materialien (z. B. Gips, Plastilin, Ton, Suralin, Gießharz, Papiermaché). Bei der Bearbeitung kann der Biologielehrer durch den Werklehrer wertvolle Unterstützung finden.

In der Tabelle 298/1 erfolgt lediglich eine kurze Anleitung zur Arbeit mit formbaren Werkstoffen. Direkte Hinweise befinden sich auch bei den Fertigungsanleitungen von Modellen auf den Seiten 302 bis 316.

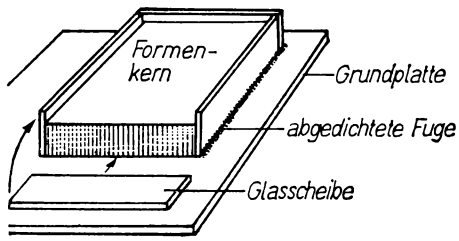


Abb. 297/1
Formkern zum Gießen von Durcplast

Tabelle 298/1 Werkstoffauswahl und Bearbeitung

Charakteristische Eigenschaften	Verarbeitungshinweise	Beispiele
Plastilin		
– geschmeidige fetthaltige Knetmasse – an Sonne oder unter Infrarot Entstehung glänzender Oberfläche – mehrmals nutzbar, Trennung verschiedenfarbigen Materials allerdings schwierig – mit anderen Werkstoffen kombinierbar (Holz, Draht, Glas, Metall)	– Kneten mit warmen Händen oder leichtes Erwärmen im Wasserbad – Bearbeitung mit Modellierholz (evtl. mit Taschenmesser) – Modellieren auf fester Unterlage (Kunststoffplatte) – in abstehende oder sehr feine Teile Holzstäbchen bzw. Draht als Stütze einbauen – Aufbewahrung muß in Behältern erfolgen, die dem Plastilin kein Fett entziehen	– Bakterienmodell – Volvoxmodell – Negativsubstanz für Abgüsse – Süßwasserpolyp – Sauriermodell – Lungenbläschen
Suralin		
– geschmeidige Knetmasse von großer Farbenfreudigkeit – härtbar bei 80 °C bis 120 °C – Massen untereinander knetbar (Entstehung von Mischfarben) – nach Härtungsprozeß vielseitig bearbeitbar (sägen, bohren usw.) – Kombination mit anderen Werkstoffen möglich	– Bearbeitung erfolgt wie bei Plastilin – Härtungsprozeß etwa 10 bis 20 Minuten in Bratröhre, die auf Temperaturen um 100 °C eingestellt ist – Anstrich durch Nitrolacke möglich – Korrekturen am Modell bzw. Weiterbearbeitung durch Schleifen, Bohren, Sägen	– Blütenmodelle – Blütenstandsmodelle – Modelle von Mitochondrien – Chloroplastenmodell – Modelle von Gelenken
Paraffin		
– wachsähnliche, blättrige Masse, geruch- und geschmacklos – in erweichtem Zustand formbar, Schmelzpunkt Hartparaffin 52 °C bis 70 °C, Weichparaffin etwa 30 °C – in Wasser unlöslich, löslich in Benzin, Äther	– Papp- und Papiermodelle in geschmolzenes Weichparaffin tauchen (haltbarer glänzender Überzug) – Hartparaffin im Wasserbad erwärmen, mit Händen formen – mit fettlöslichen Farbstoffen einfärben	– Überzug bei Pilzmodellen – Protozoenmodell – Modelle von Blutkörperchen

Charakteristische Eigenschaften	Verarbeitungshinweise	Beispiele
Watte — Mehlkleister		
– klebrige, leicht formbare, aus Watte und Mehl kombinierte Masse – wasserlöslich – gute Haftfähigkeit für Farben	– aus Mehl (Weizenstärke) und Wasser Mehlkleister herstellen – Watte mit Mehlkleister anfeuchten und gut ausdrücken – mit Händen formen – bei größeren Modellen als Grundform Pappe, Holz, Papier verwenden, Mehlkleisterwatte zur Oberflächenmodellierung (dünne Schicht) auftragen – Modelle an Luft trocknen	– Süßwasserpolyp – Überzug an Modellen
Gips		
– nichthydraulisches Bindemittel, Rohstoff ist Gipsstein – erhärtet unter Zugabe von Wasser – Je nach Gipssorte (Stuckgips, Marmorgips, Porengips) und Zusätzen (z. B. Leim, Alaun, Borax, Kalziumchlorid, Dextrin-Gießzeitverlängerung – oder Kochsalz, Magnesiumchlorid, Salmiak-Gießzeitverkürzung) verschieden lange Zeit verarbeitungsfähig – versteifter und erhärteter Gips bleibt immer wasserlöslich	– mit Gips sehr schnell arbeiten – Gipspulver in Wasser schütten und gut verrühren – dickflüssigen Gipsbrei sofort formen oder Gipsblock gießen Form: Glasplatte mit Holzrahmen, gipsberührende Flächen einölen, dadurch besseres Ablösen Modellieren: Umrißskizze des Modells aufzeichnen, mit Wasser anfeuchten, mit Raspel durch Schaben und Schneiden Konturen abtragen, Oberfläche mit Sandpapier glätten. Streichen mit Plakatfarben oder farblosem Lack – Ausgießen von Formen möglich, Form: feuchter Sand oder Plastilinnegativ – Ausgießen von Andrücken: Gipsausguß stellt Negativ dar, sorgfältige Reinigung, einölen, erneut Gipsbrei übergießen, Positiv entsteht – Modellvervielfältigung: Plastilinmodell als Vorlage, Gipsbrei darübergießen (Negativ), Negativ in Teile zerlegen, Teile zusammensetzen und einölen, Ausgießen des Negativs, Positiv nachbearbeiten	– Modell von Volvox – Abgüsse von Trittsiegeln und Fährten – Modelle von Gelenken

Charakteristische Eigenschaften	Verarbeitungshinweise	Beispiele
Ton		
– fest oder pulverförmig – mager oder fettig anfühlend – rein weiß oder in blassen Tönen farbig, z. B. grau, gelb, rötlich – weißer Ton (enthält viel Kaolinit) ungebrannt bruchempfindlich – farbiger Ton nach Trocknen des Modells an der Luft verhältnismäßig bruchfest – bei Zugabe von Wasser plastisch formbar – beim Trocknen und Brennen schrumpft das Modell um etwa 16%	– fettem Ton bei Bearbeitung gemahlene Schamotte zusetzen (verhindert Reißen beim Brennen) – Zubereitung durch Einsumpfen (Zugabe von Wasser) in einem mit Zinkblech oder PVC ausgekleideten Gefäß (auch Aufbewahrung gebrauchsfertigen Tons in diesen Gefäßen, Abdecken mit feuchtem Tuch) – Entstandenen dicken Brei auf fester Unterlage kräftig kneten, damit keine Luftblasen im Ton bleiben (Gefahr des Platzens beim Brennen) – Klebt Ton nicht mehr an Händen, ist richtiger Feuchtigkeitsgrad erreicht – Modellieren mit Modellierholz aus einem Stück Ton – Zusammenfügen von Teilen durch Aneinanderkleben mit dünnflüssigem Ton – Nachgeformte dünne Modellteile durch Drahteinlagen stützen – Ablösen des fertigen Modells von der Unterlage mittels dünnem Schneidedraht – Modell bei Zimmertemperatur langsam trocknen (sonst Risse) – völlig trockenes Modell im Brennofen oder Kachelofen brennen – Modell auf feuerfester Platte aus Schamotte auf Ofenrost setzen, Blumentopf als Schutz darüber, Schamotteplatte kann auch auf Glut gelegt werden, Modell dann auf Asbestplatte über Gasflamme vorwärmen und in Ofen schieben (kein Schutz notwendig) – Brennen 6 Stunden, gleichmäßige Färbung zeigt, daß Modell durchgebrannt ist	– Formung aller unter Plastilin, Suralin und Gips angegebenen Modelle möglich

Charakteristische Eigenschaften	Verarbeitungshinweise	Beispiele
	– Glasur durch Eintauchen in erwärmte, konzentrierte Kochsalzlösung, nochmals kurz brennen – Anstrich möglich (Öl- oder Kunstharzlack)	
Polystyrol-Schaumstoff		
– gute mechanische Eigenschaften, beständig gegen Säuren, Basen und Salzlösungen – nimmt kein Wasser auf, folglich maßhaltig – schmilzt, brennt, spröde – gute Lichtbeständigkeit	– aus der Gesamtmasse mit Taschenmesser gewünschte Formen schneiden – kleinere Teile mittels Duosan ankleben, feste Halterung durch Drahtstütze	– Zellmodell – Blattquerschnittsmodell – Phagenmodell
Gießharz		
– Ausgangsmaterial ist Polyester G Schkopau – blaß-strohgelbe Flüssigkeit, honigartige Konsistenz – Zusatz von Zyklohexanonperoxidpaste (Katalysator), dann Aushärtung zum Duroplast – Zusatz von Kobaltbeschleuniger verringert Härtungszeit erheblich – gute mechanische und elektrische Eigenschaften – nimmt kein Wasser auf, beständig gegen verdünnte Säuren, Laugen – gutes Haftvermögen an keramischen und metallischen Oberflächen – formbeständig	– Herstellen der Gußform: Auf Grundplatte ein der Größe des einzuschließenden Objektes entsprechenden Formkern (aus Holz zurechtgeschnitten) setzen – gut gereinigten Glasstreifen gegen die Kanten des Holzkerns drücken und mit Stearin abdichten (Eine 10 ml fassende mit Stearinresten gefüllte Spritze ohne Kanüle über Bunsenbrenner erwärmen, mit flüssigem Inhalt Form andichten) (Gußform Abb. 297/1) – weitere Möglichkeit der Gußformherstellung: Glasplatten (z. B. Deckgläser, Diagläser, Fotoplatten) gut polieren, mit Heftpflaster montieren, durch Gummiringe festlegen, Wasserglas mittels Pipette in innere Ecke träufeln, Form drehen, nach 24 Stunden stabile und dichte Form – Gießharzherstellung: Notwendige Menge Polyester G abwiegen, in Becherglas unter ständigem Rühren mit Glasstab Katalysatorpaste hinzufügen, (aufsteigende Luft-	– Einschluß von Naturobjekten – Blutkörperchen-Modell – Protozoenmodell – durchsichtige Modelle nach Form (z. B. Zellmodelle) Fixieren dünner Schnitte (Mikrotom)

Charakteristische Eigenschaften	Verarbeitungshinweise	Beispiele
	blasen, deshalb Glas 10 Minuten stehen lassen), nach 15 bis 20 Minuten Kobaltbeschleuniger zusetzen (Mischungsverhältnis 100 g Polyester G, 2 g Zyklohexanonperoxid, 1,75 g Kobaltbeschleuniger) Achtung: Raumtemperatur nicht unter 18 °C, sonst vorzeitiges Gelieren! Arbeitsschritte aus Sicherheitsgründen mit Schutzbrille und Gummihandschuhen in sehr gut belüftbarem Raum ausführen, giftige Dämpfe, Explosionsgefahr! – Form mit Trennungsmittel einstreichen (1% Lösung von Bienenwachs oder Oxidwachs in Tetrachlorkohlenstoff oder Bohnerwachs) – Einbetten eines originalen Objektes: In mit Trennungsmittel eingestrichene Form Grund ausgießen, nach 30 bis 40 Minuten (bevor Gießharz verfestigt) Objekt auflegen, nach 10 Minuten Gießharz gehärtet, damit Objekt befestigt; Überzug gießen, nach 45 Minuten Gießharz fest, Lösen aus der Form, 3 bis 4 Wochen bei Zimmertemperatur lagern, nach Härten Schleifen und Polieren, Schwabbeln vom Fachmann möglich.	

3.3.4. Beispiele für Modellierungen

Bakterienmodell

Material: Glasplatte (20 cm × 20 cm), Plastilin, Draht, Klebstoff, weißer Zwirn, schwarzer Kunstharzlack.

Anfertigung: Kokken (∅ etwa $^1/_2$ cm bis 1 cm) und in entsprechender Größe Kurz- und Langstäbchen, Vibrionen und Spirillen (evtl. mit Draht stützen) werden aus Plastilin geformt und auf die unterseits schwarz gestrichene Glasplatte leicht aufgedrückt. An der Sonne erhalten die Modelle einen leichten Glanz. Durch Einfügen miteinander verknoteter Zwirnsfäden in Plastilin werden begeißelte Formen nachgebildet. In entsprechender Weise können Diplo-, Tetra- und Streptokokken, die

Vermehrung der Bakterien und die Sporenkeimung (Verwendung verschiedenfarbigen Plastilins) dargestellt werden.

Volvox-Modell

Material: Gips, Draht, Plastilin, Plakatfarbe

Anfertigung: Aus Gips wird ein Ausschnitt der Oberfläche einer Volvoxkugel entsprechend der Abbildung 304/1 geformt. Grobstrukturen werden in noch feuchtem Zustand modelliert, dann werden Drähte als Geißeln eingefügt. Auf dem frisch getrockneten Gipsmodell werden mit einem Messer Konturen abgetragen und farbiges Plastilin für Geschlechts- und Geißelzellen eingefügt. Zellplasmafäden lassen sich durch gelben Farbanstrich (Plakatfarbe) andeuten.

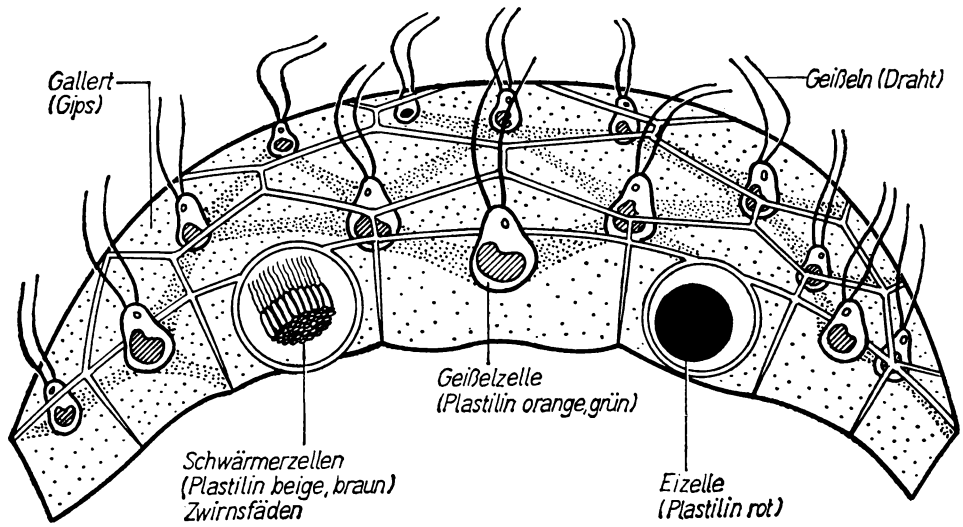


Abb. 303/1 Volvox – Modell

Zellmodell

Material: durchsichtige Plasteplatten, Polystyrol-Schaumstoff, Angelsehne, Plastekleber, Plakatfarbe

Anfertigung: Aus den Plasteplatten werden die Wände der Pflanzenzelle geschnitten (2 Sechsecke, 6 Rechtecke). Zellkern, Vakuolen und Chloroplasten entstehen aus Polystyrol-Schaumstoff. Die Teile erhalten einen farbigen Anstrich: Vakuole – blau, Chloroplasten – grün, Zellkern – gelb. Die Zellorganellen werden mehrmals auf eine längere Angelsehne gezogen und beim Zusammenkleben der Außenwände durch straffe Aufhängung und Ankleben an die Wände in die richtige Lage gebracht.

Einen einfachen Modellversuch zur Anordnung der Zellen beschreibt KOSTA (1959). In Ölseifenlösung wird Luft geblasen. Der sich bildende Schaum ähnelt der äußeren Form nach einem Grundgewebe. Die Begrenzungen der Schaumhohlräume werden durch beigemischtes Gentianaviolett gut sichtbar.

Den Bau weiterer Zellmodelle beschreiben KILIAN (1971), SCHNEEMANN (1971), LABES (1972, 1973), BEIER (1973), WENSKE (1973), PREHN (1974).

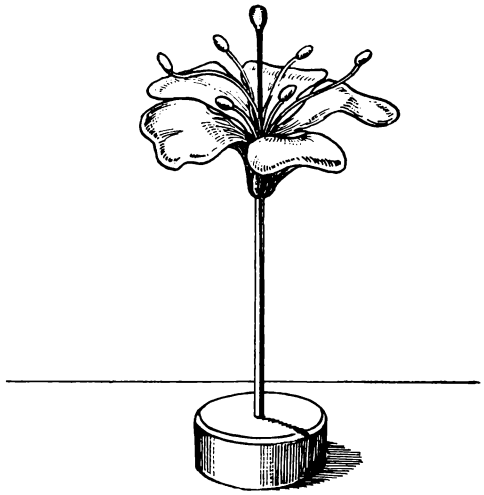


Abb. 304/1
Modell einer Blüte

Blütenmodell

Material: Suralin (härtbare Modelliermasse), Fettkrem, Glasplatte, Zeichenmaterial, Klebstoff, Nitrofarbe, Bohrer

Anfertigung: Nach dem Studium des Naturobjektes wird eine maßstabgerechte Zeichnung der Einzelteile auf Zeichenkarton vorgenommen. Suralin wird mit etwas Fettkrem (Livio) durchgeknetet. Entsprechend der Schablonen werden die flächigen Teile (Suralin zu diesem Zweck auf einer Glasplatte ausrollen, Schablone auflegen, Form ausstechen) geformt. Bei 100 °C bis 120 °C wird die Masse etwa 20 Minuten gebrannt. Im warmen Zustand ist die Form des Modells noch etwas korrigierbar. Eine Bohrung an der Unterseite ermöglicht den festen Sitz auf der Ständerhalterung. Abschließend erhalten alle Teile einen Farbanstrich mit Nitrolack (Abb. 304/1). Aus Suralin lassen sich u. a. auch Zellbestandteile – z. B. Mitochondrien, Chloroplasten oder Blütenstandmodelle (LANGHOF 1972) formen.

Modell vom Röhren- und Blätterpilz

Material: Holzplatten mit Holzstab, starker Zeichenkarton, Watte, Plakatfarbe, farbloser Nitrolack, Klebstoff

Anfertigung: Aus Holz werden zwei 15 cm × 15 cm große Grundplatten gesägt, in deren Mitte ein 20 cm langer Holzstab mit Nägeln befestigt wird. Dieses Gestell gibt den Modellen den Halt. Aus starker Pappe werden zwei konisch zugehende Röhren geschnitten und als Pilzstiele zusammengeklebt. Die Hüte werden nach der Abbildung 305/1 c zugeschnitten. Das nach dem Zusammenkleben gewölbte Oberteil wird jeweils im Inneren mit Watte ausgefüllt und an das Unterteil geklebt. Vorher werden am Unterteil die Lamellen (Abb. 305/1 d) oder die Röhren (Abb. 305/1 e) befestigt. Die Hüte sitzen den Stielen durch die Öffnung an der Unterseite locker auf und können abgehoben werden. Die Modelle erhalten nach Originalen (z. B. Fliegenpilz, Butterpilz, Steinpilz) einen Anstrich mit Plakatfarbe und einen Nitrolacküberzug.

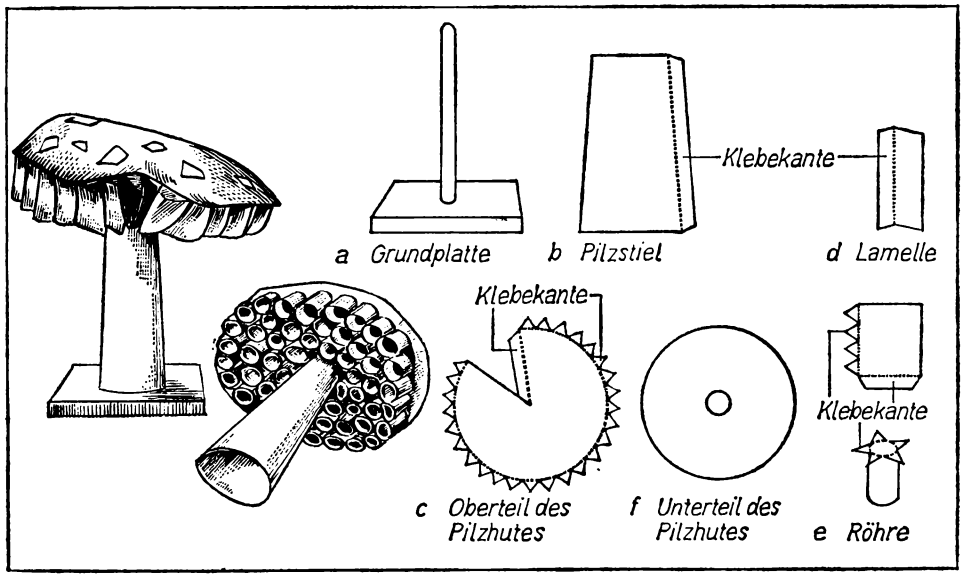


Abb. 305/1 Modelle vom Röhren- und Blätterpilz (mit Bauanleitung)

Modell des Blattquerschnittes

Material: starker Zeichenkarton, Zeichenmaterial, Klebstoff oder Polystyrol-Schaumstoff, Magnete, Plakatfarbe, Linolschnittgarnitur

Anfertigung: Auf Zeichenkarton werden zunächst die Umrisse eines Quaders entsprechend der Abbildung 305/2 gezeichnet, dann werden auf die Flächen die Blattgewebe aufgemalt (auch farbig möglich). Nach Abgrenzung der Falzstreifen wird das Modell gefaltet und zusammengeklebt (LABES 1974).

Abb. 305/2 ↓
Vorlage zum Bau eines Blattquerschnitt-Modells

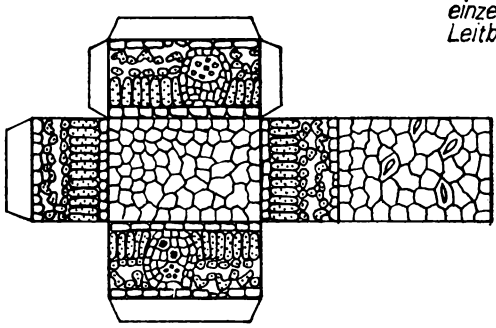
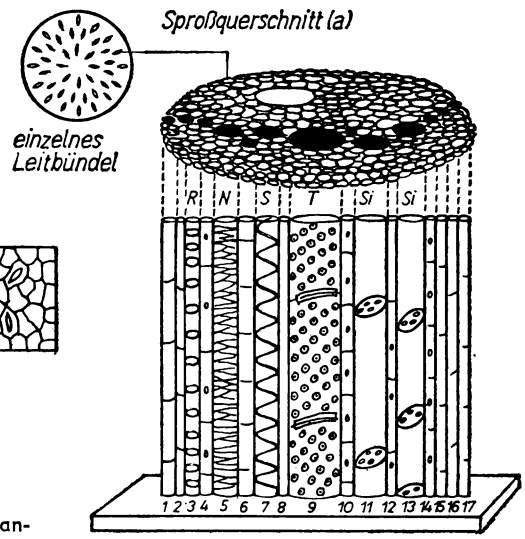


Abb. 305/3 →
Räumliches Modell (unten rechts) zur Veranschaulichung des Leitgewebes einer monokotylen Pflanze, Manipermmodelle (oben links und rechts)



Eine weitere Möglichkeit des Modellbaues bietet sich, indem mit einem scharfen Messer räumlich aus Schaumstoff Zellen der Gewebeschichten ausgeschnitten werden. Die plastische Gestaltung, wie das Herausarbeiten der Zellwände und Organellen, erfolgt mit Linolschnittmessern, die farbige Gestaltung mittels Plakatfarbe. Durch Anbringen von Magneten wird das Modell zur dreidimensionalen Applikation. Entsprechend benannte Pfeile dienen der Beschriftung (ROST 1974).

Weitere Modelle aus Polystyrol-Schaumstoff nennt LABES (1973). GLEISL (1974) schlägt folgende Modelle vor: Zelle, Zelle in Plasmolyse, Wurzelhaarzelle, Stengelquerschnitt von ein- und zweikeimblättrigen Pflanzen, Leitbündel längs und quer, Querschnitte von Laubblatt und Wurzel, Längsschnitte durch Maiskorn und Bohne, Süßwasserpolyp längs und quer, Querschnitte von Planarie, Rundwurm, Regenwurm und Krebs, Längsschnitte von Insekt und Weichtier.

Modell vom Leitgewebe

Material: Pappe, Magnete, Holzgrundplatte, Glasröhren (verschiedenen Durchmessers), Plastilin, isolierter Draht, Kunstharzlack

Anfertigung: Das Modell (Abb. 305/3) besteht aus drei Teilen, zwei Manipermmodellen (Sproßquerschnitt einer monokotylen Pflanze, einzelnes Leitbündel) und einem räumlichen Modell der Leitbündel.

- Die Manipermmodelle werden entsprechend der Abbildung 305/3 aus Pappe gefertigt. Das Manipermmodell des Leitbündels erhält die Breite des räumlichen Modells, so daß die im räumlichen Modell dargestellten Röhren und Gefäße sowie Begleitzellen auf dem Manipermmodell farbig hervorgehoben werden können.
- Das räumliche Modell setzt sich aus einzelnen etwa 25 cm langen Glasröhren unterschiedlichen Durchmessers zusammen. Diese werden mittels Plastilin zusammengefügt. Standfestigkeit erhält das Modell durch das Hineinversenken der Glasröhren in eine hölzerne Grundplatte.

Die Einzelteile des räumlichen Modells werden wie folgt hergestellt:

- Sklerenchymatische Zellen, Begleitzellen, Tüpfelgefäße: Durch die Glasrohre wird braune, graue bzw. ockerfarbige Kunstharzfarbe gegossen. Die Markierungen für die Zellen und Tüpfel können am äußeren Glasrand farbig abgesetzt werden.
- Siebröhren, Ringgefäße: Aus Plastilin etwa 7 mm starke Platten formen. Runde Plastelinteile mittels Glasrohr ausstechen. Mit kleinem Glasrohr weitere Öffnungen herausheben. Die gefertigten „Siebplatten" mit einem Glasstab, an dem sich ein Gummistopfen befindet, in das Glasrohr einschieben. Ähnlich werden die Ringgefäße angefertigt, es werden Ringe ausgehoben.
- Schraubengefäß: Isolierter Draht wird schraubig gebogen und in ein Glasrohr eingefügt.
- Netzgefäß: Vom Draht Isolierung entfernen, einzelne Drähte netzartig verschlingen und in das Glasrohr schieben.

Modelle von Leitgeweben beschreiben weiterhin HEINZEL (1969), PREHN (1974), ein durchsichtiges Modell der Sproßachse SCHUBERT (1968).

Protozoenmodell

Material: farbloses Paraffin, verschiedenfarbige Glaskugeln, Plastilin, Plastefolie, farblose Schnur (Angelsehne)

Anfertigung: Zur Herstellung einer Amöbennachbildung wird Paraffin bis zur Formbarkeit im Wasserbad erwärmt. Paraffin stellt das Plasma dar, in das farbige Glaskugeln als Kern, kontraktile Vakuolen und Nahrungsvakuolen eingeschlossen werden. Die Oberfläche wird so gestaltet, daß sie Pseudopodien erkennen läßt. In ähnlicher Weise lassen sich auch andere Protozoen formen (PREHN 1974). Nachbildungen beispielsweise von Pantoffeltierchen und Euglena werden mittels Plastefolie hergestellt. Nach dem doppelten Ausschneiden der äußeren Form aus Folie werden die Ränder verklebt oder verschweißt. Vorher werden zwischen die Schichten die aus Plastilin geformten und an farbloser Schnur befestigten Organellen eingefügt. Die Schnüre werden am Rande mit eingeklebt, ebenso die Geißeln und Wimpern. Eine Öffnung am Rand dient zum Aufblasen der Modelle.

Modell des Süßwasserpolypen

Material: Plastilin, Holzbrett (5 cm × 5 cm), Draht, Zeichenpapier, Bast, Mehlkleisterwatte, Nägel, Plakatfarbe, Klebstoff

Anfertigung : Aus Plastilin wird nach Abbildung 307/1 a der Süßwasserpolyp ohne oder mit Knospe geformt. Draht dient zur Verstärkung der Fangarme.

Eine weitere Möglichkeit der Nachbildung eines Süßwasserpolypen kann durch Formung aus Mehlkleisterwatte (Abb. 307/1 b) erfolgen (PREHN 1974). Drei etwa

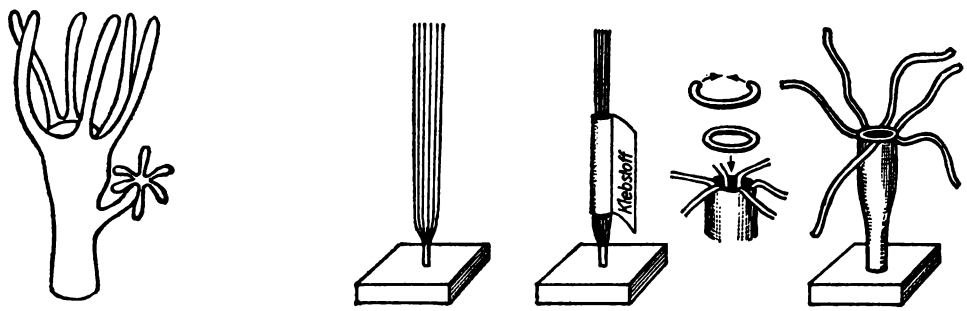


Abb. 307/1
Modell eines Süßwasserpolypen aus Plastilin

25 cm lange Drahtstücke werden mit Bast umwickelt und an einem ins Holzbrett geschlagenen Nagel befestigt. Um den Nagel und die Drahtenden wird ein der Unterlage aufliegendes langes Papierröllchen geformt. Die herausragenden Drahtenden werden auseinandergebogen. Mit Ausnahme der Unterlage erhält das gesamte Modell einen Überzug aus einer Schicht Mehlkleisterwatte. Diese ermöglicht auch die Befestigung des Modells am Holzbrett. Ein kleiner Ring aus Mehlkleisterwatte stellt die Mundöffnung dar. Nach dem Trocknen wird das Modell hellbraun gestrichen. Weitere Modelle beschreiben PREUS (1969), BUNZEL (1969).

Modell zur Demonstration der Oberflächenvergrößerung bei Hohltieren (Verdauungshöhle)

Material: Zeichenkarton, Klebstoff

Anfertigung: Zur Veranschaulichung der ungekammerten und der gekammerten Verdauungshöhle bei Hohltieren werden zwei Zylinder aus Zeichenkarton hergestellt. (Höhe 20 cm, ⌀ 12 cm; s. Abb. 308/1). Einer der Zylinder wird unterteilt, drei Rechtecke aus Karton werden zu einem Stern zusammengesteckt, verklebt



Abb. 308/1
Modell zur Darstellung der unterschiedlich großen Verdauungsfläche beim Süßwasserpolypen und bei der Koralle

und in den Zylinder geschoben. Beide Hohlkörper sind mit einem losen farbigen Innenmantel ausgekleidet (BUNZEL 1971). Die Oberflächenvergrößerung ist durch Herausnehmen des losen Innenmantels aus den Modellen gut zu erkennen. Ein Kiemenmodell, das die Oberflächenvergrößerung zeigt, beschreibt HORENBURG (1966).

Anmerkung: In höheren Klassen läßt sich die mit Hilfe von Modellen demonstrierte Oberflächenvergrößerung mathematisch erfassen (Berechnung des Kreisumfanges). An einem weiteren Modell (Oberflächenvergrößerung der Lunge – veranschaulicht durch einen Gummiball (⌀ von 6 cm bis 10 cm), der wenige Zentimeter aufgeschnitten ist und mit Murmeln gefüllt wird) ist folgende Berechnung möglich:

a) Oberflächenberechnung des Balles nach der Formel

$A = 4r^2$;

b) Oberflächenberechnung einer Murmel nach gleicher Formel;
c) Auszählen der Murmeln, Multiplikation der Oberflächenberechnung;
d) Gegenüberstellung der Ergebnisse von a und c (BLUMBERG 1970).

Modell des inneren Baues von Fischen

Material: Sperrholz oder feste Pappe, Magnete, Plakatfarbe, farbloser Nitrolack, Silberbronze

Anfertigung: Die Modellteile werden entsprechend der Abbildung (Schablonenherstellung nach Abbildungen aus Biologielehrbüchern mittels Episkop) aus fester Pappe oder Sperrholz geschnitten. Die äußeren Teile erhalten einen silbrig schimmernden Anstrich, die inneren Teile einen Farbanstrich mit Plakatfarbe. Durch Überziehen mit Nitrolack erhält das Modell eine bessere Stabilität. An die Rückseite werden Magnete geklebt.

Das Modell ist besonders geeignet, die Präparation eines Fisches und die Identifizierung der inneren Organe zu unterstützen. Nach Abheben des „Deckels" werden die inneren Organe sichtbar, die sich einzeln in derselben Reihenfolge entnehmen lassen wie bei der Fischsektion.

Kiemenmodell

Material: Pappe oder Plastfolie, Magnete, Plakatfarbe, Plaste-Wäscheknöpfe, Draht

Anfertigung: Das Modell wird entsprechend der Abbildung 309/1 aus Pappe oder Plastfolie geschnitten. Um die Kiemendeckel nach außen schwenken zu können und die Bewegung der Hautfalte am hinteren Rand des Kiemendeckels zu demonstrieren, ist das Modell mit Drehpunkten zu versehen (Plasteknöpfe mit Draht verbinden).

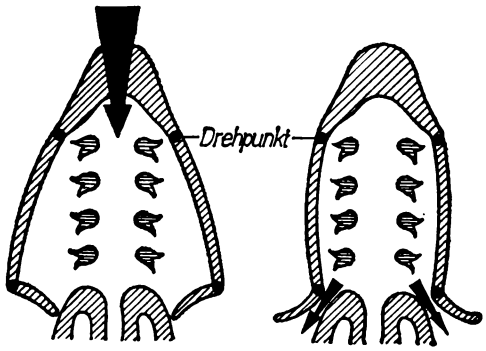


Abb. 309/1
Funktionsmodell zur Demotstration der Atembewegung bei Fischen

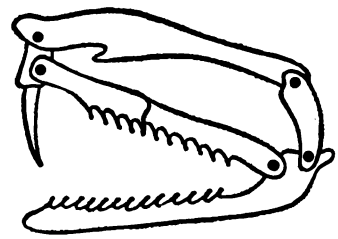


Abb. 309/2
Funktionsmodell Kreuzotterschädel

Zur Symbolisierung der Wasserströmung werden unterschiedlich große und verschiedenfarbige Pfeile angefertigt. Am Funktionsmodell kann die Atembewegung bei Fischen demonstriert werden (HORENBURG 1966). Weitere Funktionsmodelle beschreibt SPRANGER (1968), u. a. das auf Abbildung 309/2 gezeigte Modell des Kreuzotternschädels.

Streifenmodelle der Wirbeltiergliedmaßen

Material: Pappe, Klebstoff, Plakatfarbe

Anfertigung: Aus Pappe werden 2 cm breite Streifen geschnitten und entsprechend der Abbildung 309/3 gefaltet. Homologe Teile der Gliedmaßen werden mit gleicher

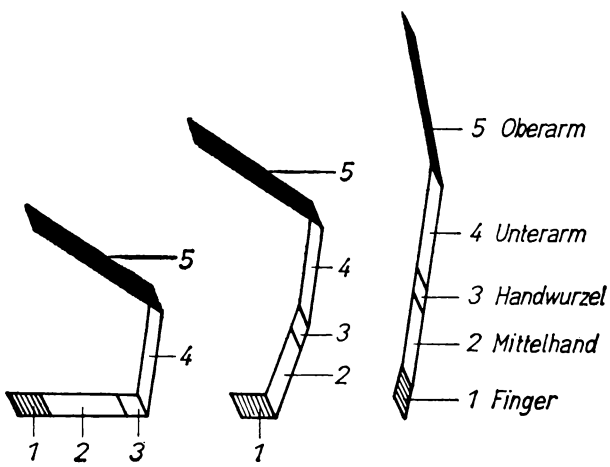


Abb. 309/3
Streifenmodell der Wirbeltiergliedmaßen

Farbe gestrichen. Die Pappstreifen sind auf eine Pappunterlage zu kleben. Mit Hilfe solcher Streifenskelettmodelle lassen sich Vergleiche zwischen Sohlen-, Spitzen- und Zehengängern, zwischen Gliedmaßen verschiedener Wirbeltiere und Vorder- und Hinterextremitäten ziehen (PREHN 1974).

Modelle der roten und weißen Blutkörperchen

Material: farbloses und rotes Paraffin, Holzkugeln

Anfertigung: Ein rotes Blutkörperchen wird so aus erwärmten, mit Sudan III gefärbtem Paraffin geformt, daß das Modell in der Aufsicht kreisrund, im Querschnitt hantelförmig ist. Die Mitte muß durchscheinend sein (gegen das Licht halten!). Weiße Blutkörperchen lassen sich aus farblosem Paraffin herstellen, in das eine Holzkugel als Kern eingeschlossen wird. Die Oberfläche der Zelle muß auf ihre amöboide Bewegung schließen lassen (PREHN 1974). Um die räumliche Struktur beispielsweise der Objekte von mikroskopischen Präparaten oder Mikroaufnahmen zu verdeutlichen, schlägt VAGAS (1971) vor, körperliche Modellierungen von Blutkörperchen im „Halbrelief" mit einer Tafelzeichnung in Verbindung zu bringen. Die aus Plastilin oder Suralin geformten Blutkörperchen sind mit Magnetplättchen zu versehen. Die Modelle werden so an die Tafel gebracht, daß ihre Anordnung weitgehend mit vorher farbig projizierten Diapositiven übereinstimmt. Es können auf diese Weise Prozesse veranschaulicht werden, z. B. der Vorgang der Blutgerinnung (Blutzellenmodelle, Zeichnung der Thrombozyten des entstehenden Fibrinnetzes).

Modell zum Blutkreislauf

Material: Grundplatte aus Holz oder Pappe etwa 50 cm bis 60 cm, 3 m Glasrohr mittlerer Stärke, dickes Glasrohr für die Bunsenschen Ventile, Gummischläuche verschiedenen Querschnitts, Plasterohre (z. B. Schläuche von der Impuls-Melkmaschine), Fahrradschlauch, Draht, kleine und große Gummistopfen, T-Stücke, Ohrspritzen aus Gummi (in Drogerien erhältlich), Plasteschellen, Metallfüße, weiße Vorstreichfarbe, Plakatfarbe, Zeichenkarton

Anfertigung: Aus Holz oder Pappe wird eine 50 cm bis 60 cm große Grundplatte gesägt, auf die die Bauskizze schemenhaft übertragen wird. Für den Durchgang der Schläuche werden an den Ein- und Austrittsstellen des Herzens und der Kapillarnetze Bohrungen angebracht (Abb. 311/1 a – Bauanleitung).

- Die Herzschablone wird, entstanden aus Zeichenkarton, rot/blau mit Plakatfarbe gestrichen.
- Drei Kapillarnetze (Lungenkapillarsystem, zwei Körperkapillarsysteme) werden aus PVC-Plastrohren in etwa 60 °C erwärmtem Wasser gebogen und ebenfalls rot/blau gestrichen (mit Farbe ausgießen).
- Glasrohre und Gummischläuche dienen als flüssigkeitsleitende Elemente. Nachdem die Glasrohre auf die erforderliche Länge geschnitten sind, werden sie in die notwendige Form gebogen. Verbindungsstellen zwischen den Rohren sind T-Stücke und kleine Gummischläuche.
- Entsprechend der Abbildung 311/1 b sind zwei Pumpen herzustellen, die später hinter der Grundplatte befestigt werden (eine für den arteriellen, eine für den

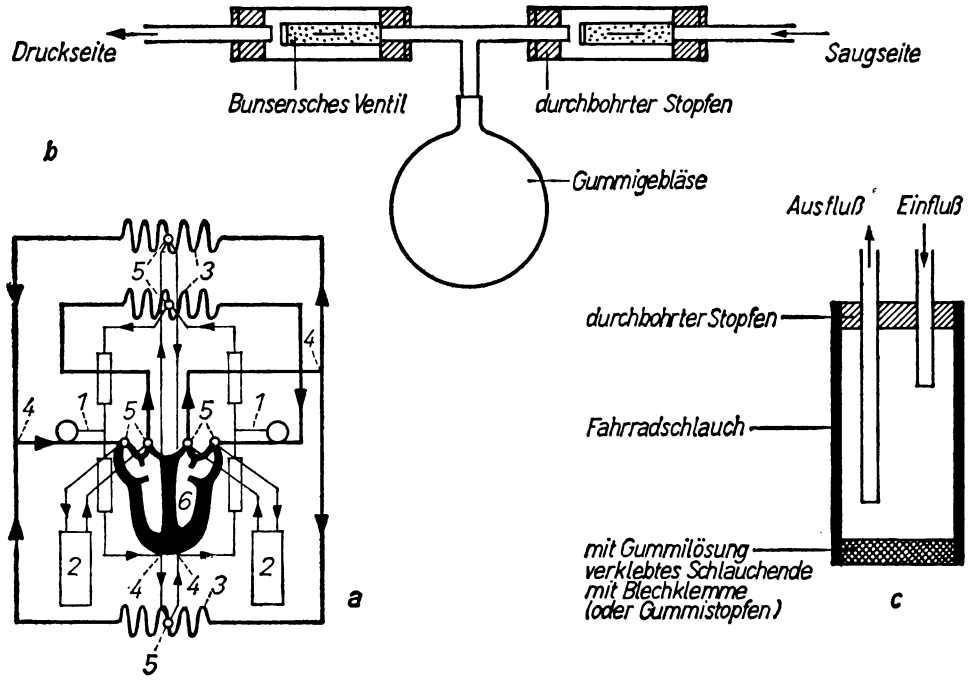


Abb. 311/1 Modell zum Blutkreislauf (a Bauanleitung des Kreislaufmodells, b Pumpenaufbau, c Druckausgleichbehälter)

venösen Kreislauf). Als Bunsensche Ventile lassen sich an einem Ende verstopfte, mit einem Schlitz versehene Gummistücke verwenden.

- Die erforderlichen Druckausgleichbehälter hinter der Grundplatte sind etwa 20 cm lange Stücke eines Fahrradschlauches, die unten mit Gummilösung verklebt und durch eine starre Blechkammer gesichert sind (Abb. 311/1 c). Oben befindet sich ein stramm passender doppelt durchbohrter Stopfen für die ab- und zuführenden Leitungen.
- Die Grundplatte wird weiß gestrichen, die Herzschablone aufgeklebt und die einzelnen Elemente entsprechend der Bauanleitung zusammengesetzt. Halt bekommen die Einzelteile, indem sie mit Plastschellen befestigt werden.
- Das System wird mit roter bzw. blauer Flüssigkeit gefüllt. Bei der Füllung sollte etwas Luft im System belassen werden, so daß die Strömung erkannt werden kann.
- Die Grundplatte ist mit einer Rückwand abzudecken, wobei zwei Bohrungen als Durchtritt der Zuleitung zu den Gummigebläsen notwendig werden. Um ein gleichzeitiges Arbeiten der beiden Pumpen zu ermöglichen, werden die Gebläse zwischen zwei gegeneinander bewegliche Druckplatten, die mit Handgriffen versehen sind, untergebracht. Einfacher ist die Befestigung mit Metallbändern.

Das Modell vermittelt eine Vorstellung von der Strömungsrichtung des Blutes. Aus den Ausgleichsbehältern saugt die Pumpe die Flüssigkeit an. Der Kreislauf ist in zwei voneinander unabhängigen Kreisläufen dargestellt, die aber durch entsprechende Kombination den Eindruck eines geschlossenen Kreislaufs erwecken (PURPS 1965).

Funktionsmodell zur Demonstration der Zwerchfellatmung

Material: Glasglocke, Gummi, Gummiring, Stopfen mit Y-Rohr, Luftballons

Anfertigung: Das Modell wird nach Abbildung 312/1 gefertigt. Das Y-Rohr symbolisiert Luftröhre/Bronchien(a), die Luftballons die Lungenflügel(b), die Glasglocke den Brustkorb(c), der Gummiverschluß(d) das Zwerchfell. Durch Heben und Senken des Gummiverschlusses leeren und füllen sich die Luftballons. SPRANGER (1969) beschreibt ein ähnliches Modell, das nicht nur die Zwerchfell-, sondern auch die Rippenatmung demonstriert.

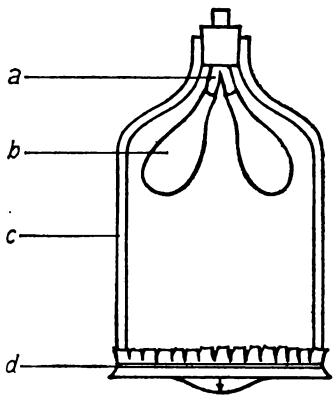


Abb. 312/1
Modell zur Demonstration der Zwerchfellatmung

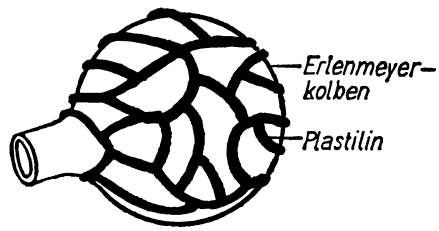


Abb. 312/2
Modell eines Lungenbläschens

Modell eines Lungenbläschens

Material: Kugelkolben, blaues und rotes Plastilin

Anfertigung: Der Kugelkolben erhält einen Innenanstrich mit weißer Farbe (Farbe hineingießen, gut schütteln, trocknen lassen). Außen wird ein Netz von rotem (Kapillaren, die arterielles Blut führen) und blauem (Kapillaren, die venöses Blut führen) Plastilin als feine Umspinnung des Kolbens angebracht (Abb. 312/2).

Modell zur Demonstration der Glomerulusfunktion

Material: Erlenmeyerkolben mit seitlichem Ansatz, Becherglas (gleiches Fassungsvermögen), Petrischale, durchbohrter Stopfen, Glasrohre mit 7 mm bis 10 mm ∅, Schlauchstücke als Verbindungsrohre, 2 Blatt Filterpapier, Draht, Gummihandgebläse,

Eosinlösung oder Hämalaun

Anfertigung: Alle Einzelteile werden nach der Abbildung 313/1 zusammengesetzt (Die Durchmesser der Glasrohre sollten etwa im angegebenen Verhältnis stehen, um die notwendige Druckerhöhung zu erreichen). Für den Filterteil müssen die Rohre entsprechend gebogen werden. Die „Filterröhre" wird aus zwei Filterblättern geformt, die mit Hilfe eines Bleistiftes zur Röhre gedreht werden. Sie wird mit Draht an den Glasrohren befestigt. Innerhalb der Röhre sollen die Enden der beiden Glasrohre einen Abstand von etwa 1 cm haben. Durch das Handgebläse wird im Kolben Druck erzeugt. Die Eosinlösung strömt durch das weite Rohr, die Reduzierung des Durchmessers (enges Rohr) führt zur Druckerhöhung. In der freien Strecke zwischen

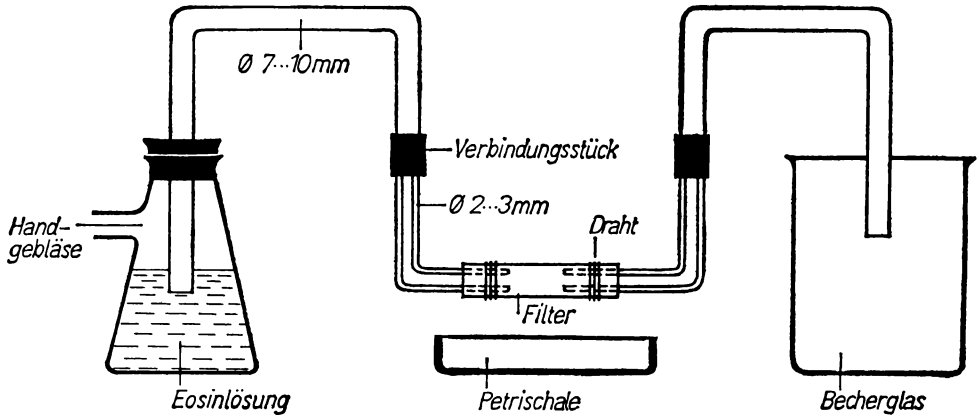


Abb. 313/1
Modell zur Demonstration der Glomerulusfunktion

den beiden Rohrstücken wird Eosin teilweise „filtriert". Das klare Filtrat kann in einer Petrischale aufgefangen werden. Die nicht filtrierte Eosinlösung fließt weiter und sammelt sich im Becherglas. Die Eosinlösung entspricht dem Blut. Das Grundprinzip der Harnfiltration kann gezeigt werden (RISCHER 1970). Beim Einsatz des Modells ist zu beachten, daß eine sehr starke Vereinfachung (z. B. Darstellung des aktiven Filtrationsvorganges als passiv-Handgebläse) vorgenommen wurde.

Wirbelsäulenmodelle

Material: Stativ, Holzbretter, Filzplatten, starker Draht, große Gewichte, Streichholzschachteln

Anfertigung: Zwei Drähte werden der Abbildung 313/2a entsprechend gebogen und senkrecht auf einer Holzplatte befestigt. An der Spitze der Drahtenden aufgehängte Gewichte (Abb. 313/2b) verdeutlichen, daß die S-förmige, menschliche

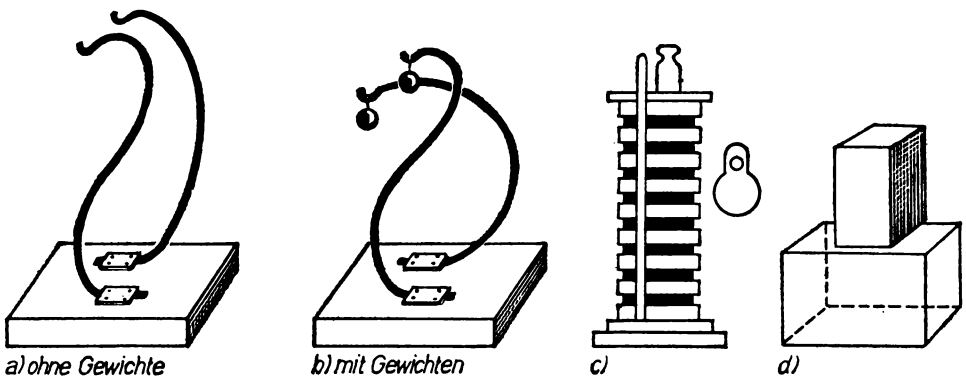


Abb. 313/2
Wirbelsäulenmodelle (a u. b Vergleichsmodelle zur Krümmung und Biegsamkeit der Wirbelsäule bei Mensch und Affe, c Modell zur Darstellung der Wirbelsäulenelastizität, d Modellversuch zur Demonstration des Biegemoments)

Wirbelsäule tragfähiger als die C-förmige der Affen ist. Abbildung 313/2c zeigt ein Modell, das die Elastizität der Wirbelsäule veranschaulicht. Durchbohrte und abwechselnd über ein Stativ gestreifte Holz- und Filzplatten werden mit einem Gewicht beschwert. Durch das Gewicht drücken sich die Filzplatten („Zwischenwirbelscheiben") zusammen. Nach dem Entfernen des Gewichtes dehnen sie sich wieder aus; Maßstab verwenden (HOLZMANA 1919/20).

Zur Demonstration des Biegemomentes der Wirbelsäule bei Schlag werden die Teile einer Streichholzschachtel übereinandergestellt (Abb. 313/2d). Bei heftigem Schlag auf die Oberkante fliegen die Schachteln auseinander, ohne zerstört zu werden. Der Modellversuch zeigt die hohe Beanspruchbarkeit der Wirbelsäule, die sich aus dem Aufbau – Wirbel, Zwischenwirbelscheiben – ergibt.

Modelle von Gelenken

Material: Suralin oder Gips, Schrauben

Anfertigung: Die Abbildung 314/1 zeigt die modellierten Gelenktypen. Der Vorlage entsprechend können sie aus Gips oder Suralin hergestellt werden, um an ihnen die Beweglichkeit zu demonstrieren.

Beim Ellipsoidgelenk (z. B. zwischen Handwurzelknochen und Unterarmknochen) ist eine Bewegung um zwei Achsen möglich. Das Sattelgelenk (z. B. Grundgelenk des Daumens) ist ein zweiachsiges Gelenk, das aus sattelförmig ineinandergreifenden Gelenkflächen besteht. Das Kugelgelenk (z. B. Schultergelenk) läßt Bewegungen um drei Achsen zu. Das Scharniergelenk ermöglicht nur eine Bewegung um eine Achse (z. B. Fingergrundgelenke).

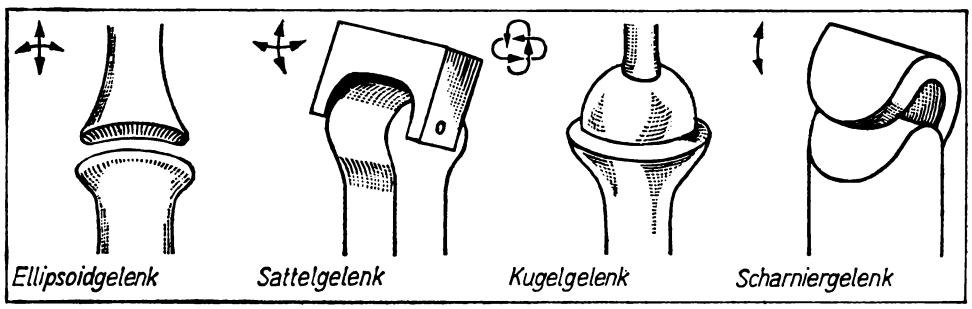


Abb. 314/1
Modelle von den Gelenken

Modell eines Phagen aus der T-Reihe

Material: Pappe oder Polystyrol-Schaumstoff, Metallplatte, Draht, Plaste- oder Metallrohr, Haltestab (Motorradspeiche)

Anfertigung: Die sechseckige Endplatte wird aus einer dünnen Metallplatte geschnitten und mit den gebogenen Drähten (Schwanzfäden) verlötet. In das mit einer Mutter befestigte Metallrohr wird ein Holzpfropfen gesteckt, an dessen herausragendem Teil ein kurzer dicker Stift mit Platte sitzt. Der gestreckte, prismatische Kopf kann entsprechend aus Plastschaum geschnitten oder durch einzelne Dreieck-

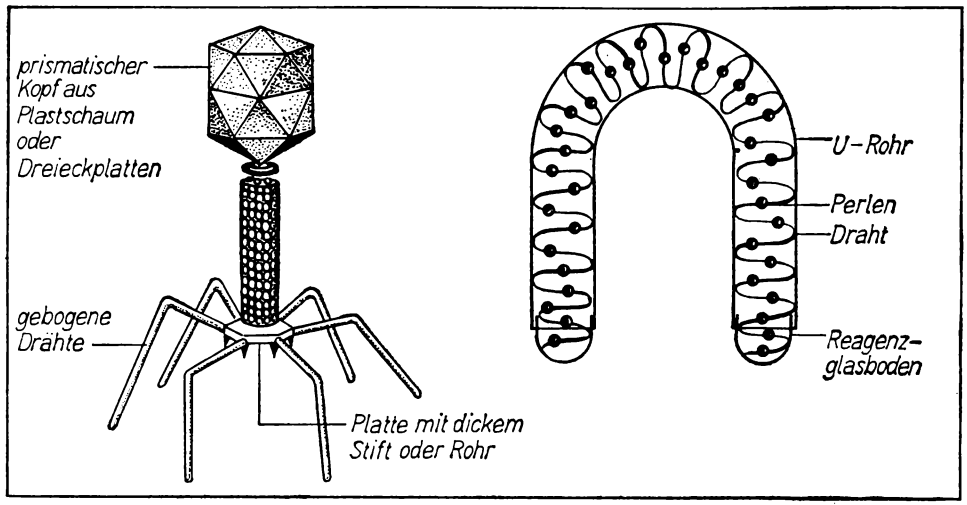


Abb. 315/1
Demonstrationsmodelle (Links Modell eines T-Phagen, rechts Modell eines Chromosoms)

platten mit nicht sichtbaren inneren Klebefalzen modelliert werden. Im letzteren Fall ist der Kopf zur besseren Haltbarkeit mit Watte auszufüllen. Durch einen Haltestab, der vom Kopf über den Holzpfropf in das Metallrohr ragt und mittels Muttern festgelegt wird, sind die Elemente des sogenannten Phagenschwanzes am Kopf angebaut. Das Modell erhält einen Farbanstrich mit Nitrolack (Abb. 315/1). FRITSCH (1966) gibt eine weitere Anleitung zum Bau eines T-Phagen.

Modell eines Chromosoms

Material: U-Rohr, Reagenzgläser, Draht mit Plastisolierung, Spielzeugperlen, Klebstoff (statt U-Rohr und Reagenzgläser ist auch durchsichtiger Plasteschlauch verwendbar), Gummikappen (farblos)

Anfertigung: Zunächst wird die Plastisolierung in gleichmäßigen Abständen vom Draht entfernt. Dann werden im Wechsel je ein Stück Isolierung und eine farbige Perle auf den Draht gesteckt. Zum festeren Sitz kann der Draht vorher mit Klebstoff bestrichen werden. Die Plaststücke fixieren die Perlen in ihrer Lage. Der Draht wird spiralig gebogen und in das U-Rohr oder den Plasteschlauch eingefügt. Das U-Rohr verschließt man mit Reagenzglasböden (einkleben), den Plastschlauch durch farblose Gummikappen oder Verschmelzen der Endstücke (Abb. 315/1).

Abdrücke

Material: Plastilin

Anfertigung: Ein Laubblatt wird auf eine Glasplatte gelegt und eine weiche, angefeuchtete Plastilinscheibe daraufgedrückt. Beim Abheben des Plastilins hinterbleibt auf ihm ein deutlicher Oberflächenabdruck des Laubblattes. An diesem Beispiel kann die Entstehung von fossilen Abdrücken erklärt werden (PREHN 1974).

Modelle fossiler Lebewesen

Material: Plastilin (Ton, Gips oder Suralin)

Anfertigung: Die Abbildung 316/1 zeigt ein Beispiel für die Nachbildung ausgestorbener Tiere (Sauriermodell). Das Modell wurde aus Plastilin geformt. Dünne abstehende Körperteile können durch Holzstäbe oder Draht gestützt werden. Der daneben modellierte Elefant dient als rezentes Lebewesen dem Vergleich (PREHN 1974). Am Modell kann die räumliche Vorstellung vom Bau bereits ausgestorbener Tiere gewonnen werden. Der Vergleich eines rezenten Pflanzenfressers mit dem Saurier läßt neben dem Größenvergleich auf die Umweltverhältnisse und Lebensweise der Saurier schließen.

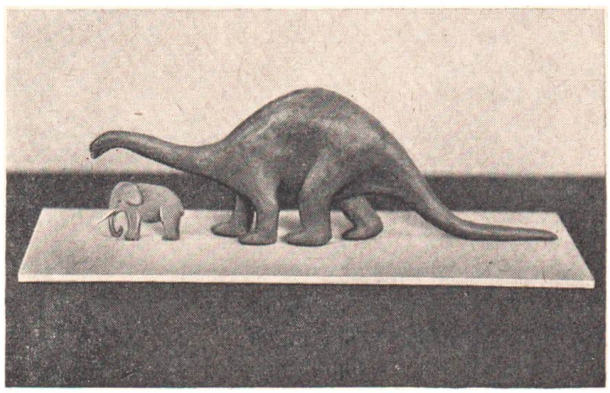


Abb. 316/1
Modell zum Größenvergleich eines Sauriers mit einem Elefanten

Stammbäume

Material: Pappe, Magnetplättchen, Plakatfarbe

Anfertigung: Aus Pappe oder Plastplatten werden die darzustellenden Nachbildungen der Objekte des Stammbaumes (z. B. Stammbaum der Wirbeltiere, stammesgeschichtliche Beziehungen zwischen den rezenten Tierstämmen, Anthropogenese am Beispiel der Schädelentwicklung) ausgeschnitten, mit Magnetplättchen versehen und an die Manipermtafel gebracht.

Technik des Abformens von Feinstrukturen

Auf die nachzubildende Oberfläche (z. B. Blattepidermis, Netzauge) wird eine dünne Schicht Duosan-Rapid gleichmäßig aufgetragen (FREYTAG 1961). Nach dem Trocknen des Klebstoffs wird dieser mit einer Nadel oder Pinzette vom Objekt gelöst, in einem Tropfen Wasser unter das Mikroskop gebracht und zeigt nun einen durchsichtigen, plastisch wirkenden, naturgetreuen Abdruck des untersuchten Objektes. Als Material für das „Kleinstmodell" kann auch Gelatine verwendet werden.

Abgüsse von Trittsiegeln, Fährten usw.

Zur Herstellung dieser Nachbildung wird auf die Ausführungen auf Seite 299 und 300 verwiesen. Verfahren und Anfertigung von Gipsmodellen nach Originalen beschreibt RISCHER 1970.

4

Aufbewahrung und Pflege biologischer Objekte

4.1. Aufbewahrung und Anlage biologischer Sammlungen

4.1.1. Unterbringung biologischer Objekte

Bei der Auswahl von geeigneten Aufbewahrungsräumen zur Unterbringung biologischer Objekte sollte vorrangig die Lage zum Fachunterrichtsraum bestimmend sein (s. auch S. 10f.). Jeder gesonderte Aufbewahrungsraum muß abschließbar und möglichst von zwei Seiten zugänglich sein (RICHTLINIE ... 1967). Vorteilhaft ist die Verbindung zum Unterrichts- und Vorbereitungsraum. Zum Chemieraum darf kein unmittelbarer Zugang bestehen. Bei Raumknappheit bieten auch nicht zu weit vom Fachunterrichtsraum entfernte, trockene, heizbare Keller und ausgebaute Dachkammern Behelfsmöglichkeiten. Allerdings ist der meist eilige Transport zum Fachunterrichtsraum oder Klassenraum auf den belebten Fluren für die Unterrichtsmittel wenig zuträglich.

Geeignete Lichtverhältnisse, unbedingte Trockenheit, gleichmäßig Temperatur und weitgehender Staubabschluß sind für die Aufbewahrungsräume für biologische Objekte notwendig. Sind Fenster vorhanden, müssen sie unbedingt mit Verdunklungseinrichtungen (z. B. Jalousien; schwarze, dichte Zug- oder Rollvorhänge) versehen sein, so daß das Tageslicht zu allen Zeiten (besonders in den Ferien), in denen nicht in der Sammlung gearbeitet wird, zurückgehalten werden kann. Für Stromanschluß und ausreichende Deckenbeleuchtung sowie genügend Schränke und Regale sowie für ein oder zwei Tische ist zu sorgen. Dagegen gehören Gas- und Wasseranschluß nicht in diesen Raum.

Schränke sind die geeignetsten Behälter, in denen biologische Objekte unter Verschluß aufgehoben werden. Schiebetüren sind dabei unvorteilhaft, weil sie nicht staubdicht schließen. Die bevorzugte Schranktiefe liegt zwischen 40 cm und 50 cm. Größere Tiefen verhindern das Entnehmen der Gegenstände und zu geringe verkleinern das Aufnahmevolumen des Schrankes. Es ist vorteilhaft, wenn sich alle Schränke und Schubfächer mit dem gleichen Schlüssel öffnen lassen.

Größere Objekte, die im Schrank keinen Platz finden, können auf die Schränke gestellt werden. Sie werden mit Kunststoffhauben oder einfachem Stoff abgedeckt. Stopfpräparate sollten davon aber stets ausgeschlossen sein. In den Schränken werden besonders vor Staub und Insekten zu schützende Unterrichtsmittel aufbewahrt (z. B. Stopf- und Knochenpräparate, Modelle). Daneben sind Sonderschränke für ungerollte Anschauungsbilder und -tafeln, für Folien und Lichtbilder sowie für Ausstellungen (Glasschränke mit Vorhängen) vorteilhaft.

Stehen vorerst keine weiteren Schränke zur Verfügung, dann lassen sich viele Unterrichtsgegenstände auch in Regalen unterbringen, besonders Flüssigkeitspräparate und Kleinobjekte der Arbeitssammlung in Schachteln. Sie werden aber schnell verstauben, so daß Regale eigentlich nur als Notbehelf anzusehen sind.

Für viele kleinere biologische Objekte müssen ausreichend Schubladen in Schränken, genormte, geklammerte Schachteln und Kartons aus Pappe (möglichst 9 cm × 14 cm × 3 cm, 8 cm × 9 cm × 2 cm oder 9 cm × 6 cm × 2 cm), Kunststoffschachteln (Kühlschrankbehälter) oder Kunststoffbeutel und die verschiedensten Glasgefäße (z. B. Präparatekästen mit aufgeschliffener Scheibe, Präparategläser mit eingeschliffenem Stopfen, Präparateröhrchen, Weithalsflaschen mit und ohne Schliff-

stopfen) in allen Größen vorhanden sein (KNORR 1957, PIECHOCKI 1961). Die noch freien Wände lassen sich durch Aufhängen von Biologien, Bildern und anderen Unterrichtsmitteln günstig ausnutzen.

Im Sinne einer perspektivischen Lösung ist die Unterbringung von Unterrichtsmitteln in einer geschlossenen Schrankwand an der Rück- oder Seitenfront des Unterrichtsraumes zu empfehlen (Abb. 11/1; AUTORENKOLLEKTIV 1974).

Für den Vorbereitungsraum verbleiben dann zur Aufbewahrung nur biologische Objekte und Gegenstände,

- die vor ihrem Einsatz vorbehandelt werden müssen (z. B. alle Methanal- oder Äthanolobjekte der Arbeitssammlung),
- die zur Demonstration vorher erprobt oder zusammengestellt werden müssen (z. B. Geräte und Objekte für Demonstrationsexperimente, Modellversuche),
- die aus Lebendkulturen erst zur Unterrichtsstunde entnommen werden (z. B. Bakterien, Protozoen, Algen, Hydren, Regenwürmer, Insekten, Pflanzen).

Günstig ist es, wenn der Biologielehrer sich mit den bisher regional vereinzelt gebildeten „zentralen Versorgungseinrichtungen" in Verbindung setzt (z. B. in Berlin – VOGLER 1974, in Halle – KÖRNIG 1974). Auch andere interessierte Kollegen oder Eltern und die Verbindung mit biologischen Vereinigungen (z. B. Natur- und Heimatfreunde und Kulturbund der DDR) oder Institutionen (z. B. Zoo-Schulen, biologische Institute, Stationen Junger Naturforscher, Museen) vermögen wesentliche Hilfe und Anregung zu geben. In beschränktem Maße können besonders gute und interessierte Schüler zur Mitarbeit herangezogen werden, wenn die Gewähr gegeben ist, daß diese zusätzliche Tätigkeit weder ihre Leistungen noch andere Verpflichtungen in Schule oder Elternhaus beeinträchtigt. In bestimmten Abständen kann auch die biologische Arbeitsgemeinschaft Sammlungsarbeiten verrichten, die das Wissen und Können der Schüler erweitern und als deren Ergebnisse materielle Werte geschaffen werden, die der Schule Nutzen bringen (PREHN 1962).

4.1.2. Erwerb und Herstellung biologischer Objekte

Der Erwerb von Sammlungsgegenständen ist in der Hauptsache auf folgenden Wegen möglich: durch Kauf, durch Schenkungen, durch Sammeln und Herrichten, durch Zucht, durch Anfertigungen.

Kauf. Vielfach wird in den Schulen nur der Weg des Kaufs beschritten, was zu einer Überbetonung der Schauobjekte führt, weil von SKUS noch nicht ausreichend Klassensätze und andere Materialien für die Arbeitssammlung geliefert werden.

Ohne eine gewisse käuflich zu erwerbende Grundausrüstung kommt kein Biologielehrer aus. Er darf nur dabei nicht stehenbleiben, sondern er muß versuchen, noch möglichst vieles selbst herzustellen.

Ein moderner Biologieunterricht verlangt aber vor allem das notwendige Arbeitsmaterial für jeden Schüler, das der Biologielehrer vielfach selbst beschaffen und herstellen muß (GRÖNKE/KIRSCH 1966, WINDELBAND 1970).

Schenkungen. Die Gegenständlichkeit des biologischen Stoffes bringt es mit sich, daß der Biologielehrer sich nicht nur auf seine Bücher stützt, sondern ständig aus

dem Umgang mit der Natur, aus der Bekanntschaft mit Privatpersonen, die biologisch interessiert sind (z. B. Schüler, Eltern, Bekannte) und mit Fachleuten aus Berufen der angewandten Biologie (z. B. Ärzte, Förster) sowie der Verbindung zu Betrieben, die Naturprodukte verarbeiten, und anderen biologischen Institutionen vielfältige Anregungen schöpft und auch materielle Unterstützung findet. Durch Verbindung zu Angehörigen der Handelsmarine und der Handelsvertretungen ist es möglich, marines Material und ausländisches Pflanzen- und Tiermaterial zu erhalten.

Vieles tragen die Schüler zur Bereicherung der biologischen Sammlung bei. Ist ihr Interesse geweckt, werden sie auch gern mitarbeiten. Es muß ihnen allerdings genau angegeben und gezeigt werden, was sie sammeln sollen und dürfen, damit nicht ungeeignete, giftige oder geschützte Objekte mitgebracht werden. Auf diesem Wege ist zu erhalten, was im Elternhaus anfällt und bei den Streifzügen der Schüler lebend oder tot gefunden wird.

Die Verbindung zu Ärzten und Schwestern in Krankenhäusern, zu Förstern, Jagdkollektiven, Waldarbeitern, Gärtnern, Genossenschaftsbauern, Fischern, Müllern, Naturschutzbeauftragten und anderen Personen ist in zweifacher Hinsicht vorteilhaft. Einmal muß der Biologielehrer selbst mit vielen Zweigen der angewandten Biologie vertraut sein und sich und seine Schüler bei Exkursionen und Besichtigungen vom Fachmann belehren lassen. Zum anderen werden der Schule auf diesem Wege dringend notwendige Schau- und Arbeitsobjekte zufließen (z. B. von Förstern: Schädel, Geweihe, Läufe, Federn, Fell, Fraßstücke, Schädlinge).

Manches kann von Betrieben erbeten werden, die Naturprodukte verarbeiten. Nach Möglichkeit sollte Wert darauf gelegt werden, alle Stadien vom Roh- bis zum Fertigprodukt zu erhalten. In Schlachthöfen, Wild- und Geflügelhandlungen, Tierkörpersammel- und Schädlingsbekämpfungsstellen fällt reichlich Material an, das unterrichtlich nutzbar ist. Bienen- und Seidenraupenzüchter, Kleintierhalter, Pelztierfarmen, Fischzuchtanstalten und Hersteller von Schädlingsbekämpfungs- und Düngemitteln, sowie Woll-, Hanf- und flachsverarbeitende Industriebetriebe geben gern etwas von ihren Abfällen oder Werbekollektionen für den Biologieunterricht ab, wenn ihnen dadurch keine zusätzlichen Kosten oder Belastungen entstehen.

Ebenfalls wird sich die Zusammenarbeit mit zoologischen und botanischen Gärten, mit Museen und mit den Arbeitsgruppen der Natur- und Heimatfreunde des Kulturbundes der DDR fruchtbar auswirken.

Sammeln und Herrichten. Der Biologielehrer und seine Helfer können viele biologische Objekte selbst beschaffen. Hierzu bietet sich die Natur als reichhaltigste Quelle an.

Während des ganzen Jahres führt der Biologielehrer mehr oder weniger zielgerichtete Sammelexkursionen durch, um die Anzahl der biologischen Objekte zu erweitern oder die Vorräte zu ergänzen (LEMKE 1948). Neben dem Gelegenheitsfund steht vor allem das gesuchte Objekt im Vordergrund (s. S. 36 ff.).

Nach erfolgreich abgeschlossener Sammeltätigkeit darf das mitgebrachte Material auf keinen Fall sofort in die Sammlung eingereiht werden. Es muß erst außerhalb der Aufbewahrungseinrichtungen eine „Quarantäne" durchmachen und sammlungsmäßig hergerichtet werden. Zunächst wird die Ausbeute noch einmal kritisch geprüft. Feuchte, verschmutzte oder zerbrochene Gegenstände werden sofort aus-

sortiert und gesondert behandelt. Alle anderen werden entweder gleich oder, wenn es die Haltbarkeit des Gegenstandes gestattet, später aufgearbeitet. Bis dahin bleiben sie in der Ablage des Vorbereitungsraumes. Jedes selbst hergestellte und aufzubewahrende biologische Objekt muß bestimmten Anforderungen genügen:

- Es muß wissenschaftlich einwandfrei gestaltet sein. Dazu gehört die richtige Form und Haltung bei Trocken- oder Flüssigkeitspräparaten, die weitgehende Wirklichkeitstreue in Farbe und Gestaltung bei Nach- und Abbildungen.
- Es muß fachdidaktisch wertvoll sein. Wenig zu empfehlen sind daher die Anfertigung von Biologien, biologische Zusammenstellungen verschiedener Objekte oder Schädlingssammlungen.
- Es muß haltbar sein. Präparate sollten daher mit Schutzeinrichtungen (z. B. Glassturz für Kleinskelette) versehen oder aus strapazierfähigem Material angefertigt werden (z. B. unzerbrechliche Plastmodelle).
- Es muß hygienisch einwandfrei sein.
- Es muß einfach aufzubewahren und zu pflegen sein.

Jeder Gegenstand erhält einen kleinen Zettel mit dem Fundbericht. Er umfaßt die Artbezeichnung, den Fundort, das Datum, die Zeit, erforderliche Maßnahmen, die Nummer in der Sammlungskartei, den Namen des Sammlers und evtl. spezielle Hinweise. Spätestens innerhalb einer Woche müssen alle Originalgegenstände entwest sein (s. S. 334), weil sonst leicht durch eingeschleppte Schädlinge das Sammelgut zerstört werden kann. Danach erfolgt die vorläufige Aufbewahrung in entsprechenden Behältern.

Zucht. Durch eigene Anzucht von Pflanzen und Tieren sind viele biologische Objekte zu erhalten (s. S. 64 u. 78). Zimmerpflanzen (z. B. *Impatiens*) und Wasserpflanzen (z. B. *Elodea*) liefern das ganze Jahr hindurch das Material für mikroskopische und physiologische Arbeiten. Die im Schulgarten gezogenen Pflanzensorten lassen sich vielfach als Trockenpräparate eintragen.

Reichhaltiges Material wird durch die Aufzucht von Tieren aus dem Ei gewonnen. Leicht gelingt das bei Insekten (z. B. Kohlweißling, Fuchs), Mollusken (z. B. Weinbergschnecke), Fischen und Lurchen. Auf diesem Wege erhält der Biologielehrer ohne große Mühe ausgezeichnetes Material für die Herstellung von Entwicklungspräparaten (z. B. Metamorphosestadien).

Anfertigungen. Jeder Biologielehrer muß die Fertigkeiten für die grundlegenden biologischen Arbeitstechniken, wie sie in diesem Buche beschrieben sind, so weit beherrschen, daß er selbst leicht herzustellende Unterrichtsmittel nichtoriginaler Art anfertigen kann. Besonders einfach ist das bei Anschauungstafeln, Modellen (s. S. 296 ff.), Lichtbildern (s.S. 264 ff.) und Experimentiergeräten (s. S. 241) möglich.

Wenn jeder Biologielehrer beim Kauf von biologischen Unterrichtsmitteln einen strengen Maßstab anlegt und die Anregungen zur Bereicherung der Biologischen Sammlung durch Schenkungen, Tausch und eigene Arbeit aufgreift, wird er auch eine den Anforderungen unseres Faches entsprechend gut ausgestattete Schulsammlung einrichten können.

Große Bedeutung für die Erfüllung der Lehrplanforderungen hat die Arbeitssammlung. Die nachfolgende Übersicht soll zeigen, welche Gegenstände in die Arbeits-

sammlung gehören, wobei der Findigkeit des Biologielehrers nur durch die Zeit und das Naturschutzgesetz Grenzen gesetzt sind. Besonderer Wert ist auf zoologisches Arbeitsmaterial gelegt worden, weil es dem Lehrer im Gegensatz zu den Pflanzen nicht jederzeit und in ausreichender Menge zur Verfügung steht. Sofern es vom Objekt her möglich ist, sind im Verlaufe der Jahre stets Gruppen- und Klassensätze von verschiedenen Sammlungsgegenständen anzulegen. Nur weniges muß gekauft werden. Viele Materialien brauchen nur einmal angeschafft zu werden, weil sie durch die Benutzung im Unterricht keinen Schaden erleiden (z. B. Konchylien, Knochen, Fossilien u. a. Hartgebilde). Sie gehören zum sogenannten „Dauermaterial". Anders ist das bei den Originalgegenständen, die leicht zerbrechlich sind und bei mechanischen oder chemischen Untersuchungen verändert (z. B. mikroskopische Frischpräparate, Insektenzergliederungen, Fischsektion, Stärkenachweis in Samen) oder für Zusammenstellungen (z. B. Biologien) verbraucht werden. Dieses trocken oder feucht konservierte „Verbrauchsmaterial" ist ständig zu ergänzen. Hierzu rechnet auch sogenanntes „Kostematerial" (z. B. Zuckerarten, Kakaobohnen, Duftstoffe) und Bestimmungsmaterial (z. B. Insekten, Früchte).

Alle hier angeführten Objekte kann jeder Lehrer innerhalb weniger Jahre leicht beschaffen oder selbst herrichten (GRÖNKE/KIRSCH 1966, WINDELBAND 1969, UNTERRICHTSHILFEN BIOLOGIE). Ein Teil der Haushaltsmittel ist daher für die Erweiterung der Arbeitssammlung einzuplanen. Über diese Mittel muß der Biologielehrer selbst verfügen können.

4.1.3. Arbeitssammlung zur Tierkunde

(H – Habitus, S – Situs, E – Entwicklung, O – Organ)

Säuger

Einfache Balgpräparate (Ratte, Maus)
Knochenpräparate (bes. Schädel von Raub- und Nagetieren, von Insekten-, Pflanzen- und Allesfressern, einige Schädel mit farbig angelegten homologen Teilen; Zähne, Wirbel, Knochenschnitte, Gliedmaßenskelette von Kleinsäugern)
Flüssigkeitspräparate (H-, S-, E- oder O-Präparate)
Fraßspuren (benagte oder geschälte Äste, Zapfen und Früchte; Borkenstücke mit Fraßgängen, Bohrlöchern)
Fell- und Hautproben (Maulwurf, Igel, Schaf, Schwein, Pferd, Kaninchen, Seehund)
Füße (Kaninchen, Reh, Schwein, Pferd, Rind)
Geweihe und Gehörne (Hochwild, Haustiere)
Mikrodauerpräparate (Klassensätze, homogene)

Vögel

Einfache Balgpräparate (Sperling, Star)
Knochenpräparate (bes. Schädel von Huhn, Ente, Greifvögeln; Wirbel, Brustbeine, aufgesägte Röhrenknochen)
Flüssigkeitspräparate (bes. O-Präparate)
Hackspuren (Kiefernzapfen – Specht)

Federn (Flaum-, Deck-, Schwungfedern)
Flügel (Haushuhn, Sperling, Star)
Füße (Greifvögel, Huhn, Taube, Ente)
Tätigkeitsprodukte (Gewölle oder Speiballen; Rupfungen; Eier, Nester)
Mageninhalte (Hausgeflügel, bes. Pute)
Mikrodauerpräparate (homogene Klassensätze)

Kriechtiere

Knochenpräparate (bes. Schädel und Wirbelsäule)
Flüssigkeitspräparate (bes. H- und S-Präparate)
Trockenpräparate (z. B. Natternhemd, Schildkrötenpanzer)
Tätigkeitsprodukte (Eier)

Da alle heimischen Kriechtiere geschützt sind, dürfen sie nur in die Arbeitssammlung aufgenommen werden, wenn sie tot aufgefunden wurden oder aus eigener Zucht hervorgegangen sind.

Lurche

Knochenpräparate (bes. Froschskelett)
Flüssigkeitspräparate (H- und E-Präparate)
Tätigkeitsprodukte (Laich, abgestreifte Häute)

Fische

Knochenpräparate (Hechtschädel, Wirbelsäule vom Schellfisch, Schlundknochen von Karpfen, Dorsch oder Schlei; harte Flossenstrahlen von Karpfen, Wels oder Barsch; Zähne vom Hai)
Trockenpräparate (Hautstücke mit Schuppen von Karpfen und Hai; Statolithen vom Dorsch; Flossen)
Einzelorgane (Schwimmblase, Kiemen)
Flüssigkeitspräparate (H- und E-Präparate – Forelle)
Mikrodauerpräparate (bes. Schuppentypen und Seitenlinienschuppen)

Insekten

Trocken- oder Flüssigkeitspräparate, besonders von Schädlingen und wirtschaftlich bedeutenden Arten, (Metamorphosestadien von Kohlweißling, Nonne, Seidenspinner, Fuchs, Maikäfer, Mehlkäfer, Kartoffelkäfer, Wespen, Bienen, Schmeißfliegen; Imago von Käfern, Schmetterlingen, Fliegen u. a. für die Bestimmungssammlung)
Tätigkeitsprodukte (Waben, Nester, Köcherfliegengehäuse, u. ä.)
„Schadbilder" (z. B. Fraßspuren an Holz und Früchten – OLBERG 1959)
Mikrodauerpräparate (z. B. Facettenauge, Stigmen, Tracheen, Fühler, Mundwerkzeuge, Flügel, Beine, Stachelapparat; Stechmücke – Imago, Larve, Puppe; Menschen- oder Hundefloh)

Spinnentiere

Mikrodauerpräparate von Jungspinnen (Kreuz- oder Wolfsspinnen) und Organen (Fuß, Spinnwarzen)

Krebse

Trockenpräparate (z. B. Flußkrebs, Wollhandkrabbe, Meereskrebse wie auch Seepocken, geöffnete Scheren, zergliederter Krebs)
Flüssigkeitspräparate (bes. H- und S-Präparate)
Mikrodauerpräparate (z. B. Wasserfloh)

Weichtiere

Flüssigkeitspräparate (H-, E-Präparate, z. B. von Schnirkelschnecken, Nacktschnecken)
Schalen (Fluß-, Teich-, Mies- und Herzmuschel mit Umweltvariationen)
Gehäuse (Weinbergschnecke ganz und aufgesägt, durchsichtig gemacht; *Cepaea*-Varietäten einer Population; Land- und Süßwasserformen)
Tätigkeitsprodukte (Winterdeckel, Schleimspur, Perlen)
Organteile (Schulp und Kiefer der Tintenschnecken)
Fossilien (NESTLER 1961/1975; z. B. „Donnerkeile" von Belemniten)

Ringel-, Rund- und Plattwürmer

Flüssigkeitspräparate (H-Präparate – Regenwürmer, Nereis, Leberegel, Spulwurm, Bandwurmglieder, Finnen)
Mikrodauerpräparate (z. B. Leberegel, Planarien, Regenwurmquerschnitt)

Stachelhäuter

Trockenpräparate (Seestern, Seeigel, Haarsterne)
Fossilien (NESTLER 1961)

Hohltiere

Flüssigkeitspräparate (H-Präparate, z. B. Ohrenquallen)
Trockenpräparate (z. B. Ohrenqualle auf Papier)
Tätigkeitsprodukte (z. B. Kalkskelette von Korallen)
Mikrodauerpräparate (z. B. *Hydra*)

Schwämme

Trockenpräparate von Süßwasser- und Meeresschwämmen (z. B. Badeschwamm)

Einzeller

Mikrodauerpräparate (z. B. Plankton, *Paramecium*, Foraminiferen)

4.1.4. Arbeitssammlung zur Pflanzenkunde

Blüten

Herbarmaterial für die Bestimmungssammlung (Blütenpflanzen, Farne, Moose, Flechten, Algen/LEMKE 1949, NATHO 1964; Zweige, Blätter, Keimlinge; außerdem

morphologische, entwicklungsgeschichtliche, ökologische und biologische Objekt-Zusammenstellungen)
Faserpflanzen von Lein, Hanf, Baumwolle; Bast; Roh-, Fertig- und Nebenprodukte (WINDELBAND 1967)
Faserskelette (z. B. Blätter, Früchte – *Luffa cylindris*, *Datura stramonium*; Rhizome – Wurmfarn)
Samen (JENDRO 1957) und Früchte einheimischer und ausländischer Arten, Fruchtstände, Getreide, Zapfen
Holz und Rinde, außerdem Äste und Wurzeln mit weitlumigen Gefäßen (*Clematis*, *Quercus*, *Acorus*), Furniere, Quer- und Längsschnitte, einseitig poliert.
Pathologische Bildungen (Hexenbesen, Gallen, Krebs, Kallus, Verwachsungen und andere Mißbildungen; Misteln; Baumschwämme, Pilzerkrankungen aller Art)
Konserviertes Material für mikroskopische Untersuchungen (z. B. *Aristolochia*-, *Impatiens*- und *Lamium*stengel, Pollen, *Lycopodium*-, Meßsporen)
Bodenproben (Arten, Profil im Schaukasten – Lackfilmverfahren)
Fossilien (NESTLER 1961; bes. Abdrücke)
Mikrodauerpräparate (z. B. Blatt quer, Kernteilung)
Arbeitsprodukte (Getreideproben, Mühlenprodukte, Produkte der Woll-, Hanf- und Flachsverarbeitung, Nahrungs- und Genußmittel, Drogen, Gewürze, Harze)

4.1.5. Arbeitssammlung zur Menschenkunde

Knochenpräparate (bes. Einzelknochen, ganz und aufgeschnitten; Brust- und Lendenwirbel; kranke und gesunde Zähne – Schneide-, Eck- und Backenzähne)
Flüssigkeitspräparate (O-Präparate, bes. gesunde und kranke Organe)

4.1.6. Verschiedene Arbeitsmaterialien

Chemikalien (bes. Schädlingsbekämpfungsmittel, Düngemittel)
Organismenreste (Kreide, Kieselgur, Braun- und Steinkohle, Torf)

4.1.7. Ordnung der Sammlungsgegenstände

Nachdem das Objekt hergerichtet ist oder der gekaufte Gegenstand vorliegt, kann seine Aufnahme und Einordnung in die Sammlung erfolgen. Das Unterrichtsmittel wird inventarisiert, erhält eine genaue Bezeichnung und einen festen Platz, der aus der Sammlungskartei ersichtlich sein muß. Inventarisierte Unterrichtsmittel sind Schuleigentum.

Zur Ordnungstechnik in der Sammlung gehören die Inventarisation, die Bezeichnung, die Sammlungskartei, der Standort und die Bereitstellung.

4.1.8. Bezeichnung der Sammlungsgegenstände

Alle inventarisierten Objekte sind einwandfrei zu kennzeichnen. Nach ihrer Art und Größe werden sie entweder direkt beschriftet (z. B. größere Schädel, Fossilien), mit einem Etikett versehen (z. B. auf das Grundbrett von Stopfpräparaten, den Deckel von Flüssigkeitspräparaten, die Leiste von Anschauungstafeln), oder es wird ein Anhängeschild mit eingeschlagener Lochöse befestigt. Entsprechend ist beim Kennzeichnen der Aufbewahrungseinrichtungen und der Behälter zu verfahren, die Objekte enthalten, bei denen eine direkte Signierung nicht möglich ist (z. B. kleine Molluskengehäuse).

Das Format der Etiketten muß der Größe der Sammlungsmaterialien entsprechen. Die Kennzeichen sollen möglichst unauffällig und nicht auf der Schauseite angebracht sein. Ebenfalls sind Stellen, die starker Abnutzung ausgesetzt sind, wie die Unterseite der Grundbretter von Stopfpräparaten und die Standböden von Flüssigkeitspräparaten, dafür nicht geeignet.

Je nach Farbe und Material des Gegenstandes werden mit schwarzer oder weißer Tusche der wissenschaftliche und der deutsche Name des Objektes, das Erwerbsdatum mit Inventarnummer (z. B. 76/112) und die Signatur (Standortnummer) in Druckschrift aufgetragen. Zusätzliche Angaben über Fundort und Sammler erhalten nur Unterrichtsmittel, die nicht aus dem Handel stammen. Die Haltbarkeit der Beschriftung wird durch einen Lacküberzug von verdünntem Duosan-Rapid-Klebstoff, Dammar- oder Spirituslack erhöht. Gummierte Etiketten springen sehr häufig ab. Sie sind daher mit einer schwachen Kalziumchloridlösung anzufeuchten (VOIGT 1913, weitere Einzelheiten bei PIECHOCKI 1961 und KNORR 1957).

4.2. Pflege und Schutz der Sammlungsgegenstände

Wenn die Unterrichtsmittel in den Aufbewahrungseinrichtungen sorgfältig untergebracht sind, kommt es vor allen Dingen darauf an, sie möglichst lange in ihrem ursprünglichen Zustand zu erhalten.

Ein besonderes Augenmerk des verantwortlichen Biologielehrers gehört daher der Pflege aller biologischen Objekte, um sie vor Verderb und Schädlingen zu bewahren. Hierbei gilt der Grundsatz: Vorbeugen und Verhüten ist besser und leichter als eingetretene Schäden zu beseitigen. Wer der Pflege der biologischen Unterrichtsmittel seiner Schule nicht das nötige Verständnis entgegenbringt, entwertet nicht nur seine eigene Arbeit und den Unterricht, sondern fügt auch unserer Gesellschaft Schaden zu. Vor solchen Verlusten kann die Schulsammlung nur bewahrt werden, wenn der Biologielehrer genau über die räumlichen Anforderungen, den vorbeugenden Sammlungsschutz, die Bekämpfung von eingedrungenen Schädlingen und die Behebung von Schäden Bescheid weiß, um rechtzeitig und rasch die notwendigen Maßnahmen einzuleiten.

Zur Sammlungspflege gehören der richtige Umgang mit den Unterrichtsmitteln, der vorbeugende Schutz, die Bekämpfung von Schädlingen und die Beseitigung von Schäden.

Im Gegensatz zu den Unterrichtsmitteln der anderen Unterrichtsfächer unterliegen die biologischen Sammlungsgegenstände besonders leicht physikalischen, chemischen und biologischen Einflüssen, weil es sich zum großen Teil um leicht verderbliche Naturobjekte oder empfindliche Präparate handelt, deren Widerstandsfähigkeit durch das Konservierungsmedium nur unter entsprechenden Bedingungen die Gewähr für eine dauerhafte Aufbewahrung bietet.

4.2.1. Umgang mit den Unterrichtsmitteln

Kollegen und Schüler müssen dazu erzogen werden, mit den Sammlungsgegenständen sorgfältig umzugehen. Besondere Gefahren birgt die Bereitstellung des Materials durch Schülerassistenten. Bei der Vielfalt der biologischen Sammlungsgegenstände lassen sich keine generellen Anweisungen für den richtigen Umgang geben. Folgende Vorschriften, die der Biologielehrer seinen Schülern, den Nichtfachlehrern oder schulfremden Personen nach Bedarf erläutern muß, sind unbedingt zu beachten.

Alle Originalgegenstände (z. B. Naturobjekte, Präparate, Sammlungen, Arbeitsprodukte) der Sammlung dürfen in der Regel nicht berührt werden. Lediglich Knochenpräparate bilden eine Ausnahme. Stopfpräparate von Tieren werden an ihren Tragbrettern angefaßt und herumgereicht. Das „Streicheln" von Wirbeltierpräparaten muß weitgehend vermieden werden. Jedes unnötige Betasten hinterläßt Spuren, die allmählich das Präparat verderben.

Außerdem ist es nicht ausgeschlossen, daß sich auch Konservierungsgift auf einzelne Schüler nachteilig auswirkt. Für größere Einzelobjekte (z. B. Skeletteile, Balgpräparate, Nester, Fossilien) oder viele kleine Stücke (z. B. Zähne, Schneckengehäuse, Pflanzenfrüchte) empfiehlt es sich, flache Pappkästen, Glasschalen (z. B. Petrischalen)

oder Plastdosen beim Herumgeben zu verwenden. Käfer, Schmetterlinge und andere Insekten aus der Bestimmungssammlung, die als Trockenpräparate besonders leicht zerbrechlich sind, dürfen den Schülern nur auf kleinen Insektenbrettchen nach HERBERG (1947) oder Schaumstoffstückchen zum genauen Betrachten gereicht werden (s. S. 159).

Flüssigkeitspräparate müssen stets vorsichtig in ihrer normalen Standstellung getragen und herumgegeben werden.

Umschütteln oder Kopfstellen und Beschädigen der Etiketten ist streng zu untersagen. Undichte Präparate dürfen den Schülern aus hygienischen Gründen nicht in die Hand gegeben werden. Sie sind schnellstens aufzufüllen und neu zu verschließen. Die bei laufender Benutzung unvermeidlich auftretenden Griffspuren an den Sammlungsgläsern lassen sich mit den handelsüblichen Fensterputzmitteln leicht entfernen.

Modelle aus Papiermaché, Gips, Wachs oder Kunststoff sind ebenfalls vorsichtig zu behandeln. Besonders wenn sie zerlegbar oder beweglich sind, leiden sie durch den ständigen Gebrauch. Bei fabrikneuen Modellen sollte man zunächst vorsichtig die Haltestifte, Haken oder Scharniere gängig machen, indem sie einige Male in den Führungsschienen bewegt, gedreht oder geschwenkt werden, damit sie bei der späteren Benutzung nicht abbrechen. Ebenso werden kleinere Farb- oder Lackverklebungen beseitigt, die manchmal das Abnehmen der Teile erschweren (MEWES 1952).

Lichtbilder und Projektionsküvetten dürfen nicht übermäßig lange im Diaskop verbleiben, weil sonst Hitzeschäden eintreten.

4.2.2. Vorbeugende Schutzmaßnahmen

Nicht nur beim Umgang, sondern vor allem bei der Lagerung ist das Sammelgut vor Schäden zu bewahren. Dabei kann zwischen schädlichen Einwirkungen, wie Licht, Feuchtigkeit, Staub usw., die durch einmalige Maßnahmen weitgehend auszuschalten sind, und anderen, wie Schädlingen, die eine ständige Bekämpfung erfordern, unterschieden werden. Vorbeugenden Sammlungsschutz betreiben, bedeutet also, optimale Aufbewahrungsbedingungen zu schaffen, wenn mit der Einrichtung der Fachräume begonnen wird.

Licht. Licht ist besonders schädlich für viele biologische Unterrichtsmittel. Eine ständige Belichtung der originalen Gegenstände (bes. Stopf-, Trocken- und Flüssigkeitspräparate), womöglich noch durch direktes Sonnenlicht, hat verheerende Folgen.

Lichtschutz für das Sammlungsgut durch entsprechende Verdunklungen der Fenster, Glasschränke und Regale ist die dringendste Forderung für jede Schule, sonst ist die Anlage und Erweiterung der Sammlung verantwortungslos. Es ist daher für Schulen mit gesondertem Sammlungsraum durchaus möglich, Räume ohne Fenster zu benutzen, wenn eine ausreichende elektrische Beleuchtung vorhanden ist und dem Biologielehrer noch andere Räume für seine Vorbereitungsarbeiten zur Verfügung stehen. Vorteilhaft ist der Einbau von Leuchtstofflampen, da sie nach SCHURIG (1958) keine farbschädigende Wirkung ausüben. Sammlungsgegenstände, die auf den Fluren in Glasschränken untergebracht sind, müssen durch auf der Innenseite der

Glasscheiben angebrachtes lichtundurchlässiges Papier, schwarzen Leimfarbanstrich oder Vorhänge gegen Lichteinfall geschützt werden. Alle Unterrichtsmittel, die vorübergehend als Ausstellungsstücke im Unterrichtsraum, in Fluren oder an Klassenwänden verbleiben, müssen ebenfalls vor längerer Sonneneinwirkung bewahrt werden und sollten nicht länger als zwei Wochen dem Licht ausgesetzt sein.

Feuchtigkeit. Räume mit einer relativen Luftfeuchtigkeit um 65% sind für die Daueraufbewahrung von Unterrichtsmitteln am besten geeignet (AHRENS 1953, VOGT 1960). Alle größeren Abweichungen von diesem Grundwert sind für die Sammlungsgegenstände mit Nachteilen verbunden.

Stark gefährdet sind auch Stopfpräparate, da sie sehr empfindlich gegen dauernde Luftfeuchtigkeit sind. Unter solchen Bedingungen siedelt sich nämlich *Penicillium brevicaule* an, das die Konservierungsgifte abbaut.

Alte Modelle aus Papiermaché werden in feuchter Luft ebenfalls angegriffen.

Treten trotz aller Vorsichtsmaßnahmen Feuchtigkeitsschäden auf, so ist die Schadquelle zu beseitigen oder die Sammlung in einen anderen Raum zu verlagern. Die geschädigten Objekte werden gründlich gereinigt und anschließend getrocknet.

Zu geringe Luftfeuchte führt zu einem raschen Verdunsten der Konservierungsflüssigkeit aller Flüssigkeitspräparate und zum Brüchigwerden der Bälge; evtl. sogar zum Aufplatzen von Stopfpräparaten (bes. bei Säugern). Die Schränke und Behälter aus Holz verziehen sich, trocknen zusammen, so daß Lücken entstehen, durch die sehr leicht Staub eindringt.

Staub. Sehr lästig und schädlich ist das leichte Verstauben von Sammlungsgegenständen.

Verstaubte Objekte sind nicht nur unhygienisch beim Umgang, sondern ihre Farbe und Oberflächenstruktur erscheinen unnatürlich und werden durch ständiges Abstauben allmählich geschädigt. Das Entstauben von biologischen Unterrichtsmitteln sollte nicht den Schülern oder Reinigungskräften überlassen werden. Wertvolle Gegenstände (z. B. Stopfpräparate) werden nur vom verantwortlichen Biologielehrer gepflegt. Dabei sollte er beachten, daß Stopfpräparate nur im Freien gereinigt werden dürfen, um nicht den arsenhaltigen Staub einzuatmen.

Auch die allgemeine Reinigung der Aufbewahrungsräume sollte stets mit leistungsfähigen Staubsaugern und staubbindenden Mitteln erfolgen.

Temperatur. Die Temperatur in den Sammlungsräumen darf nicht unter 0 °C sinken oder längere Zeit über 30 °C liegen. Gegen tiefe Temperaturen sind besonders Flüssigkeitspräparate empfindlich. weil sie größtenteils mit verdünnter Methanallösung gefüllt sind, die schon wenig unter null Grad gefriert. Das führt zum Platzen der Aufbewahrungsgläser und zu weiteren Schäden durch Ausfließen der Konservierungsflüssigkeit. Zur Verhütung von Frostschäden (bes. in nicht heizbaren Dachkammern) muß während der Winterferien die Raumtemperatur kontrolliert werden.

Zu hohe Temperaturen können sich bei den nur noch in alten Sammlungen vorhandenen Wachsmoulagen und Aeternitaspräparaten ungünstig auswirken, weil die Schmelztemperatur je nach Paraffinart zwischen 40 °C und 60 °C liegt. Ebenso sind Mikropräparate mit Glyzerin-Gelatine und Bakterienstammkulturen gefährdet.

Gase. Sammlungsgegenstände für Biologie mit den Gegenständen der Chemie zusammen unterzubringen, ist abzulehnen, weil in diesen Räumen immer Gase vorhanden sind. Eine Reihe von Stoffen wirkt stark bleichend (z. B. SO_2, Cl_2) oder in verschiedener Weise schädigend (z. B. Säuren, viele leicht flüchtige Substanzen). Darum dürfen sich auch keine Gasanschlüsse in gesonderten Sammlungsräumen befinden.

4.2.3. Bekämpfung von Schädlingen

Während Licht, Staub, Feuchtigkeit, extreme Temperaturen und Gas durch einmalige Maßnahmen reguliert werden können, ist für tierische Schädlinge eine ständige Vorbeugung und Bekämpfung erforderlich. Der verantwortliche Biologielehrer muß dabei verschiedene Aufgaben erfüllen. Er muß

- den Befallsherd rechtzeitig erkennen, den Schädling ansprechen können und über dessen Lebensweise sowie Schadwirkungen informiert sein;
- die für seine Bekämpfung geeigneten Mittel und Maßnahmen auswählen und einleiten;
- die eingetretenen Schäden weitgehend beheben und
- ein nochmaliges Auftreten dieser Schädlinge durch vorbeugende Maßnahmen verhindern.

Biologielehrer, die noch nicht das erforderliche Wissen und Können für diese Arbeiten besitzen, sollten sich rasch damit vertraut machen und gegebenenfalls auch von Schädlingsbekämpfern beraten lassen.

Zu den Hauptfeinden des Sammlungsgutes gehören verschiedene Vorrats- und Speicherschädlinge, überwiegend Insekten.

In der Regel werden nur Trockenpräparate befallen, vor allem Stopfpräparate, Bälge, Insektensammlungen und Tätigkeitsprodukte (z. B. Nester, Gewölle, Waben) und Herbarmaterial.

Die wichtigsten in der Biologischen Sammlung auftretenden Schädlinge sind: Silberfischchen (*Diplura* – Doppelschwänze); Staubläuse, Bücherläuse, Speckkäfer (*Psocoptera* – Flechtlinge); Museumskäfer, Kabinettkäfer, Pelzkäfer, Totenuhr (*Coleoptera* – Käfer) und Kleidermotte (*Lepidoptera* – Schmetterlinge).

Silberfischchen (*Lepisma saccharina* L.): Imago etwa 10 mm lang, silbrig beschuppt, hat drei Schwanzfäden, gehört zu den Urinsekten. Tritt nur in feuchten Räumen auf, ist wärme- und dunkelheitsliebend. Richtet in Papier (bes. Büchern, aufgeklebten Etiketten, Bildern), Fell- und Lederteilen, Vorräten der Arbeitssammlung (Samen, Mehl, Zucker) bei Massenbefall erhebliche Fraßschäden (Schabefraß) an. Eier entwickeln sich ohne Verwandlung in einem Jahr zu ausgewachsenen Tieren. Lebensdauer zwei Jahre.

Staublaus (*Trogium pulsatorium* L.) und **Bücherlaus** (*Troctes spec.*): sehr klein, ein bis zwei Millimeter lang, weißlich, flügellos, Füße mit drei Gliedern. Staublaus ist 2 mm lang, besitzt 2 Flügelstummel, die sehr leicht abfallen. Vorderrand der mittleren Abdominalringe weist meistens kleine, rostfarbene Punkte auf. Alle Arten

laufen gewöhnlich schnell und viel umher. Bücherlaus nur 1 mm lang, Körper ist abgeplattet, Hinterschenkel verstärkt, dadurch kleine Sprünge möglich. Flügel fehlen. Vorkommen beider auf feuchte Umgebungen beschränkt, ernähren sich vorwiegend von Vegetabilien aller Art, finden sich daher namentlich an verpilzten Gegenständen (z. B. schadhaften Stopfpräparaten mit Pflanzenfaserfüllungen, in feuchten Samenvorräten der Arbeitssammlung), fressen Insektenschuppen, Raupenhaare.

Silberfischchen, Bücherlaus und Staublaus sind zu bekämpfen, indem die Räume trocken gehalten werden.

Gemeiner Speckkäfer (*Dermestes lardarius L.*): 7 mm bis 9 mm lang, oben schwarz, unten bräunlich; vordere Hälften der Flügeldecken tragen hellgraue Querbinde mit gelbbraunen Haaren. Behaarte Larven sind ausgewachsen 11 mm bis 13 mm lang. Unterseite ist hellgelb. Besitzen drei kurze Fußpaare, am vorletzten Hinterleibsring zwei nach hinten gerichtete Chitinhaken. Andere Arten der Familie unterscheiden sich bei den Imagines durch die dunklere Färbung, bei den Larven in der Rückenzeichnung. Eiablage erfolgt einzeln oder in Haufen an den Nahrungsobjekten oder in deren Nähe, bevorzugt sind Risse und Zwischenräume der Kästen von Biologien und Insektensammlungen. Maden gelangen durch die Lücken in das Innere des Kastens, fressen Insekten an und verpuppen sich dann in den vorhandenen festen Stoffen (z. B. Holz). Ausschlüpfende Käfer haben hohe Vermehrungsrate, Insektensammlungen werden in kurzer Zeit durch Larven und Käfer vollständig vernichtet. Auftreten läßt sich an abgeworfenen Larvenhäuten und auftretenden Kotformen neben den befallenen Objekten erkennen. Alle Tierhäute, Felle, Stopf- und Balgpräparate, Woll- und Haarproben sowie fetthaltige Pflanzenstoffe (z. B. Kopra, Kakaobohnen) und ähnliche Materialien werden durchlöchert oder durch Schabfraß beschädigt. Holz, Torf, Kork, Isolationsmaterial und Wasserleitungsrohre werden angegriffen, wenn sich Larven zur Verpuppung in festere Stoffe einfressen. Auftreten ist für die Sammlungsbestände äußerst gefährlich. Gesundheitliche Schäden werden verursacht, wenn der Biologielehrer oder Schüler, die mit Larven in Berührung kommen, besonders empfindlich sind; Haare können Wechselfieber, Augenentzündungen oder Reizungen der Atmungsorgane hervorrufen.

Besondere Vorsicht ist beim Einbringen von Vogelnestern in die Sammlung erforderlich, weil in ihnen die Vollkerfe überwintern und bei Unachtsamkeit leicht eingeschleppt werden können.

Museumskäfer (*Anthrenus museorum L.*): 3 mm lang, Fühlerkeule zweigliedrig, Körper oval geformt. Schwarze Flügeldecken mit zackigen, rötlichgelben Rückenstreifen und drei welligen, weißen Querbinden. Stark schwarzbraun behaarte Larven, gedrungener als die des Pelzkäfers, Körperende am breitesten. Besitzen zwei abspreizbare Haarbüschel. Käfer im Frühjahr auch im Freien an Blüten (bes. Umbelliferen), können von dort eingeschleppt werden. Schadbild ähnelt dem des Pelzkäfers. Haare, Federn und besonders Insektentrockenpräparate fallen dem Museumskäfer zum Opfer.

Kabinettkäfer (*Anthrenus verbasci L.*): etwas kleiner als Museumskäfer, aber weitgehend gleich gezeichnet. Fühlerkeulen viergliedrig. Loch- und Kahlfraß zeigen Vorhandensein an. Zerstörer von Insektensammlungen.

Pelzkäfer (*Attagenus pellio L.*): 5 mm lang. Besitzt im Gegensatz zu Speckkäfern in der Mitte des Kopfes ein Punktauge. An drei kleinen,weißen Haarflecken am Hinterrand des Prothorax und je einem weißen Haarfleck zu beiden Seiten der Flügelnaht leicht erkennbar. Larven etwa 1 cm lang, behaart, nach hinten verjüngend, tragen am Ende einen langen, braunen Haarschopf. Fressen animalische Kost, Vollkerfe bevorzugen pflanzliche Produkte (bes. Pollen). Schädlich werden Larven vor allem durch das Zerstören von Keratinsubstanzen. Schadbild zeigt kahle Stellen oder unregelmäßige Löcher mit scharfen Rändern. Bei Säugerstopfpräparaten werden Haare oberhalb der Wurzeln abgefressen, durch nachträglichen Haarausfall entstehen sogenannte „Rasuren". Haare, Seide, manchmal auch Leder und Getreideprodukte werden gefressen oder angenagt. Bei geringem Befall kann eine mechanische Entfernung durch vorsichtiges Ausklopfen erfolgen, sonst hilft nur Begasung. Vollkerfe halten sich während des Sommers vielfach draußen auf, kommen später zur Eiablage in die Sammlungsräume.

Die Larven und Imagines der bisher genannten Käfer zeigen bei Berührung den „Totstellreflex", wobei sie die Fühler und Extremitäten in die Körperrinnen zurücklegen.

Messingkäfer (*Niptus hololeucus PALD.*): 3 mm bis 4 mm groß, langbeinig, pechbraun, mit dichter gelber, seidenartiger, glänzender Behaarung. Ähnelt in Gestalt einer Spinne. Kugeliger Brustabschnitt scharf von kugeligem Hinterleib abgesetzt. Vermehrungsrate gering. Gewöhnlich nur eine Generation im Jahr. Larven und Käfer dunkel- und feuchtigkeitsliebend. Befallen tote tierische Stoffe (z. B. Insekten, Knochen, Leder, Badeschwamm), Textilproben, Getreideprodukte, bes. Herbarmaterial, Drogen.

Diebskäfer oder Kräuterdieb (*Ptinusfur L.*): 3 mm bis 4 mm groß, langbeinig, braun bis schwarz. Flügeldecken mit weißlichen Querbinden, Larven ähneln denen des Messingkäfers, haben jedoch gelben Kopf mit dunkler Stirn. Bauen aus ihrem Aftersekret und Nahrungsteilen Puppenkocher. Larven und Käfer suchen bevorzugt Herbarien und Samenvorräte auf, sind aber auch in tierischen Sammlungen zu finden.

Die pflanzliche Arbeitssammlung kann außer von den genannten Schädlingen noch von Kornkäfern (*Calandra granaria L.*), Mehlkäfern (*Tenebrio molitor L.*), Speisebohnenkäfern (*Acanthoscelides absoletus L.*), Brotkäfern (*Stegobium paneceum L.*) und Pochkäfern (*Anobium spec.*) befallen werden.

Kleidermotte (*Tineola bisselliella HUM.*): strohgelb glänzender Kleinschmetterling, durchschnittlich 14 mm Flügelspannbreite, schlechter Flieger (bes. Männchen). Hinterflügel mit langen, fransenartigen Behaarungen. Eigentlicher Schädling ist die Raupe, die Motte nimmt keinerlei Nahrung zu sich. Als Nahrung dienen alle tierischen Hautderivate (z. B. Haare, Borsten, Federn). Durch Fraß entstehen unregelmäßige Löcher und Kahlstellen. Selbst Stoffe pflanzlicher Herkunft werden angegriffen (bes. Baumwolle, Zellwolle, Seide, Leinen). Befall ist an herumfliegenden Motten, den Gespinstfäden und den festgehefteten Kocherpuppen auf den Objekten zu erkennen. Da im Jahr je nach der Raumtemperatur zwei bis vier Generationen mit ungefähr 200 Nachkommen entstehen können, kann der Schaden beträchtlich sein. Es können auch die Mehlmotte (*Ephestie kuehniella*) und die Kornmotte (*Nemapogon granellus* L.) sowie Ameisen und Milben als Sammlungsschädlinge auftreten.

Einfache Bestimmungstabelle für Sammlungsschädlinge

(In Anlehnung an KEMPER 1950, Abb. s. STRESEMANN, Exkursionsfauna Bd. II/1 u. II/2)

A. In feuchten (warmen oder kühleren) Räumen

1. An schimmelnden Materialien:
   Hausmilben, Moderkäfer, Staublaus, Bücherlaus
2. An gestärkten Stoffen, Gardinen und Tapeten:
   Silberfischchen

B. In normal warmen Räumen

1. An trockenen Pflanzenprodukten (Früchte, Samen oder ihre Verarbeitungsprodukte, Drogen, Herbarien u. a.)

Nagespuren	– Mäuse
runde Löcher	– Brotkäfer und verschiedene Samenkäfer
runde Löcher **und** unregelmäßige Fraßgruben	– Kornkäfer
runde Löcher **und** Kokons	– Brot- und Diebskäfer
Gespinste, Kotbröckchen, unregelmäßige Fraßstellen	– Mehlmotte und verschiedene Mottenlarven
feucht gewordene Stoffe	– Flechtlinge, Milben

2. An trockenen Tierprodukten (Stopf- oder Balgpräparate, Insekten, Leder, Pelz, Federn, Haare, Wolle u. a. Keratinsubstanzen)

Rundlich kleine Fraßlöcher (Rasur)	– Pelzkäfer
stark ausgefranste Fraßlöcher	– Messingkäfer
Bohrlöcher **und** Kokons	– Diebs- und Brotkäfer (bes. an Wirbeltierpräparaten)
längliche Fraßlöcher, Gespinste, Kotbröckchen	– Kleidermotte
Larvenhäute, wurst- oder perlenkettenförmige Kotschnüre (bis 20 cm lang)	– Speckkäfer (auch an Tierkadavern und Rohfellen)

3. An Papier (Bücher, Bilder, Karten, Etiketten)

Schabefraß	– Silberfischchen
stecknadelkopfgroße Bohrlöcher	– Brotkäfer

4. An Holz (Möbel und Aufbewahrungsbehälter)

ovale Bohrlöcher ($^1/_2$ cm bis 1 mm ∅)	– Hausbock u. a. Bockkäferarten
runde Bohrlöcher (1 mm ∅)	– Pochkäfer (Totenuhr)

Besonders die Vertreter der Pelzkäfer (*Dermastidae*), zu denen bei uns etwa 40 Arten gehören, zerstören zusammen mit ihren Larven getrocknete tierische Substanzen und verursachen in schlecht beaufsichtigten Sammlungen erheblichen Schaden. Weitere Angaben sind bei KEILBACH 1966, WEIDNER 1971 und PIECHOCKI 1961, 1975 zu finden.

Schädlinge werden oft eingeschleppt, wenn nur halb präparierte Materialien in die Sammlung aufgenommen werden, oder sie gelangen in den Raum, weil nicht ständig vorbeugende Abwehrmaßnahmen getroffen werden. Am wichtigsten ist daher vorbeugender Schutz. Einmal ist es leichter und billiger, Schädlinge fernzuhalten als sie wieder zu beseitigen, zum anderen besteht nach deren Abtöten stets wieder die Gefahr eines Neubefalls, während durch richtige Vorbeugung mit chemischen Abwehrmitteln ein Dauerschutz erreicht werden kann. Schließlich ist der einmal angerichtete Schaden nur zum Teil wieder gutzumachen. Es ist daher wichtig, die Behälter mit leicht verderblichen Originalgegenständen durch stark flüchtige Abwehrmittel schädlingssicher zu machen, gleichgültig, ob bereits durch Konservierungsgifte die Schädlinge ferngehalten werden können. Neben Naphthalin, Kampfer, Thymol und vielen anderen hat sich für die Biologische Sammlung am besten 1,4-Dichlorbenzol bewährt. Dieses Mittel wirkt zuverlässig vorbeugend und meistens bei längerer Einwirkung auch abtötend. Schränke, Schubkästen, Insektenschaukästen und andere Behälter sollten daher stets etwas 1,4-Dichlorbenzol enthalten. Am einfachsten werden damit kleine Gläschen (z. B. Einsteckgläschen für Insektenkästen) gefüllt. Durch einen Wattebausch wird das Herausfallen von Kristallen verhindert, gleichzeitig aber können die flüchtigen Stoffe entweichen. Die sich allmählich entwickelnden Dämpfe halten bei entsprechender Konzentration die Schädlinge fern. Nach einem Vierteljahr muß kontrolliert und ergänzt werden, da sich durch Sublimation der Stoff allmählich verbraucht.

Sind trotz aller Abwehrmaßnahmen einmal Schädlinge in die Sammlung eingedrungen, was dem erfahrenen Sammlungspfleger sofort an den Schadwirkungen und Tätigkeitsprodukten auffällt, dann hilft nur noch das Vergasen. Am wirksamsten ist Kohlenstoffdisulfid (CS_2). (Weniger gefährlich, aber nicht ganz so wirksam sind Tetrachlormethan und Trichloräthan.) Der unangenehme Kohlgeruch, die starke Giftwirkung und die leichte Entzündbarkeit dieser Flüssigkeit, die bei Zimmertemperatur schnell verdampft, läßt jedoch keine Vergasung in den Sammlungsräumen zu. Nur bei sehr kleinen Objekten läßt sich ein Vollglasaquarium, das mit einer Glasscheibe zugedeckt wird, oder ein großes Präparateglas mit eingeschliffenem Deckel verwenden. Sicherer aber ist ein geeigneter, kleiner Begasungsraum, der nach außen belüftbar sein muß (günstig sind hoch gelegene Räume, z. B. Bodenkammer). Wegen der Explosionsgefahr der Kohlenstoffdisulfidgase dürfen nur von außen anschaltbare Beleuchtungseinrichtungen vorhanden sein. Selbstverständlich sind während dieser Arbeit sämtliche Entzündungsmöglichkeiten, wie offenes Licht, brennende Zigaretten und ähnliches, fernzuhalten.

Die Vergiftung erfolgt in einer gasdicht schließenden „Entwesungskiste", deren Überfalldeckel in eine Wasserrinne reicht. Nach Möglichkeit sollte sie mit Zinkblech ausgekleidet sein. Natürlich kann man behelfsmäßig auch geeignete Schränke, „Mottenkisten", Wäschetöpfe oder andere gutschließende Behälter verwenden. Ein annähernd luftdichter Abschluß wird durch Zukleben oder Verschmieren er-

reicht. Für 1 m³ Begasungsraum reichen 200 ml bis 250 ml Kohlenstoffdisulfid aus, die in einem kleinen, flachen Glasschälchen auf dem Kistenboden stehen und in die zur schnellen Verdunstung ein Fließpapierballen oder Schwamm gelegt wird. In diese Begasungskammer kommen alle Originalgegenstände (Insektenkästen offen!) mindestens einmal im Jahr. Das Sammlungsgut darf an keiner Stelle zu dicht gelagert sein, sonst kann das Gas nicht überall ausreichend einwirken. Nach zwei bis drei Tagen sind alle Schädlinge mit ihren Larven sicher vernichtet. Nur die Eier mancher Schadinsekten sind etwas widerstandsfähiger, so daß Stopf- und Balgpräparate und alle Fellstücke nachträglich noch vorsichtig auszuklopfen und leicht abzubürsten sind. Wöchentlich kann so wenigstens zweimal die Entwesungskiste gefüllt werden. Nach dem Öffnen ist erst gut zu lüften, bevor die Objekte entnommen werden können, da Kohlenstoffdisulfid auch für den Menschen giftig ist.

Bei geringem Befall kann auch zur stationären Bekämpfung auf handelsübliche Sprüh- und Stäubemittel zurückgegriffen werden, wobei die Benutzungsvorschriften genau einzuhalten sind. Unabhängig von dieser selbst vom Biologielehrer durchzuführenden Schädlingsvergasung sollte in Abständen von ein bis zwei Jahren der gesamte Sammlungsraum vergast werden, um auch die Schädlinge in Ritzen, unter Schränken und an anderen Stellen zu vernichten. Damit wird am besten während der Ferien ein Schädlingsbekämpfer beauftragt.

4.2.4. Beseitigung von Schäden

Eingetretene Veränderungen an Unterrichtsmitteln durch ungünstige Umweltfaktoren, Schädlingsbefall oder Benutzungsschäden kann der Lehrer in manchen Fällen allein beseitigen.

Kleine Schadstellen an Wirbeltiertrockenpräparaten, die auf fehlendes Konservierungsgift schließen lassen, können mit Arsenlösung präpariert werden. Nach PIECHOCKI (1961) müssen solche Objekte (z. B. Säugerstopfpräparate) vorher einen halben Tag in ein feuchtes Tuch gewickelt werden, damit der Giftstoff leichter aufgenommen wird. An der Schadstelle wird etwas Arsenlösung in die Haut injiziert. In schweren Fällen kann nur noch der Präparator oder Kürschner helfen. Vollkommen entwertete Stopf- und Balgpräparate von Wirbeltieren sind „auszuschlachten". Kopf, Beine, Flügel, Fell, Federn, Hautstücke, Panzerteile, Zähne und Glasaugen sind meist noch für die Arbeitssammlung zu gebrauchen.

Bei Flüssigkeitspräparaten ist das fehlende Konservierungsmittel aufzufüllen. Dabei muß stets die gleiche Konservierungsflüssigkeit ergänzt werden. Ist sie getrübt oder verfärbt, sollte sie erst filtriert werden. Falls damit kein Erfolg erreicht wird, ist das Medium zu erneuern.

Kaum zu beheben sind im allgemeinen die Schäden in stark befallenen Insektensammlungen, da hier meist die Flügel schuppenlos sind und Hinterleib, Kopf und Glieder nicht ersetzt werden können. Entfetten, Entölen und von Schimmelpilzen befreien ist bei Insekten noch möglich, wenn die Hinweise von KOCH (1956) berücksichtigt werden.

Zerbrochene oder eingerissene Teile von Unterrichtsmitteln (von Knochenpräparaten, Fossilien, Nach- und Abbildungen) sind am besten mit einem farblosen Alles-

kleber (z. B. Duosan) zu kleben. Weitere Schäden wird jeder Biologielehrer nach bestem Wissen und Können werkstoffgerecht selbst beheben müssen (z. B. an Dauerpräparaten oder Lichtbildern). In Zweifelsfällen werden der Präparator des Heimatmuseums oder eines in der Nähe befindlichen Fachinstituts sowie die Lehrstühle für Biologiemethodik an den Pädagogischen Hochschulen oder Universitäten Ratschläge erteilen können.

Die Pflege der biologischen Unterrichtsmittel erfordert vom Biologielehrer Sachkenntnis und einige Mühe. Kollegen und Schüler sollten daher zu Beginn jedes Schuljahres erneut auf ihre Pflichten beim Hantieren mit biologischem Material aufmerksam gemacht werden, damit möglichst wenig Schäden eintreten. Vorsicht beim Umgang mit den Gegenständen, ausreichende Vorbeugung und rasche Bekämpfung bei Schädlingsbefall sind für den Schutz der wertvollen Sammlungsbestände unerläßlich.

Eine gepflegte und reichhaltige biologische Sammlung, die auf die Erfordernisse des modernen Biologieunterrichts ausgerichtet ist, stellt ein gutes Spiegelbild des Schaffens eines Biologielehrers dar. Derjenige, der mit Sachkenntnis und Interesse den Aufbau seiner Schulsammlung betreibt, wird immer mehr feststellen, daß die aufgewendete Zeit und Mühe sich lohnt, weil die biologische Sammlung eine wichtige Arbeitsgrundlage des Biologieunterrichts ist.

A

Anhang

A 1. Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutz

A 1.1. Allgemeines

Der Biologielehrer ist verpflichtet, alle gesetzlichen Bestimmungen genauestens einzuhalten, die dazu beitragen, die ihm anvertrauten Schüler vor Gefahr oder gar Schäden zu bewahren. Deshalb ist es für den Biologielehrer wichtig, die für seinen Unterricht speziellen Rechtsfragen genauestens zu kennen.

In der Schulordnung (Verordnung über die Sicherung einer festen Ordnung an den allgemeinbildenden Schulen vom 20. 10. 1967) heißt es daher im § (5):

„Bei der Planung und Leitung der gesamten Bildungs- und Erziehungsarbeit sind die Prinzipien und Bestimmungen der Schulhygiene und des Gesundheits- und Arbeitsschutzes sowie des Brandschutzes gewissenhaft einzuhalten. Mit dem zuständigen Jugendarzt beziehungsweise Betriebsarzt ist eng zusammenzuarbeiten."

Hier soll auf Gefahrenquellen, die im Biologieunterricht zu Unfällen führen können, eingegangen werden.

Für die Lehrer bedeutet die Einhaltung der geforderten arbeitsschutztechnischen Bedingungen in erster Linie die Verwirklichung der Forderungen in der Fürsorge- und Aufsichtspflicht. Wesentliche Ziele der **Fürsorge- und Aufsichtspflicht** sind:

- die Abwendung von Schäden, die der Schüler sich selbst oder anderen zufügen könnte. Darunter sind alle Schäden zu verstehen, die im geistigen, körperlichen und materiellen Bereich auftreten
- regelmäßige Belehrung über Gefahren- und Unfallquellen durchzuführen und diese im Klassenbuch einzutragen
- stets klare Weisungen zu erteilen, ihre Befolgung ständig zu überprüfen und notfalls zur Verhinderung von Unfällen und Schäden mit Nachdruck durchzusetzen (Fürsorge- und Aufsichtsordnung 1966)

Die Lehrpläne für das Fach Biologie fordern obligatorische Schülertätigkeiten und Demonstrationen. Der Fachlehrer ist verpflichtet, alle Bestimmungen über Arbeitsschutz, Fürsorge und Aufsicht einzuhalten.

A 1.2. Gesetzliche Bestimmungen

Die Kenntnis und Realisierung der Bestimmungen bezieht sich besonders auf:

- die Fürsorge- und Aufsichtsordnung vom 5. Januar 1966 (1. Durchführungsbestimmung zur Verordnung über die Pflichten und Rechte der Lehrkräfte und Erzieher vom 5. 1. 1966)
- die Arbeits- und Brandschutzrichtlinie vom 25. Mai 1967 (Richtlinie für den Arbeits- und Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom 25. 5. 1967) und deren Richtlinie Nr. 2 vom 17. 2. 1970 und Nr. 3 vom 15. 3. 1972
- die Schulordnung vom 20. Oktober 1967 (Verordnung über die Sicherung einer festen Ordnung an den allgemeinbildenden Schulen vom 20. 10. 1967)
- das Giftgesetz vom 6. September 1950 und die Durchführungsbestimmungen vom 26. November 1951 und vom 13. Dezember 1957 (BÜTTNER 1975)

- das Landeskulturgesetz vom 14. Mai 1970 (Gesetz über die planmäßige Gestaltung der sozialistischen Landeskultur in der Deutschen Demokratischen Republik vom 14. 5. 1970)
- das Fotorecht (WEDLER 1974).

Dazu ist die Kenntnis der gesetzlichen Bestimmungen zum Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutz erforderlich (Literaturverzeichnis S. 373). Die genaue Durchführung dieser gesetzlichen Bestimmungen ist für jeden Biologielehrer Pflicht. Diese Pflicht ergibt sich aus der Verantwortung gegenüber den ihm anvertrauten Kindern. Vom Lehrer muß daher verlangt werden, daß er sich schon bei der Vorbereitung des Unterrichts über die Möglichkeiten von Schäden und Unfällen klar ist und die entsprechenden Vorsichts- und Sicherheitsmaßnahmen ergreift, um Unfällen zu begegnen.

Der erfahrene Fachlehrer kennt typische Unfall- und Gefahrenquellen im Biologieunterricht. Auf diese wird hier zur Vermeidung von Schäden hingewiesen. Dabei ist zu betonen, daß die folgenden Gesichtspunkte den Lehrer nicht davon entbinden, von den gesetzlichen Bestimmungen genau Kenntnis zu nehmen.

A 1.3. Gültigkeitsbereiche der gesetzlichen Bestimmungen

Die Gültigkeit der gesetzlichen Bestimmungen bezieht sich auf den Unterricht, die Unterrichtswege sowie auf Warte- und Pausenzeiten. Der Schulweg fällt nicht unter diese gesetzlichen Bestimmungen. Die Gültigkeit erstreckt sich auf:

1. die Zeit „vom Betreten des Grundstückes der Einrichtung bis zum Verlassen"
2. „die Unterrichtswege, d. h. auf die Wege zwischen dem Grundstück der Einrichtung und anderen Orten von Schulveranstaltungen" (z. B. Schulgarten, Museum, Wald)
   „Den Unterrichtswegen werden Wege während der Unterrichtszeit gleichgestellt."
3. Zeit und Ort der gesetzlich „obligatorischen oder fakultativen Veranstaltungen außerhalb des Grundstückes der Einrichtung" (z. B. Betrieb, Schulgarten, Tierpark, Kino) (Fürsorge- und Aufsichtsordnung 1966)

Zu den fakultativen Veranstaltungen werden auch das Ausführen besonderer vom Lehrer erteilter Aufträge gerechnet. Sie werden vielfach durch die Fachhelfer ausgeführt (z. B. Abholen eines Unterrichtsmittels von der Reparaturstelle, Beschaffung von Objekten aus der Gärtnerei, der LPG, dem Schlachthof, der Fischereigenossenschaft). Für die Ausführung solcher Aufträge sind besonders geeignete Schüler sorgfältig auszuwählen. Sie sind über eventuell auftretende Unfall- und Gefahrenquellen und über ihren Auftrag zu belehren.

A 1.4. Aufsichtsformen

Die Erfüllung der Fürsorge- und Aufsichtspflicht vollzieht sich durch

- die persönliche Aufsicht
- die nicht persönliche Aufsicht – Oberaufsicht

Die Oberaufsicht spielt in unserem Fach bei der Erziehung zur Selbständigkeit eine große Rolle. An die Stelle der Lehrkraft tritt ein Schüler, der jedoch als aufsichtsführender „Leiter" nicht persönlich verantwortlich ist, sondern nur gegenüber dem Lehrer, der die Oberaufsicht ausübt. Das gilt:

- bei heterogener Gruppenarbeit im Schulgarten, auf Exkursionen, in einem Museum
- beim Ausführen besonderer Aufträge
- bei Unterrichtswegen und Wartezeiten zwischen Gebäude und Ort
- beim Ausführen ständiger Unterhaltungsarbeiten (z. B. Fütterung und Pflege von Tieren und Pflanzen in der Biologischen Ecke, Gießen und Entnahme von Pflanzen im Schulgarten, Vorbereitungsarbeiten der Fachhelfer für Arbeitsgemeinschaften und für den Unterricht)
- bei Tätigkeiten in den Arbeitsgemeinschaften (z. B. Gestaltung einer Ausstellung, Beschaffen von Unterrichtsmaterial)

Bei Ausübung der Oberaufsicht durch den Lehrer gilt:

- sorgfältige Auswahl der Schüler nach Alter, Entwicklungsstand und pädagogischem Geschick (Mindestalter ist das vollendete 14. Lebensjahr, für Schüler der 5. und 6. Klassen ist die Genehmigung des Direktors einzuholen)
- gründliche Einweisung und Belehrung durch ein ausführliches Gespräch, danach erfolgt erst die Auftragserteilung
- Sicherung der regelmäßigen Anleitung und Kontrolle. Die Formen können mannigfaltig sein. Sie richten sich nach der Tätigkeitsart. Bei ständiger Ausübung von Tätigkeiten ist ein Protokollbuch empfehlenswert
- ständiger Nachweis über Anleitungen, Belehrungen und Kontrollen der betreffenden Schüler im Klassenbuch (als Beweis bei Schadensfällen)
- Information der Schulleitung und der Schulangestellten (z. B. Reinigungskräfte)

Mit der Beaufsichtigung können die Schüler zur Betreuung einer Gruppe oder einer Klasse betraut werden. In jedem Falle ist die Disziplin der Klasse entscheidend, und der Lehrer muß die Oberaufsicht führen.

A 1.5. Gefahren im Klassenunterricht

Um der Gefahr vor möglichen Schäden entgegenzuwirken, kann der Lehrer in zwei Richtungen wirksam werden:

1. direkt bei Tätigkeiten in den verschiedenen Geltungsbereichen
2. indirekt durch Behandlung von Maßnahmen gegen Umweltschäden (z. B. der Luft- und Wasserverunreinigung, der Naturverödung)

Der direkte Schutz vor Schäden muß bei der Vorbereitung, Durchführung und Nachbereitung (z. B. Abbau der Geräte) der Unterrichtsstunden mit allem Nachdruck gefordert werden. Dieser Forderung kommt die Richtlinie für den Arbeits- und Brandschutz in den §§ 4 bis 17 nach.

Ausstattung der Fachunterrichtsräume

Für den ordnungsgemäßen Zustand des Fachunterrichtsraumes ist der Biologielehrer verantwortlich, der vom Direktor der Schule benannt wurde. Selbstverständlich sollte sein, daß sich jeder Lehrer, der diesen Fachunterrichtsraum benutzt, um einen ordnungs- und sicherheitsgemäßen Zustand bemüht. Hervorzuheben ist die Forderung, bei fehlendem Fachunterrichtsraum einen Ersatzklassenraum für alle Klassen einzurichten (s. Räumliche Voraussetzungen, S. 10 ff.). In jedem Fachraum ist auch bei behelfsmäßiger Einrichtung an sichtbarer Stelle eine Tafel mit Lageskizze anzubringen, aus der die zu sperrenden Haupthähne von Gas und Wasser sowie der Hauptschalter für Elektrizität zu ersehen sind (§ 5 [9] der Arbeits- und Brandschutzrichtlinie). Der Verbandskasten muß an einer leicht zugänglichen Stelle vorhanden sein, die Anleitung für Erste-Hilfe-Maßnahmen an sichtbarer Stelle aushängen (s. Erste Hilfe).

Außerdem müssen folgende Gegenstände vorhanden sein: Feuerlöscher (Kohlensäureschnee- oder Trockenlöscher), Löschsand, fließendes Wasser oder mindestens 2 Gefäße mit je 8 Liter Wasser, eine Tafel mit dem Hinweis zum nächsten Telefon, Tafeln mit den Arbeitsschutzanordnungen, die die örtlichen Gegebenheiten berücksichtigen und Anweisungen zum Verhalten bei Bränden.

Am Telefon muß eine Liste mit folgenden Telefonnummern vorhanden sein: nächster Arzt, nächster 2. Arzt, zuständige Klinik, Krankentransport, Feuerwehr, Volkspolizei.

Verhalten in Fachunterrichtsräumen

Mit dem Beginn des Fachunterrichts in den 5. Klassen übernehmen die Schüler auch bestimmte Pflichten, auf die sie eindringlich hingewiesen werden müssen und auf deren Einhaltung der Lehrer besonders achten muß.

Oberstes Gebot beim Unterricht in Fachräumen ist: Vorsicht, Umsicht, Rücksicht, Disziplin!

Zweimal im Jahr sind die Schüler aktenkundig zu belehren. Der Nachweis darüber ist im Klassenbuch oder Arbeitsgemeinschaftsbuch zu führen. Außerdem sind ihnen vor jeder experimentellen Arbeit Verhaltensregeln und Hinweise über eventuelle Gefahrenquellen zu geben. Von der ersten Unterrichtsstunde an müssen die Schüler zu folgenden Verhaltensweisen angehalten werden:

- nach praktischen Arbeiten sind die Arbeitstische und die Hände zu säubern
- ohne Hinweis des Lehrers darf nichts berührt werden
- am Arbeitsplatz ist stets Ordnung zu halten

Es empfiehlt sich das Anbringen einer Fachunterrichtsraumordnung.

Gefahren während des Unterrichts

Bei selbständigen oder angeleiteten Schülertätigkeiten ist eine besonders straffe Führung der Schüler und größtmögliche Wachsamkeit des Lehrers erforderlich. Dabei sollte die Vorbildwirkung des Lehrers beispielgebend sein (Tragen von Arbeits- und Schutzkleidung).

Beim Umgang mit Chemikalien sind die Bestimmungen des Giftgesetzes und die §§ 12 bis 15 der Fürsorge- und Aufsichtsordnung einzuhalten.

Es gilt:

- Gifte der Abteilung 1 dürfen niemals Schülern gegeben werden und sind in einem Giftschrank aufzubewahren (Ausnahmen bilden stark verdünnte Lösungen von NESSLERs- und MILLONs-Reagenz).
  Pflanzenschutz- und Schädlingsbekämpfungsmittel dürfen nicht von Schülern angewandt oder berührt werden. Es ist auch Vorsicht bei Besichtigungen von Orten geboten, an denen Pflanzenschutz- und Schädlingsmittel zur Bekämpfung eingesetzt werden.
  Das Experimentieren mit chlorhaltigen Unkraut- und Schädlingsbekämpfungsmitteln ist verboten; das gilt jedoch nur für chemische Analysen. Die biologische Anwendung ist gestattet. Diese genannten Chemikalien sind vor Schülern stets unter Verschluß zu halten. Konzentrierte Säuren und Basen dürfen nur in kleinsten Mengen verwendet werden (mikrochemische Verfahren).
- Bei Verwendung von Betäubungs- und Tötungsmitteln ist auf die Brand- und Explosionsgefahr zu achten. Nicht rauchen! Das Rauchen in Schülern zugänglichen Schulräumen ist grundsätzlich abzulehnen.
- Kaliumzyanidgläser für Insekten sind nie in die Hand des Schülers zu geben.
- In Äthanol- oder Methanallösung konservierte Naturobjekte sind vor der Benutzung gründlich zu wässern.

Vor dem **Umgang mit Geräten** sind die Schüler jeweils stets erneut über die Handhabung der zu benutzenden Geräte zu belehren. Besonders zu beachten ist:

- Spiritusbrenner dürfen nur vom Lehrer nachgefüllt werden. Der Abstand der Brenner von der Tischkante soll 30 cm betragen.
- Mit Pipettenflaschen darf nicht herumgespielt werden.
- Die Reinigung der Geräte hat sofort nach Gebrauch zu erfolgen. Das trifft besonders für Geräte zu, die für mikrobiologische Arbeiten Verwendung finden.
- Arbeitsbestecke sind nur nach Aufforderung zu benutzen, gebrauchte Geräte sind stets gereinigt zurückzulegen. Besondere Vorsicht ist bei Sektionen geboten!
- Der Auf- und Abbau von Film- oder Diageräten sowie das Vorführen von Dias und Filmen ist nur dann Schülern gestattet, wenn sie im Besitz einer Vorführberechtigung sind.

Bestimmte **Naturobjekte** oder Teile können im lebenden oder konservierten Zustand Vergiftungen oder Ekel bei Schülern hervorrufen. Der Schüler sollte daher aufklärende Hinweise erhalten.

- Stopfpräparate werden an Tragbrettern angefaßt und herumgereicht. Ein „Streicheln" ist verboten (Vergiftungsgefahr, Arsenik, Beschädigung). Kleinere Objekte sind in Behältern herumzugeben.
- Flüssigkeitspräparate werden in normaler Standstellung transportiert. Ein Umschütteln, Kopfstellen, Kanten und ein Beschädigen von Etiketten ist streng zu untersagen. Undichte Flüssigkeitspräparate sollten aus hygienischen Gründen nicht benutzt werden.
- Giftige Pflanzen und Tiere werden vom Lehrer selbst vorgeführt. Die Schüler sind niemals zum Mitbringen aufzufordern. Die Kenntnis von Giftpflanzen oder ihren Teilen ist Voraussetzung zur Vermeidung von Schäden. Eine wirksame Aufklärung

ist deshalb wichtig. Stellt der Lehrer solche Pflanzen in der Naturecke aus, sind sie stets unter einem Glassturz unterzubringen, der beispielsweise an der Unterlage befestigt ist. Warnende Hinweise dürfen nicht fehlen. Nach dem Hantieren mit giftigen Pflanzen (z. B. Pilzen, Nachtschattengewächsen) sind die Hände zu reinigen. Vor dem Kosten von Pflanzen oder Pflanzenteilen sind die Schüler zu warnen. Das Kauen an Grashalmen hat zu unterbleiben (Strahlenpilzerkrankungen).

Die Haltung von giftigen Tieren in der Schule ist nicht zu empfehlen, da die Gefahr des Entweichens zu groß ist. Auch abgetötete giftige Tiere können eine Gefahr darstellen (z. B. bei Ascariden entweichen im nichtkonservierten Zustand Äthen und andere Gase, die heftiges Hautjucken, Augenstechen und Erbrechen hervorrufen können). Es sollte Methanalmaterial verwendet werden.

Äußerste Vorsicht ist bei Funden von toten Tieren geboten. Die Möglichkeit, mit Tollwut infizierte Kadaver vor sich zu haben, ist sehr groß. Die Meldung von toten Tieren, die durch das Jagdgesetz ausgewiesen sind, an die nächste Forst- oder Polizeibehörde ist Pflicht.

Der **Umgang mit Blut, Galle oder Harn** ruft bei Schülern oft eine natürliche Abwehrreaktion hervor. Bei Untersuchungen z. B. auf Zucker, Eiweiß reichen in der Regel verdünnte Lösungen der Untersuchungssubstanz aus. Bevorzugt sollten jedoch Testpapiere und mikroskopische Nachweise verwendet werden. Die Entnahme von Blut an Schülern durch den Lehrer zur Bestimmung von Blutgruppen ist verboten. Sie gilt nach § 230 des StGB als fahrlässige Körperverletzung. Die Blutentnahme beim Menschen ist nur dem Lehrer im Selbstversuch gestattet. Dabei empfiehlt es sich, steril verpackte Lanzettnadeln (Handelsbezeichnung: Blutlanzetten, Haemolanzetten) zu verwenden. Vom Gebrauch des „Schneppers" ist wegen der geringen Sterilisierung abzuraten (Hepatitisviren!). In jedem Fall müssen die Schüler bei Untersuchungen mit Blut psychisch vorbereitet werden. Die Experimente werden nur mit Tierblut in kleinsten Mengen durchgeführt.

Es ist verboten, an Schülern **Versuche mit Arzneimitteln** durchzuführen, das bezieht sich auch auf das Verabreichen von Vitamin-C-Tabletten. **Versuche mit Genußmitteln** (z. B. Alkohol, Zigaretten) am Schüler sind zu unterlassen.

Bei **Beobachtungen am menschlichen Körper** gelten Regeln, die hier genannt werden sollen:

- freiwilliges Einverständnis der Versuchsperson
- die Beobachtung muß notwendig und mit anderen Mitteln nicht durchführbar sein (z. B. Tier).
- jede Art von psychischer und physischer Schädigung muß ausgeschlossen sein
- der Experimentator muß qualifiziert sein
- die Versuchsperson bzw. der Experimentator muß die Beobachtung jederzeit abbrechen können

Neben zulässigen Nachweisen von Reflex- und Ermüdungserscheinungen, von sinnes- und muskelphysiologischen Beobachtungen gibt es im Bereich der Genetik bestimmte Einschränkungen. So haben Nachforschungen zur Vererbbarkeit bestimmter Merkmale in der Familie der Schüler (z. B. Krankheiten) zu unterbleiben. Eventuell können Augenfarben und Größen verglichen werden. Besondere Beobachtungen seitens der Schüler werden nie vor der Klasse diskutiert (z. B. Hasen-

scharte). Die Intimsphäre muß respektiert werden. Fragen der Schüler, ob sie selbst erbkrank seien, werden nicht beantwortet.

Während des Unterrichts hat der Lehrer zu überprüfen, ob seine Antworten für den Schüler verwertbar sind. Ganz besonders gilt dieses beim **Erteilen von Ratschlägen.** Definitive Aussagen über die Genußfähigkeit von Samenpflanzen sind nur bei Vorlage oder Ansicht am Ort zu machen. Das gleiche gilt bei Auskünften über eßbare und giftige Pilze. Hier ist Aufklärung durch den sachkundigen Lehrer dringend notwendig. Vergiftungsfälle entstehen meist durch grobe Unkenntnis, durch Leichtsinn und Verantwortungslosigkeit (z. B. falsche Ratschläge zum Überprüfen von Giftpilzen mittels Silberlöffel oder Zwiebel). Der Lehrer sollte die Unwirksamkeit solcher Hausmittel demonstrieren. Des öfteren versucht der Schüler beim Lehrer Auskunft über Maßnahmen bei Krankheiten zu erhalten. Aussagen sind nie im Sinne einer gezielten Therapie zu machen, das bleibt stets Angelegenheit des Arztes.

A 1.6. Erste Hilfe

Die Erste Hilfe ist ein dem medizinischen Laien erlaubtes Eingreifen bei Unfällen. Es besteht die moralische Pflicht zur ersten Hilfeleistung. Um diese auszuführen, müssen Kenntnisse vorhanden und Fertigkeiten ausgebildet sein. Diese Forderung sollte in der Weiterbildung der Lehrer berücksichtigt werden. Oberstes Gebot: Nicht Arzt, sondern Helfer sein! Der Verbandskasten, der an gut sichtbarer Stelle angebracht ist, sollte ein Verbandskasten III laut Anlage der ASAO 20/1 sein und muß folgende Zusatzausrüstung enthalten: Äthansäurelösung (1%), Natriumhydrogenkarbonatlösung (3%), Magnesium-Wasser-Aufschlämmung (2%), Borwasser (1%), Äthanol, Aktivkohle. Günstig erweist sich, neben der eindeutigen Kennzeichnung den Verwendungszweck anzugeben (Richtlinie für den Arbeits- und Brandschutz §28, Übersicht auf beiden inneren Umschlagseiten des Buches). Erste Hilfe leistet der Lehrer bei Brandwunden 1. Grades, bei Schnittwunden, Stoß- und Schlagverletzungen sowie bei Ohnmacht. Zur weiteren Behandlung wird der Schüler dem Arzt vorgeführt. Die Führung eines Bagatellunfallbuches ist zu empfehlen. Treten Unfälle schwerer Art auf, ist auf die Reihenfolge der Meldungen zu achten (Arzt – Schulleitung – Eltern). Tritt eine Unterbrechung des Schulbesuches von mehr als 3 Tagen auf, muß durch eine Unfallmeldung die Kreisarbeitsschutzinspektion informiert werden, die für den Unfallort verantwortlich ist. Das ist besonders wichtig bei Exkursionen außerhalb des Kreisgebietes. Häufiger kommt es vor, daß sich Schüler nicht wohlfühlen. Sie sind dann kurzfristig unter Aufsicht (Lehrer führt Oberaufsicht aus) hinauszuführen. Werden solche Schüler in den Schülerruheraum gelegt, empfiehlt es sich, in Abständen von 30 Minuten das Befinden des Schülers zu kontrollieren. Bei Fieber u. a. werden sie in Begleitung nach Hause gebracht, wobei die Benachrichtigung der Eltern zu sichern ist. Schwere Unfälle im Biologieunterricht sind selten. Das Wissen um die gesetzlichen Bestimmungen soll das Zutrauen und die Sicherheit zum experimentellen Unterricht stärken. Seine Pflicht hat der Biologielehrer darin zu sehen, den Schüler vor körperlichen, materiellen und geistigen Schäden zu bewahren; denn ein auf Beobachtungen und Experimenten aufgebauter Biologieunterricht kann Gefahren für Schüler und Lehrer mit sich bringen.

A 2. Auszüge aus dem Landeskulturgesetz

Der Abschnitt II des Landeskulturgesetzes regelt die Fragen der Gestaltung und Pflege der Landschaft und des Schutzes der heimatlichen Natur. Als Teilbereich der sozialistischen Landeskultur sind diese Aufgaben in den §§ 10 bis 16 zusammengefaßt: § 10 Zielstellung; § 11 Grundsätze der Gestaltung und des Schutzes der Landschaft; § 12 Maßnahmen in Städten und Gemeinden; § 13 Geschützte Landschaften, Landschaftsteile und Objekte; § 14 Erholungsgebiete; § 15 Kur- und Erholungsorte; § 16 Küstenschutz.

Der Naturschutz (§ 13) wird dabei unter dem Gesichtspunkt der Gestaltung sozialistischer Umweltverhältnisse gesehen und stellt damit eine Neuorientierung für die Naturschutzarbeit dar. Die Erste Durchführungsverordnung zum Landeskulturgesetz – Schutz und Pflege der Pflanzen- und Tierwelt und der landschaftlichen Schönheiten (Naturschutzverordnung) vom 14. Mai 1970 gibt konkret die für den Biologielehrer notwendigen Maßnahmen des Naturschutzes an. Der Schutz von wildwachsenden Pflanzen und nichtjagdbaren wildlebenden Tieren wird durch die Anordnung vom 6. Juli 1970 (Anordnung zum Schutze von wildwachsenden Pflanzen und nichtjagdbaren wildlebenden Tieren 1970) geregelt.

Auszüge aus der **Ersten Durchführungsverordnung zum Landeskulturgesetz – Schutz und Pflege der Pflanzen- und Tierwelt und der landschaftlichen Schönheiten (Naturschutzverordnung)**

§ 1 Die Vielfalt und Schönheit der Natur zu schützen und zu pflegen sowie ihren Reichtum zu mehren, ist Aufgabe der Staats- und Wirtschaftsorgane, der volkseigenen Betriebe und Kombinate, der sozialistischen Genossenschaften, der Betriebe anderer Eigentumsformen und der Einrichtungen (im folgenden Betriebe genannt) im Zusammenwirken mit der Nationalen Front und den gesellschaftlichen Organisationen sowie den Bürgern. Die Verwirklichung dieser Aufgabe trägt zur Verbesserung der Lebensbedingungen der Bürger und zu ihrer Erziehung und Bildung bei, erhöht die Produktivität und den Erholungswert der Landschaft, ... und schafft Voraussetzungen für die naturwissenschaftliche Forschung und Lehre.

§ 8 (1) Für **Naturschutzgebiete** sind durch die Räte der Bezirke Behandlungsrichtlinien als Grundlage für die Durchführung entsprechender Maßnahmen zur Entwicklung, Gestaltung und Pflege der Naturschutzgebiete zu beschließen.

(2) In den Naturschutzgebieten ist es nicht gestattet,
- Pflanzen zu beschädigen, zu entnehmen oder Teile von ihnen abzutrennen
- Tiere zu beunruhigen, zu fangen oder zu töten
- den Zustand des Gebietes zu verändern oder zu beeinträchtigen
- Baumaßnahmen durchzuführen
- Biozide anzuwenden
- die Wege zu verlassen, zu lärmen, Feuer anzumachen, zu zelten oder das Gebiet zu verunreinigen.

§ 9 (1) Für **Landschaftsschutzgebiete** sind durch die Räte der Bezirke Landschaftspflegepläne als Grundlage für die Durchführung entsprechender Maßnahmen zur Entwicklung, Gestaltung und Pflege der Landschaftsschutzgebiete zu beschließen.

... Die Räte der Bezirke bzw. Kreise haben die Landschaftspflegepläne in Zusammenarbeit mit den Naturschutzberechtigten vorzubereiten.

§ 12 (1) **Hecken, Gehölze und Baumreihen des Waldes** können aus landeskulturellen Gründen durch Beschluß der Räte der Kreise unter Schutz gestellt werden. Für die Erhaltung und Pflege unter Schutz gestellter Hecken, Gehölze und Baumreihen außerhalb des Waldes sind die Eigentümer bzw. Nutzungsberechtigten von Grundstücken verantwortlich.

§ 13 (1) **Wildwachsende Pflanzen,** die besonderen Wert für Forschung und Lehre oder Nutzen für die Volkswirtschaft haben, die selten oder die in ihrem Bestand bedroht oder gefährdet sind, können durch den Vorsitzenden des Rates für landwirtschaftliche Produktion und Nahrungsgüterwirtschaft der Deutschen Demokratischen Republik unter Schutz gestellt werden.

(2) Es ist nicht gestattet, wildwachsende geschützte Pflanzen auszugraben oder auszureißen oder Teile davon abzutrennen sowie Standorte geschützter Pflanzen so zu verändern, daß deren Fortbestand gefährdet wird.

§ 14 (1) **Nichtjagdbare wildlebende Tiere,** deren Schutzbedürftigkeit sich aus ihrem Nutzen für die Volkswirtschaft, ihrer Seltenheit und ihrem Wert für die Forschung und Lehre ergibt oder deren Art vom Aussterben bedroht ist, können vom Vorsitzenden des Rates für landwirtschaftliche Produktion und Nahrungsgüterwirtschaft der Deutschen Demokratischen Republik unter Schutz gestellt werden.

(2) Es ist nicht gestattet,
- nichtjagdbare wildlebende Tiere zu beunruhigen, ihnen nachzustellen, sie zu fangen, zu töten oder in Gewahrsam zu nehmen
- Eier, Larven und Puppen dieser Tiere zu beschädigen, zu zerstören oder wegzunehmen
- Brut- und Wohnstätten dieser Tiere zu beschädigen, zu zerstören oder wegzunehmen, sowie deren Lebensräume so zu verändern, daß der Fortbestand dieser Tierarten gefährdet wird
- diese Tiere lebend oder tot in den Handel zu bringen oder zu verarbeiten
- Störungen an Brut- und Wohnstätten der vom Aussterben bedrohten Tierarten, insbesondere durch Fotografieren und Filmen, zu verursachen.

(3) Der Rat des Kreises ist berechtigt, für Brut- und Wohnstätten der vom Aussterben bedrohten Tierarten zeitlich befristet besondere Schutzmaßnahmen festzulegen.

(4) In der Zeit vom 1. Februar bis 31. Oktober eines jeden Jahres ist, sofern es nicht zur ordnungsgemäßen Bewirtschaftung von Nutzflächen erforderlich ist
- das Roden und Abholzen von Gehölzen
- das Fällen von Bäumen, auf denen sich Horste von Greifvögeln befinden oder in denen Höhlenbrüter nisten
- das Abbrennen von Wiesen, Feldrainen, Ödländereien und Unland
- das Beseitigen von Rohr- und Schilfbeständen

nicht gestattet.

(5) In der Brutzeit der Vögel vom 15. März bis 31. Juli eines jeden Jahres ist von den Tierhaltern Vorsorge zu treffen, daß die von ihnen gehaltenen Katzen nicht Vögeln

nachstellen können. Während dieser Zeit ist es Grundstücksbesitzern oder Nutzungsberechtigten gestattet, fremde Katzen auf ihrem Grundstück zu fangen. Das darf nur mit solchen Mitteln und Geräten erfolgen, mit denen die Katzen unversehrt gefangen werden. Die gefangenen Katzen sind ihren Besitzern umgehend zurückzugeben. Sind diese unbekannt, können die gefangenen Katzen schmerzlos getötet werden.

(6) Der Wildvogelfang und -handel wird durch den Vorsitzenden des Rates für landwirtschaftliche Produktion und Nahrungsgüterwirtschaft der Deutschen Demokratischen Republik geregelt.

§ 23 (1) Wer vorsätzlich oder fahrlässig den Vorschriften . . . zuwiderhandelt, kann mit Verweis oder Ordnungsstrafe von 10 M bis 200 M belegt werden.

§ 26 (1) Diese Durchführungsverordnung tritt am 1. Juli 1970 in Kraft.

Auszüge aus der **Anordnung zum Schutz von wildwachsenden Pflanzen und nichtjagdbaren wildlebenden Tieren** vom 6. Juli 1970

§ 1 **Geschützte Pflanzen**

In der Deutschen Demokratischen Republik sind folgende wildwachsende Pflanzen unter Schutz gestellt:

Frühlingssteppenpflanzen: Echtes Federgras (*Stipa pennata s. l.*), Kuhschelle, Küchenschelle (*Pulsatilla*) – alle einheimischen Arten, Großes Windröschen (*Anemone sylvestris*), Adonisröschen (*Adonis vernalis*).

Frühlingspflanzen in Wald und Wiese: Seidelbast, Kellerhals (*Daphne mezereum*), Märzbecher, Frühlings-Knotenblume (*Leucojum vernum*), Schlüsselblume (*Primula*) – alle einheimischen Arten, Leberblümchen (*Hepatica nobilis*), Maiglöckchen (*Convallaria majalis*).

Sommerblüher im Laubwald: Türkenbund (*Lilium martagon*), Diptam (*Dictamnus albus*), Gelber Fingerhut (*Digitalis grandiflora*), Geißbart, Johanniswedel (*Aruncus vulgaris*), Eisenhut (*Aconitum*).

Pflanzen der Triften und Bergwiesen: Trollblume (*Trollius europaeus*), Akelei (*Aquilegia vulgaris*), Wiesenschwertlilie (*Iris sibirica*), Eberwurz, Silberdistel, Wetterdistel (*Carlina acaulis*), Arnika, Berg-Wohlverleih (*Arnica montana*), Enzian (*Gentiana, Gentianella*).

Strandpflanzen: Stranddistel (*Eryngium maritimum*), Meerkohl (*Crambe maritima*).

Immergrüne Pflanzen in Wald und Moor: Bärlapp, Schlangenmoos (*Huperzia, Diphasium, Lycopodium, Lycopodiella*) – alle einheimischen Arten, Sumpfporst, Mottenkraut (*Ledum palustre*), Birnkraut, Wintergrün (*Pyrola, Chimaphila, Moneses, Ramischia*) – alle einheimischen Arten, Hülse, Stechpalme (*Ilex aquifolium*), Eibe (*Taxus baccata*), Wacholder (*Juniperus communis*), mit der Maßgabe, daß das Sammeln der Wacholderbeeren erlaubt ist.

Farne: Straußfarn (*Matteuccia struthiopteris*), Königsfarn (*Osmunda regalis*), Hirschzunge (*Asplenium scolopendrium*).

Insektenfressende Pflanzen: Sonnentau (*Drosera*) – alle einheimischen Arten, Fettkraut (*Pinguicula vulgaris*).

Alle Orchideen

Alle knospen- und blütentragenden Zweige der wildwachsenden Weiden (kätzchentragende Arten der Gattung Salix).

§ 2 **Geschützte Tiere**

In der Deutschen Demokratischen Republik sind folgende wildlebenden nichtjagdbaren Tiere unter Schutz gestellt:

Säugetiere: Gemse (*Rupicapra rupicapra*), Igel (*Erinaceus europaeus*), Fledermäuse (*Chiroptera*) – alle einheimischen Arten, Haselmaus (*Muscardinus avellanarius*), Gartenschläfer (*Eliomys quercinus*), Siebenschläfer (*Glis glis*), Mauswiesel (*Mustela nivalis*), Ziesel (*Citellus citellus*).

Vögel: Alle nichtjagdbaren wildlebenden Vögel mit Ausnahme von Nebelkrähe (*Corvus corone cornix*), Rabenkrähe (*Corvus corone corone*), Saatkrähe (*Corvus frugilegus*) außerhalb von Brutkolonien, Eichelhäher (*Garrulus glandarius*), Elster (*Pica pica*), Feldsperling (*Passer montanus*), Haussperling (*Passer domesticus*).

Kriechtiere und Lurche: Alle Kriechtiere und Lurche mit Ausnahme von Seefrosch (*Rana ridibunda*), Teichfrosch (*Rana esculenta*), Grasfrosch (*Rana temporaria*), Moorfrosch (*Rana arvalis*).

Wirbellose Tiere: Weinbergschnecke (*Helix pomatia*), Flußperlmuschel (*Margaritana margaritifera*), Rote Waldameisen der Gattung *Formica*, Puppenräuber (*Calosoma sycophanta*), Hirschkäfer (*Lucanus cervus*), Mulmbock (*Ergates faber*), Spießbock (*Cerambyx cerdo*), Schwarzer Apollo (*Parnassius mnemosyne*), Segelfalter (*Iphiclides podalirius*).

Alle einheimischen Tagfalter (*Rhopalocera*) mit Ausnahme der weißflügeligen Weißlinge; alle einheimischen Schwärmer (*Sphingidae*), Bärenspinner (*Arcitiidae*), Ordensbänder und *Catocala*, alle Rosen- und Goldkäfer der Gattungen *Cetonia*, *Licbola*, *Potosia* mit der Maßgabe, daß sie weder zum Verkauf noch zur Verarbeitung gefangen oder getötet werden dürfen.

§ 3 **Geschützte, vom Aussterben bedrohte Tiere**

In der Deutschen Demokratischen Republik sind folgende vom Aussterben bedrohte Tiere unter Schutz gestellt:

Säugetiere: Seehund (*Phoca vitulina*), Ringelrobbe (*Phoca hispida*), Kegelrobbe (*Halichoerus grypus*), Elbebiber (*Castor fiber albicus*), Wildkatze (*Felis silvestris*).

Vögel: Adler – aller Arten der Gattungen *Haliaeetus*, *Pandion*, *Aquila*, *Circaetus*, Korn- und Wiesenweihe (*Circus cyaneus*, *Circus pygargus*), Wanderfalk (*Falco peregrinus*), Schwarzstorch (*Ciconia nigra*), Uhu (*Bubo bubo*), Sperlingskauz (*Glaucidium passerinum*), Blauracke (*Coracias garrulus*), Großtrappe (*Otis tarda*), Kranich (*Grus grus*).

§ 4 **Ausnahmeregelungen**

(1) Von den im § 1 genannten geschützten Pflanzen können folgende Heil-, Duft- und Gewürzpflanzen außerhalb von Naturschutzgebieten gesammelt, in den Handel gebracht und verarbeitet werden, wenn dafür vom Rat des Bezirkes nach Konsultation mit dem Institut für Landesforschung und Naturschutz der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin eine Genehmigung erteilt wird: Wohlriechende und Geruchlose Schlüsselblume (*Primula veris* und *Primula elatior*),

Maiglöckchen (*Convallaria majalis*), Leberblümchen (*Hepatica nobilis*), Arnika, Berg-Wohlverleih (*Arnica montana*), Sonnentau (*Drosera*) – alle einheimischen Arten.

(2) Der Rat des Bezirkes kann einzelnen Personen in beschränktem Umfang gestatten, Vögel . . . geschützter Arten für die Vogelhaltung zu fangen (Wildvogelfang) und in den Handel zu bringen. Die Fangerlaubnis kann erteilt werden für die Zeit vom 15. September bis 18. Februar eines jeden Jahres . . .

(7) Der Rat des Kreises ist zur Vermeidung erheblicher wirtschaftlicher Schäden oder unzumutbarer Belästigungen berechtigt, die Bekämpfung folgender geschützter Vögel zeitlich begrenzt zu gestatten: Grünfink (*Chloris chloris*), Star (*Sturnus vulgaris*), Amsel (*Turdus merula*), Dohle (*Coleus monedula*), Türkentaube (*Streptopelia decaocto*), Saatkrähe (*Corvus frugilegus*) auch in Kolonien.

(8) Der Rat des Bezirkes ist nach Konsultation mit dem Institut für Landesforschung und Naturschutz der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin berechtigt, das Sammeln von und den Handel mit Eiern der in Kolonien brütenden Lachmöwen (*Larus ridibundus*), Sturmmöwen (*Larus canus*) und Silbermöwen (*Larus argentatus*) befristet bis 10. Mai eines jeden Jahres zu genehmigen.

(9) Von den im § 2 genannten geschützten Tieren dürfen folgende Arten in einzelnen Exemplaren für die eigene Haltung gefangen und angeeignet werden:
Kriechtiere: Zauneidechse (*Lacerta agilis*), Bergeidechse (*Lacerta vivipara*), Blindschleiche (*Anguis fragilis*), Ringelnatter (*Natrix natrix*).
Lurche: Kröten (*Gattung Bufo*), Unken (*Gattung Bombina*), Kammolch (*Triturus cristatus*), Teichmolch (*Triturus vulgaris*), Bergmolch (*Triturus alpestris*).

(10) Der Rat des Bezirkes ist berechtigt, außerhalb von Naturschutzgebieten das Sammeln von und den Handel mit Weinbergschnecken (*Helix pomatia*) in der Größe von mindestens 30 mm Durchmesser in der Zeit vom 15. Mai bis 30. Juni eines jeden Jahres zu genehmigen. Nach jeder Sammelaktion ist das besammelte Gebiet mindestens drei Jahre von weiteren Sammlungen auszuschließen.

§ 5 Diese Anordnung tritt am 1. August 1970 in Kraft.

A 3. Sammelkalender für biologische Objekte

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Protozoen		
Glockentierchen	IV bis X	Altwässer, Gräben, Tümpel (oft an Pflanzen, Ufermauern und Pfählen)
Trompetentierchen		Wiesen, Gärten (hier Heu und trockene Salatblätter beschaffen)
Augentierchen (Rotäugelein)		Häufig massenweise an Stellen, an denen Jauche in Gräben und Tümpel einfließt
Schwämme		
Süßwasserschwamm	IV bis X	stehende und langsam fließende Gewässer, oft an Schilfstengeln, Wurzeln abgestorbener Uferbäume
Hohltiere		
Süßwasserpolyp	IV bis VIII	Tümpel und Gräben, mit Wasserpflanzen eintragen
Ohrenqualle	V bis IX	Ostsee (bes. in Buchten und Fischerhäfen)
Plattwürmer		
Planarie	III bis IX	Bäche, Tümpel, Uferzone der Seen, oft unter Steinen und Blättern (auch in Zoohandlungen, „Scheibenwürmer")
Leberegel	I bis XII	Schlachthöfe
Rundwürmer		
Spulwurm	I bis XII	Schlachthöfe
Ringelwürmer		
Regenwurm (möglichst „Tauwürmer", als Ersatz z. T. der kleinere „Mistwurm" geeignet)	III bis XI	Gärten, Wiesen, Rasenflächen
	I bis XII	unter Küchenabfällen in Komposthaufen

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Krebstiere		
Amerikanischer Flußkrebs	IV bis IX	Uferregion der Seen und Teiche, oft unter Wurzeln der Uferbäume bzw. unter überhängenden Uferböschungen (mit Fischern Verbindung aufnehmen)
Strandflohkrebs	VI bis IX	Ostseeküste, zwischen angeschwemmtem Material des Spülsaumes
Bachflohkrebs	I bis XII	Bäche und Flüsse, flache Uferregionen von Seen (oft unter hohlliegenden Steinen und zwischen Wasserpflanzen, nur in Gewässern mit nicht zu geringem Sauerstoff- und Kalkgehalt)
Wasserfloh	I bis XII	Tümpel und Teiche, als Lebendfutter in Zoohandlungen
Hüpferling	I bis III	wie Wasserfloh
Kellerassel	I bis XII	feuchte Kellerräume, Komposthaufen, unter moderndem Holz und hohlliegenden Steinen oft in großer Anzahl
Mauerassel	I bis XII	wie Kellerassel
Wasserassel	I bis XII	langsam fließende und stehende Gewässer
Spinnentiere		
Kreuzspinne	VII bis X	Gärten, Hecken, Scheunen und Stallungen, Mauerwinkel
Winkelspinne	I bis XII	Kellerräume, Stallungen
Wolfsspinne mit Eikokon	III bis X VI bis VIII	Unterwuchs trockener Wälder, Heidekraut
Insekten		
Stubenfliege	V bis X	geschlossene Räume, Tierställe
Schmeißfliege	V bis X	freie Natur, mit Fleisch- oder Wurstresten anlocken, evtl. mit kleinen Tierkadavern
Schwebfliege	IV bis X	Gärten, auf verschiedenen Blüten häufig
Stechmücke	I bis II	Kellerräume, meist an der Decke

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Stechmückenlarven	V bis IX	Wassertonnen, Teiche, Tümpel
Honigbiene (Arbeiterinnen und Drohnen, möglichst auch Larven und Puppen)	V bis IX	Imker
Wespen	V bis X	freie Natur, Gärten (anlocken durch verdünnten Fruchtsirup)
Hummeln	V bis IX	freie Natur, Gärten (nur wenige Exemplare zu Vergleichszwecken sammeln)
Schlupfwespen	V bis X	Gärten, Kohlfelder, Mauern, (gelbe Kokons oft an toten Kohlweißlingsraupenhüllen, diese einsammeln und in Insektenzuchtkästen schlüpfen lassen)
Blattläuse	V bis X	Gärten, freie Natur, mitunter auch an Zimmerpflanzen (Blätter von Pfirsich, Pflaume, Sauer-Kirsche, auch auf einigen krautigen Pflanzen, im Zimmer nicht selten an Primeln)
Heuschrecken	VI bis IX	Wiesen, Wegränder, Gärten
Maulwurfsgrillen	IV bis X	Wiesen, Gärten (feuchtes Gelände, Wassernähe)
Ohrwürmer	VII bis IX	Gärten
Maikäfer (heute selten)	V	freie Natur (bes. an Eichen, Ulmen, Haselnußsträuchern, Roßkastanien, Lärchen)
Engerlinge von Maikäfern	VII bis IX	Felder, Gärten (zuweilen beim Auspflügen der Kartoffeln zu finden)
Walker	VI bis VII	trockene Kiefern-Wälder (durch Lichtquelle anlocken)
Junikäfer	VI	freie Natur (fliegt nur an wenigen warmen Junitagen, durch Lichtquelle anlocken)
Gelbrandkäfer (auch Larvenstadien fangen)	V bis X	Tümpel, Teiche, bes. Fischaufzuchtteiche zwischen Wasserpflanzen
Mehlkäfer (Mehlkäfer möglichst halten, damit alle Entwicklungsstadien vorhanden)	I bis XII	Futtervorräte bei Tierhaltern, in Zoohandlungen sind Larven als „Mehlwürmer" erhältlich
Mistkäfer	V bis IX	Waldwege in Kiefernwäldern (hier häufig auf Pferdedung)

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Borkenkäfer (auch Rinde mit Fraßgängen sammeln)	VI bis IX	unter der Rinde kranker Waldbäume
Kartoffelkäfer (alle Entwicklungsstadien sammeln)	V bis VIII	Kartoffelfelder, auch an Tomaten
Kohlweißling (auch Eier, Larven und Puppen sammeln)	V bis IX	Gärten, Kohlfelder (tritt in den Sommermonaten in zwei Generationen auf)
Kiefernspinner	VII	Kiefernstämme
Nonne	VII	Fichtenstämme (fliegt in den Nachtstunden, durch Lichtquelle anlocken)
Weichtiere		
Gehäuseschnecken	IV bis X	Gärten, Parks, Wegränder, Felder, Laubwälder (auf Kalkböden)
Gehäuse und lebende Tiere sammeln Gartenschnecke Hainschnecke Heideschnecke u. a. beachten: Weinbergschnecke zeitweilig unter Naturschutz!		
Sumpfdeckelschnecke Schlammschnecke Posthornschnecke Blasenschnecke	I bis XII	Seen und Teiche, Tümpel und langsam fließende, pflanzenreiche Gewässer
Muscheln und Muschelschalen Süßwassermuscheln (z. B. Flußmuschel, Teichmuschel, Dreiecksmuschel)	IV bis X	Seen, Teiche (besonders nach dem Ablassen der Fischteiche zu finden) und langsam fließende Gewässer, auf dem Grunde bzw. an Pfählen, Steinen, Mauerwerk
Meeresmuscheln (z. B. Herzmuschel, Baltische Plattmuschel, Miesmuschel, kleine Pfeffermuschel, Sandklaffmuschel)	V bis IX	Ostseeküste (leere Schalen im Spülsaum, oft massenweise)
Tintenschnecken (davon Donnerkeile sammeln)	V bis X	Ostseeküste (bes. Kreideküste auf Rügen)
Schulp	I bis XII	in Zoohandlungen

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Stachelhäuter		
Seesterne	VII bis IX	Ostsee, nur westlich der Darßer Schwelle (besonders in kleinen Fischerhäfen)
Fische		
Jungfische (auch Fischlarven)	III bis V	Seen, Flüsse, Teiche, Fischzuchtanstalten
Fischeier (Rogen)	II bis VII	Fischhandlungen, evtl. Angler oder Fischer
Schwimmblasen	I bis XII bes. XI bis XII	wie Fischeier, gut geeignet sind z. B. die von Karpfen
Teilskelette (bes. Karpfen, Hecht, Dorsch)	I bis XII	wie Fischeier
Wirbel mit Rippen, Unterkiefer z. B. vom Hecht, Schlundknochen z. B. vom Karpfen, Kiemen	I bis XII	Fischhandlungen, evtl. Angler oder Fischer
Flossen	I bis XII	
Schuppen vom Karpfen	I bis XII	
und Flußbarsch oder Zander	I bis XII	
Lurche		
Laichklumpen vom Wasserfrosch oder Teichfrosch	III bis IV	Teiche, Tümpel, Gräben
Laichschnüre von Kröten	III bis IV	wie Laich vom Wasserfrosch, aber Laichschnüre über Wasserpflanzen
Kaulquappen in verschiedenen Entwicklungsstadien	IV bis VI	Teiche, Tümpel, Gräben
junge Wasser- oder Grasfrösche	VI bis X	feuchte Wiesen
Molche und Kröten (nur zur Lebendbeobachtung, später am Fundort wieder aussetzen)	III bis V	Teiche, Tümpel, Gräben, feuchte Wälder
Kriechtiere		
abgestreifte Schlangenhäute („Natternhemden")	IV bis IX	freie Natur, Tierparks oder zoologische Gärten

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Eidechsen (nur zur Lebendbeobachtung, später am Fundort wieder aussetzen)	V bis VIII	Bahndämme, Geröllhalden, trockene Hänge
Vögel		
Federn (Deck-, Daunen-, Schwungfedern)	I bis XII	Geflügelhalter, Geflügelfarmen
Flügel von Sperlingen	I bis XII	Sperlinge in Gärten, auf Höfen (leicht zu fangen)
Flügel von anderen Vögeln (Naturschutz beachten!) bzw. vom Hausgeflügel	I bis XII	Gärten, Höfe, Geflügelfarmen
Skelett-Teile (z. B. Brustbein Gans, Ente, Pute oder Huhn)	I bis XII	Kleintierhalter, Haushalt
Rippen, Flügelknochen, Oberarmknochen, Beinknochen	I bis XII	Kleintierhalter, Haushalt
Füße (Gans, Ente, Pute, Huhn)	I bis XII	Kleintierhalter, Haushalt
Schädel (Haushuhn, Ente)	I bis XII	Kleintierhalter, Haushalt
verlassene Nester	VIII bis X	freie Natur, besonders Hecken, Schulgärten
Gewölle (bzw. Speiballen)	I bis XII	freie Natur
Säugetiere		
Fellstücke von Kaninchen oder Hasen	I bis XII	Kleintierhalter, Förster, Kürschner
Fellstücke vom Maulwurf	IV bis VIII	Kleingärtner
Fellstücke vom Goldhamster	I bis XII	wissenschaftliche Institute, zoologische Handlungen
Spürhaare, Schweifhaare, Schweineborsten	I bis XII	LPG, Schlachthof
Igelstacheln	I bis XII	auf Landstraßen von überfahrenen Igeln (sonst Naturschutz beachten)
Schneide-, Eck- und Backenzähne vom Menschen	I bis XII	Zahnarzt
Zähne vom Rind, Schaf, Hausschwein	I bis XII	Schlachthof

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
vom Hund, von der Katze	I bis XII	Tierkörpersammelstelle (meist einem Schlachthof angeschlossen)
vom Nutria	XI bis XII	Pelztierfarmen, Kleintierhalter
vom Wildschwein	I bis XII	Förster, Jäger
Unterkieferäste mit Zähnen vom Nutria, Kaninchen, Schaf oder Ziege, Schwein, Hund oder Katze	I bis XII	wie Zähne
Schädel vom Nutria, Hamster oder von der Ratte, Kaninchen oder Hase, Hund, Katze oder Nerz, Schaf oder Ziege, Schwein	I bis XII	wie Zähne
Maulwurf	I bis XII	Kleingärten
Hinter- und Vorderfuß vom Kaninchen und Schaf	I bis XII	Kleintierhalter, Schlachthof
Wirbelknochen, Kaninchen oder Katze oder Schaf	I bis XII	Kleintierhalter, Tierkörpersammelstelle, Schlachthof
Röhren- und Plattenknochen	I bis XII	Schlachthof, Haushalt
Algen		
Plankton	I bis XII	nahezu alle Gewässer (vom Boot aus bzw. von Stegen, Brücken, Ufermauern)
Blasentang	V bis X	Spülsaum der Ostseeküste
Sägetang	V bis X	wie Blasentang
Schraubenalge	IV bis IX	Seen, Teiche, Gräben
Zweigalge	IV bis IX	wie Schraubenalge (häufig in Aquarien durch Einschleppen mit dem Lebendfutter)
Pilze		
Mutterkornpilz (Fruchtkörper in Roggenähren) Schwarzrost	VI	Roggenfelder
davon Bechersporen	IV bis VI	Wegränder, Hecken, Parks (auf Berberitze)
rote Sommersporen	V bis VI	Getreidefelder, Wiesen (auf Getreide und anderen Gräsern)

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
schwarze Lager von Wintersporen	VII bis VIII	wie rote Sommersporen
Erbsenrost	IV bis VI	Gärten, Äcker, Wegränder (auf Zypressenwolfsmilch)
Sommersporen vom Erbsenrost	VI bis VII	(auf Erbse und anderen Schmetterlingsblütlern)
Wintersporen vom Erbsenrost	VII bis IX	wie Sommersporen
Mehltaupilze z. B. echter und falscher Mehltau, Apfelmehltau, Stachelbeermehltau (amerikanischer), Getreidemehltau	V bis VII	Gärten, Äcker, freie Natur
Maisbeulenbrand	VIII bis IX	Maisfelder
Flugbrand der Gerste oder des Hafers	VI bis VII	Getreidefelder
Ständerpilze (Fruchtkörper von einheimischen Pilzen)	VI bis X	Wälder, Wiesen
Flechten		
Rentierflechte	IV bis X	lichte Waldstellen in trockenen Kiefernwäldern
Wand- oder Schüsselflechte	IV bis X	Baumstämme (Rinde), alte Bretterwände, Steine
Rindenflechte	IV bis X	Baumstämme (Rinde, Bretterwände, Steine)
Bartflechte	I bis XII	Nadelwälder der Mittelgebirge
Moospflanzen		
Brunnenlebermoos	V bis IX	feuchte Mauern, zuweilen in Gewächshäusern
Frauenhaarmoos	VI bis IX	feuchte Waldstellen in Kiefernwäldern, Sumpf- und Gewässernähe, Verlandungszone von Binnenseen
Torfmoos	VI bis X	wie Frauenhaarmoos
Weißgrünes Polstermoos	IV bis X	lichte Stellen in Kiefernwäldern, auf trockenen nährstoffarmen Böden

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Farne		
Wurmfarn (Blätter mit Sori)	VII bis IX	feuchte Wälder, zwischen Gebüschen an Bachufern (kalkhaltige Böden)
(Vorkeime mit Antheridien und Archegonien)	IV bis V	Gewächshäuser, dort auf Blumentöpfen, an feuchten Wänden
Frauenfarn	VII bis IX	feuchte, schattige Buchen- und Eichenwälder
Adlerfarn	VI bis X	Wegränder, lichte Stellen in trockenen Kiefernwäldern, auch auf sauren Böden in Eichenwäldern
Tüpfelfarn	IV bis IX	Geröllhalden, Felswände, Baumstümpfe (in Buchen- und Eichenwäldern)
Schwimmfarn	VI bis IX	Schilfgürtel von Altwassern
Schachtelhalmgewächse		
Acker-Schachtelhalm		Wegränder, kalkarme
Frühjahrstriebe mit Sporophyllen	III bis IV	Wiesen und Äcker
Sommertriebe	VI bis IX	
Samenpflanzen		
Samen und Pollen		
Samen der Garten- und Feuerbohne	VIII bis IX	Gärten, im Frühjahr in Samenhandlungen
Pollen von der Haselnuß	III	Gärten
Pollen von Kiefern	V	Kiefernwälder
Pollen vom Roggen	VII	Roggenfelder
Schmetterlingsblütengewächse		
Pflanzen für das Herbar	V bis VII	Gärten, Schulgärten, Felder, freie Natur
Hülsen mit Samen von Bohnen, Erbsen, Lupinen u. a. Wurzeln von Bohnen und Lupinen mit Wurzelknöllchen	VII bis X	
Lippenblütengewächse		
Pflanzen für das Herbar	V bis VII	Gärten, Schulgärten, Äcker, Hecken, Wiesen
Sproßstücke (auch Ausläufer)		Ruderalstellen

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Süßgräser		
Ähren, Rispen und Kolben von verschiedenen Süßgräsern (Getreidearten und „Wildgräser")	VI bis VII	Getreidefelder, Wiesen, Wegränder
Kreuzblütengewächse		
Pflanzen für das Herbar	V bis X	Felder, Wiesen, Wegränder
Früchte und Samen vom Raps, Hederich, Acker-Senf	VII bis X	
Korbblütengewächse		
Frischobjekte und Pflanzen für das Herbar	V bis X	Gärten, Felder, Wiesen, Wegränder
Blütenköpfe von der Strohblume	VII bis IX	
Früchte mit Klettvorrichtungen und mit Einrichtungen für die Windverbreitung (z. B. Klette, Zweizahn, Kletten-Labkraut, Wiesen-Bocksbart, Habichtskraut, Strohblume, Acker-Kratzdistel, Huflattich)	V bis X	Schuttplätze, Wiesen, Wegränder, Gärten
Kieferngewächse		
männliche und weibliche Blütenstände	V	Kiefernwälder
Zapfen von verschiedenen Nadelhölzern (z. B. Gemeine Kiefer, Schwarz-Kiefer, Weymouths-Kiefer, Gemeine Fichte, Blau-Fichte, Lärche)	I bis XII	Nadelwälder
Querschnitte von Baumstämmen verschiedenen Alters (mit Jahresringen)	I bis XII	Forstbetrieb, Sägewerk
Pflanzen für Experimente		
Wasserpest (Assimilation)	IV bis IX	Teiche, Gräben, Altwässer (auch in zoologischen Handlungen)
Große Brennessel (Chlorophyll-Auszug)	V bis X	freie Natur, Schuttplätze, Wegränder

Sammelobjekt	Sammelzeit	Fundort bzw. Beschaffungsquelle
Kleines Springkraut (Nachweis der Wasserleitungsbahnen – hierfür auch Garten-Balsamine und Fleißiges Lieschen gut geeignet)	V bis IX	schattige Stellen in trockenen Mischwäldern, auch in Gärten
Reiherschnabel (Früchte für hygroskopische Bewegungen der Granne)	VI bis VIII	Gärten, Äcker, Wegränder

A 4. Benennung wichtiger chemischer Verbindungen

arsenige Säure, Arseniklösung
Arsentrioxid, Arsenik
Äthoxyäthan, Diäthyläther
Äthanol, Äthylalkohol
Äthansäure, Essigsäure
Äthansäureäthylester, Essigäther
Äthyläthanat, Äthansäureäthylester

Bariumhydroxidlösung, Barytwasser
Bleiäthanat, Bleiazetat
Butanol, Butylalkohol

1.3-Dihydroxybenzol, Resorzin
2.3-Dihydroxybutandisäure, Weinsäure
Dimethylbenzol, Xylol

Hydroxidlösung, Lauge
3-Hydroxy-3-karboxypentandisäure, Zitronensäure

Jod-Kaliumjodidlösung, Jodjodkalium, Lugolsche Lösung

Kaliumaluminiumsulfat-12-Wasser, Alaun
Kaliumhydroxidlösung, Kalilauge
Kaliumhypochloritlösung, Eau de Javelle (Bleichwasser)
Kaliumzyanid, Zyankali
Kalziumhydroxidlösung, Kalkwasser
Kalziumkarbonat, Marmor
Kalziumkarbonat, Kalkstein
Kohlendioxid, Kohlensäure
Kohlendisulfid, Schwefelkohlenstoff

Methanal, Formaldehyd
Methanallösung, Formaldehydlösung
Methanal-Äthanol-Lösung, Formol-Alkohol
Methansäure, Ameisensäure
Methylbenzol, Toluol

Natriumäthanat, Natriumazetat
Natriumchlorid, Kochsalz
Natriumkarbonat, Soda
Natriumsilikatlösung, Wasserglas
Natriumtetraborat, Borax

Phenol, Hydroxybenzol
Propanol-(1), n-Propylalkohol
Propanon-(2), Azeton
Propantriol-(1.2.3), Glyzerin

Trichloräthanalhydrat, Chloralhydrat
Trichloräthan, Trichloräthylen
Trichlorbutanol, Chloreton
Trichlormethan, Chloroform
1.3.5.-Trihydroxybenzol, Phlorogluzin
1.2.3-Trihydroxybenzol, Pyrogallol

Zinkchlorid-Jodlösung, Chlorzinkjod-lösung

Literaturverzeichnis

1.1. „Räumliche Voraussetzung"

AUTORENKOLLEKTIV: Fachunterricht. Unterrichtsmittel. Fachunterrichtsräume. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974

BAHNSCH, U./A. WESSEL: Probleme des Fachunterrichtsraumsystems unter besonderer Berücksichtigung des Biologiefachraumes. BioS **19** (1970) Heft 10, Seite 418

BAHNSCH, U.: Zur Diskussion über die Fachunterrichtsräume. BioS **20** (1971) Heft 4, Seite 148

BENEDIX, G.: Zur Gestaltung des Fachunterrichtsraumes. BioS **20** (1971) Heft 2–3, Seite 94

BRETSCHNEIDER, J.: Zur Einrichtung eines Biologieraumes. BioS **20** (1971) Heft 4, Seite 146

PAWLOWITSCH, S. A.: Biologie-Fachraum. Utschpedgis, Leningrad 1957

SCHMIDT, G.: Schulen mit Fachkabinettsystem im Bezirk Halle. BioS **19** (1970) Heft 2–3, Seite 92

SCHMIDT, W.: Rationeller Unterricht durch Fachunterrichtsräume. BioS **20** (1971) Heft 4, Seite 142

SIMON, H.: Fachunterrichtsraum Biologie. BioS **24** (1973) Heft 4, Seite 117

1.2. „Schulgarten"

DICK, R./M. NEUBAUER: Vorschläge zur Veranschaulichung der Mendelschen Regeln im Schulgarten. BioS **16** (1967) Heft 3, Seite 109 ff.

HAGEMANN, R.: Genetische Experimente. Teil I: BioS **24** (1975) Heft 5, Seite 168 bis 171; Teil II: BioS **24** (1975) Heft 6, Seite 215 bis 218; Teil III: BioS **24** (1975) Heft 7, Seiten 262 bis 265

KRÜGER, K./U. MILLAT: Schulgartenpraxis. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972, Seite 78 ff.

Lehrplan Biologie Klassen 5 und 6. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1977, Seiten 19 und 27f.

THOMASCHKE, H.: Außenanlagen der Schule – Ein Gespräch. BioS **22** (1973) Heft 8, Seite 331ff.

Unterrichtshilfen – Biologie 5. Klasse. Ausgabe 1972. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973, Seite 34f.

WISSEL, H.: Korbblütengewächse als Unkräuter im Schulgarten. BioS **22** (1973) Heft 5, Seite 176ff.

–: Kreuzblütengewächse als Unkräuter im Schulgarten. BioS **22** (1973) Heft 8, Seite 326ff.

–: Heil- und Gewürzpflanzen aus der Familie der Lippenblütengewächse in unseren Schulgärten. BioS **24** (1975) Heft 4, Seite 147ff.

2.2. „Bestimmen"

AUTORENKOLLEKTIV: Pflanzen und Tiere – Ein Naturführer. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1971

FROMMHOLD, E.: Wir bestimmen Lurche und Kriechtiere Mitteleuropas. Neumann Verlag, Radebeul 1959

KOCH, M.: Wir bestimmen Schmetterlinge. 4 Bände. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1954 und später
LOBECK, K./I. MEINCKE: Wald – Hecke – Strand. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1966
MAKATSCH, W.: Wir bestimmen die Vögel Mitteleuropas. Neumann Verlag, Berlin 1966
MORGENTHAL, J.: Die wildwachsenden und angebauten Nadelgehölze Deutschlands. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1952
ROTHMALER, W.: Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD. Band Gefäßpflanzen. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972
STEPHAN, E. u. B.: Wir bestimmen Tiere. Kinderbuchverlag, Berlin 1975
STRESEMANN, E.: Exkursionsfauna für die Gebiete der DDR und der BRD. Band Wirbeltiere. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974
Unterrichtshilfen – Biologie Klasse 5. Ausgabe 1972. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973, Seiten 218 bis 223 (und folgende Ausgaben)
Lehrbuch Biologie 5. Klasse. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972 und folgende Ausgaben
Lehrbuch Biologie 6. Klasse. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1967 und folgende Ausgaben

2.3. „Haltung und Zucht von Pflanzen und Tieren"

AqTe = Zeitschrift „Aquarien und Terrarien", ab 1963 bis Ende 1965 Monatszeitschrift für Ornithologie und Vivarienkunde, Ausgabe B: Aquarien und Terrarien, Uraniaverlag Leipzig/Jena/Berlin
BAER, H.-W.: Biologische Versuche im Unterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1976
BAUER, L./H. WEINITSCHKE: Landschaftspflege und Naturschutz. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1973
BRENNER, W.: Eine praktische Fliegenfalle. AqTe, Heft 12/1957, Seite 376
BURSCHE, E.-M.: Wasserpflanzen. Neumann-Verlag, Radebeul/Dresden 1973
BUSCH, G.: Aquarien als Unterrichtsmittel. BioS **3** (1954) Heft 8, Seite 358
DOST, H.: Handbuch der Vogelpflege und -züchtung. Urania-Verlag, Jena 1956
EISENHABER, F.: Die Anzucht von Pflanzen. BioS **22** (1973) Heft 10, Seite 421
FREY, H.: Das Süßwasseraquarium. Neumann-Verlag, Berlin 1974
–: Das Aquarium von A bis Z. Neumann-Verlag. Radebeul/Dresden 1969
–: Aquarienpraxis kurz gefaßt. Neumann-Verlag, Radebeul 1971
FREYTAG, H.: Amphibien im Schulunterricht. BioS **4** (1955) Heft 3, Seite 110
FRIEDRICH, J.: Vorschläge zur Einrichtung eines Schulterrariums. BioS **2** (1953) Heft 9, Seite 417
FRÖHLICH, W.: Pflanzenausstellungen in der Schule. BioS **5** (1956) Heft 11
FROMMHOLD, E.: Wie werde ich Terrianer. AqTe, Hefte 7 bis 12/1957 sowie Heft 1 u. 2/1958
GERD, S. W.: Lebende Tiere in der Schule. Utschpedgis, Leningrad 1949
GIERMANN, I.: Biologische Ecke und polytechnische Bildung. BioS **4** (1955) Heft 12, Seite 567
GLÄSER, H./J. WOLFRAM: Ein „Garten" für den Biologieraum. BioS **24** (1975) Heft 6, Seite 229
GORDIJINKO, G. J.: Chlorella – ein Objekt für die Versuchsarbeit in der Schule. BioS **14** (1965) Heft 2, Seite 58
GRÖNKE, O.: Die Naturecke. In Didaktik des Biologieunterrichts. Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1962, Seite 179 ff.
GRUNER, H.-E.: Unsere Flußkrebse. BioS **3** (1954) Hefte 3 bis 6, Seite 103
GRUNERT, Ch.: Zimmerblumen. Deutscher Bauernverlag, Berlin 1975
HAUKE, H.: Einführung in die Versuchstierkunde. Hirzel, Leipzig 1966

HENTSCHEL, G.: Die Verwendung eines Terrariums im Biologieunterricht. BioS **4** (1955) Heft 7, Seite 317
HERMANN, W.: Zucht von Futtertieren für Tiere im Terrarium. BioS **19** Heft 8, Seite **362**
HERMANN, W.: Herstellung eines Fliegenfangkastens. BioS **3** (1954) Heft 10, Seite 458
HOLM, H.: Zimmerpflanzen richtig pflegen. Neumann-Verlag, Radebeul/Berlin 1973
HORN, H.: Kleine Futterkunde für den Aquarienfreund. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1965
ILLIES, J.: Wir beobachten und züchten Insekten. Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1964
JAEGER, J.: Der Zoo im Zimmer. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1955
JUNG, S.: Zucht und Haltung der wichtigsten Laboratoriumsversuchstiere. VEB Gustav Fischer, Jena 1958
KÄSTNER. A.: Eine für die Schule geeignete Anthozoe. BioS **19** (1970) Heft 6, Seite 239
KITTEL, R.: Der Goldhamster. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1968
KLINGELHÖFFER, W.: Terrarienkunde. 4 Bd. Alfred Kernen Verlag, Stuttgart 1955/1958
KINZER, J.: Ein Kunstbau für Goldhamster. AqTe, Heft 10/1957, Seite 312
KROLOP, H./I. KÄKENMEISTER: Kultur einzelliger Grünalgen auf festem Substrat. BioS **20** (1971) Heft 5, Seite 196
KRÜGER, K./U. MILLAT: Schulgartenpraxis. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1975
KRUMMBIGEL, I.: Wie füttere ich gefangene Tiere? Naturkunde, Berlin/Hannover 1949
KUKLER, A.: Tubifex im Aquarium. AqTe, Heft 5/1954
LADIGES, W.: Einheimische Süßwasserfische im Aquarium. AqTe, Hefte 7 bis 12/1956 u. 1 bis 5/1957
LEITERER, W.: Ein Zimmergewächshaus, selbst gebaut! BioS **9** (1960) Heft 1, Seite 36
MEISSNER, W.: Das Meeresaquarium. AqTe, Heft 1 bis 6/1957
PELZ, H.-W.: Probleme der Filterung im Süßwasseraquarium. AqTe, Heft 6/1963, Seite 98
PETZSCH, H.: Der Hamster (*Cricetus cricetus*) als Hausgenosse und Vivariumtier. URANIA Heft 4, 1950
–: Der Syrische Goldhamster (*Mescricetus auratus*). URANIA Heft 3, 1952
PROBST, K.: Grundsätze für eine erfolgreiche Haltung von Meeresalgen. AqTe, Heft 5/1962, Seite 134
RÄUBER, H.: Die Zimmerpflanzen der Naturecke und ihre Pflege. BioS **2** (1953) Heft 3, Seite 117
RAUSCHERT, M.: Die Strandkrabbe (*Carcinus maenas*) im Aquarium. AqTe, Heft 1/1958, Seite 9
SCHENKE, G.: Aus dem Leben der Wasserspinne. AqTe, Heft 7/1963, Seite 98
SCHIMENZ, H.: Fang und Haltung von Wasserinsekten und aquatilen Insektenlarven. BioS **4** (1955) Heft 4, Seite 163 u. **4** (1955) Heft 5, Seite 200
SCHMIDT, G.: Biologische Ausstellungen. BioS **5** (1956) Heft 6, Seite 309
SCHMIDT, W.: Haltung von Meerestieren. BioS **18** (1969) Heft 11, Seite 474
SCHRAMM, W. J.: Ein Zimmergewächshaus über dem Zentralheizungskörper. BioS **16** (1967) Heft 2, Seite 83
SKOPZOW, V.: Die Haltung von Flußkrebsen im Aquarium. BioS **15** (1966) Heft 1, Seite 37
STERBA, G.: Aquarienkunde (2 Bände). Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1972/1975
THEUS, S.: Aktinien im Schulaquarium. BioS **6** (1957) Heft 11, Seite 519
VOGEL, Z.: Wunderwelt Terrarium. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1963
WAGNER, O.: Aquarienchemie. Urania-Verlag, Leipzig/Jena 1956
WERNER, W.: Kleine Terrarienkunde. Urania-Verlag Leipzig/Jena/Berlin 1966
WINDELBAND, A.: Halten von Regenwürmern. BioS **14** (1965) Heft 10, Seite 436
WOLKOWA, M. C.: Die Verwendung des Fleißigen Lieschens im Botanikunterricht. BioS **8** (1959) Heft 3, Seite 138
ZABEL, E./K. HELLWIG: Zucht von *Chlorella* unter einfachen Bedingungen. BioS **19** (1970) Heft 4, Seite 151
ZABEL, E./J. SPIESS: Eine neue Kulturanlage für *Chlorella*. BioS **20** (1971) Heft 3, Seite 196
ZABEL, E./F. EISENHABER/E. KEMNITZ: Wasserlinsen als Objekte für Beobachtungen und Experimente im obligatorischen und im fakultativen Biologieunterricht. BioS **23** (1974) Heft 6, Seite 218

2.1. „Sammeln und Fangen" und 2.4. „Konservieren und Präparieren"

BÜTTNER, F.: Giftkunde, Giftgesetz. VEB Fachbuchverlag, Leipzig 1976

FRANZ, V.: Das methodische Sammeln von Tieren und Konservierungsmethoden für zoologische Präparate. In E. Abderhalden, Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. IX, Teil 1 (1. Hälfte), Seiten 185 bis 232, Urban/Schwarzenberg, Berlin und Wien 1924

HEINICKE, W.: Ergänzungen zu dem Artikel „Wie legen wir eine Insektensammlung an?" BioS **3** (1954) Heft 11, Seiten 497 bis 501

JAECKEL, S. H.: Praktikum der Weichtierkunde. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1953

JENDRO, L.: Die Anlage einer Samensammlung. BioS **6** (1957) Heft 1, Seiten 40 bis 41

JUPE, H.: Das Präparieren von Wirbeltierskeletten. BioS **3** (1954) Heft 4, Seiten 185 bis 190

KAISERLING, C.: Die Herstellung anatomischer Sammlungspräparate. In E. Abderhalden, Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. VIII, Teil III, Urban/Schwarzenberg, Berlin und Wien 1924, Seiten 675 ff.

KOCH, A.: Präparation der Wirbeltiere. In E. Abderhalden, Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. IX, Teil 1 (1. Hälfte). Urban/Schwarzenberg, Berlin und Wien 1924

KOCH, M.: Präparation von Insekten. Neumann-Verlag, Radebeul/Berlin 1964

–: Wir bestimmen Schmetterlinge. Neumann-Verlag, Radebeul/Berlin 1955 bis 1960. I: Tagfalter Deutschlands. 1956; II: Bären, Spinner, Schwärmer und Bohrer Deutschlands. 1955; III: Eulen Deutschlands. 1958; IV: Spanner Deutschlands. 1976

KRAMER, V.: Über das Anlegen einer Federsammlung. Falke, **1** (1954), Seite 109

KÜKENTHAL, W./E. MATTHES: Leitfaden für das zoologische Praktikum. 15. Aufl. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1967

LADWIG, E.: Sammelkalender für biologische Objekte. BioS **1** (1952) Heft 4, Seiten 162 bis 171

LEHMANN, W.: Wie legen wir eine Insektensammlung an? BioS **3** (1954) Heft 7, Seiten 313 bis 327

LEMKE, W.: Das Sammeln und Präparieren der niederen Kryptogamen für das Schulherbarium. Mathematik und Naturwissenschaften in der neuen Schule, **1** (1949), Heft 2, Seiten 10 bis 20

MÜLLER, J.: Hinweise zum Aufbau einer Molluskensammlung. BioS **4** (1955) Heft 5, Seiten 234 bis 236.

NATHO, G. u. I.: Herbartechnik. 3. Aufl. Ziemsen-Verlag, Wittenberg/Lutherstadt 1964

NESTLER, H.: Der Aufbau einer Fossiliensammlung für den Biologieunterricht. BioS **9** (1960) Heft 10, Seiten 460 bis 464

OLBERG, G.: Fraßspuren und andere Tierzeichen. Ziemsen-Verlag, Wittenberg 1959

PAWLOWSKI, J. N.: Methoden der Präparation von Insekten. VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1960

PERNKOPF, E.: Technik der Herstellung anatomischer Präparate. In T. Peterfi, Methodik der wissenschaftlichen Biologie. Bd. I, Seiten 1154 bis 1263. Springer, Berlin 1928

PIECHOCKI, R.: Makroskopische Präparationstechnik. Teil I: Wirbeltiere. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig, Leipzig 1961

–: Makroskopische Präparationstechnik. Teil II; Wirbellose, 2. Aufl. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1975

SACHSE, N.: Wir bestimmen Holz heimischer Bäume. Neumann-Verlag, Radebeul 1958

SIEDENTOP, W.: Arbeitskalender für den biologischen Unterricht. Quelle u. Meyer, Heidelberg 1959

SCHIEMENZ, H.: Fang und Haltung von Wasserinsekten und aquatilen Insektenlarven. BioS **4** (1955) Heft 4, Seiten 163 bis 169 und Heft 5, Seiten 200 bis 208

SCHILDMACHER, H. (Hrsg.): Wir beobachten Vögel. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1965

SCHULZE, P.: Das Sammeln zoologischer Untersuchungsobjekte. In T. Peterfi, Methodik der wissenschaftlichen Biologie, Bd. II, Seiten 120 bis 148. Springer Verlag, Berlin 1928

SCHULZE, E./H. GRAUPNER: Anleitung zum mikroskopisch-technischen Arbeiten in Biologie und Medizin. 2. Aufl. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig KG, Leipzig 1960
STEHLI, G./W.-J. FISCHER: Pflanzensammeln – aber richtig. Franck'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1964
STERNBERG, H.: Sammeltätigkeit im Biologieunterricht. BioS **10** (1961) Heft 5, Seiten 199 bis 201
ULBRICH, E.: Präparations-, Konservierungs- und Frischhaltungsmethoden für pflanzliche Organismen. In E. Abderhalden, Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 1, Heft 6. Urban/Schwarzenberg, Berlin und Wien 1924
ULRICH, S.: Situspräparate (I). BioS **6** (1957) Heft 8, Seiten 369 bis 371
WINDELBAND, A.: Zoologische Flüssigkeitspräparate. Anleitung zur Selbstanfertigung von Lehrmitteln. Nr. 179 (A), Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1962/1
–: Knochenpräparate. Anleitung zur Selbstanfertigung von Lehrmitteln. Nr. 180 (A), Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1962/2
–: Zoologische Trockenpräparate. Anleitung zur Selbstanfertigung von Lehrmitteln. Nr. 208 (A) Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1964
–: Originale Objekte für jeden Schüler. BioS **14** (1965) Heft 1, Seiten 21 bis 25
–: Flügelknochen als Arbeitsmaterial für Schüler. BioS **15** (1966) Heft 4, Seiten 177 bis 180
–: Sammeln und Herrichten botanischer Objekte für den Biologieunterricht. Anleitung zur Selbstanfertigung von Lehrmitteln, Nr. 221 (A). Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1966
–: Ein Klassensatz „Maikäfer-Kästen" selbst hergestellt. BioS **16** (1967) Heft 5, Seiten 237 bis 238
–: Samen und trockene Früchte als wesentliche Bestandteile der biologischen Arbeitssammlung. BioS **16** (1967/2) Heft 6, Seiten 277 bis 281
ZABEL, E.: Das Herbarisieren. BioS **5** (1956) Heft 7, Seiten 304 bis 207

2.5. „Zergliedern und Zerlegen"

AUTORENKOLLEKTIV: Unterrichtshilfen Biologie 5. Klasse. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1967, Seite 207
AUTORENKOLLEKTIV: Unterrichtshilfen Biologie 6. Klasse. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1978
EIDMANN, H./F. KÜHLHORN: Lehrbuch der Entomologie. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin 1970
KOCH, M.: Präparation von Insekten. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1956
KÜKENTHAL, W./E. MATTHES/M. RENNER: Leitfaden für das Zoologische Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1971, Seite 3 ff.
LOBECK, K.: Die Zergliederung von Insekten und Blüten als Schülerübung. BioS **9** (1960) Heft 9, Seiten 401 bis 409
LOBECK, K./Ch. HOCKE: Sektion eines Linsenauges als Schülerübung. BioS **15** (1966) Heft 5, Seiten 207 bis 210
MÜHLE, E.: Phytopathologisches Praktikum für Landwirte, Gärtner und Biologen. 3 Teile. Leipzig 1965
PIECHOCKI, R.: Makroskopische Präparationstechnik, Teil II, Wirbellose. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1975
RAUH, W.: Morphologie der Nutzpflanzen. Verlag Quelle & Meyer, Heidelberg 1950
RÖSELER, P./H. LAMPRECHT: Handbuch für biologische Übungen. Zoologischer Teil. Berlin 1914
SCHOENICHEN, W.: Praktikum der Insektenkunde. Verlag Gustav Fischer, Jena 1930
TROLL, W.: Praktische Einführung in die Pflanzenmorphologie. Teil I und II. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1954 u. 1957
ULOTH, W.: Zur Präparation von Insekten. BioS **17** (1968) Heft 12, Seiten 535 bis 536
WIGGLESWORTH, V. B.: Physiologie der Insekten. Verlag Birkhäuser, Basel 1955

2.6. „Beobachten und Experimentieren"

ABELMANN, X.: Der Erkenntniswert von Beobachtung und Experiment in Biologie und Landwirtschaft. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1972

AUTORENKOLLEKTIV: Laborkunde Band I und II. VEB Deutscher Verlag für Grundstoffindustrie, Leipzig 1965

AUTORENKOLLEKTIV: Methodik Biologieunterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1976

ACKERMANN, G.: Einführung in die qualitative anorganische Halbmikroanalyse. Verlag Technik, Berlin 1968

BAER, H.-W.: Biologische Versuche im Unterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1976

BRUNNE, K.: Gesetzessammlung für den Chemiker. Zentralverlag, Berlin 1961

BÜTTNER, F.: Giftkunde, Giftgesetz. VEB Fachbuchverlag, Leipzig 1976

GRÖNKE, O.: Einige Fortschritte der analytischen Technik in Chemie und Biologie und ihre Anwendung im Biologieunterricht der Oberschulen. Biologische Beiträge 1962, Seite 333ff.

HERBST, J.: Glastechnische Praxis. VEB Deutscher Verlag der Grundstoffindustrie, Leipzig 1963

HÖRZ, H.: Experiment und experimentelle Tätigkeit im naturwissenschaftlichen Unterricht. BioS **24** (1975) Heft 10, Seiten 401 bis 411

ILLIES, J.: Wir beobachten und züchten Insekten. Frank'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1964, Seite 74ff.

MAKATSCH, W.: Verzeichnis der Vögel Deutschlands. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1955/1

–: Die Vögel in Feld und Flur. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1955/2

–: Die Vögel in Haus, Hof und Garten. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1957

–: Die Vögel in Wald und Heide. Neumann Verlag, Radebeul und Berlin 1965

–: Wir bestimmen die Vögel Europas. Neumann Verlag, Radebeul 1969

–: Die Vögel der Seen und Teiche. Neumann Verlag, Radebeul 1973

MATZKE, M.: Zur Anwendung der Beobachtungsmethode im Biologieunterricht. BioS **24** (1975) Heft 9, Seite 365ff.

MEYENDORF, G.: Laborgeräte und Chemikalien, ein Handbuch für den Chemieunterricht. Volk und Wissen, Volkseigener Verlag ,Berlin 1970

–: Chemische Schulexperimente. Band I. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1977

PIETSCH, A.: „Verbindliche Schülerübungen" im Biologieunterricht. BioS **11** (1962) Heft 10, Seite 455

–: Praktische Schülerbeobachtungen. BioS **14** (1965) Heft 10, Seite 471

RAPOPORT, S. M. u. H. J. RADEBRECHT: Physiologisch-chemisches Praktikum. VEB Verlag Volk und Gesundheit, Berlin 1972, 6. Aufl., Seite 56ff.

SCHILDMACHER, H.: Wir beobachten Vögel. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1970, Seite 11ff.

SEYFERT, F.: Anleitung zur Durchführung Phänologischer Beobachtungen. Akademie-Verlag, Berlin 1953, Seite 1ff.

WERSILIN, N. M.: Methoden des Biologieunterrichts. BioS **24** (1975) Heft 2/3, Seiten 56ff.

ZABEL, E.: Theoretische Fragen der experimentellen Methode im Biologieunterricht. Mitt. d. Sektion Schulbiologie der Biologischen Gesellschaft der DDR, Heft 13, 1972, Seiten 3 bis 27

2.7. „Arbeiten mit Mikroorganismen"

ACKERMANN, M.: Einfache Versuche zur autotrophen und heterotrophen Ernährungsweise. BioS **22** (1973) Heft 11, Seite 472ff.

BARABAS, U.: Eine thematische Planung für die Arbeitsgemeinschaft Mikrobiologie nach den neuen Rahmenprogrammen (I) und (II). BioS **20** (1971) Heft 10, Seite 424ff. und Heft 11, Seite 478ff.

BRAUNER, L./F. BUKATSCH: Das kleine pflanzenphysiologische Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1973, Seite 280ff.

BRUCKER, W.: Die Purpurbakterien und ihre Kulturmethode. BioS **1** (1952) Heft 11/12, Seite 525ff.

FIERMENT, G.: Zur Technik mikrobiologischer Schülerversuche. BioS **11** (1962) Heft 10, Seite 450ff.

GORDIJENKO, G. I.: Chlorella – ein Objekt für die Versuchsarbeit in der Schule. BioS **14** (1965) Heft 2, Seite 58ff.

GRIESBACH, E./P. WOLF: Zwei einfache Hilfsmittel für mikrobiologische Arbeiten. BioS **19** (1970) Heft 1, Seiten 41 ff.

Handbuch der praktischen und experimentellen Schulbiologie 1. Aulis Verlag Deubner und CO KG, Köln 1971, Seite 3 ff. und Seite 387 ff.

HARTMANN, M.: Praktikum der Protozoologie. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1928

HELLWIG, W.: Einfache Versuche mit Bakterien und Pilzen. Kinderbuchverlag, Berlin 1951

–: Versuche mit Mikroorganismen (II). BioS **5** (1957) Heft 12, Seite 557 ff.

JANKE, A.: Arbeitsmethoden der Mikrobiologie. Band 1: Allgemeine mikrobiologische Methoden. Steinkopff Verlag, Dresden und Leipzig 1946

KLUGE, S.: Mikrobiologische Arbeitstechniken und ihre Anwendungsmöglichkeiten in der Schule. BioS **17** (1968) Heft 11, Seite 464ff.

–: *Saccharomyces cerevisiae* – ein günstiges mikrobiologisches Objekt. BioS **21** (1972) Heft 8, Seite 320 ff.

KOERBER, K.: Information für Arbeitsgemeinschaftsleiter, die nach Rahmenprogramm „Mikrobiologie" arbeiten. BioS **20** (1971) Heft 10, Seite 442 ff.

KROLOP, H./J. KÄKENMEISTER: Kultur einzelliger Grünalgen auf festem Substrat. BioS **20** (1971) Heft 5, Seite 196ff.

KÜKENTHAL, W./E. MATTHES: Leitfaden für das zoologische Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1967, Seite 8ff.

LANGE, G.: Hinweise zur Gestaltung der Arbeitsgemeinschaft Mikrobiologie. BioS **20** (1971) Heft 1, Seite 26ff.

LORENZ, H.: Zu einigen Fragen der Durchführung der Arbeitsgemeinschaften nach den Rahmenprogrammen „Mikrobiologie" und „Bodenfruchtbarkeit" in den Klassen 9 und 10. BioS **23** (1974) Heft 10, Seite 430ff.

MARTINEK, R.: Bakteriologisch-serologisches Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1958

MÜLLER, G.: Die Mikrobe. BioS **11** (1962) Heft 11, Seite 502 ff.

NAUNAPPER, L.: Erfahrungen bei der Gestaltung der Arbeitsgemeinschaft „Mikrobiologie". BioS **23** (1974) Heft 4, S. 137 ff.

PRINGSHEIM, E.: Algenkulturen, ihre Herstellung und Erhaltung. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1954

RUSSINA, O. N.: Einfachste Technik der Laborzucht von Chlorella. BioS **14** (1965) Heft 2, Seite 63ff.

SCHLÜTER, W.: Mikroskopie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973 und 1978

SCHRÖDER, H.: Mikrobiologisches Praktikum. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1975

SCHUBERT, A.: Praxis der Süßwasserbiologie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972

SPRÖSSIG, M./G. ANGER: Mikrobiologisches Vademekum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1972

Verfügungen und Mitteilungen des Ministeriums für Volksbildung der DDR, XIV Nr. 14 (30. 7. 1971

WENZEL, W.: Versuche zur Bestimmung des Nährstoffbedarfs von Aspergillus niger. BioS **23** (1974) Heft 2/3, Seite 69ff.

–: Der Gießkannenschimmel Aspergillus niger als Arbeits- und Versuchsobjekt für die Schule (I) und (II). BioS **21** (1972) Heft 11, Seite 467ff. und Heft 12, Seite 514ff.

ZABEL, E./K. HELLWIG: Zucht von Chlorella unter einfachen Bedingungen. BioS **19** (1970) Heft 4, Seite 151ff.

3.1. „Fotografieren"

BRINSCH, R.: Tierfotos. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1973

HAMANN, H.: Wir fotografieren. 6. Aufl. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1974

HAMANN, H.: Wir reproduzieren. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1975

KUNZ, A./D. SAMPLAWSKY: Fotobastelbuch. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1973

OLBERG, G.: Wissenschaftliche Pflanzenfotografie. VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1957

–: Tierfotografie. VEB Wilhelm Knapp Verlag, Halle 1955

QUITSCHAU, K.: Aquarienfotografie. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1969

RÖSSING, R.: Fotografie mit der Praktica. 10. Aufl. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1973

SCHLÜTER, W.: Mikroskopie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973 und 1978

TÖLKE, A. u. I.: Makrofoto – Makrofilm. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1972

WURST, W.: Fotobuch für alle. 9. Aufl. VEB Fotokinoverlag, Leipzig 1974

3.2. „Projektion"

AUTORENKOLLEKTIV: Fachunterricht. Unterrichtsmittel. Fachunterrichtsräume. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974

SCHLÜTER, W.: Mikroskopie. Verlag Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973

RÄUBER, H.: Zur Bedeutung der Farbe im Biologieunterricht (II). BioS **22** (1973) Heft 4, Seite 128ff.

UHLIG, A.: Zur Förderung des Schülerzeichnens. BioS **4** (1955) Heft 1, Seite 9ff.

3.3. „Modellieren"

AUTORENKOLLEKTIV: Didaktik des Biologieunterrichts. VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1962

BAER, H.-W.: Unterrichtshilfe Biologie Klasse 8. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1978

BAER, I.: Ein DNS-Modell für den Genetikunterricht. BioS **18** (1969) Heft 2, Seite 74

BECKMANN, H.: Steckmodelle im Biologieunterricht. BioS **19** (1970) Heft 4, Seite 147

BEIER, R.: Zellmodell als Ausschneidebogen. BioS **22** (1973) Heft 4, Seite 138

BLUMBERG, B.: Zur Oberflächenvergrößerung der Lunge. BioS **19** (1970) Heft 2/3, Seite 109

BIERWOLF, D.: Viren – Das geborgte Leben. Urania-Verlag, Leipzig/Jena/Berlin 1970

BUKATSCH, F.: Abformung von Feinstrukturen pflanzlicher Oberflächen und Gewebeschnitte. Praxis der Naturwissenschaften, Teil B Biologie (1962) Heft 7, Seite 136

BUNZEL, S.: Modell eines Süßwasserpolypen aus einem Benzinschlauch. BioS **18** (1969) Heft 5, Seite 277

BUNZEL, S.: Veranschaulichung der Verdauungsfläche bei Hohltieren. BioS **20** (1971) Heft 9, Seite 388

FRANKE, W.: Gießharztechnik – eine Arbeitsanleitung für den Biologielehrer. BioS **14** (1965) Heft 2, Seite 86

FREYTAG, K.: Einfache Abdruckmethode zur Untersuchung von Pflanzenoberflächen. Praxis der Naturwissenschaften, Teil B: Biologie (1961) Heft 12

FRITSCH, H. u. R.: Informationen über den Bau und den Einsatz von Modellen zur Molekularbiologie. BioS **15** (1966) Heft 4, Seite 168

GERSCH, M.: Phyletisches Museum der Friedrich-Schiller-Universität, Museumsführer, 1965. Veröffentlichung der Friedrich-Schiller-Universität Jena

GLEISL, W.: Einige Erfahrungen mit der Herstellung und dem Einsatz von Modellen aus Polystyrolschaum. BioS **23** (1974) Heft 9, Seite 389

GÜNTHER, G.: Anschauungsmaterial zur Molekularbiologie. BioS **13** (1964) Heft 12, Seite 535
HÄRTEL, G.: Ein einfaches DNS-Modell. BioS **18** (1968) Heft 5, Seite 226
HEINZEL, I.: Manipermmodell für die Trockensektion eines Fisches. BioS **16** (1967) Heft 1, Seite 37
–: Modelle von Leitgefäßen. BioS **18** (1969) Heft 2, Seite 72
HORENBURG, H.: Vorschläge zur Behandlung der Stoffeinheit „Fische", BioS **15** (1966) Heft 7, Seite 305
KLABES, W.: Modelle zur Stoffeinheit „Anatomie und Physiologie der Pflanze". BioS **15** (1966) Heft 1, Seite 35
KILIAN, H.: Ein Zellmodell für den Polylux. BioS **20** (1971) Heft 2/3, Seite 89
KINDLER, S.: Ein DNS-Modell. BioS **19** (1970) Heft 12, Seite 533
KOSTKA, W.: Modellversuch zur räumlichen Anordnung von Zellen. BioS **8** (1959) Heft 7, Seite 295
LABES, H.-J.: Zellmodell aus einfachen Mitteln. BioS **21** (1972) Heft 6, Seite 243
–: Zerlegbares Zellmodell aus einfachen Mitteln. BioS **22** (1973) Heft 2/3, Seite 92
–: Modelle aus Schaumstoff. BioS **22** (1973) Heft 10, Seite 428
–: Blattquerschnitt als Modell für alle Schüler. BioS **23** (1974) Heft 8, Seite 341
LANGHOF, E.-M.: Suralin-Modelle für den Biologieunterricht. BioS **21** (1972) Heft 11, Seite 465
„Leg med Ler" redaktionell. Kunsterziehung. Zeitschrift für Lehrer und Jugenderzieher (1957) Heft 1, Seite 18
LOHSE, G.: Plastik. Kunsterziehung. Zeitschrift für Lehrer und Jugenderzieher 1957, Heft 4, Seite 16
MATZKE, M.: Selbstbau eines Chromosomenmodells. BioS **20** (1971) Heft 1, Seite 37
MELZER, R.: Oberflächenbehandlung von Gießharzpräparaten. BioS **14** (1965) Heft 12, Seite 534. Nachtrag: **15** (1966) Heft 2, Seite 83
MESSNER, E.: Plastilin im Dienste des Biologieunterrichts. BioS **7** (1958) Seite 32
PETROWA, T. D.: Die Herstellung von Fruchtmoulagen aus Teig. Biologija w schkolje (1961) Heft 2, Seite 92
PREHN, K.-G.: Nachbildungen biologischer Objekte in: Biologische Arbeitstechniken für Lehrer und Naturfreunde. Volk und Wissen Volkseigener Verlag Berlin 1974, Seiten 241 bis 257
PREUSS, K.: Modell vom Süßwasserpolyp aus Isolierplatten. BioS **18** (1969) Heft 2, Seite 73
PURPS, K.: Vorschlag für ein Kreislaufmodell. BioS **14** (1965) Heft 8/9, Seite 387
RAMISCH, W.: Ein weiteres DNS-Struktur-Modell. BioS **21** (1972) Heft 6, Seite 246
–: Zur Gestaltung der Molekulargenetik in Klasse 10. BioS **22** (1973) Heft 8, Seite 319
RISCHER, H.: Die Herstellung von Gipsabdruckpräparaten. BioS **19** (1970) Heft 2/3, Seite 108
–: Funktionsmodell des Glomerulums. BioS **19** (1970) Heft 4, Seite 146
ROST, J.: Als Applikation verwendbares dreidimensionales Schnittmodell des Laubblattes. BioS **23** (1974) Heft 6, Seite 235
SCHINDLER, H.: „Suralin", eine neue Plastemasse. BioS **18** (1969) Heft 5, Seite 237
SCHNEEMANN, E.: Zellmodell aus Glas. BioS **20** (1971) Heft 12, Seite 532
SCHUBERT, F.: Durchsichtiges Modell einer Sproßachse. BioS **17** (1968) Heft 2, Seite 81
SCHREGER, H.: Zur Gießharztechnik. BioS **17** (1968) Heft 7, Seite 320
SCHWARZENDORFER, H.: Ein weiteres DNS-Modell für den Biologieunterricht. BioS **21** (1972) Heft 8, Seite 331
SPIWAK, I. I.: Wie kann man Moulagen von Gemüse und Obst herstellen? Biologija w schkolje (1958) Heft 3, Seite 86
SPRANGER, K.: Lehrmittelbau der Schüler. BioS **17** (1968) Heft 11, Seite 477
–: Modellversuch zur Mechanik der Atmung des Menschen. BioS **18** (1969) Heft 5, Seite 231
WENSKE E.: Gießharz-Zellmodell für den „Polylux". BioS **22** (1973) Heft 11, Seite 478
WINDELBAND, A.: Einige Bemerkungen zu dem Artikel „Plastilin im Dienste des Biologieunterrichts". BioS **7** (1958) Heft 4, Seite 179
WLASSOW, F. A.: Die Herstellung von Moulagen. Biologija w schkolje (1962) Heft 2, Seite 85
ZABEL, E.: Vorschlag für ein freitragendes DNS-Modell. BioS **19** (1970) Heft 2/3, Seite 103

4. „Aufbewahrung und Pflege biologischer Objekte"

AHRENS, W.: Temperatur und Feuchtigkeitsüberwachung in Museen und Archiven. Museumskunde **5** (1933) Seite 5 (zit. n. PIECHOCKI 1961)

AUTORENKOLLEKTIV: Fachunterricht. Unterrichtsmittel. Fachunterrichtsräume. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974

BAHNSCH, U.: Möglichkeiten für die Einführung des Fachunterrichtsraumsystems in verschiedenen Schulbautypen. Unterrichtsmittel-Information 9 (1974) Heft 5, Seiten 5 bis 56

BRETSCHNEIDER, J.: Zur Einrichtung eines Biologiefachraumes. BioS **20** (1971) Heft 4, Seiten 146 bis 148

DENFFER, D./W. SCHUMACHER/F. EHRENDORFER: Lehrbuch der Botanik. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1971

Gesamtbedarfsplan für Unterrichtsmittel der zehnklassigen allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule der DDR, Klassen 1 bis 10. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1971

Gesamtbedarfsplan für Unterrichtsmittel im obligatorischen Unterricht der erweiterten allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule der DDR, Klassen 11 und 12, ergänzt durch die Bedarfspläne der zehnklassigen allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule der DDR, Klassen 9 und 10. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972

GRÖNKE, O./W. KIRSCH: Die Arbeitssammlung für den Biologieunterricht der 5. Klasse. BioS **15** (1966) Heft 7, Seiten 300 bis 303

HUNNESHAGEN, H.: Einbeziehung der Schüler in die Sicherung der materiellen und organisatorischen Voraussetzungen des Unterrichts. Pädagogik **30** (1975) Heft 2, Seiten 159 bis 168

JENDRO, L.: Die Anlage einer Samensammlung. BioS **6** (1957) Heft 1, Seiten 40 bis 41

KEILBACH, R.: Die tierischen Schädlinge Mitteleuropas mit kurzen Hinweisen auf ihre Bekämpfung. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1966

KEMPER, H.: Die Haus- und Gesundheitsschädlinge und ihre Bekämpfung. Verlag Dunker und Humblot, Berlin 1950

KNORR, H.: Inventarisation und Sammlung in den Heimatmuseen. Fachstelle für Heimatmuseen, Halle 1957

KOCH, M.: Präparation von Insekten. Neumann-Verlag, Radebeul/Berlin 1964

KÖRNIG, G.: Zur Versorgung der Schulen mit Naturobjekten. BioS **23** (1974) Heft 4, Seiten 130 bis 132

LADWIG, E.: Sammelkalender für biologische Objekte. BioS **1** (1952) Heft 4, Seiten 162 bis 171

MÜLLER, J.: Hinweise zum Aufbau einer Molluskensammlung. BioS **4** (1955) Heft 5, Seiten 234 bis 236

NATHO, G. u. I.: Herbartechnik. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg-Lutherstadt 1964

NESTLER, H.: Der Aufbau einer Fossiliensammlung für den Biologieunterricht. BioS **10** (1960) Heft 9, Seiten 460 bis 464

SOMMER, K. (Hrsg.): Der Mensch. Anatomie – Physiologie – Ontogenie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1977

–: Die Fossilien der Rügener Schreibkreide. (Die Neue Brehm-Bücherei, Nr. 486), A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1975

OESTERREICH, J.: Schmetterlingskästen für die Lehrmittelsammlung. Werkunterricht (1957) Seite 55 ff.

OLBERG, G.: Fraßspuren und andere Tierzeichen. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1959

PIECHOCKI, R.: Makroskopische Präparationstechnik. Teil I: Wirbeltiere; Teil II: Wirbellose. Akademische Verlagsgesellschaft Geest & Portig, Leipzig 1961/1966; Teil III: Wirbellose, 2. überarbeit. Aufl. 1975

PREHN, K.: Zur außerunterrichtlichen biologischen Arbeit der Schüler. BioS **11** (1962) Heft 6, Seiten 255 bis 262

Richtlinie für den Arbeits- und Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom Mai 1967 und Kommentar . . . Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1967

SCHLÜTER, W.: Mikroskopie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1973 und 1978

SCHMIDT, W.: Rationeller Unterricht durch Fachunterrichtsräume. BioS **20** (1971) Heft 4, Seiten 142 bis 146

SCHURIG, G.: Kunstlicht im Museum I und II. Der Präparator **4** (1958) Seiten 125 bis 130 u. 200

Schulmöbelangebot 1972. Katalog des Staatlichen Kontors für Unterrichtsmittel und Schulmöbel. Leipzig 1972

SIMON, H.: Hinweise und Erläuterungen zum Unterrichtsmittel-Bedarfsplan. BioS **20** (1971) Heft 8, Seiten 334 bis 335

–: Fachunterrichtsraum Biologie. BioS **22** (1973) Heft 4, Seiten 117 bis 128

–: Biologie. In Fachunterricht. Unterrichtsmittel. Fachunterrichtsräume. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974, Seiten 157 bis 167

Taschenbuch der Zoologie. Bd. 2 u. 3: Wirbellose. Bd. 4: Wirbeltiere. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1967/1975

Unterrichtsmittel – Bedarfsplan Klassen 5 bis 10 des Faches Biologie. BioS **20** (1971) Heft 8, Seiten 321 bis 333

VOGLER, W.: Erfahrungen aus drei Jahren Tätigkeit der Biologie-Station in Berlin-Friedrichshain. BioS **23** (1974) Heft 4, Seiten 132 bis 135

VOGT, A.: Zur Frage der Klimatisierung von Museumsräumen. Museumskunde **29** (1960), Seiten 26 bis 30 (zit. n. PIECHOCKI 1961)

WEBER, R./H. WEISZ: Vortrag für den Erfahrungsaustausch mit den Leitern der Pädagogischen Kreiskabinette und Kreisstellen für Unterrichtsmittel auf der Interscola 1974. Unterrichtsmittel-Information **10** (1975) Heft 5, Seiten 3 bis 27

WEIDNER, H.: Bestimmungstabellen der Vorratsschädlinge und des Hausungeziefers Mitteleuropas. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1971

WEISS, H.: Über Wesen und Funktionen von Unterrichtsmitteln als materiell-gegenständliche pädagogische Mittel des Bildungs- und Erziehungsprozesses. BioS **22** (1973) Heft 4, Seiten 113 bis 117

WINDELBAND, A.: Samen und trockene Früchte als wesentliche Bestandteile der biologischen Arbeitssammlung. BioS **16** (1967) Heft 6, Seiten 277 bis 280

–: Klassenarbeitssätze von Naturobjekten. BioS **18** (1969) Heft 1, Seiten 19 bis 28

–: Kritische Analyse des Ausstattungsstandes der allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule mit biologischen Unterrichtsmitteln sowie Grundsätze und Empfehlungen für den Ausbau der Sammlungen zur weiteren Steigerung der Effektivität des Biologieunterrichts. Humboldt-Universität, Diss. B, Berlin 1970

A 1. „Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutz"

AHRENS, G.: Die Giftprüfung. Barth, Leipzig 1968

Arbeitsrecht der Lehrkräfte und Erzieher. Staatsverlag der DDR, Berlin 1965

BAUER, L./H. WEINITSCHKE: Landschaftspflege und Naturschutz. VEB Fischer-Verlag, Jena 1967

Brandschutz im Schulunterricht. Reihe: Vorbeugender Brandschutz, Staatsverlag der DDR, Berlin 1963

BÜTTNER, F.: Giftkunde – Giftgesetz. Fachbuchverlag, Leipzig 1975

DEITERS, L.: Hygiene des Schulgebäudes. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1955

Durchsetzung des Arbeitsschutzes im Sozialismus. FDGB-Bundesvorstand, Abt. Arbeitsschutz, Berlin o. J.

FLÖRKE, W.: Unfallverhütung im naturwissenschaftlichen Unterricht. Quelle & Meyer, Heidelberg 1967
Fürsorge und Aufsicht. Staatsverlag der DDR, Berlin 1966
Handbuch für den Arbeitsschutz. Tribüne, Berlin 1966
Landeskulturgesetz – Kommentar zum Gesetz über die planmäßige Gestaltung der sozialistischen Landeskultur in der DDR vom 14. Mai 1970. Staatsverlag der DDR, Berlin 1973
Richtlinie für den Arbeits- und Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom 25. Mai 1967 (mit Kommentar). Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1967
WEDLER, R.: Fotorecht – Amateurfilmrecht. VEB Fotokino, Leipzig 1974

Gesetzliche Bestimmungen zum Gesundheits-, Arbeits- und Brandschutz

Gesetz über die sozialistische Entwicklung des Schulwesens in der DDR vom 2. 12. 1959. GBl I 1959. Seite 859
Gesetz über die planmäßige Gestaltung der sozialistischen Landeskultur in der DDR – Landeskulturgesetz – vom 14. 5. 1970. GBl I 1970, Seite 67
Gesetz über den Verkehr mit Giften – Giftgesetz – vom 6. 9. 1950. GBl I 1950, Seite 977
Verordnung über die Sicherung einer festen Ordnung an den allgemeinbildenden Schulen – Schulordnung – vom 20. 10. 1967. GBl II 1967, Seite 769
Verordnung über die Pflichten und Rechte der Lehrkräfte und Erzieher – Arbeitsordnung für pädagogische Kräfte der Volksbildung – vom 22. 9. 1962. GBl. II 1962, Seite 675
1. Durchführungsbestimmung zur Verordnung über die Pflichten und Rechte der Lehrkräfte und Erzieher – Fürsorge- und Aufsichtsordnung – vom 5. 1. 1966. GBl II 1966, Seite 19

A 2. „Auszüge aus dem Landeskulturgesetz"

BAUER, L./H. WEINITSCHKE: Landschaftspflege und Naturschutz. VEB Fischer-Verlag, Jena 1973
Gesetz über die planmäßige Gestaltung der sozialistischen Landeskultur in der DDR – Landeskulturgesetz – vom 14. 5. 1970. GBl. I 1970, Seite 67
Landeskulturgesetz – Kommentar zum Gesetz über die planmäßige Gestaltung der sozialistischen Landeskultur in der DDR vom 14. Mai 1970. Staatsverlag der DDR, Berlin 1971.

Sachregister

(Chemikalien und Materialien siehe auch Seiten 23 bis 35, 150 bis 159, 210 und 211, 232 und 233, 241 bis 244, 265 und 266 und 297 bis 302).
Das Zeichen * weist auf eine Abbildung hin.

Abbalgen 189
Abdrücke 315
Abgüsse 316
Abtöten 160 ff.
Aktinien 91 f.*
Algenhaken 29*, 31
Algenkulturen 75 f.*
Anneliden 93
Anreicherungskulturen 259
Aquarien 80 ff.*
Aquarienpflanzen 114 ff.*
Aquaterrarien 95
Arbeitssammlungen 322 ff.
Arthropodenkäfige 99 ff.*
Aufbewahrungsflüssigkeit 155
Aufbewahrungsräume 10 f.*, 318
Auflichtprojektion 290

Baumsäge 28*
Beobachten, freie Natur 230 ff.
–, im Unterrichtsraum 237
–, Insekten 234
–, natürlicher Standort 231 f.
–, ökologisches 232 ff.
–, Pflanze 230
–, phänologisches 235 f.
–, Tiere 230 f.
Beobachtungsheft 23*
Beschriften von Knochen 183*
Bestimmen, Arbeitsgeräte 58
Bestimmungsbücher 23
--literatur 56 ff.*
--mittel 55
--tabellen 53 ff.*
--verfahren 58 ff.*
Bestimmungsschlüssel, kontinuierliche 52 f.*
Betäuben 150
Betäubungsmittel 194 ff.
biologische Ausstellung, Standort 62
– Ecken, Gestaltung 63*
– Objekte, Beschriftung 63
Blütendiagramm 213 f.*
Biotopaufnahmen 267 ff.*
Brutschrank 258*

Chromatographieren 238 f.

Demonstrationsmaterial 22
Desinfektionsmittel 155 f.
Desinfizieren von Pflanzen 204 f.
Drosophilazucht 101 f.*
Durchlichtstehbildprojektion 290 f.*

Eier, Ausblasen 152*
Einzeller, tierische 134*
Elektronenblitzgerät 280 f.*
Entfetten von Knochen 181 f.
Entfetten von Skeletten 188, 190
Entfleischen von Knochen 188, 190
Entkalken von Knochen 184
Epiprojektion 290 ff.
Episkop 291
Experimentiergeräte 241 ff.

Fangen, zoologische Objekte 36 ff.*
Fangglas 27
Fangschirme 32
Farngärten 73 f.
Filmmaterial 265 f.
Fische, einheimische 122 ff.*
–, exotische 125 ff.*
–, Seewasser 135 f.*
Fixieren 160 ff.*
Fixierung 208
Fixierungsmittel 151 ff., 194 ff.
Flammenprobe 249
Fliegenfalle 149*
Flüssigkeitspräparate 191 ff., 207 ff.*
Formikarien 100 f.*
Fotografieren, botanische Objekte 267 ff.*
–, Fossilien 282 f.*
–, Modelle 283 f.*
–, Präparate 283 f.*
–, tierische Lebenstätigkeiten 282 f.*
–, zoologische Objekte 277 ff.*
Fotogramme 284 f.*
fototechnische Ausrüstung 265 f.
Fraßspuren 174
Futterbeschaffung 104 f.
--kulturen 104 f.
--zuchten 149, 104 f.

Gewölle 173
Gießharz 301 f.
Gips 299
Glasbearbeitung 246 f.
Glühen von Knochen 184
Gliedertiere 131 f.*
Gliedmaßenskelette 187 ff.*

Habitusaufnahmen 265, 269 ff.*
Hackspuren 174
Härtungsflüssigkeit 153 ff.
Härtungszeiten 154
Halbmikrotechnik 247 ff.*
Haltung von Pflanzen, Sonderkulturen 72 ff.
Haltung von Pflanzen 70 ff.*

Haltung von Tieren, Allgemeines 78ff.*
Herbarbogen 205ff.*
Herbarisieren 202ff.
Hydrokulturen 72f.*

Impfen, Nährböden 256f.*
Insektarien 99f.*, 144f.*
Insektenbrettchen 159*
Insektenfangeinrichtungen 41*, 149*
Insektennadeln 165f.*

Käfersieb 26*
Kaltwasseraquarien 80ff.*
Keimgehalt 262
Klappfalle 27
Knochenpräparate 179ff.*
Knochenschliffe 185
Knochenschnitte 184*
Kokons 174
Kolorimetrie 239f.
Kompressorien 160*
Konservierung 208
Konservierungsmittel 194ff., 152ff.
Konservierungsverfahren, zoologische Objekte 159ff.
Kopfskelette 185ff.*
Krebse 93
Kultivierung, Protozoen 255ff.
Küvettenprojektion 292f.*

Lupenaufnahmen 276f.*, 264f.
Lupenprojektion 290, 295

Manometer 240*
manometrische Methoden 240f.*
Mazerieren 189f.
Mehlkleister 299
Messen 238
Methanaltrockenpräparate 174ff.*
Mikroaufnahmen 264f.
–, Beleuchtung 286f.*
–, Belichtungszeit 287*
–, biologische Objekte 285ff.*
Mikroorganismen, Lebendbeobachtungen 260f.
–, Vergrößerungen 288ff.*
Mikroorganismen, Mikroskopie 259 ff.
Mikroorganismen, physiologische Untersuchungen 261f.
Mikroprojektion 290, 295
Mikroskopie von Mikroorganismen 259 ff.
Moosgärten 73f.*

Nadeln, Insekten 165ff.*
Nährböden, Herstellung 252ff.*
Nährsubstrate 259
Nahaufnahmen 264
–, Pflanzen 272ff.*
Narkotika 150
Naturschutzbestimmungen 61
Naturschutzgesetz 35
Nester 173
Netzsieb 29f.*

Objektivbrennweite 273
Objektdias 294f.*

Paraffin 298
Pflanzengärten, geschlossene 74f.*
Pflanzenpresse 157*
Planktonnetz 30f.*
Plastilin 298
Präparation, Auge 228f.*
–, Frosch 222f.
–, Herz 227
–, Säugetier 225ff.*
–, Vögel 223ff.*
Präparierbesteck 24*, 156f.*, 210f.
Präparategläser 33, 156*
Präparationsverfahren 164ff.*
Polyluxprojektion 294f.
Polystyrol-Schaumstoff 301
Projektionsverfahren 290ff.*

Raupenkästen 99f.*
Raupenschere 28*
Reagenzglasprobe 249
Reinkulturen, Anlage 256ff.*
Reinigungsmittel 155f.
Reproduktionen 265
Rupfungen 173f.*

Säugerkäfige 102f.*
Sammelexkursion 23, 33
Sammelmappe 23, 29, 33, 34*
Sammeln, botanische Objekte 46 ff., 320
–, Fossilien 50
–, zoologische Objekte 36ff., 320
Sammeltagebuch 23*
Sammeltasche 24*
Sammlungskartei 23
Sammlungsschädlinge 330ff., 333ff.
Schabnetz 29f.*
Schädelschnittpräparate 187
Schädlingsbekämpfung 330ff.
Schauterrarien 97
Schleppnetz 29f.*
Schmetterlingsnetz 26*
Seewasseraquarien 89ff.*
Sektion, Regenwurm 218f.*
Sektion, Fisch 221*
Spannbretter 33, 170*
Stangensäge 28*
Sterilisation 250 ff.*
Stopfpräparate 176ff.*
Streifnetz 25f.*
Süßwasseraquarien 86ff.
Suralin 298

Terrarien 93 ff.*, 140ff.*
Terrarienhaltung 97ff.
Terrarienpflanzen 117ff.*
Terrarien 93ff.*
Tötungsgläser 26f.*, 33
Tötungsmittel 150f.
Ton 300
Topffalle 27*
Trockenpräparate 166ff.*
Trockenterrarien 95ff.*
Tüpfelprobe 249
Tunikaten 93

Veraschen 238
Verschlußmittel 155f.
Vogelkäfige 102ff.*
Vorbereitungsraum 10f.*, 319
Vivarien 78ff.*

Waben 174
Wasserproben 36

Warmwasseraquarien 85 ff.
Weichtiere 129 f.*
Weitwinkelobjektiv 273*
Wirbellose Tiere, Seewasseraquarien 137 ff.*
Wirkstoffauswahl, Modellierung 298 ff.
Wurfflasche 30 f.*
Wurfhaken 31*
Wurzelkasten 78*

Zergliedern 212 ff.*
Zerlegen, Insekt 219 ff.*
Zimmergewächshaus 76 f.*
Zimmerpflanzen 106 ff.
Zuchtkasten, Insekten 158*
Zucht, Pflanzen 64 ff., 68 ff.*, 321
Zucht, Tiere 78 ff.*, 321

Abbildungsnachweis

Fotos und Reproduktionen: Heinz Bremer, Güstrow (Abb. 103/1); Institut für Pädagogik der Friedrich-Schiller-Universität, Jena (92/1); Dr. Manfred Neubauer, Potsdam (Abb. 53/1, 53/2, 54/1, 54/2, 56/1, 56/2, 57/1, 57/2); Horst Theuerkauf, Gotha (Abb. 12/1, 268/1 bis 268/4, 270/1 bis 270/3, 273/1, 273/2, 275/1, 275/2, 277/1, 277/2, 279/1, 279/2, 280/1, 280/2, 282/1, 282/2, 283/1 bis 283/4, 284/1 bis 284/3, 285/1 bis 285/3, 282/1 bis 286/4, 288/1, 288/2, 289/1, 289/2, 290/1, 290/2, 292/1 bis 292/3, 293/1, 293/2, 294/1 bis 294/3; Wilhelm-Pieck-Universität Rostock, Hochschulbildstelle (Abb. 64/1, 77/1, 78/1, 79/1, 94/1, 96/1, 99/1, 100/1, 248/1, 316/1); Dr. sc. Arthur Windelband, Potsdam (Abb. 50/1, 156/1, 156/2, 157/2 bis 157/4, 159/1, 161/1, 168/1, 171/2, 173/1, 175/1, 175/2, 176/1, 177/1, 178/1, 178/2, 180/1, 181/1 bis 181/4, 183/1, 184/1, 185/1, 185/2, 188/1 bis 188/3, 191/1, 191/2, 192/1, 191/2, 193/1, 193/2, 199/1, 200/1, 200/2, 201/1, 201/2, 202/2, 208/1)

Zeichnungen: Hans-Joachim Behrendt, Grünheide (Abb. Seite 106 bis 112); Inge Duty, Rostock (Abb. Seite 114 bis 121); Eberhard Graf, Berlin (Abb. 11/1, 12/2, 13/1, 23/1, 24/1, 24/2, 25/1, 26/1, 27/1, 28/1, 29/1, 30/1, 30/2, 31/1, 33/1, 34/1, 41/1, 59/1, 63/1, 66/1, 69/1, 69/2, 72/1, 74/1, 74/2, 75/1, 76/1, 80/1, 81/1, 89/1, 94/3, 99/2, 100/2, 102/1, 149/1, 149/2, 157/1, 158/1, 160/1, 165/1, 165/2, 166/1, 166/2, 167/1, 167/2, 169/1, 169/2, 170/1, 170/2, 171/1, 172/1, 205/1, 206/1, 212/1, 213/1, 213/2, 214/1, 219/1, 220/1, 221/1, 224/1, 226/1, 228/1, 240/1, 251/1, 254/1, 257/1, 257/2, 258/1, 258/2, 297/1, 303/1, 304/1, 305/1 bis 305/3, 307/1, 308/1, 309/1 bis 309/3, 311/1, 312/1, 312/2, 313/1, 313/2, 314/1, 315/1); Rainer Zieger, Berlin (Abb. Seite 122 bis 148)

ERSTE HILFE BEI VERGIFTUI

Art der Schädigung (Kennzeichen)	Maßnahmen der Ersten Hilfe
Verätzungen der Haut (bei Laugen Rötung, Blasenbildung, tiefgreifende gallertige Zerstörung der Gewebe; bei Säuren typische Ätzschorfe)	Sofort mit (fließendem) Wasser wenigstens 10 Minuten bei mäßigem Strahl intensiv spülen! Neutralisationsversuche meist unzweckmäßig! Benetzte Kleidung, feste Partikel oder Spritzer rasch entfernen! Keimfreien Verband anlegen! Keine Salben und kein Puder verwenden!
Verätzungen der Augen (brennender Schmerz, Tränenfluß, Druckgefühl, krampfhaftes Schließen der Augenlider, teils Weißwerden der Hornhaut und Ätzspuren in der Umgebung)	Sofort mit (fließendem) Wasser wenigstens 10 Minuten vom inneren nach dem äußeren Augenwinkel bei weit geöffnetem Lidspalt und leichtem Strahl spülen! Keine Neutralisationsmittel verwenden! Feste Partikel mit Haarpinsel o. ä. entfernen! Keimfreien Verband (evtl. über beide Augen) anlegen!
Verätzungen des Magen-Darmkanals (schmerzhafte Rötung, Schwellung u. a. Ätzfolgen an Lippen, Mund- und Rachenhöhle sowie Zähnen; Schmerzen hinter dem Brustbein und im Oberbauch, mitunter Erbrechen, Würgereiz, starker Speichelfluß u. a.)	Sofort reichlich Milch (später mit eingequirlten Eiern) oder Wasser trinken! Nach Laugen auch 1%ige bis 2%ige Verdünnung von Essig(säure) oder Zitronensäure (-saft). Nach Säuren medizinisch reines Magnesiumoxid, aber keine (Hydrogen-) Karbonate trinken! Kein Erbrechen auslösen! Bequeme (Seiten-)Lagerung; Schutz vor Wärmeverlust (Wolldecken)!
Verätzungen der Atmungsorgane durch Salzsäure, Chlor,	Frischluft (bei Atemnot auch mit Sauerstoff angereichert)! Auch im Verdachtsfall absolute Ruhe, Sprechverbot! Lagerung und (liegender!) Ab-

GEN UND VERÄTZUNGEN

Art der Schädigung (Kennzeichen)	Maßnahmen der Ersten Hilfe
Phosgen, nitrose Gase, Ammoniak u. a. (Brennen der Schleimhäute, Reizhusten, teils Stechen hinter dem Brustbein, Atemnot, Erbrechen; in schwereren Fällen nach 2 bis 8 Stunden Lungenödem)	transport mit erhöhtem Oberkörper, in Wolldecken einhüllen! Bei Bewußtlosigkeit stabile Seitenlage! Bei Atemstillstand Atemspende oder Beatmung mit Atemgerät, keine manuellen Methoden der künstlichen Beatmung!
Vergiftungen durch Einatmen anderer Gase und Dämpfe Unterschiedliche Vergiftungsbilder; häufig Kopfschmerzen, Übelkeit, Atemnot, Schwindel; in schweren Fällen Bewußtseins-, Atem- und Herz-Kreislauf-Störungen lebensbedrohlich; sehr hohe Konzentrationen bald tödlich	Frischluft (gegebenenfalls mit Sauerstoff angereichert)! Entfernung durchtränkter Kleidung! Schutz vor Wärmeverlust (Wolldecken)! Notfalls absolute Ruhe, flache Lagerung! Bei Bewußtlosigkeit stabile Seitenlage! Bei Atemstillstand künstliche Beatmung, nach Zyanwasserstoffvergiftung jedoch keine Atemspende, sondern Beatmung mit Atemgerät oder manuell! Notfalls spezielle Maßnahmen und dringliche medizinische Hilfe!
Vergiftungen über den Magen-Darm-Kanal Unterschiedliche Vergiftungsbilder (siehe dort). An gleichzeitige Verätzung denken (siehe dort)	Sofort vorsichtig durch warme konzentrierte Natriumchlorid- oder -sulfatlösung Erbrechen auslösen! (notfalls Rachen kitzeln) Evtl. medizinische Aktivkohle in 4%iger Natriumsulfatlösung geben! Nach anorganischen Giften u. U. Entgiftung! Nach Pflanzenteilen max. 0,1%ige Kaliumpermanganatlösung mehrfach trinken und wieder erbrechen lassen!

Bei allen Vergiftungen und Verätzungen bei der Bergung aus dem Gefährdungsbereich eigene Sicherheit vor Vergiftungs- und Explosionsgefahr beachten! Stets ohne Zeitverlust ärztliche Behandlung veranlassen!

Kurzwort: 012124 Arb-Techniken Bio
DDR 16,50 M