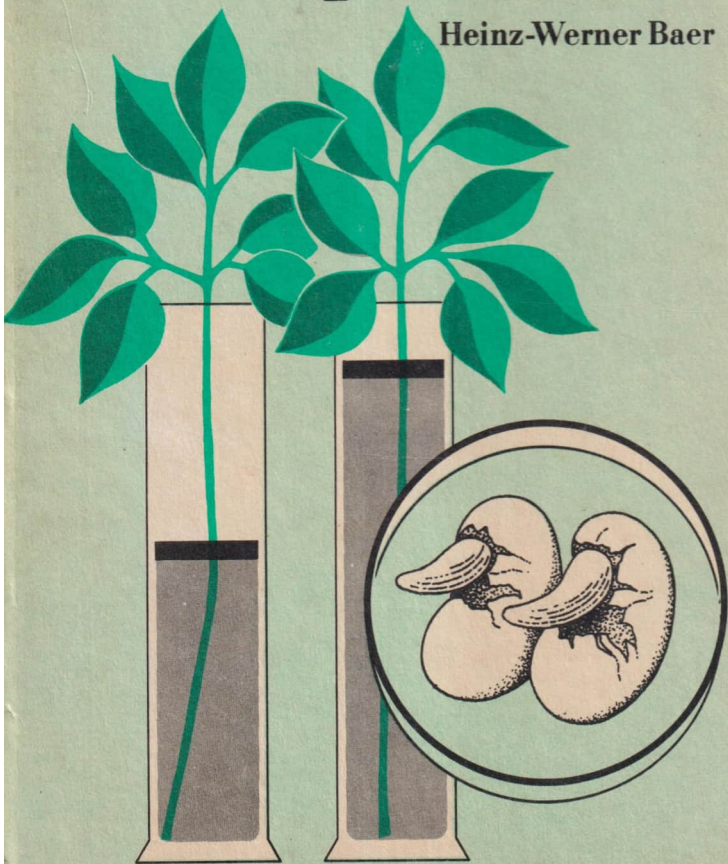
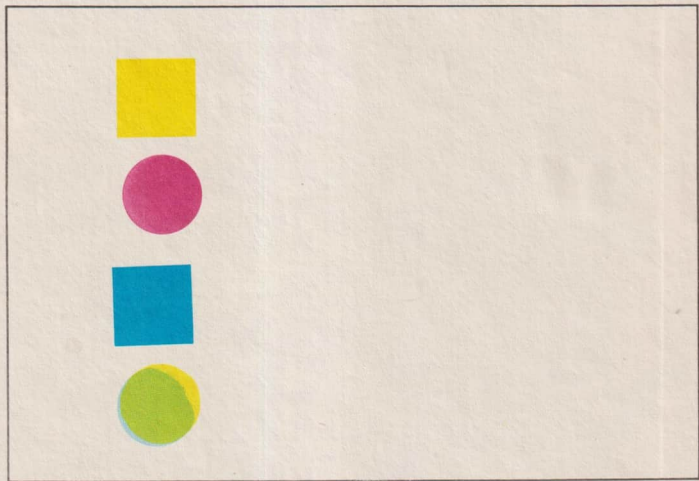
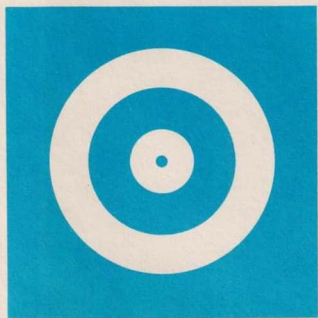
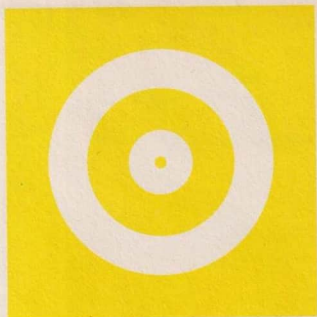


Biologische Schulexperimente

Heinz-Werner Baer







Biologische Schulexperimente

Heinz-Werner Baer

8. durchgesehene Auflage



Volk und Wissen
Volkseigener Verlag Berlin
1986

© Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1983

8. Auflage

Die 1. bis 6. Auflage erschien unter dem Titel

„Biologische Versuche im Unterricht“

Lizenz-Nr. 203 · 1000/86 (DN 01 21 18—8)

LSV 0645

Redaktion: Ilse König, Gertrud Kummer

Einband: Werner Fahr

Zeichnungen: Eberhard Graf

Typographische Gestaltung: Atelier vvv, Wolfgang Lorenz

Printed in the German Democratic Republic

Gesamtherstellung: VEB Druckerei „Thomas Müntzer“, 5820 Bad Langensalza

Schrift: 9/10 p Times Monofoto

Redaktionsschluß: 25. Januar 1985

Bestell-Nr. 706 936 3

01250

Inhalt

	Vorwort	13
	Zum Experimentieren im Biologieunterricht	15
	Stoffliche Struktur der Organismen	33
	Anorganische Stoffe	33
1	Wassergehalt von Pflanzen (SG)	33
2	Aschegehalt pflanzlicher Trockensubstanz (SG)	34
3	Basizität der Pflanzenasche (S)	34
4	Kohlenstoffnachweis in Pflanzen (S)	35
5	Stickstoffnachweis in Pflanzen (S)	35
6	Phosphatnachweis in Pflanzen (S)	36
7	Sulfatnachweis in Pflanzen (S)	36
8	Kalziumnachweis in Pflanzen (S)	37
9	Natriumnachweis in Pflanzen (S)	37
10	Kaliumnachweis in Pflanzen (S)	38
11	Magnesiumnachweis in Pflanzen (S)	38
12	Eisennachweis in Pflanzen (D)	39
13	Chloridnachweis in Pflanzen (S)	39
14	Jodidnachweis in Pflanzen (D)	40
15	Silikatnachweis in Pflanzen (D)	40
16	Quantitativer Nachweis anorganischer Stoffe in Knochen (D)	41
17	Bleichen von Knochen (D)	41
18	Kalziumnachweis in Knochen (S)	42
19	Phosphatnachweis in Knochen (S)	42
20	Festigkeit von Knochen — Modellexperiment (S)	43
21	Wirkung des Luftdrucks bei Kugelgelenken — Modellexperiment (D)	43
22	Wassergehalt von Muskelfleisch (D)	44
23	Anorganische und organische Bestandteile des Muskelfleisches (S)	44
	Organische Stoffe	45
24	Chemische Zusammensetzung der Kohlenhydrate (S)	45
25	Stärkegewinnung aus Kartoffeln (S)	45
26	Stärkenachweis (S)	46
27	Traubenzuckernachweis (S)	46
28	Zellulosenachweis (S)	47
29	Ligninnachweis in verholzten Pflanzenteilen (S)	47
30	Chemische Zusammensetzung von Eiweißen (S)	48
31	Nachweis von Eiweißen durch Erhitzen (S)	48
32	Nachweis von Eiweißen durch Xanthoproteinreaktion (D)	49
33	Leguminnachweis in Samen von Schmetterlingsblütengewächsen (D)	49
34	Klebernachweis in Getreidekörnern (D)	50
35	Fettnachweis durch Fettfleckprobe (S)	50

36	Nachweis von Karotin (Provitamin A) in Pflanzen (D)	51
37	Nachweis von Vitamin C (S)	51
38	Entfetten von Knochen (D)	52
39	Nachweis organischer Stoffe im Knochen durch Glühen (D)	53
	Stoff- und Energiewechsel	54
	Stoffaufnahme	54
40	Diffusion (D)	54
41	Osmose (D)	55
42	Traubesche Zelle (D)	56
43	Semipermeabilität bei lebenden Pflanzenzellen (SG)	56
44	Wasseraufnahme durch die Wurzel (SG)	57
45	Wasseraufnahme durch die Laubblätter (SG)	58
46	Wasseraufnahme und Wasserleitung bei Moosen (SG)	58
47	Gewebespannung in Pflanzenteilen in isotonischen und hypertonischen Lösungen (SG)	59
48	Künstliches Welken von Laubblättern in Natriumchloridlösung (SG)	60
49	Gewebespannung zwischen Holz und Rinde (S)	60
50	Gewebespannung zwischen Holz und Mark (S)	61
51	Gewebespannung zwischen Rinde und Mark (S)	61
52	Wasseraufnahme durch die Haut bei Lurchen (D)	62
53	Wasseraufnahme und -abgabe durch die Haut bei Regenwürmern (D)	62
54	Nahrungsaufnahme der Süßwasserpolypen (SG)	63
55	Nahrungsaufnahme und Fortbewegung der Schnecken (S)	63
56	Nahrungsaufnahme des Blutegels (D)	64
57	Nahrungsaufnahme der Gelbrandkäferlarve (D)	65
	Stofftransport	65
58	Messen des Wurzeldrucks (D)	65
59	Wurzeldruck und Guttation (SG)	66
60	Wasserleitung in der Sproßachse (SG)	66
61	Wasserleitung in Gefäßen bei Pflanzen (D)	67
62	Blutgerinnung (D)	67
63	Verhindern der Blutgerinnung durch Defibrinieren (D)	68
64	Verhindern der Blutgerinnung durch Zusätze (D)	69
65	Geformte und flüssige Bestandteile des Blutes (D)	69
66	Reaktion von Blut auf Sauerstoffzufuhr (D)	70
67	Reaktion von Blut auf Kohlendioxidzufuhr (SG)	71
68	Hämolyse roter Blutzellen (SG)	71
69	Reaktion von Blut auf Kohlenmonoxid (D)	72
70	Blutgruppenbestimmung (D)	73
71	Arterienpuls — Modellexperiment (D)	74
72	Wirkung der Venenklappen (D)	74
73	Transport der Assimilate in Pflanzen (D)	75
	Stoffumbau und Stoffspeicherung	76
74	Wasserlöslichkeit der Kartoffelstärke (S)	76
75	Gewinnen von Enzymextrakt aus Keimlingen und Präparaten (D)	76
76	Nachweis der Enzymwirkung von Amylase (D)	77
77	Stärkeverdaung im Mund (S)	78
78	Wirkung von Speichel auf Stärkelösung (D)	78
79	Wirkung von Pepsin und Salzsäure auf Eiweiße (S)	79
80	Einfluß der Temperatur auf die Reaktionsgeschwindigkeit von Enzymen (D)	80
81	Temperatureinfluß auf die Verdauung (D)	81
82	Verdaulichkeit eiweißhaltiger Nahrungsmittel (D)	81

83	Wirkung des Magensaftes auf Mikroorganismen (D)	82
84	Löslichkeit von Fetten in verschiedenen Lösungsmitteln (SG)	82
85	Wirkung von Gallensaft auf Fette (SG)	82
86	Wirkung von Bauchspeichel auf Fette (SG)	83
87	Nachweis von Gallenfarbstoffen (D)	84
88	Wirkung von Lablösung auf Milch (SG)	84
	Stoffausscheidung	85
89	Nachweis der Wasserabgabe bei der Atmung (D)	85
90	Nachweis der Wasserabgabe durch die Haut (S)	85
91	Nachweis der Wasserabgabe durch Laubblätter (D)	86
92	Nachweis der Wasserabgabe durch Spaltöffnungen (D)	86
93	Abhängigkeit der Transpiration von äußeren Faktoren (D)	87
94	Wasserabgabe durch Guttation (D)	88
95	Nachweis des Verdunstungsschutzes (SG)	88
	Photosynthese	89
96	Nachweis der Sauerstoffabgabe bei der Photosynthese (D)	89
97	Funktion des Chlorophylls bei der Photosynthese (D)	90
98	Bedeutung des Lichtes für die Photosynthese (D)	90
99	Bedeutung des Kohlendioxids für die Photosynthese (D)	91
100	Herstellung einer Rohchlorophylllösung (SG)	92
101	Trennen der Rohchlorophylllösung (SG)	92
102	Papierchromatographische Trennung der Blattfarbstoffe (D)	93
103	Chlorophyllnachweis in roten Laubblättern (SG)	93
	Atmung	94
104	Nachweis des Sauerstoffverbrauchs bei der Pflanzenatmung (D)	94
105	Nachweis des Sauerstoffverbrauchs bei der Atmung grüner Pflanzenteile (D)	95
106	Nachweis von Sauerstoffverbrauch und Kohlendioxidabgabe bei der Pflanzenatmung (D)	95
107	Nachweis der Atmungswärme (D)	96
108	Sauerstoffaufnahme bei der Lungenatmung (D)	96
109	Nachweis der Kohlendioxidabgabe bei der Atmung (S)	97
110	Einfluß körperlicher Belastung auf die Atmung (D)	98
111	Nachweis der Diffusion von Kohlendioxid (S)	98
112	Messen des Fassungsvermögens der Lunge (D)	99
113	Veränderung des Brustraumes beim Einatmen und Ausatmen — Modellexperiment (SG)	100
114	Funktion des Zwerchfells bei der Atmung — Modellexperiment (D)	101
115	Ein- und Ausströmen von Atemwasser bei Muscheln (D)	102
	Gärung	102
116	Nachweis der Kohlendioxidentwicklung bei der alkoholischen Gärung (SG)	102
117	Nachweis der Bildung von Äthanol (SG)	103
118	Nachweis der Milchsäuregärung (SG)	104
119	Nachweis der Essigsäuregärung (SG)	104
120	Nachweis der Buttersäuregärung (SG)	105
121	Nachweis der Zersetzung von Kartoffelknollen durch Bodenorganismen (S)	105
	Reizbarkeit	107
	Bewegungen bei Pflanzen	107
122	Beobachten der Wachstumsrichtung von Wurzel und Sproß (SG)	107
123	Nachweis der Bedeutung der Wurzelspitze für die Wachstumsrichtung (SG)	108
124	Beobachten des gerichteten Wachstums von Nebenwurzeln (SG)	108

125	Reaktion des Pillenwerfers auf Lichtreize (D)	109
126	Reaktion von Senfkeimlingen auf Lichtreize (D)	109
127	Reaktion von Wurzeln auf hydrotropische und geotropische Reize (D)	110
128	Reaktion von Wurzeln auf chemische Reize (D)	110
129	Reaktion von Blüten auf Temperaturreize (SG)	111
130	Reaktion der Mimose auf Berührungsreize (D)	111
131	Reaktion der Mimose auf chemische Reize (D)	112
	Tast- und Temperatursinn bei Tieren und beim Menschen	113
132	Reaktion der Süßwasserpolypen auf Berührungsreize (SG)	113
133	Nachweis der Druckempfindung der Haut (SG)	113
134	Nachweis der Druckempfindlichkeit der Haut (S)	114
135	Bestimmen der Lokalisation von Berührungsreizen (SG)	114
136	Betäubung des Schmerzsinnes (D)	115
137	Nachweis der Temperaturempfindung (SG)	115
138	Nachweis des Zusammenwirkens von Temperatur- und Druckempfindung (SG)	116
139	Feststellen von Temperaturunterschieden (SG)	117
140	Nachweis der Relativität der Temperaturempfindung (S)	117
	Geruchs- und Geschmackssinn bei Tieren und beim Menschen	118
141	Nachweis der Geruchsempfindlichkeit (S)	118
142	Nachweis der Beeinflussung der Geruchsempfindung durch die Atmung (S)	118
143	Feststellen der Dauerhaftigkeit der Geruchsempfindung (S)	118
144	Zusammenwirken von Geruchs- und Geschmacksempfindung (S)	119
145	Feststellen der Lokalisation der Geschmacksempfindung (SG)	120
146	Beeinflussung der Geschmacksempfindung durch die Temperatur (S)	120
147	Beeinflussung der Geschmacksempfindung (S)	121
148	Nachweis von Geruchs- und Geschmackssinn beim Gelbrandkäfer (D)	121
	Gehör- und Gleichgewichtssinn bei Tieren und beim Menschen	122
149	Feststellen der Hörfähigkeit (S)	122
150	Lautstärke eines Schalles bei zunehmender Luftverdünnung (D)	122
151	Schalleitung durch Knochen (SG)	123
152	Bedeutung der Ohrmuschel für die Schallaufnahme (S)	123
153	Nachweis des Richtungshörens (D)	123
154	Feststellen der Verbindung zwischen Ohr- und Rachenraum (S)	124
155	Reizreaktion des Lage- und Bewegungssinns (SG)	124
156	Beobachten der Strömung der Endolymphe — Modellexperiment (D)	125
157	Reizreaktion des Gleichgewichtsorgans bei Tieren (D)	125
158	Wirkung des Gleichgewichtsorgans beim Flußkrebs (D)	126
	Lichtsinn bei Tieren und beim Menschen	127
159	Sezieren eines Rinderauges (SG)	127
160	Nachweis des Bildes auf der Netzhaut (SG)	127
161	Überprüfen der Sehleistung beim Menschen (SG)	128
162	Beobachten der Pupillenadaptation (SG)	128
163	Beobachten der Akkommodation des Auges (SG)	129
164	Zusammenwirken beider Augen beim räumlichen Sehen (SG)	129
165	Nachweis des blinden Flecks (S)	130
166	Feststellen der Farbempfindlichkeit der Netzhaut (S)	130
167	Feststellen von Farbkontrasten (S)	131
168	Beobachten der Nachwirkung eines Lichtreizes nach dem Schließen der Augen (S)	131
169	Beobachten der Entstehung negativer Nachbilder (S)	132
170	Beobachten der Entstehung farbiger Nachbilder (S)	132
171	Feststellen optischer Täuschungen (S)	133

172	Reaktion von Libellenlarven auf Reize (D)	133
173	Reaktion von Fliegen auf Lichtreize (SG)	134
174	Reaktion von Wasserflöhen auf Lichtreize (D)	134
175	Reaktion eines Regenwurmes auf Lichtreize (SG)	135
	Reflexe und Anpassungserscheinungen bei Tieren und beim Menschen	136
176	Beobachten des Kniesehenreflexes (S)	136
177	Beobachten des Umdrehreflexes bei niederen Tieren (SG)	136
178	Beobachten des Totstellreflexes am Ohrwurm (SG)	136
179	Beobachten des Lichtreflexes beim Rückenschwimmer (D)	137
180	Beobachten der Reaktion von Mückenlarven auf Schattenreize (D)	138
181	Beobachten der Farbanpassung an den Untergrund bei Elritzen (D)	138
182	Beobachten der Farbanpassung von Kohlweißlingspuppen an ihre Umgebung (D)	139
183	Beobachten von Instinkthandlungen bei Köcherfliegenlarven (D)	139
	Fortpflanzung, Entwicklung und Wachstum	140
	Fortpflanzung	140
184	Ungeschlechtliche Vermehrung durch Stecklinge (SG)	140
	Individualentwicklung	141
185	Beobachten der Quellung von Samen (SG)	141
186	Beobachten der Druckwirkung quellender Erbsen (SG)	141
187	Beobachten von Quellungsbewegungen von Kiefernzapfen (SG)	142
188	Beobachten von Quellungsbewegungen an den Früchten des Reiherschnabels (SG)	142
189	Bedeutung des Nabels der Samen für die Wasseraufnahme bei der Quellung (SG)	143
190	Keimfähigkeit von Getreidekörnern (SG)	143
191	Nachweis der Abhängigkeit der Keimung vom Quellungsgrad (SG)	144
192	Bedeutung von Sauerstoff für das Keimen der Pflanzen (D)	144
193	Keimung von Samen bei unterschiedlichen Temperaturen (SG)	145
194	Nachweis der Kälteresistenz trockener Samen (D)	145
195	Nachweis der keimungshemmenden Wirkung von Fruchtsäften (SG)	146
196	Bedeutung der Keimblätter für die Entwicklung des Keimlings (SG)	146
197	Wachstumszonen an Wurzeln von Bohnenkeimlingen (SG)	147
198	Beobachten der Bildung von Wurzelhaaren an Weizenkeimlingen (S)	147
199	Beobachten der Wirkung von wachsenden Wurzeln (D)	148
200	Wirkung der Säureausscheidung durch die Wurzel (SG)	149
201	Aufnahme verschiedener wasserlöslicher Stoffe durch die Wurzel (SG)	149
202	Bedeutung der Pflanzennährstoffe für das Wachstum der Pflanzen (D)	150
203	Nachweis der Bedeutung des Kohlendioxids für das Wachstum der Pflanzen (SG)	151
204	Messen des Längenwachstums des Sprosses einer jungen Pflanze (D)	152
205	Beobachten des Einflusses der Belichtung auf das Längenwachstum einer Pflanze (SG)	153
206	Feststellen der Bildungsstellen und der Wirkung von Wuchsstoffen bei Getreidekeimlingen (SG)	154
207	Einfluß von Tabakrauch auf das Wachstum junger Pflanzen (D)	154
208	Feststellen der Polarität von Zweigen (D)	155
209	Beobachten des Austreibens von Forsythia-Zweigen im Winter (D)	155
210	Verkürzen der Ruheperiode von Forsythia-Zweigen (D)	156
	Vererbungsvorgänge	157
211	Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Blattrandkäfern (intermediäre Vererbung eines Merkmalspaars) (D)	157
212	Nachweis der Gültigkeit des 2. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Blattrandkäfern (intermediäre Vererbung eines Merkmalspaars) (D)	158

213	Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung eines Merkmalspaars) (D) . . .	159
214	Nachweis der Gültigkeit des 2. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung eines Merkmalspaars) (D) . . .	160
215	Feststellen der Möglichkeiten der Verteilung von Erbanlagen bei der Bildung von Keimzellen (Rückkreuzung der F_1 -Generation mit dem rezessiven Elter) (D) .	161
216	Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung von zwei Merkmalspaaren) (D) . . .	161
217	Nachweis der Gültigkeit des 2. und 3. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung von zwei Merkmalspaaren) (D)	162
	Ökologie	164
	Abiotische Faktoren	164
218	Nachweis des Anteils abschlämmbarer Teilchen des Bodens (S)	164
219	Bestimmen der mineralischen Zusammensetzung des Bodens (S)	165
220	Unterscheiden verschiedener Bodenarten durch die Fingerprobe (S)	166
221	Beobachten der Wasserdurchlaufgeschwindigkeit verschiedener Bodenarten (S) . .	166
222	Beobachten des Wasseraufnahmevermögens verschiedener Bodenarten (S)	167
223	Beobachten der Geschwindigkeit des Wasseranstieges in verschiedenen Bodenarten (S)	168
224	Nachweis wasserlöslicher Sulfate im Boden (S)	169
225	Nachweis wasserlöslicher Chloride im Boden (S)	169
226	Nachweis wasserlöslicher Eisen(II)-Verbindungen im Boden (D)	170
227	Nachweis von Natriumverbindungen im Boden (S)	170
228	Bestimmen des Kalkgehaltes des Bodens (S)	171
229	Mischbarkeit ammoniumhaltiger und kalkhaltiger Düngemittel (S)	171
230	Bestimmen der Bodenreaktion (S)	172
	Biotische Faktoren	173
231	Kohlendioxidbildung durch Bodenorganismen (D)	173
232	Zersetzung von Zellulosen durch Bodenorganismen (D)	174
233	Feststellen des Humusgehaltes des Bodens (S)	174
234	Bestimmen der Humusform des Bodens (S)	175
235	Verhinderung der Humusauswaschung durch Kalkung des Bodens (S)	176
236	Feststellen der Krümelstruktur des Bodens (S)	176
	Ökologische Potenz der Organismen	177
237	Abhängigkeit der Vermehrung von Bakterien (SG)	177
238	Wirkung von Hemmstoffen auf die Vermehrung von Bakterien (SG)	178
239	Abhängigkeit der Schimmelpilzentwicklung von Umwelteinflüssen (S)	178
	Beeinflussung der Umwelt durch den Menschen	179
240	Gehalt an Mikroorganismen in der Luft des Klassenzimmers (D)	179
241	Qualitativer Nachweis der Verschmutzung von Laubblättern (SG)	180
242	Quantitativer Nachweis unterschiedlicher Luftverschmutzung (SG)	180
243	Feststellen der Schadwirkung von Motorabgasen auf die Keimung und das Wachstum von Pflanzen (SG)	181
244	Feststellen des Einflusses von Schwefeldioxid auf die Pflanzen (SG)	182
245	Feststellen des Einflusses von Chlorgas auf die Pflanzen (SG)	183
246	Feststellen des Einflusses von Stickoxiden auf die Pflanzen (SG)	183

247	Einfluß von Abwässern auf die Keimung von Samen (SG)	184
248	Nachweis von Phenolen in Abwässern (S)	185
249	Feststellen der Abwasserverschmutzung durch Haushaltswaschmittel (SG)	185
250	Feststellen des Einflusses von Streusalzen auf das Wachstum von Pflanzen (SG)	186
	Literaturverzeichnis	187
	Zuordnung der Experimente zu den jeweiligen Lehrplanthemen	192
	Materialübersicht	193
	Herstellen der benötigten Lösungen	197
	Vorbereitungsarbeiten für genetische Experimente	199

Vorwort

Zur 7. Auflage

Nachdem die mit sechs Auflagen in der DDR und neun Auflagen in anderen Ländern erschienenen, in der Schulpraxis und der Lehrerbildung gut eingeführten „Biologischen Versuche im Unterricht“ seit mehreren Jahren vergriffen sind, legen wir nun eine neu bearbeitete 7. Auflage mit verändertem Titel vor.

Diese Überarbeitung wurde notwendig, weil seit Erscheinen der ersten Auflage 1961 zahlreiche Veränderungen erfolgten, die Einfluß auf Inhalt und Gestaltung des Buches haben. So wird u. a. im Lehrplan für das Fach Biologie dem Experimentieren der Schüler mehr Bedeutung beigemessen, in den Programmen für den fakultativen Unterricht und den Rahmenprogrammen für Arbeitsgemeinschaften werden zahlreiche Experimente gefordert. Auch die materiellen Voraussetzungen an den Schulen und die Erfahrungen der Lehrer beim Experimentieren im Unterricht haben sich weiter verbessert. Von den Benutzern des Buches gingen uns viele wertvolle Hinweise und Anregungen zu, die eine Präzisierung oder Vereinfachung mancher Experimente ermöglichen und so deren Realisierbarkeit in der Praxis erleichtern.

Bei der Bearbeitung haben wir uns bemüht, alles Bewährte beizubehalten und deshalb die Grundkonzeption nicht verändert. Die Gliederung wurde so gestaltet, daß sie die Einheit und Mannigfaltigkeit der lebenden Natur besser erkennen läßt. Die Einführung in das Experimentieren im Biologieunterricht wurde wesentlich erweitert und soll den Lehrer anregen, sich umfassend mit der Theorie des Experimentierens zu beschäftigen. Eine Reihe von Experimenten wurde verändert oder ausgetauscht, einige weniger bewährte wurden weggelassen. Für die Stoffgebiete „Ökologie“ und „Genetik“ wurden Experimente neu aufgenommen. Die nach dem Biologielehrplan in der DDR obligatorischen Experimente wurden am Schluß des Buches in einer Übersicht zusammengefaßt, um dem Lehrer das Auffinden zu erleichtern. Gründlich überprüft und — wo das möglich war — weiter präzisiert wurden die Angaben der erforderlichen Zeit für die einzelnen Experimente. Die Kennzeichnung eines Teiles der Experimente durch Piktogramme („Allgemeine Gefahr“ und „Brandgefahr“) erfolgt auf der Grundlage der Verordnung zum Umgang mit Chemikalien.

Die bewährte Untergliederung der einzelnen Experimente, die übersichtliche Zusammenstellung der benötigten Materialien und die einfachen Skizzen für den Versuchsaufbau wurden beibehalten.

Bei der Gestaltung dieser methodischen Handreichungen für das Experimentieren im Biologieunterricht sind wir davon ausgegangen, daß sie den Lehrern in der relativ kurzen Zeit, die für die Vorbereitung der einzelnen Stunde zur Verfügung steht, möglichst umfassende Hilfen geben. Vor allem sollen sie eine schnelle Übersicht und Auswahlmöglichkeit für geeignete, zum betreffenden Stoffgebiet leicht einsetzbare Experimente bieten. Sie sollen eine rasche Orientierung über die Thematik, die benötigte Zeit, die erforderlichen Geräte, Chemikalien und biologischen Objekte gestatten.

Während genaue Angaben der erforderlichen Materialien und Mengen, der Arbeitsschritte und der zu erwartenden Beobachtungseffekte erfolgen und die zu erwartenden

Ergebnisse formuliert wurden, ist die weitere Auswertung und Einordnung in den bereits vorhandenen Kenntnisschatz der Schüler von jedem Lehrer individuell zu gestalten. Ob ein Experiment zur Einführung eines Sachverhalts eingesetzt wird, um das Interesse der Schüler zu wecken, ob es zur Erarbeitung neuer Kenntnisse, zur Bestätigung von Vermutungen oder zur Festigung durchgeführt wird, muß ebenfalls jeder Lehrer selbst entscheiden. Das Gleiche gilt für die Schüler- und Schülergruppenexperimente. Als Demonstrationsexperimente wurden von uns die Experimente ausgewiesen, die einen hohen Material- und Zeitaufwand erfordern oder bei denen gesundheitsgefährdende Materialien eingesetzt werden.

Entsprechende Angaben in den Anleitungen sind als Vorschläge aufzufassen.

Wir danken den Biologie-Methodikern an den Universitäten und Pädagogischen Hochschulen der DDR, besonders den Kollegen Prof. O. Grönke, R. Hundt, M. Matzke und E. Zabel sowie Kollegen H. Theuerkauf für wertvolle und vielseitige Hinweise und Vorschläge zur Veränderung und Neuaufnahme von Experimenten sowie allen Benutzern für ihre Anregungen. Unser Dank gilt weiterhin den Mitarbeitern des Wissenschaftsbereiches Biologie-Methodik der Wilhelm-Pieck-Universität Rostock.

Für Vorschläge und kritische Hinweise, die der weiteren Verbesserung des vorliegenden Buches dienen können, sind wir wiederum dankbar.

Rostock und Berlin, im März 1983

Autor und Redaktion

Zur 8. Auflage

Da die 7. Auflage kurz nach ihrem Erscheinen vergriffen war, haben wir uns entschlossen, kurzfristig eine weitere Auflage herauszugeben. Dabei nutzen wir die Möglichkeit, kleinere Ungenauigkeiten im Text, die bei der Fertigstellung der 7. Auflage nicht mehr beseitigt werden konnten oder auf die wir durch Benutzer des Buches hingewiesen wurden, zu korrigieren.

Für Hinweise, die zu einer weiteren Verbesserung des Buches beitragen können, sind wir auch weiterhin dankbar. Wir wünschen auch dieser Auflage eine gute Aufnahme durch die Benutzer.

Berlin, im Januar 1985

Die Redaktion

Zum Experimentieren im Biologieunterricht

Zur Bedeutung des Experimentierens im Biologieunterricht

Der Wert des Experiments im Biologieunterricht für die Bildung und Erziehung der Schüler ist außerordentlich hoch und vielseitig. Durch Experimentieren werden die Schüler in die Denk- und Arbeitsweisen der modernen Biologie eingeführt, sie lernen Methoden und Verfahren naturwissenschaftlichen Arbeitens und schöpferisches Tätigsein kennen.

Auf dem Gebiet des Wissens werden von den Schülern beim Experimentieren neben Einzelfakten über Strukturen und Funktionen der lebenden Materie vor allem Zusammenhänge und Beziehungen der Organismen erkannt. Dieses Wissen wird bei didaktisch richtigem Einsatz der Experimente durch die enge Verbindung von geistiger und manueller Tätigkeit, durch den direkten und längeren Kontakt mit den Naturobjekten sowie durch das Interesse, das die Schüler dem experimentellen Unterricht entgegenbringen, fester angeeignet und länger im Gedächtnis bewahrt als beim rezeptiven Lernen. Die erworbenen Kenntnisse sind mit dem Leben verbunden und anwendbar. Die Schüler werden befähigt, ähnliche Aufgaben auch auf anderen Gebieten zu erkennen und zielgerichtet zunehmend selbständiger zu lösen. Vom Lehrer sind diese beiden Seiten beim Experimentieren stets zu beachten. Die Förderung der Selbsttätigkeit und damit im Zusammenhang der Selbständigkeit der Schüler sind weitere wichtige Zielstellungen im Rahmen der Bildung und Erziehung sozialistischer Persönlichkeiten in der Schule. Sie sind ebenfalls zu einem bedeutenden Teil durch den gezielten Einsatz von Experimenten im Biologieunterricht zu erreichen. Die Schüler sollen in Verbindung mit neuen Kenntnissen auch wesentliche Fähigkeiten und Fertigkeiten geistiger und manueller Tätigkeiten erwerben. Dazu trägt vor allem das enge Ineinandergreifen von gegenständlich-praktischer und abstrakt-theoretischer Tätigkeit beim Experimentieren bei. Die gründliche theoretische Durchdringung beim Erkennen und Lösen von Problemen, der Hypothesenbildung und ihrer Begründung sowie das genaue Beobachten des Ablaufs der Experimente, das klare Erfassen der Ergebnisse, ihre Verallgemeinerung, die exakte sprachliche Formulierung und die Einordnung in die richtigen Zusammenhänge sind besonders bedeutungsvoll für die Ausbildung des logisch-theoretischen Denkens der Schüler.

Viele geistige Fähigkeiten der Schüler können dabei systematisch geschult werden. Das Ableiten kausaler Beziehungen und das finale Urteilen, das Vergleichen und Werten, das zielgerichtete Betrachten, Untersuchen und Beobachten sowie entsprechende Darstellungsformen werden ausgebildet. Die Bedeutung biologischer Experimente für die Schulung des Planens wurde nachgewiesen. Eng verbunden damit sind das technisch-konstruktive Denken, das Konstruieren und Erfinden (z. B. von Experimentiergeräten und Experimentieranordnungen) sowie weitere Formen geistiger Fähigkeiten, die wesentlicher Anteil der schöpferischen Leistungen des Schülers sind. Sie kennzeichnen in zunehmendem Maße den sozialistischen Menschen.

Durch die manuellen Tätigkeiten der Schüler werden in enger Verbindung mit dem Wissenserwerb auch geistig-praktische Techniken und polytechnisches Können entwickelt. Die Schüler lernen Verfahren wie Messen, Wägen, Erhitzen, Lösen, Filtrieren, Destillieren im Biologieunterricht anzuwenden. Sie üben sich im Umgang mit biolo-

gischen Arbeitsmitteln und Laborgeräten, die beim Experimentieren in anderen naturwissenschaftlichen Fächern, in vielen Berufszweigen besonders der angewandten Naturwissenschaften, im Haushalt und bei Freizeitarbeiten angewandt werden. Damit ist jedoch nur eine Seite der Bedeutung der Experimente für die polytechnische Bildung und Erziehung gekennzeichnet. Genauso wichtig ist in diesem Zusammenhang die experimentelle Erkundung und damit die Ausbildung des Verständnisses für grundlegende biologische Gesetzmäßigkeiten. Ihre Erkenntnis durch alle Schüler, wozu ein planmäßiges Experimentieren im Biologieunterricht in starkem Maße beiträgt, ist für die sinnvolle Nutzung und Einhaltung der Natur von ausschlaggebender Bedeutung, ganz gleich, ob die Schüler später biologisch orientierte Berufe ergreifen oder nicht.

Das Experimentieren hat eine große Bedeutung im Hinblick auf die weltanschauliche Bildung und Erziehung. Bei methodisch richtigem Einsatz des Experiments im Biologieunterricht werden die Schüler zum besseren Verständnis der Grundlagen des dialektischen Materialismus geführt. So sollen sie z. B. bei der gründlichen Erörterung von Problemen Widersprüche erkennen und daraus deren Bedeutung als Triebkräfte auch für Fortschritte der menschlichen Erkenntnis ableiten lernen. Durch viele vor allem quantitative Experimente und ihre Wiederholbarkeit werden ihnen die den Naturvorgängen zugrunde liegenden Gesetzmäßigkeiten bewußt. Durch Variieren der Bedingungen erkennen sie die Abhängigkeit der Organismen von inneren und äußeren Faktoren. Durch Experimente können sie von den materiellen Grundlagen des Lebens und der Erkennbarkeit der Welt sowie den Möglichkeiten der Einflußnahme des Menschen auf biologische Erscheinungen zu seinem Nutzen überzeugt werden. So bildet sich in ihnen mit der Zeit eine klare Haltung gegenüber Aberglauben, Fatalismus und Mystizismus und für den Fortschritt in Natur und Gesellschaft heraus. Damit wird die wissenschaftliche Weltanschauung ausgeprägt und gefestigt.

Es reicht jedoch nicht aus zu wissen, daß dem Experimentieren wesentliche weltanschaulich bildende und erzieherische Aspekte innewohnen. Es kommt vielmehr darauf an, sie im Unterricht optimal zur Wirkung zu bringen. Dazu ist es nötig, die Schüler besonders bei Problemstellung, Hypothesenbildung und Auswertung der Experimente immer wieder auf diese Konsequenzen hinzuweisen. Nur so werden die Schüler sie zunehmend selbst erkennen, und der Staatsbürgerkundeunterricht kann bei der Einführung in die Grundlagen der Philosophie auf diese Vorleistungen aus dem naturwissenschaftlichen Unterricht aufbauen.

Weiterhin hat das Experimentieren im Biologieunterricht zweifellos auch Einfluß auf einige spezifische Seiten der charakterlichen, ästhetischen und hygienischen Erziehung der Schüler. Möglichkeiten dazu ergeben sich vorrangig bei der Durchführung mikrobiologischer Experimente. Hierbei erwerben die Schüler nicht nur das notwendige Wissen über Mikroben für die Gesunderhaltung des Menschen, sondern es werden ihnen beim Umgang mit den Mikroorganismen auch wertvolle hygienische Gewohnheiten anerzogen.

In weit größerem Maße dagegen ist der experimentelle Biologieunterricht geeignet, charakterbildend zu wirken. Bei der praktischen Arbeit mit biologischen Objekten und an den Geräten werden die Schüler zu genauer und sauberer Arbeit erzogen. Das Warten auf das Eintreten der Ergebnisse oder eine längere Zeit andauernde Erkundung des Ablaufs eines Experiments fördert die Ausdauer und schult die Willenskraft durch das Bemühen um Überwindung aufkommender Unlustgefühle. Bei der Einschätzung der Ergebnisse gelangen die Schüler zu einer kritischen Einstellung zu ihrer eigenen Arbeit und der ihrer Mitschüler. Da sie nur das tatsächlich Erkundete mündlich darstellen oder im Protokoll niederschreiben können, werden sie gleichzeitig zu Ehrlichkeit und Sachlichkeit angehalten.

Die im experimentellen Unterricht häufig angewandte Organisationsform der Gruppenarbeit fördert die Gemeinschaftsarbeit und das Kollektivbewußtsein, erzieht zur Achtung vor dem Wissen und Können der Mitschüler, zur Rücksichtnahme und zu gegenseitiger Hilfe.

Erkennen die Schüler nach exakter Planung und Durchführung der Experimente klare

und eindeutige Ergebnisse, erleben sie ein Gefühl der Freude und Befriedigung, stärken sie ihr Selbstvertrauen und damit ihre Schaffenskraft. Experimenteller Unterricht fördert in starkem Maße das Interesse der Schüler am Unterrichtsgegenstand, ihre Liebe zum Lernen und zur Arbeit. Die ästhetische Bildung und Erziehung der Schüler wird beim Experimentieren durch jeden einfach, sauber und zweckmäßig angeordneten Aufbau der Experimentiergeräte unterstützt. Die Fülle von Formen und Farben der Objekte kann ebenfalls eine geschmacksbildende Wirkung ausüben, wenn vom Lehrer die häufig gegebenen Anlässe dazu durch entsprechende Hinweise genutzt werden.

Fast alle Schüler erklären, daß sie gern experimentieren. Leider geht die Experimentierfreude häufig verloren, wenn es der Lehrer nicht versteht, die positive emotionale Wirkung der experimentellen Tätigkeit aufrechtzuerhalten. Gelingen mehrfach Experimente nicht oder sind die Ergebnisse nicht klar erkennbar und überzeugend, so läßt das Interesse der Schüler zwangsläufig nach. Daraus ergibt sich für jeden Lehrer die Notwendigkeit einer besonders gründlichen Vorbereitung des experimentellen Unterrichts.

Der fakultative Unterricht und der Unterricht für die fakultativen Kurse nach Rahmenprogramm in den Klassen 9 und 10 bieten über den obligatorischen Unterricht hinaus viele weitere günstige Möglichkeiten zur Bildung und Erziehung beim Experimentieren auf dem Gebiet der Biologie. Für die Gestaltung der experimentellen Arbeit ist dabei natürlich die Zielstellung der entsprechenden Organisationsform von ausschlaggebender Bedeutung. Die Ziele für den fakultativen Unterricht und für die fakultativen Kurse sind in den entsprechenden Plänen fixiert und damit auch Richtlinien für die Auswahl und die Gestaltung der Experimente gegeben. Für die fakultativen Kurse kann der Leiter mit den Schülern zusammen den Inhalt bestimmen und Experimente auswählen. In allen fakultativen Kursen sollen die Schüler möglichst selbständig produktiv die Experimente einschließlich der theoretischen Planung und Hypothesenbildung sowie der Fixierung und Auswertung der Ergebnisse, ihrer Verallgemeinerung, eventuell einer graphischen Darstellung und Anwendung durchführen. Sie sollen auch weitgehend selbst die Auswahl und Beschaffung der erforderlichen Materialien (z. B. vom Schlachthof, der LPG oder aus biologische Rohstoffe verarbeitenden Betrieben) übernehmen. Die regelmäßige Teilnahme aller Mitglieder der fakultativen Kurse ist meist gesichert, wenn die Schüler weitgehend selbständig arbeiten können. Es ist besonders positiv zu werten, wenn sich die fakultativen Kurse Ziele stellen, die im Zusammenhang mit gesellschaftlich-nützlicher Arbeit stehen. Dazu können Aufgabenstellungen mit Betrieben, der Industrie und Landwirtschaft, mit wissenschaftlichen Instituten oder kommunalen Einrichtungen vereinbart und übernommen werden. Solche Arbeiten stimulieren die Tätigkeit der Schüler besonders, wenn sie ihre Bedeutung für die Praxis, ihre Einordnung in einen größeren Problemkreis, der auch von Erwachsenen in ihrer Berufstätigkeit untersucht wird, erkennen. Sie haben einen starken erzieherischen Einfluß und veranlassen die Teilnehmer der fakultativen Kurse zu zielstrebigem, exakter und verantwortungsbewußter Arbeit. Die Abrechnung der Ergebnisse, die die Schüler bei ihren experimentellen Untersuchungen erreicht haben, sollte mit den Praxispartnern zu einem Höhepunkt im Leben der fakultativen Kurse gestaltet werden.

Zur Theorie des experimentellen Biologieunterrichts

Die experimentelle Tätigkeit im naturwissenschaftlichen Unterricht in der Schule ist eine wichtige didaktische Gestaltungskomponente des Unterrichts. Das Experimentieren der Schüler ist eine produktive Lerntätigkeit, die vom Lehrer angeregt oder angeleitet wird und dem Auslösen und Steuern von Naturvorgängen zum Zweck ihrer Beobachtung und theoretischen Auswertung dienen.

Das Experiment im naturwissenschaftlichen Unterricht der Schule ist in einigen

wesentlichen Punkten vom Experiment als wissenschaftliche Methode der Forschung unterschieden. Das zeigt sich schon deutlich in der Zielstellung. Das Experiment dient dem Forscher als eine der wichtigsten Methoden zur Erlangung neuer Erkenntnisse über die Gesetzmäßigkeiten der Natur. Der Lehrer dagegen setzt in der Regel das Experiment im Unterricht ein, um den Schülern bereits gesichertes und zum wissenschaftlichen Allgemeinut gehörendes Sachwissen und zugleich das für das Experimentieren erforderliche Methodenwissen zu vermitteln. Diese Unterscheidung ist wichtig, auch wenn die Unterrichtsexperimente aus didaktischen Gründen für die Schüler oft so gestaltet werden, daß neues Wissen ihnen auf gleichen oder ähnlichen Wegen bekannt wird wie dem Forscher. Dabei werden jedoch die Problemsituationen soweit vereinfacht und die Möglichkeiten für ihre Lösungen eingeengt, daß sie dem Leistungsvermögen der Schüler entsprechen. Der Forscher dagegen sieht sich häufig einer kaum übersehbaren Fülle von Variationsmöglichkeiten der Bedingungen für die Lösung eines Problems auf experimentellem Wege gegenübergestellt.

Während der Forscher die Fähigkeiten geistigen Arbeitens beherrscht und in der Lage ist, sie in den Dienst der Lösung von Problemen zu stellen, ist ein besonders wertvolles Ziel des Unterrichtsexperimentes gerade die Entwicklung und Förderung vielseitiger geistig-praktischer und geistig-theoretischer Fähigkeiten der Schüler.

Fundiertes, sicheres, anwendbares Wissen, das die Schüler beim Experimentieren gewinnen sollen, ist abhängig von der exakten Darstellung aller Ergebnisse dieser Tätigkeit. So müssen die Schüler Experimente nach einer Anleitung durchführen können und durch Darstellung des Problemlösungsprozesses zeigen, daß sie deren Sinn verstehen und eine vernünftige Beschreibung oder Erklärung geben können.

Während der Forscher weiterhin Verallgemeinerungen erst aufgrund einer großen Anzahl völlig gesicherter Ergebnisse vornehmen kann, müssen im Unterricht aus zeitlichen und ökonomischen Gründen schon nach wenigen Experimenten, häufig nur nach einem, aus den Ergebnissen Schlußfolgerungen gezogen werden.

Das Unterrichtsexperiment muß dem Schüler auch in kurzer Zeit das Ermitteln des Ergebnisses gestatten, während der Forscher sehr oft die Dauer eines Experimentes im voraus nicht abschätzen kann.

Als Unterscheidungsmerkmal ist ferner hervorzuheben, daß dem Unterrichtsexperiment vom Lehrer bewußt auch bestimmte erzieherische Aufgaben beigemessen werden. Sie haben bei entsprechender Berücksichtigung und Betonung durch den Lehrer charakterformenden Einfluß auf die Schüler, bilden gute Gewohnheiten aus und sollen nicht zuletzt auch einen Beitrag zur dialektisch-materialistischen Erziehung leisten.

Dazu kommt, daß der Forscher meist aus eigenem Antrieb, aus Interesse an einem Problem oder an einer Aufgabenstellung experimentiert. Der Schüler wird vom Lehrer im günstigsten Falle durch didaktische Maßnahmen dazu gebracht, in ähnlicher Weise zu arbeiten.

Aus einem solchen Vergleich ergeben sich neben einer Reihe von Übereinstimmungen auch wesentliche Unterschiede zwischen dem Experiment als wissenschaftlicher Forschungsmethode und dem Experimentieren in der Schule. Sie müssen dem Lehrer bewußt sein und im Unterricht entsprechend berücksichtigt werden. Eine formale Übertragung der experimentellen Methode der Forschung auf den Unterricht ist daher nicht möglich.

Experimente in der Wissenschaft und in der Schule umfassen sowohl theoretische als auch praktische Arbeiten. Theoretische Überlegungen sind bereits beim Erfassen der Problem-, Aufgaben- oder Zielstellung und bei ihrer Einengung oder Präzisierung erforderlich. Sie werden bei den notwendigen Überlegungen im Hinblick auf mögliche Hypothesen und Voraussagen fortgesetzt, die aufgrund früher erworbener Kenntnisse zur Klärung oder zum Vergleich mit der vorliegenden Situation herangezogen werden. Auch die Planung und Erörterung möglicher Wege, experimentell die Richtigkeit von Hypothesen zu überprüfen, sind zunächst rein theoretische Arbeiten, die durch Überlegungen zur Auswahl der erforderlichen Objekte und Geräte, gegebenenfalls der

Chemikalien und Hilfsmittel sowie zur Zusammenstellung der Experimentieranordnung ergänzt werden.

Der Aufbau der Experimentieranordnung und die Durchführung des Experimentes, das Variieren der Bedingungen, der Abbruch nach dem Eintreten bestimmter Ergebnisse oder sein Auslaufen sowie der Abbau der Geräte sind weitgehend praktische Arbeiten.

Beim Beobachten von Reaktionen der Objekte oder Veränderungen der Bedingungen im Verlauf des Experiments und bei der Fixierung der Ergebnisse in einem Protokoll mit Skizzen greifen theoretische und praktische Arbeiten direkt ineinander. Beim Auswerten, sprachlichen Darstellen und Werten der Ergebnisse, ihrem Vergleich, der Verallgemeinerung und Einordnung in das bisherige Wissenssystem überwiegt wiederum der theoretische Anteil.

Beim Experimentieren werden drei klar voneinander abgrenzbare Phasen unterschieden: 1. Vorbereitung, 2. Durchführung, 3. Auswertung. Diese Abfolge von sowohl theoretischen als auch von praktischen Handlungen beim Experimentieren im Unterricht wird in der Literatur häufig als experimentelle Methode bezeichnet.

1. Vorbereitung. Am Anfang jeder experimentellen Tätigkeit in der Wissenschaft wie in der Schule steht das Stellen bzw. Erfassen eines Problems, einer Aufgabe oder das Erkennen eines Zieles, für deren Lösung bzw. Erreichen dem Experimentator zunächst kein eindeutiger Weg bekannt ist. Für die Schüler ist es deshalb erforderlich, ihre Kenntnisse aus den naturwissenschaftlichen Fächern über ähnliche Zusammenhänge oder Situationen zu überprüfen und sich über vorhandene Widersprüche und Wissenslücken klar zu werden.

Alle Probleme, die in der Schule auf experimentellem Wege geklärt werden sollen, müssen von den Schülern gründlich analysiert, die Widersprüche deutlich erkannt und als Aussagen formuliert werden. Nach dem Erfassen der Problem-, Aufgaben- oder Zielstellung erfolgt als nächster Schritt das Suchen nach möglichen Lösungen, das Formulieren einer Hypothese oder Vermutung und ihre Begründung. Hypothesen müssen geeignet sein, das Problem zu klären und damit verständlich zu machen. Sie sind Aussagen, die aufgrund bereits vorhandener Kenntnisse aufgestellt werden und eine gewisse Wahrscheinlichkeit haben, zur Lösung der Probleme zu führen. Als Hypothese oder Vermutung getroffene Aussagen sollen von den Schülern durch mögliche Zusammenhänge begründet werden. Hypothesen dürfen den vorhandenen Kenntnissen nicht widersprechen und müssen verständlich formuliert sein. Das erfordert von den Schülern das Wiederholen und schöpferische Anwenden ihrer mit dem Problem im Zusammenhang stehenden Kenntnisse aus allen Unterrichtsfächern, das Durchdenken von Beziehungen unter bisher nicht berücksichtigten Aspekten, das phantasievolle Kombinieren von Beziehungen zwischen Erscheinungen und möglichen Zusammenhängen.

Den Schülern muß der vorläufige, zunächst unbewiesene Charakter von Hypothesen bewußt werden. Es sind deshalb vom Lehrer durchaus auch Hypothesen der Schüler zu billigen, die bei der Durchführung der entsprechenden Experimente nicht bestätigt werden. Sie sind in diesem Falle Anlaß zu ihrer Widerlegung und Verwerfung und sollen zu anderen Hypothesen führen, die wiederum einer erneuten experimentellen Überprüfung unterworfen werden.

Von der in der Unterrichtsvorbereitung durch den Lehrer wohlgedachten Führung des produktiven Lernens der Schüler hängt es ab, wieviel Zeit für die Hypothesenbildung zur Verfügung gestellt werden kann. Aus zeitökonomischen Gründen kann dieser Schritt nicht immer sehr ausgedehnt werden. In vielen Fällen wird man sich mit bestimmten Festlegungen im Hinblick auf Lösungsmöglichkeiten zufrieden geben müssen. Das ist der Fall, wenn andere Aufgaben, beispielsweise im Hinblick auf den Wissensgewinn oder das Erwerben bestimmter Fertigkeiten, im Mittelpunkt der Zielstellung für bestimmte Experimente stehen.

Die Tatsache, daß während der Hypothesenbildung die Schüler zu einer echten schöpferisch-produktiven Tätigkeit im Unterricht angeleitet oder angeregt werden, die

außerordentlich großen Wert für die Entwicklung des Denkvermögens der Schüler hat, sollten jeden Lehrer von der Bedeutung dieses Schrittes beim Experimentieren im Unterricht überzeugen.

Umfangreiche theoretische Leistungen hat der Schüler auch beim Planen der Experimente, die der Überprüfung der Hypothesen dienen, zu leisten. Dazu gehört unter Ableitung von Folgerungen aus der Hypothese die gedankliche Vorwegnahme möglicher Wege zur experimentellen Lösung des Problems bei gleichzeitiger Beachtung von Variationsmöglichkeiten der Bedingungen. Bei diesem Schritt sind die Wahl geeigneter Objekte und Materialien, die Entscheidung über die Kombination von Experimentiergeräten sowie unterschiedliche Abläufe bei der Durchführung des Experiments einschließlich der Möglichkeiten zum Beobachten und Fixieren der Ergebnisse zu treffen. Letzteres gilt besonders für das quantitative Experimentieren. Gleiche Überlegungen sind ggf. für notwendige Parallel- und sogenannte Blindexperimente zu treffen.

Das Vertrautmachen mit den notwendigen Naturschutz- und Arbeitsschutzbestimmungen ist ebenfalls ein immanenter Bestandteil dieses Schrittes.

Das Planen des Ablaufs eines Experimentes ist in ähnlicher Weise ein schöpferischer Akt der Schüler wie die Hypothesenbildung, mit der sie eng zusammenhängt. Hier können die Schüler die anspruchsvollen Fähigkeiten des Planens, Konstruierens und Erfindens üben, die z. B. in einer originellen Gestaltung oder Kombination der Experimentiergeräte oder in der Variation der Bedingungen für den Ablauf des Experimentes zum Ausdruck kommen. Das Festlegen der Reihenfolge für die einzelnen Tätigkeiten bildet den Abschluß der Phase der weitgehend theoretischen Vorbereitung. Sind im Rahmen einer langfristigen Planung des experimentellen Unterrichts durch den Lehrer im Fachraum nicht alle erforderlichen Naturobjekte, Geräte, Chemikalien und andere Materialien vorhanden (s. S. 30), gehört ihre Beschaffung und Bereitstellung ebenfalls noch zur Vorbereitungsphase.

2. Durchführung. Zur Phase der Durchführung eines Experiments gehören der Aufbau der erforderlichen Objekte und Materialien, das Auslösen des Ablaufs, das Konstanthalten bzw. das Variieren der Bedingungen, das exakte Beobachten des Ablaufs sowie das Registrieren der Ausgangssituation, der Veränderungen und des Endzustandes und der Abbruch oder Abschluß des Experiments nach dem Eintreten deutlicher positiver oder negativer Ergebnisse.

Die Durchführung beginnt mit dem Zusammenstellen der Experimentieranordnung, d. h. dem Aufbau von Laborgeräten, Apparaten oder anderen Materialien an geeigneten Stellen im Fachraum, die für das Überwachen des Ablaufs und das genaue Erfassen der Ergebnisse geeignet sind.

Darauf folgt das Auslösen des Ablaufs, das Inangsetzen des Experiments, das mit dem Beginn des genauen Beobachtens aller Veränderungen des Objekts im Zusammenhang mit dem Variieren der Bedingungen einhergeht. Alle bedeutenden Beobachtungen werden im Protokoll (s. S. 25) festgehalten. Das gilt besonders für alle quantitativ wahrnehmbaren Veränderungen; dazu gehören beispielsweise Größen-, Massen- oder Strukturveränderungen sowie das Festhalten der Zeiten, in denen sie erfolgen.

Die Durchführung des Experiments, die während der Planung weitgehend theoretisch vorbereitet wurde, dient der Überprüfung der Hypothese auf ihren Wahrheitsgehalt. Aus dem Ablauf des Experiments unter besonderer Beobachtung der Bedingungen werden durch gezielte Beobachtungen auf empirischem Wege Daten gesammelt und fixiert, die in der später folgenden Auswertung mit den Aussagen in der Hypothese verglichen werden bzw. direkt der Lösung der gestellten Aufgaben dienen. Die Durchführung ist im Gegensatz zur Vorbereitung stärker manuell geprägt. Sie ist mit vielen praktischen Arbeiten der Schüler zum Aufbau und Ablauf des Experiments, zum Erfassen und Fixieren der Ergebnisse verbunden. Dennoch ist auch die Durchführung nicht lediglich als praktische Tätigkeit aufzufassen. Der sinnvolle Aufbau und Ablauf, das gezielte Beobachten und zweckmäßige Erfassen der Ergebnisse zeugen von engem Ineinandergreifen geistiger und manueller Tätigkeiten der Schüler.

3. Auswertung. In der Phase der Auswertung des Experiments überwiegt in starkem Maße wieder die theoretische Arbeit. Die beim Beobachten erfaßten und fixierten Ergebnisse werden nun nach ihrer Bedeutung geordnet, verglichen und eingeschätzt. Unwesentliches wird ausgesondert, die wesentlichen Ergebnisse werden exakt formuliert. Es erfolgt die Überprüfung der in der Hypothese getroffenen Aussagen an den Ergebnissen des Experiments. Stimmen sie überein, führen sie gleichzeitig zur Lösung des Problems oder der Aufgabe und damit zum Erreichen des Zieles des Experiments. Bestätigen die Ergebnisse die Hypothese nicht, muß sie verworfen werden. Es werden neue Hypothesen formuliert und weitere Experimente durchgeführt.

Das Auswerten der empirisch gewonnenen Daten und Meßwerte, ihr Vergleich, das Erkennen von kausalen Abhängigkeiten und die Verallgemeinerung der Ergebnisse sind für das Gewinnen und Festigen der neuen Kenntnisse unbedingt erforderlich. In der letzten Phase der experimentellen Methode erfolgt die Einordnung der beim Experimentieren gewonnenen Kenntnisse in das bereits vorhandene Kenntnissystem der Schüler, ihre Verknüpfung bzw. Erweiterung, Vertiefung und Anwendung auf Erscheinungen in ähnlichen und anderen Bereichen. Die Anwendung der Ergebnisse ist häufig auch auf die Praxis bezogen und ergibt neue Probleme, die zu weiteren Experimenten führen können.

Dem Experimentieren im naturwissenschaftlichen Unterricht kann folgende allgemeine Schrittfolge zugrunde gelegt werden:

1. Vorbereitung

- Problem- oder Aufgabenstellung
- Hypothese oder Vermutung und Begründung
- Planung

2. Durchführung

- Aufbau der Experimentieranordnung
- Auslösen, Ablauf und Abschluß des Experimentes
- Beobachtung und Protokollführung

3. Auswertung

- Ordnen und Werten der Ergebnisse
- Bestätigung oder Widerlegung der Hypothese
- Verallgemeinerung, Schlußfolgerung, Anwendung der Ergebnisse.

Bei der Durchführung aller Experimente im Unterricht kann diese Schrittfolge jedoch nicht voll eingehalten werden. Sie gilt aber für alle Verifizierungsexperimente, bei denen es direkt um die Bestätigung oder Widerlegung von Hypothesen geht. Voraussetzung dafür ist, daß die Schüler über das Erkennen des Problems hinaus noch über entsprechende Vorkenntnisse und über die Fähigkeiten verfügen, Hypothesen über mögliche Lösungen des Problems anzustellen. In allen anderen Fällen handelt es sich um das Lösen von Aufgaben, das Erreichen gestellter Ziele oder das Bestätigen von Aussagen durch Experimente. Dabei wird im Grunde die gleiche Schrittfolge angewandt, lediglich die Hypothesenbildung und ihre Bestätigung oder Widerlegung entfallen.

Diese für das Experimentieren im Unterricht erläuterte Lernschrittfolge kann auch für die Beobachtung und die Nutzung von Modellen zur Gewinnung von Erkenntnissen über biologische Objekte mit nur geringen jeweils spezifischen Veränderungen eingesetzt werden.

Das Beobachten ist vom Experimentieren vor allem dadurch unterschieden, daß die Bedingungen, unter denen biologische Vorgänge ablaufen, nicht verändert werden. Die Zeit für die Bereitstellung und den Aufbau der Experimentieranordnungen können dadurch reduziert werden.

Das Modellexperiment für das Gewinnen neuer Erkenntnisse im Biologieunterricht wird eingesetzt, wenn Strukturen oder Funktionsbeziehungen im Realexperiment schwer oder gar nicht durch die Schüler erfaßt werden können. Deshalb ist das Herausarbeiten von Analogien zwischen dem Modell und dem damit gemeinten biologischen Zusammenhang als zusätzlicher Schritt unbedingt erforderlich.

Funktionen, die beispielsweise auf molekularer Ebene ablaufen (z. B. Stoffwechselläufe), werden häufig über das Modellexperiment erschlossen. Da beim Modellexperiment der Erkenntnisgewinn wesentlich vom Herstellen der Analogien zwischen den Merkmalen des Modells und dem entsprechenden biologischen Objekt abhängt, muß bei der Schrittfolge, besonders in der Vorbereitung und Auswertung, stets die Beachtung der Analogien erfolgen.

Zur Gestaltung des experimentellen Biologieunterrichts

Planung. Die langfristige Planung des Einsatzes biologischer Experimente ist Voraussetzung für einen erfolgreichen experimentellen Unterricht. Bereits bei der thematischen Planung für das entsprechende Schuljahr sollten die vorgesehenen Experimente berücksichtigt werden. Entsprechend der Zielstellung für die einzelnen Stoffgebiete des Lehrplanes werden die obligatorischen sowie möglichst weitere geeignete Experimente ausgewählt und im Plan vermerkt. Dabei ist zu beachten, daß für solche Experimente, die langfristige Vorbereitungen (z. B. die Anzucht von Pflanzen aus ihrem Samen oder den Fang von Tieren in der Natur) erfordern, entsprechende konkrete Hinweise mit genauen Terminen aufgenommen werden. Nach der Aufstellung des Planes werden für die einzelnen Experimente entsprechend den Angaben in den Experimentieranleitungen die benötigten Materialien überprüft, da erforderliche Geräte oder Chemikalien in der kurzen Zeit, die für die Vorbereitung der einzelnen Unterrichtsstunde zur Verfügung steht, nicht mehr beschafft werden können. Die genaue Planung des Einsatzes des einzelnen Experiments in der Unterrichtsstunde erfolgt bei der didaktisch-methodischen Aufbereitung des Stoffes entsprechend den Stundenzielen. Je nach der Aufgabe, die dem einzelnen Experiment bei der didaktischen Planung zugewiesen wurde, z. B. Lösung eines Problems bei der Einführung neuen Stoffes, Bestätigung einer Aussage, Förderung bestimmter Fähigkeiten oder Fertigkeiten, wird es in die Verlaufsordnung des Stundenentwurfes aufgenommen. Neben den theoretischen Vorüberlegungen, die in jedem Falle sehr gründlich erfolgen sollten, muß die praktische Vorbereitung des Experiments stehen. Jedes Unterrichtsexperiment, ganz gleich, ob es sich um ein Demonstrations- oder Schülerexperiment handelt, ist vom Lehrer vor dem Unterricht mindestens einmal selbst mit positivem Ergebnis durchzuführen. Keine noch so klare und eingehend erläuterte Experimentieranleitung kann einen gewissenhaften Lehrer, der den Erfolg seiner experimentellen Tätigkeit sichern will, von dieser Notwendigkeit entbinden. Weiterhin gehören zur praktischen Vorbereitung der Experimentierstunde die Bereitstellung aller für die Experimente benötigten Geräte, Hilfsmittel, Chemikalien und Naturobjekte in genügender Menge für Demonstrations-, Schülergruppen- oder Schülerexperimente.

Anleitung der Schüler. Die Schüler werden vom Beginn des Biologieunterrichts in Klasse 5 an systematisch und zielgerichtet zum Experimentieren angeleitet. Den Bemühungen des Lehrers kommt die Tatsache entgegen, daß fast alle Schüler an der für sie zunächst neuen Form der Unterrichtsgestaltung sehr interessiert sind. Dieser günstige Umstand muß von Anfang an genutzt werden. Der Biologielehrer kann sich auch bereits auf eine Reihe von Erfahrungen stützen, die die Schüler in vorangegangenen Schuljahren im Unterricht zur Heimatkunde, im Schulgartenunterricht und im Werkunterricht gesammelt haben. Die Zusammenarbeit zwischen Biologielehrer und Unterstufenlehrer ist im Hinblick auf eine gute Gestaltung des experimentellen Unterrichts erforderlich.

Die Schüler sollen von Anfang an zu exaktem, sauberem und verantwortungsvollem Arbeiten erzogen werden. Deshalb ist die Auswahl und Gestaltung der ersten Experimente besonders gründlich zu überlegen und vorzubereiten. Sie sollen zwar einfach jedoch sehr aussagekräftig sein. Bei den ersten Experimenten werden die Schüler nach entsprechender Zielstellung und Vorbereitung die notwendigen Handgriffe zu ihrer

Durchführung in einzelnen kleinen Teilschritten nach Anleitung des Lehrers ausführen. Schriftliche Anweisungen an der Tafel, unterstützt durch zeichnerische Erläuterungen, sind anfangs sehr nützlich. Der Lehrer kontrolliert die Ausführung der einzelnen Tätigkeiten der Schüler beim Experimentieren genau und gibt entsprechende Hilfen. Der jeweils nächste Schritt wird erst eingeleitet, wenn alle Schüler den vorangegangenen befriedigend bewältigt haben. Bestimmte häufig auftretende Handgriffe, beispielsweise die Haltung des Reagenzglases beim Erwärmen, das Ein- und Ausgießen von Flüssigkeiten, das Filtrieren müssen regelrecht geübt werden. Den ersten Experimentierübungen gehen genaue Demonstrationen von Experimenten mit klaren Erläuterungen durch den Lehrer oder geeignete Schüler voraus.

Auch zum Beobachten des Ablaufs und zum Feststellen der Ergebnisse der Experimente müssen die Schüler anfangs angeleitet werden. Dabei ist zu beachten, daß das Bemühen um die Bewältigung zunächst ungewohnter Handgriffe die Schüler oft davon abhält, den eigentlichen biologisch wichtigen Vorgang zu erkennen und die durch das Experiment nachgewiesenen kausalen Abhängigkeiten zu erfassen.

Zum Einführen der Schüler in die experimentelle Arbeitsweise ist ein gewisser Zeitaufwand erforderlich. Die zur Gewährleistung einer exakten Ausführung gerade der ersten biologischen Experimente aufgewendete Zeit wirkt sich jedoch durch die fortschreitende Selbständigkeit der Schüler bei den folgenden Experimenten im gesamten naturwissenschaftlichen Unterricht sehr positiv aus.

Bei der Einführung in die experimentelle Tätigkeit — aber auch immer wieder bei späteren Unterrichtsexperimenten — haben die Vergleichsexperimente, sogenannte Blindversuche, eine große Bedeutung. Sie ermöglichen den Schülern oft erst das Erkennen des Spezifischen einer im Experiment nachgewiesenen Erscheinung. Das gilt vor allem für Nachweisreaktionen. So kann z. B. die Verfärbung von Stärke, die mit Jod-Kaliumjodid-Lösung beim Stärkenachweis im 5. Schuljahr durchgeführt wird, von den Schülern chemisch noch nicht verstanden werden. Sie erkennen den Nachweis jedoch, wenn sie gesehen haben, daß die ihnen bekannte käufliche Kartoffel-, Weizen- oder Maisstärke beim Beträufeln mit Jod-Kaliumjodid-Lösung ebenfalls gefärbt wird, bei anderen Stoffen dagegen, die zwar gleich oder ähnlich aussehen, (z. B. Kreide, Gips, Puderzucker oder Salz) keine Färbung erfolgt.

Aus der für das Experimentieren im naturwissenschaftlichen Unterricht aufgestellten Schrittfolge (s. S. 21) wurden Handlungsanleitungen abgeleitet, die geeignet sind, den Schülern die experimentelle Methode als wissenschaftliche Erkenntnis-methode bewußt zu machen. Sie können, auch in verkürzter Form, als zu beachtende Algorithmen den Schülern in die Hand gegeben werden. Diese Anleitungen sollten für alle naturwissenschaftlichen Fächer möglichst einheitlich und nur durch Fachspezifika unterschiedlich sein.

Handlungsanleitung für Schüler beim Experimentieren im Biologieunterricht:

1. Vorbereitung

- Erfasse die Problem- oder Aufgabenstellung
 - Was ist bekannt? Was ist unklar?
 - Welcher Widerspruch besteht?
 - Welche Aufgabe soll gelöst werden?
 - Wonach ist gefragt?
- Formuliere und begründe eine Hypothese (Vermutung)!
 - Welche Sachverhalte sind zu überprüfen?
 - Welche Voraussetzungen sind gegeben?
 - Wie könnte der Widerspruch gelöst werden?
 - Wie wird die Hypothese (Vermutung) begründet?
- Überlege, wie die Hypothese (Vermutung) durch ein Experiment überprüft oder die Aufgabe gelöst werden kann, und stelle einen Plan dafür auf!
 - Welche Objekte, Geräte, Materialien sind dafür geeignet und wie müssen sie angeordnet werden?
(Skizze oder Materialliste)

- Welche Bedingungen müssen geschaffen und konstant gehalten oder variiert werden?
- Wie und in welcher Reihenfolge müssen die einzelnen Arbeitsschritte durchgeführt werden?
- Welche Naturschutz- und Arbeitsschutzvorschriften müssen eingehalten werden?

2 Durchführung

- Führe das Experiment nach dem Plan durch, beobachte und protokolliere!
 - Baue die Experimentieranordnung auf!
 - Löse den Ablauf des Experiments aus!
 - Vergleiche den Ausgangszustand mit dem Endzustand der Objekte!
 - Beobachte, unter welchen Bedingungen qualitative und quantitative Veränderungen der Objekte auftreten!
 - Notiere die Beobachtungen, fertige Zeichnungen an!
 - Beende die Durchführung des Experiments nach dem Eintreten deutlicher Ergebnisse!

3. Auswertung

- Ordne, werte und formuliere die Ergebnisse!
 - Wie können die Ergebnisse geordnet und verglichen werden?
 - Welche Durchschnittswerte ergeben sich (z. B. Prozentberechnungen, Tabellen, graphische Darstellungen)?
 - Was ist wesentlich, was zufällig oder unbedeutend?
- Überprüfe die aufgestellte Hypothese (Vermutung) an den Ergebnissen!
 - Welche Übereinstimmung oder Unterschiede ergeben sich?
 - Wie wird die Hypothese (Vermutung) bestätigt oder widerlegt?
- Verallgemeinere die Ergebnisse und ziehe Schlußfolgerungen!
 - Welche Beziehungen bestehen zwischen den Ergebnissen und bereits vorhandenen Kenntnissen und wie werden die neuen Kenntnisse eingeordnet?
 - Welche Verallgemeinerungen können vorgenommen werden?
 - Welche Schlußfolgerungen sind zu ziehen und welche neuen Probleme oder Fragen ergeben sich daraus?
 - Wie können die Ergebnisse auf andere Gebiete oder in der Praxis angewendet werden?

Protokolle. Eine wichtige bildende und erzieherische Bedeutung beim Experimentieren in der Schule hat die Anfertigung von Protokollen. Protokolle erleichtern es den Schülern, den Ablauf der Experimente zu überschauen, die Beobachtungsergebnisse zu ordnen und die gedankliche Verarbeitung vorzunehmen. Die Schüler sind von Beginn der experimentellen Arbeit an daran zu gewöhnen, Protokolle zu führen. Dazu werden spezielle Hefte angelegt, oder die Protokolle werden in das Biologie-Arbeitsheft eingetragen. Für die Führung des Protokolls werden den Schülern genaue Richtlinien gegeben, deren Einhaltung immer wieder kontrolliert werden muß. Die ersten Protokolle sollen vom Lehrer gemeinsam mit den Schülern formuliert und danach an die Tafel geschrieben oder diktiert werden. Es ist günstig, der Protokollanfertigung ein bestimmtes Schema zugrunde zu legen, nach dem sich die Schüler stets richten können. An den Anfang des Protokolls gehören neben der laufenden Nummer und dem Datum das zu lösende Problem oder die Aufgabenstellung. Bedeutungsvoll ist die klare Formulierung der Hypothese. Danach folgt der Aufbau der Geräte, der möglichst durch eine Skizze zu erläutern ist. Sind aus der Experimentieranordnung die benötigten Geräte und sonstigen Materialien zu entnehmen, erübrigt sich für das Protokoll eine besondere Materialzusammenstellung. Das Festhalten der Ergebnisse umfaßt die Beobachtungen der Ausgangssituation, des Versuchsablaufs und des Endzustandes. Dabei werden alle qualitativen und quantitativen Veränderungen des Objektes (ggf. unter Einsatz entsprechender Meßgeräte) erfaßt. In allen Fällen, in denen die Zeit eine

Rolle spielt, muß die Dauer des Experiments genau notiert werden. Zuletzt wird die Auswertung des Experiments schriftlich fixiert. Es fällt den Schülern erfahrungsgemäß meist schwer, diesen Teil des Protokolls zu formulieren, deshalb ist hier besonders häufig die Anleitung des Lehrers erforderlich. Die Protokolle sollen unter Nutzung des Fachwortschatzes das Wesentliche erfassen, kurz, stichwortartig, trotzdem aber klar und verständlich sein. Wo es möglich ist, werden Tabellen oder graphische Darstellungen angefertigt.

In der Unterrichtsstunde ist nicht immer genügend Zeit vorhanden, ausführliche Protokolle schreiben zu lassen. Verfügen die Schüler über entsprechende Übung im Protokollieren, können sie sich gelegentlich auf Notizen über die Erkundung beschränken und die Ausarbeitung des Protokolls als Hausaufgabe vornehmen. Wenn die Schüler zum sorgfältigen Experimentieren angehalten werden, führen sie auch meist die Protokolle sauber und sorgfältig aus. Auch in dieser Hinsicht werden vom experimentellen Biologieunterricht für die anderen naturwissenschaftlichen Fächer wertvolle Vorleistungen erbracht.

Für alle naturwissenschaftlichen Fächer sollten, von den Fachspezifika abgesehen, von den Schülern beim Experimentieren in Form und Aufbau einheitliche Protokolle verlangt werden. Dazu sind Absprachen aller Fachlehrer für die Naturwissenschaften jeder Schule erforderlich, zu denen auch die Deutschlehrer herangezogen werden sollten.

Als geeignet hat sich folgende Vorgabe erwiesen:

Name des Protokollanten

Protokoll-Nr.:

Datum:

Uhrzeit — Beginn:

Abschluß:

1. Problem oder Aufgabe
2. Hypothese
3. Plan des Experimentes
4. Anordnung
(Skizze oder Materialliste)
5. Beobachtungen
Ausgangssituation, Veränderungen, Endzustand
(qualitativ und quantitativ z. B. Meßwerte, Zeitangaben)
6. Auswertung der Ergebnisse
Ordnen, Vergleichen, Formulieren des Wesentlichen
(Durchschnittswerte, Tabellen, graphische Darstellungen)
7. Bestätigung oder Widerlegung der Hypothese
8. Verallgemeinerungen, Schlußfolgerungen, Anwendungsmöglichkeiten
(z. B. neue Fragen oder Probleme).

Ordnung, Disziplin, Natur-, Arbeits- und Brandschutz. Beim Experimentieren im Unterricht sind Ordnung und Disziplin erforderlich. Das bedeutet nicht, daß die Schüler nicht miteinander sprechen dürfen. Der gegenseitige Austausch von Beobachtungsergebnissen und Hinweisen, das Erteilen von Aufträgen oder die gemeinsame Formulierung des Protokolltextes gehören direkt zum experimentellen Arbeiten der Schüler. Eine gewisse schöpferische Unruhe in der Klasse ist Bestandteil des experimentellen Unterrichts. Selbstverständlich muß sie auf das notwendige Mindestmaß beschränkt bleiben und darf nicht störend wirken. Auch das Verlassen der Plätze zur Ausführung bestimmter Arbeiten (z. B. Verteilen von Material, Reinigung oder Austausch von Geräten) ist beim experimentellen Arbeiten notwendig, aber auf dringende Fälle zu beschränken. Wichtig ist, daß der Lehrer stets das gesamte Geschehen in der Klasse im Auge hat, auch wenn er individuelle Anleitungen gibt. Die Anforderungen an die Aufmerksamkeit des Biologielehrers sind beim experimentellen Unterricht außerordentlich groß.

Es ist weiterhin erforderlich, auf größte Ordnung und Sauberkeit am Arbeitsplatz der Schüler zu achten. Das gilt beispielsweise für die zweckmäßige und übersichtliche Anordnung der Geräte und ihren ordnungsgemäßen Zustand, den vorsichtigen Umgang

mit den Objekten und Chemikalien, ihre vorschriftsmäßige Beseitigung nach dem Experimentieren und das Sauberhalten der Hände und der Kleidung.

Die vorbildliche Haltung des Lehrers bei der Demonstration von Experimenten (z. B. entsprechende Kleidung, Ordnung und Sauberkeit der Geräte und Materialien auf dem Lehrertisch sowie des Tafelbildes) müssen dafür beispielgebend sein.

Zur Vorbereitung der Schüler auf das selbständige Experimentieren gehört ihre Belehrung über die Arbeits- und Brandschutzverordnungen, deren Durchführung mindestens zweimal im Jahr erfolgen muß und ins Klassenbuch einzutragen ist.

Auch die Teilnehmer an Arbeitsgemeinschaften sind über Unfallgefahren und Möglichkeiten ihrer Vermeidung gründlich zu informieren, die Belehrungen sollen durch ihre Unterschriften im Gruppenbuch bestätigt werden.

Die wichtigsten Bestimmungen für die allgemeinbildenden Schulen sind im „Gesundheits- und Arbeitsschutz sowie Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften“ des Ministeriums für Volksbildung der DDR vom 1. 2. 1984 zusammengefaßt. Danach ist es notwendig, in jeder Schule eine die örtlichen Bedingungen berücksichtigende Arbeitsordnung aufzustellen, die allen Schülern bekannt sein muß. Darüber hinaus ist dringend zu empfehlen, den Schülern für das Experimentieren im Biologieunterricht bestimmte Regeln zu geben, zu deren Einhaltung sie ständig verpflichtet sind. Folgende Formulierungen können dazu als Muster dienen:

1. Am Arbeitsplatz und im gesamten Fachunterrichtsraum ist auf größte Ordnung und Sauberkeit zu achten.
2. Alle hastigen Bewegungen bei der Arbeit und jedes schnelle Laufen im Fachraum ist zu unterlassen. Der Arbeitsplatz darf nur verlassen werden, wenn es dringend erforderlich ist.
3. Chemikalien sind nicht mit der Hand zu berühren. Besondere Vorsicht ist beim Umgang mit giftigen, ätzenden und leicht brennbaren Stoffen, mit entzündeten Brennern, heißen, scharfen und spitzen Gegenständen erforderlich.
4. Gefäße mit Reagenzien werden sofort nach Gebrauch an ihren ständigen Platz zurückgestellt. Stopfen dürfen niemals verwechselt werden (stets nur eine Flasche öffnen). Aus den Vorratsgefäßen entnommene Reagenzien werden, auch wenn sie ungebraucht sind, nicht in die Gefäße zurückgeschüttet.
5. Benutzte Geräte werden gründlich gesäubert und gut getrocknet stets an ihren ständigen Platz zurückgestellt.
6. Alle Abfälle sind getrennt nach Glas, Papier und Naturgegenständen in den entsprechend beschrifteten Abfallbehältern zu sammeln.
7. Die Reste bzw. Rückstände von Chemikalien werden nach den jeweils gegebenen besonderen Anweisungen behandelt.
8. Die Natur-, Arbeits- und Brandschutzbestimmungen und alle Anweisungen — auch die der Helfer — sind genauestens zu beachten.
9. Alle auftretenden Verletzungen — auch geringfügiger Art — sind sofort dem Lehrer zu melden.
10. Nach Abschluß des Experimentierens sind die Hände gründlich zu säubern.

Organisation der experimentellen Arbeit. Bei der Durchführung des experimentellen Biologieunterrichts ist von organisatorischer Seite her eine Reihe von Maßnahmen notwendig, deren Beachtung für den Unterrichtserfolg wesentlich ist. Zweifelloso ist die experimentelle Arbeit mit 30 Schülern schwierig. Durch gute Vorbereitung seitens des Lehrers, gute Arbeitsorganisation und diszipliniertes Arbeiten der Schüler kann ein erfolgreiches Experimentieren gewährleistet werden.

Die einfachste organisatorische Form der Durchführung von Schülerexperimenten ist die „Arbeit in gleicher Front“. Darunter wird das Experimentieren aller Schüler im Klassenverband verstanden. Vorbereitung und Auswertung der Experimente werden gemeinsam vorgenommen. Die Durchführung des Experiments ist Aufgabe jedes einzelnen Schülers. Alle Schüler arbeiten gleichzeitig an der gleichen Aufgabe, mit den

gleichen Geräten, Objekten und in der gleichen Weise. Die Kontrolle durch den Lehrer ist dabei relativ einfach.

Im experimentellen naturwissenschaftlichen Unterricht wird häufig als Organisationsform die Gruppenarbeit gewählt. Diese Form ist keinesfalls als Notbehelf anzusehen, die zur Anwendung kommt, wenn die zur Verfügung stehenden Geräte nicht ausreichen und deshalb nicht alle Schüler gleichzeitig manuell tätig sein können. Neben den Experimenten, bei denen jeder Schüler zur selbständigen Tätigkeit gezwungen ist, hat das Schülergruppenexperiment seine volle Berechtigung. Abgesehen davon, daß die Schüler bei dieser Form besonders gut gegenseitige Hilfe und Rücksichtnahme üben sowie Achtung vor dem Wissen und Können der Mitschüler erwerben, wird eine solche Arbeitsweise in der Berufspraxis häufig zur Lösung größerer und komplizierterer Aufgaben in der Produktion oder der Forschung angewandt. Um der Gefahr der Verdrängung zurückhaltender Schüler bei der Gruppenarbeit zu begegnen, sind die Aufgaben für die Durchführung der Experimente genau zu verteilen. Günstig ist die Arbeit in Zweiergruppen. Dabei führt ein Schüler das Experiment durch, während der andere protokolliert. Bei der häufig — auch infolge der Sitzordnung im naturwissenschaftlichen Fachraum — erforderlichen Arbeit in Dreiergruppen wird ein Gruppenleiter, ein Experimentator und ein Protokollant festgelegt. Die Arbeitsgruppen werden für längere Zeit beibehalten. Die Aufgaben der einzelnen Schüler wechseln entsprechend der Festlegung nach jedem Experiment oder nach jeder experimentellen Stunde.

Die einzelnen Schülergruppen können in homogener Gruppenarbeit alle gleichzeitig mit gleichen Objekten und Geräten tätig sein. Bei differenzierter Gruppenarbeit bekommen die Gruppen gleiche Aufgaben gestellt, die an verschiedenen Objekten oder mit anderen Geräten zu lösen sind. Während im ersten Fall die Auswertung der Experimente in der üblichen Weise erfolgt und im Klassenverband evtl. die Mittelwerte berechnet werden, muß im zweiten Fall die Auswertung des einzelnen Experiments mit einer Darstellung der Teilaufgaben und des Ablaufs des Experiments vor der ganzen Klasse beginnen. Die Ergebnisse aller Gruppen werden dann zur Lösung des gesamten Problems gemeinsam ausgewertet. Das gleiche gilt auch für die dritte Form, die heterogene Gruppenarbeit, bei der die Gruppen verschiedene Experimente oft auch an verschiedenen Objekten durchführen.

Schülerassistenten. Schülerassistenten (Fachhelfer genannt) können bei der Durchführung von experimentellen Arbeiten im Unterricht eine große Hilfe für den Lehrer darstellen. Deshalb sind in jeder Klasse einige Schüler, die besonderes Interesse für den Biologieunterricht haben, dafür zu gewinnen. Sie werden für die (selbständige oder angeleitete) Vorbereitung der Experimente, die Beschaffung und die Ausgabe des Materials, das Abräumen nach der Stunde, eventuell auch für die Anleitung und Kontrolle leistungsschwächerer Schüler beim Experimentieren eingesetzt. Die Schülerhelfer sollten nach längerer Zeit gewechselt werden. Es hat sich bewährt, in einem festgelegten Zeitraum jeweils nur einen Schülerassistenten durch einen neuen zu ersetzen. In diesem Fall wird die recht zeitraubende Einweisung durch den Lehrer auf ein Mindestmaß beschränkt, da die anderen Assistenten bereits gut eingeführt sind und ihre Erfahrungen an den neuen weitergeben. Der Einsatz als Schülerassistent kann auch geeignet sein, am Biologieunterricht uninteressierte Schüler zu motivieren, leistungsschwächere oder Schüler, die längere Zeit den Unterricht versäumt haben, zu fördern.

Experimentieranleitungen. Schriftliche Anleitungen für das Experimentieren im Biologieunterricht liegen in sehr unterschiedlicher Gestaltung vor. Viele sind wenig gegliedert oder enthalten in anweisender Form lediglich die jeweils nacheinander durchzuführenden Arbeiten ohne eine klare Zielstellung, die zu erwartenden Ergebnisse und ihre Auswertung im Unterricht. Daraus resultieren Unsicherheiten für den Lehrer. Deshalb wird in dem hier vorliegenden Buch jedem Experiment ein Hinweis für den Einsatz

im Unterricht als „Schüler-“, „Schülergruppen-“ oder „Demonstrationsexperiment“ vorangestellt. Dabei wird so verfahren, daß alle Experimente, bei denen es aus didaktischen, ökonomischen und Sicherheitsgründen zu vertreten ist, als „Schülerexperiment“ oder „Schülergruppenexperiment“ bezeichnet werden. Mit „Demonstrationsexperiment“ soll nicht zum Ausdruck gebracht werden, daß das betreffende Experiment nur vom Lehrer vorgeführt werden soll, es ist vielmehr zu empfehlen, daß die Durchführung, wenn möglich, auch Schülergruppen oder einzelnen Schülern übertragen wird.

Die Zeitangaben sind als Richtwerte zu verstehen. Sie ergaben sich als Durchschnittszeiten bei der Ausführung der Experimente durch Schüler und Studenten. Es ist zu beachten, daß die Angaben den Zeitraum von Beginn des Aufbaus bis zum Eintreten des deutlich feststellbaren Ergebnisses umfassen. Dazwischen sind oft nur sehr kurze Zeit beanspruchende oder auch überhaupt keine Arbeiten oder Beobachtungen durchzuführen. Die Zeitangaben sollen den Lehrer vor allem darüber informieren, ob das Ergebnis eines Experiments noch in der gleichen Unterrichtsstunde zu erkennen ist, ob das Experiment vorher angesetzt werden muß oder ob es über mehrere Tage beziehungsweise Wochen läuft. Sind besondere Vorbereitungszeiten (beispielsweise für die Anzucht von Keimlingen) erforderlich, ist dies vermerkt.

Die „Materialzusammenstellung“ ist nach Geräten und Hilfsmitteln sowie Chemikalien und Naturobjekten gegliedert. Es ist besonderer Wert darauf gelegt, die Experimente so anzulegen, daß sie mit geringem technischen Aufwand vorgenommen werden können. So wird beispielsweise für die Durchführung aller Schüler- und Schülergruppenexperimente kein Stativmaterial benötigt. Außerdem sind sie nach dem Grundsatz gestaltet, daß ein Experiment um so eindrucksvoller und verständlicher ist, je weniger der Schüler durch den Aufbau von Geräten vom Wesentlichen des zu beobachtenden biologischen Prozesses abgelenkt wird.

Die angegebenen Mengen der benötigten Chemikalien und Materialien sind für Schülerübungen je Schüler beziehungsweise Schülergruppe berechnet. Werden als Schülerexperimente gekennzeichnete Experimente als Demonstrationsexperimente vorgeführt, so sind entsprechend größere Geräte und Mengen zu verwenden, damit ein sicheres Beobachten des Anlaufs und Erkennen des Ergebnisses für alle Schüler der Klasse gewährleistet ist. Bei den Demonstrationsexperimenten entsprechen die Angaben der Menge, die für die Demonstration vor einer Klasse erforderlich ist. Die meisten der in den beschriebenen Experimenten genannten Geräte sind in Skizzen zum Aufbau des Experiments dargestellt. Durch Seitenangabe in der Materialzusammenstellung wird jeweils darauf hingewiesen.

Da für viele biologische Experimente die Verwendung von dest. Wasser nicht notwendig, oft sogar schädlich ist, wird in diesen Fällen in den Experimentieranleitungen nur „Wasser“ angegeben. Bei Nachweisreaktionen sollte jedoch grundsätzlich nur dest. Wasser verwendet werden.

Es ist für jeden Biologen eine Selbstverständlichkeit, daß beim Experimentieren mit lebenden Tieren äußerst vorsichtig und schonend umgegangen wird. Experimente, bei denen die Gefahr besteht, daß die Achtung der Schüler vor dem Leben beeinträchtigt wird, gehören nicht in die Schule.

Der Aufbau der Experimentieranordnungen sowie alle notwendigen Arbeiten zum Ablauf der Experimente sind im Punkt „Durchführung“ dargelegt. Eine größere Anzahl von Skizzen verdeutlicht die Zusammenstellung der Geräte und Materialien.

Die Beachtung der kurzgefaßten Anweisungen in der jeweils gegebenen Reihenfolge ist eine Voraussetzung für den erfolgreichen Anlauf der Experimente. Um die erforderlichen Varianten zu gewährleisten und die Eindeutigkeit der Ergebnisse zu sichern, sollten die angeführten Vergleichsexperimente keinesfalls etwa aus Zeitgründen weggelassen werden.

Unter „Beobachtung“ ist angeführt, was die Schüler während des Experiments wahrnehmen sollen, ganz gleich mit welchen Sinnesorganen. Beim Verfolgen des Ablaufs des Experiments sollen — beginnend mit der Ausgangssituation — alle wahrnehmbaren veränderten Zustände des Objektes bis zum Endergebnis erfaßt werden.

Dabei müssen neben den optischen auch die akustischen oder taktilen sowie gegebenenfalls durch den Temperatur-, Geruchs- oder Geschmackssinn zu erfassenden Veränderungen festgestellt und im Protokoll entsprechend vermerkt werden.

Wenn möglich und notwendig, sind außer qualitativen Veränderungen vor allem auch quantitativ erfassbare Ergebnisse unter Einsatz entsprechender Meßgeräte (z. B. Lineal, Mensur, Waage, Thermometer, Stoppuhr) festzuhalten.

Im letzten Punkt der Experimentieranleitungen sind unter „Auswertung“ vor allem die Ergebnisse, die bei der Durchführung und nach dem Abschluß der Experimente von den Schülern festgestellt werden sollen, ausgewiesen. Häufig sind Möglichkeiten für Verallgemeinerungen dargestellt. Diese Angaben sollen dem Lehrer eine Hilfe bei der Einordnung und Systematisierung der durch die Experimente erzielten Ergebnisse in die bereits vorhandenen Kenntnisse der Schüler geben. Es wird jedoch darauf hingewiesen, daß keine vorzeitigen Verallgemeinerungen vorgenommen und die Ergebnisse eines einzigen Experiments nicht überschätzt werden sollten. Bei der Auswertung ist auf den Vergleich der Ergebnisse der Schüler der gesamten Klasse beziehungsweise der Schülergruppen großer Wert zu legen.

Unter „Ergänzungen“ sind bei einer Vielzahl von Experimenten sowohl Vereinfachungen und Erweiterungen des näher beschriebenen Experiments als auch andere Experimente zum gleichen Thema oder mit den gleichen oder anderen Objekten in kurzer Form angeführt. Sie sollen dem Lehrer als Anleitung für die Durchführung weiterer Experimente dienen sowie Anregungen geben, zu den verschiedensten Stoffgebieten selbst Experimente zu entwickeln, auszuprobieren und im Unterricht einzusetzen. Zur Ergänzung und auch zur Vorbereitung von Experimenten sind oft mikroskopische Untersuchungen notwendig. Anleitungen hierfür findet der Lehrer in „Mikroskopie für Lehrer und Naturfreunde“ von SCHLÜTER, 1978. Hilfe für die Anlage und Durchführung von Experimenten im Schulgarten geben „Der Schulgarten“ von S. W. STSCHUKIN, 1957 sowie „Schulgartenpraxis“, herausgegeben von KRÜGER und MILLAT 1972.

Für die Durchführung chemischer und auch biologischer Experimente im Unterricht wird häufig die sogenannte Halbmikrotechnik empfohlen. BARTHEL (1972). Darunter werden Experimente in der Chemie verstanden, bei denen der Einsatz von Chemikalien zwischen 10 mg und 100 mg oder 0,5 ml und 5 ml liegt. Alle Experimente mit größeren Massen gehören nach dem gleichen Autor zur Makrotechnik, während das Experimentieren mit noch geringeren Mengen zur Mikro- bzw. Ultramikrotechnik gerechnet wird.

Für die Halbmikrotechnik wurden entsprechende Geräte, wie Versuchsbecher anstelle von Reagenzgläsern, Tüpfelplatten, Probierlöffel u. a. entwickelt. Auch darauf abgestimmte Experimentieranleitungen, erläutert durch Strichzeichnungen, wurden herausgegeben.

Als Vorteil gegenüber den handelsüblichen Experimentiergeräten und vorliegenden Anleitungen werden vor allem der sparsame Verbrauch von Naturobjekten, Chemikalien und Geräten, die Einschränkung der Unfallgefahr und die Erziehung zu exakter Arbeit der Schüler, die sich notwendigerweise aus dem Einsatz geringster Mengen an Material ergibt, angesehen.

Schülerarbeitsplatz- und Fachraumgestaltung. Entsprechend der Bedeutung, die dem Biologieunterricht bei der Erziehung und Bildung unserer Jugend zukommt, soll in jeder Schule ein Biologie-Fachunterrichtsraum vorhanden sein. Dieser ist so zweckmäßig wie möglich für alle biologischen Arbeiten auszustatten. Kann der Biologiefachraum nicht genutzt werden, können die meisten Experimente von den Schülern auch an ihrem normalen Arbeitsplatz ausgeführt werden.

Experimente in Arbeitsgemeinschaften, die nicht an Feldarbeiten gebunden sind, werden am zweckmäßigsten ebenfalls im Biologiefachraum bzw. in Laboratorien von Pionierhäusern oder Stationen Junger Naturforscher vorgenommen.

Für die Durchführung biologischer Experimente sollten im Biologiefachraum möglichst

mehrere Wasserzapfstellen mit Laborhähnen für den Anschluß von Schläuchen und Wasserstrahlpumpen sowie mehrere Abflüsse mit tiefen und flachen Becken vorhanden sein.

Weiterhin sind Gasanschlüsse (evtl. auch Flaschengas) zu schaffen. Behelfsmäßig läßt sich auch mit Spiritusbrennern arbeiten; sie reichen jedoch nicht für alle Experimente aus. Auch Stromanschlüsse, mit Schukosteckdosen versehen, sind an den Arbeitstischen oder in günstiger Reichweite anzubringen. Ein Abzugsschrank ist nicht unbedingt erforderlich, aber wünschenswert.

Zum Aufstellen langfristiger Experimente, zum Aufbau von Ausstellungen oder für die Gestaltung einer biologischen Ecke werden Wandbretter benötigt.

Ein mit dem Unterrichtsraum verbundener Nebenraum, der der Vorbereitung des Lehrers dient, erleichtert die Arbeit beträchtlich. (Nähere Angaben siehe BAER/GRÖNKE, 1977 S. 225 und SIMON, H. 1973).

Gute Arbeitsbedingungen für Lehrer und Schüler bieten die in allen Neubauschulen der DDR vorhandenen Fachkabinette für Biologie, die mit allen erforderlichen Einrichtungen wie Energieblöcken, Projektionsgeräten, Schränken usw. ausgestattet sind.

Geräte, Chemikalien und biologische Objekte. Die erforderlichen Geräte und Materialien sollten möglichst in verschließbaren Glasschränken, die einen guten Überblick über die vorhandene Ausrüstung ermöglichen, im Fachunterrichtsraum aufbewahrt werden. Aus den Schränken können sie zu Beginn der Stunde von Schülerhelfern direkt an die Schüler ausgegeben werden. Ist nicht genügend Platz für das Aufstellen der Schränke im Unterrichtsraum vorhanden, so werden die für die jeweils vorgesehenen Experimente notwendigen Geräte vor der Stunde aus den Schränken entnommen und auf Tablettts bereitgestellt. Mit Tablettts ist eine schnelle Ausgabe des Materials an alle Schüler zu Beginn der Stunde und das schnelle Abräumen nach Abschluß der Experimente möglich.

Die am häufigsten benötigten Experimentiergeräte können auch von den Schülern aus ihnen zugänglichen Schränken im Fachunterrichtsraum selbst entnommen werden. Das gilt beispielsweise für Reagenzglasständer mit Reagenzgläsern, Bechergläser, Uhrgläser, Meßzylinder, Brenner, Dreifuß und Flammensiebe. Flaschen mit den wichtigsten Reagenzien in kleinen Mengen werden zweckmäßig in 20 cm langen, 6 cm breiten und 3 cm hohen Holzblöcken, die zum Schutz der Flaschen entsprechend große, 2 cm tiefe Bohrungen haben, ebenfalls in Schränken des Fachraumes bereitgestellt. An jedem Schrank ist ein genaues Inhaltsverzeichnis anzubringen. Die Schüler haben die Aufgabe, am Schluß der Stunde die Geräte auf ihre Vollständigkeit zu überprüfen und wieder an ihren Platz zurückzustellen: Die dafür notwendige Zeit ist bei der Planung der Stunde zu berücksichtigen. Fehlende oder unbrauchbar gewordene Geräte werden so schnell wie möglich ersetzt.

Es gibt verschiedene Vorschläge, die für biologische Experimente notwendigen Geräte und Chemikalien in Schülerarbeitskästen zusammenzufassen. Dadurch soll erreicht werden, daß alle erforderlichen Materialien schnell für die Hand des Schülers bereitstehen und mit möglichst geringem Zeitaufwand im Unterricht eingesetzt werden können. Dieser Nutzen wird jedoch bei der experimentellen Arbeit im Unterricht nicht in jedem Falle erreicht. Manche Kästen nehmen auf den Schülertischen einen großen Teil der Arbeitsfläche ein, so daß nur wenig Bewegungsfreiheit für die Durchführung der praktischen Arbeit zur Verfügung steht.

Da in den einzelnen Unterrichtsstunden meist nur wenige Geräte benötigt werden, ist es nicht zweckmäßig, stets das gesamte Material für jeden Schüler in die Klasse zu bringen.

Für die Durchführung biologischer Experimente in der Schule wird häufig empfohlen, als Geräte die verschiedensten Behelfsmittel aus dem Haushalt (z. B. Konservengläser, leere Behälter von Industrieerzeugnissen) zu verwenden. Selbstverständlich können diese Dinge gute Dienste leisten. Wenn es auch grundsätzlich richtig ist, daß die Versuchsanordnungen so einfach wie möglich sein sollen, darf diese Forderung jedoch

nicht dazu führen, daß sich die Biologielehrer bewußt auf die Nutzung von Tablettenröhrchen, Konservengläser, Pappschachteln und ähnliches beschränken. Versuchsanordnungen, die hauptsächlich aus solchen Mitteln aufgebaut wurden, rufen bei den Schülern den Eindruck zu starker Improvisation hervor. Andererseits haben sauber aufgebaute genormte Geräte, die als Experimentieranordnungen im Biologieunterricht eingesetzt werden, eine nicht zu unterschätzende ästhetisch-erzieherische Wirkung. Es muß deshalb von jedem Biologielehrer angestrebt werden, ähnlich wie es im Chemie- und Physikunterricht die Regel ist, auch bei biologischen Experimenten mit genormten Teilen zu arbeiten.

Viele Geräte (z. B. Trockenschränke, Kippsche Gasentwickler, Waschflaschen, Exsikkatoren) können sowohl im Biologieunterricht als auch im Chemieunterricht Verwendung finden. Andere (z. B. Stoppuhren, Drehscheiben und elektrische Geräte) können aus der physikalischen Sammlung entliehen werden.

Ein großer Teil der Geräte ist sehr vielseitig zu verwenden, viele können mit einfachen Mitteln auch selbst hergestellt werden. Die meisten der in den Experimentieranleitungen genannten Geräte sind in Skizzen dargestellt.

Die Bestellung und Beschaffung der Experimentiergeräte und Chemikalien muß vom Fachlehrer genau geplant werden. Ein gewisser jährlicher Etat ist für den planmäßigen Aufbau und die Erhaltung der Laborausrüstungen unbedingt erforderlich.

Als wichtigster Grundsatz für alle experimentellen Arbeiten ist die Sauberkeit und Ordnung bereits genannt worden. Das bezieht sich selbstverständlich auch auf die Geräte. Alle benutzten Geräte, vor allem die Glasgeräte, die mit biologischen Objekten und Reagenzien in Berührung kommen, werden nach jedem Experiment gründlich gesäubert. Oftmals genügt eine Reinigung mit Wasser. In Wasser nicht lösliche Rückstände werden beseitigt, indem der Lehrer die Glasgeräte einige Stunden in Chromschwefelsäure legt und anschließend in fließendem Wasser gründlich auswäscht. Danach werden die Geräte mit dest. Wasser ausgespült und auf Abtropf- oder Ablaufbrettern an der Luft getrocknet. Fettige Geräte werden in heißem Wasser mit fettlösenden Mitteln gereinigt und anschließend ebenfalls gründlich mit Wasser gespült. Nur völlig trockene Geräte werden in die Schränke zurückgestellt.

Mit Ausnahme kleiner Mengen ungefährlicher Reagenzien erfolgt die Aufbewahrung der Chemikalienvorräte nicht im Unterrichtsraum, sondern in verschlossenen Schränken nach Möglichkeit im Vorbereitungsraum des Lehrers. Da für die Experimente im Biologieunterricht nur eine verhältnismäßig geringe Anzahl von Chemikalien benötigt wird, ist es wenig zweckmäßig, ihre Aufstellung im Chemikalienschrank nach dem Periodensystem der Elemente vorzunehmen. Gut bewährt hat sich die Ordnung nach dem Alphabet. Im Biologieunterricht nur selten benötigte Chemikalien können zum gegebenen Zeitpunkt aus der Chemiesammlung beschafft werden. Mit Giften der Abteilung I entsprechend dem Giftgesetz der DDR wird im Biologieunterricht nicht gearbeitet.

Für die Kennzeichnung der Chemikalien wird in den Experimentieranleitungen die für die Schulen verbindliche Nomenklatur verwendet. In der Materialzusammenstellung werden mit Rücksicht auf Lehrer, die mit dieser Nomenklatur nicht voll vertraut sind, in Klammern ältere Bezeichnungen mit angegeben und außerdem die chemische Formel genannt.

Viele der benötigten Naturobjekte sind im Schulgarten oder in der Biologischen Ecke vorhanden, andere können im Laufe des Schuljahres auf Exkursionen nach einem Sammelkalender (BAER, H.-W./GRÖNKE, O. 1977 S. 350ff.) beschafft und in der Arbeitssammlung aufbewahrt werden. In anderen Fällen müssen sie rechtzeitig (z. B. in einer LPG, bei einem Förster, im Schlachthof oder bei anderen Institutionen) bestellt und zum geeigneten Zeitpunkt abgeholt werden. Grundsätzlich wurden für die Ausführung der in den Anleitungen beschriebenen Experimente soweit wie möglich Naturobjekte gewählt, die überall dem Biologielehrer zur Verfügung stehen, bzw. relativ leicht beschafft werden können.

Bei der Arbeit mit lebenden Tieren sind unbedingt die Naturschutzbestimmungen zu beachten.

Darüber hinaus sind auch alle nicht geschützten Tiere äußerst pfleglich zu behandeln und Quälereien unbedingt zu vermeiden. Müssen Tiere getötet werden, darf das nicht vor den Augen der Schüler geschehen. Experimente mit Tieren, die starke Eingriffe in ihre Lebensfunktionen erfordern, beispielsweise die bekannten reizphysiologischen Versuche mit Fröschen, wurden bewußt nicht in die Experimentieranleitungen aufgenommen.

Die Bezeichnung der wissenschaftlichen Namen von Tieren und Pflanzen erfolgt in den Experimentieranleitungen nach „Exkursionsfauna für die Gebiete der DDR und der BRD“, herausgegeben von STRESEMANN, E. und „Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD“, herausgegeben von ROTHMALER, W. Für die Durchführung aller vorliegenden Experimente werden die in der Aufstellung (S. 193) genannten Geräte und Hilfsmittel, Chemikalien und Objekte benötigt. Damit ist zugleich die Ausstattung eines Fachraumes für den experimentellen Biologieunterricht angegeben.

Stoffliche Struktur der Organismen

Anorganische Stoffe

1 Wassergehalt von Pflanzen (SG)

Brenner	Waage mit Wägesatz
Flammensieb	verschiedene Teile verschiedener
Schere	Pflanzenarten (frisch)
Dreifuß	

Zeit: 60 min

Durchführung: Von jeder Pflanzenart geeignete Pflanzenteile abtrennen, 10 g abwägen. Mit der Schere in kleine Stücke schneiden und auf das auf dem Dreifuß liegende Flammensieb bringen. Mit kleiner Flamme die Pflanzenteile langsam erwärmen und trocknen (nicht verbrennen!). Den Grad der Trocknung mehrfach durch Zerdrücken der Pflanzenteile mit Daumen und Zeigefinger überprüfen. Nach völligem Trocknen (trockene Pflanzen zerbrechen sofort beim Drücken) und Abkühlen erneut wägen. Den Masseverlust in Prozent berechnen. Die gefundenen Werte für die verschiedenen Pflanzenarten in eine Tabelle nach folgendem Muster eintragen:

Pflanzenart, Pflanzenteile	Frischmasse in g	Trockenmasse in g	Wassergehalt in %
-------------------------------	---------------------	----------------------	----------------------

Beobachtung: Beim Trocknen werden die frischen Pflanzenteile zunächst welk, und ihre frische, grüne Farbe verblaßt. Nach völliger Trocknung sind die Pflanzen leicht zerbrechlich. Ihre Masse ist stark verringert. Der Masseverlust ist bei unterschiedlichen Pflanzenarten und bei verschiedenen Pflanzenteilen unterschiedlich.

Auswertung: Der Wassergehalt von Pflanzen wird festgestellt, indem man frische Pflanzen durch längeres Erhitzen trocknet. Dabei geben die Pflanzen das Wasser in Form von Wasserdampf ab. Durch Wägen vor und nach dem Trocknen wird die in den Pflanzen enthaltene Wassermenge ermittelt. Die wasserfreien Pflanzenteile sind die Trockensubstanz. Der Wassergehalt ist bei den einzelnen Pflanzenarten und in den verschiedenen Teilen der Pflanze unterschiedlich. Er ist in Speicherorganen für Wasser (z. B. bei Sukkulenten) am höchsten, am niedrigsten in Samen.

Ergänzung: Hält man eine kalte Glasscheibe über die erhitzten Pflanzenteile, schlagen sich Wassertropfchen an der Scheibe nieder. Die Wasserabgabe kann direkt nachgewiesen werden.

Größere Mengen Pflanzen (für die Durchführung der Experimente 1 bis 13) werden durch Auslegen in der Sonne oder im Trockenschrank getrocknet. Sie werden in gut verschlossenen Behältern (Blehbüchsen) aufbewahrt, da sie nach dem Trocknen aus der Luft wieder Wasser aufnehmen.

2 Aschegehalt pflanzlicher Trockensubstanz (SG)

Porzellantiegel	Waage mit Wägesatz
Reibschale	Filterpapier
Brenner	Pflanzenteile (trocken)
Dreifuß	
Tondreiecke	

Zeit: 8 min

Durchführung: Je 5 g getrocknete Teile von Pflanzen verschiedener Pflanzenarten in der Reibschale zerreiben und jeweils in einen Porzellantiegel bringen. Jeden Tiegel mit den Pflanzenteilen in ein Tondreieck stellen, das auf dem Dreifuß liegt. Mit heißer Flamme die Pflanzenteile so lange durchglühen, bis der Rückstand fast weiß erscheint. Nach dem Abkühlen den Rückstand wägen. Den Ascheanteil in Prozent der Trockenmasse berechnen. Den gefundenen Wert in eine Tabelle nach folgendem Muster eintragen:

Pflanzenart, Pflanzen	Trockenmasse in g	Aschemasse in g	Ascheanteil in %
--------------------------	----------------------	--------------------	---------------------

Beobachtung: Die Trockensubstanz nimmt bei starkem Erhitzen einen schwarzen Farbton an und verbrennt schließlich. Es bleibt ein kleiner weißgrauer, unverbrennbarer Rest zurück.

Auswertung: Bei starkem Erhitzen verkohlen die organischen Bestandteile der Trockensubstanz, der Kohlenstoff verbrennt bei weiterem Erhitzen zu Kohlendioxid. Es bleiben lediglich die unverbrennbaren Bestandteile der Pflanzen übrig. Diese Pflanzenasche enthält die von den Pflanzen aus dem Boden aufgenommenen Mineralsalze. Der Ascheanteil verschiedener Pflanzenarten und Pflanzenteile ist unterschiedlich. Einen hohen Aschegehalt haben beispielsweise Tabak und Baumrinde.

3 Basizität der Pflanzenasche (S)

2 Reagenzgläser	Unitest-Indikatorpapier
Reagenzglasgestell	oder Lackmuspapier, rot
Trichter	Spritzflasche mit dest. Wasser
Filterpapier	Pflanzenasche
Spatel	

Zeit: 3 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Pflanzenasche in einem Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen und eine Minute kräftig schütteln. Die Aufschwemmung in das andere Reagenzglas filtrieren. Das Filtrat durch Eintauchen von Indikatorpapier auf den *pH*-Wert prüfen.

Beobachtung: Rotes Lackmuspapier färbt sich blau. Unitestpapier nimmt einen grünlichen Farbton an.

Auswertung: Pflanzenasche zeigt einen *pH*-Wert über 7, reagiert also basisch. Diese Reaktion ist auf den Gehalt an Alkalimetalloxiden bzw. Karbonaten zurückzuführen. Der *pH*-Wert der Asche verschiedener Pflanzenarten ist unterschiedlich (↗ Experiment 230).

Ergänzung: Verschiedene krautige Pflanzenteile (z. B. Stengel und Blätter) zwischen Indikatorpapier zerdrücken und den *pH*-Wert des austretenden Pflanzensaftes prüfen. Den *pH*-Wert von Wurzelspitzen durch Zerdrücken feststellen.

4 Kohlenstoffnachweis in Pflanzen (S)



Reagenzglas
Reagenzglasgestell
Reagenzglashalter
Brenner
Glasstab
Schere

Bariumhydroxidlösung $\text{Ba}(\text{OH})_2$
Pflanzenteile (trocken)

Zeit: 4 min

Durchführung: Die Pflanzenteile mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in ein Reagenzglas bringen. Das Reagenzglas über dem Brenner erhitzen. Nach dem Verfärben der Pflanzenteile einen Glasstab in die Bariumhydroxidlösung tauchen und in das Reagenzglas halten.

Beobachtung: Bei längerem Erhitzen werden die Pflanzenteile schwarz. Es entstehen Gase. Die Bariumhydroxidlösung an dem Glasstab zeigt eine starke weiße Trübung.

Auswertung: Trockene Pflanzenteile verkohlen beim Erhitzen. Es entsteht schwarzer Kohlenstoff. Gleichzeitig wird neben anderen Gasen Kohlendioxid abgegeben, das durch die Trübung von Bariumhydroxidlösung nachgewiesen werden kann. Alle Pflanzen enthalten Kohlenstoff. Es ist der wichtigste Grundstoff für den Aufbau der Pflanzen und in allen organischen Verbindungen, beispielsweise in Kohlenhydraten, Fetten und Eiweißen vorhanden. Kohlenstoff wird von den meisten Pflanzen in Form von Kohlendioxid aus der Luft aufgenommen.

5 Stickstoffnachweis in Pflanzen (S)



Reagenzglas
Brenner
Glasstab
Schere
Unitest-Indikatorpapier
oder Lackmuspapier, rot

Salzsäure HCl , 5%ig,
Spritzflasche mit dest. Wasser
Pflanzenteile (trocken)

Zeit: 5 min

Durchführung: Die Pflanzenteile mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in das Reagenzglas bringen. Über die Öffnung des Reagenzglases ein mit dest. Wasser angefeuchtetes Blatt Universal-Indikatorpapier oder rotes Lackmuspapier legen. Das Reagenzglas über dem Brenner langsam erwärmen. Auf die Färbung des Indikatorpapiers achten. Danach den Glasstab in die Salzsäure tauchen und über das Reagenzglas halten.

Beobachtung: Das Universal-Indikatorpapier färbt sich nach einigen Minuten grünlich, rotes Lackmuspapier blau. An der dem Glasstab anhaftenden Salzsäure bilden sich über dem Reagenzglas weiße Nebel. Es ist ein leichter Geruch nach Ammoniak festzustellen.

Auswertung: Beim Erhitzen trockener Pflanzenteile wird Ammoniak frei. Es kann durch die entsprechende Färbung des Indikatorpapiers als Base und durch die Bildung von Ammoniumchloridnebeln sowie durch den typischen Geruch nachgewiesen werden. Stickstoff ist ein für die Pflanzen notwendiges Element, das vor allem für den Aufbau von Eiweißen unentbehrlich ist. Stickstoff wird sowohl in Ammoniumverbindungen (als NH_4^+) als auch in Nitraten (NO_3^-) von fast allen Pflanzen mit den Wurzeln aufgenommen. Schmetterlingsblütengewächse sind in der Lage, mit Hilfe von Bakterien den Luftstickstoff zu nutzen.

6 Phosphatnachweis in Pflanzen (S)

2 Reagenzgläser	Ammoniummolybdatlösung
Reagenzglasgestell	$(\text{NH}_4)_2\text{MoO}_4$, 10%ig
Brenner	Spritzflasche mit dest. Wasser
Trichter	Pflanzenasche
Spatel	
Filterpapier	
Salpetersäure HNO_3 , 5%ig,	
30 ml	

Zeit: 5 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Pflanzenasche im Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen. Eine Minute kräftig schütteln. Die Ascheaufschwemmung filtrieren. Das Filtrat mit 1 ml Salpetersäure versetzen und 2 ml Ammoniummolybdatlösung hinzugeben. Über dem Brenner langsam erwärmen.

Beobachtung: Nach Zugabe von Ammoniummolybdatlösung fällt beim Erwärmen des Filtrats ein zitronengelber Niederschlag aus.

Auswertung: Das in der Pflanzenasche enthaltene Phosphat wird mit Ammoniummolybdatlösung in salpetersaurer Lösung als Ammoniumphosphormolybdat $(\text{NH}_4)_3\text{PO}_4(\text{Mo}_3\text{O}_9)_4 \cdot \text{aq}$ nachgewiesen. Phosphor ist für den Aufbau und das Wachstum der Pflanzen ein sehr wichtiges Element. Es ist in allen Pflanzenteilen enthalten und besonders für den Aufbau von Zellkernsubstanzen notwendig. In größeren Mengen ist er in allen wachsenden Sprossen und in Samen vorhanden. Die Pflanzen nehmen Phosphor als Phosphat-Ionen mit den Wurzeln aus dem Boden auf.

7 Sulfatnachweis in Pflanzen (S)

2 Reagenzgläser	Bariumchloridlösung BaCl_2
Reagenzglasgestell	Spritzflasche mit dest. Wasser
Trichter	Pflanzenasche
Spatel	
Filterpapier	
Salzsäure HCl , 5%ig	

Zeit: 5 min

Durchführung: 2 Spatelspitzen Pflanzenasche im Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen. 1 ml Salzsäure dazugeben und eine Minute kräftig schütteln. Die Ascheaufschwemmung in das zweite Reagenzglas abfiltrieren. Dem Filtrat 1 ml Bariumchloridlösung zusetzen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Salzsäure schäumt die Ascheaufschwemmung auf. Bei Zusatz von Bariumchloridlösung zum Filtrat fällt ein weißer Niederschlag aus.

Auswertung: Mit Bariumchloridlösung kann in salzsaurer Lösung in der Pflanzenasche Schwefel als Bariumsulfat (BaSO_4) nachgewiesen werden (↗ Experiment 224). Schwefel ist für den Aufbau von Eiweißen in der Pflanze notwendig. Er wird als Sulfat-Ionen mit den Wurzeln aufgenommen.

8 Kalziumnachweis in Pflanzen (S)



2 Reagenzgläser	Äthansäure (Essigsäure)
Reagenzglasgestell	CH_3COOH , 5%ig
Spatel	Ammoniumoxalatlösung
Filter	$(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, 1%ig
Filterpapier	Spritzflasche mit dest. Wasser
Salzsäure HCl , 5%ig	Pflanzenasche
Ammoniaklösung NH_3 , 5%ig, 10 ml	

Zeit: 5 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Pflanzenasche in einem Reagenzglas mit 3 ml dest. Wasser übergießen, 1 ml Salzsäure hinzugeben und 1 Minute kräftig durchschütteln (↗ Experiment 7). Die Ascheaufschwemmung erwärmen und nach 3 Minuten in das zweite Reagenzglas abfiltrieren. Das Filtrat mit Ammoniaklösung versetzen und den entstehenden Niederschlag durch Zugabe von Essigsäure lösen. Dieser Lösung 1 ml Ammoniumoxalatlösung zusetzen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Salzsäure schäumt die Ascheaufschwemmung auf. Mit Ammoniak bildet sich ein weißer Niederschlag, der sich beim Versetzen mit Äthansäure wieder löst. Bei Zugabe von Ammoniumoxalat fällt erneut ein dicker weißer Niederschlag aus.

Auswertung: Mit Ammoniumoxalat kann in äthansaurer Lösung von Pflanzenasche Kalzium durch einen Niederschlag von Kalziumoxalat nachgewiesen werden. Kalzium ist ein wichtiges Element für den Aufbau der Pflanzen. Es ist sowohl in wasserlöslichen als auch in wasserunlöslichen Salzen in den Pflanzen vorhanden. Kalzium wird in Form von Ionen von den Pflanzen durch die Wurzeln aus dem Boden aufgenommen (↗ Experiment 228).

9 Natriumnachweis in Pflanzen (S)



Brenner	Pflanzenteile (trocken)
Tiegelzange	Pflanzenasche
Magnesiastäbchen	Salzsäure HCl , 5%ig

Zeit: 2 min

Durchführung: Getrocknete Pflanzenteile mit einer Tiegelzange in die nichtleuchtende Flamme des Brenners halten. Die Flammenfärbung beachten.

Ein Magnesiastäbchen in der Flamme erhitzen, mit Salzsäure benetzen, dann in die Pflanzenasche tauchen und nochmals in die nichtleuchtende Flamme des Brenners bringen.

Beobachtung: In beiden Fällen färbt sich die nichtleuchtende Flamme des Brenners leuchtend gelb.

Auswertung: Die leuchtend gelbe Flammenfärbung ist ein Beweis dafür, daß Natrium in Pflanzenteilen und Pflanzenasche vorhanden ist. Der Natriumgehalt der Pflanzen ist unterschiedlich. Besonders hoch ist der Natriumgehalt bei Pflanzen auf salzhaltigen Standorten (Halophyten). Natriumsalze werden von den Pflanzen in Form von Ionen durch die Wurzeln aus dem Boden aufgenommen (↗ Experiment 227).

10 Kaliumnachweis in Pflanzen (S)



Brenner	Pflanzenteile (trocken)
Tiegelzange	Pflanzenasche
Kobaltglas	Salzsäure HCl, 5%ig
Magnesiastäbchen	

Zeit: 2 min

Durchführung: Mit einer Tiegelzange getrocknete Pflanzenteile in die nichtleuchtende Flamme des Bunsenbrenners halten und die Flammenfärbung beachten.

Ein Magnesiastäbchen in der Flamme erhitzen, mit Salzsäure benetzen, dann in die Pflanzenasche tauchen und nochmals in die nichtleuchtende Flamme des Bunsenbrenners bringen. Die Flamme durch das Kobaltglas betrachten. Dabei rasch arbeiten, weil das Kaliumchlorid sehr schnell verdampft.

Beobachtung: In beiden Fällen ist neben der gelben Färbung der Flamme eine violette Färbung zu erkennen. Beim Betrachten der Flamme durch das Kobaltglas wird die violette Färbung wesentlich deutlicher.

Auswertung: Das Vorhandensein von Kalium in den Pflanzenteilen und in der Pflanzenasche zeigt sich durch die violette Flammenfärbung. Die Violett färbung wird durch die starke Gelbfärbung von in der Pflanze ebenfalls vorhandenen Natriumsalzen oft überdeckt. Durch ein Kobaltglas werden die gelben Lichtstrahlen absorbiert, so daß die violetten Strahlen des Kaliums deutlich erkannt werden können.

Kalium ist ein wichtiges Element für den Aufbau der Pflanzen und zu einem hohen Prozentsatz in der Pflanzenasche vorhanden. Kaliumsalze werden in Form von Ionen durch die Wurzeln aus dem Boden aufgenommen.

11 Magnesiumnachweis in Pflanzen (S)



2 Reagenzgläser	Natriumhydroxidlösung NaOH, 5%ig
Reagenzglasgestell	Chinalizarinlösung, alkohol. 0,01%ig
Spatel	Spritzflasche mit dest. Wasser
Trichter	Pflanzenasche
Filterpapier	
Salzsäure, HCl, 5%ig	

Zeit: 3 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Pflanzenasche in einem Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen. 1 ml Salzsäure hinzugeben und 1 Minute kräftig durchschütteln (↗ Experiment 7). Die Ascheaufschwemmung in das zweite Reagenzglas abfiltrieren. Das Filtrat mit 3 ml Natriumhydroxidlösung versetzen und 1 ml Chinalizarinlösung zugeben.

Beobachtung: Bei Zugabe von Chinalizarinlösung färbt sich das Filtrat kornblumenblau.

Auswertung: Mit Chinalizarinlösung kann in basischer Lösung in der Pflanzenasche Magnesium nachgewiesen werden. Bei Anwesenheit von Magnesium entsteht eine kornblumenblaue Färbung. Magnesium ist ein wichtiges Element für den Aufbau der Pflanzen. Im Chlorophyll und in den wachsenden Pflanzensprossen ist besonders viel Magnesium enthalten. Magnesiumsalze werden in Form von Ionen durch die Wurzeln aus dem Boden aufgenommen.

12 Eisennachweis in Pflanzen (D)

2 Reagenzgläser	Kalium-hexazyanoferat(III)-
Reagenzglasgestell	Lösung (Rotes Blutlaugensalz)
Hornspatel	$K_4[Fe(CN)_6]$, 1%ig
Trichter	Spritzflasche mit dest. Wasser
Filterpapier	Pflanzenasche
Salzsäure, HCl, 5%ig	

Zeit: 3 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Pflanzenasche im Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen, 1 ml Salzsäure hinzugeben und 1 Minute kräftig schütteln. Die Ascheaufschwemmung in das zweite Reagenzglas abfiltrieren. Das Filtrat mit 1 ml der Kaliumhexazyanoferat(III)-Lösung versetzen (↗ Experiment 226).

Beobachtung: Bei Zugabe von Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung tritt im Filtrat eine tiefblaue Färbung auf.

Auswertung: Mit Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung kann in salzsaurer Lösung in der Pflanzenasche Eisen nachgewiesen werden. Es entsteht dabei eine intensive Blaufärbung (Berliner Blau). Eisen ist besonders für die Bildung von Chlorophyll in der Pflanze notwendig. Der Eisengehalt der einzelnen Pflanzenteile ist unterschiedlich. Besonders eisenhaltig sind einige Blattgemüsearten sowie Wasserpflanzen. Eisensalze werden von den Pflanzen in Form von Ionen mit den Wurzeln aus dem Boden aufgenommen.

13 Chloridnachweis in Pflanzen (S)

Reagenzglas	Silbernitratlösung $AgNO_3$, 1%ig
Reagenzglasgestell	Spritzflasche mit dest. Wasser
Reibschale	Pflanzenteile (trocken)
Schere	Pflanzenasche
Spatel	
Trichter	
Filterpapier	
Salpetersäure HNO_3 , 5%ig	

Zeit: 4 min

Durchführung: Die trockenen Pflanzenteile mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in der Reibschale möglichst fein zerreiben. Die zerkleinerten Pflanzenteile im Reagenzglas mit 5 ml dest. Wasser übergießen und 1 Minute kräftig schütteln. Die Aufschwemmung filtrieren. Das Filtrat mit einigen Tropfen Salpetersäure leicht ansäuern und wenig Silbernitratlösung dazugeben. Das gleiche Experiment mit zwei Spatelspitzen Pflanzenasche durchführen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Silbernitratlösung entsteht in beiden Fällen ein weißer, käsiger Niederschlag.

Auswertung: Mit Silbernitrat kann in salpetersaurer Lösung in trockenen Pflanzenteilen und in der Pflanzenasche Chlorid nachgewiesen werden, das als weißer, käsiger Niederschlag, Silberchlorid ($AgCl$), ausfällt (↗ Experiment 225). Der Gehalt der Pflanzen an Chlor ist sehr unterschiedlich. Es gibt chlorliebende und chloempfindliche Pflanzen. Stark chlorhaltig sind vor allem Pflanzen auf salzhaltigen Standorten (Halophyten).

14 Jodidnachweis in Pflanzen (D)

2 Reagenzgläser	Stärke­lösung (Experiment 74), 3 ml
Reagenzglasgestell	Chlorwasser, 3 ml
Brenner	Spritzflasche mit dest. Wasser
Dreifuß	Blasentang (<i>Fucus vesiculosus</i>)
Tondreieck	(getrocknet)
Porzellantiegel	
Trichter	
Filterpapier	
Schere	

Zeit: 15 min

Durchführung: Getrockneten Blasentang mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in den Porzellantiegel bringen. Das Tondreieck auf den Dreifuß legen und den Tiegel daraufstellen. Den Tang über der heißen Flamme des Brenners veraschen. Nach leichtem Abkühlen die Asche mit 10 ml heißem Wasser übergießen und nach 3 Minuten in ein Reagenzglas abfiltrieren. Dem Filtrat 3 ml Chlorwasser und 3 ml Stärke­lösung zusetzen.

Beobachtung: Beim Glühen verbrennt der Blasentang, die Asche bleibt zurück. Nach Zugabe von Chlorwasser und Stärke­lösung färbt sich die Stärke tiefblau.

Auswertung: Mit Stärke­lösung kann in der Asche von jodhaltigen Pflanzen Jod nachgewiesen werden, das aus Jodid und Chlorwasser entsteht. Bei Anwesenheit von Jod nimmt die Stärke eine tiefblaue Farbe an.

Einige Pflanzen, besonders Meerespflanzen, enthalten relativ viel Jod. Die physiologische Bedeutung von Jod in diesen Pflanzen ist bisher nicht bekannt.

15 Silikatnachweis in Pflanzen (D)

Becherglas, 250 ml	Salzsäure HCl, 5%ig, 20 ml
Erlenmeyerkolben, 250 ml	Natriumkarbonatlösung Na_2CO_3
Trichter	(gesättigt), 100 ml
Filterpapier	Schachtelhalm (<i>Equisetum arvense</i> L.)
Brenner	einige Sommertriebe
Dreifuß	
Flammensieb	
Schere	
Uhr­glas, 8 cm Ø	

Zeit: 120 min

Durchführung: Sommertriebe vom Schachtelhalm mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in das Becherglas bringen. Das Becherglas mit 100 ml konzentrierter Karbonat­lösung füllen, mit Uhr­glas zudecken und 1 bis 2 Stunden kochen. Danach die Lösung in den Erlenmeyerkolben abfiltrieren und langsam 20 ml Salzsäure zusetzen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Salzsäure scheidet sich aus der Lösung eine gallertartige, in verschiedenen Farben schillernde Masse aus.

Auswertung: Durch Kochen in Sodalösung und Zusatz von Salzsäure kann in Schachtelhalmen Kieselsäure nachgewiesen werden. In einigen Pflanzenfamilien, besonders den Schachtelhalmgewächsen und den Sauergräsern, tritt Kieselsäure gehäuft auf. Sie verstärkt in diesen Gewächsen die Zellwände.

16 Quantitativer Nachweis anorganischer Stoffe in Knochen (D)

Becherglas, 800 ml	Wasser
Waage mit Wägesatz	Knochen (entfettet)
Messer	(↗ Experiment 38)
Salzsäure HCl, 5%ig, 2 l	



Zeit: 24 h

Durchführung: Druck-, Zug- und Schneidfestigkeit sowie Biegsamkeit der Knochen mit der Hand prüfen. Knochen genau wägen und in einem Becherglas mit verdünnter Salzsäure übergießen. Stehenlassen. Nach Aufhören der Gasentwicklung die Säure so oft wechseln, bis nach nochmaliger Zugabe von Salzsäure keine Gasblasen mehr aufsteigen. Danach die Knochen in Wasser gut auswaschen, trocknen und erneut wägen. Den Gewichtsunterschied in Prozent berechnen. Festigkeit der Knochen erneut untersuchen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Salzsäure tritt eine stürmische, lang anhaltende Gasentwicklung auf. Die vorher sehr festen Knochen werden elastisch, weich und biegsam. Sie lassen sich mit dem Messer schneiden.

Auswertung: Durch die Salzsäure wird Kohlendioxid aus den Karbonaten der Knochen freigesetzt. Zurück bleibt eine elastische, biegsame Masse, der Knochenknorpel (Kollagen). Die Knochen der Wirbeltiere bestehen zu etwa 70% aus anorganischen Bestandteilen (vor allem Kalziumphosphat und Kalziumkarbonat) sowie zu etwa 30% aus organischer Substanz, dem Knochenknorpel. Das Masseverhältnis von anorganischen und organischen Bestandteilen ändert sich im Verlaufe der Individualentwicklung der Wirbeltiere, auch des Menschen. Die anorganische Substanz verleiht den Knochen Härte und Festigkeit, Knochenknorpel eine gewisse Elastizität (↗ Experiment 39 sowie Experiment 18/Kombinationsmöglichkeit!).

Ergänzung: Knochenknorpel mit wenig Wasser zu Leim verkochen. Knochenknorpel in der Flamme verbrennen. Entkalkte Knochen werden zu Demonstrationszwecken in 5%iger Formalinlösung konserviert.

17 Bleichen von Knochen (D)

Becherglas, 800 ml	Wasserstoffperoxid H_2O_2 , 5%ig, 500 ml
Thermometer	Natriumkarbonat Na_2CO_3 , 15 g
Brenner	Knochen (entfettet)
Dreifuß	(↗ Experiment 38)
Flammensieb	

Zeit: 8 h

Durchführung: Knochen in einem Becherglas mit 500 ml einer 5%igen Wasserstoffperoxidlösung über dem Brenner auf etwa 40 °C erwärmen. 15 g Natriumkarbonat zusetzen. Den Bleichvorgang beobachten. Nach Eintritt des gewünschten Bleichungsgrades 1 bis 3 Stunden in mehrfach gewechselten, besser in fließendem Wasser gut auswaschen. Auf Fließpapier an der Luft trocknen.

Beobachtung: Die gelbliche Farbe des Knochens wird in der Bleichlösung nach und nach heller und geht schließlich in fast reines Weiß über.

Auswertung: Wasserstoffperoxidlösung ist in Verbindung mit Natriumkarbonat infolge der stark oxydierenden und farberstörenden Wirkung ein sehr geeignetes Bleichmittel für Knochenpräparate.

Ergänzung: Sehr empfindliche Präparate bleicht man in 4%iger Wasserstoffperoxidlösung, in der sie ohne Erwärmen mehrere Tage bis zum Eintreten des gewünschten Bleichungsgrades verbleiben. Danach gründlich wässern und auf Fließpapier an der Luft (nicht an der Sonne) trocknen.

18 Kalziumnachweis in Knochen (S)



3 Reagenzgläser	Ammoniumoxalatlösung
Reagenzglasgestell	$(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, 3%ig
Salzsäure HCl, 5%ig	Äthansäure (Essigsäure)
Ammoniaklösung, 25%ig	CH_3COOH , verd.,
	Lackmuspapier
	Knochen (entfettet)
	(↗ Experiment 38)

Zeit: 8 min

Durchführung: Einen kleinen entfetteten Knochen oder ein Knochenbruchstück in einem Reagenzglas mit verdünnter Salzsäure übergießen. Nach 5 Minuten etwa 3 ml der Salzsäure in ein zweites Reagenzglas abgießen. Mit Ammoniak schwach alkalisch machen. Danach mit verdünnter Äthansäure wieder leicht ansäuern und einige Tropfen 3%ige Ammoniumoxalatlösung zugeben. Reaktion jeweils mit Lackmuspapier überprüfen.

Beobachtung: Nach Zugabe von verdünnter Salzsäure tritt stürmische Gasentwicklung auf. Bei Zusatz der Ammoniumoxalatlösung fällt ein weißer Niederschlag aus.

Auswertung: Die Salzsäure setzt die Kohlensäure aus ihren Salzen frei. Es entsteht Kalziumchlorid, das durch Zusatz von Ammoniumoxalat als schwerlösliches Kalziumoxalat (CaC_2O_4) nachgewiesen wird. Das im Knochen zu etwa 70% enthaltende Kalziumphosphat und Kalziumkarbonat gibt dem Knochen die Härte, die er als Stütz- und Tragelement des Körpers braucht (↗ Experiment 16).

19 Phosphatnachweis in Knochen (S)



3 Reagenzgläser	Ammoniummolybdatlösung
Reagenzglasgestell	$(\text{NH}_4)_2\text{MoO}_4$, 10%ig
Salpetersäure HNO_3 , 5%ig	Knochen (entfettet)
Ammoniaklösung, 25%ig	(↗ Experiment 38)

Zeit: 8 min

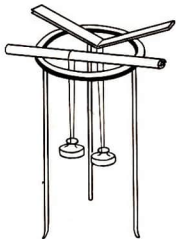
Durchführung: Einen kleinen entfetteten Knochen oder ein Knochenbruchstück in einem Reagenzglas mit verdünnter Salpetersäure übergießen, erwärmen. Nach 5 Minuten etwa 3 ml der Salpetersäure in ein weiteres Reagenzglas abgießen, mit 2 ml Ammoniummolybdatlösung versetzen, erwärmen. Den entstandenen Niederschlag durch vorsichtiges Zugeben von Ammoniaklösung wieder lösen.

Beobachtung: Bei Zugabe von verdünnter Salpetersäure tritt eine stürmische Gasentwicklung auf. Nach Zusatz von Ammoniummolybdat fällt beim Erwärmen ein dicker gelber Niederschlag aus, der sich nach Hinzugeben von Ammoniak vollständig auflöst.

Auswertung: Die Entwicklung von Kohlendioxid erfolgt entsprechend Experiment 18. Der im Knochen enthaltene Phosphor reagiert als Phosphat-Ion (PO_4^{3-}) mit Ammoniummolybdat unter Bildung von Ammoniumphosphormolybdat. Ammoniummolybdat dient als Reagens für Phosphat-Ionen. Das in den Knochen eingelagerte und vor allem der Festigkeit dienende Kalzium, ist zu einem großen Teil Kalziumphosphat.

20 Festigkeit von Knochen — Modellexperiment (S)

Zeichenpapier, Größe A 5
Dreifuß
Wägesatz
Bindfaden



Zeit: 3 min

Durchführung: Das Zeichenpapier in der Mitte in Längsrichtung falten. Vorsichtig auseinander-trennen. Einen der gewonnenen Papierstreifen zweimal in Längsrichtung falten, den anderen um einen Bleistift zu einer Röhre zusammendrehen, Bleistift entfernen. Um jedes Papier in der Mitte locker eine Bindfadenschlaufe legen. Beide Papiere auf einen Dreifuß legen und an die Schlaufen ein Gewicht hängen.

Beobachtung: Während sich das gefaltete Papier schon bei geringer Belastung durchbiegt, hält die Papierröhre wesentlich stärkere Belastungen aus.

Auswertung: Röhrenknochen sind trotz ihrer niedrigen Masse (wenig Knochensubstanz im Verhältnis zum Volumen) sehr stabil.

21 Wirkung des Luftdrucks bei Kugelgelenken — Modellexperiment (D)

Trichter
Gummiball (klein,
in den Trichter passend)
oder Tischtennisball
Vaseline

Gummischlauch
(möglichst Vakuumschlauch),
150 cm
Schlauchklemme
Wasserstrahlpumpe



Zeit: 6 min

Durchführung: Einen Glattrichter, der die Gelenkpfanne darstellt, innen mit Vaseline einfetten. Als Gelenkkopf einen Gummiball in die „Gelenkpfanne“ legen und leicht andrücken. Durch den Schlauch, der an eine Wasserstrahlpumpe angeschlossen ist, die Luft aus dem Trichter saugen. Wenn das System völlig dicht ist und keine Luft mehr nachströmt, mit einer Schlauchklemme luftdicht abschließen. Den Ball zu entfernen versuchen.

Beobachtung: Der Ball sitzt fest in der Pfanne und läßt sich nur mit einiger Mühe herausnehmen.

Auswertung: Da die Luft im Trichter über der Kugel verdünnt wurde, preßt der äußere Luftdruck den Ball fest gegen den Trichter. In gleicher Weise wird die Gelenkkugel des Oberschenkels gegen die Gelenkpfanne der Hüfte, die des Oberarmknochens gegen die Pfanne des Schulterblattes gedrückt.

Ergänzung: Ein Schulter-, Hüft- oder Kniegelenk eines frisch geschlachteten Kaninchens nach dem Durchschneiden der Sehnen durch Ziehen an Unter- und Oberschenkel auseinanderzureißen gelingt nicht oder nur unter großem Kraftaufwand. Nach Anstechen der Gelenkkapsel mit einer Nadel und Einströmen von Luft läßt sich das Gelenk auseinandernehmen.

22 Wassergehalt von Muskelfleisch (D)

Petrischale, 12 cm Ø	Waage mit Wägesatz
Brenner	Messer
Dreifuß	Schneidbrettchen
Sandbad	Muskelfleisch (mager), 100 g

Zeit: 24 h

Durchführung: Das Muskelfleisch wägen, zerkleinern und in einer offenen Petrischale auf dem Sandbad über dem Brenner oder im Trockenschrank bei 105 °C eintrocknen. (↗ Experiment 23). Nach völligem Abtrocknen erneut wägen. Den Wasserverlust feststellen und in Prozent berechnen.

Beobachtung: Das Fleisch wird dunkel, schrumpft zusammen und verliert deutlich an Masse.

Auswertung: Beim Trocknen verdunstet das in den Muskelzellen befindliche Wasser, das 75 bis 80 Gewichtsprozent des Muskelfleisches ausmacht. Fleisch kann auf diese Weise für längere Zeit haltbar gemacht werden (Dörrfleisch).

Ergänzung: Reaktion von frischem Muskelfleisch durch Andrücken von Lackmuspapier oder Unitestpapier ermitteln (↗ Experiment 230). An gekochtem Rindfleisch kann der Aufbau von Muskeln und Muskelfasern leicht untersucht werden.

23 Anorganische und organische Bestandteile des Muskelfleisches (S)

Glühblech	Fleisch (getrocknet), 2 g
Tiegelzange	(↗ Experiment 22)
Brenner	
Waage mit Wägesatz	

Zeit: 20 min

Durchführung: Das getrocknete Fleisch wägen. Auf dem Glühblech mit der Tiegelzange im Abzug in die Flamme halten und veraschen. Den Rest wägen. Die Asche kosten.

Beobachtung: Das Fleisch verbrennt. Es entsteht ein brenzlicher Geruch. Sehr wenig weißgraue Asche bleibt zurück. Sie schmeckt salzig.

Auswertung: Das getrocknete Muskelfleisch verbrennt bis auf einen sehr kleinen Rest, das es in der Hauptsache aus organischen Bestandteilen und nur wenig Salzen besteht.

Organische Stoffe

24 Chemische Zusammensetzung der Kohlenhydrate (S)

3 Reagenzgläser	Zucker
Reagenzglasgestell	Stärke
Brenner	Zellulose
Spatel	

Zeit: 8 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Zucker in ein Reagenzglas bringen und über dem Brenner langsam erhitzen. Die Veränderung des Zuckers und die Reagenzglaswände beobachten. Brennbarkeit des entwichenen Gases prüfen. Das gleiche Experiment mit Stärke und Zellulose durchführen.

Beobachtung: Die Kohlenhydrate färben sich zunächst braun, danach schwarz. An der oberen Wand des Reagenzglases schlagen sich Wassertröpfchen nieder. Es entstehen braune, brennbare Gase.

Auswertung: Bei starkem Erhitzen verkohlen die Kohlenhydrate. Es entsteht schwarzer Kohlenstoff. Bei diesem Vorgang werden brennbare Gase, Kohlenmonoxid und Kohlenwasserstoff, abgegeben. An den oberen Wänden des Reagenzglases kondensiert sich Wasserdampf zu Wassertröpfchen. Kohlenhydrate bestehen aus Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff, wobei die Anzahl der Sauerstoffatome jeweils die Hälfte der Anzahl der Wasserstoffatome ausmachen. Demnach ist — wie aus den Formeln beispielsweise für Traubenzucker $C_6H_{12}O_6$, und für Rohrzucker $C_{12}H_{22}O_{11}$ hervorgeht — in allen Kohlenhydraten das Verhältnis der Sauerstoffmenge zur Wasserstoffmenge das gleiche wie im Wasser. Darauf ist die Bezeichnung „Hydrate“ zurückzuführen.

25 Stärkegewinnung aus Kartoffeln (S)

2 Bechergläser, 800 ml, 600 ml	Messer
Plastschale, 24 cm × 36 cm	Leinenlappen
Kartoffelreibe	Wasser
	2 Kartoffeln

Zeit: 60 min

Durchführung: Die rohen Kartoffeln schälen. Mit der Kartoffelreibe über der Plastschale zerreiben. Den entstandenen Brei in einen Leinenlappen einschlagen und in dem mit Wasser gefüllten Becherglas 3 Minuten tüchtig durchkneten. Den Leinenlappen mit Inhalt entfernen. Das Becherglas ruhig stehenlassen. Nach 30 Minuten das über dem Bodensatz stehende Wasser vorsichtig abgießen. Das Kartoffelwasser für die Experimente 31 und 32 verwenden. Die gewonnene Stärke trocknen.

Beobachtung: Durch das Kneten des Kartoffelbreis trübt sich das Wasser im Becherglas. Nach 30 Minuten hat sich unter Klärung des Wassers ein weißer Bodensatz abgesetzt.

Auswertung: Durch das Reiben der rohen Kartoffel wurden die Zellwände zerstört, so daß in den Zellen abgelagerte Stärkekörnchen beim Kneten im Wasser ausgespült werden konnten. Die zunächst im Wasser schwebenden Stärkekörnchen setzen sich infolge ihrer Schwere am Boden des Becherglases ab (↗ Experiment 26).

26 Stärkenachweis (S)

2 Reagenzgläser	Jod-Kaliumjodid-Lösung
Spatel	Stärke (C ₆ H ₁₀ O ₅) _n , 50 g
Brenner	
Spritzflasche mit dest. Wasser	

Zeit: 8 min

Durchführung: 1. Eine Spatelspitze Stärke in ein Reagenzglas bringen. Einige Tropfen stark verdünnte Jod-Kaliumjodid-Lösung dazu tropfen.

2. Stärkelösung nach Experiment 74 „Wasserlöslichkeit der Kartoffelstärke“ herstellen. Abkühlen lassen. Einige Tropfen Jod-Kaliumjodid-Lösung dazugeben und umschütteln (bei zu kräftiger Färbung verdünnen).

Beobachtung: Sowohl die getrocknete Stärke als auch die Stärkelösung nehmen nach Zugabe von Jod-Kaliumjodid-Lösung einen violetten bis tiefblauen Farbton an.

Auswertung: Stark verdünnte Jod-Kaliumjodid-Lösung dient zum Nachweis von Stärke in fester und gelöster Form (↗ Experiment 77 und 78).

Ergänzung: Durch Betupfen mit verdünnter Jod-Kaliumjodid-Lösung kann Stärke auch in Pflanzenteilen und Nahrungsmitteln, beispielsweise im Mehl, im Brot, in Kartoffeln usw., nachgewiesen werden.

Auf die gleiche Weise kann Dextrin, ein Abbauprodukt der Stärke, nachgewiesen werden. Es entsteht dabei Rotviolett-färbung.

Verschiedene Stärkesorten unter dem Mikroskop betrachten.

27 Traubenzuckernachweis (S)

4 Reagenzgläser	Spritzflasche mit dest. Wasser
Reagenzglasgestell	Glukose C ₆ H ₁₂ O ₆
Brenner	Saccharose C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁
Spatel	Maltose C ₁₂ H ₂₂ O ₁₁ , je 50 g
Fettstift	
Fehlingsche Lösung I und II	

Zeit: 10 min

Durchführung: In 3 Reagenzgläsern getrennt je eine Spatelspitze der verschiedenen Zuckersorten in wenigen Millilitern dest. Wasser lösen. Mit dem Fettstift beschriften. Im 4. Reagenzglas zu gleichen Teilen Fehlingsche Lösung I und II mischen. Einige Tropfen davon in die Reagenzgläser mit den Zuckerlösungen bringen. Die Lösungen über dem Brenner leicht erwärmen.

Beobachtung: In den Reagenzgläsern, die Traubenzucker und Malzzucker enthalten, entsteht ein ziegelroter Niederschlag, während die Rübenzuckerlösung ihre Farbe nicht verändert.

Auswertung: Fehlingsche Lösung dient zum Nachweis von Mono- und Disacchariden, die wie Trauben- und Malzzucker eine freie Aldehyd-(Alkanal-)Gruppe haben. Diese reduzieren bei Zugabe von Fehlingscher Lösung Kupfer(II)-hydroxid zu Kupfer(I)-oxid unter eigener Sauerstoffaufnahme. Rohrzucker hat keine freie Aldehydgruppe, er wirkt dadurch nicht reduzierend.

Ergänzung: Durch die gleiche Reaktion kann Zucker auch in Honig, Milch oder anderen Nahrungsmitteln, die Mono- oder reduzierende Disaccharide enthalten, nachgewiesen werden.

Rohrzucker kann auf diese Weise nicht nachgewiesen werden. Er muß zuerst in einer wäßrigen Lösung nach Zusatz einiger Tropfen verdünnter Salzsäure gekocht und nach dem Abkühlen mit verdünnter Natriumhydroxidlösung versetzt werden. Bei Prüfung mit Fehlingscher Lösung tritt nun eine positive Reaktion ein, da durch das Kochen mit Säure Disaccharide in Monosaccharide gespalten werden.

28 Zellulosenachweis (S)



Tüpfelplatte	Sonnenblumenmark
Pipette	Holundermark
Watte	Leinfasern
Chlorzinkjodlösung	Baumwolle
	Papier
	Zellwolle

Zeit: 2 min

Durchführung: Jeweils eine geringe Menge der zellulosehaltigen Stoffe in die Vertiefungen der Tüpfelplatte bringen. Mit einigen Tropfen Chlorzinkjodlösung beträufeln. Die Farb-reaktion beobachten.

Beobachtung: Die zellulosehaltigen Stoffe nehmen nach dem Beträufeln mit Chlorzinkjodlösung eine violette Farbe an.

Auswertung: Mit Chlorzinkjodlösung kann in Pflanzenteilen Zellulose nachgewiesen werden. Bei Anwesenheit von Zellulose tritt eine violette Färbung auf. Die Zellulose ist ein Polysaccharid, das für den Aufbau der Pflanzen eine große Bedeutung hat. Die Zellwände der Pflanzen bestehen in der Hauptsache aus Zellulose.

29 Ligninnachweis in verholzten Pflanzenteilen (S)



Tüpfelplatte	Salzsäure HCl, konz.
Stechpipette	Sägespäne verschiedener
1,3,5-Trihydroxybenzol	Holzarten
$C_6H_3(OH)_3$, alkohol., 1%ig	Zeitungspapier

Zeit: 3 min

Durchführung: Jeweils eine geringe Menge der ligninhaltigen Pflanzenstoffe und zerzupftes Zeitungspapier in die Vertiefung der Tüpfelplatte bringen. Mit einigen Tropfen 1,3,5-Trihydroxybenzol beträufeln. Nach einer Minute einige Tropfen konzentrierte Salzsäure dazugeben. Die Farbreaktion beobachten.

Beobachtung: Bei Zugabe der Salzsäure färben sich die ligninhaltigen Pflanzenteile deutlich rot. Auch das unter Verwendung von Holz hergestellte Zeitungspapier wird rot gefärbt.

Auswertung: Mit 1,3,5-Trihydroxybenzol und Salzsäure kann in Pflanzenteilen Lignin nachgewiesen werden. Bei Anwesenheit von Lignin entsteht eine rote Färbung. Lignin oder Holzstoff ist neben der Zellulose bis zu etwa 30% im Holz eingelagert und gibt ihm seine Festigkeit.

Ergänzung: Der Nachweis von Lignin kann auch mit Kobalthiozyanat (Kobaltrhodanidlösung) $CoSCN \cdot 4H_2O$ erfolgen. Dazu beträufelt man ligninhaltige Pflanzenteile mit einer

Mischung aus gleichen Teilen konzentrierter Lösungen von Kaliumrhodanid ($KSCN$) und Kobaltchlorid ($CoCl_2$). Der Holzstoff wird durch diese Lösungen in kurzer Zeit grünblau gefärbt.

30 Chemische Zusammensetzung von Eiweißen (S)

2 Reagenzgläser	Hühnereierweiß (gekocht)
Reagenzglasgestell	Erbsmehl
Brenner	
Spatel	
Unitest-Indikatorpapier	
Bleiazetatpapier	

Zeit: 3 min

Durchführung: Ein kleines Stück gekochtes Hühnereierweiß in ein Reagenzglas bringen und langsam erhitzen. Über die Öffnung des Reagenzglases angefeuchtetes Universal-Indikatorpapier und Bleiazetatpapier legen. Die Veränderung des Eiweißes, die Farbe des Indikatorpapiers und die Wand des Reagenzglases beobachten. Das gleiche Experiment mit zwei Spatelspitzen Erbsmehl ausführen.

Beobachtung: In beiden Fällen färbt sich der eiweißreiche untersuchte Stoff zunächst braun, dann schwarz. An den Glaswänden schlagen sich Wassertröpfchen nieder. Die entwichenen Gase färben das Universal-Indikatorpapier zunächst rot, dann blaugrün; das Bleiazetatpapier wird schwarz gefärbt.

Auswertung: Bei starkem Erhitzen verkohlen Eiweiße. Es bleibt schwarzer Kohlenstoff zurück. Bei diesem Vorgang werden unter anderem Kohlendioxid und Schwefeldioxid abgegeben, die das Indikatorpapier zunächst rot färben. Ebenfalls gebildeter Schwefelwasserstoff färbt gleichzeitig das Bleiazetatpapier unter Bildung von Bleisulfid (PbS) schwarz. Die grünlich-braune Färbung des Universal-Indikatorpapiers wird vor allem durch das Entweichen von Ammoniak hervorgerufen. An den oberen, kälteren Wänden des Reagenzglases kondensiert sich Wasserdampf zu Wassertröpfchen. Eiweiße enthalten außer den Elementen Kohlenstoff, Wasserstoff und Sauerstoff noch Stickstoff und Schwefel. Meist ist auch Phosphor in Eiweißen enthalten (↗ Experiment 82).

31 Nachweis von Eiweißen durch Erhitzen (S)

3 Reagenzgläser	Spritzflasche mit Wasser
Becherglas, 600 ml	Hühnereierweiß
Brenner	Kartoffelwasser
Flammensieb	(↗ Experiment 25)
Thermometer	
Dreifuß	

Zeit: 8 min

Durchführung: Eine kleine Menge (unter 1 ml) Hühnereierweiß in ein Reagenzglas bringen. Mit Wasser bis 3 cm unter den Rand auffüllen. Das Reagenzglas mit dem Daumen verschließen und kräftig durchschütteln, bis eine klare Eiweißlösung ohne Schlieren entstanden ist. Falls sich das Eiweiß nicht restlos löst, filtrieren. Einige Milliliter der Eiweißlösung in das zweite Reagenzglas umfüllen. In das dritte Reagenzglas einige Milliliter Kartoffelwasser bringen. Beide Reagenzgläser im Wasserbad unter ständiger Temperaturkontrolle erwärmen.

Beobachtung: Bei etwa 60 °C bilden sich in beiden Reagenzgläsern kleine weiße Flocken, die sich nach kurzer Zeit am Boden absetzen.

Auswertung: Die meisten Eiweiße, so auch Hühnereiweiß und das in den Kartoffeln vorhandene Eiweiß (Albumin), gerinnen (agglutinieren) bei Erwärmung über 60 °C und sind dadurch auch in der Lösung durch Erhitzen nachweisbar.

Ergänzung: Auf die gleiche Weise können auch die Eiweiße (Kasein) in der Molke nachgewiesen werden.

Auch durch Ansäuern, zum Beispiel mit Äthansäure (Essigsäure) können Eiweiße aus einer Lösung ausgefällt werden.

32 Nachweis von Eiweißen durch Xanthoproteinreaktion (D)



Reagenzglas	Ammoniaklösung, 25%ig
Brenner	Kartoffelwasser
Salpetersäure HNO ₃ , konz.	(≠ Experiment 25)

Zeit: 3 min

Durchführung: In ein Reagenzglas 4 ml Eiweißlösung und 2 ml konz. Salpetersäure bringen. Erwärmen, Farbreaktion beachten. Lösung nach Abkühlen vorsichtig mit Ammoniak versetzen. In der gleichen Weise mit dem Kartoffelwasser verfahren.

Beobachtung: Beim Erwärmen der Eiweißlösungen mit konz. Salpetersäure tritt eine Gelbfärbung auf, die nach Zusatz von Ammoniak in orange umschlägt.

Auswertung: Eiweiße können mit konz. Salpetersäure durch eine charakteristische Gelbfärbung, die nach Zusatz von Ammoniak in orange umschlägt, nachgewiesen werden. Dieser Nachweis wird als Xanthoproteinreaktion bezeichnet.

Ergänzung: Durch die Xanthoproteinreaktion können in anderen pflanzlichen und tierischen Stoffen und Nahrungsmitteln (z. B. Mehl, Brot, Hülsenfrüchten, Milch, Fleisch, Wurst, Käse) Eiweiße nachgewiesen werden.

Wird Eiweißlösung mit Natriumhydroxidlösung alkalisch gemacht und mit einigen Millilitern stark verdünnter Kupfersulfatlösung versetzt, tritt eine charakteristische blauviolette Färbung auf (Biuretreaktion).

Eiweißhaltige Stoffe nehmen in „Millons Reagens“ nach wenigen Minuten, ggf. nach Erwärmung, eine rötliche Farbe an.

33 Leguminnachweis im Samen von Schmetterlingsblütengewächsen (D)



2 Reagenzgläser	Äthansäure (Essigsäure)
Reagenzglasgestell	CH ₃ COOH, 5%ig
Trichter	Wasser
Spatel	Erbsmehl
Filterpapier	
Indikatorpapier	
Kaliumhydroxidlösung	
KOH, 5%ig	

Zeit: 10 min

Durchführung: Zwei Spatelspitzen Erbsmehl im Reagenzglas mit 5 ml Kaliumhydroxidlösung und 10 ml Wasser 5 Minuten kräftig durchschütteln. Nach kurzem Absetzen-

lassen in ein anderes Reagenzglas abfiltrieren. Das Filtrat mit Essigsäure neutralisieren. Den entstandenen Niederschlag abfiltrieren und nach Experiment 32 auf Eiweiße prüfen.

Beobachtung: Kurze Zeit nach dem Zusatz von Äthansäure fällt ein gelber Niederschlag von Legumin aus. Der Nachweis von Eiweiß verläuft positiv.

Auswertung: Legumin, das Eiweiß der Leguminosen, ist wasserunlöslich, löst sich aber in verdünnter Kaliumhydroxidlösung. Durch Neutralisieren mit Äthansäure fällt es aus der Lösung aus, löst sich jedoch wieder im Überschuß von Äthansäure. Legumin gehört zu den Reserveeiweißen (Samenproteinen), die vor allem in Samen angelegt werden.

34 Klebernachweis in Getreidekörnern (D)



2 Reagenzgläser	Äthanol (Alkohol) C ₂ H ₅ OH,
Reagenzglasgestell	40 %ig
Brenner	Weizen- oder Roggenmehl
Trichter	
Filterpapier	
Spatel	

Zeit: 15 min

Durchführung: Drei Spatelspitzen Mehl in einem Reagenzglas mit 10 ml 40%igem Alkohol übergießen und 5 Minuten kräftig durchschütteln. Nach weiteren 5 Minuten in ein anderes Reagenzglas abfiltrieren. Das Filtrat über dem Brenner so lange erhitzen, bis ein Niederschlag ausfällt. Den Niederschlag abfiltrieren und nach Experiment 32 auf Eiweiß prüfen.

Beobachtung: Beim Erhitzen der alkoholischen Lösung fällt ein dicker, weißer Niederschlag aus, der sich klebrig anfühlt. Der Eiweißnachweis verläuft positiv.

Auswertung: Der Kleber (Prolamin und Glutelin) ist wasserunlöslich, löst sich jedoch in verdünntem Alkohol. Durch Kochen wird in alkoholischer Lösung befindlicher Kleber ausgefällt. Kleber enthält große Mengen Glutaminsäure und Prolin und gehört zu den Reserveeiweißen der Getreidekörner (Samenproteinen).

Ergänzung: Der Kleber kann auch durch längeres Kneten von Teig aus Weizen-, Roggen- oder Gerstenmehl (in einem Leinenbeutel unter Wasser) gewonnen werden. Während mit der Zeit alle anderen Bestandteile des Mehles weggespült werden, bleibt schließlich der Kleber, eine zähe, klebrige Masse, im Leinenbeutel zurück.

35 Fettnachweis durch Fettfleckprobe (S)

Filter- oder	Lein (<i>Linum usitatissimum</i> L.)
Schreibpapier, A 5	Mohn (<i>Papaver somniferum</i> L.)
Glasstab	Hanf (<i>Cannabis sativa</i> L.)
Wägestück etwa 200 g	Nüsse (z. B. <i>Juglans regia</i> L.)
Fett (tierisches)	
Samen (fetthaltig,	
z. B. Raps <i>Brassica napus</i> L.),	
Speiseöl	

Zeit: 3 min

Durchführung: Das Blatt Papier in der Mitte falten. Mit dem Glasstab zuerst einen Tropfen

Wasser, danach eine sehr kleine Menge Fett und Öl nebeneinander auf das Papier bringen. Einige fetthaltige Samen zwischen das gefaltete Papier legen und mit Hilfe des Wägestücks zerquetschen. Das Blatt Papier gegen das Licht halten.

Beobachtung: Bei allen Proben erscheint das Papier an der Probestelle dunkel und, gegen das Licht gehalten, durchscheinend. Während der Wasserfleck schnell trocknet und danach fast nicht mehr zu erkennen ist, bleiben die Fettflecke erhalten.

Auswertung: Die in den Pflanzenteilen, insbesondere in den Samen, als Reservestoffe gespeicherten Fette können sehr einfach durch die Fettleckprobe nachgewiesen werden. Während Wasser und auch ätherische Öle schnell wieder verschwinden, bleiben durch Fette oder fette Öle hervorgerufene Flecke erhalten.

Ergänzung: Mit Sudan(III)-Lösung können Fette und fette Öle rot angefärbt werden.

36 Nachweis von Karotin (Provitamin A) in Pflanzen (D)



Reagenzglas	Benzin
Uhrgläschen, etwa 4 cm Ø	Schwefelsäure H ₂ SO ₄ , konz.
Stechpipette	Mohrrübe oder
Messer	Hagebutte

Zeit: 12 min

Durchführung: Das Fleisch einer Hagebutte oder ein Stück Möhre mit dem Messer fein zerschneiden oder schaben, in das Reagenzglas bringen und mit 3 ml Benzin übergießen. Kräftig umschütteln und 3 Minuten stehenlassen. Danach das Benzin in das Uhrgläschen gießen und verdunsten lassen. Nach dem Eintrocknen mit der Stechpipette vorsichtig einige Tropfen konzentrierte Schwefelsäure hinzugeben.

Beobachtung: Das im Benzin gelöste Karotin setzt sich beim Verdunsten des Benzins ringförmig ab. Bei Zugabe von Schwefelsäure nimmt es eine blaue Färbung an.

Auswertung: Vitamin A (Axerophthol) wurde bisher in Pflanzen nicht nachgewiesen. Es bildet sich im menschlichen Verdauungstrakt aus dem Karotin der Pflanzen, das deshalb als Provitamin aufgefäßt werden kann. Es ist vor allem in Möhren, Hagebutten und in vielen Gemüsen enthalten, wo es durch den grünen Blattfarbstoff überdeckt wird (↗ Experiment 102). Das Fehlen von Vitamin A führt vor allem zu Augenerkrankungen, wie Entzündungen und Nachtblindheit. Es hat weiterhin eine große Bedeutung für das Wachstum im Kindes- und Jugendalter, für die Fortpflanzungsfähigkeit und für die Infektionsresistenz.

37 Nachweis von Vitamin C (S)

3 Reagenzgläser	Ascorbinsäure-Suspension
Reagenzglasgestell	TILLMANS Indikatorlösung
Spatel	
Zitrone	
Wasser	

Zeit: 3 min

Durchführung: Zur Herstellung der Ascorbinsäure-Suspension 3 Askorvit-Tabletten in 100 ml Wasser auflösen. In das erste Reagenzglas etwa 3 ml Ascorbinsäure-Suspension, in das zweite einige Tropfen Zitronensaft und in das dritte 3 ml Wasser füllen. Dem Inhalt jedes Reagenzglases etwa 3 ml TILLMANS Indikatorlösung hinzufügen und umschütteln.

Beobachtung: In den mit Askorbinsäure-Suspension und Zitronensaft beschickten Reagenzgläsern wird die blaue Indikatorlösung sofort entfärbt. Im dritten Reagenzglas tritt keine Veränderung auf.

Auswertung: TILLMANS Indikator wird zur Vitamin-C-Bestimmung verwendet. Durch die stark reduzierende Wirkung des Vitamins C wird der Indikator entfärbt.

Vitamin C befindet sich in den meisten grünen Pflanzenteilen und kann dort nachgewiesen werden. Der tägliche Bedarf des Menschen an Vitamin C beträgt etwa 100 mg und ist damit sehr hoch.

Typische Vitamin-C-Mangelerkrankungen sind leichte Ermüdbarkeit, erhöhte Infektionsanfälligkeit und Skorbut. Vitamin C erhöht den Stoffwechsel und hat Bedeutung für die Blutbildung, die Entwicklung der Zähne und Knochen.

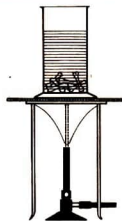
Ergänzung: Die reduzierende Wirkung von Vitamin C kann auch mit Methylenblau oder verdünnter Jodlösung nachgewiesen werden. Nachweis von Vitamin C in verschiedenen Fruchtsäften (z. B. Apfelsaft) und Gemüsesäften (z. B. Petersilie, rohe Kartoffel) führen.

38 Entfetten von Knochen (D)



Becherglas, 800 ml
Brenner
Dreifuß
Flammensieb
Waage mit Wägesatz
Kaliumhydroxidlösung
KOH, 5%ig, 500 ml

Röhrenknochen von Kaninchen
oder Geflügel



Zeit: 120 min

Durchführung: Von Fleisch- und Hautresten gesäuberte Knochen eines kleinen Schlachtieres wägen. In einem Becherglas mit verdünnter Kaliumhydroxidlösung etwa 10 bis 15 Minuten kochen. Danach in Wasser gut auswaschen und an der Luft oder im Wärmeschrank (etwa 40 bis 50 Minuten bei 105 °C) trocknen. Durch erneutes Wägen Masseunterschied feststellen. Differenz in Prozent angeben.

Beobachtung: Die Knochen werden durch das Kochen in Kaliumhydroxidlösung heller und verlieren an Masse.

Auswertung: Das in der Markhöhle von Röhrenknochen enthaltene Fett wird durch Kochen in Kaliumhydroxidlösung herausgelöst. Die Knochen werden dabei entsprechend ihrem Fettgehalt leichter.

Ergänzung: Die nach diesem Experiment entfetteten Knochen werden zur Durchführung der Experimente 16 bis 19 benötigt. Auch durch Einlegen in Äther, Trichlormethan (Chloroform), Tetrachlormethan (Tetrachlorkohlenstoff) oder Benzin werden Knochen entfettet.

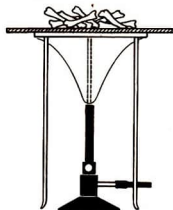
Zur Herstellung von Präparaten (z. B. Schädel von Vögeln oder Kleinsäugetern) entfettet man Knochen durch mehrstündiges Einlegen in eine warme, etwa 5%ige Natriumkarbonatlösung. Die Lösung darf nicht über 80 °C erhitzt werden, da die

Knochen sonst leicht porös und brüchig werden. Vorher sind die Weichteile durch Abschaben und Abbürsten nach Mazeration in Wasser zu entfernen.

39 Nachweis organischer Stoffe in Knochen durch Glühen (D)

Brenner
Dreifuß
Flammensieb
Waage mit Wägesatz

Knochen (entfettet)
(↗ Experiment 38)



Zeit: 40 min

Durchführung: Druck-, Zug- und Biegefestigkeit der Knochen mit der Hand feststellen. Knochen wägen. Auf einem Flammensieb über einem Brenner möglichst unter dem Abzug 10 Minuten gut durchglühen. Nach dem Abkühlen Knochen erneut wägen. Masseunterschied in Prozent errechnen. Festigkeit der Knochen erneut untersuchen.

Beobachtung: Beim Glühen wechselt der gelbliche Farbton des Knochens in einen weißgrauen, aschefarbenen über. Es entsteht ein brenzlicher Geruch. Der vorher sehr feste Knochen ist nach dem Glühen porös und brüchig. Der Masseverlust beträgt etwa 30%.

Auswertung: Beim Glühen verbrennen die organischen Bestandteile des Knochens (Kollagen). Zurück bleibt die Knochenasche (Knochenerde). Die Knochen der Wirbeltiere bestehen zu etwa 70% aus anorganischen und zu etwa 30% aus organischen Bestandteilen (↗ Experiment 16).

Stoff- und Energiewechsel

Stoffaufnahme**40 Diffusion (D)**

Standzylinder, 250 ml
Pipette, 25 ml
Lineal

Fettstift
Wasser
Fruchtsirup (rot), 25 ml



Zeit: 8 Tage

Durchführung: Den Standzylinder mit 200 ml Wasser füllen. Aus der Pipette vorsichtig das Wasser mit dem Fruchtsirup unterschichten und den Stand des Sirups mit dem Fettstift markieren. Den Zylinder an einer erschütterungsfreien Stelle des Klassenzimmers aufstellen und etwa eine Woche lang täglich mit dem Lineal den Farbansatz messen. Danach das Experiment abbrechen.

Beobachtung: Nach dem Unterschichten sind Wasser und Sirup deutlich abgegrenzt. Mit der Zeit verwischt sich die Grenze, und der Sirup steigt unter ständiger Verdünnung im Zylinder nach oben.

Auswertung: Fruchtsirup hat eine größere Dichte als Wasser. Er bleibt deshalb zunächst am Boden des Standzylinders und ist anfangs scharf vom Wasser getrennt. Mit der Zeit steigt der Sirup aufgrund der Molekularbewegung langsam nach oben, wobei gleichzeitig Wasser in die Sirupschicht eindringt. Dieser Vorgang setzt sich fort bis zur völligen Durchmischung von Wasser und Sirup. Er wird als „Diffusion“ bezeichnet und spielt bei der Leitung der im Pflanzensaft gelösten Stoffe eine wichtige Rolle.

41 Osmose (D)

Kulturgefäß mit Deckel (Marmeladenglas mit durchbohrtem Deckel)	Korkstopfen
Osmometerglocke	Vaseline
Lineal	Eosin
Bindfäden	Natriumchlorid (Kochsalz)
Fettstift	NaCl, 20 g
	Wasser
	Schweinsblase (entfettet)
	(↗ Experiment 111) oder
	Kunst darm



Zeit: 60 min

Durchführung: Das Salz in 100 ml Wasser lösen und mit wenig Eosin anfärben. Das Röhrrchen der Osmometerglocke mit dem Zeigefinger zuhalten. Die Lösung in die Glocke schütten. Den Rand der Osmometerglocke mit Vaseline einreiben und ein passendes Stück entfetteter Schweinsblase oder Kunst darm fest darüber binden. Kulturgefäß mit Wasser füllen. Die mit einem durchbohrten Korkstopfen im Deckel des Kulturgefäßes festgeklemmte Osmometerglocke in das Kulturgefäß tauchen. Den oberen Rand der Lösung im Röhrrchen der Osmometerglocke mit dem Fettstift markieren und in Abständen von zehn Minuten mit dem Lineal das Aufsteigen der Lösung messen.

Beobachtung: Der Flüssigkeitsspiegel der angefärbten Salzlösung steigt ständig im Röhrrchen der Osmometerglocke.

Auswertung: Durch die Schweinsblase tritt das Wasser aus dem Kulturgefäß in die starke Salzlösung, die sich in der Osmometerglocke befindet, über, während die Salzlösung nur sehr langsam durch die Schweinsblase (semipermeable Membran) in das umgebende Wasser dringen kann. Durch diesen als „Osmose“ bezeichneten Vorgang wird die Wassermenge in der Osmometerglocke vergrößert, und der Wasserspiegel im Röhrrchen steigt, bis der hydrostatische dem osmotischen Druck gleich ist. (Die Osmose verläuft immer in Richtung auf die stärker konzentrierte Lösung.)

Der gleiche Vorgang vollzieht sich bei der Aufnahme von Wasser durch die Pflanzenzellen. Im Zellsaft der Pflanzen sind ebenfalls osmotisch wirksame Stoffe gelöst, die durch eine Plasmamembran und die Zellwand nach außen abgegrenzt sind. Vor allem die Plasmamembran ist für größere Moleküle schwer durchlässig, für Wasser dagegen leicht. Die Pflanzenzellen nehmen entsprechend unserem Experiment leicht Wasser auf, geben aber unter normalen Bedingungen den salzhaltigen Zellsaft nicht nach außen ab.

42 Traubesche Zelle (D)



Reagenzglas
Reagenzglasgestell
Kupfersulfat CuSO_4

Kalium-hexazyanoferat(III)
 $\text{K}_3[\text{Fe}(\text{CN})_6]$
Wasser



Zeit: 5 min

Durchführung: Im Reagenzglas etwa 1 g Kupfersulfat in 20 ml Wasser durch kräftiges Schütteln lösen. Der Lösung einen größeren Kristall Kalium-hexazyanoferat(III) zusetzen. Das Reagenzglas in das Reagenzglasgestell stellen. Die Auflösung des Kristalls beobachten.

Beobachtung: Das Kalium-hexazyanoferat(III) löst sich nicht gleichmäßig in der Kupfersulfatlösung. Es entsteht ein unregelmäßiges Gebilde von gelöstem Kalium-hexazyanoferat(III), das mit einer dünnen Haut gegen die Kupfersulfatlösung abgegrenzt ist. Die Haut dehnt sich und platzt ständig an irgendeiner Stelle auf. Dabei tritt jeweils ein Tropfen der Lösung nach außen, der sich sofort wieder mit einer Membran umgibt. Auf diese Weise entsteht ein baumartiges Gebilde.

Auswertung: Das Kalium-hexazyanoferat(III) löst sich in der Kupfersulfatlösung. Dabei bildet sich an der Grenze zwischen der konzentrierten Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung und der Kupfersulfatlösung eine wasserunlösliche Membran von Kupferhexazyanoferat(III). Sie ist für Wassermoleküle durchlässig, nicht aber für die Ionen der gelösten Salze. Dadurch kann Wasser durch osmotischen Druck aus der schwächer konzentrierten Lösung von außen durch die Membran in die stärker konzentrierte Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung eintreten und weiteres Salz lösen. Dabei dehnt sich die Membran und platzt schließlich an einer Stelle aus. Der austretende Tropfen der Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung umgibt sich sofort wieder mit einer Membran, die sich ebenfalls wieder dehnt und platzt. Eine Membran, durch die kleine Moleküle ungehindert hindurchtreten können, an der größere Moleküle jedoch zurückgehalten werden, bezeichnet man als halbdurchlässige oder semipermeable Membran. Auch die Plasmahäutchen in den Pflanzenzellen sind für gewisse Stoffe semipermeable Membranen.

43 Semipermeabilität bei lebenden Pflanzenzellen (SG)

3 Bechergläser, 400 ml
Petrischale, 10 cm Ø
Waage mit Wägesatz
Brenner
Dreifuß
Flammensieb

Filterpapier
Messer
Fettstift
Äthansäure (Essigsäure)
 CH_3COOH , 5%ig, 200 ml
Wasser
Rote Rübe

Zeit: 3 h (2 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: Von einer Roten Rübe drei etwa gleich große Stücke abschneiden. Die Schnittflächen in Wasser abspülen und mit Filterpapier abtrocknen. Die Rübenstücke

wägen, in der offenen Petrischale an der Luft trocknen lassen und nach zwei Tagen erneut wägen. Den Masseverlust feststellen. Die Bechergläser mit I, II, III beschriften und die Rübenstücke hineinlegen. Glas I mit Wasser auffüllen, Glas II mit Wasser auffüllen und aufkochen, Glas III mit Äthansäure auffüllen. Nach drei Stunden den Farbton des Wassers in den Gläsern feststellen. Die Rübenstücke aus den Gläsern herausnehmen, mit Filterpapier abtrocknen und erneut wägen.

Beobachtung: Die Rübenstücke haben nach zwei Tagen stark an Masse verloren. Das Wasser im Glas I bleibt klar, das Wasser in den beiden anderen Gläsern färbt sich intensiv rot. Das Rübenstück aus Glas I hat seine ursprüngliche Masse wiedererlangt, während die Rübenstücke aus Glas II und III leichter geblieben sind.

Auswertung: Die Rübenstücke verdunsten einen Teil des in ihnen enthaltenen Wassers an der Luft. Das Rübenstück im Glas I nimmt beim Einlegen in Wasser durch die permeable Zellwand und die semipermeable Plasmahaut osmotisch Wasser auf, ohne daß roter Zellsaft nach außen gelangt. In Glas II sind durch das Kochen die Zellwände weitgehend zerstört und das Plasma abgetötet. Der Zellsaft kann daher ungehindert nach außen treten und das umgebende Wasser rot färben. Der gleiche Vorgang tritt ein, wenn das Plasma durch Fällen der Eiweißstoffe mit Hilfe von Chemikalien (in diesem Fall Äthansäure) abgetötet ist.

44 Wasseraufnahme durch die Wurzel (SG)

5 Reagenzgläser	Fleißiges Lieschen
Reagenzglasgestell	(<i>Impatiens spec.</i> , junge
Fettstift	und ältere Pflanzen)
Paraffinöl, Speiseöl	
Wasser	

Zeit: 24 h

Durchführung: Die 5 Reagenzgläser gleich hoch mit Wasser füllen. Zwei bewurzelte Pflanzen von *Impatiens* aus dem Blumentopf herausnehmen, ohne die Wurzeln zu beschädigen. Die Wurzeln abspülen und in 2 mit Wasser gefüllte Reagenzgläser tauchen. Die Wasseroberfläche mit einer dünnen Ölschicht gegen Verdunstung schützen. Die Pflanzen mit Watte im Reagenzglas befestigen. Zwei gleich große Stengelstücke von einer größeren Pflanze abschneiden, in 2 andere mit Wasser gefüllte Reagenzgläser stellen und in gleicher Weise behandeln. In einem weiteren Reagenzglas das Wasser mit Öl bedecken und in der Sonne oder an einem warmen Ort aufstellen. Nach 30 Minuten, nach 3 Stunden und nach 24 Stunden in allen 5 Reagenzgläsern den Wasserstand feststellen.

Beobachtung: Der Wasserspiegel sinkt in den Gläsern mit den bewurzelten Pflanzen. In den Gläsern mit den abgeschnittenen Sprossen senkt sich der Wasserspiegel ebenfalls, jedoch wesentlich langsamer. Im Kontrollglas dagegen bleibt er unverändert.

Auswertung: Die Pflanzen nehmen Wasser hauptsächlich mit ihren Wurzeln auf. Auch Sproßstücke ohne Wurzeln sind zur Wasseraufnahme in der Lage, jedoch ist die aufgenommene Wassermenge bei gleich großen Pflanzen und sonst gleichen Bedingungen geringer als bei Aufnahme durch die Wurzeln.

45 Wasseraufnahme durch die Laubblätter (SG)

Kulturgefäß mit Deckel
Watte
Messer
Filterpapier
Waage mit Wägesatz

Wasser
Fleißiges Lieschen
(*Impatiens spec.*; gut
beblätterter Sproß)



Zeit 120 min (mehrere h vorher vorbereiten)

Durchführung: Einen gut beblätterten Sproß vom Fleißigen Lieschen abschneiden, in der Sonne welken lassen und wägen. Den Sproß mit den Blättern nach unten in ein mit Wasser gefülltes Kulturgefäß tauchen. Den Stengel mit Watte im Loch des Deckels festklemmen. Nach zwei Stunden den Sproß herausnehmen, die Festigkeit der Blätter prüfen, mit Filterpapier abtrocknen und erneut wägen.

Beobachtung: Der Sproß welkt in der Sonne, die Blätter werden schlaff. Nach dem Herausnehmen aus dem Wasser sind die Blätter wieder frisch. Der Sproß hat deutlich an Gewicht zugenommen.

Auswertung: Die gewelkte Pflanze ist nach dem Eintauchen in Wasser wieder frisch geworden. Ihre Masse hat zugenommen. Da die Pflanze nicht mit dem Stengelende in das Wasser tauchte, kann die Wasseraufnahme nur durch die Blätter erfolgt sein (Osmose). Viele Pflanzen sind in der Lage, auch mit ihren Blättern Wasser aufzunehmen.

46 Wasseraufnahme und Wasserleitung bei Moosen (SG)

4 Bechergläser, 100 ml
Uhrglas
Eosin

Wasser
Moose (*Polytrichum-*
und *Sphagnum*-Arten)



Zeit: 20 min

Durchführung: Pflänzchen von *Polytrichum*- (Widertonmoos) und *Sphagnum*-(Torfmoos)-Arten einzeln und in Büschel von acht bis zehn Pflanzen in die mit wenig Wasser gefüllten Bechergläser bringen. Das Aufsteigen des Wassers nach 5, 10 und 20 Minuten beobachten. Danach das Becherglas mit dem einzelnen *Sphagnum*-Pflänzchen bis 3 cm unter den Rand mit Wasser füllen und das Pflänzchen so weit über den Rand legen, daß die Sproßspitze unter dem Wasserspiegel hängt. Ein Uhrgläschen unter die Sproßspitze stellen.

Beobachtung: In dem Becherglas mit dem einzelnen *Polytrichum*-Pflänzchen steigt das Wasser nur sehr langsam, in dem mit *Sphagnum* dagegen schnell in die Höhe. In beiden Moosbüscheln steigt das Wasser schnell.

Aus dem über dem Rand des Becherglases gelegten Pflänzchen tropft das Wasser in das Uhrgläschen.

Auswertung: Bei Laub- und Torfmoos ist die Geschwindigkeit der Wasseraufnahme und Wasserleitung verschieden. Stets erfolgt in Moospolstern eine schnellere Wasseraufnahme und -leitung als in einzelnen Pflanzen, da die Räume zwischen den Pflanzen wie Kapillaren wirken und das Wasser ansaugen. Das Torfmoos und einige andere Moosarten besitzen außer den chlorophyllführenden Zellen noch besondere, untereinander verbundene Zellen, die die Leitung des Wassers übernehmen. Aus diesem Grunde kann eine Torfmoospflanze wie ein Saugheber wirken.

Ergänzung: Getrocknete Moospolster verschiedener Art wägen, gründlich mit Wasser durchfeuchten, abtropfen lassen, durch erneutes Wägen die festgehaltene Wassermenge bestimmen und in Prozent zur Trockenmasse berechnen.

Torfmoosblättchen unter dem Mikroskop betrachten.

47 Gewebespannung in Pflanzenteilen in isotonischen und hypertonischen Lösungen (SG)

2 Bechergläser, 400 ml	Zucker, 70 g
Messer	Natriumchlorid (Kochsalz)
Meßzylinder, 250 ml	NaCl, 20 g
Waage mit Wägesatz	Wasser
Filterpapier	Kartoffel

Zeit: 3 h

Durchführung: Ein Becherglas mit einer Lösung von 13 g Zucker in 200 ml Wasser, das andere mit einer Lösung von 50 g Zucker in 200 ml Wasser füllen. Aus einer Kartoffel Quadratsäulen von 6 cm Länge und 0,5 cm Kantenbreite schneiden, wägen und in die Bechergläser bringen. Nach etwa 3 Stunden die Kartoffelstückchen herausnehmen, abtrocknen, ihre Festigkeit prüfen und erneut wägen.

Beobachtung: Die Kartoffelstückchen in der stark konzentrierten Lösung sind schlaff und welk geworden. Sie haben an Masse verloren, während die Kartoffelstückchen in der wenig konzentrierten Lösung frisch geblieben sind und ihre Masse erhalten haben.

Auswertung: Die stark konzentrierte Lösung hat einen höheren osmotischen Druck als der Zellsaft, sie ist hypertonisch. Dadurch entzieht sie dem Kartoffelgewebe osmotisch Wasser, die Zellen verlieren ihren Turgor und werden welk.

Im Gegensatz dazu besitzt die schwächere Lösung den gleichen osmotischen Druck wie der Zellsaft, sie ist mit ihm isotonisch, das Gewebe bleibt gespannt (↗ Experiment 48 und 53).

Ergänzung: Einen Rettich oder eine große Mohrrübe einige Zentimeter tief aushöhlen. In die Höhlung Zucker oder Natriumchlorid bringen. Die Kristalle lösen sich auf und entziehen dabei den Zellen Wasser. Die Rüben welken. Bringt man sie nach Abspülen in frisches Wasser, so nehmen die Zellen osmotisch wieder Wasser auf und erhalten ihre Gewebespannung zurück.

Der gleiche Vorgang kann beobachtet werden, wenn Obst mit Zucker oder geschnittenem Gemüse mit Natriumchlorid bestreut wird. Auch in diesen Fällen wird den Pflanzenzellen durch die sich bildende konzentrierte Zucker- bzw. Natriumchloridlösung osmotisch Wasser entzogen.

48 Künstliches Welken von Laubblättern in Natriumchloridlösung (SG)

2 Bechergläser, 600 ml
Natriumchlorid (Kochsalz) NaCl, 80 g
Wasser

Blätter (frisch, z. B. Flieder
Syringa vulgaris L.,
Kuhblume *Taraxacum officinale*
WEB. oder Fleißiges Lieschen
Impatiens spec.)

Zeit: 40 min

Durchführung: In einem Becherglas eine Lösung von 80 g Natriumchlorid in 400 ml Wasser herstellen. Frische Blätter in die Lösung bringen. Nach 20 Minuten die Blätter aus der Lösung herausnehmen, mit Wasser abspülen und ihre Festigkeit prüfen. Danach die Blätter in das zweite Becherglas mit frischem Wasser bringen. Nach weiteren 20 Minuten erneut die Festigkeit der Blätter prüfen.

Beobachtung: Die frischen, festen Blätter werden in der Natriumchloridlösung schlaff und welken. Nach dem Einlegen in frisches Wasser nehmen sie wieder ihre ursprüngliche Festigkeit an.

Auswertung: Befinden sich Blätter in hypertonischer Natriumchloridlösung, so wird den Blattzellen Wasser entzogen. Dadurch werden sie welk. Nach dem Einlegen in frisches Wasser nehmen die Blattzellen durch die höhere Salzkonzentration des Zellsaftes auf osmotischem Wege wieder Wasser auf, erhöhen dadurch den Turgor und werden frisch (↗ Experimente 47 und 53).

Ergänzung: In hypertonischen Lösungen künstlich gewelkte Pflanzenteile unter dem Mikroskop betrachten (Plasmolyse).

49 Gewebespannung zwischen Holz und Rinde (S)

Becherglas
Messer
Wasser

Weidenzweig (frisch), 5 cm lang,
1 cm bis 2 cm Ø



Zeit: 70 min

Durchführung: Von einem frischen Weidenzweig ein etwa 5 cm langes Stück abschneiden. Mit dem Messer die Rinde bis zum Holz in Längsrichtung einschneiden. Die Rinde vorsichtig, ohne sie einzuschneiden, mit dem Messer vom Holz ablösen. Rinde und Holz eine Stunde lang in das mit Wasser gefüllte Becherglas legen.

Beobachtung: Legt man die Rinde wieder um das Holz, umschließt sie dieses nicht mehr. Es bleibt ein breiter Spalt zwischen den Schnittflächen der Rinde frei.

Auswertung: Holz und Rindengewebe stehen entsprechend ihrer unterschiedlichen Quellbarkeit unter verschieden starken Spannungen.

50 Gewebespannung zwischen Holz und Mark (S)

Messer	Holunderzweige
Korkbohrersatz	(<i>Sambucus nigra</i> L., frisch),
Lineal	etwa 5 cm lang, 2 cm \varnothing - oder Sonnenblumenstengel (<i>Helianthus annuus</i> L.), 5 cm lang, 2 cm \varnothing

Zeit: 10 min

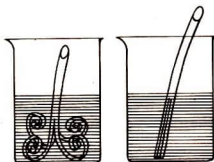
Durchführung: Von einem frischen Holunderzweig oder dem Stengel einer Sonnenblume etwa 5 cm lange Stücke abschneiden. Mit einem Korkbohrer das Mark herausstechen. Das Mark, ohne es zu beschädigen, aus dem Korkbohrer nehmen und wieder in das Zweigstück hineinzustecken versuchen. Mit dem Lineal Länge und Durchmesser der Ausstichöffnung des Holz- und Rindenteiles und Länge und Durchmesser des angestochenen Markes messen und miteinander vergleichen.

Beobachtung: Nach dem Ausstechen hat das Mark an Länge und Dicke zugenommen. Es paßt nicht mehr in das Stengelstück hinein.

Auswertung: Mark und Holz stehen in starker Spannung zueinander. Das Mark dehnt sich nach Isolierung vom Holzteil sowohl in der Länge als auch in der Breite aus.

51 Gewebespannung zwischen Rinde und Mark (D)

2 Bechergläser, 250 ml	Wasser
Messer	Blütenschäfte der Kuhblume
Natriumchlorid	(<i>Taraxacum officinale</i> WEB.)
(Kochsalz) NaCl, 20 g	oder Fleißiges Lieschen
	(<i>Impatiens spec.</i>)



Zeit: 12 min

Durchführung: Ein Becherglas mit 200 ml Wasser, das andere mit einer 10%igen Natriumchloridlösung füllen. Frische Blütenschäfte der Kuhblume in etwa 10 cm bis 15 cm lange Stücke schneiden und jeweils ein Ende über Kreuz etwa 2 cm weit einschneiden. In jedes Becherglas einige der Blütenschaftstücke bringen. Nach einigen Minuten die Stengel in den Gläsern austauschen.

Beobachtung: In dem mit Wasser gefüllten Becherglas krümmen sich die eingeschnittenen Schaftenden nach außen und rollen sich ein. In der Natriumchloridlösung dagegen verändern sich die Schaftenden kaum. Sie werden jedoch mit der Zeit schlaff.

Auswertung: Die dünnwandigen Markzellen der Innengewebe nehmen schneller und mehr Wasser auf als die Zellen der Rinde. Infolge ihrer starken Volumenzunahme werden in reinem Wasser die Schaftenden nach außen gedrückt und rollen sich ein. In der Salzlösung dagegen wird kein zusätzliches Wasser aufgenommen. Das Einrollen unterbleibt.

52 Wasseraufnahme durch die Haut bei Lurchen (D)

trockenes Terrarium	Waage mit Wägesatz
2 Glasschalen mit Deckeln, etwa 10 cm Ø, 5 cm Höhe	Zellstoff, etwa 100 g Frosch

Zeit: 3 h (2 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: Eine Glasschale wägen. Den Frosch, der 1 bis 2 Tage lang in einem trockenen Terrarium gehalten wurde, in diese Schale setzen und seine Masse feststellen. Darauf den Frosch in der anderen Glasschale mit feuchtem Zellstoff so einpacken, daß nur das Maul hervorguckt. Nach etwa 3 Stunden den Frosch herausnehmen. Mit Filterpapier abtrocknen. Erneut in der Waagschale seine Masse feststellen.

Beobachtung: Der Frosch hat an Masse stark zugenommen und sieht auch größer und kräftiger aus.

Auswertung: Die Wasseraufnahme kann nur durch die Haut erfolgt sein. Da kein stehendes Wasser in der Schale vorhanden war, hatte der Frosch keine Möglichkeit, mit dem Maul Wasser aufzunehmen. Die Wasseraufnahme bei Fröschen erfolgt nur durch die Haut. Es ist nie beobachtet worden, daß Frösche trinken.

53 Wasseraufnahme und -abgabe durch die Haut bei Regenwürmern (D)

3 Petrischalen, 10 cm Ø	Natriumchloridlösung
Waage mit Wägesatz	NaCl, 2%ig, 100 ml
Filterpapier	Wasser
Natriumchloridlösung	9 Regenwürmer
NaCl, 0,45%ig, 100 ml	(<i>Lumbricus</i> -Arten), etwa gleiche Größe

Zeit: 40 min

Durchführung: Petrischalen mit I, II und III beschriften. In die untere Hälfte der Schale I Leitungswasser, der Schale II 2%ige Natriumchloridlösung und der Schale III 0,45%ige Natriumchloridlösung füllen. Je 3 der gesäuberten und mit Filterpapier abgetrockneten Regenwürmer wägen und in die Petrischalen legen. Die Schalen abdecken. Nach 40 Minuten die Würmer herausnehmen, mit Filterpapier abtrocknen und erneut wägen.

Beobachtung: Die Regenwürmer aus der Petrischale I haben an Masse zugenommen. Diejenigen aus der Petrischale II haben an Masse verloren, während die Regenwürmer aus der Petrischale III keine Masseveränderungen haben.

Auswertung: Der Wurm in der Schale mit Leitungswasser hat an Masse zugenommen, da die Salzkonzentration der Körperflüssigkeit in den Zellen des Regenwurms höher ist und daher Wasser aus der Umgebung durch die Haut aufgenommen wurde. Die 2%ige Natriumchloridlösung dagegen ist stärker konzentriert als die Körperflüssigkeit des Regenwurms (hypotonisch). Der Regenwurm gibt an seine Umgebung durch die Haut Wasser ab und wird daher leichter. Die Salzkonzentration in der 0,45%igen Lösung entspricht dem Salzgehalt der Flüssigkeit in den Zellen des Regenwurms (isotonisch). Es findet deshalb kein Wasseraustausch statt, der Regenwurm ändert seine Masse nicht (↗ Experiment 47, 48 und 67).

54 Nahrungsaufnahme der Süßwasserpolypen (SG)

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm)	Pipette Süßwasserpolypen
Petrischale, 8 cm Ø	(<i>Hydra</i> -Arten)
Glasröhrchen (etwa 25 cm lang, 0,3 cm weit)	Wasserflöhe (<i>Daphnia</i> -Arten)

Zeit: 30 min

Durchführung: Glasröhrchen an einem Ende mit dem Zeigefinger verschließen. Damit einen Polypen von der Aquarienwand abschaben. Im Moment der Ablösung den Zeigefinger lüften, so daß der Polyp mit dem einströmenden Wasser in das Röhrchen gedrückt wird. Den Polypen in die mit Wasser gefüllte Petrischale übertragen. Festsetzen lassen. In eine weitmaulige Pipette einen Wasserfloh einsaugen und an die Fangarme des Polypen bringen.

Beobachtung: Der Wasserfloh bleibt an den Fangarmen hängen, obwohl er versucht, durch besonders heftige Bewegungen wieder zu entkommen. Allmählich werden die Bewegungen schwächer und lassen nach. Mit den Fangarmen wird der Wasserfloh zur Mundöffnung gebracht, die sich stark erweitert und die Beute aufnimmt. Nach dem Schluckakt ist der Polyp an der Stelle, an der sich der Wasserfloh befindet, stark verdickt.

Auswertung: Berührt das Beutetier die Fangarme, so wird es durch das Gift einer Vielzahl von ausgeschleuderten Nesselfäden gelähmt und an weiterem Widerstand gehindert. Die Mundöffnung des Polypen, durch die später auch die unverdaulichen Reste wieder ausgeschieden werden, erweitert sich sehr stark und nimmt das Beutetier in die Magenhöhle auf, wo die Verdauung stattfindet. Polypen können mehrere Wasserflöhe kurz hintereinander aufnehmen, danach aber auch längere Zeit hungern.

Ergänzung: An der Aquarienwand mit einem Fettstift die Stellen, an denen Polypen sitzen, kennzeichnen. Nach 24 Stunden die Ortsveränderung zum Licht hin (positive Phototaxis) feststellen (↗ Experiment 173).

Süßwasserpolypen sind sehr gut für Regenerationsversuche geeignet. Zu ihrer Demonstration nimmt man in der beschriebenen Weise einen Polypen aus dem Aquarium und bringt ihn in einem Wassertropfen auf einen Objektträger. Nachdem er sich ausgestreckt hat, zerschneidet man ihn mit einem scharfen Skalpell in zwei oder mehrere Teile. In einem Versuchsaquarium regenerieren die einzelnen Teile zu vollständigen Polypen. Beobachtungen mit der Lupe ausführen. Süßwasserpolypen unter dem Mikroskop und in Küvettenprojektion beobachten.

55 Nahrungsaufnahme und Fortbewegung der Schnecken (S)

Glasscheibe, etwa 10 cm × 20 cm	Zucker Weinbergschnecke
Uhrglas, 6 cm Ø	(<i>Helix pomatia</i> L.) oder
Holzstäbchen, 10 cm	Schnirkelschnecken
Lupe	(<i>Cepaea</i> spec.)
Mehl	

Zeit: 10 min

Durchführung: Aus sehr wenig Mehl und einigen Körnchen Zucker im Uhrglas mit Wasser einen dicken Brei anrühren. Brei mit dem Holzstäbchen quer über die Glasplatte auf-

tragen. Eine Schnecke auf die Platte setzen. Nahrungsaufnahme und Fortbewegung der Schnecke von der Unterseite der Glasplatte her beobachten.

Beobachtung: Die Schnecke kriecht auf den aufgetragenen Brei zu und leckt ihn auf. Dabei ist die Mundöffnung mit dem Oberkiefer und der Zunge gut zu erkennen. Beim Kriechen der Schnecke laufen über ihren Fuß von vorn nach hinten eine große Zahl von „Wellen“, die besonders gut mit der Lupe zu erkennen sind. Hinter der Schnecke bleibt eine schleimige Kriechspur zurück.

Auswertung: Die Schnecke nimmt mit leckender Bewegung der Zunge die Nahrung auf. Die Oberfläche der Zunge ist mit Chitinzähnen überzogen, so daß sie durch Reiben auch feste Nahrungsteile abschaben kann. Der Oberkiefer ist mit Chitinleisten versehen. Die Schleimspur, über die der muskulöse Fuß der Schnecke hinweggleitet, entsteht durch Absonderungen der zahlreichen im Fuß vorhandenen Schleimdrüsen.

Ergänzung: Bei einer Wasserschnecke, die an einer mit Grünalgen besetzten Aquarienwand entlangkriecht, sind die gleichen Vorgänge zu beobachten.

Wenn man eine Schnecke aus einer Pipette mit Zuckerlösung beträufelt, kriecht sie erst weiter, nachdem sie die Zuckerlösung abgeleckt hat.

56 Nahrungsaufnahme des Blutegels (D)

Becherglas, 600 ml	Blut (defibriniert), 100 ml
Brenner	(↗ Experiment 63)
Dreifuß	Dünndarmstück, 10 cm lang
Flammensieb	Blutegel (<i>Hirudo medicinalis</i> L.)
Thermometer	
Waage mit Wägesatz	
Bindfaden	
Wasser	

Zeit: 120 min

Durchführung: Das Darmstück an einem Ende zubinden. Mit defibriniertem Blut füllen. Auch das zweite Ende zubinden. Im mit Wasser gefüllten Becherglas den mit Blut gefüllten Darm auf etwa 37 °C erwärmen. Inzwischen einen Blutegel aus dem Aquarium entnehmen, mit Filterpapier abtrocknen und die genaue Masse feststellen. Danach den Blutegel an den Darm ansetzen und ansaugen lassen. Saugvorgang beobachten. Nach dem Abfallen den Egel erneut wägen. Aus dem Masseunterschied die Menge des aufgenommenen Blutes im Verhältnis zur Körpermasse berechnen.

Beobachtung: Nach dem Ansetzen saugt sich der Egel am Darm fest und nimmt Blut auf. Dabei wird sein Umfang zusehends größer.

Auswertung: Der Egel saugt sich mit seinen beiden Saugnäpfen am Darm an, durchsägt mit den scharfen Kiefern die Darmwand und saugt sich voll Blut. Dabei kann seine Körpermasse auf das Mehrfache anwachsen. Die aufgenommene Nahrungsmenge reicht für mehrere Monate aus.

Ein vom Blutegel in die Wunde abgeschiedener Stoff (Hirudin) verhindert das Gerinnen des Blutes (↗ Experiment 64).

Ergänzung: Wenn man einen saugenden Blutegel mit 10%iger Natriumchloridlösung beträufelt, wird die Blutaufnahme unterbrochen. Der Egel fällt ab und gibt das aufgenommene Blut wieder von sich. Nach gründlichem Abspülen im Wasser kann er erneut angesetzt werden. Die Wirkung eines Saugnapses wird am besten an einem an eine Glasscheibe angehefteten, angefeuchteten Gummisaugnapf (evtl. Mostflaschenkappe) demonstriert.

57 Nahrungsaufnahme der Gelbrandkäferlarve (D)

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm)	Larve des Gelbrandkäfers (<i>Dytiscus marginalis</i> L.)
Wasser	Froschlarven (Kaulquappen)

Zeit: 30 min (2 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: In das mit Wasser gefüllte Aquarium eine größere Gelbrandkäferlarve bringen. Zwei Tage lang nicht füttern. Nach dieser Zeit eine Kaulquappe in das Aquarium setzen. Die Reaktion der Käferlarve beobachten.

Beobachtung: Sofort nach Bemerken der Kaulquappe stürzt sich die Gelbrandkäferlarve auf sie und schlägt ihre großen zangenartigen Mundwerkzeuge in das Beutetier, das dadurch schnell gelähmt wird. Nach kurzer Zeit wird die Kaulquappe zusehends kleiner. Es sind deutlich Schluckbewegungen in den Zangen und im Kopf der Gelbrandkäferlarve zu beobachten. Die Kaulquappe wird völlig ausgesaugt, und nur ein kleiner unscheinbarer Rest bleibt übrig.

Auswertung: Gelbrandkäferlarven verdauen ihre Nahrung teilweise vor dem Mund. Durch die kräftigen hohlen Mandibeln werden Verdauungsekrete in das Beutetier geleitet, die die Verdauung einleiten. Der verflüssigte Nahrungsbrei wird ebenfalls durch die Mandibeln aufgenommen.

Ergänzung: Der gleiche Vorgang kann beim Beutefang und der Nahrungsaufnahme der Kreuzspinne (*Araneus diadematus* CLERCK) und der Larve der Ameisenjungfer (*Myrmecoleon formicarius* L.), des Ameisenlöwen, beobachtet werden.

Stofftransport**58 Messen des Wurzeldrucks (D)**

Glasröhrchen 30 cm, 10 mm Ø	Vaseline
Gummischlauchstück, weich, 5 cm	Paraffinöl, etwa 1 ml
Stativ mit Doppelmuffe und Klemme	Spritzflasche mit Wasser
Lineal	Fleißiges Lieschen (<i>Impatiens</i> spec.; kräftige Topfpflanze)
Messer	oder Fuchsia (<i>Fuchsia</i> spec.)



Zeit: 2 min (etwa 3 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: Eine kräftige, gut mit lauwarmem Wasser gegossene *Impatiens*-Pflanze 3 cm bis 5 cm über dem Boden horizontal abschneiden. Ein weiches Gummischlauchstück innen mit Vaseline einfetten, über den Stumpf ziehen und entsprechend der Abbildung mit dem Glasröhrchen, das durch ein Stativ gehalten wird, verbinden. Etwa 3 ml Wasser in das Röhrchen gießen und mit einer Ölschicht abschließen. Den Blumentopf gut feucht halten und warmstellen. Veränderungen der Wassersäule täglich messen.

Beobachtung: An der Schnittstelle wird Flüssigkeit ausgeschieden, die im Glasröhrchen mehrere Tage lang ansteigt.

Auswertung: Auch die Wurzeln einer abgeschnittenen Pflanze nehmen Wasser auf und leiten

es im Stengel nach oben. Infolge dieses Wurzeldruckes steigt die Flüssigkeit im Glas an.

Ergänzung: Durch geringe Mengen von Stadtgas in der Luft des Experimentierraumes kann die Intensität des „Blutens“ herabgesetzt werden (unter dem Abzug arbeiten!). Durch den Anschluß eines Quecksilbermanometers kann der Wurzeldruck gemessen werden. Das gleiche Experiment gibt, im Schulgarten an mehrjährigen Laubbäumen (vor allem an Birken), Sonnenblumen und Dahlien durchgeführt, sehr hohe Wassersäulen. Die Stümpfe von im Frühjahr gefällten Birken oder Haseln geben oft den ganzen Sommer über infolge ihres starken Wurzeldruckes so viel Saft ab, daß ihre Umgebung ständig naß ist und sogar sumpfig werden kann.

59 Wurzeldruck und Guttation (SG)

2 Reagenzgläser	Fleißiges Lieschen
1 Becherglas, 400 ml	(<i>Impatiens spec.</i> ; 1 kleine
1 Glasglocke	Topfpflanze, 1 Stengel)
Wasser	

Zeit: 2 min (1 Tag vorher vorbereiten)

Durchführung: Eine bewurzelte kleine Pflanze von *Impatiens* ohne die Wurzel zu beschädigen aus dem Blumentopf ausgraben. Die Wurzeln abspülen und in ein mit Wasser gefülltes Reagenzglas stellen. Einen etwa gleich großen Sproß abschneiden und ebenfalls in ein Reagenzglas mit Wasser bringen. Beide Reagenzgläser in ein Becherglas stellen und, mit einer Glasglocke überdeckt, warm aufstellen.

Beobachtung: Bei der bewurzelten Pflanze zeigen sich am nächsten Tag in den Kerben der Blätter Wassertröpfchen, an dem wurzellosen Sproß dagegen nicht.

Auswertung: Die Guttation ist unter anderem auch vom Wurzeldruck der Pflanze abhängig.

60 Wasserleitung in der Sproßachse (SG)

Erlenmeyerkolben, 200 ml	Fleißiges Lieschen
Wasser	(<i>Impatiens spec.</i> ; frische
Eosin	Sprosse)

Zeit: 15 min

Durchführung: Den Erlenmeyerkolben mit Wasser füllen. Wasser mit Eosin anfärben. Einen unter Wasser frisch abgeschnittenen Sproß von *Impatiens* hineinstellen und das Aufsteigen des angefärbten Wassers beobachten.

Beobachtung: Der Wasseranstieg ist in dem halbdurchsichtigen Stengel von *Impatiens* gut zu sehen. Die Gefäßbündel im Stengel färben sich rot. Später sind auch die Hauptadern und danach die Nebenadern in den Blättern intensiv angefärbt.

Auswertung: Der Wassertransport und mit ihm der Transport der im Wasser gelösten Nährstoffe erfolgt in besonderen Leitungsbahnen der Pflanze, die durch angefärbtes Wasser sichtbar gemacht werden können.

Ergänzung: Einen gut beblätterten Zweig eines Laubbaumes in mit Eosin angefärbtes Wasser stellen und nach dreißig Minuten durch Querschnitte feststellen, in welchen

Teilen des Stengels das Wasser geleitet wird und wie hoch das angefärbte Wasser aufgestiegen ist.

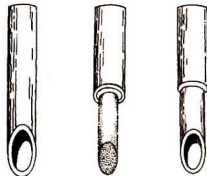
Weiße Blüten können durch Einstellen ihrer Blütenstiele in gefärbtes Wasser verschieden gefärbt werden.

Ein bis zu 1 m langes Stück der Waldrebe in Wasser tauchen und vom anderen Ende her Luft durch den Stengel blasen. Durch die im Wasser aufsteigenden Luftbläschen können die langen Gefäßbündel der betreffenden Pflanze nachgewiesen werden.

61 Wasserleitung in Gefäßen bei Pflanzen (D)

3 Standzylinder, 250 ml
Messer
Korkbohrersatz
Fettstift
Speiseöl, 6 ml
Spritzflasche mit Wasser

3 beblätterte Zweige vom
Holunder (*Sambucus nigra* L.),
möglichst gleich groß



Zeit: 24 h

Durchführung: Von einem der unter Wasser abgeschnittenen Holunderzweige entsprechend der Abbildung am Stengelende 3 cm mit dem Messer die Rinde und das Holz, vom zweiten mit dem Messer und einem entsprechend großen Korkbohrer die Rinde und das Mark und vom dritten mit dem Korkbohrer und einem Messer das Mark und das Holz entfernen. Die Zweige in Standzylinder stellen. Aus der Spritzflasche 3 cm hoch Wasser in die Standzylinder geben, so daß die Zweigenden nur mit dem jeweils bei der Präparation übriggebliebenen Teil des Stengels in das Wasser tauchen. In jedem Zylinder die Wasserfläche mit wenig Speiseöl übersichten und den Wasserstand markieren.

Beobachtung: Nach einigen Stunden welken die Zweige, die nur mit ihrer Rinde bzw. dem Mark im Wasser stehen. Der Zweig dagegen, der mit dem Holz in das Wasser taucht, bleibt frisch. Der Wasserspiegel in diesem Glas sinkt, während der sich in den anderen nicht verändert.

Auswertung: Aus der Beobachtung, daß diejenigen Zweige welken, die nur mit der Rinde bzw. mit dem Mark im Wasser stehen, während der Zweig, der mit seinem Holzteil ins Wasser taucht, frisch bleibt, ergibt sich, daß die Wasserleitung nur im Holzteil erfolgt.

Ergänzung: Stengelquerschnitte unter dem Mikroskop betrachten.

62 Blutgerinnung (D)

Reagenzglas
Reagenzglasgestell

Blut (sehr frisch), 10 ml

Zeit: 5 min

Durchführung: Frisches Blut (vom Schlachthof) in das Reagenzglas gießen. Bei Zimmertemperatur im Reagenzglasgestell ruhig stehenlassen.

Beobachtung: Nach einigen Minuten ist die ganze Blutmenge zu einer gallertartigen Masse geronnen, die nach längerem Stehen zusammenschrumpft und sich von einer durchsichtigen, hellgelblichen Flüssigkeit absetzt.

Auswertung: Das Blut gerinnt bald nach dem Austreten aus den Blutgefäßen zu einem plastischen Blutkuchen. Auf dieser Eigenschaft des Blutes beruht der Wundverschluss nach Verletzungen. Der Gerinnungsvorgang selbst, an dem eine große Zahl von Enzymen mitwirken, ist sehr kompliziert. Der wichtigste Schritt dabei ist die Umwandlung des im Blutplasma gelösten Fibrinogens zu faserigem Fibrin.

Ergänzung: Wenn kein frisches Blut vorhanden ist, kann das gleiche Experiment auch mit Oxalatblut (↗ Experiment 64) ausgeführt werden. In diesem Falle fügt man der genannten Blutmenge etwa 5 Tropfen 3%ige Kalziumchloridlösung (CaCl_2) zu. Läßt man frisches Blut oder mit Kalziumchloridlösung versetztes Oxalatblut in einigen Reagenzgläsern bei verschiedenen Temperaturen (etwa auf Eis, bei Zimmertemperatur und bei Körpertemperatur) stehen, so kann man den Einfluß der Temperatur auf den Gerinnungsvorgang feststellen.

63 Verhindern der Blutgerinnung durch Defibrinieren (D)

Becherglas, 500 ml
Reagenzglas
Holzstab

Blut (sehr frisch), 250 ml

Zeit: 5 min

Durchführung: Sehr frisches Blut unmittelbar nach dem Auffangen aus dem geschlachteten Tier etwa 5 Minuten kräftig mit dem Holzstab rühren. Vor dem Rühren eine kleine Menge Blut zur Kontrolle in ein Reagenzglas gießen. Aufbewahren. Den Holzstab vorsichtig unter fließendem Wasser abspülen (↗ Experiment 64).

Beobachtung: Nach einigen Minuten schlägt sich am Holzstab eine faserige Masse nieder, die nach dem Abspülen weiß erscheint. Das gerührte Blut gerinnt auch nach längerem Stehen nicht, während das Kontrollblut im Reagenzglas bald geronnen ist.

Auswertung: Beim Rühren wird das faserige Fibrin aus dem Blut entfernt. Dadurch wird das Gerinnen des Blutes verhindert. Das Fibrin bildet sich beim Gerinnungsvorgang aus dem im Blutplasma vorhandenen Fibrinogen bei gleichzeitigem Zerfall der Thrombozyten und weiteren biochemischen Vorgängen. (↗ Experimente 79 bis 81).

Ergänzung: Wenn kein frisches Blut vorhanden ist, kann das gleiche Experiment auch mit Oxalatblut ausgeführt werden. In diesem Falle fügt man der gesamten Blutmenge vor dem Rühren 3 ml 3%ige Kalziumchloridlösung (CaCl_2) zu.

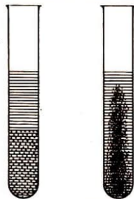
Beim Kneten des Blutkuchens nach Experiment 62 in einem Leinenbeutel unter fließendem Wasser erhält man ebenfalls als Rückstand ein wenig Fibrin. Größere Mengen von Fibrin bekommt man auf dem Schlachthof oder beim Fleischer. Färben von Fibrin für Verdauungsexperimente:

Fibrin in 5%iger Salzsäure aufquellen, die Säure unter fließendem Wasser auswaschen und das Fibrin in einem Becherglas mit Ammoniakkarminlösung überschütten. Nach 10 Minuten im fließenden Wasser auswaschen, bis das Waschwasser klar bleibt. Fibrin unter Glycerin aufbewahren.

64 Verhindern der Blutgerinnung durch Zusätze (D)

Becherglas, 400 ml
2 Reagenzgläser
Meßzylinder
Glasstab

Ammoniumoxalat
(COONH_4) \cdot H_2O
dest. Wasser
Blut (sehr frisch), 250 ml



Zeit: 10 min

Durchführung: Etwa 250 ml sehr frisches Blut unmittelbar nach dem Auffangen aus dem geschlachteten Tier unter vorsichtigem Umrühren mit dem Glasstab mit 10 ml einer 3%igen wäßrigen Lösung von Ammoniumoxalat versetzen. Vorher eine kleine Menge unbehandelten Blutes zur Kontrolle in ein Reagenzglas füllen und aufbewahren (↗ Experiment 62, 63 und 67 bis 69).

Beobachtung: Das Oxalatblut gerinnt auch bei langem Stehen nicht, während das Kontrollblut im Reagenzglas nach wenigen Minuten geronnen ist.

Auswertung: Durch den Zusatz von Ammoniumoxalat werden dem Blut die zur Gerinnung unbedingt notwendigen Kalzium-Ionen entzogen und als Kalziumoxalat ausgefällt.

Ergänzung: Zur Verhinderung der Gerinnung können u. a. auch wäßrige Lösungen von Kaliumoxalat ($\text{K}_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$), Magnesiumoxalat (MgC_2O_4) oder geringe Mengen von Hirudin (↗ Experiment 56) verwendet werden. Durch Zusatz einer wäßrigen Lösung von Kalziumsalzen (z. B. 15 ml 3%ige Kalziumchloridlösung) zu der genannten Menge Oxalatblut kann eine Gerinnung ausgelöst werden.

65 Geformte und flüssige Bestandteile des Blutes (D)

Standzylinder, 250 ml
Becherglas, 250 ml

Blut (defibriniert), 250 ml
(↗ Experiment 63)

Zeit: 24 h

Durchführung: Das Blut in den Standzylinder gießen. Etwa 24 Stunden an einem kühlen Ort ruhig stehenlassen. Danach den oben abgesetzten Anteil des Blutes durch vorsichtiges Abgießen in das Becherglas vom unteren trennen.

Beobachtung: Das Blut hat sich beim Stehen in einen hellen oberen und einen dunkelroten unteren Anteil getrennt.

Auswertung: Die Hauptbestandteile des Blutes sind das helle, durchsichtige Blutplasma und die roten Blutzellen. Das Blutplasma, das etwa 55% der Gesamtblutmenge ausmacht, besteht aus dem Serum und dem Fibrinogen. Zu den zelligen Bestandteilen, etwa 45% der Blutmenge, gehören die roten Blutzellen (Erythrozyten), die weißen Blutzellen (Leukozyten) und die Blutplättchen (Thrombozyten). Leukozyten und Thrombozyten zerfallen meist bald nach dem Austreten aus den Gefäßen.

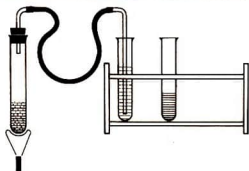
Ergänzung: Die beiden Hauptbestandteile des Blutes bei starker Vergrößerung unter dem Mikroskop betrachten. Die roten Blutzellen werden dazu mit physiologischer Natriumchloridlösung aufgeschwemmt.

Für mikroskopische Untersuchungen ist frisches, in 0,6%iger physiologischer Kochsalzlösung verdünntes Froschblut besonders gut geeignet. Darin können auch die weißen Blutzellen, die im Blut von gleichwarmen Tieren nach Austritt aus den Gefäßen schnell zerfallen, beobachtet werden.

66 Reaktion von Blut auf Sauerstoffzufuhr (D)

2 Reagenzgläser
1 Reagenzglas
(schwer schmelzbar)
Reagenzglasgestell
Stopfen (durchbohrt)
2 Glasröhrchen 10 cm und
20 cm
Gummischlauchstück, 30 cm
Brenner
Kaliumpermanganat
 KMnO_4 , 5 g
Oktanol (Oktylalkohol)
 $\text{C}_8\text{H}_{17}\text{OH}$

Blut (defibriniert)
oder Oxalatblut, 20 ml
(↗ Experiment 63 oder 64)



Zeit: 10 min

Durchführung: 2 Reagenzgläser zu einem Drittel ihres Fassungsvermögens mit Blut füllen. Wenige Tropfen Oktanol hinzufügen. Eines der beiden Reagenzgläser zur Kontrolle aufbewahren. Kaliumpermanganat in dem schwer schmelzbaren Reagenzglas erhitzen. Den entweichenden Sauerstoff entsprechend der Abbildung durch ein zu einer Spitze ausgezogenes Glasröhrchen in das zweite mit Blut gefüllte Reagenzglas einleiten.

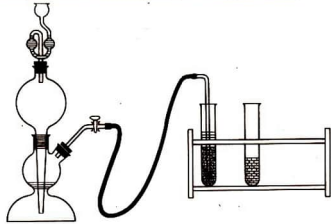
Beobachtung: Das Blut färbt sich hellrot. (Vergleich mit dem Farbton des Blutes im Kontrollglas.)

Auswertung: Durch den eingeleiteten Sauerstoff wird ein Teil des dunkelroten Hämoglobins zu hellrotem Oxyhämoglobin oxidiert. Der Sauerstoff wird in den Lungenkapillaren an das Hämoglobin der roten Blutkörperchen gebunden und durch die Gefäße transportiert. Die Gesamtoberfläche der roten Blutkörperchen eines Menschen beträgt etwa 2500 m^2 . Die Menge des gebundenen Sauerstoffes ist vom Hämoglobingehalt des Blutes und vom Sauerstoffdruck der Luft abhängig und nimmt deshalb mit zunehmender Höhe über dem Meeresspiegel ab.

Ergänzung: Hämoglobin kann auch durch den Luftsauerstoff zu Oxyhämoglobin oxidiert werden. Drückt man mit einer Durchlüftungspumpe längere Zeit Luft durch ein mit Blut gefülltes Reagenzglas oder schüttelt man eine kleinere Blutmenge einige Minuten in einem offenen Erlenmeyerkolben, so färbt es sich ebenfalls hellrot. Beim Durchschneiden eines Blutkuchens ist der gleiche Vorgang zu beobachten. Durch Mangel an Sauerstoff ist im Inneren des Blutkuchens das Hämoglobin dunkelrot. Nach dem Durchschneiden oxidiert das Hämoglobin an den Schnittflächen durch die Einwirkung des Luftsauerstoffes zu hellrotem Oxyhämoglobin.

67 Reaktion von Blut auf Kohlendioxidzufuhr (SG)

2 Reagenzgläser
 Reagenzglasgestell
 Gummischlauchstück, 30 cm
 Kippscher Apparat
 (betriebsfertig)
 Glasröhrchen, etwa 20 cm
 Oktanol (Oktylalkohol) $C_8H_{17}OH$
 Blut (defibriert)
 oder Oxalatblut, 20 ml
 (↗ Experiment 63 oder 64)



Zeit: 10 min

Durchführung: Die Reagenzgläser bis zu einem Drittel ihres Fassungsvermögens mit Blut füllen. Wenige Tropfen Oktanol (verhindert starkes Schäumen des Blutes) hinzugeben. Eines der beiden Reagenzgläser zur Kontrolle aufbewahren. Aus dem Kippschen Apparat entsprechend der Abbildung durch ein zu einer Spitze ausgezogenes Glasrohr Kohlendioxid in das zweite mit Blut gefüllte Reagenzglas einleiten.

Beobachtung: Das Blut färbt sich dunkelrot (Vergleich mit dem Farbton des Blutes im Kontrollreagenzglas).

Auswertung: Durch das eingeleitete Kohlendioxid wird ein Teil des hellroten Oxyhämoglobins zu dunkelrotem Hämoglobin reduziert. Während der Sauerstoff nur an das Hämoglobin gebunden wird, erfolgt der Transport des Kohlendioxids in den Gefäßen zu einem Teil auch durch das Blutplasma.

Ergänzung: Bei längerem Durchblasen von Atemluft durch ein mit Blut gefülltes Reagenzglas wird Oxyhämoglobin ebenfalls reduziert.

Die vollständige Reduktion von Oxyhämoglobin zu Hämoglobin kann durch tropfenweise Zugabe eines Reduktionsmittels, beispielsweise Ammoniumsulfidlösung $(NH_4)_2S$, erreicht werden.

68 Hämolyse roter Blutzellen (SG)

2 Petrischalen, 6 cm Ø	Blut (defibriert)
Pipette	oder Oxalatblut, 20 ml
Natriumchloridlösung (NaCl, physiologisch), 10 ml	(↗ Experiment 63 oder 64)
Spritzflasche mit dest. Wasser	

Zeit: 5 min

Durchführung: In jede Petrischale etwa 10 ml Blut gießen. In eine Schale die gleiche Menge dest. Wasser, in die andere Schale die gleiche Menge physiologische Natriumchloridlösung bringen. Durchmischen. Auf ein bedrucktes oder beschriebenes Blatt Papier stellen.

Beobachtung: Zuerst ist das Blut in beiden Schalen undurchsichtig, nach einigen Minuten wird das mit dest. Wasser versetzte Blut durchsichtig, so daß die darunter liegende Schrift

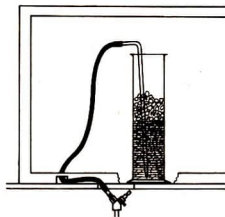
zu lesen ist. Das mit physiologischer Natriumchloridlösung verdünnte Blut bleibt weiterhin undurchsichtig.

Auswertung: Durch die Verdünnung des Blutes mit dest. Wasser tritt ein starkes Gefälle des osmotischen Drucks zwischen dem Inhalt der roten Blutzellen und ihrer Umgebung auf, das sie zum Aufquellen und Platzen bringt. Der Blutfarbstoff tritt in das Blutserum über, dadurch wird die Lösung durchsichtig. Dieser Vorgang wird als „Hämolyse“ bezeichnet. Da die physiologische Natriumchloridlösung den gleichen osmotischen Druck aufweist wie das Innere der roten Blutzellen, werden die Blutzellen in dieser Aufschwemmung nicht verändert. (↗ Experiment 53).

69 Reaktion von Blut auf Kohlenmonoxid (D)

2 Standzylinder, 250 ml
 Glasröhrchen, etwa 30 cm
 Gummischlauch, etwa 50 cm
 Stadtgasanschluß
 Abzugsschrank
 Oktanol (Oktylalkohol)
 $C_8H_{17}OH$

Blut (defibriniert)
 oder Oxalatblut, 200 ml
 (↗ Experiment 63 oder 64)



Zeit: 35 min

Durchführung: Zwei Standzylinder bis zu einem Drittel des Fassungsvermögens mit Blut füllen. 15 Tropfen Oktanol zugeben. Einen der beiden Standzylinder zur Kontrolle aufbewahren. Durch das Blut des zweiten Zylinders entsprechend der Abbildung mit Hilfe eines zu einer Spitze ausgezogenen Glasrohres unter dem Abzug 15 Minuten lang Stadtgas (kein Erdgas!) strömen lassen. Anschließend nacheinander Einleiten von Kohlendioxid nach Experiment 67 und Sauerstoff nach Experiment 66 in beide Standzylinder.

Beobachtung: Das mit Stadtgas behandelte Blut färbt sich hellrot und verändert seine Farbe beim Einleiten von Kohlendioxid und Sauerstoff nicht. Das Blut im Kontrollglas dagegen verändert seine Farbe entsprechend den Experimenten 67 und 66.

Auswertung: Beim Einleiten von Stadtgas geht das Hämoglobin eine sehr beständige Verbindung mit dem Kohlenmonoxidanteil des Stadtgases ein. Dadurch kann kein Sauerstoff oder Kohlendioxid gebunden werden.

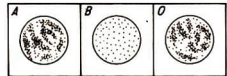
Bei längerem Einatmen von Kohlenmonoxid (z. B. Vergiftung durch Stadtgas oder Abgase von Verbrennungsmotoren) kann durch diese Veränderung des Hämoglobins Tod durch Ersticken eintreten.

70 Blutgruppenbestimmung (D)



Lanzettnadel (steril)
 Watte
 Objektträger
 Fettstift
 Uhrglas, 3 cm Ø
 Pipette (steril)
 Brenner
 Natriumchloridlösung
 (NaCl physiologisch) 3 ml
 Testsera für Blut-
 gruppenbestimmungen,
 je 1 Kapillare „A“,
 „B“ und „O“

Diäthyläther (Äther)
 (C₂H₅)₂O, 20 ml, oder
 Äthanol (Äthylalkohol)
 C₂H₅OH, 96%ig (rein), 20 ml



Zeit: 10 min

Durchführung: Einen Objektträger auf der Unterseite durch 2 Querstriche mit einem Fettstift entsprechend der Abbildung in 3 gleiche Teile einteilen. Mit „A“, „B“ und „O“ beschriften. Auf die Oberseite des Objektträgers an die gekennzeichneten Stellen je einen Tropfen des entsprechenden Testserums bringen. Zur Blutentnahme eine Fingerspitze mit einem äther- oder alkoholgetränkten Wattebausch sorgfältig reinigen und mit einer sterilen Lanzettnadel ritzen.

Mit einer ebenfalls sterilen Pipette einige Tropfen Blut in ein Uhrglas mit physiologischer Natriumchloridlösung bringen. Durch Schwenken gut durchmischen. Aus der Pipette dann zu jedem Tropfen Serum einen Tropfen des verdünnten Blutes geben. Durch vorsichtigen Schwenken vermischen.

Beobachtung: In etwa 50% der Fälle treten nach wenigen Minuten in den Tropfen auf dem Objektträger Zusammenballungen des Blutes, genannt „Agglutinationen“, auf (z. B. Abb. bei A und O).

Auswertung: Aus der Verteilung der Agglutinationen bzw. dem Fehlen derselben kann man mit Hilfe der folgenden Tabelle die Blutgruppe des untersuchten Blutes feststellen.

Empfänger	Spender			
	A	B	AB	O
A	×	—	—	×
B	—	×	—	×
AB	×	×	×	×
O	—	—	—	×

× keine Agglutination
 — Agglutination

Die prozentuale Verteilung der Blutgruppen in der DDR:

O = 37%; A = 42,5%; B = 14%; AB = 6,5%

Vor Bluttransfusionen ist zur Vermeidung von Agglutinationen, die zum Tode führen können, die Feststellung der Blutgruppe und des rh-Faktors, der in ähnlicher Weise bestimmt wird, unbedingt notwendig.

71 Arterienpuls — Modellexperiment (D)

Gummischlauchstück,
etwa 2 m

Schlauchklemme (verstellbar)

Zeit: 3 min

Durchführung: Einen möglichst dünnwandigen Gummischlauch an die Wasserleitung anschließen. Wasserhahn in kurzen Abständen ruckweise öffnen und schließen. Den Schlauch und den Ausfluß des Wassers beobachten. Danach Hahn schließen und durch eine verstellbare Schlauchklemme die Ausflußöffnung des Schlauches stark verengen. Hahn wieder rhythmisch öffnen und schließen.

Beobachtung: An der Oberseite des Gummischlauches sind beim Öffnen und Schließen des Wasserhahnes wellenförmige Bewegungen festzustellen, die sich von der Anschlußstelle an über den ganzen Schlauch fortsetzen. Das Wasser läuft stoßweise aus der Öffnung des Schlauches.

Nach Verengen der Öffnung spritzt ständig ein gleichmäßiger dünner Wasserstrahl aus dem Schlauch.

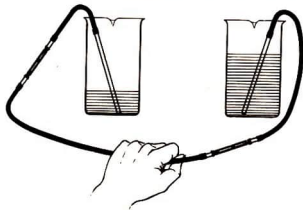
Auswertung: Mit diesem Modellversuch wird der Arterienpuls veranschaulicht. Der Blutstrom wird vom Herzen ebenfalls stoßweise in die Arterie gedrückt. Wie bei einer Verengung der Ausflußöffnung sich das Wasser im Schlauch staut und dadurch unabhängig vom Öffnen und Schließen des Hahnes in dünnem, gleichmäßigem Strahl aus dem Schlauch spritzt, solange der Druck stark genug ist, so wird auch in kleinen Arterien das Blut gestaut und in ständigem, gleichmäßigem Strom durch die Kapillaren geleitet.

Ergänzung: Fühlen des Pulses an den Handgelenken, den Halsschlagadern und den Schläfen und Feststellen der Anzahl der Pulsschläge in einer Minute nach ruhiger Haltung und körperlicher Anstrengung (Kniebeuge).

Die Kapillarschleifen der menschlichen Haut lassen sich sehr gut im Nagelfalz des Zeige- und Mittelfingers unter dem Mikroskop betrachten. Auch im Flossensaum von Schwanzlurchen, besonders von etwa 3 cm großen Molchlarven, sind die Kapillaren und der Blutstrom in den Kapillaren erstaunlich gut zu beobachten.

72 Wirkung der Venenklappen (D)

Holzstab, 20 cm, 3 cm \varnothing
Handtuch oder Gummischlauchstück, etwa 30 cm



Zeit: 3 min

Durchführung: Mit einer Hand den Holzstab fest umfassen und den Arm ausstrecken. Falls kein Holzstab vorhanden ist, die Hand fest zur Faust ballen. Über dem Ellenbogen den Arm mit dem Handtuch abbinden. Mit einem Finger eine der am Unterarm hervortretenden Venen in Richtung zur Hand bestreichen. Eine kurze Zeit den

Finger auf der untersten sichtbaren Stelle der Vene liegenlassen, dann schnell abheben. Danach eine Vene nahe der Hand abdrücken und mit einem Finger die Vene in Richtung zum Oberarm bestreichen. Den gleichen Vorgang ausführen, ohne die Vene vorher abzudrücken.

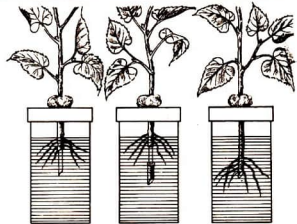
Beobachtung: Nach dem Abbinden des Armes treten die Venen am Unterarm deutlich hervor. An einigen Stellen sind Verdickungen (Knoten) sichtbar. Beim Bestreichen einer Vene in Richtung zur Hand wird das Blut herausgedrückt, und die Vene bleibt leer. Nach dem Abheben des Fingers füllt sie sich sofort wieder. Beim Bestreichen in Richtung zum Oberarm läuft das Blut nur dann nicht ab, wenn die Vene vorher abgedrückt wurde.

Auswertung: Durch das Abbinden des Armes werden einige dicht an der Oberfläche des Unterarmes gelegene Venen sichtbar gemacht. Auch die Lage der Venenklappen ist zu erkennen. Da die Venenklappen das Blut nur in Richtung zum Herzen fließen lassen, bleibt die Vene beim Bestreichen in Richtung Hand leer, beim Bestreichen in Richtung Oberarm jedoch nur dann, wenn der Nachfluß des Blutes durch Abdrücken der Vene in Handnähe verhindert wird.

Ergänzung: Durch den Einbau von zwei Bunsenschen Ventilen in einen Gummischlauch, dessen Ende in ein mit Wasser gefülltes Gefäß taucht (entsprechend der Abbildung), kann durch häufiges Zusammendrücken des Schlauches zwischen den beiden Ventilen im Modellversuch die Blutführung in den Venen veranschaulicht werden.

73 Transport der Assimilate in Pflanzen (D)

- 3 Kulturgefäße mit Deckel
- 3 Korkstopfen
- Okuliermesser
- 4 Bogen schwarzes Papier, A 4
- 3 Weidenzweige (gut belüftet), etwa 1 cm Ø oder Fliederzweige



Zeit: 4 Wochen

Durchführung: Drei etwa gleich große nicht zu stark belaubte Weidenzweige unter Wasser abschneiden. Mit dem Okuliermesser bei einem Zweig entsprechend der Abbildung die Rinde, von der Schnittfläche beginnend, 3 cm weit vorsichtig vom Holz lösen und entfernen. Von einem anderen Zweig 3 cm über der Schnittfläche durch Ringelung ein 3 cm breites Rindenstück entfernen. Den dritten Zweig nicht verändern. Jeden Zweig in einen durchbohrten Korkstopfen einpassen; mit dem Stopfen im Deckel des Kulturgefäßes befestigen und auf die mit Wasser gefüllten Kulturgefäße setzen. Die Gläser mit schwarzem Papier einschlagen, an einen warmen, hellen Ort stellen und das verdunstende Wasser nach Bedarf ersetzen.

Beobachtung: Alle Weidenzweige bleiben frisch. Das Wasser in den Gläsern nimmt täglich ab. Nach 10 bis 14 Tagen treiben die Weidenzweige an den Nodien Wurzeln. Am unveränderten Zweig bilden sich die Wurzeln hauptsächlich am Ende des Zweigstückes, nahe der Schnittfläche. Am Zweig, dessen Rinde an einem Ende entfernt wurde, sind die Wurzeln über der Schnittstelle zu sehen. Der geringelte Zweig bildet die Wurzeln über der Ringelung aus.

Auswertung: Die Weidenzweige nehmen mit dem Zweigende Wasser auf, leiten es im Holzteil nach oben und verdunsten es durch die Blätter. Die Assimilate, die zur Ausbildung der Wurzeln notwendig sind, werden in der Rinde, im Siebteil, nach unten geleitet. Da die Assimilate nach Entfernen der Rinde nicht bis an das Zweigende geleitet werden können, bilden sich die Wurzeln an den Nodien des Zweigendes, an denen der Transport der Assimilate unterbrochen wurde.

Ergänzung: Zum Nachweis des Transports der Assimilate ringelt man im Frühjahr oder Frühsommer einen 1 cm bis 2 cm starken Zweig einer Weide, indem man mit einem scharfen Messer vorsichtig, ohne den Holzteil zu beschädigen, die Rinde in einem 2 cm breiten Ring entfernt. Bei einem zweiten, gleich starken Zweig entfernt man die Rinde bis auf eine 0,5 cm breite Brücke zwischen der Rinde über und unter der Ringelung. Im Sommer verdickt sich beim ersten Zweig über der Ringelungsstelle die Rinde durch die sich stauenden Assimilate sehr stark. Beim zweiten Zweig ist keine Verdickung festzustellen. Die Assimilate werden durch die schmale Brücke abgeleitet.

Stoffumbau und Stoffspeicherung

74 Wasserlöslichkeit der Kartoffelstärke (S)

2 Reagenzgläser	Spritzflasche mit dest. Wasser
Reagenzglasgestell	Kartoffelstärke ($C_6H_{10}O_5$) _n
Brenner	
Spatel	

Zeit: 5 min

Durchführung: In jedes Reagenzglas zwei Spatelspitzen Kartoffelstärke geben. Die Reagenzgläser bis zur Hälfte ihres Fassungsvermögens mit dest. Wasser füllen. Ein Reagenzglas etwa 1 Minute kräftig schütteln. Das andere über dem Brenner unter Schütteln erhitzen, bis der Inhalt kocht.

Beobachtung: Die aufgekochte Stärke löst sich vollständig im Wasser, während sich die lediglich in kaltem Wasser aufgeschwemmte Stärke wieder am Boden des Glases absetzt.

Auswertung: Gekochte Stärke ist in Wasser kolloidal löslich, ungekochte dagegen nahezu unlöslich.

75 Gewinnen von Enzymextrakt aus Keimlingen und Präparaten (D)

Mörser mit Pistill	dest. Wasser
Waage mit Wägesatz	20 bis 30 Keimlinge, 3 Tage alt
Meßzylinder, 100 ml	(z. B. Gerste, Roggen, Weizen)
Pipette	Enzymtabletten (z. B. Mezym forte)
Trichter	
Filterpapier	
2 Reagenzgläser	
Reagenzglasständer	
Seesand	

Zeit: 20 min

Durchführung: 10 g Keimlinge abwägen und im Mörser nach Zugabe von etwas Seesand verreiben. Mit 20 ml dest. Wasser verrühren und die Suspension nach 10 Minuten in das erste Reagenzglas filtrieren. Zwei Enzymtabletten im Mörser zerkleinern, mit 20 ml dest. Wasser verrühren, 5 Minuten stehenlassen, danach in das zweite Reagenzglas dekantieren.

Beobachtung: Die Keimlinge werden zu einem Brei, die Tabletten zu Pulver zerrieben. Nach Zugabe von Wasser entstehen Lösungen, die leicht gerübt sind.

Auswertung: In den Lösungen sind wasserlösliche Enzyme und andere wasserlösliche Verbindungen enthalten, die für verschiedene Experimente zum Nachweis der Wirkung von Enzymen verwendet werden können. (Wenige Tropfen von Thymol oder Toluol schützen die Lösungen vor dem Verderb durch Bakterien. Die Enzymlösungen dürfen nicht durch Jod-Kaliumjodid-Lösung verunreinigt werden.)

76 Nachweis der Enzymwirkung von Amylase (D)

Meßzylinder, 100 ml	Jod-Kaliumjodid-Lösung
Becherglas, 250 ml	Stärkekleister, 1%ig
3 Reagenzgläser	Enzymextrakt (nach Experiment 75)
Reagenzglasständer	
Tüpfelplatte	
3 Pipetten	
Glasstab	
Fettstift	
Uhr	

Zeit: 40 min

Durchführung: 1 g Weizenin in 10 ml dest. Wasser aufschlänmen, in 80 ml kochendes dest. Wasser gießen, unter ständigem Rühren aufkochen, auf 100 ml auffüllen und abkühlen lassen. Die 3 Reagenzgläser mit dem Fettstift mit I, II und III beschriften und nach folgendem Schema füllen:

Reagenzglas	I	II	III
Stärkekleister	2 ml	2 ml	2 ml
Enzym aus dem Präparat	—	2 ml	—
Enzym aus dem Getreide	2 ml	—	—
dest. Wasser	2 ml	2 ml	4 ml

5mal bis 8mal nach je einer Minute einen Tropfen mit der Pipette je einem Reagenzglas entnehmen und auf die Tüpfelplatte bringen. Den entnommenen Tropfen mit je einem Tropfen Jod-Kaliumjodid-Lösung prüfen (Tüpfeln).

Beobachtung: Die drei getüpfelten Proben sind unterschiedlich gefärbt. Die Tropfen aus den Reagenzgläsern I und II (mit Enzymen versetzt) sind bräunlich, die Probe aus dem III. Reagenzglas ist blau-schwarz.

Auswertung: In den Reagenzgläsern I und II ist nach kurzer Zeit kein Stärkenachweis mehr möglich. Das beweist, daß ein Enzym oder Enzymsystem mit stärke-spaltenden Eigenschaften in den Keimlingen bzw. dem Extrakt vorhanden ist. Im Reagenzglas III (Kontrolle) fand auf Grund des Fehlens von Enzymen kein Stärkeabbau statt. Das Enzym aus dem Präparat und den gekeimten Getreidekörnern hat die Stärke abgebaut.

77 Stärkeverdauung im Mund (S)

4 Reagenzgläser
Reagenzglasgestell
Mörser mit Pistill
Messer
dest. Wasser

Jod-Kaliumjodid-Lösung
Fehlingsche Lösung I und II
Weißbrot (1/2 Scheibe)

Zeit: 10 min

Durchführung: Weißbrot entrinden und ein Stück davon abtrennen. Dieses Stückchen mit Jod-Kaliumjodid-Lösung nach Experiment 26 und mit Fehlingscher Lösung nach Experiment 27 prüfen. Das übrige Brot etwa 5 Minuten lang gut kauen und einspeicheln. Auf Geschmacksänderung achten. Danach das gekaute Brot in den Mörser bringen. Mit 20 ml Wasser verreiben und absetzen lassen. Die über dem gekauten Brot stehende Flüssigkeit in 2 Reagenzgläser abgießen. Den Inhalt eines Reagenzglases mit Jod-Kaliumjodid-Lösung auf Stärke und den Inhalt des anderen Reagenzglases mit Fehlingscher Lösung auf Zucker prüfen.

Beobachtung: Bei der Probe des ungekauften Brotes auf Stärke tritt Blaufärbung ein. Die Probe auf Zucker ergibt meist keinen roten Niederschlag. Bei der Prüfung des gekauten Brotes mit Jod-Kaliumjodid-Lösung bleibt die Blaufärbung aus, während die Prüfung auf Zucker mit Fehlingscher Lösung einen dicken ziegelroten Niederschlag ergibt. Beim Kauen weicht nach einiger Zeit der fade Geschmack des Brotes. Es tritt ein süßlicher Geschmack auf.

Auswertung: Durch die Einwirkung des im Speichel vorhandenen Enzyms Amylase (Ptyalin) wurde ein Teil der Stärke vollständig zu Zucker abgebaut, so daß die Färbung auf Stärke negativ, die Prüfung auf Zucker positiv ausfällt. Da im Brot, auch wenn es entrindet ist, oft ein wenig Zucker vorhanden ist, fällt auch die Probe mit ungekauftem Brot manchmal positiv aus.

Ergänzung: Der Abbau von Stärke zu Zucker kann bei folgender Experimentanordnung noch genauer nachgewiesen werden:

In einem kleinen Becherglas etwa 3 ml Speichel auffangen und ein wenig Stärkelösung hinzufügen. Durch Schütteln gut durchmischen und in einem Wasserbad auf einer Temperatur von etwa 37 °C halten. In Abständen von wenigen Minuten mit einer Pipette jeweils einige Tropfen der Mischung entnehmen und mit Jod-Kaliumjodid-Lösung auf Stärke, mit Fehlingscher Lösung auf Zucker prüfen. Während zuerst nur Stärke nachgewiesen werden kann und der Zuckernachweis negativ ist, wird nach einiger Zeit der Zuckernachweis positiv und der Stärkenachweis negativ. An Stelle der Stärke kann auch ein Stück gekochte Kartoffel verwendet werden, die zu diesem Zweck fein zerdrückt und im Speichel verteilt wird.

78 Wirkung von Bauchspeichel auf Stärkelösung (D)

4 Reagenzgläser
Reagenzglasgestell
Becherglas, 600 ml
Thermometer
Pipette
Brenner
Dreifuß
Flammensieb
Spatel

dest. Wasser,
Jod-Kaliumjodid-Lösung
Fehlingsche Lösung I und II
Pankreatinlösung, 1 %ig
Stärkelösung (↗ Experiment 74)

Zeit: 30 min

Durchführung: In einem Reagenzglas 5 ml Stärkelösung mit einigen Tropfen Jod-Kaliumjodid-Lösung blau färben. Etwa 1 ml Pankreatinlösung dem Stärkebrei zusetzen. Das Reagenzglas im Wasserbad auf einer Temperatur von etwa 37 °C halten. Den Farbton der Lösung beachten. Mehrfach in Abständen von einigen Minuten mit der Pipette einige Tropfen der Lösung entnehmen, in je ein Reagenzglas bringen und mit Fehlingscher Lösung (↗ Experiment 27) Zucker nachzuweisen versuchen.

Beobachtung: Die anfängliche Blaufärbung der Stärkelösung geht in Violett über und verschwindet schließlich ganz. Die anfänglich negativen Ergebnisse der Prüfung auf Zucker ergeben nach Farbumschlag den für Zucker charakteristischen ziegelroten Niederschlag.

Auswertung: Durch das von der Bauchspeicheldrüse abgegebene Enzym Amylase (Diastase) wird die vom Mundspeichel noch nicht gespaltene Stärke im Dünndarm über Dextrin in Malzzucker aufgespalten.

Ergänzung: Zur Gewinnung des Bauchspeichels aus natürlicher Bauchspeicheldrüse schneidet man ein Stück der Bauchspeicheldrüse eines Schlachtieres mit einem Messer auf einem Holzbrettchen in sehr kleine Stückchen und übergießt sie in einem Becherglas mit etwa 200 ml Wasser. Nach 3 Stunden die Lösung abfiltrieren. Wäßriger Pankreasauszug ist nicht lange haltbar. Will man einen Pankreasauszug längere Zeit aufbewahren, so übergießt man die geschnittene Bauchspeicheldrüse statt mit Wasser mit 100 ml Glycerin, dem man zur Verhinderung von Fäulnis Thymol zusetzt. Ein Glycerinauszug aus der Bauchspeicheldrüse wird nach 48 Stunden filtriert.

79 Wirkung von Pepsin und Salzsäure auf Eiweiße (S)

3 Reagenzgläser	Salzsäure HCl, 0,2 %ig
Reagenzglasgestell	Pepsinlösung, 1 %ig
Becherglas, 600 ml	Fibrin oder Fischfleisch
Brenner	
Dreifuß	
Flammensieb	
Thermometer	
Fettstift	

Zeit: 60 min

Durchführung: 3 Reagenzgläser mit I, II und III beschriften. In jedes Glas gleich große Fibrin- oder Fischfleischstückchen bringen. In Glas I 1 ml Pepsinlösung und 10 ml Wasser, in Glas II 10 ml 0,2%ige Salzsäure und in Glas III 10 ml 0,2%ige Salzsäure und 1 ml 1%ige Pepsinlösung schütten. Alle Gläser in einem Wasserbad auf einer Temperatur von etwa 37 °C halten.

Beobachtung: Das von der Magenschleimhaut abgesonderte Enzym Pepsin ist in wäßriger Lösung allein unwirksam. In Salzsäure quellen Eiweiße lediglich auf. Beim Zusammenwirken von Pepsin und Salzsäure erfolgt die Verdauung.

Ergänzung: Zur Gewinnung des Pepsins aus der Magenschleimhaut wird von einem Stück des Magens eines Schlachtieres die Magenschleimhaut abpräpariert und mit einem Messer auf einem Holzbrettchen in sehr kleine Stückchen geschnitten. In einem Becherglas übergießt man die Schleimhautstücke mit 100 ml Glycerin und filtriert nach 3 Stunden ab. Will man das Pepsin-Glycerin-Gemisch aufbewahren, so setzt man zur Fäulnisverhütung etwas Thymol zu.

80 Einfluß der Temperatur auf die Reaktionsgeschwindigkeit von Enzymen (D)

12 Reagenzgläser	Stärkekleister, 1 %ig
6 Bechergläser	(↗ Experiment 25)
Reagenzglasständer	dest. Wasser
Pipette	Jod-Kaliumjodid-Lösung
Tüpfelplatte	Enzymlösung (↗ Experiment 79)
Uhr	
Meßzylinder	
Waage mit Wägesatz	
6 Brenner	
6 DreifüÙe	
6 Flammensiebe	
6 Thermometer	

Zeit: 45 min

Durchführung: 6 Reagenzgläser zu 1/3 mit Enzymlösung füllen, 6 weitere mit Stärkekleister und dest. Wasser füllen. Je 2 Reagenzgläser 3 Minuten im Wasserbad auf 20 °C, 30 °C, 40 °C, 50 °C, 60 °C, 80 °C erwärmen. Nach 3 Minuten die Enzymlösungen in die mit Stärkekleister gefüllten Reagenzgläser gieÙen. Alle 30 Sekunden eine Probe mit Jod-Kaliumjodid-Lösung nach Experiment 26 „tüpfeln“, bis keine Blaufärbung mehr auftritt.

Schema:						
Nr. d. Versuchsreihe	I	I	III	IV	V	VI
dest. Wasser	3 ml	3 ml	3 ml	3 ml	3 ml	3 ml
Stärkekleister	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml
Enzymlösung	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml	2 ml
Temperatur	20 °C	40 °C	45 °C	50 °C	60 °C	80 °C

Beobachtung: Bei den 6 Versuchsreihen hört die Blaufärbung der Proben der Tüpfelung mit Jod-Kaliumjodid-Lösung zu verschiedenen Zeiten auf. Bei Verwendung von 1%igem Weizenstärkekleister und Mezym forte treten folgende Werte auf:

Temperatur der Versuchsreihe (in °C)	Zeit, bis keine Blaufärbung mehr erfolgt (in min)
20	4
30	2,5
40	1,5
50	3
60	5
80	—

Auswertung: Enzymatische Reaktionen sind temperaturabhängig. Temperaturen über 50 °C setzen in der Regel die Reaktionsgeschwindigkeit herab. Die Enzyme werden zerstört. Das Enzym Amylase baut die Stärke am schnellsten bei etwa 40 °C ab.

81 Temperatureinfluß auf die Verdauung (D)

4 Reagenzgläser	Salzsäure HCl, 0,2%ig
Reagenzglasgestell	Pepsinlösung, 1%ig
3 Bechergläser, 600 ml	(≠ Experiment 79)
2 Thermometer	Eis
Brenner	Fibrin oder Fischfleisch,
Dreifuß	etwa 50 g
Flammensieb	
Fettstift	

Zeit: 120 min

Durchführung: In 4 Reagenzgläser je 10 ml 0,2%ige Salzsäure und 1 ml 1%ige Pepsinlösung bringen. Die Gläser mit I, II, III und IV beschriften. Glas I auf Eis stellen. Glas II bei Zimmertemperatur stehenlassen. Glas III im Wasserbad auf 37 °C erwärmen. Glas IV im Wasserbad auf etwa 65 °C erwärmen. Nach Erreichen der genannten Temperaturen in alle Reagenzgläser gleich große Stückchen Fibrin oder Fischfleisch bringen.

Beobachtung: Das Fibrin löst sich in den einzelnen Reagenzgläsern mit unterschiedlicher Geschwindigkeit auf. Am schnellsten findet die Verdauung in dem Glas statt, das auf Körpertemperatur erwärmt ist.

Auswertung: Die Temperatur hat auf die Schnelligkeit des Verdauungsvorganges einen großen Einfluß. Bei Körpertemperatur geht die Verdauung am schnellsten vor sich, während sie sowohl bei tieferen als auch bei höheren Temperaturen stark verlangsamt wird.

82 Verdaulichkeit eiweißhaltiger Nahrungsmittel (D)

4 Reagenzgläser	Salzsäure HCl, 0,2%ig
Reagenzglasständer	Fischfleisch
Spritzflasche	Rindfleisch
Thermometer	Käse
Brenner	Eiweiß (hartgekocht)
Flammensieb	oder andere gekochte und
Dreifuß	ungekochte eiweißhaltige
Pepsinlösung, 1%ig	Nahrungsmittel
(≠ Experiment 79)	

Zeit: 120 min

Durchführung: In 4 Reagenzgläser je 10 ml 0,2%ige Salzsäure und 1 ml 1%ige Pepsinlösung bringen. Darauf in das I. Reagenzglas Fischfleisch, in das II. Rindfleisch, in das III. Käse und in das IV. hartgekochtes Eiweiß geben. Alle Reagenzgläser im Wasserbad auf einer Temperatur von etwa 37 °C halten.

Beobachtung: Die einzelnen Nahrungsmittel lösen sich mit unterschiedlicher Geschwindigkeit auf.

Auswertung: Die Verdaulichkeit verschiedener eiweißhaltiger Nahrungsmittel ist unterschiedlich. Sie erfolgt bei den genannten Nahrungsmitteln meist in der Reihenfolge: Fischfleisch, Käse, Rindfleisch, hartgekochtes Eiweiß.

83 Wirkung des Magensaftes auf Mikroorganismen (D)

4 Reagenzgläser	Wasser
Reagenzglasgestell	Frischfleisch, 5 g
Fettstift	Eiweißlösung, 10 ml
Salzsäure HCl, 0,2%ig, 40 ml	(↗ Experiment 31)

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 2 min (nach 2 bis 4 Tagen)

Durchführung: 2 Reagenzgläser mit Fleischstückchen, die anderen 2 Reagenzgläser mit je 5 ml Eiweißlösung beschriften. In je ein Reagenzglas mit Fleisch und mit Eiweißlösung 10 ml Wasser, in die anderen 10 ml 0,2%ige Salzsäure füllen, Reagenzgläser beschriften. Im Reagenzglasgestell bei Zimmertemperatur 2 bis 3 Tage stehenlassen.

Beobachtung: Nach 2 bis 3 Tagen tritt in den Gläsern, die nur mit Wasser aufgefüllt wurden, ein typischer Fäulnisgeruch auf, der bei den mit Salzsäure gefüllten Gläsern ausbleibt.

Auswertung: Die im Magensaft vorhandene Salzsäure tötet die fäulnisserregenden Bakterien und verhindert die Fäulnisbildung.

84 Löslichkeit von Fetten in verschiedenen Lösungsmitteln (SG)

4 Reagenzgläser	Diäthyläther (Äther) ($C_2H_5)_2O$
Reagenzglasgestell	Benzin
Fettstift	Wasser
Äthanol (Äthylalkohol, C_2H_5OH , 70%)	Speiseöl

Zeit: 5 min

Durchführung: Vier Reagenzgläser mit dem Fettstift mit I bis IV beschriften. In jedes Reagenzglas 0,5 ml Speiseöl bringen. Zu Glas I 5 ml Wasser, zu Glas II 5 ml Äthanol, zu Glas III 5 ml Diäthyläther und zu Glas IV 5 ml Benzin geben. Alle Gläser kräftig schütteln. Die Löslichkeit des Öls beobachten.

Beobachtung: Das Speiseöl löst sich beim Schütteln in Diäthyläther und Benzin. In Wasser und Äthanol ist es in der Kälte unlöslich.

Auswertung: Speiseöl löst sich in organischen Lösungsmitteln wie Diäthyläther, Benzin, Trichlormethan (Chloroform) und Propanon (Azeton) sowie in heißem Äthanol. In Wasser und in kaltem Äthanol ist Speiseöl dagegen unlöslich. Beim Schütteln von Speiseöl in diesen Lösungsmitteln entsteht lediglich eine Emulsion, die sich bald wieder entmischt.

85 Wirkung von Gallensaft auf Fette (SG)

4 Reagenzgläser	Speiseöl
Reagenzglasgestell	Gallenflüssigkeit
Becherglas, 50 ml	
2 Trichter	
Filterpapier, \varnothing 8 cm	
Wasser	

Zeit: 8 min

Durchführung: In 2 Reagenzgläser je 2 ml Speiseöl bringen. Darauf in eines der Gläser 10 ml Wasser, in das andere die gleiche Menge Gallenflüssigkeit schütten. Beide Reagenzgläser etwa 1 Minute lang kräftig durchschütteln. Kurze Zeit stehenlassen. Die entstandenen Emulsionen beobachten.

Danach beide Gläser nochmals kräftig durchschütteln. Getrennt filtrieren. Oberfläche des Filtrats betrachten.

Beobachtung: Beim Schütteln der beiden Flüssigkeiten entstehen Emulsionen. Während sich die Mischung von Speiseöl und Wasser sehr schnell wieder trennt und sich das Speiseöl an der Oberfläche des Wassers sammelt, bleiben die sehr fein verteilten Öltröpfchen in der Gallenflüssigkeit länger erhalten.

Auf der Oberfläche des Filtrats der Gallenflüssigkeit schwimmen winzige Öltröpfchen, während die größeren Öltröpfchen der Speiseöl-Wasser-Emulsion nicht durch das Filterpapier treten konnten.

Auswertung: Die Gallenflüssigkeit emulgiert auf Grund der Reaktion der Gallensäuren mit freien Fettsäuren Fette in so feine Verteilung, daß sie durch die Poren des Filters hindurchlaufen können. (↗ Experiment 35)

86 Wirkung von Bauchspeichel auf Fette (SG)

3 Reagenzgläser	Natriumkarbonatlösung
Becherglas, 600 ml	Na_2CO_3 , 1%ig
Thermometer	Pankreatinlösung, 1%ig
Brenner	(↗ Experiment 78)
Dreifuß	Gallenflüssigkeit
Flammensieb	Vollmilch
Pipette	
Fettstift	
Phenolphthaleinlösung, 0,5%ig	

Zeit: 60 min

Durchführung: In drei Reagenzgläsern 3 ml Vollmilch mit 3 ml Wasser mischen. Im Wasserbad auf 37 °C erwärmen. Die Gläser mit I, II und III beschriften. In Glas I und III je 2 ml Gallenflüssigkeit und in Glas II je 1 ml Pankreatinlösung geben. Danach in alle Gläser 3 Tropfen Phenolphthaleinlösung bringen. Unter kräftigem Umschütteln so lange 1%ige Natriumkarbonatlösung hinzutropfen, bis die Lösungen in allen Reagenzgläsern etwa gleich stark rot angefärbt sind.

Beobachtung: Nach einigen Minuten verschwindet die Rotfärbung in Glas I, nach längerer Zeit schwächt sich auch die Färbung in Glas II ab und verschwindet schließlich ganz, während sie in Glas III unverändert erhalten bleibt.

Auswertung: Das in der Bauchspeicheldrüse enthaltene Enzym Lipase spaltet Fette in Glycerin und Fettsäuren. Letztere können durch Entfärben von Phenolphthaleinlösung nachgewiesen werden. Durch die Reaktion von freien Fettsäuren mit Gallensäuren wird die Fettsäurepaltung wesentlich beschleunigt. (↗ Experiment 35)

87 Nachweis von Gallenfarbstoffen (D)

2 Reagenzgläser	Salpetersäure HNO ₃ , konz.
Reagenzglasgestell	Natriumnitrit NaNO ₂
2 Pipetten	Gallenflüssigkeit
Trichter	
Filterpapier	
Äthansäure (Essigsäure)	
CH ₃ COOH, 5%ig	

Zeit: 10 min

Durchführung: In einem Reagenzglas 5 ml Gallenflüssigkeit mit einigen Tropfen Essigsäure versetzen. Einige Minuten stehenlassen. Den entstandenen Niederschlag in ein zweites Reagenzglas abfiltrieren. An der Wand des schräg gehaltenen Reagenzglases, in dem sich das Filtrat befindet, langsam 2 ml rauchende Salpetersäure aus der Pipette einfließen lassen. Die Farbreaktion beobachten.

Beobachtung: Bei der Zugabe von Essigsäure zu Gallenfarbstoff entsteht ein trüber Niederschlag, der sich nach einigen Minuten absetzt. Nach dem Unterschichten der Gallenflüssigkeit mit rauchender Salpetersäure bildet sich an der Berührungsfläche ein Ring mit den Farben Grün, Blau, Violett, Rot und Braun.

Auswertung: Bei Zugabe von Essigsäure wird aus der Gallenflüssigkeit das Eiweiß ausgefällt. Die rauchende Salpetersäure oxydiert die Gallenfarbstoffe zu folgenden jeweils charakteristisch gefärbten Stufen: Grün — Biliverdin, blau — Bilizyanin, violett — Bilifuskin, rot — Bilirubin, braun — Cholesterin.

Wirkung von Lablösung auf Milch (SG)

2 Reagenzgläser	Lablösung, 1%ig
Reagenzglasgestell	Magermilch, 30 ml
Becherglas, 600 ml	
Brenner	
Dreifuß	
Flammensieb	

Zeit: 10 min

Durchführung: 2 Reagenzgläser zur Hälfte mit Magermilch füllen. Eines davon im Wasserbad auf 37 °C erwärmen. In beide Reagenzgläser 2 ml Lablösung bringen.

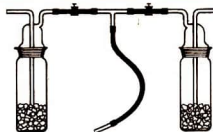
Beobachtung: Nach Zusatz von Lablösung gerinnt zunächst in dem erwärmten Reagenzglas, danach auch in dem anderen die Milch. Sie trennt sich in einen wäßrigen, leicht gelben, und einen breiigen, weißen Anteil.

Auswertung: Durch das im Labmagen vorhandene Labenzym gerinnt die Milch. Beim Gerinnungsvorgang wandelt sich das Kasein bei Anwesenheit von Kalzium in unlöslichen Parakaseinkalk um und trennt sich von der wäßrigen Molke. Dieser Vorgang geht durch Erwärmen auf Körpertemperatur schneller vonstatten.

Ergänzung: Zur Durchführung des Experiments mit natürlichem Lab schneidet man ein Stück Labmagen vom Kalb in kleine Stücke und bringt diese direkt in die Milch.

Stoffausscheidung**89 Nachweis der Wasserabgabe bei der Atmung (D)**

2 Waschflaschen	Kalziumchlorid, wasserfrei
Waage mit Wägesatz	(CaCl_2 in Stücken), 100 g
Schere	
Gummischlauchstück, 40 cm	
2 Gummischlauchstücke, 10 cm	
Glasröhrchen, 5 cm	
T-Stück	
2 Schlauchklemmen	



Zeit: 10 min

Durchführung: 2 Waschflaschen mit der gleichen Menge trockenem Kalziumchlorid füllen. Luftdicht verschließen und genau wägen. Die Flaschen entsprechend der Abbildung mit Gummischlauchstücken, an denen Schlauchklemmen befestigt sind, und einem T-Stück verbinden. Den freien Schlauch — mit dem Glasröhrchen als Mundstück versehen — in den Mund nehmen. Durch den Schlauch atmen.

Beim Einatmen die rechte Klemme öffnen! Die Luft muß so vor Eintritt in die Lunge durch die Waschflasche mit Kalziumchlorid streichen und wird dabei getrocknet. Beim Ausatmen die linke Klemme öffnen. Die ausgeatmete Luft streicht vor ihrem Austreten durch das Kalziumchlorid der anderen Flasche und wird ebenfalls getrocknet. Nach 3 Minuten die Waschflaschen erneut wägen. Den Masseunterschied feststellen.

Beobachtung: Es darf nicht in feuchten Räumen gearbeitet werden. Während die Waschflasche, durch die eingeatmet wird, keine Massezunahme zeigt, ist die Flasche, durch die die ausgeatmete Luft hindurchströmt, etwas schwerer geworden.

Auswertung: Die Atemluft wird auf ihrem Weg in die Lunge durch die Schleimhäute, die die Atmungsorgane auskleiden, stark angefeuchtet. Beim Ausatmen wird eine bedeutende Flüssigkeitsmenge in Form von Wasserdampf abgegeben.

Da Kalziumchlorid sehr hygroskopisch ist, reißt es den in der Atemluft enthaltenen Wasserdampf an sich, so daß in dem Experiment die Menge des beim Ausatmen abgegebenen Wasserdampfes bestimmt werden kann. Genaue Untersuchungen ergaben, daß der Mensch am Tage im Durchschnitt 300 g bis 350 g Wasser durch die Lunge abgibt.

Ergänzung: Bei tiefen Temperaturen entstehen durch Kondensation des in der Atemluft enthaltenen Wasserdampfes Nebelwölkchen. Bei Behauchen einer kalten Glasscheibe schlagen sich Wassertröpfchen nieder.

90 Nachweis der Wasserabgabe durch die Haut (S)

Becherglas, 800 ml
Handtuch



Zeit: 3 min

Durchführung: Eine Hand in das Becherglas halten und die verbleibende Öffnung mit einem Handtuch umwickeln. Weder die Innenseite noch die Außenseite des Becherglases berühren.

Beobachtung: Es schlagen sich nach einigen Minuten kleine Wassertröpfchen an der Innenwand des Becherglases nieder.

Auswertung: Durch die Haut wird Wasser an die umgebende Luft abgegeben. Im gemäßigten Klima beträgt die Menge des durch die Haut verdunsteten Wassers in 24 Stunden etwa 400 ml bis 600 ml.

91 Nachweis der Wasserabgabe durch Laubblätter (D)

2 Glasplatten
Kobaltpapier

frische Laubblätter ver-
schiedener Pflanzenarten

Zeit: 10 min

Durchführung: Einen Tropfen Wasser auf Kobaltpapier tropfen. Den Farbumschlag beobachten. Frische Laubblätter verschiedener Pflanzenarten zwischen zwei Bogen Kobaltpapier auf eine Glasplatte legen, mit der zweiten Glasplatte abdecken. Die Verfärbung des Kobaltpapiers beobachten.

Beobachtung: Das Kobaltpapier färbt sich an der mit Wasser benetzten Stelle rosa. Nach wenigen Minuten färbt sich auch das auf den Laubblättern liegende Kobaltpapier rosa. Die Umrisse der Laubblätter sind genau zu erkennen. Das der Unterseite der Laubblätter anliegende Papier ist wesentlich stärker verfärbt als das Papier an der Oberseite der Laubblätter.

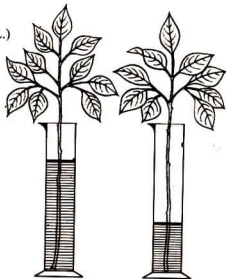
Auswertung: Kobaltsalze sind ein empfindliches Reagens auf Wasser. Während sie in trockenem Zustand blau aussehen, schlägt ihr Farbton nach Aufnahme von Kristallwasser in rosa um. Frische Laubblätter geben durch ihre Spaltöffnungen Wasserdampf ab, der das Kobaltpapier entsprechend verfärbt. Da sich die Spaltöffnungen der Landpflanzen hauptsächlich an der Unterseite der Laubblätter befinden, verfärbt sich das der Unterseite anliegende Kobaltpapier stärker.

Ergänzung: Streifen von dünnem Wilaphanpapier (Cellophan) auf die Unter- und Oberseite von Laubblättern aufgelegt, zeigen durch Aufwölbung, an welcher Seite die stärkere Verdunstung von Wasser stattfindet.

92 Nachweis der Wasserabgabe durch Spaltöffnungen (D)

2 Meßzylinder, 250 ml
Messer
Vaseline
Paraffinöl, 10 ml

Wasser
2 beblätterte Zweige
(z. B. Flieder *Syringa vulgaris* L.)



Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 3 min (nach 12 bis 15 Tagen)

Durchführung: Zwei gleich große Zweige mit derselben Anzahl von Laubblättern unter Wasser abschneiden und in die Standzylinder stellen. Die Blattunterseiten eines der Zweige mit Vaseline bestreichen, um die Spaltöffnungen zu verschließen. Beide Zylinder bis zum Vollstrich mit Wasser füllen. Um die Verdunstung an der Wasseroberfläche zu verhindern, in beide Gläser eine dünne Schicht Paraffinöl gießen.

Beobachtung: Der Wasserspiegel des Zylinders, in dem der unbehandelte Zweig steht, sinkt ständig, während der des zweiten Zylinders fast unverändert bleibt.

Auswertung: Durch die ständige Abgabe von dampfförmigem Wasser an die umgebende Luft, die Transpiration, wird der Saftstrom in der Pflanze gefördert. Die Transpiration erfolgt durch die Spaltöffnungen, die sich bei Landpflanzen hauptsächlich an der Unterseite der Laubblätter befinden.

Ergänzung: Bringt man frische Laubblätter unter eine Glasglocke, so beschlagen schon nach kurzer Zeit die Glaswände durch das Wasser, das durch die Transpiration abgegeben wird. Mikroskopische Betrachtung der Epidermis von Blattoberseite und -unterseite.

93 Abhängigkeit der Transpiration von äußeren Faktoren (D)

3 Meßzylinder, 250 ml	Zweige eines Laubbaumes (gut beblättert) oder
Glasglocke	Fleißiges Lieschen
Messer	(<i>Impatiens spec.</i> , gut beblättert)
Dunkelkasten (groß)	
oder Pappkarton	
Vaseline	
Paraffinöl	
Wasser	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (nach 3 bis 4 Tagen)

Durchführung: Drei möglichst gleich große gut beblätterte Zweige eines Laubbaumes oder drei Sproßstücke von *Impatiens* unter Wasser abschneiden und in die Standzylinder stellen. Alle Zylinder mit Wasser bis zur 250-ml-Marke auffüllen. Eine dünne Paraffinölschicht auf die Wasseroberfläche gießen. Den ersten Zylinder in der Sonne oder an einem warmen Ofen aufstellen, den zweiten Zylinder ebenso, aber verdunkelt aufstellen, den dritten Zylinder mit einer Glasglocke überstülpen. In allen drei Zylindern die durch Verdunstung abgegebene Wassermenge täglich einmal feststellen.

Beobachtung: Der Wasserspiegel sinkt in den Standzylindern unterschiedlich schnell. In dem Zylinder, der frei im Sonnenlicht steht, ist die Wasserabgabe am stärksten. Sowohl in dem abgedunkelten Zylinder als auch in dem mit der Glasglocke überdeckten ist der Wasserspiegel nur wenig gesunken.

Auswertung: Die Zweige nehmen aus den Standzylindern Wasser auf und verdunsten es durch die Laubblätter. Dieser Vorgang wird als Transpiration bezeichnet. Die Transpiration ist am stärksten in der Sonne bzw. in der Wärme bei bewegter Luft. Bei Dunkelheit und in einem kleinen abgeschlossenen Raum, der sehr schnell mit Wasserdampf gesättigt ist und keine Luftbewegung zeigt, ist die Verdunstung stark herabgesetzt. Die Transpiration unterstützt den Wasserstrom in der Pflanze und damit die Aufnahme von gelösten Nährsalzen.

Ergänzung: An einem gut belaubten Zweig, der auf einer Waage austariert wurde, wird schon nach kurzer Zeit der durch die Wasserabgabe verursachte Masseverlust deutlich.

94 Wasserabgabe durch Guttation (D)

Blumentopf
 Becherglas, 600 ml
 Erde
 50 Getreidekörner

Zeit: 3 min (etwa 12 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: Zehn bis zwölf Tage alte Getreidekeimlinge in einem Blumentopf gut feucht und warm halten. Einen Tag vor der Beobachtung die Keimlinge mit einem Becherglas überdecken.

Beobachtung: An der Spitze der Keimlinge sind kleine schillernde Wassertröpfchen zu sehen, die bei leichter Bewegung an den Keimlingen herabfließen. Nach kurzer Zeit bilden sich neue Tröpfchen.

Auswertung: Die Getreidekeimlinge scheiden an ihren Spitzen Wassertröpfchen aus. In wasserdampfgesättigter Luft können die Pflanzen nicht transpirieren. Sie scheiden dann das Wasser in flüssigem Zustand durch Wasserspalten, die Hyathoden genannt werden, aus. Diese Erscheinung wird als „Guttation“ bezeichnet.

Ergänzung: Die Guttation ist auch an den Freilandpflanzen bei feuchter Witterung und morgens in den Blätterknoten, beispielsweise von Erdbeerpflanzen (*Fragaria vesca* L.), der Kapuzinerkresse (*Tropaeolum majus* L.), dem Frauenmantel (*Alchemilla spec.*) und anderen zu beobachten.

95 Nachweis des Verdunstungsschutzes (SG)

Waage mit Wägesatz
 Messer
 Petrischale, 15 cm Ø
 2 Kartoffeln verschiedener Größe

Zeit: 3 Tage

Durchführung: Die größere Kartoffel schälen und auf einer Waage durch Abschneiden von Kartoffelstückchen mit der ungeschälten Kartoffel auf gleiche Masse bringen. Beide Kartoffeln in einer Petrischale an einer warmen Stelle an der Luft liegenlassen. Mehrere Tage hintereinander den Masseverlust für beide Kartoffeln getrennt feststellen.

Beobachtung: Die Masse der geschälten Kartoffel nimmt stark ab, während sich die Masse der ungeschälten Kartoffel nicht wesentlich verändert.

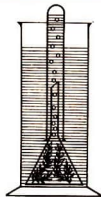
Auswertung: Die Kartoffel ist durch die Korksicht der Schale weitgehend gegen Wasserabgabe geschützt. Nach Entfernen der Korksicht durch Schälen der Kartoffel verdunstet viel Wasser.

Ergänzung: Nach der Experimentieranordnung 93 die Wasserabgabe von Zweigen verschiedener Laub- und Nadelbäume prüfen und vergleichen. Die Masse verschiedener Pflanzenarten von feuchten Standorten (Hygrophyten) und von trockenen Standorten (Xerophyten) feststellen. Die Pflanzen an der Luft liegenlassen und nach einigen Stunden und einigen Tagen erneut überprüfen. Pflanzen von trockenen Standorten haben verschiedene Schutzeinrichtungen gegen Wasserabgabe, beispielsweise dichte Behaarung, Verschluss der Spaltöffnungen, Wachsüberzug der Oberhaut, rückgebildete Laubblätter.

Photosynthese

96 Nachweis der Sauerstoffabgabe bei der Photosynthese (D)

Standzylinder	Wasser
Reagenzglas	Mineralwasser (kohlenäurehaltiges Wasser)
Glasrichter (groß)	Wasserpest (<i>Elodea spec.</i>)
Glasstab, etwa 30 cm	oder
Bindfaden	Tannenwedel (<i>Hippuris vulgaris L.</i>)
Holzspan	oder
Streichhölzer	Tausendblatt-Arten (<i>Myriophyllum spec.</i>)



Zeit: Ansatz: 8 min Beobachtung: 3 min (nach 3 h bis 7 Tagen)

Durchführung: Den Standzylinder mit Wasser füllen. Zur Anreicherung mit Kohlendioxid etwa 100 ml Mineralwasser zusetzen. Einige Sprosse der Wasserpest lose an den Glasstab binden und mit den Spitzen nach unten in das Becherglas stecken. Über die Sprosse entsprechend der Abbildung einen Trichter stülpen. Ein Reagenzglas bis zum Rand mit Wasser füllen, mit dem Daumen verschließen, umdrehen und so auf das Ablaufrohr des Trichters stecken, daß das gesamte Wasser im Reagenzglas bleibt und keine Luft eindringen kann. Den Standzylinder mit der Wasserpest direkter Sonnenbestrahlung aussetzen oder mit einer starken künstlichen Lichtquelle beleuchten. Das sich im Reagenzglas sammelnde Gas mit einem glimmenden Holzspan als Sauerstoff nachweisen.

Beobachtung: An den Bruchstellen der Sprosse und an anderen verletzten Stellen bilden sich nach kurzer Zeit kleine Gasbläschen, die sich bei guter Belichtung in rascher Folge lösen, durch den Trichter nach oben steigen und sich im Reagenzglas sammeln. Ein in das mit Gas gefüllte Reagenzglas gehaltener glimmender Holzspan flammt auf.

Auswertung: Grüne Pflanzen bauen mit Hilfe von Assimilationsfarbstoffen und Lichtenergie aus Wasser und Kohlendioxid Assimilationsstärke auf. Die Kohlendioxid-Assimilation ist die wichtigste Voraussetzung für das Leben aller höheren Organismen. Bei diesem komplizierten biochemischen Vorgang wird Sauerstoff frei, der von den Pflanzen abgegeben wird.

Ergänzung: Ein Büschel von Grünalgen steigt in einem Standzylinder bei Beleuchtung durch die sich bildenden Sauerstoffbläschen, die im Geflecht hängenbleiben, nach oben. Wird das Gefäß mit schwarzem Papier verdunkelt, so sinken die Algen nach dem Ablauf der Photosynthese wieder nach unten.

97 Funktion des Chlorophylls bei der Photosynthese (D)



Becherglas, 400 ml	Äthanol (Alkohol, Brennspritus)
Erlenmeyerkolben, 400 ml	C ₂ H ₅ OH, 96%ig, 100 ml
Brenner	Jod-Kaliumjodid-Lösung, 500 ml
Dreifuß	Wasser
Flammensieb	frische weiß- oder gelb- panaschierte Laubblätter
Schere	(z. B. Ahorn <i>Acer negundo</i> L., Holunder <i>Sambucus nigra</i> L. oder von Pelargonien
Wasserbad	<i>Pelargonium spec.</i>)

Zeit: 15 min

Durchführung: Weiß- oder gelbpanaschierte Laubblätter nach mehrstündiger Sonneneinstrahlung von den Pflanzen abtrennen und in das Becherglas legen. Mit heißem Wasser etwa 5 Minuten brühen. Das Wasser abgießen und durch im Wasserbad erwärmten 96%igen Alkohol ersetzen (größte Vorsicht beim Erhitzen des Alkohols!). Nach Auszug des Blattgrüns die Laubblätter gründlich mit Wasser auswaschen und mit Jod-Kaliumjodid-Lösung übergießen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Alkohol wird der grüne Blattfarbstoff den Laubblättern entzogen. Der Alkohol nimmt einen grünen Farbton an. Die eindringende Jod-Kaliumjodid-Lösung färbt diejenigen Teile der Laubblätter blau, die vorher Blattgrün enthielten. Die anderen Teile der Laubblätter bleiben unverändert.

Auswertung: Bei der Photosynthese wird in den Laubblättern Assimilationsstärke gebildet, die nach Entzug des Chlorophylls mit Jod-Kaliumjodid-Lösung durch Blaufärbung (↗ Experiment 26) nachgewiesen werden kann. Wie das Experiment zeigt, ist die Stärkebildung in den Laubblättern und damit die Photosynthese an das Vorhandensein von Chlorophyll gebunden.

98 Bedeutung des Lichtes für die Photosynthese (D)



2 Bechergläser, 600 ml	Jod-Kaliumjodid-Lösung, 50 ml
Brenner	frische grüne Laubblätter
Dreifuß	(z. B. Flieder <i>Syringa vulgaris</i> L. oder Bohnen <i>Phaseolus</i> <i>vulgaris</i> L.)
Flammensieb	
Wasserbad	
Schere	
Äthanol (Alkohol, Brennspritus)	
C ₂ H ₅ OH, 96%ig, 100 ml	

Zeit: Ansatz: 15 min Beobachtung: 5 min

Durchführung: Frische grüne Laubblätter morgens vor Sonnenaufgang von der Pflanze abschneiden und in einem Karton in völliger Dunkelheit bis zur Ausführung des Experiments aufbewahren. Weitere Laubblätter nach mehrstündiger Sonnenbestrahlung abschneiden. Die im Dunkeln aufbewahren und die belichteten Laubblätter getrennt in je einem Becherglas nach Experiment 97 brühen, mit Alkohol das Blattgrün ausziehen und mit Jod-Kaliumjodid-Lösung übergießen.

Beobachtung: Die eindringende Jod-Kaliumjodid-Lösung färbt die belichteten Laubblätter blau, während die morgens gepflückten und im Dunkeln gehaltenen Laubblätter nicht angefärbt werden.

Auswertung: Bei der Photosynthese wird unter Einwirkung von Sonnenenergie in den Laubblättern Stärke gebildet, die mit Jod-Kaliumjodid-Lösung nach Entzug des Chlorophylls nachgewiesen werden kann. Da diese Stärke aus den Laubblättern vor allem nachts in Form von Einfachzuckern zu anderen Pflanzenteilen, besonders zu den Speicherorganen, transportiert wird, ist in den unbelichteten Blättern keine Stärke nachweisbar.

Ergänzung: Eine weitere Möglichkeit nachzuweisen, daß die Photosynthese nur im Licht erfolgt, besteht darin, daß an einer Pflanze neben unbehandelten Laubblättern ein Laubblatt gegen Lichteinwirkung durch Umhüllen mit Stanniolpapier geschützt wird. Dieses Laubblatt zeigt nach der Behandlung mit Jod-Kaliumjodid-Lösung im Gegensatz zu belichteten keine Blaufärbung.

Durch Ausschneiden von Buchstaben oder Figuren aus dem Stanniolpapier vor der Umhüllung des Laubblattes kann das Experiment noch eindrucksvoller gestaltet werden, da die ausgeschnittenen Formen nach Belichtung und Behandlung mit Jod-Kaliumjodid-Lösung blau erscheinen, während die abgeschirmten Stellen farblos bleiben.

99 Bedeutung des Kohlendioxids für die Photosynthese (D)



Kulturgefäß mit Deckel

Becherglas, 600 ml

Brenner



Dreifuß

Flammensieb

Dunkelkasten

Schere

Watte

Vaseline

Kaliumhydroxidlösung KOH, 5%ig, 50 ml

Jod-Kaliumjodid-Lösung 50 ml,

Äthanol (Alkohol, Brennspritus)

C₂H₅OH, 96%ig, 50 ml

Kapuzinerkresse (*Tropaeolum*

majus L.)

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 15 min (nach 2 bis 6 h)

Durchführung: Eine Topfpflanze der Kapuzinerkresse zur Entzückung der Laubblätter zwei Tage vor Experimentbeginn in den Dunkelkasten stellen. Bei Experimentbeginn in das Kulturgefäß 50 ml verdünnte Kaliumhydroxidlösung bringen, den Rand des Glases dick mit Vaseline bestreichen. Vorsichtig ein lang gestieltes Laubblatt der Kapuzinerkresse, ohne es von der Pflanze zu lösen, durch die Öffnung des Kulturgefäßdeckels in das Kulturgefäß einführen. Das Laubblatt darf nicht in die Kaliumhydroxidlösung eintauchen. Den Deckel auflegen und die Öffnung des Deckels mit Watte verschließen. Das Gefäß mehrere Stunden dem Sonnenlicht oder einer starken künstlichen Lichtquelle aussetzen.

Nach Experiment 97 den behandelten und einigen unbehandelten Laubblättern das Chlorophyll entziehen und mit Jod-Kaliumjodid-Lösung auf Assimilationsstärke prüfen.

Beobachtung: Während sich unbehandelte Laubblätter mit Jod-Kaliumjodid-Lösung intensiv blau färben, bleibt das im Kulturgefäß gehaltene Laubblatt farblos.

Auswertung: Außer Chlorophyll und Licht wird zur Assimilation und zur Bildung von Assimilationsstärke Kohlendioxid benötigt. In dem Kulturgefäß wurde von der Kaliumhydroxidlösung das in der Luft enthaltene Kohlendioxid absorbiert, so daß sich das betreffende Laubblatt in kohlendioxidfreier Luft befand. So konnte trotz des Vorhandenseins von Chlorophyll und der Einwirkung von Sonnenlicht keine Assimilationsstärke gebildet werden.

100 Herstellung einer Rohchlorophylllösung (SG)

Mörser mit Pistill
Erlenmeyerkolben
Trichter
Schere
Filterpapier
Sand

Äthanol (Alkohol, Brennspiritus)
 C_2H_5OH , 96 %ig, 50 ml
grüne Laubblätter (frisch)

Zeit: 5 min

Durchführung: Grüne Laubblätter mit der Schere in kleine Stücke schneiden und mit dem Pistill im Mörser mit etwas Sand zerreiben. Mit 50 ml Äthanol die zerriebenen Blätter übergießen und nochmals eine Minute kräftig reiben. Die Lösung in den Erlenmeyerkolben abfiltrieren.

Beobachtung: Das Äthanol nimmt eine tiefgrüne Farbe an.

Auswertung: Mit Äthanol kann der grüne Pflanzenfarbstoff, das Chlorophyll, aus den Laubblättern herausgelöst werden. Chlorophyll ist für den Assimilationsvorgang der Pflanzen unbedingt notwendig (↗ Experiment 97). Es ist in meist kugel- oder linsenförmig gestalteten Körperchen, den Chloroplasten, enthalten. Die Chloroplasten, auch Chlorophyllkörner genannt, sind Bestandteile der assimilierenden Pflanzenzellen.

Ergänzung: Durch das Einlegen von Laubblättern in heißes Äthanol oder Azeton kann Chlorophyll ebenfalls gelöst werden.

Die Chlorophylllösung im Durchlicht und im Auflicht betrachten. Im Durchlicht erscheint die Lösung tiefgrün, im Auflicht dunkelrot.

Zerstören des Blattfarbstoffes durch Stehenlassen der Chlorophylllösung im Licht oder durch Hinzufügen von Säuren. Diesen Vorgang mit der Blattfärbung im Herbst vergleichen.

101 Trennen der Rohchlorophylllösung (SG)

Reagenzglas
Reagenzglasgestell
Pipette
Benzin
Wasser

Chlorophylllösung (alkoholisch)
(↗ Experiment 100)

Zeit: 2 min

Durchführung: In einem Reagenzglas 6 ml Chlorophylllösung mit 2 ml Benzin und einigen Tropfen Wasser versetzen. Mit dem Daumen das Reagenzglas verschließen und kräftig durchschütteln.

Beobachtung: Nach dem Schütteln und kurzzeitigem Stehenlassen trennen sich die beiden Flüssigkeiten. Die obere Schicht ist tiefgrün gefärbt, die untere hat einen gelben Farbton angenommen.

Auswertung: Durch Ausschütteln mit Benzin kann eine alkoholische Chlorophylllösung in zwei Farbstoffe zerlegt werden. In das Benzin gehen vor allem die grünen Bestandteile über, in der alkoholischen Lösung verbleiben die gelben Bestandteile (Xanthophylle).

102 Papierchromatographische Trennung der Blattfarbstoffe (D)

Meßzylinder, 250 ml, mit passendem Stopfen	Sand
Erlenmeyerkolben, 250 ml	Äthanol (Alkohol, Brennspiritus)
Trichter	C ₂ H ₅ OH, 96 %ig, 50 ml
Mörser mit Pistill	Benzin, 5 ml
Schere	grüne Laubblätter (frisch)
Filterpapier (rund)	
Filterpapierstreifen, 3 cm × 30 cm	

Zeit: Ansatz: 20 min Beobachtung: nach 60 min bis 7 Tagen

Durchführung: Nach Experiment 100 eine möglichst konz. Chlorophyllösung herstellen. Den Filterpapierstreifen mit einer schmalen Kante in den Auszug tauchen und die Lösung etwa 1 cm bis 2 cm hochsaugen. Durch Schwenken an der Luft trocknen und den gleichen Vorgang mehrmals wiederholen. In den Meßzylinder 5 ml Benzin gießen. Das Filterpapier mit dem Farbstreifen nach unten in den Zylinder einführen und so mit dem Stopfen am Rand festklemmen, daß er einige Minuten in das Benzin eintaucht, senkrecht hängt und nicht am Rande anliegt.

Beobachtung: Nach mehrmaligem Aufsaugen der Chlorophyllösung ist der untere Rand des Filterpapierstreifens kräftig grün gefärbt. Nach dem Eintauchen in das Benzin steigen die Farbstoffe aus dem Filterpapier nach oben, wobei sich sehr schnell einzelne farblich gut zu unterscheidende Zonen bilden. Nach etwa einer Stunde sind deutlich vier unterschiedlich gefärbte Bänder zu erkennen. Der obere Streifen ist orange-farben, darunter befindet sich ein gelblicher Streifen, der dritte Streifen ist blaugrün, der unterste gelbgrün gefärbt.

Auswertung: Infolge der unterschiedlichen Molekülgröße steigen die einzelnen Blattfarbstoffe mit verschiedener Geschwindigkeit in den Poren des Filterpapiers auf. Dabei kommen die kleinen Moleküle am schnellsten voran, während die anderen, entsprechend ihren Größenunterschieden, zurückbleiben. Auf diese Weise können die einzelnen Stoffe gut voneinander getrennt werden.

Durch das Verschließen des Zylinders wird eine Sättigung der Luft mit dem Dampf des Lösungsmittels erreicht, was für eine gute Ausbildung des Chromatogramms von Bedeutung ist.

Die Papierchromatographie ist eine in der modernen Naturwissenschaft häufig angewandte Methode zur Trennung kleiner Mengen von Stoffgemischen.

Ergänzung: Durch Chromatographieren können viele Substanzgemische, beispielsweise Blütenfarbstoffe, Kohlenhydrate, Vitamine usw., getrennt werden. Häufig ist zur Sichtbarmachung des Chromatogramms die Anwendung einer Entwicklerlösung notwendig.

103 Chlorophyllnachweis in roten Laubblättern (SG)

Reagenzglas mit Stopfen	Benzin, 5 ml
Becherglas, 250 ml	Wasser
Brenner	Laubblätter von Blutbuche
Dreifuß	(<i>Fagus sylvatica</i> L.),
Schere	Blut-Hasel (<i>Corylus avellana</i> L.),
Äthanol (Alkohol, Brennspiritus) C ₂ H ₅ OH, 96 %ig, 50 ml	Rote Rübe (<i>Beta vulgaris</i> L.)

Zeit: 12 min

Durchführung: Einige Laubblätter der genannten Pflanzenarten mit der Schere in kleine Stücke schneiden und in einem Becherglas mit etwa 100 ml Wasser brühen. Nach 5 Minuten das Wasser abschütten, die Laubblätter mit 50 ml Äthanol übergießen und zwei Minuten lang umschütteln. 5 ml der roten Lösung in ein Reagenzglas abfüllen und 5 ml Benzin dazugeben. Das Reagenzglas mit passendem Stopfen verschließen und kräftig durchschütteln.

Beobachtung: Nach dem Schütteln und kurzzeitigen Stehenlassen sind zwei Schichten zu erkennen. Die obere ist leuchtend grün, die untere nimmt einen braunen Farbton an.

Auswertung: Auch in rot gefärbten Laubblättern ist Chlorophyll enthalten, das nach Lösen in Äthanol mit Benzin ausgeschüttelt werden kann. Der grüne Chlorophyllfarbstoff ist in den Laubblättern der genannten Pflanzenarten durch rote Anthozyanfarbstoffe überdeckt.

Ergänzung: Anfertigen eines Papierchromatogramms mit der braunen Lösung nach Experiment 102.

Atmung

104 Nachweis des Sauerstoffverbrauchs bei der Pflanzenatmung (D)

2 Standzylinder, 250 ml	Blüten oder Blütenstände
2 Glasdeckscheiben	(z. B. Gänseblümchen, wenig
Holzspan	grüne Pflanzenteile, <i>Bellis</i>
Vaseline	<i>perennis</i> L.)

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: nach 8 min bis 6 h

Durchführung: Eine Handvoll Blüten in einen Standzylinder bringen. Mit einem mit Vaseline bestrichenen Glasdeckel luftdicht verschließen. Den zweiten Zylinder ohne Pflanzenteile zur Kontrolle in gleicher Weise verschließen. Nach etwa zwölf Stunden einen glimmenden Holzspan zuerst in das Kontrollglas, danach in das Versuchsglas halten.

Beobachtung: Während der glimmende Holzspan im Kontrollglas aufflammt, erlischt er in dem mit Blüten beschickten Zylinder sofort.

Auswertung: Lebende Pflanzenteile nehmen zur Atmung aus der sie umgebenden Luft Sauerstoff auf und geben Kohlendioxid ab. Die Blüten haben beim Atemvorgang den Sauerstoffanteil der Luft in ihrem Zylinder verbraucht, so daß der hineingesteckte glimmende Holzspan infolge Sauerstoffmangels erlöschen mußte. Der brennende Holzspan im Kontrollglas beweist, daß dort der Sauerstoffanteil der Luft noch vorhanden ist.

Ergänzung: Das gleiche Experiment kann mit grünen Pflanzenteilen durchgeführt werden. In diesem Falle muß jedoch der Zylinder zur Ausschaltung der Assimilation unbedingt abgedunkelt werden. Durch Hineinstellen einer Schale mit Bariumhydroxidlösung oder Kalziumhydroxidlösung in einen Zylinder, der Blüten enthält, kann die Abgabe von Kohlendioxid durch die Trübung der Hydroxidlösungen nachgewiesen werden.

105 Nachweis des Sauerstoffverbrauchs bei der Atmung grüner Pflanzenteile (D)

Erlenmeyerkolben, 600 ml schwarzes Papier oder Karton	Mineralwasser (kohlenensäure- haltiges Wasser) Wasser
Indigokarminlösung, 0,1%ig	Sprosse von Wasserpest (<i>Eloдея canadensis</i> MICHX.)
Natriumdithionit ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$), 1%ig	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 16 bis 24 h)

Durchführung: Den Erlenmeyerkolben mit 400 ml Wasser und 50 ml Mineralwasser füllen. Dazu 1 ml Indigokarminlösung bringen. Unter Umschütteln langsam aus der Pipette Natriumdithionitlösung in den Erlenmeyerkolben tropfen, bis die blaue Farbe verschwindet. (Falls zuviel dieser Lösung hinzugegeben wurde, noch etwas Leitungswasser zusetzen und mit wenigen Tropfen der Indigokarminlösung nochmals den Farbumschlag herbeiführen.) In den Erlenmeyerkolben einige Sproßstücke der Wasserpest bringen und den Kolben direktem Sonnenlicht aussetzen. Nach Blaufärbung des Wassers den Kolben durch Einschlagen mit schwarzem Papier oder Überdecken mit einem Karton abdunkeln. Nach einer Stunde den Karton wieder abnehmen.

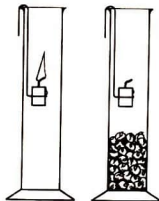
Beobachtung: Nach wenigen Minuten bilden sich in der Umgebung der Sproßstücke blaue Schlieren, die nach einiger Zeit das Wasser im Kolben blau färben. Nach dem Verdunkeln ist das Wasser wieder entfärbt. Bei erneuter Belichtung färbt sich die Lösung wieder blau.

Auswertung: Indigokarminlösung ist ein sehr empfindliches Reagens auf Sauerstoff. Bei Anwesenheit von Sauerstoff färbt sich Indigokarmin blau, bei Reduzierung wird es entfärbt. Durch die Zugabe von Natriumdithionitlösung wird das Indigokarmin reduziert.

Die grünen Sprosse der Wasserpest assimilieren im Licht. Der dabei entstehende Sauerstoff färbt die Indigokarminlösung blau. Wird die Assimilation durch Lichtentzug unterbrochen, so entfärbt sich die Lösung wieder, da der in der Lösung vorhandene Sauerstoff durch die sich auch bei Dunkelheit fortsetzende Atmung der Sprosse verbraucht wird. Der Vorgang läßt sich beliebig oft wiederholen.

106 Nachweis von Sauerstoffverbrauch und Kohlendioxidabgabe bei der Pflanzenatmung (D)

2 Standzylinder	Bariumhydroxidlösung $\text{Ba}(\text{OH})_2$
2 Deckscheiben	Wasser
Glasstab	keimende Erbsen
Kerze	(<i>Pisum sativum</i> L.), etwa 200 g
Draht	



Zeit: 2 min (etwa 24 h vorher vorbereiten)

Durchführung: Einen Standzylinder zu einem Viertel mit keimenden Erbsen füllen. 50 ml Wasser hinzugeben. Beide Zylinder mit einer Glasplatte abdecken und bei Zimmer-

temperatur verdunkelt aufstellen. Am nächsten Tag einen Glasstab in Bariumhydroxidlösung tauchen und in den leeren, danach in den mit Erbsen gefüllten Zylinder halten. Beide Zylinder entsprechend der Abbildung mit Hilfe einer brennenden Kerze auf Sauerstoff prüfen.

Beobachtung: Die Probe mit Bariumhydroxidlösung zeigt im Kontrollzylinder keine Veränderung, im Experimentierzylinder dagegen einen deutlichen weißen Niederschlag. Die brennende Kerze brennt im Kontrollzylinder auch nach dem Abdecken noch einige Sekunden weiter, im Zylinder, der mit Erbsen gefüllt ist, erlischt sie sofort.

Auswertung: Die brennende Kerze erlischt infolge des Sauerstoffmangels. Die keimenden Erbsen haben den Sauerstoff durch die Atmung verbraucht und Kohlendioxid abgegeben. Bariumhydroxidlösung zeigt durch einen weißen Niederschlag von Bariumkarbonat das beim Atmungsvorgang abgegebene Kohlendioxid an.

107 Nachweis der Atmungswärme (D)

Becherglas, 400 ml	Wasser
Thermosflasche, 250 ml	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.,
2 Thermometer, 100 °C	trockene Samen), etwa 100 g
(möglichst weite Skala)	
Watte	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 5 min (nach 2 Tagen)

Durchführung: Die Thermosflasche zu 2/3 ihres Fassungsvermögens mit zwei Tage vorher zum Quellen angesetzten Erbsen und 100 ml Wasser füllen. Ein Thermometer in die Flasche stellen und die Öffnung der Thermosflasche mit Watte abdichten. Die Außentemperatur mit der Temperatur in der Thermosflasche nach 5, 10, 20, 30 Minuten und danach stündlich vergleichen.

Beobachtung: Die Temperatur in der Thermosflasche steigt an.

Auswertung: Da die durch den Atmungsvorgang quellender Erbsen erzeugte Wärme aus der Thermosflasche nicht abgeleitet werden kann, ist sie mit dem Thermometer gut meßbar. Die durch die Atmung erzeugte Energie wird bei der Stoffumwandlung in der Pflanze benötigt.

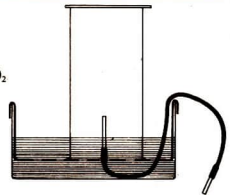
Ergänzung: Geringe Temperaturunterschiede zur umgebenden Luft lassen sich auch im Freiland beim Einführen eines Thermometers in größere Blüten, beispielsweise von Aronstabgewächsen, Rosen, Gladiolen u. a., feststellen.

108 Sauerstoffaufnahme bei der Lungenatmung (D)



2 Standzylinder mit angeschliffenem Rand und passenden Deck-scheiben, 25 cm hoch, 8 cm Ø, pneumatische Wanne mit Brücke

2 Glasröhrchen, 5 cm
Gummischlauch, 75 cm lang
Uhr
Kerze
Bariumhydroxidlösung Ba(OH)₂



Zeit: 12 min

Durchführung: Einen der beiden Zylinder randvoll mit Wasser füllen. Mit der Glasscheibe bedecken und mit der Öffnung nach unten auf die Brücke der mit Wasser gefüllten pneumatischen Wanne stellen. Glasscheibe entfernen. Durch den mit einem Glasröhrchen als Mundstück versehenen Gummischlauch Atemluft, die längere Zeit in der Lunge behalten wurde, entsprechend der Abbildung in den Standzylinder blasen. Den mit Luft gefüllten Zylinder mit der Glasscheibe wieder verschließen und aus dem Wasser nehmen. Die Kerze anzünden und über diese zuerst den mit atmosphärischer Luft gefüllten Zylinder stülpen. Die Brenndauer der Kerzenflamme feststellen. Nach dem Erlöschen die Kerze wieder anzünden und den mit Atemluft gefüllten Zylinder darüberstülpen. Erneut Brenndauer feststellen. Anschließend einen der Zylinder nochmals in der oben beschriebenen Weise in der pneumatischen Wanne mit Atemluft füllen, abdecken und anschließend mit Bariumhydroxidlösung ausspülen.

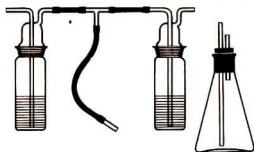
Beobachtung: Der Zylinder füllt sich beim Ausatmen mit Atemluft, dabei wird das Wasser verdrängt. Während die Kerze in dem mit atmosphärischer Luft gefüllten Zylinder etwa 10 Sekunden brennt, erlischt sie in dem mit Atemluft gefüllten Zylinder schneller. Die zum Ausspülen des nochmals mit Atemluft gefüllten Zylinders verwendete Bariumhydroxidlösung zeigt einen dicken weißen Niederschlag.

Auswertung: Da ausgeatmete Luft weniger Sauerstoff und mehr Kohlendioxid enthält als atmosphärische, muß die Flamme darin zeitiger erlöschen. Der atmosphärischen Luft werden in der Lunge durchschnittlich 5 Volumen-Prozent Sauerstoff entzogen und 3,5 Volumen-Prozent Kohlendioxid hinzugefügt.

109 Nachweis der Kohlendioxidabgabe bei der Atmung (S)



2 Waschflaschen
Glasröhrchen, 5 cm
T-Stück
2 Gummischlauchstücke,
10 cm
1 Gummischlauchstück,
30 cm
Bariumhydroxidlösung
 $\text{Ba}(\text{OH})_2$, 100 ml



Zeit: 10 min

Durchführung: Beide Waschflaschen mit je 50 ml Bariumhydroxidlösung füllen. Apparatur entsprechend der linken Abbildung zusammenbauen. Durch den mit einem Glasröhrchen als Mundstück versehenen Gummischlauch 15 bis 20mal langsam und tief ein- und ausatmen. Dabei die Lösung beobachten.

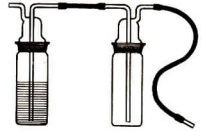
Beobachtung: Die Bariumhydroxidlösung in der Flasche, durch die die einzuatmende Luft geleitet wird, trübt sich schwach, während die Bariumhydroxidlösung in der Flasche, durch die die ausgeatmete Luft geblasen wird, stark getrübt wird und nach einiger Zeit einen deutlichen Niederschlag zeigt.

Auswertung: Die ausgeatmete Luft enthält wesentlich mehr Kohlendioxid (3,5%) als die atmosphärische Luft (0,03%). Bariumhydroxidlösung dient zum Nachweis von Carbonat-Ionen. Beim Durchperlen der Atemluft bildet sich ein weißer Niederschlag von Bariumcarbonat.

110 Einfluß körperlicher Belastung auf die Atmung (D)

3 Waschflaschen
 Meßzylinder, 250 ml
 Glasröhrchen, 5 cm
 Gummischlauchstück,
 30 cm
 Phenolphthaleinlösung,
 0,5 %ig

Kaliumhydroxidlösung KOH,
 0,1 %ig, 100 ml



Zeit: 12 min

Durchführung: 100 ml Kaliumhydroxidlösung im Meßzylinder mit 1 bis 2 Tropfen Phenolphthaleinlösung schwach anfärben und je 50 ml in zwei Waschflaschen füllen. Eine der gefüllten Waschflaschen entsprechend der Experimentieranordnung mit der leeren Flasche zusammenbauen. Das Mundstück des Gummischlauches in den Mund nehmen. Durch die Nase in normalem Tempo einatmen und die Ausatemungsluft durch die Lösung blasen. Die Anzahl der Atemzüge und die Zeit bis zur Entfärbung der Phenolphthaleinlösung feststellen. Das gleiche Experiment nach Ausführung von 20 Kniebeugen mit der 2. gefüllten Waschflasche wiederholen. Die Anzahl der Atemzüge und die Zeit bis zur Entfärbung mit der für das erste Experiment benötigten vergleichen! (Die vor der mit Kaliumhydroxidlösung gefüllten Waschflasche angeordnete leere Waschflasche verhindert, daß bei versehentlichem Einatmen durch die Waschflasche Kaliumhydroxidlösung in den Mund gelangt.)

Beobachtung: Nach Ausführung der Kniebeugen geht die Atemtätigkeit wesentlich schneller vor sich, und die Atemzüge sind tiefer. Die Phenolphthaleinlösung wird in kürzerer Zeit und durch weniger Atemzüge entfärbt.

Auswertung: Bei körperlicher Anstrengung muß wegen des gesteigerten Sauerstoffbedarfs und der erhöhten Kohlendioxidproduktion der Muskeln schneller und tiefer geatmet werden. Der gesteigerte Sauerstoffbedarf kommt in dem Experiment durch eine Beschleunigung der Atemtätigkeit zum Ausdruck, während die erhöhte Produktion von Kohlendioxid durch die schnelle Entfärbung der Reagenzglasflüssigkeit bewiesen wird.

Ergänzung: Bei gleicher Experimentieranordnung mit einer Luftpumpe aus einem schlecht gelüfteten Klassenzimmer die Luft durch die Bariumhydroxidlösung blasen. Anzahl der Züge bis zur Trübung feststellen. Experiment nach gründlicher Lüftung wiederholen; vergleichen.

111 Nachweis der Diffusion von Kohlendioxid (S)

2 Standzylinder, 20 cm
 hoch, 8 cm Ø
 passende Deckscheiben
 pneumatische Wanne
 mit Brücke

Bindfaden
 Bariumhydroxidlösung
 $\text{Ba}(\text{OH})_2$, 10 ml
 Schweinsblase oder Perga-
 mentpapier
 Wasser

Zeit: 25 min

Durchführung: Einen Standzylinder wie bei Experiment 108 mit Atemluft füllen. Die Öffnung mit einer entfetteten feuchten Schweinsblase (Einlegen in Benzin oder in ein anderes organisches Lösungsmittel) oder feuchtem Pergamentpapier verbinden. Den zweiten Zylinder mit Bariumhydroxidlösung ausschwenken. Den mit Atemluft gefüllten Zylinder

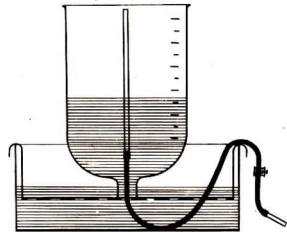
mit der Öffnung nach unten auf die Öffnung des zweiten Zylinders stellen. Nach 30 Minuten die Bariumhydroxidlösung im unteren Zylinder prüfen.

Beobachtung: Während die Bariumhydroxidlösung beim Ausschwenken des Zylinders klar bleibt, zeigt sie nach 20 Minuten deutlich einen weißen Niederschlag.

Auswertung: Das in der Atemluft des einen Zylinders enthaltene Kohlendioxid diffundiert zum Teil durch die Schweinsblase in den unteren Zylinder und ist in der Bariumhydroxidlösung durch den weißen Niederschlag nachweisbar. Auch in der Lunge erfolgt der Gasaustausch zwischen Blut und Luft durch Diffusion durch die Wände der Lungenbläschen und die der Blutgefäße.

112 Messen des Fassungsvermögens der Lunge (D)

Spirometer mit Schlauch und Mundstück



Zeit: 5 min

Durchführung: Das Mundstück des Atemschlauches in den Mund nehmen. Normal durch den Schlauch aus- und einatmen. An der Skala die durchschnittlich ein- und ausgeatmete Luftmenge ablesen. Danach kräftig ausatmen und mehrmals ruckweise die noch vorhandene Luft ausstoßen. Das Volumen ablesen.

Nach mehreren ruhigen Atemzügen kräftig einatmen und ebenfalls mehrmals ruckweise Luft nachziehen. Den Stand des Spirometers an der Skala ablesen.

Beobachtung: An der Skala ist das jeweils erreichte Volumen abzulesen. Die ein- und ausgeatmeten Luftmengen entsprechen sich auch bei besonders kräftigem Ein- und Ausatmen.

Auswertung: Die Atemluftmenge, die bei normalem Ein- und Ausatmen ausgetauscht wird (Respirationsluft), beträgt etwa 500 ml. Die Reserverluft, die bei maximaler Ausatmung abgegeben werden kann, beträgt 1500 ml. Die gleiche Menge entspricht der Komplementärluft, die bei maximaler Ausatmung aufgenommen wird. Die auch bei maximaler Ausatmung noch in der Lunge befindliche Residualluft, die etwa 1000 ml beträgt, ist mit einfachen Hilfsmitteln nicht meßbar.

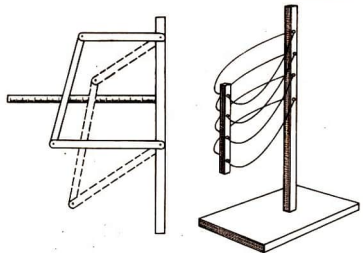
Fassungsvermögen der Lunge 3200 ml bis 4100 ml (ohne Restluft).

Restluft (Residualluft)	Reserverluft (Hilfsluft)	Atemluft (Respirationsluft)	Ergänzungsluft (Komplementärluft)
1000 ml	1200 bis 1800 ml	400 bis 500 ml	1200 bis 1800 ml
Tiefstes Ausatmen	Normales Einatmen Normales Ausatmen		Tiefstes Einatmen

Ergänzung: Ein Trocken- oder Wasserspirometer kann von der Poliklinik oder vom Schularzt ausgeliehen werden. Es ist dafür zu sorgen, daß eine größere Anzahl von Mundstücken vorhanden ist. Eventuell Sterilisation der Mundstücke durch Auskochen. Ist kein Spirometer zu beschaffen, so kann ein solches ohne größere Schwierigkeiten selbst behelfsmäßig gebaut werden. Eine 5 Liter bis 8 Liter fassende Glasflasche wird durch Eingießen von Wasser aus einem Meßglas von 250:250 ml mit Strichen eines Fettstiftes versehen und nach Entfernen des Wassers und Umdrehen der Flasche nach den Strichmarken beschriftet. Danach wird die Flasche mit dem Hals nach unten entsprechend der Abbildung auf die Brücke einer großen pneumatischen Wanne gestellt. In die Flasche wird ein Gummischlauch eingeführt, an dem ein Glasstab, der der Länge der Flasche entspricht, befestigt ist. Der Schlauch ist mit einer Schlauchklemme versehen. Beim Einatmen durch den Schlauch kann an der Höhe des Wasseranstiegs das Volumen der aus der Flasche entnommenen Luft und entsprechend beim Ausatmen die Menge der in die Flasche hineingeblasenen Luft abgelesen werden.

113 Veränderung des Brustraumes beim Einatmen und Ausatmen — Modellexperiment (SG)

Pappstreifen oder
Plaststreifen
Schere
Reißzwecken
Lineal



Zeit: 10 min

Durchführung: Die Pappstreifen entsprechend der Abbildung mit Reißzwecken oder Musterklammern zusammenbauen. Durch Heben und Senken des „Brustbeines“ den Atmungsvorgang andeuten. Mit dem Lineal den Abstand zwischen „Brustbein“ und „Wirbelsäule“ messen.

Beobachtung: Beim Anheben des Brustbeines vergrößert sich der Brustraum, während er sich beim Senken verkleinert.

Auswertung: Durch dieses Modellexperiment wird in einfachster Form der Atemmechanismus, der durch das Heben und Senken der Rippen hervorgerufen wird, veranschaulicht. Beim Einatmen heben sich die Rippen — im Modellexperiment durch das Anheben des „Brustbeines“ nachgeahmt — nach oben und vergrößern somit den Brustraum, so daß die Luft, um den entstandenen Unterdruck auszugleichen, von außen nachströmen muß. Dadurch füllt sich die Lunge passiv mit Luft (passives Einatmen). Senken sich die Rippen nach unten, im Modellexperiment durch das Senken des „Brustbeines“ nachgeahmt, so wird der Brustraum verengt. Um den Überdruck auszugleichen, strömt die Luft nach außen.

Durch das vorstehende Modellexperiment wird lediglich die durch die Bewegung der

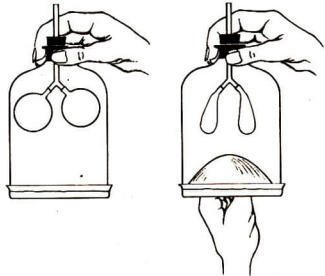
Rippen und des Brustbeines hervorgerufene Atmung veranschaulicht, während beim normalen Atmen auch das Heben und Senken des Zwerchfells eine große Rolle spielt (↗ Experiment 114).

Ergänzung: Die Vergrößerung des Brustraumes beim Einatmen und die Verengung des Brustraumes beim Ausatmen werden am entblößten Oberkörper eines Schülers direkt beobachtet und von allen Schülern durch Auflegen ihrer Hände auf den eigenen Brustkorb gefühlt.

Ein Modell zur Veranschaulichung der Brustatmung läßt sich entsprechend der Abbildung mit Draht und Holzleisten leicht auch räumlich*gestalten.

114 Funktion des Zwerchfells bei der Atmung — Modellexperiment (D)

Glasglocke mit Stutzen
2 Luftballons
Y-Stück
Gummistopfen (durchbohrt)
Gummituch
Knopf
Bindfäden



Zeit: 10 min

Durchführung: Apparat entsprechend der Abbildung zusammensetzen (in der Mitte des Gummituches zur besseren Handhabung den Knopf einbinden). Wechselweise das Gummituch am Knopf nach unten ziehen und nach oben drücken und danach sich entspannen lassen. Dadurch das Volumen im Inneren der Glasglocke verkleinern bzw. vergrößern.

Beobachtung: Beim Drücken des Gummituches in die Glocke strömt die Luft aus der Glocke heraus, die Ballons werden zusammengedrückt. Beim Entspannen des Gummituches füllen sich die Ballons im Inneren der Glocke wieder mit Luft und werden dadurch größer.

Auswertung: Durch dieses Modellexperiment (nach DONDERS) wird der Atemmechanismus, der durch das Heben und das Senken des Zwerchfells hervorgerufen wird, veranschaulicht. Beim Atemvorgang senkt sich das Zwerchfell infolge der Kontraktion des Zwerchfelmuskels — im Modell durch das Entspannen des Gummituches nachgeahmt — nach unten, vergrößert damit den Brustraum, so daß die Luft von außen, um den entstandenen Unterdruck auszugleichen, nachströmen muß. Dadurch füllt sich die Lunge passiv mit Luft (passives Einatmen). Wölbt sich das Zwerchfell dagegen nach oben, so wird der Brustraum verengt. Um den Überdruck auszugleichen, streicht die Luft nach außen, und die Lunge verkleinert sich, was im Modell durch die Verkleinerung des Ballons veranschaulicht wird.

Durch das vorstehende Modellexperiment wird lediglich die Zwerchfellatmung veranschaulicht, während beim normalen Atmen auch das Heben und das Senken des Brustkorbes eine große Rolle spielen (↗ Experiment 113).

115 Ein- und Ausströmen von Atemwasser bei Muscheln (D)

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm) Uhrglas, Ø 6 cm Pipette	Karminpulver, eine Messerspitze Teichmuschel (<i>Anodonta cygnea</i> L.) oder Flußmuschel (<i>Unio tumidus</i> RETZIUS)
---	--

Zeit: 5 min

Durchführung: In das mit Wasser gefüllte Aquarium eine Muschel bringen. Das Öffnen ihrer Schalen abwarten. Im Uhrglas inzwischen die Aufschwemmung einer Messerspitze Karminpulver mit Wasser bereiten. Die Aufschwemmung in die Pipette saugen. Nach Öffnen der Schalen vorsichtig in der Nähe des spitzen Endes der Muschel ausspritzen.

Beobachtung: Am spitzen Ende der Muschel sind zwei Öffnungen zu erkennen, eine kleinere, nach dem Schloß zu gelegene, die Kloakenöffnung, und eine größere, vom Schloß weiter entfernt liegende, die Atemöffnung. Gelangen die aufgeschwemmten Karminteilchen in die Nähe der Atemöffnung, so werden sie eingesogen und nach kurzer Zeit durch die Kloakenöffnung wieder ausgestoßen.

Auswertung: Die Muschel erzeugt zur Umspülung ihrer Kiemen mit frischem sauerstoffhaltigem Wasser einen ständigen Wasserstrom, der durch die Atemöffnung eingesaugt und durch die Kloakenöffnung wieder nach außen geleitet wird. Dieser Wasserstrom dient gleichzeitig dem Einstrudeln von kleinen Nahrungsteilchen und damit der Nahrungsaufnahme der Muschel.

Ergänzung: Bringt man mit der Pipette eine Aufschwemmung von Karminpulver in die Nähe eines in einem Aquarium gehaltenen Süßwasserschwammes, so ist auch bei diesem gut der durch die Geißelbewegung hervorgerufene Wasserstrom zu beobachten.

Gärung**116 Nachweis der Kohlendioxidentwicklung bei der alkoholischen Gärung (SG)**

Erlenmeyerkolben, 500 ml	Thermometer, 100 °C
Becherglas, 800 ml	Gummischlauch, 10 cm
Waschflasche	Bäckerhefe, 10 g
Brenner	Zucker, 20 g
Dreifuß	Bariumhydroxidlösung
Flammensieb	Ba(OH) ₂ , 50 ml
Stopfen (zweimal durchbohrt)	Wasser
Glasröhrchen, 10 cm (rechtwinklig gebogen)	

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 2 min (nach 20 bis 120 min)

Durchführung: Im Erlenmeyerkolben 20 g Zucker in 200 ml Wasser lösen und 10 g Bäckerhefe hinzugeben. In eine Durchbohrung des Stopfens ein Thermometer, in die andere Durchbohrung das gebogene Glasröhrchen einführen. Die Waschflasche mit 50 ml Bariumhydroxidlösung füllen und mit dem Gummischlauch an das gebogene Glasröhrchen des Erlenmeyerkolbens anschließen. Den Erlenmeyerkolben im Wasserbad oder in Ofennähe auf etwa 30 °C erwärmen (keinesfalls über 40 °C erhitzen). Kombination mit Experiment 117.

Beobachtung: In der Zuckerlösung entstehen Bläschen, die durch das Glasröhrchen und den Gummischlauch in die Waschflasche geleitet werden und durch die Bariumhydroxidlösung perlen. Die Bariumhydroxidlösung wird nach kurzer Zeit milchig trüb und zeigt bald einen starken weißen Niederschlag.

Auswertung: Die Hefezellen vermehren sich in der Zuckerlösung bei etwa 30 °C Wärme sehr schnell, wobei sich Kohlendioxid entwickelt. Die Gärung erfolgt unter Luftabschluß.

Ergänzung: An Stelle von Zuckerlösung können auch Fruchtsäfte vergoren werden. Frische, ungekochte Fruchtsäfte beginnen durch die an den Früchten haftenden Hefesporen auch ohne Zusatz von Bäckerhefe sehr bald stürmisch zu gären.

117 Nachweis der Bildung von Äthanol (SG)



Erlenmeyerkolben, 500 ml	Thermometer, 100 °C
Becherglas, 800 ml	Filterpapier
Reagenzglas	Zucker, 20 g
Trichter	Jod, einige Blättchen
Brenner	Kaliumhydroxidlösung
Dreifuß	KOH, 5%ig
Flammensieb	Bäckerhefe, 10 g
Pinzette	

Zeit: Ansatz: 10 min **Beobachtung:** 10 min (nach 3 Tagen)

Durchführung: Im Erlenmeyerkolben, entsprechend Experiment 116, 10%ige Zuckerlösung mit Bäckerhefe vergären. 5 ml der vergorenen Zuckerlösung in das Reagenzglas abfiltrieren und den Geruch feststellen. Vorsichtig mit der Pinzette ein Blättchen Jod in das Reagenzglas bringen und 2 ml Kaliumhydroxidlösung hinzugeben. Mit dem Brenner das Reagenzglas wenig erwärmen und anschließend abkühlen lassen.

Beobachtung: Die vergorene Zuckerlösung riecht schwach nach Alkohol. Im Reagenzglas bildet sich nach Zugabe von Jod und Kaliumhydroxidlösung ein gelber Niederschlag, der nach Trijodmethan (Jodoform) riecht.

Auswertung: Bei der Vergärung von Zuckerlösung mit Hefe entsteht Äthanol, das durch den Geruch festgestellt werden kann. Durch Zugabe von Jod und Kaliumhydroxidlösung kann Äthanol ferner als gelblicher Niederschlag von Trijodmethan nachgewiesen werden.

Ergänzung: Schließt man an den Erlenmeyerkolben einen Liebig-Kühler an, der durch strömendes Wasser gekühlt wird, so kann durch Erhitzen das bei der Gärung gebildete Äthanol abdestilliert werden. Nach Aufsetzen eines mindestens 60 cm langen Glasröhrchens auf den Erlenmeyerkolben und Erhitzen des Äthanols in einem Wasserbad verbrennen die entstehenden Äthanolämpfe nach Entzündung mit blauer Flamme (Vorsicht!). Der Zusatz von einem Tropfen Rizinusöl zur Lösung vermindert das Schäumen.

118 Nachweis der Milchsäuregärung (SG)

Becherglas, 600 ml	Brenner
Erlenmeyerkolben, 100 ml, mit 30 ml Bakterien- nährlösung	Dreifuß Flammensieb
3 Petrischalen	Waage mit Wägesatz
3 Kulturröhrchen mit Zellstoffstopfen	Reagenzglasgestell
6 Reagenzgläser mit Zellstoffstopfen	Milchzucker, 1,5 g Kalziumkarbonat CaCO ₃ (pulveris.)
Pipette, 10 ml	Milch
8 Pipetten, 1 ml	dest. Wasser Wasser

Zeit: Ansatz: 45 min Beobachtung: 5 min (nach 3 bis 5 Tagen)

Durchführung: Den Erlenmeyerkolben mit 30 ml Nährlösung (Herstellung SCHRÖDER 1980) im Wasserbad erhitzen. 1,5 g Milchzucker und 0,5 g Kalziumkarbonat zusetzen und gut durchmischen. Mit der Pipette 10 ml Nährlösung in jedes Kulturröhrchen bringen. Eine Verdünnungsreihe (SCHRÖDER 1980) mit 1 ml Milch anlegen. Von den Verdünnungen (1:10000, 1:100000 und 1:1000000) jeweils 1 ml einer der auf etwa 65 °C abgekühlten Nährlösungen in den Kulturröhrchen zusetzen. Durch Rollen zwischen den Händen den Inhalt gut durchmischen und in sterilisierte Petrischalen ausgießen. Deckel aufsetzen und bei Zimmertemperatur stehenlassen.

Beobachtung: Der Nährboden ist durch den Zusatz von Kalziumkarbonat milchig trüb geworden. Nach einigen Tagen sind auf den Nährlösungen viele Kolonien von Mikroorganismen zu sehen. Um einige der Kolonien hat sich eine helle, durchsichtige Zone (Hof) gebildet.

Auswertung: In der Milch sind Milchsäurebakterien enthalten. Diese sind in der Lage, aus dem in den Nährlösungen enthaltenen Milchzucker Milchsäure zu bilden, die das in der Umgebung der Bakterien vorhandene Kalziumkarbonat auflöst. In den auf diese Weise entstehenden sogenannten Höfen wird der Nährboden durchsichtig. In frischer Milch werden durch die Säurebildung dieser Bakterien vor allem die Fäulnisbakterien bis zu einem gewissen Grad in ihrer Entwicklung gehemmt, und die Milch wird dadurch vor dem Verderben geschützt.

119 Nachweis der Essigsäuregärung (SG)

Erlenmeyerkolben, 200 ml, mit Zellstoffstopfen	Helles Bier, 40 ml oder Tischwein, 40 ml
2 Reagenzgläser mit Zellstoffstopfen	
Meßzylinder, 100 ml	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 2 min (nach 4 bis 7 Tagen)

Durchführung: Je einen Erlenmeyerkolben und ein Reagenzglas mit 20 ml Bier bzw. Wein füllen, mit dem Zellstoffstopfen verschließen und bei Zimmertemperatur stehenlassen.

Beobachtung: Nach einigen Tagen sind in den Erlenmeyerkolben die Oberflächen von Wein und Bier mit einer Kahlhaut überzogen, und die Flüssigkeiten werden milchig trüb. In den Reagenzgläsern läuft der gleiche Vorgang wesentlich langsamer ab.

Auswertung: Die in Bier und Wein vorhandenen Essigsäurebakterien oxydieren Alkohol zu Essigsäure. Sie sind sehr sauerstoffliebend (aerob) und vermehren sich sehr schnell in Getränken mit geringem Alkoholgehalt, die nicht luftdicht verschlossen aufbewahrt werden. Wegen der großen Oberfläche, die Bier und Wein der Luft in den Erlenmeyerkolben bieten, können sich darin die Essigsäurebakterien schneller vermehren als in den Reagenzgläsern.

Ergänzung: Mikroskopische Untersuchungen der Kahlhaut bei 600facher bis 800facher Vergrößerung nach Essigsäurebakterien und Kahlhefen.

120 Nachweis der Buttersäuregärung (SG)

Becherglas, 600 ml	Dreifuß
Erlenmeyerkolben, 200 ml	Flammensieb
Stopfen	Spatel
Brenner	Milch, 250 ml
	Gartenerde

Zeit: Ansatz: 30 min Beobachtung: 5 min (nach 2 bis 5 Tagen)

Durchführung: Die Milch in den Erlenmeyerkolben gießen, im Wasserbad auf 75 °C erhitzen und etwa 30 Minuten bei dieser Temperatur halten. In die heiße Milch eine Spatelspitze Gartenerde bringen. Nach dem Abkühlen den vollen Erlenmeyerkolben mit dem Korkstopfen verschließen, so daß möglichst wenig Luft zwischen Milch und Stopfen verbleibt. Bei Zimmertemperatur aufstellen. Nach einigen Tagen Stopfen öffnen.

Beobachtung: In der Milch tritt nach wenigen Tagen eine starke Gasbildung auf. Beim Entfernen des Stopfens ist deutlich ein Geruch nach ranziger Butter wahrzunehmen. Oft wird der Stopfen durch den Gasdruck herausgeschleudert.

Auswertung: Die Milch wird durch die in der Erde vorhandenen Sporen des Buttersäurebakteriums infiziert. Durch die Erwärmung auf 75 °C werden viele andere Mikroorganismen abgetötet. Unter Luftabschluß kann sich deshalb das stark anaerobe Buttersäurebakterium (*Clostridium butyricum*) stark vermehren und eine Buttersäuregärung hervorrufen.

121 Nachweis der Zersetzung von Kartoffelknollen durch Bodenorganismen (S)

Brutschrank	rohe Kartoffel
Becherglas, 400 ml	Gartenerde
Brenner	Wasser (abgekocht)
Dreifuß	
Flammensieb	
Messer	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (nach 2 bis 7 Tagen)

Durchführung: Einen schmalen Keil 3 cm bis 4 cm tief, 1 mm bis 2 mm breit in die Kartoffel schneiden. Die Schnittstelle mit Gartenerde bestreichen. Die Kartoffel mit dem Einschnitt nach oben in das Becherglas legen und mit abgekochtem Wasser das Glas bis 2 cm unter den Rand füllen. Im Brutschrank bei 30 °C aufstellen.

Beobachtung: Nach 2 bis 3 Tagen sind aufsteigende Blasen, die sich an der Schnittstelle bilden, zu beobachten. Die Kartoffel steigt bei stürmischer Gärung an die Wasser-

oberfläche. Ein Fäulnisgeruch, oft auch ein Geruch nach ranziger Butter, ist wahrzunehmen.

Auswertung: In der Gartenerde sind viele Sporen des Kartoffelfäulebakteriums (*Clostridium pasteurianum*) vorhanden, für das die Stärke roher Kartoffeln einen guten Nährboden darstellt. Diese Kartoffelfäulebakterien sind sauerstoffeindlich (anaerob) und entwickeln sich nur unter Luftabschluß. Deshalb kommt es bei dieser Experimentieranordnung zu einer starken Vermehrung vor allem dieser Keime und zu den damit verbundenen Gärungserscheinungen.

Meist treten gleichzeitig auch Butter säureerreger (↗ Experiment 120) auf.

Ergänzung: Mikroskopische Betrachtung der Bakterien in einem Ausstrich, dem etwas wäßrige Jodlösung zugesetzt wurde.

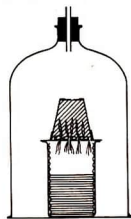
Reizbarkeit

Bewegungen bei Pflanzen

122 Beobachten der Wachstumsrichtung von Wurzel und Sproß (SG)

Blumentopf, 8 cm Ø
 Becherglas, 600 ml
 Glasglocke
 Flammensieb
 Filterpapier
 Gartenerde

Gummistopfen (durchbohrt)
 Glasröhrchen, 5 cm
 Hafer (*Avena sativa* L.),
 20 trockene Samen



Zeit: Ansatz: 12 min Beobachtung: 5 min (nach 12 bis 18 Tagen)

Durchführung: Das Becherglas mit Filterpapier auskleiden und mit 200 ml Wasser füllen. Den Blumentopf randvoll mit feuchter, feiner Gartenerde füllen und 20 Getreidekörner hineinsäen. Danach den Blumentopf mit dem Flammensieb abdecken und mit der Öffnung nach unten auf das Becherglas stellen. Über Blumentopf und Becherglas die Glasglocke stülpen. Die Experimentieranordnung an einem warmen, hellen Ort aufstellen. Nach 14 Tagen das Experiment abbrechen und die Keimlinge aus dem Blumentopf herausnehmen.

Beobachtung: Nach einigen Tagen wachsen die Wurzeln der Getreidekeimlinge durch das Flammensieb hindurch in die feuchte Luft hinein. Die Sprosse dagegen wachsen in der Erde nach oben.

Auswertung: Die Wachstumsrichtungen der Sprosse und Wurzeln werden nicht durch die Luft und den Erdboden bestimmt, sondern durch den Geotropismus der Pflanzen. Sprosse sind negativ geotrop, d. h., sie wachsen entgegen der Schwerkraft, Wurzeln sind positiv geotrop, d. h., sie wachsen mit der Schwerkraft zum Erdmittelpunkt hin.

Ergänzung: Zwei Tage alte Gartenkresse oder Senfkeimlinge waagrecht auf feuchtem Filterpapier, das einer Glasplatte aufliegt, anordnen. Die Glasplatte unter Lichtabschluß aufrecht in eine feuchte Kammer stellen. Nach 24 Stunden zeigen die Keimlinge deutlich positiv geotropische Krümmungen der Wurzeln und negativ geotropische Krümmungen der Sprosse.

Pflanzen an steilen Berghängen wachsen mit ihren Sprossen in spitzem Winkel zum Erdboden, Pflanzen an Mauern oft parallel zur Mauer nach oben.

123 Nachweis der Bedeutung der Wurzelspitze für die Wachstumsrichtung (SG)

Becherglas, 600 ml	Gummiring
Glasglocke	Wasser
Blumentopf	Sägespäne
Rasierklinge	Bohnen (<i>Phaseolus coccineus</i> L.),
Filterpapier	10 trockene Samen
Verbandmull oder Fliegengaze	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (nach 1 bis 2 Tagen)

Durchführung: In einem Blumentopf mit feuchten Sägespänen zehn Bohnen keimen lassen. Ein Becherglas mit Filterpapier auskleiden, zur Hälfte mit Wasser füllen, mit Verbandmull überdecken und den Mull mit einem Gummiring festklemmen. Drei Bohnenkeimlinge mit geraden, etwa 3 cm langen Wurzeln waagrecht auf den Verbandmull legen. Drei weiteren gleichen Keimlingen mit der Rasierklinge die Wurzelspitzen in einer Länge von 2 cm bis 3 cm abschneiden und die Keimlinge ebenfalls waagrecht auf den Mull legen. Das Becherglas mit der Glasglocke überdecken.

Beobachtung: Nach 24 Stunden, noch deutlicher nach 48 Stunden, haben sich die Wurzeln der unbeschädigten Keimlinge nach unten gekrümmt und sind durch den Verbandmull gewachsen. Die Keimlinge ohne Wurzelspitzen haben sich nicht gekrümmt.

Auswertung: Da sich diejenigen Keimlinge, deren Wurzelspitzen entfernt wurden, nicht geotropisch krümmen, während sich jene mit unbeschädigter Wurzel deutlich nach unten krümmen, beweist, daß die die geotropische Krümmung auslösenden Schwerkraftreize nur von den Wurzelspitzen aufgenommen werden können.

124 Beobachten des gerichteten Wachstums von Nebenwurzeln (SG)

Wurzelkasten oder	Bohnen (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.),
Aquarium (schräg gestellt)	5 trockene Samen
Gartenerde	
Wasser	

Zeit: Ansatz: 12 min Beobachtung: 1 min (nach 3 bis 14 Tagen)

Durchführung: Den Wurzelkasten mit Gartenerde füllen und die Erde gut anfeuchten. Direkt an der nach unten schräg gestellten Glasscheibe Bohnensamen auslegen und keimen lassen. Zur Abdunklung des Lichtes die Glasscheibe durch Verschieben einer Papptafel verdunkeln. Täglich kurze Zeit die Wurzelbildung beobachten.

Beobachtung: Zunächst entwickelt sich die Hauptwurzel, die an der Glasscheibe entlang nach unten wächst. Später erscheinen an den Seiten der Hauptwurzel Nebenwurzeln, die nicht senkrecht, sondern schräg von der Hauptwurzel weg nach unten wachsen.

Auswertung: Die Nebenwurzeln wachsen nicht wie die Hauptwurzeln entsprechend der Schwerkraftwirkung senkrecht nach unten, sondern in spitzem Winkel von der Hauptwurzel weg schräg nach unten. Außer der Wirkung der Schwerkraft, die den positiven Geotropismus der Wurzeln hervorruft, wirken auf die Nebenwurzeln noch andere Kräfte und Wachstumsstoffe ein, die ein Wachstum dieser Pflanzenteile in verschiedenen Winkeln zur Hauptachse hervorrufen. Diese Erscheinung, die entsprechend auch beim Wachsen des Sprosses zu beobachten ist, wird als Plagiotropismus bezeichnet.

Ergänzung: Im Wurzelkasten nebeneinander einkeimblättrige und zweikeimblättrige Pflanzen an der Glasscheibe keimen und wachsen lassen. Die Wurzelbildung von Vertretern dieser beiden Pflanzengruppen vergleichen.

125 Reaktion des Pillenwerfers auf Lichtreize (D)

Petrischale, 5 cm Ø	Pillenwerfer
Glasglocke	Pilobolus-Kultur
Dunkelkasten	(<i>Pilobolus cristallinus</i>)

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 2 min (nach 2 bis 7 Tagen)

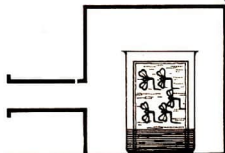
Durchführung: In einer Petrischale auf frischem Pferdemit eine Pilobolus-Kultur anlegen. Die gut entwickelte Kultur mit einer Glasglocke überstülpen und in den Dunkelkasten mit seitlich geöffnetem Fenster stellen. Die Experimentieranordnung an einem warmen, hellen Ort aufstellen. Nach drei Tagen den Dunkelkasten drehen, die Petrischale aber stehenlassen, so daß das Licht von einer anderen Seite auf die Pilobolus-Kultur fällt.

Beobachtung: Nach einigen Tagen haben sich die Sporangienträger dem Licht zugewandt und ihre Sporangien gegen die Stelle der Glasglocke geschleudert, an der das Licht einfällt. Nach dem Drehen des Dunkelkastens wenden sich die Sporangienträger wieder dem Licht zu und schleudern die Sporangien in diese Richtung.

Auswertung: Die Sporangienträger wenden sich stets dem Lichtfenster im Dunkelkasten zu und schleudern ihre Sporangien gegen die Eintrittsstelle des Lichtes. Die Sporangienträger zeigen einen stark ausgeprägten Phototropismus.

126 Reaktion von Senfkeimlingen auf Lichtreize (D)

Petrischale, 10 cm Ø	Senf (<i>Sinapis arvensis</i> L.),
Becherglas, 600 ml	20 g trockene Samen
Glasscheibe, 8 cm × 12 cm	
Schere	
Glasdeckscheibe	
Pinzette	
Dunkelkasten	
Filterpapier	
Wasser	



Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 5 min (nach 2 bis 4 Tagen)

Durchführung: Eine Petrischale mit Filterpapier auslegen und mit Wasser anfeuchten. Etwa 20 Senfsamen darin keimen lassen. Ein der Größe der Glasscheibe entsprechendes Stück Filterpapier schneiden, gut mit Wasser anfeuchten und auf die Glasscheibe legen. Zwei Tage alte, gerade gewachsene Senfkeimlinge mit der Pinzette der Petrischale entnehmen und senkrecht nebeneinander auf dem Filterpapier anordnen. Die Glasscheibe, entsprechend der Abbildung, in ein mit Wasser gefülltes Becherglas stellen und mit der Glasdeckscheibe abdecken. Das Becherglas in den Dunkelkasten mit seitlich geöffnetem Fenster stellen.

Beobachtung: Nach zwei Tagen haben sich die Sprosse der Keimlinge dem einfallenden Licht zugewandt, während sich die Wurzeln deutlich vom einfallenden Licht weggekrümmt haben.

Auswertung: Die Sprosse wenden sich dem Licht zu. Sie sind positiv phototrop. Die Wurzeln wenden sich vom Licht ab, sie sind negativ phototrop.

127 Reaktion von Wurzeln auf hydrotropische und geotropische Reize (D)

2 Bechergläser, 800 ml	Filterpapier
2 Glasscheiben, 8 cm × 12 cm	Wasser
Schere	Gartenkresse (<i>Lepidium sativum</i> L.)
Glasdeckscheibe	24 trockene Samen

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 2 min (nach 2 bis 7 Tagen)

Durchführung: Vier Blatt Filterpapier entsprechend der Größe der Glasscheiben zerschneiden, gut anfeuchten und beiden Seiten der Glasplatten auflegen. An das Filterpapier jederseits je sechs Samen der Gartenkresse heften. Beide Glasplatten so schräg wie möglich in die etwa 2 cm hoch mit Wasser gefüllten Bechergläser stellen. Ein Glas mit einer Glasdeckscheibe bedecken, das andere offen stehenlassen.

Beobachtung: Die Samen quellen und keimen. Die Wurzeln der Keimlinge in dem unbedeckten Glas wachsen sowohl an der Ober- als auch an der Unterseite der Glasscheibe schräg nach unten. In dem abgedeckten Becherglas dagegen wachsen die Keimwurzeln auf der Unterseite der Glasscheibe senkrecht nach unten von der Glasscheibe weg.

Auswertung: Die Wurzeln der Keimlinge sind positiv hydrotrop. Der Hydrotropismus der Keimwurzeln im offenen Becherglas wirkt stärker als der Geotropismus. Die Keimlingswurzeln wachsen daher nicht senkrecht nach unten, sondern am feuchten Filterpapier entlang. Im abgedeckten Becherglas tritt wegen der höheren Luftfeuchtigkeit der Hydrotropismus nicht besonders in Erscheinung. Diese Wurzeln wachsen geotropisch, also senkrecht nach unten.

128 Reaktion von Wurzeln auf chemische Reize (D)

Blumentopf, 8 cm Ø	2 Bechergläser, 400 ml
Becherglas, 1000 ml	Natriumdihydrogenphosphat NaH_2PO_4
2 Reagenzgläser	Gelatine, 40 g
Brenner	Wasser
Dreifuß	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.),
Flammensieb	15 trockene Samen
2 Deckscheiben	
Dunkelkasten	
Sägespäne	
Natriumchlorid NaCl	



Zeit: 24 h (4 Tage vorher vorbereiten)

Durchführung: Den Blumentopf mit feuchten Sägespänen füllen und darin etwa 15 Erbsen zum Keimen bringen. In dem großen Becherglas 40 g Gelatine mit 800 ml Wasser durch Erwärmen lösen. Je 400 ml der Gelatinelösung in die kleinen Bechergläser gießen. Vor dem Erstarren in die Mitte jedes dieser Bechergläser ein mit kaltem Wasser gefülltes Reagenzglas stellen. Nach dem Erstarren der Gelatine das Wasser aus den Reagenzgläsern gießen und durch Einfüllen von warmem Wasser diese aus der Gelatine lösen. In 2 cm bis 3 cm Abstand rings um die verbleibenden Hohlräume in die Gelatine Erbsenkeimlinge mit ganz gerade gewachsenen etwa 2 cm bis 4 cm langen Wurzeln stecken. In einem Reagenzglas 0,5 g Natriumchlorid, in dem anderen 0,5 g Natriumdihydrogenphosphat in 20 ml Wasser lösen und jeweils eine Lösung in eine der Hohlräume gießen. Beide Bechergläser mit Glasscheiben abdecken und in den Dunkelkasten stellen.

Beobachtung: Am nächsten Tag, oft schon nach wenigen Stunden, sind deutliche Krümmungen der Wurzeln festzustellen. Der Phosphatlösung wenden sich die Wurzeln zu, von der Natriumchloridlösung wenden sie sich ab.

Auswertung: Pflanzenwurzeln zeigen meist einen deutlichen Chemotropismus. Die Wurzeln von Erbsenkeimlingen verhalten sich gegenüber Phosphatlösungen positiv chemotrop, gegenüber Chloridlösungen zeigen sie jedoch einen negativen Chemotropismus.

129 Reaktion von Blüten auf Temperaturreize (SG)

2 Bechergläser, 600 ml	Flammensieb
2 Reagenzgläser	Thermometer
Pinzette	Gänseblümchen
Brenner	(<i>Bellis perennis</i> L.),
Dreifuß	Blütenköpfe mit Schaft

Zeit: 60 min

Durchführung: Ein Becherglas zu 2/3 mit kaltem Leitungswasser füllen. Im zweiten Becherglas Wasser auf 30 °C erwärmen. Je ein Reagenzglas mit 5 ml kaltem Leitungswasser und mit auf 30 °C erwärmtem Wasser füllen. In jedes Reagenzglas drei Blütenköpfe mit dem Schaft in das Wasser stellen und die Reagenzgläser in die Bechergläser mit gleicher Wassertemperatur stellen. Nach 30 Minuten die Köpfe vorsichtig mit der Pinzette aus den Reagenzgläsern nehmen und ihre Öffnungsweite vergleichen. Danach die weit geöffneten Köpfe in das Reagenzglas mit kaltem Wasser und die geschlossenen Köpfe in das Reagenzglas mit warmen Wasser bringen. Nach weiteren 30 Minuten erneut vergleichen.

Beobachtung: Die Blütenköpfchen der Gänseblümchen, die in dem warmen Wasser gestanden haben, sind weit geöffnet, die Blüten bilden im Längsschnitt gesehen einen fast gestreckten Winkel. Die Blütenköpfchen, die im kalten Wasser gestanden haben, sind geschlossen und bilden mit ihren Blüten einen Kegel.

Auswertung: Das Öffnen und Schließen der Köpfe des Gänseblümchens und der Blüten vieler anderer Pflanzenarten ist temperaturabhängig. Die Öffnungs- und Schließbewegungen werden durch das unterschiedlich schnelle Wachsen der an den Ober- bzw. Unterseiten der Blütenblätter gelegenen Zellschicht hervorgerufen.

Ergänzung: Besonders gut geeignet sind zur Demonstration thermonastischer Bewegungen die Blüten von Krokus und Tulpe, die allerdings nur für kurze Zeit im Frühjahr verfügbar sind. Es genügt, die Blüten der genannten Pflanzen in abgekühltes beziehungsweise erwärmtes Wasser zu stellen, um die Reaktion, die nach wenigen Minuten eintritt, vorführen zu können.

130 Reaktion der Mimose auf Berührungsreize (D)

Bleistift	Mimose (<i>Mimosa pudica</i> L.) Topfpflanze
-----------	--

Zeit: 10 min

Durchführung: In einem warmen Raum (möglichst über 20 °C) an einer erschütterungsfreien Stelle eine kräftige Topfpflanze der Mimose aufstellen und gegebenenfalls das völlige Entfalten aller Blattfiederchen abwarten. Mit der Bleistiftspitze die endständigen Fiederchen eines Blattes durch eine kräftige Berührung reizen.

Beobachtung: Unmittelbar nach der Berührung klappen die Fiederchen des gereizten Blattteiles paarweise aneinander. Diese Bewegung pflanzt sich über das ganze Teilblatt fort und greift auch auf die anderen Blatteile über. Die Blatteile, die nicht direkt einen Berührungsreiz empfangen haben, klappen die Blättchen jedoch von der Mitte her nach außen fortschreitend zusammen. Nach dem Zusammenklappen der Fiederchen senkt sich nach einer kräftigen Reizung auch das ganze Blatt plötzlich nach unten. Einige Minuten später hebt sich das Blatt wieder, und die Fiederchen entfalten sich. Nach sehr kräftigen Reizen beteiligen sich auch noch andere Blätter an den genannten Bewegungen. Es können sich gelegentlich auch die Blattstiele senken, bevor alle Fiederchen zusammengeklappt sind.

Auswertung: Die Mimose reagiert auf Berührungsreize durch Zusammenklappen der Blattfiederchen und Senken der Blattstiele. Der Reiz wird von der Berührungsstelle durch das ganze Blatt geleitet. Die Bewegung, die durch äußere Reize ausgelöst wird, beruht auf einer Änderung der Gewebespannung in den als Gelenken ausgebildeten Ansatzstellen der Blatt- und Fiederstiele. Der Vorgang ist beliebig oft wiederholbar. Jedoch ist bei kurzfristigen Wiederholungen eine Abstumpfung der Pflanze gegenüber der Reizung festzustellen, die eine Zeit anhält.

Ergänzung: Auch durch andere starke Reize, beispielsweise das Anbrennen eines Fiederblättchens mit einem Streichholz, wird die gleiche Bewegung der Mimose ausgelöst. Seismonastische Bewegungen lassen sich besonders gut bei warmer Witterung auch am Sauerklee (*Oxalis*-Arten) demonstrieren. Schlägt man die entfaltenen Blättchen mit einem Bleistift, so senken sie sich innerhalb weniger Minuten und heben sich erst wieder nach einiger Zeit. Auch die Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.) ist für seismonastische Untersuchungen geeignet.

131 Reaktion der Mimose auf chemische Reize (D)



Glasglocke
Watte
Petrischale, 10 cm Ø
Bleistift

Diäthyläther (C₂H₅)₂O
oder Trichlormethan
(Chloroform) CHCl₃, 5 ml
Mimose (*Mimosa pudica* L.),
Topfpflanze

Zeit: 30 min

Durchführung: In einem warmen Raum (möglichst über 20 °C) an einer erschütterungsfreien Stelle eine Topfpflanze der Mimose aufstellen und ihre Reaktion auf Berührungsreize nach Experiment 103 prüfen. Nach dem Wiederentfalten der Blätter die gesamte Pflanze mit der Glasglocke überstülpen. In einer offenen Petrischale einen mit Äther oder Chloroform getränkten Wattebausch unter die Glasglocke bringen (Vorsicht! Feuergefährlich!). Nach fünf Minuten die Glocke entfernen und die Mimose auf ihre Reizbarkeit prüfen. Die Reizungen nach fünf bis zehn Minuten wiederholen.

Beobachtung: Während die unbehandelte Mimose auf Reizungen, wie im Experiment 130 beschrieben, reagiert, zeigt die gleiche Pflanze nach Einwirkung von Diäthyläther — oder Trichlormethandämpfen bei Berührung keine Reaktion. Nach einigen Minuten reagiert die Mimose wieder in der bekannten Weise.

Auswertung: Mimosen werden durch Einwirkung von Diäthyläther- oder Trichlormethandämpfen unempfindlich und in einen gewissen Starrezustand versetzt. Ihre Reaktion auf Berührung und andere Reize unterbleibt. Nach einigen Minuten „erholen“ sich die Pflanzen und reagieren wieder in der bekannten Weise.

Tast- und Temperatursinn bei Tieren und beim Menschen**132 Reaktion der Süßwasserpolypen auf Berührungsreize (SG)**

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm) Glasstab, 25 cm lang	Süßwasserpolypen (<i>Hydra</i> -Arten)
---	--

Zeit: 5 min

Durchführung: Einen an der Aquarienwand oder einer Wasserpflanze festsitzenden, ausgestreckten Polypen beobachten. Danach den Polypen mit dem Glasstab leicht berühren. Seine Reaktion beobachten.

Beobachtung: Der Polyp verändert auch bei längerer Beobachtung kaum seine Gestalt. Nur die Tentakel werden langsam bewegt. Bei der Berührung mit dem Glasstab zieht sich der Polyp schnell zusammen und verdickt sich dabei. Kurze Zeit danach nimmt er wieder seine vorherige Gestalt an.

Auswertung: Das netzförmige Nervensystem des Polypen bewirkt im Zusammenhang mit Muskelfasern das Zusammenziehen des Polypen. Dadurch wird eine Schutzfunktion gegenüber Feinden ausgeübt.

133 Nachweis der Druckempfindung der Haut (SG)

3 Holzstäbe, etwa 10 cm Faserstift Augenklappen Tusche (blau)	Schere Wachskerze Federhalter mit spitzer Feder
--	---

Zeit: 12 min

Durchführung: Mittels einer Schere ein mittelstarkes Haar in 3 cm lange Stücke schneiden. Diese mit einem Wachstropfen rechtwinklig an einem Ende der Holzstäbe befestigen. Der Versuchsperson die Augen verbinden. Durch Berühren mit dem am Stäbchen befindlichen Haar die Druckempfindung verschiedener Körperstellen prüfen, beispielsweise die Lippen, die Wangen, die Stirn, die Fingerspitzen, Handrücken und Unterarm.

Danach auf dem Unterarm der Versuchspersonen mit einem Faserstift ein 1 cm breites und 2 cm langes Rechteck zeichnen. Mit dem Reizhaar systematisch darin die Druckpunkte aufsuchen. Diese mit kleinen Tuschetropfen kennzeichnen.

Beobachtung: Nur an bestimmten Punkten treten bei Berührung mit dem Reizhaar Druckempfindungen auf. Bei Berührungen an anderen Stellen wird das Aufsetzen des Haares nicht wahrgenommen.

Auswertung: Das Feststellen von Druckempfindungen ist nicht auf der gesamten Oberfläche der Haut möglich. Die der Aufnahme von Druckreizen dienenden Nervenzellen des Menschen sind nicht gleichmäßig in der Haut verteilt, sondern zu sogenannten „Druckpunkten“ zusammengefaßt. Der Mensch besitzt insgesamt etwa 500 000 „Druckpunkte“, die an einigen Körperstellen, beispielsweise den Lippen und den Fingerspitzen, zahlreich vorkommen. An anderen Stellen dagegen, beispielsweise auf dem Rücken, sind sie weniger zahlreich vorhanden.

Ergänzung: Beachte die Druckwirkung, die bei Berührung von Haaren entsteht. Feststellen der „Schmerzpunkte“ mit der gleichen Experimentieranordnung. Das Haar wird in diesem Falle durch eine Schweineborste ersetzt, die mit einer scharfen Schere nach der Befesti-

gung am Holzstäbchen in etwa 2 cm Länge schräg abgeschnitten wird. Die Schmerzpunkte werden in demselben Feld mit einer anderen Farbe gekennzeichnet.

134 Nachweis der Druckempfindlichkeit der Haut (S)

Stechzirkel
Augenklappen
Zentimetermaß mit
Millimeteinteilung

Zeit: 10 min

Durchführung: Der Versuchsperson die Augen verbinden. Die Spitzen eines Stechzirkels 15 mm weit öffnen und auf verschiedene Körperstellen gleichzeitig aufsetzen. Die Versuchsperson gibt an, ob ein oder zwei Berührungsreize empfunden werden. Winkelstellung des Zirkels verändern. Für jeden geprüften Körperteil die Entfernung der beiden Zirkelspitzen feststellen, bei der bei gleichzeitiger Berührung gerade noch zwei Reize empfunden werden. Darauf achten, daß beide Spitzen jeweils gleichzeitig und mit gleichem Druck aufgesetzt werden. Um Täuschungen auszuschließen, mehrfach zwischendurch auch nur eine Spitze aufsetzen.

Beobachtung: Die Versuchsperson nimmt bei Berührung im Gesicht und an den Fingerspitzen die 15 mm voneinander entfernten Spitzen als 2 Reize wahr. Vom Handrücken an wird jedoch nur noch ein Eindruck verspürt.

Die festgestellten notwendigen Entfernungen der Zirkelspitzen sind an den geprüften Körperstellen sehr unterschiedlich und reichen von 2 mm bis 65 mm Abstand.

Auswertung: Die Simultanschwelle für Druckreize ist an den verschiedenen Körperstellen sehr unterschiedlich. Infolge der Anhäufung der Druckpunkte an den Lippen, der Zunge, den Fingerspitzen ist an diesen Stellen des Körpers der Tastsinn besonders gut ausgeprägt, am Oberarm und Rücken dagegen ist er sehr gering.

Der Simultanschwellenwert der Tastempfindlichkeit beträgt etwa:

Zunge	1 mm
Fingerspitzen	2 mm
Lippen	4 mm
Wange	11 mm
Handrücken	32 mm
Oberarm	50 mm
Rücken	67 mm

Ergänzung: Prüfe, welche Empfindungen Glasröhrchen verschiedener Stärke verursachen, die mit ihren Öffnungen auf die genannten Körperstellen aufgesetzt werden.

Versuche, 1-Pfennig-, 5-Pfennig-, 10-Pfennig-Stücke durch Betasten der Ränder nach ihrer Dicke zu unterscheiden.

Unterscheide durch Tasten: glatt, rauh, seifig, körnig, filzig, seidig u. a.

135 Bestimmen der Lokalisation von Berührungsreizen (SG)

2 Holzstäbchen
Augenklappen
Watte

Zeit: 8 min

Durchführung: Der Versuchsperson die Augen verbinden. Ihre Haut an verschiedenen Körperstellen mit einem mit Watte umwickelten Holzstäbchen etwa 1 Sekunde lang berühren.

Mehrfach auch die gleiche Hautstelle reizen. Die Versuchsperson soll mit einem Stäbchen jeweils 10 Sekunden nach der Berührung die gereizte Stelle genau anzeigen. Anzahl der richtigen und der falschen Angaben in Prozent zur Anzahl der Berührungsreize berechnen. Die Angaben mehrerer Versuchspersonen vergleichen.

Beobachtung: Die Angaben der Versuchspersonen stimmen mit den Berührungsstellen oft nicht überein.

Auswertung: Die nachträgliche Lokalisation von Berührungsreizen ist schwierig und gelingt oft nach einigen Sekunden nicht mehr. Es ergeben sich starke individuelle Unterschiede.

136 Betäubung des Schmerzsinn (D)



Stechzirkel
Diäthyläther (C_2H_5)₂O
in Parfümzerstäuber, etwa
3 ml

Zeit: 5 min

Durchführung: Auf den Zeigefinger einer Hand etwa 30 Sekunden lang Äther stäuben (Vorsicht, stark feuergefährlich) und verdunsten lassen. Die Hand auf den Tisch legen. Mit einem Stechzirkel den behandelten Finger und den Ringfinger reizen.

Beobachtung: Während am Ringfinger die natürliche Schmerzempfindung auftritt und in einer Entfernung von 2 mm die Spitzen des Zirkels als 2 Reize empfunden werden, treten am behandelten Finger keine Schmerzempfindungen auf, und selbst bei einem Abstand der Zirkelspitzen von 10 mm wird lediglich ein geringer Druck empfunden.

Auswertung: Die Tast- und Schmerzsinneszellen können durch narkotisierende Mittel zeitweise funktionslos gemacht werden. Dieser Umstand wird in der Chirurgie bei örtlicher Betäubung genutzt (Lokalanästhesie).

137 Nachweis der Temperaturempfindung (SG)

2 Bechergläser, 600 ml	4 Flaschenkorken
4 Stricknadeln	Federhalter mit spitzer Feder
Brenner	Augenklappen
Dreifuß	Filterpapier
Flammensieb	Faserstift
Thermometer	Tusche (rot und grün)
	Wasser

Zeit: 10 min

Durchführung: Zwei Stricknadeln, die mit einem Ende in Korken gesteckt werden, werden in ein Becherglas, das mit Wasser von etwa 50 °C gefüllt ist, erwärmt. Die beiden anderen Nadeln in einem mit möglichst kaltem Wasser gefüllten Becherglas abkühlen. Auf dem entblößten Unterarm der Versuchsperson mit einem Faserstift ein 1 cm breites und 2 cm langes Rechteck aufzeichnen. Der Versuchsperson die Augen verbinden. Eine Nadel aus dem erwärmten Becherglas nehmen, schnell und gründlich am Filterpapier abtrocknen und mit ihrer Spitze ohne Druck auf verschiedene Stellen des abgegrenzten Hautabschnittes aufsetzen. Die Versuchsperson sagt an, wenn sie deutliche Wärmeempfindungen (nicht Druckempfindungen) verspürt. Die Nadel wegen Abküh-

lung nach kurzer Zeit wieder in das erwärmte Wasser zurückbringen und durch die zweite ersetzen. Die aufgefundenen Wärmepunkte mit roten Tuschetropfen kennzeichnen.

In der gleichen Weise mit den abgekühlten Nadeln verfahren. Die gefundenen Kältepunkte mit grünen Tuschetropfen markieren.

Mit den erwärmten Nadeln danach auch bereits aufgefundene Kältepunkte und mit kalten Nadeln Wärmepunkte betasten.

Beobachtung: Nur an bestimmten Punkten des abgegrenzten Hautabschnittes treten bei Berührung mit warmen bzw. kalten Nadeln deutliche Wärme- bzw. Kälteempfindungen auf. Die aufgefundenen Kältepunkte sind wesentlich zahlreicher als die festgestellten Wärmepunkte. Wärmepunkte geben bei Reizung mit kalten Nadeln und Kältepunkte bei Reizung mit warmen Nadeln keine entsprechenden Empfindungen.

Auswertung: Es ist nicht möglich, Temperaturempfindungen auf der gesamten Oberfläche der Haut festzustellen. Die der Aufnahme von Temperaturreizen dienenden Nervenzellen sind nicht gleichmäßig über die Haut verteilt, sondern an bestimmte, sogenannte „Wärmepunkte“ und „Kältepunkte“ gebunden. Jeder dieser Temperaturpunkte ist spezifisch nur für Wärme oder Kälte reizbar. Der Mensch besitzt etwa 250 000 Kältepunkte gegenüber nur etwa 30 000 Wärmepunkten, die an einigen Körperteilen gehäuft auftreten, an anderen dagegen zahlenmäßig geringer sind.

Ergänzung: Durch einen Vergleich der Anzahl der gefundenen Wärme- oder Kältepunkte gleich großer Hautstellen an Unterarm, Oberarm, Rücken und Wange kann die ungleichmäßige Verteilung der Temperaturpunkte auf der Haut verschiedener Körperteile nachgewiesen werden.

Ähnliches kann man mit 2 Reagenzgläsern feststellen, die mit warmem bzw. kaltem Wasser gefüllt sind. Werden mit den Gläsern die genannten Körperteile berührt, treten Unterschiede in der Intensität der Temperaturempfindungen an den verschiedenen Körperteilen auf.

138 Nachweis des Zusammenwirkens von Temperatur- und Druckempfindung (SG)

Becherglas, 600 ml	Brenner
2 Einhundertgramm- wägestücke	Filterpapier Wasser

Zeit: 3 min

Durchführung: Der Versuchsperson die Augen verbinden. Ein über dem Brenner leicht erwärmtes Wägestück auf die ausgestreckte Hand legen. Nach 5 Sekunden das Wägestück durch das zweite in kaltem Wasser abgekühlte und abgetrocknete Wägestück ersetzen. Die Versuchsperson soll angeben, ob sie einen Masseunterschied feststellen kann oder ob es sich um gleiche Wägestücke handelt.

Beobachtung: Die gleich schweren Wägestücke scheinen unterschiedliche Masse zu haben.

Auswertung: Beim Vergleich von Druckempfindungen verschiedener Wägestücke spielt die Temperaturempfindung eine gewisse Rolle.

Ergänzung: Pappkartons verschiedener Größe mit Sand füllen und auf gleiche Masse bringen. Die Masse der Kartons von einer Versuchsperson durch Anheben vergleichen lassen. Zusammenwirken von Druck- und optischen Empfindungen.

Täuschung des Drucksinns: Den Mittelfinger über den Zeigefinger der gleichen Hand schlagen und zwischen den Fingerspitzen einen Bleistift bewegen. Es entsteht der Eindruck der Berührung von zwei Gegenständen. Darauf mit 2 Bleistiften gleichzeitig die Außenseite der übereinandergeschlagenen Finger berühren. Es wird nur ein Berührungsempfindung empfunden.

139 Feststellen von Temperaturunterschieden (SG)

2 Bechergläser, 250 ml	Thermometer
Brenner	Glasstab
Dreifuß	Handtuch
Flammensieb	Wasser

Zeit: 3 min

Durchführung: Zwei Bechergläser zu 2/3 mit Wasser von etwa 25 °C füllen. In einem der beiden Gläser durch Zuschütten von wenig kaltem Wasser die Temperatur um etwa 1/2 °C senken. Die Versuchsperson, die nicht wissen darf, in welchem Becherglas das Wasser abgekühlt wurde, versucht durch abwechselndes Eintauchen eines Fingers den Temperaturunterschied festzustellen.

Beobachtung: Das um 1/2 °C abgekühlte Wasser wird deutlich als kälter empfunden.

Auswertung: Der Temperatursinn des Menschen ist sehr fein ausgeprägt. Genaue Untersuchungen ergeben, daß die Schwelle für das Feststellen von Wärmeunterschieden im Temperaturbereich von 16 °C bis 35 °C Wärme bei etwa 1/5 Grad bis 1/6 Grad liegt.

140 Nachweis der Relativität der Temperaturempfindung (S)

2 Bechergläser, 600 ml	Flammensieb
1 Becherglas, 1000 ml	Thermometer
Brenner	Handtuch
Dreifuß	Wasser

Zeit: 3 min

Durchführung: Die Bechergläser zur Hälfte mit Wasser füllen. Die Temperatur des Wassers im I. Becherglas soll 10 °C, die im II. 35 °C und die im großen Becherglas 20 °C betragen. Gleichzeitig beide Hände etwa 30 Sekunden lang in die kleinen Bechergläser tauchen. Danach beide Hände zusammen in das große Becherglas stecken.

Beobachtung: An der Hand, die vorher in kaltes Wasser getaucht war, wird das Wasser von 20 °C als warm, an der Hand, die vorher in warmes Wasser getaucht war, wird dasselbe als kalt empfunden.

Auswertung: Die Temperaturempfindung des Menschen ist relativ. Man empfindet kalt, wenn der Haut Wärme entzogen wird, und warm, wenn ihr Wärme zugeführt wird. Deshalb wird vom Körper eine bestimmte Temperatur als wärmer empfunden, wenn man aus einer kälteren Umgebung kommt. Dagegen wird die gleiche Temperatur als kälter empfunden, wenn man sich zuvor in einem warmen Raum aufgehalten hat.

Ergänzung: Beim Baden im Freien empfindet man das Wasser nach einem Sonnenbad anfangs als kalt. Duscht man jedoch vor dem Baden kalt, so wird dasselbe Wasser als warm empfunden.

Geruchs- und Geschmackssinn bei Tieren und beim Menschen**141 Nachweis der Geruchsempfindlichkeit (S)**

4 Reagenzgläser mit Stopfen	Eau de Cologne
Reagenzglasgestell	Benzin
Äthanol (Alkohol) C_2H_5OH	Himbeersirup

Zeit: 8 min

Durchführung: Eine sehr kleine Menge jeder Geruchssubstanz in je ein Reagenzglas bringen und die jeweils nicht benutzten Reagenzgläser verkorken. Abwechselnd das rechte und das linke Nasenloch zuhalten und mit der freien Nasenhälfte die Geruchssubstanzen der Reihe nach langsam einatmen. Prüfen, ob in beiden Nasenhälften die einzelnen Riechstoffe mit gleicher Intensität empfunden werden.

Beobachtung: Sehr oft ist die Intensität der Geruchsempfindungen unterschiedlich. In der einen Nasenhälfte werden die Riechstoffe intensiver wahrgenommen als in der anderen.

Auswertung: Die Geruchsempfindlichkeit beider Nasenhälften ist meist nicht gleichmäßig ausgeprägt. Weiteres siehe Experiment 142, Auswertung.

Ergänzung: Üben der Geruchsprüfung von Chemikalien durch Zufächeln der Geruchssubstanzen mit der Hand bei gleichzeitigem vorsichtigem Einatmen.

142 Nachweis der Beeinflussung der Geruchsempfindung durch die Atmung (S)

2 Reagenzgläser mit Stopfen	Himbeersirup
Reagenzglasgestell	Eau de Cologne

Zeit: 5 min

Durchführung: Eine geringe Menge der Geruchssubstanzen in die Reagenzgläser bringen. Nacheinander unter die Nase halten ohne einzuatmen, bei normalem Einatmen und stoßweisem Einatmen (Schnüffeln). In beiden Fällen die Geruchsempfindung feststellen.

Beobachtung: Bei willkürlichem Anhalten der Atmung tritt, auch wenn sich die Geruchssubstanz direkt unter der Nase befindet, keine Geruchsempfindung auf. Bei normalem Einatmen ist der Geruch deutlich festzustellen. Wird stoßweise eingeatmet, so ist die Geruchsempfindung besonders stark.

Auswertung: Die gasförmigen Geruchssubstanzen werden mit der Atemluft in die Nase eingeogen und gelangen so zu den an den oberen Muscheln der Nase gelegenen Riechschleimhäuten, den Riechfeldern. Sie reizen die dort angehäuften Geruchssinneszellen, deren Erregung durch die Riechnerven an das Zentralnervensystem weitergeleitet wird.

Ergänzung: Die Nase zuhalten, über einer Geruchssubstanz durch den Mund einatmen und die Luft durch die Nase nach außen leiten. Die Intensität des auftretenden Geruchs mit dem bei normalem Einatmen durch die Nase vergleichen.

143 Feststellen der Dauerhaftigkeit der Geruchsempfindung (S)

2 Reagenzgläser mit Stopfen	Himbeersirup
Reagenzglasgestell	Zitronensirup

Zeit: 8 min

Durchführung: In ein Reagenzglas etwa 1 ml Himbeersirup, in das zweite die gleiche Menge Zitronensirup bringen und verkorken. Etwa 2 Minuten intensiv an dem Himbeersirup riechen. Die Geruchsempfindung ständig beachten und vor allem zu Beginn und am Ende der genannten Zeit miteinander vergleichen. Darauf ebenfalls 2 Minuten am Zitronensirup riechen. Die genannten Vergleiche wieder durchführen und nach Ablauf der Zeit abermals am Himbeersirup riechen.

Beobachtung: Der am Anfang der Riechprobe stark auftretende aromatische Geruch nach Himbeeren läßt mit der Zeit merklich nach und ist nach 2 Minuten fast nicht mehr festzustellen. Das Zitronenaroma dagegen ist sofort stark wahrnehmbar, nimmt aber nach kurzer Zeit ebenfalls ab und verschwindet ganz. Nach Ablauf dieser Zeit ist nun der Himbeergeruch wieder gut wahrnehmbar.

Auswertung: Die charakteristische Geruchsempfindung, die von einem Riechstoff ausgelöst wird, läßt mit der Zeit der Einwirkung nach und hört schließlich ganz auf. Die Geruchsempfindung stumpft ganz ab. Ein neuer Geruch kann wahrgenommen werden. Nach einer gewissen Zeit verschwindet die Abstumpfung gegen den ersten Geruch wieder.

144 Zusammenwirken von Geruchs- und Geschmacksempfindung (S)

4 Reagenzgläser	Patentwäscheklammer
4 Pipetten	Kaffee, etwa 10 ml
Becherglas, 600 ml	Most, etwa 10 ml
Thermometer	Tee, etwa 10 ml
Augenklappen	Trinkwasser, etwa 10 ml
Reagenzglasständer	
Brenner	
Dreifuß	
Flammensieb	

Zeit: 8 min

Durchführung: Die Flüssigkeiten in je ein Reagenzglas füllen. Alle Reagenzgläser im Wasserbad bei einer Temperatur von 25 °C halten. Der Versuchsperson die Augen verbinden und die Nase mit einer Patentwäscheklammer mit leichtem Druck verschließen. Danach mit je einer Pipette die Flüssigkeiten, die alle die gleiche Temperatur haben müssen, in unterschiedlicher Reihenfolge in den Mund träufeln. Die Versuchsperson versucht, die Flüssigkeiten an ihrem Geschmack zu erkennen und zu benennen. Danach die Klammer entfernen und das gleiche Experiment wiederholen.

Beobachtung: Bei Ausschaltung des Riechvermögens ist es nicht immer möglich, eine sichere Unterscheidung der genannten Getränke vorzunehmen. Nach Entfernung der Klammer ist die Versuchsperson sehr schnell in der Lage, die Getränke nach dem Geschmack zu unterscheiden.

Auswertung: Bei der Geschmacksbildung wirken Geschmacks- und Geruchsempfindungen eng zusammen. Bei Hemmung der Geruchsempfindung, beispielsweise durch Schnupfen, ist die Geschmacksempfindung in Mitleidenschaft gezogen.

Ergänzung: Ausführung des gleichen Experiments mit Apfel-, Birnen-, Gurken- und Kürbisstückchen.

145 Feststellen der Lokalisation der Geschmacksempfindung (SG)

4 Reagenzgläser	Äthansäure (Essigsäure)
Becherglas, 100 ml	CH_3COOH , 0,5 %ig, 3 ml
4 Holzstäbchen	Saccharoselösung $\text{C}_{12}\text{H}_{22}\text{O}_{11}$,
Watte	2 %ig, 3 ml
Reagenzglasgestell	Magnesiumsulfatlösung
Filterpapier	MgSO_4 , 5 %ig, 3 ml
Natriumchloridlösung	Wasser
(Kochsalz) NaCl , 2 %ig, 3 ml	

Zeit: 10 min

Durchführung: In je ein Reagenzglas die Lösungen bringen und beschriften. Die Zunge durch die Versuchsperson mit Filterpapier abtrocknen lassen. Die Stäbchen in die Lösung eintauchen und die Zunge jeweils in folgender Reihenfolge auf die entsprechende Geschmacksqualität prüfen: Zungenspitze, seitliche Zungenränder, Mitte der Zunge vorn, Mitte der Zunge hinten. Nach jedem Betupfen kann die Versuchsperson die Zunge in den Mund nehmen und gegen den Gaumen drücken, da oft erst dann der Geschmack auftritt. Nicht zu schnell hintereinander prüfen. Mehrfach den Mund während der Prüfung mit Leitungswasser ausspülen. Bei Verwendung von Äthansäure Nase zuhalten.

Beobachtung: An der Spitze der Zunge tritt besonders süßer, an den Rändern saurer, in der Mitte vorn salziger und an der Zungenwurzel bitterer Geschmack auf.

Auswertung: Die vier Geschmacksqualitäten süß, sauer, salzig und bitter werden nicht an allen Stellen der Zunge gleich intensiv wahrgenommen. Insbesondere sind die Geschmacksempfindungen süß an der Zungenspitze, sauer an den seitlichen Rändern der Zunge, salzig fast überall auf der Oberseite und bitter an der Zungenwurzel festzustellen.

146 Beeinflussung der Geschmacksempfindung durch die Temperatur (S)

3 Reagenzgläser	Thermometer
2 Bechergläser, 600 ml	Filterpapier
Brenner	Saccharoselösung $\text{C}_{12}\text{H}_{22}\text{O}_{11}$, 10 %ig
Dreifuß	Eis
Flammensieb	

• Zeit: 10 min

Durchführung: Jedes Reagenzglas mit 10 ml der Saccharoselösung füllen. Ein Reagenzglas auf Eis stellen, das zweite bei Zimmertemperatur stehenlassen und das dritte Glas im Wasserbad auf etwa 50 °C erwärmen. Den Süßigkeitsgrad feststellen und Vergleiche ziehen.

Beobachtung: Während bei einer Temperatur von 25 °C die Geschmacksempfindung süß einer 10 %igen Zuckerlösung am stärksten ist, läßt die Empfindung bei stärkerer Erwärmung nach und ist bei starker Abkühlung fast gar nicht feststellbar.

Auswertung: Die Intensität der Geschmacksempfindung ist von der Temperatur der Geschmacksstoffe abhängig.

147 Beeinflussung der Geschmacksempfindung (S)

Reagenzglas	Natriumchlorid (Kochsalz) NaCl
Saccharoselösung	Wasser
$C_{12}H_{22}O_{11}$, 10%ig, 10 ml	

Zeit: 3 min

Durchführung: Die Saccharoselösung kosten und den Süßigkeitsgrad merken. Der Saccharoselösung einige Körnchen Natriumchlorid zufügen, umschütteln. Erneut den Süßigkeitsgrad prüfen. Vergleichen.

Beobachtung: Die mit Natriumchlorid versetzte Lösung wird als süßer empfunden.

Auswertung: Durch den Kontrast zwischen süßen und salzigen Geschmacksstoffen tritt der überwiegende süße Geschmack stärker hervor.

Ergänzung: Nacheinander die Intensität der Geschmacksqualität folgender Stoffe überprüfen:
Zitronensaft — Zuckerlösung — Zitronensaft
Essigwasser — Leitungswasser — Essigwasser

148 Nachweis von Geruchs- und Geschmackssinn beim Gelbrandkäfer (D)

Aquarium	Magnesiumsulfatlösung
(18 cm × 24 cm × 22 cm)	$MgSO_4$, 5%ig, 5 ml
Filterpapier	Frischfleisch, 5 g
2 Pinzetten	Gelbrandkäfer
Natriumchloridlösung	(<i>Dytiscus marginalis</i> L.)
(Kochsalz) NaCl, 10%ig, 5 ml	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 8 min (nach 2 Tagen)

Durchführung: Den Käfer zwei Tage lang ohne Futter im Aquarium halten. Aus Filterpapier kleine Kügelchen von etwa 5 mm Ø drehen. Eines der Kügelchen kräftig auf ein Stück frisches Fleisch drücken, ein anderes unbehandelt lassen. Beide gleichzeitig an zwei Pinzetten in das mit dem Wasserkäfer besetzte Aquarium bringen. Das Experiment mehrfach wiederholen. Danach in gleicher Weise in Natriumchloridlösung und in Magnesiumsulfatlösung (Bittersalz) getauchte Papierkügelchen verwenden.

Beobachtung: Der Käfer schwimmt stets zu dem mit dem Fleisch in Berührung gebrachten Filterpapier und beißt hinein, während das unbehandelte Papier unbeachtet bleibt. Auch das in Kochsalzlösung getauchte Papier wird angebissen. Nach dem Anbeißen des mit Bittersalz getränkten Papiers flieht der Käfer und läßt sich meist nicht wieder anlocken.

Auswertung: Der hungrige Käfer wird durch den Geruch bzw. Geschmack des mit Fleisch in Berührung gekommenen Filterpapiers angelockt und beißt in die vermeintliche Nahrung. Das unbehandelte Filterpapier wird, obwohl es das gleiche Aussehen hat, nicht angeschwommen. Aus diesem Experiment ist zu schließen, daß der Käfer seine Nahrung mit dem Geruchs- bzw. Geschmackssinn wahrnimmt und der Gesichtssinn dabei nicht ausschlaggebend ist.

Gehör- und Gleichgewichtssinn bei Tieren und beim Menschen**149 Feststellen der Hörfähigkeit (S)**

 Augenklappen
 oder Handtuch

Zeit: 2 min

Durchführung: Die Versuchsperson in 8 Meter Entfernung, das Gesicht zum Prüfenden gerichtet, aufstellen. Die Hörfähigkeit beider Ohren einzeln nacheinander prüfen. (Deshalb jeweils den Gehörgang eines Ohres mit der Fingerkuppe des Daumens verschließen.) Um das Ablesen der Worte vom Mund des Prüfenden zu verhindern, der Versuchsperson die Augen verbinden. Der Prüfende spricht nach normalem Ausatmen, also mit Reserverluft, in Flüstersprache hochklingende Zahlworte, wie 2, 3, 6, 7, 13, 60 und tiefklingende, wie 8, 9, 12, 18, 19, 20, in unregelmäßiger Reihenfolge wechselnd. Die Worte von der Versuchsperson zur Kontrolle wiederholen lassen. Treten Hörfehler auf oder wird wenig verstanden, die Entfernung so lange verkürzen und die Prüfung wiederholen, bis die Worte verstanden werden. Danach in gleicher Weise das andere Ohr prüfen.

Beobachtung: Die Hörfähigkeit ist individuell verschieden.

Auswertung: Versteht der Schüler mit beiden Ohren aus 8 m Entfernung fast alle genannten Worte, so ist sein Gehör normal. Muß die Entfernung der Prüfung deutlich verkürzt werden, liegt Schwerhörigkeit vor. Schwerhörige Schüler sind dem Arzt vorzustellen.

Ergänzung: Für jedes Ohr feststellen, in welcher Entfernung das Ticken einer Taschenuhr gerade noch zu hören ist. Vergleich der Ergebnisse bei verschiedenen Versuchspersonen.

150 Lautstärke eines Schalles bei zunehmender Luftverdünnung (D)

Exsikkator	Holzstab (Länge dem Durchmesser des Exsikkators entsprechend)
Vakuumschlauch, etwa 1 m	Glocke (klein)
Bindfaden	oder elektrische Klingelanlage
Wasserstrahlpumpe	(aus der Physiksammlung)

Zeit: 6 min

Durchführung: Im Unterteil eines Exsikkators einen Holzstab, an dem eine kleine Glocke befestigt ist, anbringen (verkleben). Bei geschlossenem Deckel den Exsikkator mit einem Vakuumschlauch an die Wasserstrahlpumpe anschließen. Durch leichtes Schütteln des Exsikkators während des Absaugens der Luft die Glocke in Schwingungen versetzen. Auf die Lautstärke des Klingelns achten. Danach wieder Luft langsam in den Exsikkator einströmen lassen. Dabei ebenfalls die Glocke in Schwingungen versetzen und auf die Lautstärke achten.

Beobachtung: Das Klingeln der Glocke wird beim Absaugen der Luft mit zunehmender Luftverdünnung leiser. Entsprechend dem Einströmen der Luft nach Öffnen des Hahnes am Exsikkator ist das Klingeln wieder lauter zu hören.

Auswertung: Die Leitung des Schalles zum Gehörgang erfolgt vernehmlich durch die Luft. Bei Luftverdünnung wird der Schall leiser und ist undeutlicher wahrzunehmen.

151 Schalleitung durch Knochen (SG)

Stimmgabel

Zeit: 2 min

Durchführung: Die Versuchsperson verschließt mit den Kuppen der Daumen die Gehörgänge beider Ohren. Ein Mitschüler schlägt die Stimmgabel an. Die Versuchsperson sagt an, ob sie den Ton hört. Danach Stimmgabel abermals anschlagen und mit dem Griff auf den Kopf, das Kinn und auf ein entblößtes Knie der Versuchsperson setzen.

Beobachtung: Während die Versuchsperson zuerst nichts hört, nimmt sie den Ton der Stimmgabel deutlich wahr, wenn der Griff auf die genannten Körperteile aufgesetzt wird.

Auswertung: Die Knochen übertragen Schallschwingungen zum Gehörgang.

Ergänzung: Nach derselben Experimentieranweisung die Knochenleitung des Schalls mit offenen Ohren prüfen. Wenn kein Ton mehr hörbar ist, die Stimmgabel dem Ohr nähern. Der Ton klingt wieder auf, weil die Luftleitung auf kurze Entfernung den bereits stark abgeschwächten Schall wieder hörbar macht.

Eine Taschenuhr zwischen die Lippen nehmen und mehrfach kurze Zeit mit den Zähnen berühren.

Die Entfernung feststellen, in der das Ticken einer kleinen Wanduhr gerade noch zu hören ist. Darauf ein Ohr an die Wand legen, wieder die weiteste Entfernung feststellen und vergleichen.

152 Bedeutung der Ohrmuschel für die Schallaufnahme (S)

Zeit: 2 min

Durchführung: Die Versuchsperson hält die Hände muschelartig hinter beide Ohren und hört auf die Flüstersprache eines Mitschülers entsprechend Experiment 149. Danach drückt die Versuchsperson mit dem Zeigefinger beider Hände die Ohrmuschel gegen den Hinterkopf und versucht nochmals die Flüstersprache zu verstehen.

Beobachtung: Beim Vergrößern der Fläche der Ohrmuschel durch die Hände ist die Flüstersprache deutlicher zu verstehen als beim Verkleinern durch Anlegen der Ohrmuschel an den Hinterkopf.

Auswertung: Die Ohrmuscheln dienen der Aufnahme der Schallwellen und der Weiterleitung in den Gehörgang. Durch ihre Winkelstellung zum Gehörgang sowie Vergrößerung oder Verkleinerung wird der Schall besser bzw. schlechter aufgenommen.

Ergänzung: Herstellung von Hörrohren aus Zeichenpapier.

153 Nachweis des Richtungshörens (D)

Augenklappen oder Handtuch

Zeit: 3 min

Durchführung: Der Versuchsperson, die in der Mitte des Raumes steht, die Augen verbinden. Die Mitschüler im Kreis in einer Entfernung von mindestens 3 Metern um die Versuchsperson gruppieren. Der Versuchsleiter zeigt abwechselnd auf Schüler, die leise Geräusche verursachen sollen. Die Versuchsperson hat mit der Hand genau die Richtung

anzugeben, aus der die Geräusche kommen. Danach verschließt die Versuchsperson ein Ohr mit der Kuppe des Daumens, und das Experiment wird wiederholt.

Beobachtung: Während beim Hören mit beiden Ohren die Richtung, aus der der Schall kommt, genau angezeigt wird, ist die Richtungsangabe beim Hören mit einem Ohr sehr ungenau.

Auswertung: Die Schallwellen treffen nur dann gleichzeitig auf beide Trommelfelle, wenn das Gesicht genau der Schallquelle zugewandt ist. Andernfalls wird der Ton von beiden Ohren mit einem sehr geringen Zeitunterschied aufgenommen, der aber genügt, um die Richtung der Schallquelle festzustellen. Beim Hören mit nur einem Ohr ist die Richtungsangabe wesentlich schwieriger, da hier nur bei länger anhaltenden Tönen durch Drehen des Kopfes die Richtung des Schalles aus der wechselnden Intensität festgestellt werden kann.

Ergänzung: Täuschen des Richtungshörens durch das Halten einer Hand in geringer Entfernung vor ein Ohr.

154 Feststellen der Verbindung zwischen Ohr und Rachenraum (S)

Zeit: 1 min

Durchführung: Mund schließen, Nase zuhalten und mehrmals versuchen, kräftig ein- und auszuatmen. (Kinder mit Erkältungskrankheiten sind von diesem Versuch auszuschließen.)

Beobachtung: Es ist ein knackendes Geräusch zu hören und ein leichter Druck in den Ohren wahrzunehmen.

Auswertung: Durch die Eustachische Röhre (Ohrtrumpete) ist der Rachenraum mit dem Mittelohr verbunden. Versucht man bei geschlossenem Mund und geschlossener Nase aus- bzw. einzuatmen, so setzt sich der verstärkte Druck bzw. Unterdruck im Rachenraum durch die Eustachische Röhre in die Ohren fort.

Ergänzung: Bei Tal- und Bergfahrten im Gebirge oder noch deutlicher beim Starten oder Landen mit einem Flugzeug tritt bei geöffnetem Mund und häufigen Schluckbewegungen ein schnellerer Druckausgleich zwischen Mittelohr und äußerem Luftdruck ein als bei geschlossenem Mund.
Öffnen des Mundes bei Explosionen.

155 Reizreaktion des Lage- und Bewegungssinns (SG)

Drehschemel

Zeit: 3 min

Durchführung: Versuchsperson auf einem Drehschemel dreimal bis fünfmal um die eigene Achse drehen und plötzlich anhalten. Die nachfolgende Bewegung beobachten. Empfindungen schildern lassen.

Beobachtung: Die Versuchsperson scheint sofort nach dem Anhalten die Bewegung in der Drehrichtung fortzusetzen, kurz darauf jedoch eine Bewegung in der entgegengesetzten Richtung ausführen zu wollen. Die Versuchsperson verspürt Schwindelgefühl.

Auswertung: Im Innenohr befindet sich das kompliziert gebaute und in seiner Funktion für Schüler schwer zu erfassende Gleichgewichtsorgan des Menschen, das hauptsächlich aus den mit Endolymphe gefüllten Bogengängen besteht. Nach anfänglichem Beharren beteiligt sich die Endolymphe an der kreisenden Bewegung beim Drehen. Diese Bewegung setzt die Endolymphe auch nach dem plötzlichen Anhalten einige Zeit fort (Trägheit

der Masse!), wodurch bestimmte Sinneszellen, die in die Bogengänge hineinragen, gereizt werden. Der Körper versucht, durch entgegengesetzte Bewegungsreaktion dem Reiz entgegenzuwirken. (↗ Experiment 156 und 157)

Ergänzung: Beim Drehen um die eigene Achse Zeige- und Mittelfinger beider Hände auf die geschlossenen Augenlider legen und die Schwankungen der Augäpfel feststellen.

Beobachtung des eigenen Körpers beim plötzlichen Anfahren oder Anhalten von Eisenbahn, Straßenbahn oder Auto.

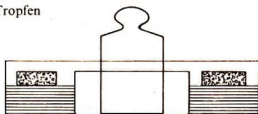
Parallelexperimente mit je einem Glas, das randvoll mit Wasser gefüllt ist

1. aus dem Stand plötzlich fortbewegen
2. aus voller Bewegung plötzlich anhalten
3. Richtungswechsel bei voller Bewegung durchführen.

156 Beobachten der Strömung der Endolymphe — Modellexperiment (D)

Glasschale, 15 cm Ø
Glasschale, 8 cm Ø
Wägestück, 500 g
3 Korkstückchen
Drehscheibe oder
Drehschemel

Eosinlösung, 0,5%ig, 3 Tropfen
Wasser



Zeit: 3 min

Durchführung: Die kleine Glasschale in die Mitte der großen stellen und mit einem 500-g-Stück beschweren. Den frei bleibenden Raum in der großen Schale mit Wasser füllen, das durch wenig Eosin leicht angefärbt ist. Drei Korkstückchen auf das angefärbte Wasser legen. Die Schale in die Mitte der Drehscheibe oder des Drehschemels stellen. Drehscheibe oder Drehschemel erst langsam, dann schneller drehen. Nach 8 Umdrehungen bis 10 Umdrehungen plötzlich anhalten.

Beobachtung: Zu Beginn des Drehens verharrt das Wasser in seiner Stellung, und die Glaswände der Schalen drehen sich um das Wasser und die daraufschwimmenden Korken herum. Bald jedoch wird auch das Wasser an der Drehung beteiligt. Nach dem plötzlichen Anhalten setzt das Wasser die kreisende Bewegung fort, was an den Korkenstückchen gut zu erkennen ist.

Auswertung: Durch das Modellexperiment wird veranschaulicht, wie sich die Endolymphe in den Bogengängen der Gleichgewichtsorgane der Wirbeltiere verhält. Durch die Strömung der Endolymphe bei Bewegung wird eine Reizung der in die Bogengänge hineinragenden Bewegungszellen hervorgerufen, so daß die jeweilige Lage des Kopfes bzw. Körpers auch bei geschlossenen Augen und dem Ausschalten anderer Sinneswahrnehmungen empfunden wird. (↗ Experiment 155 und 157)

157 Reizreaktion des Gleichgewichtsorgans bei Tieren (D)

Glasschale mit Überfalldeckel, etwa 15 cm Ø,
etwa 7 cm hoch
Drehscheibe oder
Drehschemel

Frosch (*Rana-spec.*)
oder Goldhamster
(*Mesocricetus auratus*)
WATERHOUSE)

Zeit: 3 min

Durchführung: Das Versuchstier in die Glasschale setzen. Die Schale abdecken und in die Mitte der Drehscheibe oder des Drehschemels stellen. Drehscheibe oder Drehschemel

erst langsam, dann schneller drehen. Nach 8maliger bis 10maliger Umdrehung plötzlich anhalten.

Beobachtung: Bei langsamer Umdrehung bewegt sich das Tier zunächst in der entgegengesetzten Richtung. Bei plötzlichem Anhalten nach einigen schnellen Umdrehungen bewegt sich das Tier in der Drehrichtung weiter. Nach weiterem schnellen Drehen wird das Tier schwindelig, was an unregelmäßigen Bewegungen der Gliedmaßen und Schwankungen des Körpers zu erkennen ist.

Auswertung: Auch bei Wirbeltieren können Ausgleicherscheinungen, die durch die Strömung der Endolymphe in den Bogengängen hervorgerufen werden, sowie die Erscheinungen des Drehschwindels beobachtet werden. (↗ Experimente 155 und 156)

158 Wirkung des Gleichgewichtsorgans beim Flußkreb (D)

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm)	Wasser Flußkreb (<i>Astacus astacus</i> L.)
Eisenfeilspäne	
Dauermagnet	
Durchlüftungspumpe	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 10 min (innerhalb von 2 Tagen)

Durchführung: Den Krebs kurz vor einer Häutung in das mit Wasser gefüllte, gut durchlüftete, aber sonst völlig leere (sandfreie) Aquarium bringen. (Alle abgestoßenen Häutungsteile sofort entfernen.) Einige Eisenfeilspäne in das Becken streuen. Zwei Tage nach der Häutung den Magneten an eine seitliche Aquarienwand bringen. Das Verhalten des Tieres beobachten. Danach den Magneten an der Wasseroberfläche über den Krebs halten.

Beobachtung: Bei der Annäherung des Magneten an die Seitenwand des Aquariums legt sich der Krebs auf die Seite und versucht, diese Wand als Untergrund zu benutzen und darauf zu laufen. Bei Einwirkung des Magneten von oben legt sich der Krebs auf den Rücken und zeigt ungerichtete Bewegungen.

Auswertung: Die Gleichgewichtsorgane des Krebses bestehen aus Bläschen (Statozysten), in denen Steinchen (Statolithen) unter dem Einfluß der Schwerkraft Sinneshärchen reizen. Dadurch erkennt der Krebs seine jeweilige Lage im Raum. Bei seiner Häutung wirft er mit seiner Schale auch die in den Statozysten liegenden Steinchen ab und ist dadurch gezwungen, nach dem Häutungsvorgang durch Aufnahme neuer Steinchen sein Gleichgewichtsorgan wieder funktionsfähig zu machen. In Ermangelung von Steinchen nimmt der Krebs im Versuch Eisenfeilspäne als Statolithen auf, die normalerweise die gleiche Wirkung wie Steine haben. Bei Annäherung eines Magneten werden die Eisenteilchen jedoch von diesem angezogen. Sie reizen dadurch in den Statozysten die Sinneshärchen, die in Richtung zum Magneten liegen. Der Krebs reagiert auf diese Reizungen mit entsprechenden Bewegungen.

Lichtsinn bei Tieren und beim Menschen**159 Sezieren eines Rinderauges (SG)**

Präparierbecken	2 Präpariernadeln
Pinzette	Kältemischung, besser
Thermosflasche (weithalsig) oder Becherglas	Trockeneis (festes CO ₂) oder Kühlschrank
Rasiermesser, Rasier- klingen mit Halter oder großes Skalpell	Rinderaugen (frisch)

Zeit: 30 min (mindestens 6 h vorher vorbereiten)

Durchführung: Frische Rinderaugen vor Beginn des Sezierens mindestens sechs Stunden lang im Gefrierfach eines Kühlschranks oder in einer Kältemischung, die sich in einer weithalsigen Thermosflasche oder in einem Becherglas befindet, vollständig durchfrieren lassen. Ein gefrorenes Auge, das von anhaftenden Muskeln befreit wurde, in das Präparierbecken bringen und in der natürlichen Lage (Sehnerv nach hinten unten gerichtet) zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand halten. Das Rasiermesser in der Längsachse durch Pupille und Sehnerv ziehen.

Beobachtung: Zuerst verschafft man sich einen Gesamtüberblick über den Aufbau und die Lage der Teile des Auges. Danach werden die einzelnen Teile, mit der Hornhaut beginnend, bis zum Austritt des Sehnervs einer genauen Untersuchung unterzogen. Dabei werden Linse und Glaskörper mit Präpariernadeln entfernt.

160 Nachweis des Bildes auf der Netzhaut (SG)

Präparierbecken	Stearinkerze
Deckgläschen	Präparierschere
Rasiermesser oder	3 Stecknadeln
Rasierklinge mit Halter	Pipette (spitz)
	Rinderaugen (frisch)

Zeit: 30 min

Durchführung: Von einem frischen Rinderauge mit einer scharfen Schere oder einer Rasierklinge die anhängenden Muskeln und das Bindegewebe entfernen. Danach das Auge mit drei kräftigen Nadeln durch die Lederhaut im Präparierbecken feststecken. Mit einer Rasierklinge direkt über der Einmündung des Sehnervs die Augenhäute einschneiden. Schere in den Schnitt einführen und vorsichtig ein etwa pfenniggroßes Stück der Augenhäute herausschneiden. Auf das freipräparierte Stück der Netzhaut ein Deckgläschen auflegen. Das Auge mit der Pupille gegen eine Lichtquelle halten (z. B. ein Fenster oder im verdunkelten Raum eine brennende Kerze).

Beobachtung: Es entsteht ein umgekehrtes und verkleinertes Bild des Gegenstandes auf dem die Netzhaut ersetzenden Deckgläschen. Durch Variieren der Entfernung Netzhaut—Gegenstand kann das Bild in der Schärfe verändert werden.

Auswertung: Lichtstrahlen, die durch die Pupille in das Auge fallen, erzeugen auf der Netzhaut ein umgekehrtes und verkleinertes Bild des betrachteten Gegenstandes. Die durch diese Lichtreize hervorgerufenen Erregungen der Lichtsinneszellen werden durch Nervenleitungen an das Zentralnervensystem weitergeleitet, wo das Bild bewußt wird.

Ergänzung: Richtet man in einem verdunkelten Raum direkt in die Pupille eines präparierten Auges einen Lichtstrahl, so kann man das Innere des Auges durch die Netzhaut erkennen.

161 Überprüfen der Sehleistung beim Menschen (SG)

Internationale Sehproben-
tafel
Zeigestock

Zeit: 2 min

Durchführung: Die Versuchsperson in 5 Meter Entfernung von der gut beleuchteten Tafel aufstellen. Die Sehleistung beider Augen einzeln nacheinander prüfen. (Deshalb jeweils ein Auge durch Vorhalten einer Hand, ohne das Auge zu drücken, verdecken.) Ein Mitschüler zeigt mit dem Zeigestock in der 3. Reihe von unten beginnend einige Zahlen, die von der Versuchsperson laut vorgelesen werden.

Werden die Zahlen richtig erkannt, die nächstkleinere Reihe lesen lassen. Kann die Versuchsperson die Zahlen der drittletzten Reihe nicht erkennen, wird in den Zahlenreihen so lange nach oben gegangen, bis alle Zahlen einer Reihe richtig gelesen werden. Am Rand der Zahlenreihe, die gerade noch fehlerfrei gelesen wird, die Sehleistung ablesen. Dann in gleicher Weise das andere Auge prüfen.

Beobachtung: Die Sehleistung ist individuell sehr unterschiedlich.

Auswertung: Bei normaler Sehleistung werden Zahlen von 5 mm Größe aus 5 m Entfernung erkannt. Die Sehleistung beträgt 5/5 V (V = Visus, lat. das Sehen). Werden noch kleinere Zahlen richtig gelesen, beispielsweise die letzte Zeile (5/2,5 V), so ist die Leistung überdurchschnittlich gut. Werden nur höhere Zahlenreihen richtig gelesen, beispielsweise die 8. Reihe von unten (5/10 V), so ist die Sehleistung sehr stark herabgesetzt. Alle nicht normalsichtigen Kinder sind dem Arzt vorzustellen.

162 Beobachten der Pupillenadaptation (SG)

Taschenlampe

Zeit: 1 min

Durchführung: Die Versuchsperson setzt sich in Richtung zum hellen Fenster. Sie verdeckt etwa 10 Sekunden lang mit beiden Händen die geöffneten Augen. Beim Wegnehmen der Hände wird die Pupille von einem zweiten Schüler beobachtet.

Beobachtung: Die Pupille ist beim Wegnehmen der Hände weit geöffnet, zieht sich aber beim Eindringen des Lichtes sofort bis zu einer bestimmten Größe der Öffnung zusammen.

Auswertung: Die Iris hat die gleiche Wirkung wie die Blende eines Fotoapparates. Sie deckt kreisförmig die Ränder der Augenlinse nach außen ab und verhindert das Eindringen seitlicher Lichtstrahlen in das Auge. Die von der Iris nicht bedeckte frei bleibende Öffnung wird Pupille genannt. Die Größe der Pupille ist abhängig von der Intensität der einfallenden Lichtstrahlen. Sie vergrößert sich bei schwacher Beleuchtung und verkleinert sich bei hellem Licht durch bestimmte Bewegungen der in der Iris verlaufenden Radial- und Ringmuskeln, die reflektorisch von der Netzhaut ausgelöst werden.

Ergänzung: Mit einer Taschenlampe die Augen der Versuchsperson beleuchten und die Verkleinerung und Vergrößerung der Pupille beobachten.

Ein Auge mit der Hand abdecken und nach etwa 10 Sekunden wieder freigeben. Die Pupille des freien Auges beim Freigeben des anderen Auges beobachten.

163 Beobachten der Akkommodation des Auges (SG)

Bleistift

Zeit: 1 min

Durchführung: Im Freien oder im Zimmer stellt sich die Versuchsperson vor dem Fenster auf und fixiert mit beiden Augen einen weit entfernten Gegenstand. Gleichzeitig in der gleichen Blickrichtung in etwa 30 cm Entfernung vor den Augen einen Bleistift halten. Abwechselnd den Gegenstand in der Ferne und den Bleistift fixieren. Dabei auch auf die Schärfe des jeweils nicht fixierten Gegenstandes achten.

Beobachtung: Beim Fixieren des Gegenstandes in der Ferne ist dieser deutlich, der Umriss des Bleistiftes dagegen nur unscharf zu erkennen. Beim Fixieren des Bleistiftes ist dieser klar und der Gegenstand in der Ferne nur verschwommen zu sehen.

Auswertung: Die Einstellung des Auges auf die Entfernung des fixierten Gegenstandes wird durch eine mehr oder weniger starke Krümmung der Linse bewirkt. Ferne Gegenstände werden scharf wahrgenommen, wenn sich die Linse in ihrer Ruhestellung, der Stellung ihrer geringsten Krümmung, befindet. Auf nähere Gegenstände stellt sich das Auge durch eine entsprechend starke Krümmung der Linse ein. Ist die Linse auf eine bestimmte Entfernung eingestellt, so werden alle Gegenstände in näherer oder weiterer Entfernung unscharf gesehen.

Ergänzung: Beobachtet ein zweiter Schüler seitlich dicht neben der Versuchsperson stehend genau den Rand der Iris an der Pupille der Versuchsperson, so kann beim jeweiligen Fixieren des Bleistiftes eine schwache Wölbung der Iris, die durch die stärkere Krümmung der Linse bewirkt wird, erkannt werden.

Wenn man einen in 30 cm Entfernung vor die Augen gehaltenen Bleistift langsam unter ständigem Ansehen den Augen nähert, so stellt man bei etwa 10 cm Entfernung vor den Augen den Nahpunkt fest, eine Stelle, nach deren Überschreitung der Gegenstand nicht mehr scharf erkannt wird. Durch die starke Anspannung des Ziliarmuskels entstehen dabei Schmerzen, die erst nach einiger Zeit wieder nachlassen. Dieses Experiment sollte deshalb nicht mehrmals durchgeführt werden.

164 Zusammenwirken beider Augen beim räumlichen Sehen (SG)

2 Bleistifte

Zeit: 1 min

Durchführung: Die Versuchsperson schließt ein Auge und bemüht sich, etwa 40 cm vor dem offenen Auge die Spitzen zweier waagrecht in beiden Händen gehaltener Bleistifte aneinanderzustoßen. Die Arme dürfen dabei nicht aufgestützt werden. Das Experiment wird danach mit beiden geöffneten Augen wiederholt.

Beobachtung: Während das Experiment beim normalsichtigen Menschen mit beiden geöffneten Augen fast stets gelingt, ist die Aufgabe bei einäugigem Sehen fast unlösbar.

Auswertung: Für das Entstehen räumlicher Gesichtsvorstellung ist das zweiäugige Sehen unbedingt erforderlich. Beim Entfernungsschätzen mit nur einem Auge werden fast stets Fehlergebnisse erzielt.

Ergänzung: Betrachtet man eine Streichholzschachtel, die in etwa 40 cm Entfernung mit der schmalen Seite vor die Augen gehalten wird, abwechselnd nur mit dem rechten und dann nur mit dem linken Auge, ist der Unterschied beider Gesichtsfelder gut zu erkennen.

- Peile bei ausgestrecktem Arm mit dem rechten Auge über den Daumen einen bestimmten Punkt in weiterer Entfernung an. Schließe abwechselnd das rechte und das linke Auge, ohne die Daumenhaltung zu verändern. Der Daumen macht scheinbar einen Sprung, diese Erscheinung ist ebenfalls auf den Unterschied der Gesichtsfelder beider Augen zurückzuführen.

165 Nachweis des blinden Flecks (S)

Zeit: 2 min

Durchführung: Die Abbildungen (hintere innere Umschlagseite) mit ausgestrecktem Arm vor die Augen halten. Das linke Auge schließen und mit dem rechten Auge das Dreieck der oberen Figur fixieren. Die Abbildung langsam dem Auge bis auf etwa 10 cm nähern und wieder entfernen. Das gleiche Experiment mit der unteren Figur ausführen.

Beobachtung: Beim Näherbringen und beim Entfernen der Figur verschwinden jeweils bei einer Entfernung von 20 bis 25 cm nacheinander die Kreis- und die Quadratfläche, während sonst beide gleichzeitig im Blickfeld zu erkennen sind.

Bei der gleichen Entfernung wird die Lücke in der unteren Figur nicht gesehen. Der Strich scheint nicht unterbrochen zu sein.

Auswertung: Ist die obere Figur etwa 25 cm vom Auge entfernt, so fallen die von der Kreisfläche ausgehenden Lichtkreise gerade auf die Stelle des Auges, an der der Sehnerv in die Netzhaut einmündet. Da sich an diesem Punkt, „blinder Fleck“ genannt, keine Sinneszellen zur Aufnahme von Lichtreizen befinden, kann bei Belichtung dieser Stelle keine Lichtempfindung hervorgerufen werden. Entsprechendes gilt bei geringerer Entfernung für die Quadratfläche.

Bei Durchführung des Experiments mit der unteren Figur treffen bei gleicher Anordnung die Lichtstrahlen, die von der Lücke im Strich ausgehen, auf den blinden Fleck. Da auch in diesem Falle keine lichtempfindlichen Zellen getroffen werden, wird durch einen Bewußtseinsvorgang die Lücke ausgefüllt und subjektiv ein durchgehender Strich ohne Lücke gesehen. Durch solche Bewußtseinsvorgänge und durch das zweiaugige Sehen wird die Bildlücke, die durch das Vorhandensein des „blinden Fleckes“ im Auge entsteht, beim normalen Sehen nicht wahrgenommen.

166 Feststellen der Farbempfindlichkeit der Netzhaut (S)

Buntpapier (rot, grün, blau und gelb) je 2 cm × 2 cm Schere	weißes Papier, A 6 Leim
--	----------------------------

Zeit: 1 min (Vorbereitung 20 min)

Durchführung: Aus rotem, grünem, blauem und gelbem Buntpapier je zwei Quadrate und je zwei Kreisflächen mit einer Kantenlänge bzw. einem Durchmesser von 1,5 cm schneiden, wie auf Abbildung der vorderen inneren Umschlagseite auf ein Stück weißes Papier in der Größe A 6 aufkleben (kann von jedem Schüler als Hausaufgabe vorbereitet werden).

Einen Gegenstand in etwa 4 m Entfernung fixieren. Mit ausgestrecktem Arm von der Seite her das Papierblatt mit den farbigen Figuren langsam in das Gesichtsfeld einschieben und fixieren.

Beobachtung: Beim Sichtbarwerden des Blattes im Randgebiet des Gesichtsfeldes ist die Form der Figuren zu erkennen. Sie erscheinen jedoch grau, ohne daß die Farbtöne deutlich zu

erkennen wären. Erst wenn die farbigen Figuren mehr in das Zentrum des Blickfeldes treten, sind auch die Farben in der Reihenfolge gelb, blau, grün, rot zu erkennen.

Auswertung: Die Sinneszellen des Auges sind nicht gleichmäßig über die gesamte Netzhaut verteilt. Die für die Farbempfindung erforderlichen Zäpfchen befinden sich im mittleren Teil der Netzhaut, in großer Anhäufung vor allem auf dem der Pupille gegenüberliegenden sogenannten gelben Fleck, der gleichzeitig die Stelle des schärfsten Sehens ist.

Ergänzung: Zimmer abdunkeln, im Dämmerlicht versuchen, verschiedene Farbpapiere zu unterscheiden und nach ihren Farben zu sortieren.

167 Feststellen von Farbkontrasten (S)

Papier (grau, mittlere Helligkeitsstufe), 10 cm × 15 cm
 Papier (schwarz), 10 cm × 10 cm
 Papier (weiß), 10 cm × 10 cm



Zeit: 1 min (Vorbereitung 20 min)

Durchführung: Aus grauem Papier mittlerer Helligkeitsstufe 2 Kreisflächen mit einem Durchmesser von 3 cm schneiden (Hausaufgabe). Eine der Kreisflächen entsprechend der Abbildung (↗ hintere innere Umschlagseite) auf schwarzen, die andere auf weißen Untergrund legen. Den Helligkeitswert mit dem Ausgangspapier vergleichen.

Beobachtung: Das Graupapier auf weißem Untergrund erscheint dunkler, das auf schwarzem Untergrund heller als das Papier, aus dem beide Kreisflächen geschnitten wurden.

Auswertung: Bei gleichzeitiger (simultaner) Reizung der Netzhaut durch zwei Lichteindrücke tritt eine gegenseitige Beeinflussung des Helligkeitswertes ein. Infolge der Kontrastwirkung erscheint ein mittleres Grau auf dunklem Untergrund heller, auf hellem Untergrund dunkler.

168 Beobachten der Nachwirkung eines Lichtreizes nach dem Schließen der Augen (S)

Tischlampe oder
 Taschenlampe

Zeit: 1 min

Durchführung: Etwa 10 Sekunden eine helle Lichtquelle (eine Lampe oder ein helles Fenster) intensiv betrachten. Danach die Augen schließen.

Beobachtung: Der Lichteindruck wird auch nach dem Schließen der Augen noch kurze Zeit empfunden.

Auswertung: Im Auge entsteht ein positives Nachbild. Die Empfindung der Helligkeit dauert an, da die Reizwirkung in den Sinneszellen länger als die reine Belichtungszeit anhält. Dieses Phänomen nutzt man bei der Laufbildprojektion (Kino) aus. Durch eine genügend schnelle Abfolge der Einzelbilder (16 in der Sekunde) wird die Abdunkelung des Films und der Bildwechsel durch das Nachwirken nicht wahrgenommen. Es entsteht der Eindruck einer kontinuierlichen Folge der Bilder.

Ergänzung: Bewegt man im verdunkelten Raum einen glimmenden Holzspan schnell im Kreise, entsteht der Eindruck eines Lichtkreises.

169 Beobachten der Entstehung negativer Nachbilder (S)

Papier (weiß), A 5
Papier (schwarz), A 6

Schere
Lineal
Zirkel
Leim



Zeit: 1 min (Vorbereitung 15 min)

Durchführung: Ausschneiden der in der Abbildung (↗ hintere innere Umschlagseite) angegebenen Figur aus schwarzem Papier, wobei das Quadrat eine Kantenlänge von 8 cm haben soll. Die Figur auf ein Blatt weißes Papier kleben. Etwa 30 Sekunden lang den schwarzen Punkt in der Figur mit beiden Augen fixieren. Danach sofort den Blick auf den schwarzen Punkt rechts neben der Figur richten.

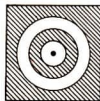
Beobachtung: Nach dem Wechsel des Blickes erscheinen beim Fixieren des zweiten schwarzen Punktes alle dunklen Flächen der Figur hell und alle hellen Flächen dunkel.

Auswertung: Es entsteht ein Nachbild mit umgekehrten Helligkeitswerten, ein negatives Nachbild. Das Entstehen negativer Nachbilder erklärt sich aus der Überreizung der Netzhautteile, die der fixierten Figur entsprechen. Bis zur Wiederherstellung der vollen Empfindlichkeit werden beim Einwirken neuer Reize auf die ermüdeten Netzhautstellen nur Grauempfindungen hervorgerufen. (↗ Experiment 170)

170 Beobachten der Entstehung farbiger Nachbilder (S)

Buntpapier (rot, grün,
blau, gelb)

Leim
Papier (weiß), 4 Blatt A 5



Zeit: 5 min (Vorbereitung 20 min)

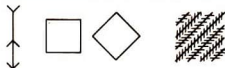
Durchführung: Ausschneiden der in der Abbildung (↗ vordere innere Umschlagseite) angegebenen Figur aus rotem, grünem, blauem und gelbem Buntpapier, wobei das Quadrat jeweils eine Kantenlänge von etwa 8 cm haben sollte. Aufkleben der jeweils einfarbigen Figuren auf je ein Blatt weißes Papier. Nacheinander etwa 20 Sekunden lang die Fixiermarke auf den farbigen Figuren intensiv ansehen. Danach sofort den Blick auf die Fixiermarke rechts neben der Figur richten.

Beobachtung: Es entsteht jeweils ein Nachbild in der der Farbe der fixierten Figur entsprechenden Komplementärfarbe rot-grün, gelb-blau und umgekehrt.

Auswertung: Das Nachbild in einer Komplementärfarbe entsteht durch Ermüdung der die Farbreize aufnehmenden und die Farbempfindungen hervorrufenden Sinneszellen. Beim Einwirken neuer Reize von einer weißen Fläche werden nur noch die Farben des Spektrums empfunden, für die die Sinneszellen nicht ermüdet sind, sie entsprechen der jeweiligen Komplementärfarbe. (↗ Experiment 169)

171 Feststellen optischer Täuschungen (S)

Abbildungen a, b und c
(/ hintere innere
Umschlagseite)
Lineal
Zeichendreieck



Zeit: 3 min

Durchführung: Die Abbildungen a, b und c nacheinander betrachten. Bei Abbildung a (Müller-Lyersche Figur) die Länge der zwei Teilstrecken vergleichen, danach mit dem Lineal abmessen.

In Abbildung b die Flächen der Quadrate zunächst vergleichend betrachten, danach die Kantenlängen nachmessen.

In Abbildung c (Zöllnersche Figur) die parallele Strichführung betrachten, danach mit Hilfe des an das Lineal angelegten Dreiecks überprüfen.

Beobachtung: Die obere Teilstrecke der Abbildung a erscheint länger als die untere.

Die Fläche des auf die Spitze gestellten Quadrates in Abbildung b erscheint größer.

Die Striche in Abbildung c scheinen nicht parallel, sondern schräg zu verlaufen.

Auswertung: Die optischen Wahrnehmungen des Menschen unterliegen oft Sinnestäuschungen, die als optische Täuschungen bezeichnet werden. Sie haben verschiedene Ursachen. Zum Teil beruhen sie beispielsweise darauf, daß die betrachteten Gegenstände nicht isoliert, sondern stets gleichzeitig mit ihrer Umgebung aufgefaßt werden. Andere Gründe liegen in der unterschiedlichen Entfernung der Gegenstände vom Betrachter.

Ergänzung: Von zwei gleich langen Strecken erscheint eine mehrfach unterbrochene länger als eine nicht unterbrochene. Entfernung über eine Wasserfläche werden in der Regel zu kurz geschätzt. Eisenbahnschienen scheinen in der Ferne zusammenzulaufen. Eine mit Bäumen bestandene Landstraße scheint mit zunehmender Entfernung schmaler zu werden.

172 Reaktion von Libellenlarven auf Reize (D)

Aquarium	Libellenlarven
(18 cm x 24 cm x 22 cm)	(<i>Aeschna spec.</i> FABRICIUS)
Holzstäbchen, 30 cm lang	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 2 Tagen)

Durchführung: Eine Libellenlarve 2 Tage lang im Aquarium halten. Nicht füttern. Dem am Boden sitzenden Tier langsam den Holzstab von vorn nähern. Das Experiment mehrfach wiederholen. Auf die Reaktion der Larve achten.

Beobachtung: Die hungrige Libellenlarve verfolgt die Annäherung des Holzstäbchens, was durch entsprechende Drehung des Kopfes und eventuell des ganzen Körpers sichtbar wird. Bei genügender Annäherung klappt sie plötzlich die Fangmaske nach vorn und beißt in den Holzstab.

Auswertung: Die Libellenlarve nimmt ihre Beute mit den gut ausgebildeten Fazettenaugen wahr. Bei Annäherung klappt sie ihre zu einer Fangmaske ausgebildeten Mundwerkzeuge nach vorn und schlägt die daran befindlichen beiden kräftigen Zangen in das Beutetier ein. Da die Larve nur sich bewegende Gegenstände wahrnehmen kann, beißt sie auch wiederholt in den Holzstab.

Ergänzung: Bei einer Berührung des Hinterleibes mit dem Holzstab drückt die Libellenlarve plötzlich das in ihrem Enddarm befindliche Wasser nach außen, so daß sie durch den

Rückstoß nach vorn getrieben und der Sand unter ihrem Hinterleib durch den Wasserdruck aufgewirbelt wird (Schutzreaktion).

173 Reaktion von Fliegen auf Lichtreize (SG)

Reagenzglas Papier (schwarz), A 5	Stubenfliegen (<i>Musca domestica</i> L.) oder andere Arten
--------------------------------------	--

Zeit: 3 min

Durchführung: Eine Fliege durch Überstülpen mit einem Reagenzglas am Fenster fangen. Zwischen Reagenzglas und Fenster ein Blatt Papier schieben. Das Reagenzglas umdrehen, so daß es mit dem Boden zum einfallenden Licht gerichtet ist. Die Öffnung freigeben. Reaktion der Fliege beobachten. Nach zwei Minuten das Reagenzglas in gleicher Lage so in Papier einschlagen, daß nur die Öffnung frei bleibt.

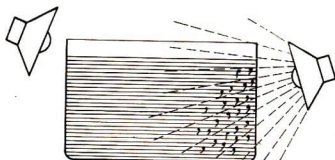
Beobachtung: Die Fliege hält sich nur in dem zum Fenster gekehrten Teil des Reagenzglases auf und findet nicht den Weg hinaus. Nach dem Einschlagen in Papier verläßt die Fliege sehr schnell das Glas.

Auswertung: Fliegen sind positiv phototaktisch. Sie bewegen sich vorzugsweise zu Lichtquellen hin (Stubenlampen, Straßenbeleuchtung). (↗ Experimente 54 und 174)

Ergänzung: Die gleiche Beobachtung kann man bei Experimenten mit verschiedenen anderen Insekten beispielsweise Bienen, Wespen, Eintagsfliegen, Nachtschmetterlingen machen.

174 Reaktion von Wasserflöhen auf Lichtreize (D)

Aquarium (18 cm × 24 cm × 22 cm) 2 Glühlampen gleicher Wattstärke mit Fassungen und Zuleitungen Stromquelle Raum (verdunkelbar) Mineralwasser (kohlenstoffhaltiges Wasser) Wasser Wasserflöhe (<i>Daphnia spec.</i>)	
--	--



Zeit: 10 min

Durchführung: Wasserflöhe in das mit Wasser gefüllte Aquarium bringen und verteilen. Rechts und links neben den Schmalseiten des Aquariums die Lichtquellen aufstellen und an die Stromquelle anschließen. Dem Aquariumwasser eine halbe Flasche Mineralwasser zusetzen. Dann Raum verdunkeln. Abwechselnd eine der beiden Lampen einschalten und die Wasserflöhe beobachten. Danach beide Lampen gleichzeitig einschalten. Wieder auf die Reaktion der Wasserflöhe achten.

Beobachtung: Die Wasserflöhe bewegen sich bei einseitiger Beleuchtung stets auf die Lichtquelle zu und sammeln sich in dichtem Schwarm an der Aquariumwand, die der Lichtquelle am nächsten ist. Bei gleichzeitiger Beleuchtung von beiden Seiten sammeln sich die Tiere in der Mitte zwischen beiden Lichtquellen.

Auswertung: Wasserflöhe zeigen in stark kohlendioxidhaltigem Wasser positive Phototaxis. Bei gleichzeitiger Beleuchtung von zwei gleich starken Lichtquellen aus entgegengesetzten Richtungen nehmen die Tiere eine symmetrische Stellung zwischen beiden ein, da sie von beiden Seiten gleich starken Reizen ausgesetzt sind. (↗ Experiment 173).

175 Reaktion eines Regenwurmes auf Lichtreize (SG)

Glasröhrchen, 25 cm
lang, 8 mm Ø
Klebstoff
Papier (schwarz),
etwa 15 cm lang, 5 cm breit

Filterpapier
Regenwurm (*Lumbricus spec.*)



Zeit: 8 min

Durchführung: Das schwarze Papier lose um das Glasröhrchen wickeln. Zu einer verschiebbaren Hülse zusammenkleben. Einen größeren Regenwurm, der in völliger Dunkelheit gehalten wurde, mit Filterpapier säubern und vorsichtig in das Glasröhrchen schieben. Die Hülse darüber stecken. Den Regenwurm etwa 5 Minuten im Dunkeln halten. Danach durch Verschieben der Papphülse das Vorder- und das Hinterende des Wurmes (jeweils etwa 2 cm) dem Licht aussetzen.

Beobachtung: Der Regenwurm kriecht bei Beleuchtung wieder unter die Hülse zurück. Die Reaktion ist bei Beleuchtung des Vorderteiles schneller und kräftiger als bei Beleuchtung des Hinterteiles.

Auswertung: Der Regenwurm verhält sich negativ phototaktisch, da er sich jeweils bei Beleuchtung eines Teiles seines Körpers in das Dunkle zurückzieht. Die lichtempfindlichen Sinneszellen des Regenwurmes sind über den ganzen Körper verteilt. Wie man aus der Reaktion des Wurmes auf entsprechende Reize schließen kann, treten sie jedoch besonders gehäuft am vorderen Körperteil, weniger häufig am Hinterende auf.

Ergänzung: Durch Einschneiden eines etwa 3 cm langen Fensters in der Mitte der Hülse und Beleuchtung verschiedener Körperstellen des Regenwurmes durch das Fenster kann das Experiment verbessert und die Lichtempfindlichkeit auch auf den mittleren Körperteilen des Wurmes überprüft werden.

Bringt man in eine Glasschale mit feuchtem Filterpapier mehrere Regenwürmer und dunkelt eine Hälfte der Schale mit schwarzem Papier ab, so sammeln sich alle Würmer bald in dem abgedunkelten Teil der Schale.

Nähert man einen in Essigsäure getauchten Glasstab dem Vorder- und dem Hinterende sowie den mittleren Körperabschnitten des Regenwurmes auf wenige Zentimeter, so kann die Reaktion der genannten Körperteile auf chemische Reize geprüft werden.

Die in jedem Ring (Segment) des Regenwurmes befindlichen Borsten sind zu erkennen, wenn der Regenwurm gegen das Licht gehalten und genau betrachtet wird.

Die Borsten sind zu fühlen, wenn man einen Regenwurm zwischen den gespreizten Fingern einer Hand hindurchzieht. Das Kratzen der Borsten wird hörbar, wenn man einen Regenwurm über Papier kriechen läßt.

Reflexe und Anpassungserscheinungen bei Tieren und beim Menschen

176 Beobachten des Kniesehenreflexes (S)

Zeit: 1 min

Durchführung: Die Versuchsperson auf einen Stuhl setzen. Ein Bein lose über das andere legen. Ein Mitschüler schlägt leicht mit der Schmalseite der Hand unterhalb der Kniescheibe gegen die Sehne des Streckmuskels.

Beobachtung: Der Unterschenkel schnell ruckartig nach oben.

Auswertung: Durch die plötzliche Zerrung des Streckmuskels wird ein Rückenmarkreflex ausgelöst, der die Beinmuskulatur so reizt, daß der Unterschenkel nach vorn schlägt.

Ergänzung: Plötzliche schnelle Bewegung einer Hand vor den Augen der Versuchsperson löst den Augenlidreflex aus. Vor dem tieferen Eindringen von Fremdkörpern in die Luftröhre schützt der Hustenreflex. Bei diesen beiden Reflexen verläuft der Reflexbogen jedoch ebenso wie beim Nies- und beim Pupillenreflex über das Gehirn.

177 Beobachten des Umdrehreflexes bei niederen Tieren (SG)

Pinzette	Schmetterlingsraupen,
Filterpapier	(z. B. Kohlweißling, <i>Pieris brassicae</i>)
Holzstab, klein (besser kleine Glasscheibe, z. B. Objektträger)	Nacktschnecken (z. B. Wegschnecken, <i>Arion spec.</i>)

Zeit: 3 min

Durchführung: Eine Schmetterlingsraupe oder eine Nacktschnecke mit der Pinzette vorsichtig fassen und auf das Filterpapier auf die Rückseite legen. Das Experiment mehrfach wiederholen. Danach den Holzstab oder eine kleine Glasscheibe an die Beine und Afterfüße bzw. die Kriechsohle des auf dem Rücken liegenden Tieres halten.

Beobachtung: Die Tiere versuchen sofort, sich aus der Rückenlage in die Bauchlage zu drehen. Beim Berühren der Beine bzw. der Kriechsohle mit dem Holzstab oder der Glasscheibe unterbleibt die Drehbewegung, und die Tiere halten sich an den Gegenständen fest.

Auswertung: Der Umdrehreflex wird bei vielen niederen Tieren durch das Ausbleiben von Tasteindrücken ausgelöst. Er unterbleibt, sobald die Tiere an der Bauchseite, beispielsweise an den Gliedmaßen bzw. bei Schnecken an der Kriechsohle, berührt werden.

Ergänzung: Der Umdreh- und Fallreflex kann besonders gut auch an Fröschen und Katzen demonstriert werden. Bei Wirbeltieren sind die genannten Vorgänge jedoch wesentlich komplizierter als bei den Wirbellosen, da hier Bogengang-, Körperlage- und Schwere-sinnesreize und die von ihnen ausgelösten Bewegungsreaktionen eng zusammenwirken.

178 Beobachten des Totstellreflexes am Ohrwurm (SG)

Pneumatische Wanne	Ohrwurm
Filterpapier	(<i>Forficula</i> -Arten)
Pinzette	

Zeit: 3 min

Durchführung: Die pneumatische Wanne mit Filterpapier auslegen. Den Ohrwurm hineinsetzen. Mit der Pinzette den Ohrwurm an einem Hinterbein fassen und in der pneumatischen Wanne rückwärts über das Filterpapier ziehen.

Beobachtung: Der Ohrwurm versucht zunächst, sich festzuhalten. Nach kurzer Zeit wird er bewegungslos, so daß der Eindruck entsteht, er sei tot.

Auswertung: Bei Gefahr verfallen viele Tiere, vor allem Gliedertiere, in völlige Bewegungslosigkeit. Der Starrezustand, als Totstellreflex oder Thanatose bezeichnet, wird reflektorisch hervorgerufen. Er bietet einen gewissen Schutz vor Feinden, die ihre Beute dadurch nicht mehr sehen oder die nur Beutetiere annehmen, die sich bewegen.

Ergänzung: Die gleiche Erscheinung kann bei vielen Käfern, vor allem bei Rüsselkäfern (*Curculionidae*), Borkenkäfern (*Scolytidae*), Schnellkäfern (*Elateridae*) und auch bei Marienkäfern (*Coccinellidae*) beobachtet werden.

Eine ähnliche Bedeutung hat der Rollreflex, der bei Rollasseln (*Armadillidium*-Arten) und den Igel (*Erinaceus europaeus*) gut zu beobachten ist.

179 Beobachten des Lichtreflexes beim Rückenschwimmer (D)

Becherglas, 600 ml	Stromquelle
Tondreieck	Raum (verdunkelbar)
Dreifuß	Wasser
2 Glühbirnen mit	Rückenschwimmer
Fassungen und Zuleitungen	(<i>Notonecta glauca</i>)

Zeit: 10 min

Durchführung: Das Becherglas mit Wasser füllen. Den Rückenschwimmer hineinsetzen. Das Tondreieck auf den Dreifuß legen und das Glas daraufstellen. Über und unter dem Becherglas Glühbirnen anbringen. Im verdunkelten Raum das Becherglas abwechselnd von oben und unten beleuchten.

Beobachtung: Der Rückenschwimmer dreht sich jeweils mit dem Rücken zur Lichtquelle.

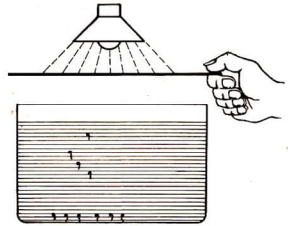
Auswertung: Das einfallende Licht, gleich aus welcher Richtung es kommt, bewirkt, daß sich das Tier mit dem Rücken dem einfallenden Licht zuwendet.

Ergänzung: Die Larven vieler Wasserkäfer, beispielsweise des Gelbrandkäfers (*Dytiscus marginalis*), drehen sich bei Beleuchtung von unten auf den Rücken, bei anschließender Beleuchtung von oben wieder in die normale Lage.

180 Beobachten der Reaktion von Mückenlarven auf Schattenreize (D)

Aquarium
(18 cm × 24 cm × 22 cm)
Stromquelle
Glühbirne mit Fassung
und Zuleitung

Pappe, A 4
Stechmückenlarven



Zeit: 3 min

Durchführung: Stechmückenlarven in das mit Wasser gefüllte Aquarium bringen. Von der Sonne (oder in einem verdunkelten Raum von einer Lampe) bestrahlen lassen. Nachdem sich die Tiere an der Oberfläche gesammelt haben, ohne Erschütterung mit der Pappe die Lichtstrahlen abschirmen. Den gleichen Vorgang mehrfach wiederholen. Wenn die Mücken nicht mehr darauf reagieren, leicht an das Becken klopfen.

Beobachtung: Die Mückenlarven bewegen sich bei Beschattung sofort nach unten und halten sich einige Zeit dort auf, ehe sie an die Oberfläche zurückkehren. Nach häufiger Beschattung bleiben die Mückenlarven an der Oberfläche. Beim Klopfen an das Becken flüchten sie jedoch sofort wieder nach unten.

Auswertung: Plötzliche Beschattung löst bei den Mückenlarven einen Reflex aus, der sie sofort von der Oberfläche des Wassers, an der sie sich mit ihrer Atemöffnung „angehängt“ haben, in tiefere Wasserschichten flüchten läßt. Bei häufiger kurzfristiger Wiederholung wird die Reaktion geringer und die Zeit, in der die Mücken am Bodengrund bleiben, kürzer. Schließlich bleiben alle Mückenlarven an der Oberfläche. Sie haben sich an den Reiz gewöhnt, und die Auslösung des Schattenreflexes ist gestört. Durch erneutes Auslösen eines Reizes, durch das Klopfen hervorgerufen, verlassen die Mückenlarven jedoch sofort wieder die Oberfläche des Wassers.

Ergänzung: Bei längerer Fortdauer der Erschütterung durch leichtes Klopfen gewöhnen sich die Mückenlarven auch daran und reagieren nicht mehr.

181 Beobachten der Farbanpassung an den Untergrund bei Elritzen (D)

2 Glasschalen
(5 cm hoch, 15 cm Ø)
mit Deckscheiben
Fettstift

Papier A 4 (schwarz und weiß)
2 Elritzen (*Phoxinus phoxinus* L.)

Zeit: 30 min

Durchführung: Die Glasschalen mit I und II beschriften. Einige Zentimeter hoch mit Wasser füllen. In jede Schale eine Elritze bringen. Um das Herausspringen zu verhindern, die Schalen abdecken. Schale I auf schwarzes, Schale II auf weißes Papier stellen. Nach etwa 10 Minuten Schale I von schwarzem Papier neben Schale II auf das weiße Papier stellen. Die Färbung der beiden Elritzen vergleichen. Danach

Schale II auf das schwarze Papier stellen, während I auf dem weißen Papier verbleibt. Nach weiteren 10 Minuten Schale II wieder auf das weiße Papier neben Schale I stellen. Abermals die Färbung der Tiere vergleichen.

Beobachtung: Die Elritze auf dem schwarzen Untergrund nimmt nach kurzer Zeit einen dunklen Farbton an, während sich die Elritze auf dem weißen Untergrund heller färbt. Nach Austausch der Schalen wechseln die Elritzen ihre Färbung.

Auswertung: Durch Zusammenballung bzw. Verteilung von Pigmentstoffen in den Hautzellen passen sich Elritzen in kurzer Zeit dem Farbton ihres Untergrundes an.

182 Beobachten der Farbanpassung von Kohlweißlingspuppen an ihre Umgebung (D)

5 Petrischalen, 10 cm Ø	Streichhölzer
Schere	Leim
Buntpapier (weiß, schwarz, gelb, grün, rot) je 10 cm × 20 cm	Kohlweißlingsraupen (<i>Pieris brassicae</i> L.) Kohlblätter

Zeit: Mehrmals 3 min in Tagesabständen (Vorbereitung 30 min)

Durchführung: Deckel und Boden jeder Petrischale mit Buntpapier einer der genannten Farben unterschiedlich auslegen. In jede Petrischale mit einem Stück der Futterpflanze einige ausgewachsene Kohlweißlingsraupen bringen. Deckel durch Einlegen eines Streichholzes bis auf einen Spalt schließen.

Beobachtung: Die Raupen verpuppen sich. Die Farbe der Puppe stimmt oft überraschend genau mit dem Farbton der Umgebung überein, so daß sich die Puppen aus den verschiedenen Petrischalen farblich unterscheiden.

Auswertung: Die schutzlosen Puppen des Kohlweißlings sind in ihrer Färbung dem Farbton der Umgebung gut angepaßt. Dadurch werden sie oft von ihren Feinden übersehen.

183 Beobachten von Instinkthandlungen bei Köcherfliegenlarven (D)

Aquarium mit Sand und Pflanzenresten	Köcherfliegenlarven (<i>Limmophilus</i> spec., Tümpel- formen)
Stecknadeln mit Glasköpfen	
Petrischale, 8 cm Ø	

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 8 min (in Stundenabständen bis zu 10 h)

Durchführung: Köcherfliegenlarven aus stehenden Gewässern einzeln in die Petrischale bringen. Durch vorsichtiges Einführen einer mit dem Glaskopf nach vorn gerichteten Stecknadel in das hintere Ende des Köchers die Larve zum Verlassen ihres Köchers zwingen. Die Larve in das Aquarium bringen. Für den Neubau des Köchers verschiedene Materialien, wie Sand, Pflanzenteile, leere Wasserschneckengehäuse und ähnliches, zur Verfügung stellen.

Beobachtung: Die Köcherfliegenlarven kriechen widerstrebend aus ihren Schutzhüllen. Wird ihnen der Köcher gelassen, so kriechen sie mit dem Kopf zuerst wieder hinein und drehen sich um. Wird der Köcher entfernt, so bauen die Larven neue Köcher, die weitgehend den alten entsprechen.

Auswertung: Die Köcherfliegenlarven bauen nach der Vertreibung aus ihrem Köcher entsprechend dem zur Verfügung gestellten Material instinktiv neue Schutzhüllen. Dabei entsprechen bei den meisten Arten sowohl Material als auch Bauweise genau dem Köcher, aus dem sie vertrieben wurden.

Fortpflanzung

184 Ungeschlechtliche Vermehrung durch Stecklinge (SG)

Blumentopf, 10 cm Ø	Topfpflanze der Pelargonie
Messer	(<i>Pelargonium zonale</i>)
Becherglas, 1000 ml	oder Zweige der Sal-Weide
Holzstäbchen	(<i>Salix caprea</i> L.) oder
	Blätter von <i>Tradescantia</i>
	sandige Blumenerde
	Wasser

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 5 min (nach 20 Tagen)

Durchführung: Den Blumentopf bis 2 cm unter den oberen Rand mit feuchter Blumenerde füllen und leicht andrücken. Mit dem Holzstäbchen etwa 3 cm tiefe Löcher in die Erde drücken. 3 kräftige kurze Stengelstücke dicht unter einem Knoten mit dem Messer abschneiden, die unteren Laubblätter entfernen, in die vorbereiteten Löcher in der Blumenerde die Stengelstücke stecken, gut andrücken und gießen. Das Becherglas über den Topf stülpen und an einem hellen, nicht zu sonnigen Standort bei Zimmer-temperatur aufstellen. Die Erde durch regelmäßiges Gießen feucht halten.

Beobachtung: Nach etwa 15 Tagen treiben die Stecklinge neue Laubblätter. Nach vorsichtigem Herausnehmen eines Stecklings aus dem Boden sind neugebildete Wurzeln zu sehen.

Auswertung: An den Knoten über der Schnittstelle der Stengelstücke entwickeln sich aus Adventivknospen Wurzeln, die die Ernährung der Stecklinge sichern. Aus den Stecklingen entstehen auf ungeschlechtlichem Wege neue selbständige Pflanzen. Diese Art der Vermehrung wird in der gärtnerischen Praxis häufig zur Anzucht von Zimmerpflanzen, aber auch Beerensträuchern und verschiedenen Baumarten angewendet.

Ergänzung: Die Rippen von Laubblättern einer Begonie (*Begonia rex*) oder Usambaraveilchen an mehreren Stellen mit einem Messer durchschneiden. Die Laubblätter mit der Unterseite auf angefeuchtete Blumenerde einer Keimchale legen und mit kleinen Kieselsteinen beschweren, damit sie am Boden gut anliegen. Die Keimchale mit einer Glasscheibe bedecken. Nach etwa 20 Tagen sind an den Schnittstellen neue Pflanzen der Begonie zu erkennen, die sich auf ungeschlechtlichem Wege aus Adventivknospen entwickeln. Werden die Schalen mit den Stecklingen von unten her warm gehalten, ist die Auswertung in kurzer Zeit möglich.

Frisch geschnittene Tradescantiatriebe bewurzeln sich in mit Wasser gefüllten Glasgefäßen (z. B. Reagenzgläser) innerhalb weniger Tage. Bei entsprechender Wurzellänge (nach etwa 4 Wochen) können diese vegetativ vermehrte Pflanzen eingetopft werden. Für derartige Experimente eignen sich auch Triebenden von Efeu und von *Peperomia*.

Individualentwicklung**185 Beobachten der Quellung von Samen (SG)**

Meßzylinder, 250 ml	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.)
Becherglas, 400 ml	oder Bohnen (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.), trockene
Glasdeckscheibe	Samen, 50 g
Waage mit Wägesatz	
Wasser	

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: nach 2 bis 3 Tagen

Durchführung: Den Meßzylinder mit 100 ml Wasser füllen. 50 g trockene Erbsensamen (oder Bohnensamen) dazugeben. Die von den Erbsensamen verdrängte Wassermenge in ml ablesen. Danach die Erbsensamen in das Becherglas schütten. 200 ml Wasser darauf gießen und mit einer Glasscheibe abdecken. Nach 2 bis 3 Tagen die gequollenen Erbsensamen herausnehmen, gut abtropfen lassen, zwischen Filterpapier trocknen und wägen. Die im Becherglas verbliebene Wassermenge durch Eingießen in den Meßzylinder feststellen. Danach den Meßzylinder mit 100 ml Wasser füllen und die gequollenen Erbsensamen hineinschütten. Die von den gequollenen Erbsensamen verdrängte Wassermenge ablesen.

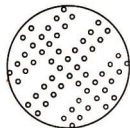
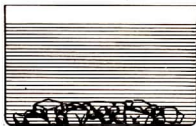
Beobachtung: Die über die trockenen Erbsensamen gegossene Wassermenge nimmt beim Quellen der Erbsensamen erheblich ab. Der Mengenverlust in ml entspricht der Massenzunahme in g der gequollenen Erbsensamen. Die von den gequollenen Erbsensamen verdrängte Wassermenge ist um das Zwei- bis Dreifache größer als die von den getrockneten Erbsensamen verdrängte.

Auswertung: In trockenen Samen sind eine große Menge von fast wasserfreien Reservestoffen auf kleinem Raum dicht aneinandergelagert. Bei der Berührung mit Wasser nehmen die Reservestoffe viel Wasser auf, die Samen quellen, und ihre Masse und ihr Volumen nimmt oft um ein Mehrfaches zu.

Ergänzung: Das gleiche Experiment durchführen, aber an Stelle des Wassers eine 20%ige Natriumchloridlösung verwenden.

186 Beobachten der Druckwirkung quellender Erbsen (SG)

Aquarium
(18 cm × 24 cm × 22 cm)
Papp- oder Holzspan-
schachtel, etwa 3 cm hoch,
10 cm Ø
Gips, 100 g
Wasser
Erbsen (*Pisum sativum* L.)
oder Bohnen (*Phaseolus*
vulgaris L.),
trockene Samen, etwa 25 g



Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: nach 3 bis 24 h

Durchführung: Die Schachtel zur Hälfte mit dem im Wasser angerührten Gips füllen. Auf dem weichen Gips entsprechend der Abbildung die Erbsensamen oder Bohnensamen in Reihen anordnen. Mit einer weiteren Gipsschicht die Schachtel ganz füllen. Nach

dem Erhärten des Gipses die Schachtel entfernen. Den Gipsblock in das mit Wasser gefüllte Aquarium legen.

Beobachtung: Nach etwa 24 Stunden haben die quellenden Erbsensamen den Block gesprengt. Risse sind bereits nach 2 bis 3 Stunden sichtbar.

Auswertung: Quellende Samen entwickeln eine große Kraft. Sie können Druckwirkungen bis zu 100 Bar hervorrufen.

Ergänzung: Ein Medizinfläschchen mit trockenen Erbsensamen füllen und offen in ein Gefäß mit Wasser legen. Die quellenden Erbsensamen verkeilen sich in der Flasche und sprengen sie nach etwa 24 Stunden.

187 Beobachten von Quellungsbewegungen von Kiefernzapfen (SG)

Becherglas, 400 ml
Wasser
Kiefern- oder
Fichtenzapfen
(trocken)



Zeit: 120 min

Durchführung: Zapfen, deren Schuppen weit nach außen gespreizt sind, etwa 2 Stunden in ein mit Wasser gefülltes Becherglas oder in eine feuchte Kammer legen. Danach die Zapfen am Ofen oder in der Sonne wieder trocknen.

Beobachtung: Schon nach einer Stunde ist eine deutliche Schließbewegung der Zapfenschuppen zu beobachten. Nach etwa 2 Stunden sind die Zapfen völlig geschlossen. Beim Trocknen öffnen sich die Schuppen wieder.

Auswertung: Die äußeren Gewebeschichten am Grunde der Zapfenschuppen sind stärker quellbar als die inneren. Sie bewirken durch Wasseraufnahme bzw. Wasserabgabe das Schließen und Öffnen der Zapfen.

Nach dem Reifen fallen die Samen beim Öffnen der Schuppen (durch trockene und warme Witterung hervorgerufen) aus den Zapfen und werden durch den Wind verbreitet.

Ergänzung: Sehr schnelle hygroscopische Bewegungen lassen sich beim Widertonmoos (*Polypodium*) nachweisen. Während bei Trockenheit die Blättchen sehr eng an den Stengel angelegt sind, spreizen sie sich nach dem Befeuchten weit vom Stengel ab. Auch die Blütenköpfe der Garten-Strohblume (*Helichrysum bracteatum*) sind für dieses Experiment geeignet.

188 Beobachten von Quellungsbewegungen an den Früchten des Reiherschnabels (SG)

Petrischale, 10 cm Ø
Pipette
lockere Erde
Wasser

Reiherschnabel,
Erodium cicutarium (L.)
L'HER, trockene Früchte

Zeit: 5 min

Durchführung: Die Petrischale mit lockerer, trockener Erde füllen. Trockene Teilfrüchte von *Erodium* waagrecht so auf die Erde legen, daß die Spitzen der eingerollten Grannen in der Erde stecken. Mit der Pipette einen Wassertropfen auf die Granne bringen und die Bewegung der Granne beobachten.

Beobachtung: Nach dem Betropfen mit Wasser führt die Teilfrucht eine drehende Bewegung aus. Die Granne rollt sich dabei auf und bohrt den Samen in die Erde.

Auswertung: Durch unterschiedlich starke Quellung ihres Gewebes rollt sich die Granne beim Befeuchten mit Wasser auf und bohrt dabei den Samen in die Erde.

Ergänzung: Beim Trocknen der Grannen in der Sonne, auf dem Ofen oder im Trockenschrank rollen sie sich wieder ein. Der Vorgang kann mehrfach wiederholt werden.

189 Bedeutung des Nabels der Samen für die Wasseraufnahme bei der Quellung (SG)

Petrischale, 12 cm Ø
Plastilin
4 Stecknadeln

Wasser
Feuerbohne (*Phaseolus
coccineus* L.)
4 trockene Samen



Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 3 min (innerhalb von 1 bis 2 Tagen)

Durchführung: Vier unbeschädigte, trockene Bohnensamen entsprechend der Abbildung mit Nadeln so an dem Plastilin befestigen, daß zwei von ihnen mit dem Nabel nach unten in das Wasser, die anderen zwei mit dem Nabel nach oben in die Luft ragen (evtl. wenige Stunden vorquellen und wieder trocknen).

Beobachtung: Nur die Bohnensamen, die mit dem Nabel in das Wasser tauchen, quellen und nehmen an Volumen zu. Die beiden anderen Bohnensamen bleiben unverändert.

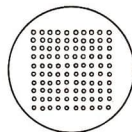
Auswertung: Die getrockneten Samen nehmen nur durch den Nabel (Keimmund) Wasser auf und quellen. Die Samenschale ist wasserundurchlässig.

Ergänzung: Hartschalige Samen (Robinie, Ginster, Goldregen u. ä.) quellen nach Verletzung der Samenschale besser. Vergleich von behandelten und unbehandelten Samen, die zwei bis drei Tage im Wasser gelegen haben.

190 Keimfähigkeit von Getreidekörnern (SG)

4 Petrischalen, 17 cm Ø
4 Bechergläser, 1000 ml
Sand

Wasser
Weizen, 100 Körner
Roggen, 100 Körner
Gerste, 100 Körner
Hafer, 100 Körner



Zeit: Ansatz: 25 min Beobachtung: 10 min (nach 10 bis 14 Tagen)

Durchführung: Die Petrischalen mit feinem angefeuchteten Sand füllen. In zehn Reihen nebeneinander entsprechend der Abbildung in jede Schale hundert Körner einer der Getreidearten legen. Die Petrischalen abdecken und den Sand ständig feucht und warm halten. Wenn die Keimlinge zu groß werden, anstelle der Deckel der Petrischalen Bechergläser überstülpen. Nach 10 Tagen die Keimlinge auszählen.

Beobachtung: Die Getreidekörner quellen und keimen nach einigen Tagen. Einige Getreidekörner keimen nicht aus.

Auswertung: Aus der Anzahl der gekeimten Körner ergibt sich die prozentuale Keimfähigkeit des untersuchten Saatgutes. Anerkanntes Saatgut von Getreide muß mindestens 95% Keimfähigkeit aufweisen.

191 Nachweis der Abhängigkeit der Keimung vom Quellungsgrad (SG)

4 Petrischalen, 12 cm Ø	Nelkenöl, etwa 2 ml
4 Uhrgläser, 3 cm Ø	Wasser
Meßzylinder	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.),
Filterpapier	trockene Samen, etwa 80 g
Fettstift	oder Mais (<i>Zea mays</i> L.),
Vaseline	trockene Körner, etwa 80 g

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 5 min (nach 4 bis 7 Tagen)

Durchführung: Die Petrischalen mit Filterpapier auslegen und mit I bis IV beschriften. In die Schale I 5 ml, in II 10 ml, in III 15 ml und in IV 20 ml Wasser bringen. In jede Schale 20 g trockene Erbsensamen oder Maiskörner sowie ein Uhrglas mit einem Tropfen Nelkenöl bringen. Die Ränder der Petrischalen dick mit Vaseline bestreichen. Die Schalen abdecken. Bei Zimmertemperatur 5 Tage stehenlassen. Jeden Tag einmal lüften.

Beobachtung: Die Erbsensamen in den Petrischalen III und IV quellen und entwickeln mehrere Zentimeter lange Keime. Die Erbsensamen in den Schalen I und II dagegen keimen nicht und sind nur zum Teil gequollen.

Auswertung: Die Keimung ist von einem bestimmten Quellungsgrad der Samen abhängig. Dafür ist eine Mindestmenge an Wasser notwendig.

192 Bedeutung von Sauerstoff für das Keimen der Pflanzen (D)

2 Waschflaschen	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.),
Gummischlauch, 1 m	20 trockene Samen
Wasserstrahlpumpe oder Durchlüftungspumpe	Wasser

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 2 min (nach 4 bis 7 Tagen)

Durchführung: Beide Waschflaschen mit 100 ml Wasser füllen und 10 trockene Erbsensamen hineingeben. Nach zwei Tagen eine Waschflasche an die Wasserstrahlpumpe oder Durchlüftungspumpe anschließen und langsam Luft durch die Waschflasche saugen bzw. drücken. Ggf. das Wasser nach 3 Tagen erneuern.

Beobachtung: In beiden Flaschen quellen die Erbsensamen. Es keimen jedoch nur diejenigen Erbsensamen, die in der Flasche liegen, in der das Wasser durchlüftet wird.

Auswertung: Keimende Samen atmen. Sie benötigen daher Sauerstoff. Der im Wasser gelöste Sauerstoff ist nach einiger Zeit verbraucht. Wird kein neuer Sauerstoff zugeführt, so ersticken die Erbsensamen. In gut durchlüftetem Wasser entwickeln sich die Erbsensamen fast normal. Damit ist bewiesen, daß nicht das Wasser, sondern der fehlende Sauerstoff zum Absterben der Erbsensamen führt.

193 Keimung von Samen bei unterschiedlichen Temperaturen (SG)

3 Petrischalen, 10 cm Ø	je 10 keimfähige trockene
Uhrgläser, 3 cm Ø	Samen von Gartenkresse
Thermometer	(<i>Lepidium sativum</i> L.),
Wasser	Feuerbohnen (<i>Phaseolus</i>
Fettstift	<i>coccineus</i> L.),
Filterpapier	Mais (<i>Zea mays</i> L.),
Nelkenöl	Tabak (<i>Nicotiana tabacum</i> L.)

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: 5 min (nach 5 bis 7 Tagen)

Durchführung: Die Petrischalen mit angefeuchtem Filterpapier auslegen und mit I bis III beschriften. In jede Petrischale je 10 Samen der genannten Pflanzen sowie ein Uhrglas mit einem Tropfen Nelkenöl bringen. Schale I in einen kalten Keller, Temperatur 5 °C bis 8 °C, Schale II bei Zimmertemperatur um 20 °C, Schale III in Ofennähe oder in einem Thermostaten bei 25 °C bis 30 °C aufstellen. Täglich die Petrischalen einmal lüften und die Temperatur messen.

Beobachtung: In Schale I keimen nur die Samen der Gartenkresse, in Schale II keimen auch Bohnensamen und Maissamen, in Schale III keimen auch die Tabaksamen aus.

Auswertung: Der Keimungsvorgang ist von der Temperatur abhängig. Für das Keimen der Samen jeder Pflanzenart kann ein bestimmtes Temperaturminimum festgestellt werden, bei dessen Unterschreiten das Keimen der Samen ausbleibt.

194 Nachweis der Kälteresistenz trockener Samen (D)

2 Reagenzgläser	Natriumchlorid NaCl, 100 g
2 Petrischalen, 12 cm Ø	Wasser
Thermosgefäß oder	Nelkenöl, 1 Tropfen
Becherglas, 800 ml	Erbsen (<i>Pisum sativum</i> L.),
Uhrglas, 3 cm Ø	40 trockene Samen
Fettstift	
Filterpapier	
Eis	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 2 min (nach 5 bis 7 Tagen)

Durchführung: Herstellen einer Kältemischung (↗ Anhang): Ein Reagenzglas mit 20 trockenen Erbsensamen, das andere mit 20 zwei Tage lang gequollenen Erbsensamen beschriften. Die Reagenzgläser drei Stunden in das Gefrierfach eines Kühlschranks oder in die Kältemischung stellen. Danach die trockenen und die gequollenen Erbsensamen getrennt in zwei mit angefeuchtem Filterpapier ausgelegte Petrischalen bringen. Ein Uhrglas mit einem Tropfen Nelkenöl dazustellen. An einem warmen Ort zum Keimen aufstellen.

Beobachtung: Die Erbsensamen, die gequollen in der Kälte gelöst worden sind, keimen nicht aus, während die trockenen Erbsensamen aufquellen und normal keimen.

Auswertung: Die gequollenen Erbsensamen haben infolge der Kälteeinwirkung ihre Keimfähigkeit verloren und sind abgestorben. Die trockenen Erbsensamen dagegen quellen auf und entwickeln normale Keime. Der relative Ruhezustand von Samen, der u. a. durch einen weitgehenden Wasserentzug hervorgerufen wird, schützt sie vor Kälteschäden.

195 Nachweis der keimungshemmenden Wirkung von Fruchtsäften (SG)

3 Petrischalen	Gartenkresse (<i>Lepidium sativum</i> L.),
3 Uhrgläser	30 trockene Samen
Fettstift	Apfel, Birne, Beeren oder Tomate

Zeit: Ansatz: 8 min Beobachtung: 3 min (nach 2 bis 4 Tagen)

Durchführung: Petrischalen mit Filterpapier auslegen und mit dem Fettstift mit I bis III beschriften. Das Filterpapier in Petrischale I mit Wasser, in den Schalen II und III mit rohen Fruchtsäften jeweils einer der obengenannten Früchte gut befeuchten. In jede Schale zehn Samen der Gartenkresse bringen. Die Schale abdecken und bei Zimmertemperatur drei Tage stehenlassen. Jeden Tag einmal lüften.

Beobachtung: Die Samen in Schale I sind gequollen und haben lange Keime entwickelt, die Samen in Schale II und III sind ebenfalls gequollen, haben jedoch nicht gekeimt.

Auswertung: Die negativen Ergebnisse sind auf die in den Fruchtsäften vorhandenen keimungshemmenden Stoffe zurückzuführen.

Ergänzung: Keimlinge von Erbsen und Bohnen in einer feuchten Kammer halten und Apfelstückchen hinzugeben. Sie werden im Gegensatz zu Keimlingen in einem Kontrollversuch an der Entwicklung gehindert.

196 Bedeutung der Keimblätter für die Entwicklung des Keimlings (SG)

Blumentopf	Wasser
Glasdeckscheibe	Sägespäne
Glasglocke	Bohnsensamen (<i>Phaseolus</i> <i>vulgaris</i> L.), 9 trockene
Skalpell oder Rasierklinge	Samen

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 12 bis 14 Tagen)

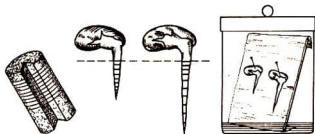
Durchführung: In einem Blumentopf mit feuchten Sägespänen neun Bohnensamen zum Keimen bringen. Sobald sich die Samenschale von den Keimblättern löst, von drei Bohnensamen beide Keimblätter, von weiterhin drei Bohnensamen je ein Keimblatt mit einem scharfen Skalpell abschneiden. Den Blumentopf mit der Glasglocke überstülpen und sieben Tage weiterhin feucht und warm halten. Danach das Experiment abbrechen.

Beobachtung: Während sich die unbehandelten Bohnensamen und die Bohnensamen, bei denen ein Keimblatt entfernt wurde, normal entwickeln, bleiben die Bohnensamen, bei denen beide Keimblätter entfernt wurden, stark in der Entwicklung zurück.

Auswertung: In den Keimblättern vieler Samen, beispielsweise bei den Schmetterlingsblütengewächsen, sind Reservestoffe eingelagert, die für die Entwicklung der jungen Pflanzen benötigt werden. Werden die Keimblätter entfernt, so entwickeln sich diese Pflanzen langsamer als die unbehandelten. Bei der Entfernung nur eines Keimblattes ist kein wesentliches Zurückbleiben in der Entwicklung festzustellen.

197 Wachstumszonen an Wurzeln von Bohnenkeimlingen (SG)

Industrieglas mit Deckel
 PVC-Platte
 Blumentopf
 Stecknadeln
 Verbandmull, 25 cm × 25 cm
 Rußparaffin
 Filterpapier
 Messer
 Streichholz
 Sägespäne
 Wasser
 Feuerbohnen (*Phaseolus
 coccineus* L.), 20 trockene
 Samen



Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 5 min (nach 1 Tag)

Durchführung: Die Bohnensamen in einem Blumentopf mit feuchten Sägespänen zum Keimen bringen. Zehn Keimlinge mit geraden Wurzeln von 2 cm bis 4 cm Länge heraus-suchen. Von der Wurzelspitze beginnend, mit einem angespitzten Streichholz zehn Strichmarken mit Rußparaffin in je 1 mm Abstand anbringen. Die markierten Keimlinge werden mit Stecknadeln an einer PVC-Platte befestigt, die mit Verbandmull bedeckt ist. Die so befestigten Keimlinge werden in eine mit wenig Wasser gefüllte Kammer (entsprechend der Abbildung) gestellt. Nach 24 Stunden das Wachstum der Wurzeln prüfen.

Beobachtung: Die Wurzeln sind nach 24 Stunden deutlich gewachsen. Die in gleichmäßigen Abständen aufgetragenen Strichmarken sind ungleichmäßig auseinandergedrückt, während der Abstand der untersten Marke von der Spitze und die Abstände der oberen Strichmarken etwa gleichgeblieben sind, zeigen die anderen Marken größere Abstände, die von oben nach unten zunehmen.

Auswertung: Die verschieden weit auseinandergerückten Strichmarken zeigen die Wachstumszone der Wurzeln an. Dicht hinter der Wurzelspitze liegt die Stelle, an der bei jungen Wurzeln das Streckungswachstum erfolgt. Die Wachstumszone ist nur wenige mm lang. Hinter dieser Zone haben die Pflanzenzellen bereits ihre endgültige Größe erreicht.

Ergänzung: Durch eine entsprechende Experimentieranordnung läßt sich auch das Streckungswachstum an jungen Sprossen, beispielsweise an der Sonnenblume und an der Saubohne, nachweisen.

198 Beobachten der Bildung von Wurzelhaaren an Weizenkeimlingen (S)

Petrischale, 10 cm Ø	Wasser
Becherglas, 50 ml	Weizen (<i>Triticum aestivum</i> L.),
Filterpapier	etwa 10 Körner
Lupe	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 2 Tagen)

Durchführung: Zur Vorbereitung Weizenkörner 24 Stunden bei Zimmertemperatur in Wasser anquellen. Petrischale mit Filterpapier auslegen, mit 5 ml Wasser befeuchten. Die gequollenen Weizenkörner gleichmäßig auf dem Filterpapier verteilen. Petrischale schließen und bei Zimmertemperatur 2 Tage lang stehenlassen. Dann Wurzeln der Keimlinge mit der Lupe betrachten.

Beobachtung: Die bis zu 3 cm lange Keimwurzel und die 1 cm bis 2 cm langen Adventivwurzeln haben einen dichten, nach der Wurzelspitze keilförmig zugespitzten Saum von Wurzelhaaren entwickelt. Die Wurzelspitze selbst ist auf einer Länge von 3 cm bis 5 cm frei von Wurzelhaaren.

Auswertung: Hinter der Streckungszone bilden die meisten Wurzeln im feuchten Boden einen Saum von Wurzelhaaren. Diese verkleben eng mit den Bodenteilchen, tragen so zur Verankerung der Pflanze im Boden bei und dienen zur Aufnahme von Wasser und gelösten Salzen.

Ergänzung: Die mikroskopische Betrachtung (ganze Wurzel in einen Wassertropfen auf den Objektträger bringen!) zeigt, daß die Wurzelhaare einzellige Ausstülpungen der Epidermiszellen sind.

Bildung von Wurzelhaaren in Wasserkultur: Von einem Flaschenkorken etwa 2 mm dicke Scheiben abschneiden, darin Löcher von 2 mm bis 3 mm Durchmesser bohren. Weizenkörner zunächst 1 bis 2 Tage auf feuchtem Filterpapier (s. oben) auskeimen lassen, dann mit der Keimwurzel durch die Löcher in den Korkscheiben stecken und dort festklemmen (Adventivwurzeln können abgeschnitten werden). Korkscheiben mit aufgesetzten Keimlingen in einem mit Leitungswasser gefüllten Glas schwimmen lassen. Die Wurzeln wachsen ungestört senkrecht nach unten, sind nach 2 bis 3 Tagen 8 cm bis 10 cm lang und bilden ständig neue Wurzelhaare. Täglichen Zuwachs der Wurzeln feststellen!

199 Beobachten der Wirkung von wachsenden Wurzeln (D)

Blumentopf, etwa 6 cm Ø	Gips, 300 g
Petrischale, 10 cm Ø	Wasser
Glasglocke	Pergamentpapier, A 5
Schere	2 kräftige Bohnenkeimlinge (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.), etwa 5 bis 7 Tage alt

Zeit: Ansatz: 3 min **Beobachtung:** 3 min (nach 3 Tagen)

Durchführung: Den Blumentopf mit Pergamentpapier auslegen. Gips mit Wasser anrühren und in den Blumentopf bringen. Zwei kräftige Bohnenkeimlinge mit ihren Wurzeln so in den Gips einbetten, daß die Keimblätter frei bleiben. Den Gipsblock vor dem völligen Erhärten aus dem Blumentopf nehmen, das Papier entfernen. Den festen Gipsblock mit den Keimpflanzen in eine mit Wasser gefüllte Petrischale unter eine Glasglocke stellen.

Beobachtung: Die Bohnenkeimlinge wachsen schnell, der Gips läßt Risse erkennen. Nach wenigen Tagen ist der Gipsblock von den Wurzeln der Keimpflanzen gesprengt.

Auswertung: Der Gipsblock wird durch die Kraft, die von den Wurzeln beim Wachstum entwickelt wird, auseinandergedrückt. Durch diese beim Wachstum von Wurzeln entwickelte Kraftleistung sind die Pflanzen in der Lage, auch in feste Bodenschichten einzudringen.

Ergänzung: Einen entsprechenden Gipsblock ohne Keimlinge zu zerbrechen versuchen und mit Hammer und Meißel zerstrümmern.

200 Wirkung der Säureausscheidung durch die Wurzel (SG)

Blumentopf, etwa 10 cm Ø	Diagläschen mit Kalküberzug
polierte Marmorplatte (5 cm × 5 cm × 1 cm)	Gartenerde 2 Bohnenkeimlinge (<i>Phaseolus coccineus</i> L.)

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 3 Wochen)

Durchführung: Die Marmorplatte (polierte Seite nach oben!) oder Glasplatte mit Kalküberzug schräg in den Blumentopf stellen. Den Blumentopf mit Erde füllen und zwei kräftige Bohnenkeimlinge so hineinpflanzen, daß ihre Wurzeln auf die Marmor- bzw. Glasplatte treffen müssen. Den Blumentopf an einen warmen, hellen Ort stellen. Nach 3 Wochen etwa die Erde aus dem Blumentopf entfernen und die Marmor- bzw. Glasplatte an den Stellen betrachten, an denen sie von den Wurzeln berührt wurde.

Beobachtung: Die Marmorplatte zeigt an den von den Wurzeln berührten Stellen eine Verätzung der Politur. An der Glasplatte ist an den betreffenden Stellen die Kalkschicht aufgelöst und die Scheibe durchsichtig geworden.

Auswertung: Die Wurzeln scheiden Säuren aus und lösen damit Mineralstoffe. Durch diesen Aufschluß der Bodenteilchen können die Pflanzen auch wasserunlösliche Stoffe des Bodens nutzen.

Ergänzung: Wurzelspitzen zwischen blauem Lackmuspapier zerdrücken. Schwache Rotfärbung zeigt saure Reaktion an.

201 Aufnahme verschiedener wasserlöslicher Stoffe durch die Wurzel (SG)

3 Petrischalen, 10 cm Ø	Kupfersulfatlösung CuSO_4 , 3%ig, 30 ml
Brenner	Wasser
Tiegelzange	Gartenkresse (<i>Lepidium</i> <i>sativum</i> L.)
Filterpapier	oder Senf (<i>Sinapis arvensis</i> L.), 25 trockene Samen
Schere	
Pinzette	

Zeit: Ansatz: 3 min Beobachtung: 3 min (nach 1 Tag)

Durchführung: In einer mit Filterpapier ausgelegten und mit Wasser gut angefeuchteten Petrischale etwa 25 Samen von Gartenkresse oder Senf keimen lassen. Zwei weitere Petrischalen mit Filterpapier auslegen und jeweils mit 15 ml Kupfersulfatlösung füllen. Nach 2 Tagen in eine der zwei Schalen mit der Pinzette vorsichtig zehn Keimlinge übertragen, deren Wurzelspitzen in einer Länge von 3 mm mit der Schere abgeschnitten wurden. In die zweite Schale zehn unbeschädigte Keimlinge bringen. Nach 24 Stunden aus beiden Schalen Keimlinge entnehmen, gründlich mit Wasser abspülen und mit der Tiegelzange in die entleuchtete Flamme des Brenners halten.

Beobachtung: Die Flamme färbt sich beim Verbrennen der Keimlinge, deren Wurzelspitzen abgeschnitten wurden, intensiv grün, während sie bei den unbeschädigten Keimlingen gelb gefärbt ist.

Auswertung: Die intensiv grüne Flammenfärbung ist ein Beweis für das Vorhandensein von Kupfer. Die Pflanzen, deren Wurzelspitzen abgeschnitten wurden, haben die Kupfersulfatlösung aufgenommen und in den Sproß der Pflanze geleitet, was durch die Grünfärbung der Flamme nachgewiesen wurde. In den beschädigten Keimlingen konnten keine Kupfer-Ionen nachgewiesen werden. Die Pflanzenwurzel nimmt demnach

nicht alle wasserlöslichen Stoffe aus dem Boden auf, sondern besitzt ein gewisses Wahlvermögen.

202 Bedeutung der Pflanzennährstoffe für das Wachstum der Pflanzen (D)



16 Kulturgefäße mit Deckel	Kalziumsulfat CaSO_4 , 10 g
8 Enghalsflaschen, 1 l	Kalziumphosphat $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$, 10 g
Lineal	Borsäure H_3BO_3 , 10 g
schwarzes Papier, 16 Blatt, A 4	Kupfersulfat CuSO_4 , 10 g
Sägespäne oder Sand	Zinksulfat ZnSO_4 , 10 g
Fettstift	Mangansulfat MnSO_4 , 10 g
Watte	dest. Wasser
Kalziumnitrat $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 20 g	Mais (<i>Zea mays</i> L.),
Kaliumhydrogenphosphat KH_2PO_4 , 10 g	30 trockene Körner,
Magnesiumsulfat MgSO_4 , 20 g	oder Tradescantia
Eisen(III)-chlorid FeCl_3 , etwa 10 g	(<i>Tradescantia virginica</i> L.),
	20 cm lange Stecklinge

Zeit: Ansatz: 10 min Beobachtung: täglich 3 min (innerhalb von 4 Wochen)

<p>Stammlösung 1: Vollnährlösung mit den wichtigsten Spurenelementen Beschriftung: mit Sp 4 g Kalziumnitrat 1 g Kaliumnitrat 1 g Kaliumhydrogenphosphat 1 g Magnesiumsulfat Spur Eisen(III)-chlorid</p>	<p>Stammlösung 2: Vollnährlösung ohne Spurenelemente Beschriftung: ohne Sp 4 g Kalziumnitrat 1 g Kaliumnitrat 1 g Kaliumdihydrogenphosphat 1 g Magnesiumsulfat Spur Eisen(III)-chlorid</p>
<p>Stammlösung 3: Nährlösung ohne Stickstoff Beschriftung: — N 4 g Kalziumsulfat 1 g Kaliumhydrogenphosphat 1 g Magnesiumsulfat Spur Eisen(III)-chlorid</p>	<p>Stammlösung 4: Nährlösung ohne Phosphor Beschriftung: — P 4 g Kalziumnitrat 2 g Kalziumsulfat 2 g Magnesiumsulfat Spur Eisen(III)-chlorid</p>
<p>Stammlösung 5: Nährlösung ohne Kalzium Beschriftung: — Ca 4 g Kaliumnitrat 2 g Magnesiumsulfat 1 g Kaliumdihydrogenphosphat Spur Eisen(III)-chlorid</p>	<p>Stammlösung 6: Nährlösung ohne Kalium Beschriftung: — K 2 g Kalziumnitrat 2 g Kalziumphosphat 2 g Magnesiumsulfat Spur Eisen(III)-chlorid</p>
<p>Stammlösung 7: Nährlösung ohne Eisen Beschriftung: — Fe 4 g Kalziumnitrat 1 g Kaliumnitrat 1 g Kaliumdihydrogenphosphat 1 g Magnesiumsulfat</p>	<p>Stammlösung 8: Spurenelemente Beschriftung: Spurenelemente 2 g Borsäure 1 g Kupfersulfat 1 g Zinksulfat 2 g Mangansulfat</p>

Durchführung: Mindestens 14 Tage vor Experimentierbeginn in zwei Blumentöpfen mit feuchten Sägespänen etwa 30 Maiskörner keimen lassen oder etwa zwanzig 10 cm bis 20 cm lange Stengel von *Tradescantia* zur Bewurzelung in feuchten Sand stecken. Abwiegen der Chemikalien (nur reine Substanzen mit der Bezeichnung „p. a.“ verwenden) zum Herstellen der Stammlösungen nach KNO₃. Lösen der Chemikalien in je 1000 ml dest. Wasser. Das Lösen und Aufbewahren der Stammlösungen erfolgt zweckmäßig in den beschrifteten Enghalsflaschen.

Nach völligem Lösen der Chemikalien außer zur Stammlösung 2 allen Lösungen 1 ml der Lösung der Spurenelemente zusetzen. Alle Kulturgefäße in schwarzes Papier einschlagen und auf einem Etikett die entsprechende Beschriftung vornehmen. Jeweils zwei Kulturgefäße bis 2 cm unter den Rand mit einer der Nährlösungen in den Verdünnungen von 1:4 mit dest. Wasser füllen. Zwei weitere in schwarzes Papier eingeschlagene Kulturgefäße mit dest. Wasser füllen und mit „—“ beschriften.

Aus den vorgekeimten Maispflanzen oder den bewurzelten *Tradescantia*-Stecklingen sechzehn, möglichst gleich große, unbeschädigte Pflanzen herausuchen und in den Löchern der Kulturgefäßdeckel mit Watte festklemmen. Die Deckel auf die Kulturgefäße setzen und darauf achten, daß die Wurzeln aller Pflanzen in die Nährlösungen tauchen. Die Kulturgefäße mit den Keimlingen an einem hellen, warmen Platz aufstellen. Die verschiedenen Nährlösungen in den Kulturgefäßen nach Bedarf mit dest. Wasser auffüllen und jeweils nach einer Woche die Lösungen erneuern. Täglich das Wachstum der Pflanzen kontrollieren.

Beobachtung: Die Pflanzen in den Gläsern mit voller Nährlösung mit Spurenelementen entwickeln sich sehr gut. Schlechter entwickeln sich die Pflanzen in den Gläsern mit voller Nährlösung ohne Spurenelemente. Die Pflanzen in eisenfreier Nährlösung haben gelbe Blätter. Bei den in kaliumfreier Nährlösung stehenden Pflanzen sterben die Blattspitzen mit der Zeit ab. Auch alle anderen Pflanzen in den unvollständigen Nährlösungen kümmern mit der Zeit. Die Pflanzen im dest. Wasser gehen schon nach kurzer Zeit zugrunde.

Auswertung: Die Pflanzen benötigen zum normalen Wachstum die Nährstoffe Stickstoff, Phosphor, Kalium, Kalzium, Magnesium, Eisen und Schwefel sowie eine Reihe von Spurenelementen, deren wichtigste Bor, Kupfer, Mangan und Zink sind. Beim völligen Fehlen dieser Stoffe kümmern die Pflanzen und gehen zugrunde.

203 Nachweis der Bedeutung des Kohlendioxids für das Wachstum der Pflanzen (SG)



Glasglocke

Glasglocke mit Stutzen

Gummistopfen,

doppelt durchbohrt

3 Petrischalen, 12 cm Ø

3 Blumentöpfe, 8 cm Ø

3 Glasschalen, 5 cm hoch,

6 cm Ø

Brenner

Glasröhrchen, 5 cm

Gummischlauch, 50 cm

Kaliumhydroxidlösung KOH,

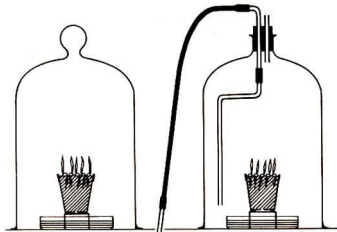
5%ig, 30 ml

Gartenerde

Senf (*Sinapis arvensis* L.)

oder Raps (*Brassica napus* L.),

60 trockene Samen



Zeit: Ansatz: 8 min Beobachtung: 5 min (nach 5 bis 8 Tagen)

Durchführung: Die Blumentöpfe mit feuchter Gartenerde füllen. In jedem Topf etwa zwanzig Senf- oder Rapssamen zum Keimen bringen. Nach dem Aufgehen der Keimlinge einen Blumentopf entsprechend der Abbildung auf eine umgestülpte Glasschale stellen, die in einer mit Kaliumhydroxidlösung gefüllten Petrischale steht. Die Experimentieranordnung mit der Glasglocke überdecken. Den zweiten Blumentopf in gleicher Weise aufstellen, jedoch die Petrischale mit Wasser füllen. Über diesen Blumentopf die Glasglocke mit Stützen stützen, nachdem durch eine Bohrung des Stopfens entsprechend der Abbildung ein gebogenes Glasröhrchen gesteckt wurde. An das Glasröhrchen außerhalb der Glocke den Gummischlauch mit dem Glasmundstück anschließen. Die zweite Öffnung des Stopfens bleibt offen. Beide Experimentieranordnungen und den dritten Topf ohne Glasglocke zur Kontrolle an ein helles Fenster stellen. Täglich zweimal durch den Gummischlauch und das Glasröhrchen ausgeatmete Luft mit zehn Atemzügen langsam in die Glasglocke blasen.

Beobachtung: Die Pflänzchen in der Glasglocke, in der sich Kaliumhydroxidlösung befindet, gehen nach wenigen Tagen ein. Die Pflänzchen in der mit Atemluft beschickten Glasglocke entwickeln sich innerhalb von zehn Tagen bedeutend kräftiger als die Kontrollpflanzen.

Auswertung: Die Kaliumhydroxidlösung absorbiert das Kohlendioxid unter der Glasglocke. Die Pflanzen können aus diesem Grunde nicht assimilieren und gehen ein, obwohl ihnen außer dem Kohlendioxid alle Nährstoffe, Wasser und Licht zur Verfügung stehen. Die Pflänzchen im zweiten Glaszylinder entwickeln sich besser als die Kontrollpflanzen, da sie zusätzlich mit dem in der ausgeatmeten Luft enthaltenen Kohlendioxid versorgt werden. Während der normale Gehalt der Luft an Kohlendioxid etwa 0,03% beträgt, hat die ausgeatmete Luft einen Kohlendioxidgehalt von etwa 3,5%. Die Pflanzen haben daher bessere Bedingungen für die Assimilation und wachsen schneller. Durch künstliche Anreicherung der Luft mit Kohlendioxid bis zu einem Maximum von 10% kann beispielsweise in Gewächshäusern ein besserer Pflanzenwuchs erreicht werden.

204 Messen des Längenwachstums des Sprosses einer jungen Pflanze (D)

2 Stative mit Klemmen	Stecknadel
Präpariernadel	Zwirnsfaden, etwa 20 cm
Lineal	Keimpflanze einer Bohne
Rasierklingen	(<i>Phaseolus coccineus</i> L.)
Strohalm (besser	im Blumentopf,
Trinkröhrchen aus	etwa 8 Tage alt
Kunststoff)	
Korkstopfen	

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 2 min (nach 1 bis 2 Tagen)

Durchführung: Das Trinkröhrchen (Länge etwa 21 cm) mit der Rasierklinge an einem Ende etwa 3 cm tief einschneiden. Danach mit der Präpariernadel 1 cm hinter dem Einschnitt das Röhrchen durchstechen. Das Röhrchen mit der Stecknadel, die durch die entstandenen Löcher geführt wird, im Kork befestigen. Es muß sich sehr leicht um die Nadel drehen lassen. Den Stopfen in die Klemme eines Statives einspannen. Das eine zu einer Schlinge gebogene Ende des Zwirnsfadens vorsichtig um die Sproßspitze der Keimpflanze legen. Das andere Ende in den Einschnitt am kurzen Schenkel des Trinkröhrchens so einklemmen, daß der lange Schenkel schräg nach oben gerichtet ist. In das zweite Stativ das Lineal mit dem Nullpunkt nach oben einspannen und so weit

verschieben, bis das Ende des langen Schenkels auf den Nullpunkt zeigt. Nach 3, 6, 9 Stunden und 1 bis 2 Tagen die Zeigerstellung ablesen.

Beobachtung: Der lange Schenkel des Trinkröhrchens wirkt wie ein Zeiger und senkt sich, dem Wachstum des Pflanzensprosses entsprechend.

An dem Lineal kann aus der Zeigerstellung die im Verhältnis 1:20 vergrößerte Längenzunahme der jungen Pflanze abgelesen werden.

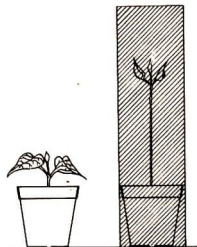
Auswertung: Mit Hilfe der Experimentieranordnung kann das Längenwachstum von Pflanzen in relativ kurzer Zeit annähernd gemessen werden. Der lange Hebelarm zeigt das Sproßwachstum der jungen Pflanze im Verhältnis von etwa 1:20 vergrößert an. Es kann auf diese Weise bereits nach einigen Stunden sehr deutlich abgelesen und berechnet werden.

Ergänzung: Das Experiment kann bei unterschiedlichen Umweltbedingungen (normale und zu niedrige Temperaturen) durchgeführt werden.

205 Beobachten des Einflusses der Belichtung auf das Längenwachstum einer Pflanze (SG)

2 Blumentöpfe, 6 cm Ø
Klebstoff
Papier (schwarz) A 4
Gartenerde
Wasser

Feuerbohne (*Phaseolus
coccineus* L.),
4 trockene Samen



Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (nach 7 bis 14 Tagen)

Durchführung: Die Blumentöpfe mit feuchter Erde füllen und in beide Töpfe je zwei Samen der Feuerbohne bringen. Das schwarze Papier der Länge nach zu einem Zylinder aufrollen und verkleben. Über einen Blumentopf den Zylinder stülpen. Beide Töpfe in einem warmen Raum ans Fenster stellen und die Erde ständig feucht halten.

Beobachtung: Nach zwölf Tagen ist die Keimpflanze in dem offenen Blumentopf gut entwickelt, zeigt einen normalen Sproß und gut ausgebildete Laubblätter. Die abgedunkelte Keimpflanze dagegen hat einen langen, dünnen Sproß und nur sehr kleine gelbliche Laubblätter entwickelt.

Auswertung: Die Pflanzen benötigen zum normalen Wachstum gute Lichtverhältnisse. Im Dunkeln gehaltene Pflanzen bilden lange, dünne Sprosse und lange Blattstiele aus, sie vergeilen (Etiollement). Durch das extreme Längenwachstum wird der Sproß rasch dem zur Assimilation notwendigen Licht entgegengeführt.

In der Dunkelheit sind die Pflanzen nicht in der Lage, Blattgrün auszubilden.

Ergänzung: Für die Durchführung dieses Experiments sind auch Sensensamen sehr gut geeignet, die zu 15 bis 20 Stück in je einem Blumentopf ausgesät werden.

Im Frühjahr das Keimen von Kartoffeln im dunklen Keller beobachten.

206 Feststellen der Bildungsstellen und der Wirkung von Wuchsstoffen bei Getreidekeimlingen (SG)

Glasdeckscheibe	Brenner
Blumentopf, 10 cm Ø	Rasierklinge
Glasglocke	Gelatine, 0,5 g
Reagenzglas	Hafer (<i>Avena sativa</i> L.), 30 Körner

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 5 min (nach 2 bis 7 Tagen)

Durchführung: In einen mit Erde gefüllten Blumentopf dreißig Haferkörner aussäen, mit einer Glasplatte abdecken und keimen lassen. Von 2/3 der 3 cm bis 4 cm langen Keimlinge mit einer Rasierklinge die Sproßspitzen in einer Länge von 8 mm bis 10 mm abschneiden. 0,5 g Gelatine in 20 ml Wasser durch Aufkochen lösen und bei 1/3 der Keimlinge die abgeschnittenen Spitzen mit der Gelatine wieder aufkleben. Eine Glasglocke über den Blumentopf stülpen und die Keimlinge bei guter Beleuchtung warm und feucht halten.

Beobachtung: Die dekapitierten Keimlinge stellen das Wachstum ein. Die Keimlinge mit wiederaufgesetzten Spitzen wachsen weiter und bleiben nur wenig hinter den unbehandelten zurück.

Auswertung: In den Spitzen der Keimlinge werden für das Wachstum der Pflanzen wichtige Wuchsstoffe gebildet, nach deren Entfernung ein Weiterwachsen der Keimlinge nicht möglich ist. Werden die abgeschnittenen Spitzen der Keimlinge mit Gelatine wieder aufgesetzt, so können die Pflanzen weiterwachsen, da die Wuchsstoffe durch die Gelatine in den Stumpf diffundieren.

Ergänzung: Den Nachweis, daß die Wirkung der Wuchsstoffe nicht artspezifisch ist, kann man führen, indem man nach dem Abschneiden die Spitzen von Hafer- und Maiskeimlingen austauscht und mit Gelatine die Haferspitzen auf die Maisstümpfe und umgekehrt aufklebt. In beiden Fällen wachsen die Pflanzen weiter.

207 Einfluß von Tabakrauch auf das Wachstum junger Pflanzen (D)

2 Blumentöpfe 10 cm Ø	Wasser
2 Glasglocken	Zigarette
Sägespäne	Bohnen (<i>Phaseolus vulgaris</i> L.), 20 trockene Samen

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 5 min (nach 10 bis 14 Tagen)

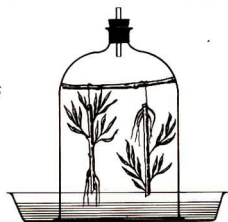
Durchführung: In zwei Blumentöpfen mit feuchten Sägespänen je zehn Bohnensamen zum Keimen bringen. Über jeden Blumentopf eine Glasglocke stülpen. Nach dem Entfalten der Primärblätter mehrmals Tabakrauch unter eine der Glasglocken blasen. Die wachsenden Pflanzen weiterhin warm und feucht halten. Nach zehn Tagen das Experiment abbrechen.

Beobachtung: Schon nach wenigen Tagen bleiben die mit Tabakrauch behandelten Pflanzen gegenüber den Kontrollpflanzen zurück.

Auswertung: Tabakrauch wirkt stark hemmend auf das Wachstum der jungen Pflanzen. Das ist bereits nach einmaliger Behandlung feststellbar. (Hinweis auf die Schädlichkeit von Nikotin für den menschlichen Körper und auf die Wachstumshormone.)

208 Feststellen der Polarität von Zweigen (D)

PVC-Schale, 18 cm × 24 cm	Holzstab
Glasglocke	Filterpapier
Gummistopfen, durchbohrt	Blumendraht, 50 cm
Glasröhrchen, 5 cm	Wasser
Messer	4 Weidenzweige, 15 cm bis 20 cm lang, 1 cm bis 1,5 cm Ø



Zeit: Ansatz: 12 min Beobachtung: 3 min (innerhalb von 4 Wochen)

Durchführung: Die Weidenzweigstücke mit einem scharfen Messer abschneiden. Zwei davon an ihren oberen Enden, die anderen an ihren unteren Enden mit Blumendraht umwickeln. Die Zweige an einem im oberen Teil der Glasglocke festgeklemmten Holzstab entsprechend der Abbildung mit den Blumendrähten aufhängen. Die Glasglocke innen in halber Höhe mit Filterpapier auskleiden und an einem warmen, hellen Platz in eine mit Wasser gefüllte PVC-Schale stellen.

Beobachtung: Die Zweigstücke bilden Wurzeln und Sprosse aus. Bei den in normaler Lage aufgehängten Weidenzweigen wachsen oben beblätterte Sprosse heran, die nach oben streben. Aus den unteren Enden entspringen Wurzeln, die nach unten wachsen. Aus dem Zweigstück, dessen in natürlicher Lage spitzwärts gestrecktes Zweigende nun nach unten hängt, entspringen am unteren Teil des Zweiges die Sprosse und wachsen nach oben, während aus dem oberen Ende des Zweiges nach unten Wurzeln wachsen.

Auswertung: Die Polarität der Zweige ist festgelegt. Stets bilden sich am oberen Teil der Zweige Sprosse aus, die nach oben wachsen, am unteren Teil Wurzeln, die nach unten gerichtet sind, ganz gleich, in welcher Lage sich die Zweige befinden.

209 Beobachten des Austreibens von Forsythia-Zweigen im Winter (D)

5 Erlenmeyerkolben, 500 ml	Zweige der Forsythie
Messer	(<i>Forsythia suspensa</i> VAHL)
Wasser	oder Flieder
	(<i>Syringa vulgaris</i> L.)

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (innerhalb von 5 Monaten)

Durchführung: Von Oktober bis Februar monatlich einmal zwei Zweige von Forsythie oder Flieder abschneiden und im warmen Zimmer in die mit Wasser gefüllten Erlenmeyerkolben stellen. Wöchentlich einmal das Wasser wechseln.

Beobachtung: Die in den Monaten Oktober bis Dezember geschnittenen Zweige treiben meist nicht aus. Erst die vom Monat Januar an geschnittenen Zweige treiben im Zimmer Blüten und Laubblätter.

Auswertung: In der für das Wachstum der Pflanzen im Freien ungünstigen Jahreszeit machen die meisten Pflanzen eine Ruheperiode durch, die oft auch von Pflanzen, denen in dieser Zeit künstlich gute Wachstumsbedingungen geschaffen werden, eingehalten wird. Erst nach Ablauf dieser Ruheperiode treiben die Pflanzen aus.

Ergänzung: Im Oktober abgeschnittene Zweige, die etwa 2 Tage im Tiefkühlfach eines Kühlschranks eingefroren wurden, treiben danach im warmen Zimmer aus. Kartoffeln, die kurz nach der Ernte an einem warmen Ort ausgelegt werden, keimen auch bei guten Keimbedingungen nicht aus (↗ Ergänzung 210).

210 Verkürzen der Ruheperiode von Forsythia-Zweigen (D)

pneumatische Wanne oder Aquarium	Thermometer
Aquariumheizer	Wasser
Stromquelle	3 Forsythien- (<i>Forsythia</i> <i>suspensa</i> VAHL) oder
Erlenmeyerkolben, 500 ml	Fliederzweige (<i>Syringa vulgaris</i> L.)

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: 3 min (innerhalb von 3 Monaten)

Durchführung: In den Monaten Oktober bis Dezember drei Zweige von Forsythie oder Flieder abschneiden und zehn bis zwölf Stunden in ein Warmwasseraquarium, das mit Heizer und Temperaturregler versehen ist, mit einer konstanten Wassertemperatur von 23 °C bis 25 °C legen. Danach die Zweige in einen mit Wasser gefüllten Erlenmeyerkolben stellen und im warmen Zimmer stehenlassen.

Beobachtung: Nach 8 bis 14 Tagen treiben die Zweige aus und entwickeln Blüten und Laubblätter.

Auswertung: Durch mehrstündiges Einwirken von warmem Wasser auf Forsythien- oder Fliederzweige werden die Reservestoffe der Pflanzen vorzeitig mobilisiert und die Ruhepause verkürzt. Die Zweige treiben nach dem Wasserbad Blüten und Laubblätter wie im Januar geschnittene Zweige (↗ Experiment 209).

Ergänzung: Die streng lokale Wirkung des Warmbades wird deutlich, wenn man nur einen Teil des Flieder- bzw. Forsythienzweiges in warmes Wasser taucht. Die mit warmem Wasser behandelten Knospen kommen wesentlich früher zum Blühen. Werden Kartoffeln nach der Ernte 12 bis 14 Tage im Kühlschrank bei einer Temperatur von 2 °C bis 3 °C gehalten und danach an einem warmen Ort ausgelegt, so treiben sie sehr bald Keime.

211 Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Blattrandkäfern (intermediäre Vererbung eines Merkmalspaars) (D)

4 Standzylinder, 30 cm × 12 cm als Zuchtgefäße, Erlenmeyerkolben, 150 ml, mit Stopfen	Blattrandkäfer (<i>Chrysomela varians</i>), unbefruchtete rotbraune und blaue weibliche Tiere, rotbraune und blaue männ- liche Tiere
Pinzette (lang)	Johanniskraut (<i>Hypericum spec.</i>)
Verbandmull	Moospolster
Watte	Kies
Lupe (6fach)	Gartenerde
Gummiring	Wasser

Zeit: Ansatz: 15 min Beobachtung: 5 min (nach 30 Tagen)

Durchführung: Zwei Zuchtgefäße mit 5 bis 8 rotbraunen weiblichen Tieren und der gleichen Anzahl blauer männlicher Tiere des Blattrandkäfers besetzen und die Zuchtgefäße mit dem Datum beschriften.

Zwei weitere Zuchtgefäße in der gleichen Weise mit 5 bis 8 blauen weiblichen Tieren und der gleichen Anzahl rotbrauner männlicher Tiere besetzen und mit dem Datum beschriften (reziproke Kreuzung).

Die Zuchtgefäße bei Zimmertemperatur an einem hellen, nicht zu sonnigen Platz aufstellen und die Futterpflanzen regelmäßig vor dem Verwelken durch frische austauschen. Abgestorbene Käfer sofort, die anderen Elterntiere nach 18 Tagen mit der Pinzette aus dem Zuchtgefäß entfernen. Nach 30 Tagen die F_1 -Generation nach männlichen und weiblichen Tieren sortieren und auszählen.

Beobachtung: Die aus den Puppen schlüpfenden Käfer sind nach voller Ausfärbung alle gleichmäßig grün, gleich, ob rotbraune oder blaue weibliche bzw. männliche Tiere zur Kreuzung eingesetzt wurden. Das Zahlenverhältnis von weiblichen und männlichen Tieren ist etwa 1:1.

Auswertung: Nach dem 1. Mendelschen Gesetz (Uniformitätsgesetz) sind bei Kreuzungen reinerbiger (homozygoter) Eltern (P), die sich in einem oder mehreren Merkmalen unterscheiden, die Nachkommen in der 1. Tochtergeneration (F_1) untereinander gleich (uniform). Das Merkmalspaar für die rotbraune und blaue Körperfärbung wird intermediär vererbt, deshalb gleichen die Tiere der F_1 -Generation nicht den Elterntieren. Sie haben grün als Zwischenfarbe angenommen. Die Einführung der Merkmale durch den weiblichen oder männlichen Elter ist dabei ohne Belang. Das Geschlecht wird im Verhältnis 1:1 vererbt.

212 Nachweis der Gültigkeit des 2. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Blattrandkäfern (intermediäre Vererbung eines Merkmalspaares) (D)

2 Standzylinder, 30 cm × 12 cm als Zuchtgefäße, Erlenmeyerkolben, 150 ml, mit Stopfen Pinzette (lang) Verbandmull Watte Lupe (6fach) Gummiring	Blattrandkäfer (<i>Chrysomela varians</i>) der F ₁ -Generation aus dem Experiment 211, grüne weibliche und männliche Tiere Johanniskraut (<i>Hypericum spec.</i>) Moospolster Kies Gartenerde Wasser
---	---

Zeit: Ansatz: 15 min Beobachtung: 15 min (nach 30 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 5 bis 8 grünen weiblichen und der gleichen Anzahl männlicher Tiere des Blattrandkäfers der F₁-Generation aus dem Experiment 211 besetzen und die Zuchtgefäße mit dem Datum beschriften. Da alle Tiere dieser Generation mischerbig (heterozygot) sind, brauchen keine unbefruchteten weiblichen Tiere verwendet zu werden.

Die Zuchtgefäße bei Zimmertemperatur an einem hellen, nicht zu sonnigen Platz aufstellen und die Futterpflanzen regelmäßig vor dem Verwelken durch frische Pflanzen austauschen. Abgestorbene Käfer sofort, die anderen Elterntiere nach 18 Tagen mit der Pinzette aus dem Zuchtgefäß entfernen. Nach 30 Tagen die neue Generation nach Farben sortieren und auszählen.

Beobachtung: Die aus den Puppen schlüpfenden Käfer der F₂-Generation sind nach voller Ausfärbung rotbraun, blau oder grün. Das Auszählen ergibt ein Verhältnis von etwa 1:1:2.

Auswertung: Die phänotypisch gleichfarbig grünen Käfer der F₁-Generation sind genotypisch heterozygot. Ihre Geschlechtszellen enthalten Erbanlagen für die Ausbildung rotbrauner und blauer Merkmale der Eltern.

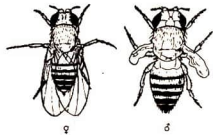
Nach dem 2. Mendelschen Gesetz (Spaltungsgesetz) sind die Nachkommen der F₁-Generation unterschiedlicher reinerbiger (homozygoter) Eltern (P) bei der Kreuzung untereinander in der F₂-Generation phänotypisch und genotypisch unterschiedlich. Es treten deshalb beim intermediären Erbgang in der F₂-Generation zu einem Viertel rotbraune und zu einem Viertel blaue Käfer entsprechend den Merkmalen der Elterngeneration (P) und zu zwei Viertel grüne Käfer, entsprechend der F₁-Generation, auf.

213 Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung eines Merkmalspaars) (D)



4 Erlenmeyerkolben, 250 ml als Zuchtgefäße,
1 Erlenmeyerkolben, 250 ml 1 Tuschpinsel
Fettstift
Lupe (6fach)
Filterpapier 20 cm × 20 cm

Diäthyläther (C₂H₅)₂O
Fruchtfliegen
(*Drosophila melanogaster*)
Stamm: Wildtyp (+)
unbefruchtete weibliche und männliche Tiere
Stamm: vestigial (vg)
stummelflügelig
unbefruchtete weibliche und männliche Tiere



Zeit: Ansatz: 20 min Beobachtung: 15 min (nach 15 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 6 bis 10 unbefruchteten weiblichen Tieren der Fruchtfliege Stamm Wildtyp (+) und der doppelten Anzahl männlicher Tiere Stamm vestigial (vg) besetzen und mit +/+ × vg/vg und mit dem Datum beschriften. 2 weitere Zuchtgefäße in gleicher Weise mit 6 bis 10 unbefruchteten weiblichen Tieren der Fruchtfliege Stamm vestigial (vg) und der doppelten Anzahl männlicher Tiere Stamm Wildtyp (+) besetzen und mit vg/vg × +/+ und mit dem Datum beschriften (reziproke Kreuzung). Die Zuchtgefäße bei Zimmertemperatur aufstellen und die Elterntiere nach 8 Tagen entfernen. 10 Tage nach dem Schlüpfen der ersten Imagines aus den Puppen die Fliegen in den leeren Erlenmeyerkolben überführen, mit Diäthyläther betäuben und auf das Filterpapier schütten. Körperform und Farbe ggf. mit der Lupe genau betrachten. Anzahl der männlichen und der weiblichen Tiere feststellen.

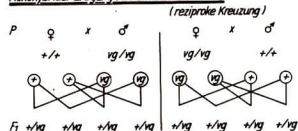
Beobachtung: Das Aussehen aller Fliegen der 1. Tochtergeneration (F₁) ist, abgesehen von den Geschlechtsunterschieden, gleich. Sie entsprechen in ihrem Erscheinungsbild (Phänotyp) der Wildform. Das Verhältnis der Anzahl von weiblichen und männlichen Tieren ist etwa 1:1.

Auswertung: Es liegt die dominant-rezessive Vererbung eines Merkmalspaars bei der Kreuzung reinerbiger (homozygoter) Stammformen der Fruchtfliege vor. Dem 1. Mendelschen Gesetz (Uniformitätsgesetz) entsprechend sind die Nachkommen der 1. Tochtergeneration (F₁) völlig gleich. Da die Merkmale der Wildform (+) gegenüber den Merkmalen der Form vestigial (vg) dominieren, entsprechen alle Nachkommen dem Phänotyp der Wildform, gleich ob diese von den Männchen oder Weibchen eingeführt wurden.

Damit ist auch die Aussage des 1. Mendelschen Gesetzes zur Reziprozität nachgewiesen.

Kreuzungsschema:

Monohybrider Erbgang (1. Mendelsches Gesetz)



Ergänzung: Durchführung des Experimentes in gleicher Weise bei Verwendung als Kreuzungspartner für den Wildtyp (+) Fruchtfliegen des Stammes ebony (e) Körperfarbe schwarz. Alle Nachkommen der P-Generation haben in der F₁-Generation eine normale graue Körperfarbe, da diese dominant gegenüber dem Mutantenmerkmal schwarz ist.

214 Nachweis der Gültigkeit des 2. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung eines Merkmalspaars) (D)



2 Erlenmeyerkolben, 250 ml
als Zuchtgefäße,
1 Erlenmeyerkolben, 250 ml
1 Tuschpinsel
Fettstift
Lupe (6fach)
Filterpapier 20 cm × 20 cm

Diäthyläther ($C_2H_5)_2O$
Fruchtfliegen
(*Drosophila melanogaster*),
 F_1 -Generation aus dem
Experiment 213
weibliche und männliche Tiere

Zeit: Ansatz: 20 min Beobachtung: 15 min (nach 15 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 6 bis 10 weiblichen und der doppelten Anzahl männlicher Tiere der Fruchtfliegen aus der F_1 -Generation des Experimentes 213 besetzen. Da alle Tiere dieser Generation mischerbig (heterozygot) sind, brauchen keine unbefruchteten Weibchen verwendet werden. Die Zuchtgefäße mit $+/vg \times +/vg$ und dem Datum beschriften, bei Zimmertemperatur aufstellen und die Elterntiere nach 8 Tagen entfernen.

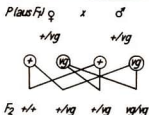
10 Tage nach dem Schlüpfen der ersten Imagines aus den Puppen die Fliegen in den leeren Erlenmeyerkolben überführen, mit Diäthyläther betäuben und auf das Filterpapier schütten. Körperform und Farbe ggf. mit der Lupe genau betrachten. Anzahl der Tiere nach Formen getrennt feststellen.

Beobachtung: Neben vielen der Wildform entsprechenden Fruchtfliegen sind auch stummelflügelige Tiere in der F_2 -Generation zu erkennen. Bei genauem Auszählen ergibt sich ein Verhältnis von etwa 3:1 zwischen Tieren, die dem Wildtyp gleichen und denen, die der Form vestigial entsprechen.

Auswertung: Die phänotypisch der Wildform entsprechenden Fliegen der F_1 -Generation sind genotypisch heterozygot. Ihre Geschlechtszellen enthalten Erbanlagen der Wildform und der Form vestigial. Es ergeben sich 4 Kombinationsmöglichkeiten im Zahlenverhältnis 3:1. Entsprechend dem monohybriden Erbgang mit dominanter Merkmalsausprägung haben 3/4 der Tiere normale Flügel und 1/4 Stummelflügel.

Dem 2. Mendelschen Gesetz entsprechend (Spaltungsgesetz) sind die Nachkommen der F_1 -Generation unterschiedlicher reinerbiger (homozygoter) Eltern bei der Kreuzung untereinander in der F_2 -Generation phänotypisch und genotypisch unterschiedlich. Kreuzungsschema:

Monohybrider Erbgang (2. Mendelsches Gesetz)



Ergänzung: Durchführung des Experimentes in gleicher Weise bei Verwendung der F_1 -Generation aus der Kreuzung von Fruchtfliegen des Wildtyps (+) mit dem Stamm ebony (e) aus dem Experiment 213. Die Nachkommen in der F_2 -Generation haben dem 2. Mendelschen Gesetz zufolge zu 3/4 normale graue Färbung des Wildtyps, und zu 1/4 sind die Tiere, dem Stamm ebony entsprechend, schwarz gefärbt.

215 Feststellen der Möglichkeiten der Verteilung von Erbanlagen bei der Bildung von Keimzellen (Rückkreuzung der F_1 -Generation mit dem rezessiven Elter) (D)



2 Erlenmeyerkolben, 250 ml als Zuchtgefäße,	Diäthyläther (C_2H_5) ₂ O
1 Erlenmeyerkolben, 250 ml	Fruchtfliegen (<i>Drosophila melanogaster</i>)
1 Tuschpinsel	unbefruchtete weibliche
Feststift	Tiere aus der F_1 -Generation.
Lupe (6fach)	Experiment 213
Filterpapier 20 cm × 20 cm	männliche Tiere Stamm vestigial (vg)

Zeit: Ansatz 20 min Beobachtung: 15 min (nach 15 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 6 bis 10 unbefruchteten weiblichen Tieren der Fruchtfliege (*Drosophila melanogaster*) aus dem Experiment 213 und der doppelten Anzahl männlicher Tiere Stamm vestigial (vg) besetzen. Die Zuchtgefäße mit +/vg × vg/vg und dem Datum beschriften, bei Zimmertemperatur aufstellen und die Elterntiere nach 8 Tagen entfernen.

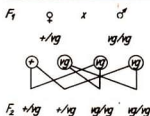
10 Tage nach dem Schlüpfen der ersten Imagines aus den Puppen die Fliegen in den leeren Erlenmeyerkolben überführen, mit Diäthyläther betäuben und auf das Filterpapier schütten. Flügelformen ggf. mit der Lupe genau betrachten, nach den festgestellten Unterschieden sortieren und auszählen.

Beobachtung: Die Nachkommen aus dem Rückkreuzungsexperiment haben normale oder Stummelflügel im Verhältnis von etwa 1:1.

Auswertung: Die phänotypisch normal aussehenden, genotypisch jedoch heterozygoten weiblichen Tiere aus der F_1 -Generation haben nach der Reduktionsteilung Geschlechtszellen mit normal wilden (+) oder mit (vg) Erbanlagen. Die männlichen Tiere der Form vestigial sind homozygot und haben Geschlechtszellen mit dem rezessiven Merkmal (vg). Bei der Kreuzung bestehen nur zwei Kombinationsmöglichkeiten mit gleicher Häufigkeit, so daß Fliegen mit normalen und mit Stummelflügeln etwa im Verhältnis von 1:1 auftreten müssen.

Kreuzungsschema:

Monohybrider Erbgang (Rückkreuzung)



216 Nachweis der Gültigkeit des 1. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung von zwei Merkmalspaaren) (D)



2 Erlenmeyerkolben, 250 ml als Zuchtgefäße,	Diäthyläther (C_2H_5) ₂ O
1 Erlenmeyerkolben, 250 ml	Fruchtfliegen (<i>Drosophila melanogaster</i>)
1 Tuschpinsel	unbefruchtete weibliche Tiere
Feststift	Stamm ebony (e)
Lupe (6fach)	männliche Tiere Stamm vestigial (vg)
Filterpapier 20 cm × 20 cm	

Zeit: Ansatz 20 min Beobachtung: 15 min (nach 15 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 6 bis 10 unbefruchteten weiblichen Tieren der Fruchtfliege (*Drosophila melanogaster*) Stamm ebony (e) und der doppelten Anzahl männlicher Tiere Stamm vestigial (vg) besetzen. Die Zuchtgefäße mit +/+; ee × vg/vg; +/+ und dem Datum beschriften. Die Zuchtgefäße bei Zimmertemperatur aufstellen und die Elterntiere nach 8 Tagen entfernen.

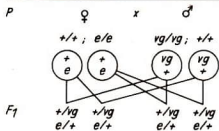
10 Tage nach dem Schlüpfen der ersten Imagines aus den Puppen die Fliegen in den leeren Erlenmeyerkolben überführen, mit Diäthyläther betäuben und auf das Filterpapier schütten. Körperfarbe und Flügelformen ggf. mit der Lupe genau betrachten.

Beobachtung: Das Aussehen aller Fliegen der 1. Tochtergeneration (F₁) ist, abgesehen von den Geschlechtsunterschieden, gleich. Sie sind grau und haben normal ausgebildete Flügel. Damit entsprechen sie in ihrem Erscheinungsbild (Phänotyp) nicht den Eltern, sondern der Wildform.

Auswertung: Es liegt die dominant-rezessive Vererbung von zwei Merkmalspaaren vor. Dem 1. Mendelschen Gesetz (Uniformitätsgesetz) entsprechend sind die Nachkommen der 1. Tochtergeneration (F₁) völlig gleich. Sie unterscheiden sich durch normal ausgebildete Flügel bzw. die graue Körperfärbung phänotypisch von beiden an der Kreuzung beteiligten Eltern. Bei den entstandenen Bastarden sind die Merkmale des Wildtyps dominant gegenüber den Merkmalen der Mutationen.

Kreuzungsschema:

Dihybrider Erbgang (1. Mendelsches Gesetz)



217 Nachweis der Gültigkeit des 2. und 3. Mendelschen Gesetzes am Beispiel der Kreuzung von Fruchtfliegen (dominant-rezessive Vererbung von zwei Merkmalspaaren) (D)



2 Erlenmeyerkolben, 250 ml
als Zuchtgefäße,
1 Erlenmeyerkolben, 250 ml
1 Tuschpinsel
Fettstift
Lupe (6fach)
Filterpapier 20 cm × 20 cm

Diäthyläther (C₂H₅)₂O
Fruchtfliegen (*Drosophila melanogaster*)
F₁-Generation aus dem
Experiment 216 weibliche
und männliche Tiere

Zeit: Ansatz: 20 min Beobachtung: 15 min (nach 15 Tagen)

Durchführung: 2 Zuchtgefäße mit 6 bis 10 weiblichen und der doppelten Anzahl männlicher Tiere der Fruchtfliegen (*Drosophila melanogaster*) aus der F₁-Generation des Experiments 216 besetzen. Da alle Tiere dieser Generation mischerbig (heterozygot) sind, brauchen keine unbefruchteten Weibchen verwendet werden. Die Zuchtgefäße mit +/vg; e/+ × +/vg; e/+ und dem Datum beschriften, bei Zimmertemperatur aufstellen und die Elterntiere nach 8 Tagen entfernen.

10 Tage nach dem Schlüpfen der ersten Imagines aus den Puppen die Fliegen in den leeren Erlenmeyerkolben überführen, mit Diäthyläther betäuben und auf das Filterpapier schütten. Körperfärbung und Flügelformen ggf. mit der Lupe genau betrachten, nach den festgestellten Unterschieden sortieren und auszählen.

Beobachtung: Neben vielen der Wildform entsprechenden Fruchtfliegen mit grauer Körperfärbung und normalen Flügeln treten folgende drei weitere phänotypisch deutlich unterscheidbare Formen auf:

- Tiere mit schwarzer Körperfärbung und normalen Flügeln
- Tiere mit grauer Körperfärbung und Stummelflügeln und
- Tiere mit schwarzer Körperfärbung und Stummelflügeln.

Die Auszählung ergibt ein Zahlenverhältnis in der genannten Reihenfolge der Formen von etwa 9:3:3:1.

Auswertung: Die Merkmale der Elterngeneration (P) treten nach der Kreuzung der 1. Tochtergeneration (F₁) in der 2. Tochtergeneration (F₂) nach dem 2. Mendelschen Gesetz (Spaltungsgesetz) in einem bestimmten Zahlenverhältnis wieder auf. Die phänotypisch einheitlich der Wildform entsprechenden Fliegen der F₁-Generation sind für beide Merkmalspaare (normale und Stummelflügel) und (graue und schwarze Körperfärbung) heterozygot. Da die Gene vestigial (vg) für normale bzw. Stummelflügel und ebony (e) für graue bzw. schwarze Körperfärbung zu verschiedenen Chromosomen gehören, werden die Merkmale bei der Bildung der Geschlechtszellen unabhängig voneinander verteilt und frei kombiniert.

Von den insgesamt 16 Kreuzungsmöglichkeiten sind einige untereinander gleich, so daß 9 genotypisch verschiedene Kombinationsmöglichkeiten bestehen. Bedingt durch den dominant-rezessiven Erbgang treten 4 phänotypisch unterschiedliche Formen auf, die den Eltern und der F₁-Generation entsprechen. Eine weitere Form entsteht auf Grund der bei der Kreuzung möglichen Kombination +/vg; e/+ × +/vg; e/+ (schwarze Körperfärbung und Stummelflügel) völlig neu. Das Spaltungsverhältnis 9:3:3:1 entspricht dem 3. Mendelschen Gesetz, das besagt, daß verschiedene Merkmalspaare, die nicht in denselben Chromosomen liegen, bei der Bildung der Geschlechtszellen unabhängig verteilt und bei der Vererbung frei kombiniert werden.

Kreuzungsschema:

Dihybrider Erbgang (2. u. 3. Mendelsches Gesetz)

F₁ ♀ ♂
 +/vg +/vg
 e/+ e/+

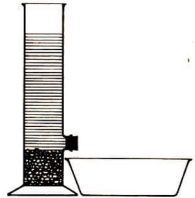
♂ \ ♀	$\begin{pmatrix} + \\ + \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} + \\ e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg \\ + \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg \\ e \end{pmatrix}$
$\begin{pmatrix} + \\ + \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/+ \\ +/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/+ \\ +/e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/vg \\ +/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/vg \\ +/e \end{pmatrix}$
$\begin{pmatrix} + \\ e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/+ \\ e/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/+ \\ e/e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/vg \\ e/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} +/vg \\ e/e \end{pmatrix}$
$\begin{pmatrix} vg \\ + \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/+ \\ +/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/+ \\ +/e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/vg \\ +/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/vg \\ +/e \end{pmatrix}$
$\begin{pmatrix} vg \\ e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/+ \\ e/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/+ \\ e/e \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/vg \\ e/+ \end{pmatrix}$	$\begin{pmatrix} vg/vg \\ e/e \end{pmatrix}$

Zahlenverhältnis
 9 Körperfarbe: grau
 Flügel: normal
 :
 3 Körperfarbe: schwarz
 Flügel: normal
 :
 3 Körperfarbe: grau
 Stummelflügel
 :
 1 Körperfarbe: schwarz
 Stummelflügel

Abiotische Faktoren

218 Nachweis des Anteils abschlämmbarer Teilchen des Bodens (S)

Schlämmzylinder n. KÜHN	Plastschale, 18 cm × 24 cm
Porzellanschale, 8 cm Ø	Handschaufel (klein)
Brenner	Holzstab, etwa 30 cm lang
Dreifuß	Spritzflasche mit Wasser
Tondreieck	Bodenprobe (lufttrocken), 50 g
Waage mit Wägesatz	



Zeit: 3 bis 4 h

Durchführung: Etwa 50 g lufttrockenen Feinboden in der Porzellanschale mit fächelnder Flamme leicht trocknen, abkühlen lassen und genau wägen. Danach mit Wasser versetzen, umrühren und aufkochen. Nach dem Abkühlen die Bodenprobe vollständig in den Schlammzylinder bringen und mehrmals mit Wasser nachspülen und bis zur Strichmarke (etwa 2 cm unter dem Rand) auffüllen. Etwa eine Minute mit dem Holzstab kräftig umrühren und nach zehn Minuten durch Öffnen des Stopfens das Wasser aus dem Zylinder in die Kunststoffschale abfließen lassen (Stopfen vorsichtig entfernen, Wasser spritzt stark heraus). Danach den Stopfen wieder verschließen und erneut Wasser auffüllen und umrühren. Den gleichen Vorgang so lange wiederholen, bis das nach zehn Minuten über der Bodenprobe stehende Wasser völlig klar ist. Danach den Rückstand der Bodenprobe mit Hilfe von einigen ml Wasser aus der Spritzflasche vollständig in die Porzellanschale bringen und mit dem Brenner vorsichtig eindampfen. Nach dem Abkühlen wägen und den Unterschied zur ersten Wägung in Prozent errechnen.

Beobachtung: Durch das kräftige Umrühren wird die Bodenprobe stark aufgeschlämmt, so daß die kleinen Bodenteilchen im Wasser schweben. Entsprechend ihrer Größe setzen sie sich mit der Zeit wieder am Boden ab. Nur die kleinen Schluff- (von 0,02 mm bis 0,002 mm) und Tonteilchen (unter 0,002 mm Größe) schweben noch nach zehn Minuten im Wasser. Sie werden nach dem Entfernen des Stopfens mit dem Wasser abgeschlämmt. Von Schlammung zu Schlammung klärt sich das Wasser schneller, da die Anzahl der Schluff- und Tonteilchen ständig abnimmt. Nach einer gewissen Zeit, die sich nach dem Anteil an abschlämmbaren Teilchen der Bodenprobe richtet und daher für die einzelnen Bodenarten verschieden ist, klärt sich das Wasser über der Bodenprobe innerhalb von 10 Minuten völlig.

Auswertung: Der Anteil des Bodens an abschlämmbaren Teilchen ist für die Bestimmung der Bodenfruchtbarkeit sehr wesentlich. Der Unterschied zwischen der Masse vor und nach

dem Schlämmen entspricht dem Anteil des Bodens an abschlämmbaren Teilchen, zu denen fein verteilte Mineralien, Ton und Humusteilchen gehören.

Aus nachstehender Tabelle (n. ROEMER) ist der durchschnittliche Gehalt an abschlämmbaren Teilchen der wichtigsten Bodenarten zu entnehmen:

Bodenart	abschlämmbare Teilchen in %
Sandboden	unter 10 %
lehmiger Sandboden	10 % bis 25 %
sandiger Lehm Boden	25 % bis 35 %
Lehm Boden	35 % bis 65 %
lehmiger Tonboden	65 % bis 75 %
Tonboden	über 75 %

Ergänzung: Nach kräftigem Schütteln einer Bodenprobe in einem engen Standzylinder und nachfolgendem längeren Stehenlassen des Zylinders kann man nach Klärung des über der Bodenprobe stehenden Wassers eine Schichtung der Bodenprobe entsprechend der Schwere der Bodenteilchen feststellen.

219 Bestimmen der mineralischen Zusammensetzung des Bodens (S)

Glasplatte, 5 cm × 5 cm
(Diagläschen)
Lupe
Spatel
Millimeterpapier

Wasser
Bodenprobe (lufttrocken)

Zeit: 10 min

Durchführung: Die Glasplatte auf Millimeterpapier legen. Eine Spatelspitze der Bodenprobe mit wenig Wasser auf der Glasplatte verrühren. Mit der Lupe die Einzelbestandteile der Bodenprobe betrachten und anhand des Millimeterpapiers die Größe feststellen. Die Ergebnisse in eine Tabelle eintragen.

Beobachtung: Durch das Verrühren werden die Einzelbestandteile der Bodenprobe entmischt und gut sichtbar. Durch die Lupe sind neben pflanzlichen und tierischen Resten feste Bestandteile zu erkennen, deren Größe, Form und Farbe unterschiedlich sind. An folgenden Merkmalen sind die wichtigsten Mineralien, deren Größe anhand des Millimeterpapiers bestimmt werden kann, zu unterscheiden.

Bodenmineralie 1	Merkmale
Feldspat Quarz	weiße, gelbliche bis rötliche Körnchen hellgraue, im durchfallenden Licht wasserklare, runde Gebilde
Glimmer Schiefer Hornblende	glänzende, das Licht reflektierende Blättchen dunkelblaue bis schwarze unregelmäßige Bruchstückchen dunkel bis schwarze Bestandteile

Auswertung: Die petrographische Untersuchung gibt Aufschluß über die Ausgangsgesteine des Ackerbodens. Im Laufe langer Zeiträume ist durch Verwitterung der gesteinsbildenden Erdschichten der Boden entstanden. Die stark zerkleinerten und fein verteilten mineralischen Bestandteile des Bodens sind wichtige Pflanzennährstoffe. Aus den vorgefundenen Materialien ist auf Anwesenheit entsprechender Pflanzennährstoffe im Boden zu schließen. Die einzelnen Mineralien verwittern unterschiedlich schnell.

220 Unterscheiden verschiedener Bodenarten durch die Fingerprobe (S)

Verschiedene Bodenproben,
je 100 g

Zeit: 10 min

Durchführung: Leicht angefeuchteten Boden zwischen Daumen und Zeigefinger nehmen und zerreiben. Tastempfindungen beachten! Bodenprobe in die ganze Hand nehmen und Form- und Knetbarkeit prüfen! Auf die Beschmutzung der Hand achten!

Beobachtung: Die Bodenproben rufen unterschiedliche Tastempfindungen hervor. Auch die Form- und Knetbarkeit und die Beschmutzung der Hand sind bei den einzelnen Proben verschieden.

Auswertung: Durch die sogenannte Fingerprobe kann nach folgender Tabelle die Bodenart eines Ackerbodens schnell annähernd richtig bestimmt werden:

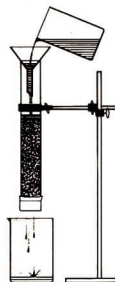
Bodenart	Tastempfindung	Form- und Knetbarkeit	Beschmutzung der Hand
Sand	rauh und körnig	trocken, nicht formbar	keine
lehmiger Sand	rauh und körnig	etwas formbar	sehr wenig
sandiger Lehm	etwas körnig	gut form- und knetbar	wenig
Lehm	etwas körnig	gut form- und knetbar	stark
toniger Lehm	schlüpfrig	gut form- und knetbar	sehr stark
Ton	seifig und fettig	gut form- und knetbar	sehr stark

Obwohl bei häufiger Übung eine gewisse Fertigkeit und Sicherheit bei der Beurteilung der Bodenarten durch die Fingerprobe erreicht werden kann, haben die so gewonnenen Ergebnisse nur orientierende Bedeutung. Die genaue Bestimmung der Bodenart eines Ackerbodens kann nur durch gründliche Untersuchungen im Labor erfolgen.

221 Beobachten der Wasserdurchlaufgeschwindigkeit verschiedener Bodenarten (S)

3 weithalsige Glasröhren
(Länge 20 cm)
Meßzylinder, 250 ml
3 Bechergläser, 400 ml
Stativ mit Klammern
Uhr
Trichter

Verbandmull, Gummiringe
oder dünne Schnur
Fettstift
Wasser
3 Bodenproben (lufttrocken),
je 200 g



Zeit: 30 min

Durchführung: Die Glasröhren an einem Ende mit Verbandmull abdecken (Mull gut befestigen) und die Glasröhren mit jeweils einer der zu untersuchenden Bodenproben füllen.

Die Glasröhren am Stativ befestigen, die Bechergläser zum Auffangen des durchlaufenden Wassers darunterstellen. Auf jede Bodenprobe jeweils vorsichtig 200 ml Wasser gießen und für jede Probe einzeln mit Uhr und Meßzylinder bestimmen:

1. die Zeit bis zum ersten Durchtropfen des Wassers,
2. die in 5, 10, 15 und 20 Minuten durchgesickerte Wassermenge,
3. die Zeit bis zum Ende des Durchsickerns.

Falls nicht genügend Stativklammern vorhanden, die 3 Proben nacheinander durchführen. Die gefundenen Werte in eine Tabelle nach angegebenem Muster eintragen und vergleichen.

Bodenart	Erstes Durchtropfen in Sek.	ml durchgelaufene Wassermenge				insges. durchgelaufene Wassermenge (ml in min)
		5'	10'	15'	20'	

Beobachtung: Das Wasser durchläuft die verschiedenen Bodenarten mit unterschiedlicher Geschwindigkeit. Je grobkörniger der Boden ist, um so höher ist die Durchlaufgeschwindigkeit. Die durchgesickerte Wassermenge ist bei grobkörnigen Böden am größten.

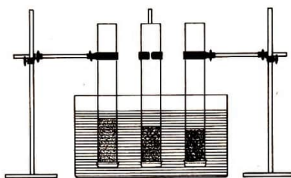
Auswertung: Die Wasserdurchlässigkeit der Böden ist um so größer, je grobkörniger sie sind, während sich das Wasserhaltevermögen der Böden proportional umgekehrt verhält. So hat Sandboden eine große Wasserdurchlässigkeit und geringe Wasserkapazität, während Lehm Boden eine geringe Wasserdurchlässigkeit und eine große Wasserkapazität zeigt (↗ Experiment 222).

Die Feststellung der Wasserdurchlässigkeit nach diesem Verfahren liefert nur Vergleichswerte, da für die genaue Prüfung der Wasserdurchlässigkeit gewachsener Boden verwendet und diesem das Wasser durch Düsen entsprechend dem Regen zugeführt werden muß.

Ergänzung: Wird das zum Durchlaufen bestimmte Wasser mit Eosin oder einem anderen Farbstoff leicht angefärbt, so kann man an dem durchtropfenden Wasser eine Entfärbung feststellen, die auf das Adsorptionsvermögen des Bodens zurückzuführen ist.

222 Beobachten des Wasseraufnahmevermögens verschiedener Bodenarten (S)

3 weithalsige Glasröhren
(Länge 20 cm)
3 Bechergläser, 600 ml
Aquarium
(18 cm × 24 cm × 22 cm)
Waage mit Wägesatz
Stativ mit Klammern
Verbandmull, Gummiringe
oder dünne Schnur
Wasser
3 Bodenproben (lufttrocken),
je 200 g



Zeit: 50 min

Durchführung: Jedes Glasrohr an einem Ende mit Verbandmull abdecken (Mull gut befestigen) und wägen. Die Glasröhrchen mit jeweils einer der zu untersuchenden Bodenproben füllen, am Stativ befestigen und sie in das mit Wasser gefüllte Aquarium stellen. Wenn das Wasser über die Oberfläche der Bodenprobe gedrungen ist, die Glasröhren aus dem Aquarium herausnehmen, das Wasser abtropfen lassen und sie erneut wägen. Die Massezunahme in Prozent berechnen.

Beobachtung: Die Massezunahme, die auf die Aufnahme von Wasser zurückzuführen ist, ist bei den einzelnen Bodenproben verschieden groß.

Auswertung: Die Wasserkapazität, d. h. die Wassermenge, die ein Boden nach gründlicher Durchfeuchtung festzuhalten vermag, ist für seine Bewertung von großer Bedeutung. Sie ist unterschiedlich und hängt hauptsächlich von der Korngröße der Bodenteilchen, dem Humusgehalt und der Krümelstruktur ab.

Nachfolgende Tabelle (n. MITSCHERLICH) gibt die maximale Wasserkapazität einiger wichtiger Bodenarten an:

Bodenart	Maximale Wasserkapazität in %
Sandboden	18,8
sandiger Lehm Boden	20,2
humusreicher Sandboden	52,8
Tonboden	80,9
Moorboden	126,0

Ergänzung: Zur Bestimmung der Wasserkapazität des gewachsenen Bodens gießt man eine Bodenstelle mehrmals mit einer Gießkanne mit aufgesetzter Brause bis zur Sättigung (langsam gießen, um die Bodenteilchen nicht zu zerstören). Danach Boden abdecken und nach 10 bis 12 Stunden eine Probe entnehmen. Die Masse der Probe genau feststellen, den Boden trocknen und erneut wägen. Aus der Massedifferenz die Wasserkapazität errechnen.

223 Beobachten der Geschwindigkeit des Wasseranstieges in verschiedenen Bodenarten (S)

- | | |
|-------------------------|-----------------------------|
| 3 Glasröhren | Zentimetermaß |
| 3 Petrischalen, 15 cm Ø | Verbandmull, Gummiringe |
| Uhr | oder dünne Schnur |
| Stativ mit Klammern | Wasser |
| | 3 Bodenproben (lufttrocken) |
| | je etwa 300 g |



Zeit: 60 min

Durchführung: Jedes Glasrohr an einem Ende mit Verbandmull abdecken (Mull gut befestigen). Die Glasröhrchen mit jeweils einer der zu untersuchenden Bodenproben randvoll füllen und durch mehrfaches Aufstoßen der Glasröhren die Bodenteilchen möglichst dicht lagern. Am Stativ befestigen und sie gleichzeitig in die mit Wasser gefüllten Unterteile der Petrischalen stellen. Ständig Wasser entsprechend dem Verbrauch nachfüllen. Die Höhe des Wasseranstiegs in den Bodenproben nach 5, 10, 20, 30 und 45 Minuten messen und in eine Tabelle nach angegebenem Muster eintragen:

Bodenart	Anstiegshöhe in cm				
	5	10	20	30	45

Beobachtung: Bald nach dem Eintauchen der Glasröhren beginnt das Wasser in den Bodenproben unterschiedlich schnell zu steigen. Zunächst steigt es in grobkörnigen Bodenproben schneller auf als in feinkörnigen, wird aber bald von der Wassersäule in feinkörnigen Böden überholt.

Auswertung: Durch die Saugkraft des Bodens (nach dem angegebenen Verfahren wird hauptsächlich der durch Kapillarkraft hervorgerufene Wasseranstieg demonstriert) steigt das Wasser aus den unteren Schichten des Erdbodens in die höheren auf. Besonders in Trockenzeiten kommt dem Wasseranstieg im Boden eine große Bedeutung zu, da auf diese Weise die Pflanzenwurzeln das Grundwasser nutzen können. Genauere Untersuchungen zeigen, daß das Aufsteigen des Wassers im Boden, das außer von der Kapillarwirkung der Bodenteilchen von einer Reihe weiterer Faktoren abhängig ist, bei grobkörnigen Sandböden bis zu einer Höhe von 40 cm, bei Lehmböden bis zu 100 cm erfolgen kann.

224 Nachweis wasserlöslicher Sulfate im Boden (S)



2 Erlenmeyerkolben, 200 ml	Salzsäure HCl, 5%ig
Reagenzglas	Bariumchloridlösung BaCl ₂ , 10%ig
Reagenzglasgestell	Spritzflasche mit dest. Wasser
Trichter	Bodenprobe (lufttrocken),
Filterpapier	etwa 20 g

Zeit: 10 min

Durchführung: Etwa 20 g Feinboden mit 50 ml dest. Wasser etwa eine Minute im Erlenmeyerkolben kräftig durchschütteln. Die groben Bodenteile kurz absetzen lassen und die Aufschwemmung filtrieren. Etwa 10 ml des Filtrats in ein Reagenzglas abgießen, mit 1 ml verdünnter Salzsäure ansäuern und durch Zugabe von 1 ml Bariumchloridlösung auf Sulfat-Ionen prüfen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Bariumchloridlösung fällt ein weißer Niederschlag in der Bodenlösung aus.

Auswertung: Mit Bariumchloridlösung können in salzsaurer Lösung Sulfat-Ionen nachgewiesen werden, die als weißer, feinkristalliner Niederschlag von Bariumsulfat (BaSO₄) ausfallen. Aus der Stärke des Niederschlages kann auf die Höhe des Sulfatgehaltes im Boden geschlossen werden. Bei starkem Gehalt an Sulfat-Ionen im Boden muß der Boden durch Kalken neutralisiert werden (↗ Experiment 7).

225 Nachweis wasserlöslicher Chloride im Boden (S)



2 Erlenmeyerkolben, 200 ml	Salpetersäure HNO ₃ , 5%ig
Reagenzglas	Silbernitratlösung AgNO ₃ , 1%ig
Reagenzglasgestell	Spritzflasche mit dest. Wasser
Trichter	Bodenprobe (lufttrocken),
Filterpapier	etwa 20 g

Zeit: 10 min

Durchführung: 20 g Feinboden mit 50 ml dest. Wasser etwa eine Minute im Erlenmeyerkolben kräftig durchschütteln. Die groben Bodenteile kurz absetzen lassen und die Aufschwemmung filtrieren. Etwa 10 ml des Filtrats in ein Reagenzglas abgießen, mit 1 ml verdünnter Salpetersäure ansäuern und durch Zusatz von 1 ml Silbernitratlösung auf Chlorid-Ionen prüfen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Silbernitratlösung fällt ein weißer Niederschlag in der Bodenlösung aus.

Auswertung: Mit Silbernitratlösung können in salpetersaurer Lösung Chlorid-Ionen nachgewiesen werden, die als weißes Silberchlorid (AgCl) ausfallen. Ein käsiger, starker Niederschlag zeigt eine hohe, eine leichte Trübung eine geringe Chlorid-Ionenkonzentration im Boden an (\nearrow Experiment 13).

226 Nachweis wasserlöslicher Eisen(II)-Verbindungen im Boden (D)



2 Erlenmeyerkolben, 200 ml	Salzsäure HCl, 5%ig, 50 ml
Reagenzglas	Kalium-hexazyanoferat(III)-
Reagenzglasgestell	Lösung (Rotes Blutlaugensalz)
Filter	$\text{K}_3[\text{Fe}(\text{CN})_6]$, etwa 1%ig, 50 ml
Filterpapier	Spritzflasche mit dest. Wasser
	Bodenprobe (lufttrocken), etwa 20 g

Zeit: 10 min

Durchführung: Etwa 20 g Feinboden mit 50 ml dest. Wasser eine Minute im Erlenmeyerkolben kräftig durchschütteln. Die groben Bodenteile kurz absetzen lassen und die Aufschwemmung filtrieren.

Etwa 10 ml des Filtrats in ein Reagenzglas abgießen, mit 1 ml verdünnter Salzsäure ansäuern und mit 1 ml Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung auf zweiwertige Eisen-Ionen prüfen.

Beobachtung: Bei Zugabe von Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung färbt sich die Bodenlösung tiefblau.

Auswertung: Mit Kalium-hexazyanoferat(III)-Lösung können in salzsaurer Lösung zweiwertige Eisen-Ionen durch Blaufärbung (Berliner Blau) nachgewiesen werden (\nearrow Experiment 12). Freie Eisen(II)-Verbindungen im Boden wirken sich nachteilig auf den Pflanzenwuchs aus und müssen durch reichliche Kalkgaben unwirksam gemacht werden.

227 Nachweis von Natriumverbindungen im Boden (S)

Erlenmeyerkolben, 200 ml	Filterpapier
Reagenzglas	Brenner
Reagenzglasgestell	Magnesiastäbchen
Trichter	Spritzflasche mit dest. Wasser
	Bodenprobe (lufttrocken), etwa 20 g

Zeit: 10 min

Durchführung: Etwa 20 g Feinboden mit 50 ml dest. Wasser zwei Minuten im Erlenmeyerkolben kräftig durchschütteln. Die groben Bodenteile kurz absetzen lassen.

Die Magnesiastäbchen in die Bodenlösung tauchen und in die entleuchtete Flamme des Bunsenbrenners halten. Auf die Flammenfärbung achten.

Beobachtung: Wenn die Stäbchen in die Flamme gehalten werden, färbt sich diese gelb, während sie sonst meist rötlich gefärbt ist.

Auswertung: Durch gelbe Flammenfärbung kann Natrium nachgewiesen werden (\nearrow Experiment 9). Ist die Flammenfärbung überwiegend ziegelrot (durch Kalzium hervorgerufen), so sind keine löslichen Natriumsalze im Boden vorhanden. Durch Überdüngung mit

natriumhaltigen Kalisalzen oder durch Abwässer kann der Natriumgehalt des Bodens zu hoch werden. Natrium wirkt bei zu starker Konzentration zerstörend auf die Krümelstruktur (↗ Experiment 236).

228 Bestimmen des Kalkgehaltes des Bodens (S)

Uhrglas, 6 cm Ø	Salzsäure HCl, 10%ig
Tropfpipette	Bodenprobe (lufttrocken), 10 g
Hornlöffel	

Zeit: 5 min

Durchführung: Einen Löffel voll Boden auf das Uhrglas bringen. Mit der Tropfpipette einige ml verdünnte Salzsäure der Vorratsflasche entnehmen und auf die Bodenprobe tropfen lassen.

Beobachtung: Es ist ein mehr oder weniger stark anhaltendes Aufbrausen festzustellen.

Auswertung: Die Salzsäure setzt die Kohlensäure aus ihren Salzen frei.



Das Kohlendioxid der Kohlensäure entweicht gasförmig unter Aufbrausen. Aus der Stärke des Aufbrausens können wir grob auf den Kalkgehalt des Bodens schließen. Starkes, lang anhaltendes Aufbrausen deutet auf viel Kalk, schwaches oder fehlendes Aufbrausen auf Kalkarmut. In diesem Falle sind Kalkzugaben erforderlich. Einen Anhalt für die Beurteilung des Kalkgehaltes im Boden gibt die folgende Übersicht:

Kalkgehalt im Boden unter 1%	kein Aufbrausen
1% bis 2%	schwaches Aufbrausen
3% bis 4%	starkes Aufbrausen, jedoch nicht anhaltend
über 5%	starkes, lang anhaltendes Aufbrausen

Ergänzung: Die gleiche Experimentieranordnung kann auch dem qualitativen Nachweis von Sulfiden im Boden dienen. Entsteht beim Auftropfen der Salzsäure auf die Bodenprobe Schwefelwasserstoffgeruch (nach faulen Eiern), so sind Sulfide vorhanden.

Eine genauere Bestimmung des Kalkgehaltes im Boden wird mit den Bestimmungsgeräten nach PASSON oder HACKMANN auf gasvolumetrischem Wege durchgeführt. Dabei wird in einem geschlossenen System ebenfalls mit Salzsäure der im Boden vorhandene Kalk unter Kohlendioxidentwicklung gelöst und durch das entstehende Gasvolumen an einer Skala der prozentuale Kalziumkarbonatgehalt der Bodenprobe angezeigt.

229 Mischbarkeit ammoniumhaltiger und kalkhaltiger Düngemittel (S)

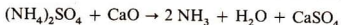
Petrischale	Ammoniumsulfat $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$
Glasstab	Thomasmehl
Hornlöffel	

Zeit: 10 min

Durchführung: Je einen Hornlöffel voll Ammoniumsulfat und Thomasmehl getrennt auf die untere Hälfte der Petrischale bringen und den Geruch feststellen. Danach beide Proben mit Hilfe des Glasstabes gut vermischen und abermals vorsichtig daran riechen.

Beobachtung: Während beide Düngemittel vor dem Vermischen fast geruchlos waren, entsteht bei der Mischung ein Ammoniakgeruch.

Auswertung: Das Kalziumoxid (CaO) des Thomasmehls treibt das Ammoniak aus dem Ammoniumsulfat aus, wobei Kalziumsulfat (Gips) entsteht.



Düngemittel, die Stickstoff in Form von Ammoniak enthalten, dürfen nicht mit kalkhaltigen Düngemitteln gemischt werden, da sonst durch die beschriebene chemische Reaktion hohe Stickstoffverluste eintreten.

230 Bestimmen der Bodenreaktion (S)

Becherglas, 250 ml	Stuphanpapier
Reagenzglas	Spritzflasche mit dest. Wasser
Hornlöffel	Bodenprobe (lufttrocken), 20 g
Glasstab	
Unitest-Indikatorpapier	
Czensny-Indikatorlösung	

Zeit: 10 min

Durchführung: Die Bodenprobe mit 50 ml dest. Wasser im Becherglas aufschwemmen und kräftig umschütteln. Nach dem Absetzen der Bodenteilchen das über der Bodenprobe stehende Wasser mit einem der beiden erstgenannten Indikatoren untersuchen und danach zur genaueren Bestimmung Stuphanpapier benutzen, die Ergebnisse in einer Tabelle zusammenstellen. Kontrollmessungen mit dest. Wasser durchführen.

1. Unitest-Papierprobe

Einen Papierstreifen des goldgelben Indikatorpapiers vom Abrißblock trennen, anfeuchten und in das über der Bodenprobe stehende Wasser tauchen. Die aufgetretene Farbe des Indikatorpapiers mit der am Block angehefteten Farbskala vergleichen. Den *pH*-Wert an der Stelle ablesen, an der die Vergleichsfarbe mit dem Farbton des Indikatorpapiers übereinstimmt.

2. Czensny-Indikatorprobe

5 ml des über der Bodenprobe stehenden Wassers vorsichtig in ein mit dem Indikator mitgeliefertes Probierröhrchen oder in ein kleines Reagenzglas gießen. Dazu vier Tropfen der Czensny-Indikatorlösung geben und nach Umschütteln des Probierröhrchens den entstandenen Farbton mit den Farben der mitgelieferten Vergleichslösungen vergleichen. Den *pH*-Wert an der mit dem entstandenen Farbton übereinstimmenden Vergleichslösung ablesen.

3. Stuphan-Papierprobe

Einen Papierstreifen, der dem *pH*-Wert der festgestellten Bodenreaktion entspricht, in das über der Bodenprobe stehende Wasser tauchen und die Verfärbung des mittleren mit Indikatorlösung getränkten Querstreifens mit den daneben befindlichen Farbstreifen vergleichen. Den *pH*-Wert an der mit dem Farbton des Indikators übereinstimmenden Vergleichsfarbe ablesen.

Beobachtung: Nach Durchfeuchten der mit Indikatorlösung getränkten Papierstreifen mit dem Wasser der Bodenaufschwemmung bzw. nach Zugabe der Indikatorlösung zu derselben nehmen die Indikatoren einen bestimmten Farbton an. Der *pH*-Wert wird an den zu den einzelnen Indikatoren gehörenden Farbskalen an der Stelle, an der farbliche Übereinstimmung herrscht, abgelesen.

Auswertung: Durch die angegebenen Untersuchungen wird der *pH*-Wert auf kolorimetrischem Wege, d. h. durch die Verfärbung eines Prüfmittels, festgestellt. Der gefundene Wert wird durch eine *pH*-Zahl ausgedrückt. Der Neutralpunkt der *pH*-Skala liegt bei der Zahl 7.

Von 7 bis 1 nimmt der Säuregrad zu, über 7 liegt Basizität vor. Auf Grund nachstehender Übersicht wird entsprechend dem ermittelten *pH*-Wert der Boden beurteilt:

bis 4	sehr stark sauer	5,3 bis 6,4	schwach sauer
4,1 bis 4,5	stark sauer	6,5 bis 7,4	neutral
4,6 bis 5,2	sauer	über 7,5	basisch

Die Ansprüche der Kulturpflanzen an die Bodenreaktion sind unterschiedlich. Einige vertragen niedrigere *pH*-Werte, die meisten gedeihen nur dann gut, wenn der *pH*-Wert um den Neutralpunkt liegt. Jedoch ist es, abgesehen von extremen Werten, nicht die Wasserstoff-Ionenkonzentration des Bodens, die das Wachstum der Pflanzen beeinflusst, sondern die durch die Wasserstoff-Ionenkonzentration ausgelösten Sekundärbedingungen, wie Anhäufung von giftigen Schwermetallen in sauren Böden, Mangel an Nährstoffen und andere, die das Pflanzenwachstum direkt beeinflussen. Die Feststellung der Bodenreaktion gibt Hinweise für die Düngung. Saure Böden müssen durch Kalkzufuhr (Gesundungskalkung) langsam neutralisiert werden.

Ergänzung: Da in wäßrigen Bodenaufschwemmungen nur die freien Wasserstoff-Ionen erfaßt werden, werden in der Praxis *pH*-Wertmessungen meist nach Aufschlammung der Bodenprobe mit 1/10n Kaliumchloridlösung (KCl) durchgeführt. Bei diesem Verfahren werden auch viele der von den Bodenkolloiden absorbierten Wasserstoff-Ionen gemessen, so daß die gefundenen *pH*-Werte niedriger liegen.

Biotische Faktoren

231 Kohlendioxidbildung durch Bodenorganismen (D)



2 Standzylinder, etwa 25 cm hoch, 8 cm Ø	Vaseline
2 Deckscheiben	Bariumhydroxidlösung Ba(OH) ₂
2 Uhrgläser, 5 cm Ø	Bodenprobe (humushaltig, lufttrocken), 200 g
Pipette	Wasser
Porzellanschale	
Brenner	
Dreifuß	
Tondreieck	

Zeit: Ansatz: 60 min Beobachtung: nach 120 min bis 3 Tagen

Durchführung: Bodenprobe teilen. Eine Hälfte etwa 20 Minuten über der Flamme (oder im Trockenschrank bei 150 °C) zur Vernichtung der Bodenorganismen stark erhitzen. Boden auf Zimmertemperatur abkühlen lassen. Jede Bodenprobe in einen Standzylinder schütten und leicht anfeuchten. Auf jede Bodenprobe ein Uhrglas stellen und mit der Pipette vorsichtig einige Milliliter Bariumhydroxidlösung darauf bringen. Den Rand des Zylinders mit Vaseline einreiben und mit dem Deckel luftdicht abschließen. Bei Zimmertemperatur stehenlassen.

Beobachtung: Nach etwa 60 Minuten, manchmal auch erst nach einigen Tagen, trübt sich die Bariumhydroxidlösung im Zylinder mit der unbehandelten Bodenprobe, während im anderen Zylinder die Bariumhydroxidlösung klar bleibt.

Auswertung: Der Niederschlag in der Bariumhydroxidlösung entsteht durch die Atemtätigkeit der Bodenorganismen (Bodenatmung), die Sauerstoff aufnehmen und Kohlendioxid abgeben. Eine starke Kohlendioxidabgabe weist auf eine reiche Organismenwelt in der Bodenprobe hin.

Die Mikroorganismen fördern die Krümelstruktur des Bodens und zersetzen tierische und pflanzliche Reste zu Humus. Sie sind also außerordentlich bedeutsam für die Bodenfruchtbarkeit.

Ergänzung: 1 g einer Bodenprobe in 9 ml Wasser aufschwemmen und kräftig durchschütteln. Eine Verdünnung (SCHRÖDER 1980) vornehmen. Mit den Verdünnungen (1:100000 und 1:1000000) Kulturen anlegen, nach 2 Tagen die Anzahl der entstandenen Kolonien auszählen und auf 1 g Boden berechnen.

232 Zersetzung von Zellulose durch Bodenorganismen (D)

2 Glasschalen mit Deckel, etwa 5 cm hoch, 8 cm Ø	Gartenerde
Filterpapier	Komposterde
Schere	Sand
	Wasser

Zeit: Ansatz: 6 min Beobachtung: nach 15 bis 20 Tagen

Durchführung: Jede Glasschale etwa 3 cm hoch mit je einer Bodenprobe füllen und gut anfeuchten. Auf jede Probe einen etwa 2 cm breiten und 6 cm langen Filterpapierstreifen legen, gut andrücken, Glasschalen abdecken und bei Zimmertemperatur stehenlassen.

Beobachtung: Nach einigen Tagen werden auf dem der Komposterde aufliegenden Filterpapier gelbe, braune und schwarze Flecke sichtbar, aus denen sich Löcher bilden. Auch die Ränder des Papiers werden stark angegriffen. Die gleichen Vorgänge, nur langsamer, sind in der Schale mit Gartenerde und zuletzt auch in der mit Sand gefüllten Schale festzustellen.

Auswertung: Die Mikroorganismen des Bodens sind in der Lage, Zellulose zu zersetzen. Sie sind am häufigsten im Kompostboden, weniger häufig in Gartenerde und selten im Sandboden vorhanden.

233 Feststellen des Humusgehaltes des Bodens (S)

Porzellanschale, 8 cm Ø	Tondreieck
Waage mit Wägesatz	Magnesiastäbchen
Brenner	Bodenprobe (Humusboden, lufttrocken), 10 g
Dreifuß	

Zeit: 50 min

Durchführung: Etwa 10 g der lufttrockenen Bodenprobe in der Porzellanschale mit fächelnder Flamme erwärmen, um die noch im Boden befindliche Feuchtigkeit zu verdampfen. Danach die Schale mit der Bodenprobe auf Zimmertemperatur abkühlen und genau wägen. Die Bodenprobe nunmehr über der heißen Flamme unter mehrmaligem Umrühren mit dem Magnesiastäbchen etwa 15 Minuten unter dem Abzug glühen. Abkühlen lassen und erneut genau wägen. Aus dem Unterschied der Wägungen den Anteil an verbrannten Humusteilchen in Prozent errechnen.

Beobachtung: Beim ersten Erwärmen des Bodens entweicht die Feuchtigkeit der Bodenprobe in Form von Wasserdampf. Beim Glühen tritt infolge Verbrennung organischer Bestandteile des Bodens ein brenzlicher Geruch auf, der nach einiger Zeit nicht mehr zu bemerken ist. Nach dem Glühen ist die Bodenprobe heller geworden.

Auswertung: Durch das Glühen werden alle organischen Bestandteile des Bodens verbrannt. Da sie in der Hauptsache den Humusgehalt ausmachen, kann mit diesem Verfahren annähernd der Humusgehalt einer Bodenprobe bestimmt werden.

Aus der Tabelle (nach SCHÜTZ) ist die Bewertung des Bodens entsprechend seinem Humusgehalt zu entnehmen.

Schwere Böden	Sandböden	Bodenbezeichnung
bis 2%	bis 1%	humusarm
2% bis 5%	1% bis 2%	normal
5% bis 10%	2% bis 4%	humös
10% bis 15%	4% bis 8%	humusreich
15% bis 20%	8% bis 10%	anmoorig
über 20%	über 10%	Humusboden

234 Bestimmen der Humusform des Bodens (S)

2 Reagenzgläser	Ammoniaklösung NH_3 , 2%ig
Reagenzglasänder	Bodenprobe (humushaltig, lufttrocken), 5 g
Trichter	
Filterpapier	

Zeit: 10 min

Durchführung: In einem Reagenzglas 5 g der Bodenprobe mit der doppelten Menge einer 2%igen Ammoniaklösung aufschwemmen, kräftig durchschütteln, fünf Minuten stehen lassen und in das zweite Reagenzglas abfiltrieren. Den Farbton des Filtrats beurteilen!

Beobachtung: Das Filtrat bleibt wasserhell oder nimmt gelblichen bis dunkelbraunen Farbton an.

Auswertung: Hochdisperser, saurer Humus wird von den Hydroxid-Ionen der 2%igen Ammoniaklösung so weit dispergiert, daß sich die Lösung dunkelbraun färbt. Grobdisperser, neutraler Humus dagegen wird von dieser Hydroxid-Ionenkonzentration nicht aufgeteilt, so daß die Lösung farblos bleibt. Die nachstehende Tabelle gestattet eine annähernde Bestimmung der Humusform:

Filtrat	Humusform
wasserhell	Dauerhumus
gelblich	Mischform
braun	Rohhumus

Der Dauerhumus ist ein neutraler, grobdisperser Humus im Gelzustand. Er ist schwer löslich und schützt infolgedessen die von ihm gebundenen Nährstoffe weitgehend vor Auswaschung. Der Rohhumus dagegen reagiert sauer und ist hoch dispers. Die an ihn gebundenen Nährstoffe werden leicht ausgewaschen. Durch Kalkgaben und reichliche Durchlüftung des Bodens kann Rohhumus zu Dauerhumus umgewandelt werden. Zur genauen Bestimmung der Humusform gehören noch das Feststellen des Zersetzungsgrades, der Stabilität, der Huminsäuren und andere zum Teil recht komplizierte Untersuchungen, die hier nicht ausgeführt werden können.

235 Verhinderung der Humusauswaschung durch Kalkung des Bodens (S)

2 Glasröhren (Länge 20 cm)	Verbandmull, Gummiring
Meßzylinder, 50 ml	oder dünne Schnur
4 Bechergläser, 600 ml	Hornlöffel
Plastschale,	Fettstift
24 cm × 36 cm	Kalziumkarbonat CaCO_3 , 20 g
Stativ mit Klammern	Wasser
	Jauche (möglichst dunkel), 500 ml
	Bodenprobe (lufttrocken, leicht
	saurer Sandboden), 500 g

Zeit: 20 min

Durchführung: Etwa 500 g eines leichten Bodens mit saurer Reaktion in zwei gleiche Mengen teilen. Die eine Hälfte des Bodens mit Kalziumkarbonat mischen, bis die Bodenreaktion neutral ist. (↗ Experiment 230) Danach die Bodenproben in je ein Glasrohr, das an einem Ende mit Verbandmull abgedeckt ist, schütten. Die Glasröhren beschriften und am Stativ befestigen. Je ein Becherglas zum Auffangen der Jauche unter die Glasröhren stellen.

Aus dem Meßzylinder Jauche, die möglichst viele Humusstoffe (dunkle Farbe) enthalten soll, zu etwa gleichen Teilen in die Glasröhren gießen. Die vollen Bechergläser durch die leeren Bechergläser austauschen. Zur Auswaschung der Humusstoffe durch beide Glasröhren je 500 ml Leitungswasser fließen lassen.

Beobachtung: Während die Jauche durch die saure Bodenprobe farblich wenig verändert fließt, ist die durch den gekalkten Boden laufende Jauche stark aufgehellt. Beide Böden werden dunkel gefärbt. Das durch die unbehandelte Probe fließende Wasser ist dunkel, der Boden heller geworden. Das durch die gekalkte Bodenprobe fließende Wasser ist nur wenig getrübt. Der Farbton des Bodens wird nicht verändert.

Auswertung: Saurer, ungekalkter Boden bindet nur wenig Humusstoffe, die durch Regenwasser sehr leicht wieder ausgewaschen werden können. Bei Anwesenheit von Kalk bilden sich jedoch schwerlösliche Humusstoffe, die auch durch längeren Regen nur wenig ausgewaschen werden können.

236 Feststellen der Krümelstruktur des Bodens (S)

2 Petrischalen, 11 cm Ø
Tropfpipette
Pinzette
Lupe
Spritzflasche mit dest. Wasser
Bodenproben (lufttrocken), je 50 g



Zeit: 15 min

Durchführung: Mit der Pinzette jeder Bodenprobe zehn Krümel mit einem Durchmesser von etwa 2 mm bis 3 mm entnehmen und in die offenen Hälften der Petrischalen bringen. In jede Schale mit der Pipette so viel dest. Wasser tropfen, daß die Bodenkrümel etwa zu 2/3 im Wasser liegen. Nach zehn Minuten alle Schalen kurz durchschütteln und das dabei entstehende Verschlämmungsbild beobachten.

Beobachtung: Einige Krümel zerfallen schon, ohne daß die Proben geschüttelt wurden. Beim Schütteln der Proben zerfallen die Krümel in verschieden große Bruchstücke. Es ent-

stehen Verschlümmungsbilder, die Rückschlüsse auf die Stabilität der Krümelstruktur des Bodens ermöglichen. Die Bewertung erfolgt nach folgenden Richtlinien:

Krümel zerfallen in wenig große Bruchstücke oder bleiben erhalten	Note 1
Krümel zerfallen in große und wenige kleine Bruchstücke	Note 2
Krümel zerfallen zu gleichen Teilen in große und kleine Bruchstücke	Note 3
Krümel zerfallen in vorwiegend kleine Bruchstücke	Note 4
Krümel zerfließen	Note 5

Auswertung: Das vorstehende Experiment gibt Aufschluß über die Festigkeit der Krümelstruktur des Ackerbodens. Stabile, feste Bodenkrümel kennzeichnen eine gute Bodengare. Die Krümelstruktur muß so beständig sein, daß sie durch Regen nicht zerstört wird. Eine Verbesserung der Bodengare und damit die Verhinderung der Verschlümmung des Bodens kann durch eine geregelte Kalk- und Humuswirtschaft erreicht werden.

Ökologische Potenz der Organismen

237 Abhängigkeit der Vermehrung von Bakterien (SG)

Brutschrank	8 Schrägagarröhrchen
Trockenschrank oder	mit Zellstoffstopfen
Thermosflaschen	2 Schrägagarröhrchen
Brenner	mit verschiedenen
Dreifuß	Reinkulturen
Flammensieb	Wasser
Impfnadel	
Becherglas, 600 ml	
Thermometer	
Fettstift	

Zeit: Ansatz: 15 min Beobachtung: nach 6 Tagen

Durchführung: Je 4 Schrägagarröhrchen mit Bakterien der Reinkulturen beimpfen und mit Hilfe des Fettstiftes mit A I bis A IV bzw. B I bis B IV beschriften. Die Röhrchen A I und B I bei 30 °C (Brutschrank), die Röhrchen A II und B II bei 14 °C bis 15 °C (kühles Zimmer), die Röhrchen A III und B III bei 4 °C bis 8 °C (Keller) und die Röhrchen A IV und B IV bei 50 °C (Trockenschrank) aufstellen. Es können auch Thermosgefäße, mit entsprechend temperiertem Wasser gefüllt, verwendet werden. Nach 2, 4 und 6 Tagen den Entwicklungsstand der Kulturen vergleichen.

Beobachtung: Der Entwicklungsstand der Kulturen ist sehr unterschiedlich. Die Röhrchen im Brutschrank zeigen die stärkste Entwicklung. Die Röhrchen, die bei hohen oder niedrigen Temperaturen gelagert wurden, lassen nur eine geringe bzw. gar keine Vermehrung der Bakterien erkennen.

Auswertung: Für die Vermehrung der Bakterien sind bestimmte optimale Temperaturen festzustellen, die für viele Arten zwischen 20 °C und 30 °C liegen. Höhere und niedrigere Temperaturen haben einen hemmenden Einfluß auf die Entwicklung der Kulturen bzw. verhindern ihr Wachstum vollständig. Die optimale Temperatur für die Massenentwicklung krankheitserregender Bakterien der Menschen liegt bei 37 °C.

Ergänzung: Das Experiment kann auch mit Schimmelpilzen durchgeführt werden.

238 Wirkung von Hemmstoffen auf die Vermehrung von Bakterien (SG)

Brutschrank	4 Petrischalen, 10 cm Ø
Becherglas, 600 ml	Meßzylinder, 250 ml
4 Bechergläser, 250 ml	Pipette, 1 ml,
Brenner	sterilisiert
Dreifuß	Bakterienaufschwemmung
Flammensieb	Desinfektionslösungen
Schere	(z. B. Wofasept,
Pinzette	Penicillintablette
Filterpapier	oder penicillinhaltige
Kulturröhrchen mit	Futtermittel)
Bakteriennährböden	Wasser

Zeit: Ansatz: 3 h Beobachtung: nach 2 bis 3 Tagen

Durchführung: Verflüssigte Bakteriennährböden in Kulturröhrchen durch Zugabe von 1 ml der Bakterienaufschwemmung infizieren, Nährbodenplatten gießen. (✓ SCHRÖDER 1980) Aus Filterpapier mit der Schere runde Papierblättchen im Durchmesser von 15 mm bis 20 mm schneiden. In den Bechergläsern eine starke Verdünnung von Desinfektionsmitteln oder penicillinhaltigen Stoffen herstellen, die Papierblättchen damit tränken. Mit der Pinzette die Papierblättchen auf die Nährböden legen. Die Schalen schließen, beschriften, 2 bis 3 Stunden bei Zimmertemperatur stehenlassen und danach 1 bis 3 Tage im Brutschrank bei 30 °C bebrüten.

Beobachtung: Die Bakterien entwickeln sich im Brutschrank zu zusammenhängenden Kolonien (Bakterienrasen). Um die Papierblättchen bleibt ein mehr oder weniger breiter Raum (Hof) frei, auf dem keine Bakterienkolonien gewachsen sind.

Auswertung: Die vom Filterpapier aufgesaugten Hemmstoffe diffundieren in den Nährboden und töten die vorhandenen Bakterien ab bzw. verhindern ihre Vermehrung. Dieser „Papierblättchentest“ und ähnliche Verfahren werden häufig in der Pharmazie und Medizin zur Erprobung beispielsweise von Antibiotika oder anderer zur Vermehrung von Bakterien hemmender Stoffe angewandt.

Ergänzung: Mit dieser Testexperimentieranordnung können auch die verschiedenen Hemmstoffe in unterschiedlichen Verdünnungsgraden auf ihre Wirkung geprüft werden.

Von den Phytonziden eignen sich besonders als Hemmstoffe für den Heubazillus der Saft von Küchenzwiebeln und Meerrettich sowie Baldrian. Die Pflanzenteile werden dazu im Mörser zerrieben, mit wenig Wasser versetzt und die Papierblättchen damit getränkt.

239 Abhängigkeit der Schimmelpilzentwicklung von Umwelteinflüssen (S)

Petrischale, etwa 15 cm Ø	Schere
Uhrglas, etwa 6 cm Ø	Brotscheibe,
Filterpapier	Kartoffel (gekocht)
	oder Zitronenschale
	Wasser

Zeit: Ansatz: 5 min Beobachtung: nach 3 bis 4 Tagen

Durchführung: Den Boden der Petrischale mit zwei Lagen Filterpapier auslegen und mit Wasser gut anfeuchten. In die Mitte der Schale das Uhrglas stellen und ein Stück Brot, gekochte Kartoffeln oder Zitronenschale hineinlegen. Die Schale abdecken und im warmen Zimmer stehenlassen.

Beobachtung: Nach wenigen Tagen sind auf den in die feuchte Kammer eingebrachten Substanzen feine Rasen von Schimmelpilzen, oft in verschiedenen Farben, zu sehen.

Auswertung: Auf den einzelnen Substanzen, die als Kulturböden dienen, befinden sich Sporen von Schimmelpilzen. Bei genügendem Feuchtigkeitsgehalt der Luft und Wärme finden sie günstige Lebensbedingungen vor, keimen aus und wachsen schnell zu Pilzrasen heran, die häufig auch Konidien- und Sporangienträger ausbilden.

Ergänzung: Auch Pferdemist ist ein sehr guter Nährboden für Rohkulturen von Schimmelpilzen.

Mikroskopische Betrachtungen von kleinen Teilen der verschiedenen Pilzkulturen werden am besten in Wasser auf einem Objektträger bei schwacher Vergrößerung wahrgenommen. Auch Lupenbetrachtungen reichen oft schon aus.

Beeinflussung der Umwelt durch den Menschen

240 Gehalt an Mikroorganismen in der Luft des Klassenzimmers (D)

Brutschrank
Fettstift
Leukoplast
2 Petrischalen mit
Bakteriennährboden
2 Petrischalen mit
Pilznährboden

Zeit: Ansatz: 2 × 8 min Beobachtung: nach 2 bis 3 Tagen

Durchführung: Je eine sterilisierte Petrischale mit Bakterien- und Pilznährboden vor Beginn des Unterrichts und nach der vierten oder fünften Stunde in einer Schulklasse 5 Minuten offen aufstellen, danach wieder abdecken. Mit Leukoplaststreifen an beiden Schalenhälften kreuzweise verkleben und beschriften. Im Brutschrank bei 30 °C bebrüten. Nach dem 1. und 3. Tag kontrollieren. Die Schalen nicht wieder öffnen, sondern sofort desinfizieren.

Beobachtung: Auf den Kulturböden haben sich Kolonien von Mikroorganismen gebildet. Die Schalen, die nach einigen Unterrichtsstunden geöffnet wurden, zeigen wesentlich mehr Bakterien- und Pilzkolonien als diejenigen, die vor dem Unterricht im gleichen Raum und die gleiche Zeitspanne geöffnet waren. Auf den Nährböden für Bakterien sind mehr Bakterien- als Pilzkolonien gewachsen und umgekehrt.

Auswertung: Die in der Luft des Klassenzimmers vorhandenen Sporen von Mikroorganismen infizieren die Nährböden in den geöffneten Schalen. Aus den Sporen entwickeln sich Kolonien. Durch die Ansammlung von Menschen in begrenzten Räumen wird die Keimzahl der Mikroorganismen in der Luft unter anderem auch durch das Aufwirbeln von Keimen erhöht. Mit dem Ergebnis dieses Experimentes können einige Maßnahmen der Hygiene begründet werden, beispielsweise die Forderung nach häufigem Aufenthalt im Freien, Lüften der Räume und Schlafen bei geöffnetem Fenster. Aus der unterschiedlichen Zahl und Größe von Bakterien- und Pilzkulturen in den jeweils gleichzeitig geöffneten zwei Schalen ist zu entnehmen, daß Bakterien- und Pilzkulturen zum optimalen Wachsen spezifische Nährböden benötigen. Da sich in der nach oben beschriebener Anweisung angelegten Kultur immer auch krankheitserregende Bakterien befinden können, werden die Schalen nicht mehr geöffnet, sondern nach Abschluß der Experimente sofort desinfiziert.

Ergänzung: Nach gleicher Experimentieranordnung kann auch der Keimgehalt von Geldstücken oder -scheinen, die auf einem sterilen Nährboden leicht angedrückt werden, von Türklinen, über die mit einem Nährboden gestrichen wird, oder die Übertragung von Keimen durch eine Fliege, die für eine kurze Zeit in eine Petrischale gebracht wird, festgestellt werden.

Weiterhin sind Vergleichstests mit Petrischalen zu empfehlen, die für 5 Minuten, beispielsweise im Hof, im Wald, an der See, in einem Park und an einer belebten Straße, geöffnet wurden.

241 Qualitativer Nachweis der Verschmutzung von Laubblättern (SG)

Schreibpapier (weiß)
Zellglasband
Scherer
4 Laubblätter verschiedener
Pflanzenarten von Standorten
unterschiedlicher Luftverschmutzung (z. B. Stadtzentrum, Park, Fernverkehrsstraße, Wald)

Zeit: 30 min

Durchführung: Die Oberseite von Laubblättern, die von Pflanzenarten verschiedener Standorte gesammelt wurden, mit Zellglasband bekleben. Das Zellglasband mit den festgeklebten Schmutzpartikeln vorsichtig wieder ablösen und auf weißes Schreibpapier kleben. Die Verschmutzung der Zellglasstreifen vergleichend betrachten.

Beobachtung: Die Zellglasstreifen der Laubblätter von Pflanzenarten, die an verschiedenen Standorten wachsen, lassen einen unterschiedlichen Verschmutzungsgrad erkennen.

Auswertung: Der Grad der Luftverschmutzung an den verschiedenen Pflanzenstandorten ist abhängig von der Abgabe staubförmiger Partikel an die Luft durch Industriebetriebe und andere Luftverschmutzer bzw. die Aufwirbelung des Staubes vor allem durch den Straßenverkehr. Sie wird durch die Hauptwindrichtung stark beeinflusst.

Ergänzung: Durchführung des gleichen Experimentes mit Laubblättern von Pflanzenarten eines Standortes vor und nach Regen und von Laubblättern von der der Hauptwindrichtung zu- und der abgewandten Seite.

Objektträger dünn mit Vaseline bestreichen und an Orten unterschiedlicher Luftverschmutzung einen Tag auslegen. Nach dem Einsammeln makroskopische und mikroskopische Vergleiche anstellen. Die Anzahl der Schmutzpartikel auf jeweils 1 cm² auszählen, die Gründe der unterschiedlichen Verschmutzung feststellen.

242 Quantitativer Nachweis unterschiedlicher Luftverschmutzung (SG)

9 Einweckgläser, 1000 ml	Analysenwaage
9 Bechergläser, 300 ml	Brenner
9 Papierfilter, rund, 12 cm Ø	Fettstift
3 Trichter	Spritzflasche mit dest. Wasser
1 Meßzylinder, 300 ml	Dreifuß
Flammensieb	

Zeit: Ansatz: 60 min Beobachtung: nach 10 Tagen

Durchführung: Einweckgläser mit Fettstift von I bis IX numerieren. Je 3 Gläser in etwa 150 cm Höhe an Stellen unterschiedlicher Luftverschmutzung aufstellen.

Nach 10 Tagen Gläser einsammeln und mit 100 ml dest. Wasser umspülen. Bechergläser und Filterpapier mit den gleichen Zahlen numerieren und getrennt wägen. Massen notieren. Das Wasser aus den Einweckgläsern nach nochmaligem Umspülen durch die Filter in die mit derselben Zahl versehenen Bechergläser gießen. Filter mit Schmutzpartikeln trocknen (etwa 1 Std. bei 105 °C), nach dem Abkühlen Filter mit aufgefangenem Schmutz wägen und Differenz ermitteln. Wasser in den Bechergläsern eindampfen. Nach dem Abkühlen Bechergläser wägen. Differenz ermitteln.

Den Durchschnitt der drei jeweils zusammengehörenden Massen der Proben von den verschiedenen Standorten berechnen.

Beobachtung: Das Filterpapier mit den aufgefangenen Schmutzteilchen und die Bechergläser nach dem Verdampfen des Wassers haben in Abhängigkeit vom Aufstellungsort unterschiedlich an Masse zugenommen.

Auswertung: Die Massedifferenz der Filter nach der zweimaligen Wägung entspricht der Masse der an den unterschiedlichen Aufstellungsorten innerhalb der 10 Tage niedergegangenen wasserunlöslichen Schmutzteile, während die Massedifferenz der Bechergläser der Masse der wasserlöslichen Schmutzteile entspricht.

Ergänzung: Schmutzanfall je Quadratmeter für 1 Jahr berechnen. Ergebnisse in Tabellenform notieren, Säulendiagramm anfertigen. Lageskizzen der Aufstellungsorte der Einweckgläser anfertigen.

Plaststreifen in der Größe von 10 cm × 4 cm mit Vaseline dünn einstreichen. 1 cm zur besseren Handhabung vaselinfrei lassen. Die Streifen 24 Stunden bei Zimmertemperatur trocknen und danach wägen. Die Plaststreifen mit der eingestrichenen Seite nach oben an Orten unterschiedlicher Luftbelastung auf festen Unterlagen horizontal auslegen. Nach 10 Tagen Pflaststreifen einsammeln. 24 Std. bei Zimmertemperatur trocknen und danach durch Wägen Masseunterschiede berechnen. Unterschiede im Zusammenhang mit dem Aufstellungsort auswerten.

243 Feststellen der Schadwirkung von Motorabgasen auf die Keimung und das Wachstum von Pflanzen (SG)

4 Petrischalen, 10 cm Ø	Fettstift
4 Plastbeutel, 30 cm × 40 cm	Spritzflasche mit Wasser
Filterpapier, 8 cm Ø	Samen von Gartenkresse
Lineal	(<i>Lepidium sativum</i>)
Bindfäden	

Zeit: Ansatz: 15 min Beobachtung: 20 min (nach 12, 24, 48 h)

Durchführung: Die Petrischalen mit angefeuchtetem Filterpapier auslegen und mit I bis IV beschriften. Auf das Filterpapier jeder Petrischale 20 Kressesamen bringen. Nach 10 bis 14 Stunden je einen leeren Plastbeutel mit den Auspuffgasen eines Viertaktmotors (z. B. PKW), eines Zweitaktmotors (z. B. Motorrad) und eines Dieselmotors füllen und sofort luftdicht verschließen. Den vierten Plastbeutel zur Kontrolle mit sauberer Luft füllen. In jeden Plastbeutel schnell eine Petrischale bringen und sofort wieder verschließen.

Nach 12, 24 und 48 Stunden die gekeimten Samen auszählen bzw. die Längen der Keimpflanzen messen, den Durchschnitt ermitteln, prozentual berechnen und in Form von Diagrammen darstellen.

Beobachtung: Die Keimpflanzen im Kontrollbeutel entwickeln sich normal, während sich die Keimpflanzen in den Beuteln mit den Abgasen in der Reihenfolge Viertakt-, Diesel-, Zweitaktmotor zunehmend schlechter entwickeln bzw. gar nicht keimen.

Auswertung: Die Keimung und das Wachstum von Pflanzen werden durch Motorabgase stark negativ beeinflusst. Die Schädigung der Abgase von Viertakt-, Diesel- und Zweitaktmotor nimmt in der genannten Reihenfolge zu.

Ergänzung: Variieren des Experiments durch unterschiedliche Einwirkungszeiten der Abgase auf die Keimpflanzen.

244 Feststellen des Einflusses von Schwefeldioxid auf die Pflanzen (SG)



2 Weithals-Erlenmeyerkolben, 300 ml	Schwefelsäure (H ₂ SO ₄), konz., 30 ml
2 Stopfen (doppelt durchbohrt)	Natriumsulfit (Na ₂ SO ₃), 5 g
Tropftrichter	Lackmuspapier (blau)
Meßzylinder, 200 ml	Spritzflasche mit dest. Wasser
Wasserstrahlpumpe	Laubblätter (z. B. Holunder <i>Sambucus nigra</i> L., Linde <i>Tilia</i> spec., Schmetterlingsblütengewächse <i>Papilionaceae</i>), blaugefärbte Blüten (z. B. von Stiefmütterchen, A stern)
Glasröhrchen	
Schlauchmaterial	

Zeit: 20 min

Durchführung: Geräte entsprechend der Abbildung (S. 186) zusammenbauen. Im ersten Erlenmeyerkolben 5 g Natriumsulfit in 50 ml dest. Wasser lösen. Die Schwefelsäure in den Tropftrichter gießen. Das Pflanzenmaterial und das angefeuchtete Lackmuspapier in den zweiten Erlenmeyerkolben legen. Den Schlauch des zweiten Erlenmeyerkolbens an die Wasserstrahlpumpe anschließen. Nach dem Zusammenbau aller Teile die Schwefelsäure aus dem Tropftrichter zur Natriumsulfitlösung tropfen lassen.

Beobachtung: Im ersten Erlenmeyerkolben entwickelt sich ein weißlicher Nebel, der von der Wasserstrahlpumpe durch den zweiten Erlenmeyerkolben gesaugt wird. Das Lackmuspapier färbt sich rot. Auch an blauen Blüten stellt man eine Farbänderung fest. Sie entfärben sich nach einigen Minuten. An den Laubblättern treten zunächst braune, später weiße Flecken auf. Die Laubblätter welken.

Auswertung: Durch das entstehende Schwefeldioxid erfolgt eine Verschiebung des pH-Wertes, das Lackmuspapier wird rot gefärbt. Das Schwefeldioxid schädigt das Chlorophyll, das Welken der Laubblätter ist auf Wasserentzug infolge von Schädigung der Zellmembranen zurückzuführen. In der Industrie werden schwefeldioxidhaltige Abgase häufig durch Einleiten in Hydroxide gebunden.

Ergänzung: Werden zwischen die zwei Erlenmeyerkolben ein oder zwei Waschflaschen, gefüllt mit 100 ml 10%iger Natriumhydroxidlösung (NaOH) eingebaut, erfolgt eine Bindung des Schwefeldioxids, so daß die Pflanzen im zweiten Erlenmeyerkolben nicht oder kaum geschädigt werden. Die Bindung von schwefeldioxidhaltigen Abgasen in der Industrie erfolgt häufig in ähnlicher Weise durch Einleiten in Lösungen von Hydroxiden oder andere schwefeldioxidbindende Stoffe. In unterschiedlichen Abständen von chemischen Betrieben die atmosphärische Luft mit Hilfe eines Schwefeldioxid-Meßapparates untersuchen, dabei Himmelsrichtung, Windrichtung, Windstärke und Höhe von Industrieschornsteinen beachten.

245 Feststellen des Einflusses von Chlorgas auf die Pflanzen (SG)

2 Weithals-Erlenmeyerkolben, 300 ml	Salzsäure (HCl), konz., 50 ml
2 Stopfen (doppelt durchbohrt)	Kaliumpermanganat (KMnO ₄), 3 g
Tropftrichter	Lackmuspapier (blau)
Wasserstrahlpumpe	Spritzflasche mit Wasser
Glasröhrchen	Laubblätter (z. B. Holunder)
Schlauchmaterial	<i>Sambucus nigra</i> L., Linde
	<i>Tilia spec.</i> , Schmetterlingsblütengewächse <i>Papilionaceae</i>),
	blaugefärbte Blüten (z. B. von Stiefmütterchen, Astern)

Zeit: 20 min

Durchführung: Geräte entsprechend der Abbildung (↗ S. 186) zusammenbauen. In den ersten Erlenmeyerkolben das Kaliumpermanganat bringen. Die Salzsäure in den Tropftrichter gießen. Das Pflanzenmaterial und das angefeuchtete Lackmuspapier in den zweiten Erlenmeyerkolben legen. Den Schlauch des zweiten Erlenmeyerkolbens an die Wasserstrahlpumpe anschließen. Nach dem Zusammenbau aller Teile die Salzsäure aus dem Tropftrichter zum Kaliumpermanganat tropfen lassen.

Beobachtung: Im ersten Erlenmeyerkolben entwickelt sich ein grün-gelbes Gas, das mit Hilfe der Wasserstrahlpumpe durch den zweiten Erlenmeyerkolben gesaugt wird. Das Lackmuspapier färbt sich rot. Die gleiche Farbänderung ist an blauen Blüten festzustellen, die sich nach einigen Minuten völlig entfärben. An den Laubblättern treten zunächst braune, später weiße Flecken auf. Die Laubblätter welken.

Auswertung: Das entstehende Chlorgas löst sich im Wasser und es bildet sich Salzsäure. Durch die Verschiebung des *pH*-Wertes wird Lackmuspapier rot gefärbt. Das Chlorgas schädigt das Chlorophyll, das Welken der Laubblätter ist auf Wasserentzug infolge von Schädigung der Zellmembranen zurückzuführen. In der Industrie werden chlorgashaltige Abgase häufig durch Einleiten in Hydroxide gebunden.

Ergänzung: Wird zwischen die zwei Erlenmeyerkolben eine Waschflasche, gefüllt mit 100 ml 10%iger Natriumhydroxidlösung (NaOH), eingebaut, erfolgt eine Bindung der Chlorgase, so daß die Pflanzen im zweiten Erlenmeyerkolben kaum geschädigt werden. In dieser und ähnlicher Weise erfolgt auch in der Industrie die Bindung schädlicher chlorgashaltiger Abgase.

246 Feststellen des Einflusses von Stickoxiden auf die Pflanzen (SG)

2 Weithals-Erlenmeyerkolben, 300 ml	Salpetersäure (HNO ₃), konz., 30 ml
2 Stopfen (doppelt durchbohrt)	Kupferspäne (Cu), 5 g
Tropftrichter	Kaliumpermanganat (KMnO ₄), 3 g
Wasserstrahlpumpe	Spritzflasche mit Wasser
Glasröhrchen	Lackmuspapier (blau)
Schlauchmaterial	Laubblätter (z. B. Holunder)
	<i>Sambucus nigra</i> L., Linde
	<i>Tilia spec.</i> , Schmetterlingsblütengewächse <i>Papilionaceae</i>),
	blaugefärbte Blüten (z. B. von Stiefmütterchen, Astern)

Zeit: 20 min

Durchführung: Geräte entsprechend der Abbildung (↗ S. 186) zusammenbauen. In den ersten Erlenmeyerkolben die Kupferspäne bringen. Die Salpetersäure in den Tropftrichter

Pflanzenmaterial und das angefeuchtete Lackmuspapier in den zweiten Erlenmeyerkolben legen. Den Schlauch des zweiten Erlenmeyerkolbens an die Wasserstrahlpumpe anschließen. Nach dem Zusammenbau aller Teile die Salzsäure aus dem Tropftrichter zum Kaliumpermanganat tropfen lassen.

Beobachtung: Im ersten Erlenmeyerkolben entwickeln sich rotbraune Stickoxidgase, die mit Hilfe der Wasserstrahlpumpe durch den zweiten Erlenmeyerkolben gesaugt werden. Das Lackmuspapier färbt sich rot. Die gleiche Farbänderung ist an blauen Blüten festzustellen, die sich nach einigen Minuten völlig entfärben. An den Laubblättern treten zunächst braune, später weiße Flecken auf. Die Laubblätter welken.

Auswertung: Durch die entsprechenden Stickoxidgase erfolgt eine Veränderung des *pH*-Wertes. Das Lackmuspapier wird rot gefärbt. Die Stickoxide schädigen das Chlorophyll, das Welken der Laubblätter ist auf Wasserentzug infolge von Schädigung der Zellmembranen zurückzuführen. Stickoxide können in der Industrie nur schwer gebunden werden. Sie werden deshalb häufig noch abgepackelt (hohe Schornsteine mit großen rotbraun gefärbten Flammen und Dämpfen).

Ergänzung: Durchführung von Vergleichsexperimenten mit dem gleichen Pflanzenmaterial und Durchsaugen von Luft.

247 Einfluß von Abwässern auf die Keimung von Samen (SG)

Wasserentnahmegesäß	Kressesamen
3 Petrischalen, 15 cm Ø	(<i>Sinapis alba</i>)
9 Rundfilter, 12 cm Ø	verschiedene Abwasserproben
Meßzylinder, 50 ml	
Fettstift	
Spritzflasche mit dest.	
Wasser	

Zeit: Ansatz: 30 min **Beobachtung:** 20 min (nach 3 Tagen)

Durchführung: Die Petrischalen numerieren und mit je 3 Rundfiltern auslegen. Jeweils 10 ml einer Wasserprobe in eine Petrischale gießen. Zur Kontrolle eine Petrischale mit Trinkwasser (chlorfrei) besenden. In jede Petrischale 50 Kressesamen auslegen und bei Raumtemperatur, vor Licht geschützt, aufstellen. Nach 3 Tagen die gekeimten Samen in jeder Petrischale auszählen und die Proben vergleichen.

Beobachtung: In den einzelnen Petrischalen ist eine unterschiedliche Anzahl von Samen gekeimt. Es sind auch Unterschiede in der Entwicklung der Längen von Keimwurzeln und Hypocotylen festzustellen.

Auswertung: Das getestete Wasser ist zur Bewässerung von Pflanzen geeignet, wenn im Verhältnis zum Kontrollexperiment keine wesentlichen Unterschiede in der Anzahl der gekeimten Samen bestehen. Sind weniger als 90% der Samen gekeimt, ist die Bewässerung nur unter Beachtung besonderer Kontrollmaßnahmen möglich. Bei Keimwerten unter 50% zum Kontrollexperiment ist das Abwasser zur Bewässerung völlig unbrauchbar.

Ergänzung: Mit der gleichen Experimentieranordnung die pflanzenschädigende Wirkung verschiedener Schadstoffe wie Säuren, Laugen, Benzin, Öl, Waschmittel usw., die in unterschiedlichen Mengen dem Wasser zugesetzt werden, prüfen.

248 Nachweis von Phenolen in Abwässern (S)

Wasserentnahmegesetz	Chlorwasser
3 Erlenmeyerkolben, 300 ml	Proben verschiedener
Meßzylinder, 200 ml	Abwässer
Tropfpipette	
3 Stopfen	

Zeit: 5 min

Durchführung: Je 50 ml einer Wasserprobe in einen Erlenmeyerkolben bringen, umschütteln und auf Geruch prüfen. Den Proben 5 ml Chlorwasser zusetzen, zustöpseln und 30 Sekunden schütteln. Den Stopfen entfernen und erneut auf Geruch prüfen.

Beobachtung: Auftreten des typischen Phenolgeruchs (wie nach Jodoform) oft schon ohne Behandlung der Abwasserprobe, besonders deutlich jedoch nach Zusatz von Chlorwasser.

Auswertung: Mit Phenolen verschmutztes Abwasser ist nach Zusatz von Chlorwasser am typischen Phenolgeruch zu erkennen. Im Bodenwasser vorhandene Phenole führen zu schweren Schädigungen des Zelleiweißes der Pflanzen.

Ergänzung: Die Entwicklung von bewurzelten Stengeln der Tradescantia in Reagenzgläsern mit Wasser, dem geringe Mengen von Phenolen zugesetzt wurden, beobachten.

249 Feststellen der Abwasserverschmutzung durch Haushaltswaschmittel (SG)

Wasserentnahmegesetz	Schwefelsäure (H ₂ SO ₄), 100 %ig
3 Erlenmeyerkolben, 100 ml	Trichlormethan (CHCl ₃)
Meßzylinder, 200 ml	Methylenblaulösung, 0,035 %ig
Tropfpipette	Proben verschiedener Abwässer

Zeit: 5 min

Durchführung: Je 20 ml einer Wasserprobe in einen Erlenmeyerkolben bringen. Die Methylenblaulösung mit 5 ml Schwefelsäure versetzen. 2 ml der angesäuerten Methylenblaulösung sowie 5 ml Trichlormethan der Wasserprobe zusetzen. Probe 30 Sekunden kräftig schütteln, danach abstellen. Farbänderungen beachten und vergleichen.

Beobachtung: Die Suspension entmischt sich, die obere Schicht der einzelnen Proben ist mehr oder weniger blau gefärbt.

Auswertung: Anionenaktive Tenside, die in Haushaltswaschmitteln (beispielsweise Fit) enthalten sind, können mit Trichlormethan durch Blaufärbung nachgewiesen werden. Ihr Vorhandensein im Bodenwasser stört durch die Herabsetzung der Oberflächenspannung den Stoffaustausch an den Zellgrenzflächen der Pflanzen.

Ergänzung: Die Entwicklung von bewurzelten Stengeln der Tradescantia in Reagenzgläsern mit Wasser, dem geringe Mengen von Haushaltswaschmitteln zugesetzt wurden, beobachten.

250 Feststellen des Einflusses von Streusalzen auf das Wachstum von Pflanzen (SG)

5 Erlenmeyerkolben, 150 ml
 Meßzylinder, 200 ml
 Watte
 Spritzflasche mit Wasser
 Fettstift

Natriumchlorid (Kochsalz,
 NaCl), 100g
 bewurzelte Stengel
 der Tradescantia

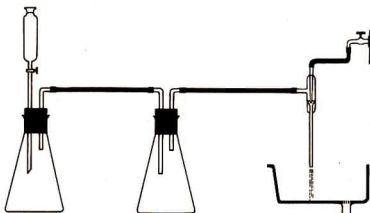
Zeit: Ansatz: 20 min Beobachtung: 5 min (nach 14 Tagen)

Durchführung: Die Erlenmeyerkolben beschriften. 1%ige, 3%ige, 5%ige, 10%ige Natriumchloridlösungen herstellen und jeweils 100 ml in einen Erlenmeyerkolben gießen. Zur Kontrolle einen Erlenmeyerkolben mit Trinkwasser (chlorfrei) füllen. Je zwei bewurzelte Sprosse der Tradescantia-Stengel mit Watte in den Erlenmeyerkolbenhälsen befestigen. Täglich beobachten.

Beobachtung: Es sind deutliche Unterschiede in der Entwicklung sowie Veränderungen des Blattgrüns zu erkennen.

Auswertung: Bei den Pflanzen in Lösungen höherer Natriumchloridkonzentration treten deutlich Schädigungen auf. Es kommt zu Plasmolyseerscheinungen. Pflanzen an Straßenrändern, die im Winter mit Salzlaugen behandelt werden, können dadurch in ihrer Entwicklung stark geschädigt werden.

Ergänzung: Mit der gleichen Experimentieranordnung andere Schadstoffe in unterschiedlicher Konzentration und Einwirkungsdauer auf ihre Schädigung gegenüber Pflanzen testen.



Literaturverzeichnis

- ABELMANN, X. Der Erkenntniswert von Beobachtung und Experiment in Biologie und Landwirtschaft. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1972
- ACKERMANN, M. Einfache Versuche zur autotrophen und heterotrophen Ernährungsweise. BioS. 22. (1973) 11, S. 472—474
- ACKERMANN, M.; M. MATZKE Zum Einsatz von Experimenten bei der Behandlung der Stärkeverdauung im Mund. BioS. 24. (1975) 9, S. 379—383
- AUTORENKOLLEKTIV Didaktik des Biologieunterrichts. VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1962
- AUTORENKOLLEKTIV Allgemeinbildung — Lehrplanwerk — Unterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972
- AUTORENKOLLEKTIV Fachunterricht — Unterrichtsmittel — Fachunterrichtsräume. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1974
- AUTORENKOLLEKTIV Methodik Chemieunterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1975
- AUTORENKOLLEKTIV Methodik Biologieunterricht. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1976
- AUTORENKOLLEKTIV Nutzung und Schutz der Umwelt. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1980
- BAER, H.-W. Experimenteller Biologieunterricht. Universität Rostock, Habilitationsschrift, 1964
- BAER, H.-W.; O. GRÖNKE Biologische Arbeitstechniken für Lehrer und Naturfreunde. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1979
- BAER, O. Biologische und chemische Unterrichtsexperimente — eine wichtige Komponente der geistig-praktischen Tätigkeit unserer Schüler im Bildungs- und Erziehungsprozeß. Pädagogische Lesung, 1979, Nr. 3340/74
- BARTHEL; BERLAU Die Planung und Führung des Aneignungsprozesses im Chemieunterricht mit Hilfe der experimentellen Methode. In: Studentexte für die Ausbildung in Methodik des Chemieunterrichts, Teil: Das Experiment, 1972
- BAUER, L.; H. WEINITSCHKE Landschaftspflege und Naturschutz. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1973
- BERGSTEDT, C.; G. GÖTZE; O. GRÖNKE Der experimentelle Zugang zu Problemen des Umweltschutzes. BioS. 25. (1976) 7/8, S. 318—324
- BOETTCHER, A. Ein einfacher Versuch zum Nachweis des osmotischen Vorgangs. BioS. 21. (1972) 6, S. 243
- BOETTCHER, A. Beobachtungen zur Wirkung von Bakterien. BioS. 24. (1975) 7, S. 287 bis 288
- BRAUN, R. Tierbiologisches Experimentierbuch. Franck'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1959
- BRAUNER, L.; F. BUKATSCH Das kleine pflanzenphysiologische Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1961
- BUSCHENDORF, J. Zum Glukosenachweis im Biologieunterricht unter besonderer Berücksichtigung der Glycurator-Methode. BioS. 23. (1974) 1, S. 18—20

- CARL, H. Anschauliche Menschenkunde. Aulis Verlag, Deubner und Co. KG, Köln 1959
- DIETRICH, G. Übergreifende Probleme der Könnensentwicklung im mathematisch-naturwissenschaftlichen Unterricht. BioS. 29. (1980) 9, S. 353
- DIETRICH, G. Drei Jahrzehnte Biologieunterricht — Aufbruch und Erreichtes. In: Beiträge zur 6. Wissenschaftlichen Jahrestagung der Biologiemethodiker der DDR, Leipzig 1980
- EHLERT, R. Beobachtungen und Experimente zum fakultativen Lehrgang „Ökologie“, BioS. 22. (1973) 9, S. 364—379
- EHLERT, R. Experimente und Schülerarbeitsblätter zum Umweltschutz und zur Landeskultur. BioS. 27. (1978) 2/3, S. 104—114
- EICHLER, P. Menschenkunde. Dietenich'sche Verlagsbuchhandlung, Leipzig 1933
- EISENHABER, F.; D. BUNNING Versuche und Analysen. BioS. 23. (1974) 12, S. 514—520
- EISENHABER, F.; K. DRÖGE Trockensubstanzbestimmung mit dem Infrarotstrahler. BioS. 24. (1975) 9, S. 383—385
- EISENHABER, F.; B. SUCKOW Dünnschichtchromatographie und ihre Anwendung in der Schule. BioS. 28. (1979) 5, S. 204—208
- EISENHABER, F. Projektion von Beobachtungen und Experimenten. BioS. 28. (1979) 7/8, S. 323—328
- FRITSCH, H. Arbeitsanleitungen zur ökologischen Exkursion. BioS. 29 (1980) 1, S. 21—28
- GALPERIN, P. J. Die Psychologie des Denkens und die Lehre von der etappenweisen Ausbildung geistiger Handlungen. In: Untersuchungen des Denkens in der sowjetischen Psychologie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1969
- GARKUSCHKA, I. F. Die Durchführung von Bodenuntersuchungen in der Praxis. VEB Deutscher Bauernverlag, Berlin 1955
- GÄRTNER, M. Erfassung des CO₂-Gasstoffwechsels und der Transpiration mit Hilfe der Infrarot-Gasanalyse. BioS. 28. (1979) 5, S. 185—192
- GÄRTNER, M. Zur ökologischen Exkursion in Klasse 11. BioS. 29. (1980) 9, S. 374—383
- GERMESHUSEN, K. Die Bedeutung der experimentellen Methode für die weltanschauliche Erziehung der Schüler. BioS. 21. (1972) 1
- GORDIJENKO, G. J. Chlorella — ein Objekt für die Versuchsarbeit in der Schule. BioS. 14. (1965) 2, S. 58—64
- GRÖNKE, O. Die Entwicklung und der Stand der Forschungen zur Methodik des Biologieunterrichts in der DDR. Wissenschaftliche Zeitschrift, Pädagogische Hochschule Potsdam, 16 Heft 1, Teil 2, 1972
- GRÖNKE, O. Zur Entwicklung des Biologieunterrichts und der Biologiemethodik. In: Beiträge zur 4. Wissenschaftlichen Jahrestagung der Biologiemethodiker der DDR, Leipzig 1977
- HAGEMANN, R. Genetische Experimente I—III. BioS. 24. (1975) 5, S. 168—171, 6, S. 215 bis 218, 7 S. 262—265
- HASPAS, K. Hypothesenbildung im Unterricht. ChS. 19. (1972) 2
- HASS, G. Beispiele für mikroskopische Untersuchungen und Experimente zur landwirtschaftlichen Mikrobiologie. BioS. 21 (1972) 9, S. 385—387
- HASS, G. Beispiele für Keimversuche (Klasse 9 und 11). BioS. 23. (1974) 11, S. 478—479
- HASS, G. Versuche zur alkoholischen Gärung und Milchsäuregärung. BioS. 25. (1976) 7/8, S. 324—326
- HAUSCHILD, G. Zur Bewertung der experimentellen Schülertätigkeit. ChS. 20. (1973)
- HAUSCHILD, G. Modellexperiment zur Veranschaulichung von Zellstrukturen. BioS. 22. (1973) 11, S. 477
- HEINZEL, I. Erziehung und Biologieunterricht. BioS. 29. (1980) 9, S. 362
- HERRMANN, F.; R. WITNOWSKI Genetische Experimente (VIII). BioS. 26. (1977) 7/8, S. 282 bis 284
- HERRMANN, M.; F. HERRMANN; B. JOHN Genetische Experimente (XII). Meiosevorgänge bei Organismen mit Geschlechtschromosomen am Beispiel der Pollenreifung der Roten Lichtnelke. BioS. 29. (1980) 1, S. 44—46
- HERRMANN, M.; B. HELLWIG; H. HERRMANN Genetische Experimente. BioS. 27. (1978) 6, S. 252—254

- HOCKE, Ch.; K. LOBECK Experimentelle Methode und Lehrerweiterbildung im Fach Biologie. BioS. 21. (1972) 1, S. 18—29
- HOLMANN, V. Planung und Auswertung biologischer Versuche. BioS. 20. (1971) 5, S. 207
- HORN, F. Methodische Hilfen zur Stoffeinheit „Entwicklung der Samenpflanzen“ Klasse 5. BioS. 28. (1979) 2/3, S. 66—89
- HÖRZ, H. Experiment und experimentelle Tätigkeit im naturwissenschaftlichen Unterricht. BioS. 24. (1975) 10, S. 401
- HUNDT, R. Beobachtungen, Untersuchungen und Experimente zur Behandlung der Landwirtschaft und des Umweltschutzes. BioS. 26. (1977) 2/3, S. 69—92
- ILSECKE, H. Fehlriechung Lösung I und II zum Nachweis reduzierender Zucker. BioS. 25. (1976) 7/8, S. 326—328
- KAMM, U. Modellversuch zur Darstellung osmotischer Vorgänge an semipermeablen Membranen. BioS. 23. (1974) 1, S. 22—23
- KEIL, J. Erfahrungen mit einem Arbeitsgerätesatz, BioS. 29. (1980) 12, S. 512—514
- KLIMT, K. Ökologische Experimente — quantitativ auswertbar. BioS. 27. (1978) 7/8, S. 287 bis 292
- KRÜGER, K.; U. MILLAT Schulgartenpraxis. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972
- KÜKENTHAL, W.; E. MTTES Leitfaden für das zoologische Praktikum. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1967
- KURZE, M. Rotkohl als Objekt für biologische Schulversuche. BioS. 17. (1968) 3, S. 136—137
- LABES, H.-J. Einfacher Versuch zur Bedeutung des Nabels bei der Quellung des Samens. BioS. 24. (1975) 1, S. 36—37
- LINDENHAHN, M.; V. SCHMIDT Genetische Experimente (XIII). Komplexheterozygotie und meiotische Chromosomenringbildung bei *Rhoeo discolor*, BioS. 29. (1980) 4, S. 168—171
- LOBECK, K.; J. MEINKE Wald — Hecke — Strand. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1969
- LOBECK, K. Quantitativ auswertbare Experimente zur Temperaturabhängigkeit der Organismen. BioS. 19. (1970) 7, S. 279—286
- LOBECK, K. Lichtmessungen im Freiland — ein Untersuchungsverfahren in Klasse 9. BioS. 20. (1971) 2/3, S. 86—88
- LOMPSCHE, J. Zum Problem der Entwicklung geistiger Fähigkeiten. In: Zur Entwicklung geistiger Fähigkeiten. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1970
- LUKOSCHUS, F. Versuche zur Pflanzenphysiologie — Biologie in Versuchen. Herausgegeben von Thieme, E. J. Phywe-Verlag, Göttingen 1956
- MANTHEI, W. Die Handlungsetappen des Experimentierprozesses und Formen ihrer Darstellung. PhS. 9. (1971) 6, S. 240—252
- MARTIN, E. Probleme und Aspekte quantitativer Experimente im Biologieunterricht und bei der Durchführung von Arbeitsgemeinschaften nach Rahmenprogramm. BioS. 22. (1973) 1, S. 18—30
- MENZEL, G.; S. KLUGE Mikrobiologische Langzeit-Experimente. BioS. 28. (1979) 6, S. 247 bis 255
- MINISTERIUM FÜR VOLKSBIILDUNG Verbindliche Schülerübungen für den Biologieunterricht der zehnklassigen allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule, Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1960
- MINISTERIUM FÜR VOLKSBIILDUNG Gesundheits- und Arbeitsschutz sowie Brandschutz im naturwissenschaftlichen Unterricht und in der außerunterrichtlichen Arbeit auf dem Gebiet der Naturwissenschaften vom 1. 2. 1984. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1985
- MINISTERIUM FÜR VOLKSBIILDUNG Gesamtbedarfsplan für Unterrichtsmittel der zehnklassigen allgemeinbildenden polytechnischen Oberschule der DDR, Klasse 1—10. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1971
- MINISTERRAT DER DDR Gesetz über den Verkehr mit Giften und I. bis V. Durchführungsbestimmung Ministerrat der DDR. Gesetzblatt der DDR vom 8. 9. 1950, Teil I
- MJAGKOWA, A. N.; A. J. NIKSCHOW Zur Verstärkung der polytechnischen Tendenz des Biologieunterrichts. BioS. 24. (1975) 4, S. 115—123

- MOLISCH, H. Botanische Versuche ohne Apparate. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1965
- MÖLLER, H.; E. OBERHARDT Kulturgefäß für pflanzenphysiologische Experimente. BioS. 29. (1980) 2/3, S. 76—77
- MÜLLER, A. Experimente zur Atmung an lebenden Tieren. BioS. 28. (1979) 7/8, S. 307—311; 29. (1980) 5, S. 209—213
- MÜLLER, J. Mikrobiologische Schulversuche — Biologie in Versuchen. Herausgegeben von Thieme, E. Phywe-Verlag, Göttingen 1956
- MÜLLER, J.; E. THIEME Biologische Arbeitsblätter. Industrie-Druck GmbH, Verlag, Göttingen 1964
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Experimentierpläne zur Anatomie, Physiologie, Hygiene des Menschen. Forschungsdruck, Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Greifswald 1976
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Experimentierpläne zur Anatomie, Physiologie der Pflanzen. Forschungsdruck, Ernst-Moritz-Arndt-Universität, Greifswald 1976
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Zur Einheit manueller und geistiger Handlungen bei experimentellen Schülertätigkeiten im Biologieunterricht der Klassen 8 und 9 der POS. BioS. 25. (1976) 7/8, S. 295—309
- MÜLLER, J.; W.-D. LEPEL; S. MÜNCHBERGER Experimentelle Schülertätigkeiten und Beobachtungen als Formen der Praxis im Biologieunterricht. BioS. 25. (1976) 9, S. 378—380
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Schulpraktische Hinweise zur Planung und Führung experimenteller Schülertätigkeiten und Beobachtungen im Biologieunterricht der Klasse 8 und 9. BioS. 25. (1976) 10, S. 433—436
- MÜLLER, J.; KRAHN; S. MÜNCHBERGER Die Durchführung experimenteller Schülertätigkeiten mit Orientierungsgrundlagen. BioS. 25. (1976) 11, S. 478—483
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Zur organisatorischen und materiellen Planung des Einsatzes von Experimenten und Beobachtungen im Biologieunterricht der Klasse 8. BioS. 25. (1976) 12, S. 516—522
- MÜLLER, J.; S. MÜNCHBERGER Schwerpunkte bei der Nutzung von Handlungsstrukturen für experimentelle Schülertätigkeiten in den Klassen 8 und 9. BioS. 26. (1977) 2/3, S. 102 bis 107
- MÜNCHBERGER, S. Zur Realisierung der experimentellen Methode im Biologieunterricht. Mitteilungen der Sektion Schulbiologie, 14, Teil 2, 1974
- MÜNCHBERGER, S. Handlungsstrukturen für das experimentelle Arbeiten als Hilfen zur Planung und Führung des Erkenntnisprozesses im Biologieunterricht. Mitteilungen der Sektion Schulbiologie, 17, Teil IV, 1976
- NAUNAPPER, L.; G. HASS Versuche zur Stickstoffumwandlung und zum Stickstoffnachweis im Boden. BioS. 24. (1975) 4, S. 143—145
- OERTEL, C.; H. RÄUBER Pflanzen im Reagenzglas — ein Beispiel für die Nutzung biologischen Wissens in der Pflanzenproduktion. BioS. 27. (1978) 1, S. 31—38
- OTTO, H.-W. Arbeitsaufträge für die biologisch-geographische Exkursion in Klasse 9. BioS. 20. (1971) 6, S. 231—233
- PARTHEY, H.; D. WAHL Die experimentelle Methode in Natur- und Gesellschaftswissenschaften. VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften, Berlin 1966
- PIETSCH, A. Versuche mit Lebensmitteln im Unterricht. BioS. 22. (1973) 4, S. 159
- PIETSCH, A. Das Schulbiologische Kleinexperiment. BioS. 22. (1973) 6, S. 220—228
- POSTLER, F. Polytechnische Bildung und sozialistische Persönlichkeitsentwicklung. Pädagogik 29. (1974) 12, S. 1092—1098
- RÄUBER, A.; H. RÄUBER Möglichkeiten zur Behandlung der „Pflanzenkultur im Reagenzglas“. BioS. 27. (1978) 4, S. 131—142
- REUTER, G. Genetische Experimente (V). *Drosophila melanogaster* — die Fruchtfliege — als Demonstrations- und Versuchsobjekt. BioS. 25. (1976) 5, S. 206—208
- REUTER, G.; R. HAGEMANN Genetische Experimente (VI). BioS. 25. (1976) 6, S. 229—232
- RISCHER, H. Versuch zur Demonstration der Ausbildung und Hemmung bedingter Reflexe. BioS. 23. (1974) 7, S. 289—290
- ROHDE, C. Erfahrungen bei der Entwicklung der Beobachtungs- und Experimentierfähigkeit der Schüler. BioS. 29. (1980) 10, S. 424

- RÄKER, G.; G. RÖMER Erfahrungen und Probleme in der Arbeit mit der Halbmikrotechnik im Biologieunterricht. BioS. 25. (1976) 9, S. 382—384
- RÖNSCH, G. Versuche zur Tierphysiologie — Biologie in Versuchen. Herausgegeben von Thieme, E. Phywe-Verlag, Göttingen 1956
- ROSSA, E. Die Auswertung der experimentellen Methode im naturwissenschaftlichen Unterricht. Deutsche Lehrerzeitung 21. (1971) Nr. 14
- ROSSA, E. Polytechnische Bildung und Erziehung im naturwissenschaftlichen Unterricht. ChS. 21. (1979) 12, S. 532—537
- ROTHMALER, W. Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD. 4 Bände. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1976
- SCHÄFFER, C.; H. EDELBÜTTEL Biologisches Arbeitsbuch. Teubner-Verlag, Leipzig 1933
- SCHLÜTER, W. Mikroskopie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1978
- SCHMIDT, V. Genetische Experimente (VII). BioS. 27. (1978) 4, S. 142—145
- SCHRÖDER, H. Mikrobiologisches Praktikum. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1981
- SCHUBERT, A. Praxis der Süßwasserbiologie. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1972
- SCHUBERT, F. Wenig bekannte und neu entwickelte Experimente. BioS. 21. (1972) 2/3, S. 105—109
- SCHUBERT, F. Ein Modellversuch zum Begriff der Oberflächenvergrößerung. BioS. 29. (1980) 6, S. 250—251
- SCHURIG, W. Biologische Experimente. Quelle und Meyer, Leipzig 1926
- SIEGEMUND, G.; F. SIEGEMUND Genetische Experimente (IX). BioS. 27. (1978) 5, S. 209—210
- SIMON, H. Fachunterrichtsraum Biologie. BioS. 22. (1973) 4, S. 117—128
- STRAUBE, W. Hinweise zur ganzjährigen Haltung von Hydra und zur Durchführung einiger Schülerversuche. BioS. 17. (1968) 8/9, S. 388—390
- STRESEMANN, E. Exkursionsfauna für die Gebiete der DDR und der BRD. 4 Bände. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1981
- TESCHE, M. Neuere pflanzenphysiologische Arbeitsverfahren, die für die Schüler- oder Demonstrationsversuche geeignet sind (I). BioS. 21. (1972) 4, S. 133—136; 22. (1973) 7, S. 291—295
- VIEBAHN, W. Modell und Biologieunterricht. BioS. 25. (1976) 1, S. 1—7; 2/3, S. 74—82; 5, S. 196—205
- WENZEL, W. Versuche mit dem Gießkannenschimmel. BioS. 22. (1973) 12, S. 502—508
- WENZEL, W. Experimentelle Darstellung von Modifikation mit *Aspergillus niger*. BioS. 23. (1974) 1, S. 14—18
- WENZEL, W. Genetische Experimente (XI). BioS. 27. (1978) 12, S. 528—532
- WINDELBAND, A. Halten von Regenwürmern. BioS. 14. (1965) 10, S. 438—442
- ZABEL, E.; K. HELLWIG Zucht von *Chlorella* unter einfachen Bedingungen. BioS. 19. (1970) 4, S. 151—155
- ZABEL, E. Zur experimentellen Methode im Biologieunterricht. Bezirkskabinett für Weiterbildung der Lehrer und Erzieher, Schwerin 1973
- ZABEL, E.; U. TREICHEL Beobachtungen und Experimente zum Umweltschutz. BioS. 24. (1975) 5, S. 194—200
- ZABEL, E.; H.-P. JACOBSON Beobachtungen und Experimente zum Stoffkomplex „Rationelle Nutzung und Reinhaltung der Gewässer“ im Rahmen der AGR „Sozialistische Landeskultur“. BioS. 27. (1978) 2/3, S. 97—103

Zuordnen der Experimente zu den jeweiligen Lehrplanthemen

	Lehrplanthema	Experiment
Klasse 5	3.2.2. Keimung und Ernährung	190
Klasse 6	1.1.2. Korbblütengewächse	35
	1.1.3. Kieferngewächse	187
	2.1.1. Hohltiere	132
	2.1.4.1. Ringelwürmer	175
Klasse 7	1. Einführung in die Zellenlehre	26
	3.3. Moospflanzen	46
Klasse 8	2.2.1. Die Nahrung	26, 27, 31, 35
	2.2.2. Bau und Funktion des Verdauungs- kanals	77
	2.4.2. Atembewegungen und Gasaustausch in der Lunge	108, 109
	3.1. Bau und Funktionen der Haut	89, 90
	4.3. Verletzung des Stütz- und Bewegungssystems	16, 39
	5.1. Einführung in das Zusammen- wirken von Sinnesorganen und Nervensystemen	133, 134
	5.2. Sinnesfunktionen	162, 165
Klasse 9	1.1.1. Einführung und Übersicht über das Pflanzenreich	4, 26, 31, 32, 35, 104, 106, 107
	1.1.2. Bau und Stoffwechsel der Sproß- pflanzen	41, 44, 47, 48, 60, 61, 91, 92, 93, 96, 98, 99, 116, 125, 126, 187, 188
	2.2. Die ökologische Potenz der Organismen	230, 239
Klasse 11	2.4. Sozialistische Landeskultur	242, 243, 244
Klasse 12	1.1. Bau und Funktionen der Zell- strukturen	28, 29
	1.2.2. Autotrophe Assimilation bei Pflanzen	96, 98, 99
	1.2.3. Heterotrophe Assimilation bei Organismen	77, 79, 86
	1.2.4. Dissimilation bei Organismen	116
	1.3.1. Reizbarkeit	145
	1.3.3. Reaktion	122, 123, 126

Materialübersicht

Geräte und Hilfsmittel

- Aquarien, etwa 18 × 24 × 22 cm
 Aquarienheizer
 Augenklappen

Bechergläser, versch. Größen
 Biegeröhrchen, versch. Ø und Längen
 Bindfäden
 Blumentöpfe, versch. Größen
 Brutschrank
 Bunsenbrenner
 Buntpapier

Dauermagnet
 Deckgläschen
 Draht
 Drahtnetze
 Drehscheibe (evtl. Plattenspieler oder Drehschemel)
 DreifüÙe
 Druckrohre
 Dunkelkasten
 Durchlüftungspumpe (für Aquarienanlagen gebräuchlich)

 Enghalsflaschen, versch. Größen
 Erlenmeyerkolben, versch. Größen
 Exsikkator

Fettstifte
 Filterpapier (Bogen und Rundfilter)

Glasdeckscheiben
 Glasglocken mit und ohne Stützen
 Glasplatten, versch. Größen
 Glasröhren, versch. Ø und Längen
 Glasschalen, versch. Größen
 Glasstäbe, versch. Stärken und Längen
 Glasrichter, versch. Größen
 Glaswatte
 Glocke
 Glühbleche
 Gummibälle

 Gummiringe
 Gummischlauch, versch. Ø und Längen (auch Druckschlauch)
 Gummistopfen, mit und ohne Durchbohrung, versch. Größen
 Gummituch, etwa 25 × 25 cm

Handschaukeln
 Handtücher
 Holzspäne
 Holzspanschachteln
 Holzstäbe, versch. Größen
 Hornlöffel

Industriegläser
 Insektenkäfige

Kerzen
 Kippscher Gasentwickler
 Klebstreifen
 Kobaltgläser
 Korkbohrersatz
 Korkstopfen

Leim
 Leinenlappen
 Leukoplast
 Lineal
 Luftballons
 Lupen

Marmorplatte
 Messer
 Meßzylinder, versch. Größen
 Mörser mit Pistill

Objektträger
 Okuliermesser
 Osmometerglocken

Papier, weiß, schwarz, grau
 Pappdeckel

Pappschachteln
 Pappstreifen
 Patentwäscheklammern
 Pergamentpapier
 Petrischälchen, versch. Größen
 Pinzetten
 Pipetten
 Plastbeutel
 Plastschale
 Plastilin
 Pneumatische Wannen mit Brücken
 Porzellanschälchen, versch. Größen
 Porzellantiegel
 Präpariernadeln
 Präparierscheren

Rasierklingen
 Rasiermesser
 Reagenzgläser
 Reagenzgläser, schwer schmelzbar
 Reagenzglasgestelle
 Reagenzglashalter
 Reißzwecken

Sägespäne
 Sand
 Sandbad
 Saugrohre
 Sehprobentafel
 Siebsätze
 Skalpelle
 Spatel
 Spritzflaschen
 Scheren
 Schlammzylinder nach Kühn
 Schlauchklemmen
 Schneidbrettchen
 Standzylinder, versch. Größen
 Stativ mit Doppelmuffen und Klemmen
 Stechzirkel
 Stecknadeln
 Stimmgabeln
 Streichhölzer
 Stricknadeln

Taschenuhr
 Terrarien
 Thermometer
 Thermosflaschen, weithalsig
 Tiegelzangen
 Tischlampen mit Glühbirnen
 Tondreiecke
 Trichter
 Tropftrichter
 Tropfpipetten

Tüpfelplatten
 Tusche, versch. Farben
 Tuschpinsel
 Uhrgläschen, versch. Größen

Vakuumschlauch
 Vaseline
 Verbandmull
 Waagen mit Wägesatz
 Waschflaschen
 Wasserstrahlpumpen
 Wasserentnahmegerat
 Watte
 Weithalsflaschen, versch. Größen
 Wurzelkasten

Zeichenpapier
 Zeigestock
 Zeitungspapier
 Zellglasband
 Zellstoff
 Zentimetermaß

Chemikalien

Ammoniumhydroxidlösung
 Ammoniummolybdat $(\text{NH}_4)_2\text{MoO}_4$
 Ammoniumoxalat $(\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4$
 Ammoniumsulfat $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$
 Ascorbinsäure (Vitamin C)
 Äthanol (Äthylalkohol) $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$, 96%ig
 Äthansäure (Essig) CH_3COOH

Bäckerhefe
 Bariumchlorid BaCl_2
 Bariumhydroxidlösung $\text{Ba}(\text{OH})_2$
 Benzin
 Bienenwachs
 Bleiazetatpapier
 Brennspritus

Chinalizarinlösung, alkoholisch
 Chlorwasser
 Chlorzinkjodlösung
 Czensny-Indikatorlösung

Diäthyläther (Äther) $\text{C}_2\text{H}_5 \cdot \text{O} \cdot \text{C}_2\text{H}_5$
 Desinfektionslösung
 dest. Wasser

Eisen(III)-chlorid FeCl_3
 Eisenfeilspäne

Eosinpulver
Enzymlösung

Fehlingsche Lösung I und II
Formalin

Gelatine
Gips $\text{CaSO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$
Glukose (Traubenzucker)

Hefeextrakt

Indigokarminlösung

Jod
Jod-Kaliumjodid-Lösung

Kaliumhydroxidlösung KOH, konz.
Kaliumhydrogenphosphat K_2HPO_4
Kaliumdihydrogenphosphat KH_2PO_4
Kalium-hexacyanoferrat(III) (Rotes Blut-
laugensalz) $\text{K}_3[\text{Fe}(\text{CN})_6]$
Kaliumnitrat KNO_3
Kaliumpermanganat KMnO_4
Kalziumkarbonat CaCO_3
Kalziumchlorid CaCl_2
Kalziumnitrat $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$
Kalziumsulfat CaSO_4
Karminpulver
Kobaltpapier
Kupfer(II)-sulfat CuSO_4
Kupferspäne

Lab (in Pulverform)
Lackmuspapier, rot, blau, neutral

Magnesiastäbchen
Magnesiumsulfat MgSO_4
Maltose (Malzzucker, Malzextrakt)
Mangansulfat MnSO_4
Mannit $\text{C}_6\text{H}_{14}\text{O}_6$
Milchzucker

Natriumkarbonat Na_2CO_3
Natriumchlorid NaCl
Natriumdihydrogenphosphat NaH_2PO_4
Natriumdithionit $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$
Natriumnitrat NaNO_3
Natriumsulfit Na_2SO_3
Natriumhydroxidlösung NaOH, konz.
Nelkenöl

Oktanol (Oktylalkohol) $\text{C}_8\text{H}_{17}\text{OH}$

Pankreatin (in Pulverform)
Paraffin
Paraffinöl

Pepsin (in Pulverform)
Pepton
Phenolphthalein
Phlorogluzinlösung, alkalisch

Saccharose (Rohrzucker, Rübenzucker)
Salpetersäure HNO_3 , konz.
Salzsäure HCl, konz.
Selterswasser
Silbernitratlösung AgNO_3
Schwefelsäure H_2SO_4 konz.
Stärke
Stuphanpapier

Thomasmehl
Tillmanns Indikator (Dichlorphenol-Indo-
phenol)
Trikalziumphosphat $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$
Trichlormethan (Chloroform) CHCl_3

Unitest-Indikatorpapier

Wasserstoffperoxid H_2O_2

Zellulose
Zinksulfat ZnSO_4

Objekte

Ameisenlöwe, Nahrungsaufnahme 57
Apfel (Frucht), Geschmacksempfindung
144
Keimungshemmung 195
Ahorn (weißpanaschierte Blätter) 97

Bakterienkulturen 237
Baumwolle, Zellulosenachweis 28
Biene, Phototaxis 173
Birne (Frucht), Geschmacksempfindung
144
Keimungshemmung 195
Blasentang, Jodnachweis 14
Blattrandkäfer (*Chrysomela varians*) 211
Blutbuche (Blätter), Chlorophyllnachweis
103
Blutegel, Nahrungsaufnahme 56
Bluthasel (Blätter), Chlorophyllnachweis
103
Bohne (Blätter), Assimilationsstärke 98
Bohne (Keimlinge), Kraftleistung der Wur-
zeln 199
Bohne (Samen), Bedeutung der Keimblät-
ter 196; Entwicklungshemmung 195
Geotropismus 123, Plagiotropismus
124; Quellung 185; Quellungsdruck 186

- Eintagsfliege, Phototaxis 173
 Elritze, Farbanpassung 181
 Erbse (Samen), Atmung 106, 107, Chemotropismus 128, Entwicklungshemmung 195
 Kälteresistenz 194, Keimung und Atmung 192, Quellung 185, Quellungsdruck 186, Quellung und Keimung 191
 Feuer-Bohne (Samen), Keimungstemperatur 193, Säureausscheidung der Wurzel 200, Vergeilen 205, Wachstumszonen 197, Wasseraufnahme beim Quellen 189
 Fichte (Zapfen), hygroskopische Bewegung 187
 Fleißiges Lieschen (Sproß), Transpiration 93, Wasserleitung 60, Wurzeldruck 58
 Fleißiges Lieschen (Pflanze), Wasseraufnahme 44, 45
 Flieder (Blätter), Assimilationsstärke 98
 Flieder (Zweige), Ruheperiode 209
 Transpiration 92
 Flußkrebis, Gleichgewichtsorgan 158
 Flußmuschel, Atmung 115
 Forsythie (Zweige), Ruheperiode 209
 Frosch, Gleichgewichtssinn 157, Wasseraufnahme 52
 Fruchtfliege (*Drosophila melanogaster*) 213
 Fuchsie (Topfpflanze), Wurzeldruck 58
 Garten-Kresse (Samen), Hydrotropismus 127, Keimungshemmung 195, Keimungstemperatur 193, Wahlvermögen der Wurzeln 201
 Garten-Strohblume (Blütenköpfe), hygroskopische Bewegung 187
 Gänseblümchen (Blütenköpfe), Atmung 104, Thermonastie 129
 Gelbrandkäfer, Geruchs- und Geschmackssinn 148
 Gelbrandkäferlarve, Lichtreflex 179, Nahrungsaufnahme 57
 Gerste (Körner) Keimfähigkeit 190
 Getreide (Keimlinge), Guttation 94
 Ginster (Samen), Wasseraufnahme beim Quellen 189
 Goldhamster, Gleichgewichtssinn 157
 Goldregen (Samen), Wasseraufnahme beim Quellen 189
 Gurke (Frucht), Geschmacksempfindung 144
 Hafer (Körner), Geotropismus 122, Keimfähigkeit 190, Wuchsstoffe 206
 Hagebutte 36
 Holunder (Zweig), Gewebespannung 50
 Wasserleitung 61, Zellulosenachweis 28
 Johanniskraut (*Hypericum spec.*) 212
 Kapuzinerkresse (Topfpflanze), Photosynthese und Kohlendioxid 99
 Kartoffel (Knollen), Gewebespannung 47
 Stärkegewinnung 25, Verdunstung 95
 Kaulquappe (Futtertier) 57
 Kiefer (Zapfen), hygroskopische Bewegung 187
 Köcherfliegenlarve, Instinkthandlung — Köcherbau 183
 Kohlweißlingsraupe, Farbanpassung 182
 Kreuzspinne, Nahrungsaufnahme 57
 Krokus (Blüten), Thermonastie 129
 Kuhblume (Blütenschäfte), Gewebespannung 51
 Kuhblume (Blätter), Gewebespannung 48
 Kürbis (Frucht), Geschmacksempfindung 144
 Laubbäume (Zweige), Transpiration 93
 Leinfasern, Zellulosenachweis 28
 Libellenlarve, Lichtsinn 172, Schutzreaktion 172
 Mais (Körner), Keimungstemperatur 193
 Quellung und Keimung 191, Pflanzennährstoffe 202
 Mimose (Topfpflanze), Seismonastie 130
 Narkotisierung 131
 Mohrrübe (Wurzel), Gewebespannung 47
 Molchlarve, Kapillargefäße 71
 Moos 46, 187
 Mückenlarve, Schattenreflex 180
 Nachtschmetterlinge, Phototaxis 173
 Nacktschnecken 177
 Pelargonie (weißpanaschierte Blätter) 97
 Pillenwerfer (Kultur), Phototropismus 125
 Pflanzenasche, Basizität 3, Ca-Nachweis 8, Cl-Nachweis 13, Fe-Nachweis 12, K-Nachweis 10, Mg-Nachweis 11, Na-Nachweis 9, P-Nachweis 6, S-Nachweis 7

- Raps (Samen), Wachstum und Photosynthese 203
 Regenwurm, Borsten 175; chemische Reizung 175, Phototaxis 175, Wasserhaushalt 53
 Reiherschnabel (Früchte), hygroskopische Bewegung 188
 Rettich, Gewebespannung 47
 Robinie (Pflanze), Seismonastie 130
 Robinie (Samen), Wasseraufnahme beim Quellen 189
 Roggen (Körner), Keimfähigkeit 190
 Rote Rübe (Blätter), Chlorophyllnachweis 103
 Rote Rübe (Rübe), Semipermeabilität der Zellen 43
 Rückenschwimmer, Lichtreflex 179
 Sauerklee (Pflanze), Seismonastie 130
 Schachtelhalm, Silikatnachweis 15
 Schnirkelschnecke, Nahrungsaufnahme 55
 Senf (Samen), Phototropismus 126
 Wachstum und Photosynthese 203
 Wahlvermögen der Wurzel 201
 Sonnenblume (Stengel), Gewebespannung 50
 Stiefmütterchen 244, 245, 246
 Sonnenblume (Pflanze), Wurzelndruck 58
 Sonnenblume (Mark), Zellulosenachweis 28
 Stubenfliege, Phototaxis 173
 Süßwasserschwamm, Atmung 115
 Süßwasserpilz, Nahrungsaufnahme 54
 Regeneration 54
 Tabak (Samen), Keimungstemperatur 193
 Teichmuschel, Atmung 115
 Tomate (Frucht), Keimungshemmung 195
 Torfmoos (Pflanzen), Wasseraufnahme und -leitung 46
 Tulpe (Blüten), Thermonastie 129
 Waldrebe (Sproß), Wasserleitung 60
 Wasserflöhe, Phototaxis 174, Futtertiere 54
 Wasserpest (Sproß), Photosynthese und Atmung 96, Photosynthese und Sauerstoff 96
 Wasserschnecken, Nahrungsaufnahme 55
 Weide (Zweige), Assimilatleitung 73
 Gewebespannung 99, Polarität 208
 Weinbergschnecke, Nahrungsaufnahme 55
 Weizen (Körner), Keimfähigkeit 190, Wurzelhaarbildung 198
 Wespe, Phototaxis 173
 Widertonmoos (Pflanzen), hygroskopische Bewegung 187, Wasseraufnahme und -leitung 46
 Zimmerlinde (Blätter), Gewebespannung 48
 Zitrone (Frucht) 143

Herstellen der benötigten Lösungen

Ammoniumoxalatlösung

3 g Ammoniumoxalat ($\text{NH}_4)_2\text{C}_2\text{O}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ in 100 ml dest. Wasser unter leichtem Erwärmen vollständig lösen.

Askorvitlösung

1 g Ascorbinsäure (Vitamin C) oder 10 Askorvitabletten (nach Abwaschen der farbigen Außenschicht mit Wasser, Trocknen mit Filterpapier und Zerstampfen im Mörser) in 100 ml dest. Wasser lösen.

Bariumhydroxidlösung

500 ml dest. Wasser 3 Minuten lang kochen, danach dem heißen Wasser Bariumhydroxid ($\text{Ba}(\text{OH})_2$) oder Bariumoxid (BaO) zusetzen, bis sich ungelöste Substanz absetzt. Nach dem Erkalten filtrieren, bis die Lösungen klar bleiben. In Schliffstopfenflaschen aufbewahren.

Chlorzinkjodlösung

10 g Zink in 25 ml Salzsäure lösen. Unter dem Abzug bis zur Hälfte der Flüssigkeitsmenge eindampfen, 1,5 g Jod und 3 g Kaliumjodid (KJ) hinzufügen.

Fehlingsche Lösung

Fehlingsche Lösung I: 14 g Kupfersulfat (CuSO_4) in 200 ml dest. Wasser unter Erwärmen auflösen. Fehlingsche Lösung II: 70 g Kaliumnatriumtartrat (Seignettsalz), ($\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6$) und 40 g Natriumhydroxid (NaOH) in 20 ml dest. Wasser unter Erwärmen auflösen. Beide Lösungen in getrennten Flaschen aufbewahren, da sie gemischt nicht beständig sind. Erst unmittelbar vor der Ausführung des Zuckernachweises beide Lösungen zu gleichen Teilen mischen.

Jod-Kaliumjodid-Lösung

0,5 g festes Jod und 1 g Kaliumjodid (KJ) in 10 ml dest. Wasser lösen. Mit 200 ml dest. Wasser verdünnen.

Kalziumhydroxidlösung

500 ml dest. Wasser 3 Minuten lang kochen, danach dem heißen Wasser Kalziumhydroxid [Ca(OH)_2] oder Kalziumoxid (CaO) zusetzen, bis sich ungelöste Substanz absetzt. Nach dem Erkalten filtrieren, bis die Lösungen klar bleiben. In Schliffstopfenflaschen aufbewahren.

Kobaltchloridlösung für Kobaltpapier

5 g Kobaltchlorid (CoCl_2) in 100 ml Wasser lösen. In Streifen geschnittenes Filterpapier (ca. 5 cm \times 10 cm) in die Lösung tauchen, abtropfen lassen und im Trockenschrank oder auf der Heizung trocknen. In einer weithalsigen Glasstopfenflasche trocken aufbewahren. Vor der Verwendung ggf. nochmals nachtrocknen.

Lablösung

1 g Labpulver in 100 ml dest. Wasser lösen.

Pankreatinlösung

1 g Pankreatinpulver oder 10 Tabletten Mezymb forte (nach Abwaschen der farbigen Außenschicht mit Wasser, Trocknen mit Filterpapier und Zerstampfen im Mörser) in 100 ml dest. Wasser lösen.

Pepsinlösung

1 g Pepsinpulver in 100 ml dest. Wasser lösen.

Phenolphthaleinlösung

1 g Phenolphthalein in 100 ml 96%igem Alkohol lösen.

Physiologische Natriumchloridlösung

0,9 g Natriumchlorid (NaCl) in 100 ml dest. Wasser lösen.

Rauchende Salpetersäure

Natriumnitrit (NaNO_2) in 100 ml konzentrierter Salpetersäure (HNO_3) lösen.

Kältemischung

3 Teile Schnee oder Eis, 1 Teil Natriumchlorid (Kochsalz) NaCl

Freisetzen von Gasen im KIPPSchen Gasentwickler — Kohlendioxid

Die obere Kugel des Gasentwicklers abheben, darauf die mittlere Kugel mit etwa 150 g Kalziumkarbonat (CaCO_3) beschicken. Nach Aufsetzen der oberen Kugel bei geöffnetem Hahn in die obere Kugel soviel verdünnte Salzsäure (HCl) gießen, bis der Marmor gerade bedeckt ist. Die sofort beginnende stürmische Entwicklung von Kohlendioxid durch Schließen des Hahnes zum Stillstand bringen.

Freisetzen von Gasen im KIPPSchen Gasentwickler — Sauerstoff

Die mittlere Kugel des KIPPSchen Gasentwicklers in der vorher beschriebenen Weise mit Chlorkalk [CaCl(OCI)] und nach Aufsetzen der oberen Kugel diese mit verdünntem Wasserstoffperoxid (H_2O_2) beschicken.

Vorbereitungsarbeiten für genetische Experimente

Fruchtfliegen (*Drosophila melanogaster*)

Beschaffung und Vermehrung. Reinerbige Stämme mehrerer Mutanten der Fruchtfliegen aus wissenschaftlichen Instituten beziehen. Die Zucht der Fruchtfliegen in Erlenmeyerkolben (250 ml, weithalsig, mit passenden Stopfen aus gerolltem Zellstoff verschlossen) vornehmen.

Zur Herstellung des Nahrungsbreies in 1 l Wasser 3 Eßlöffel Zuckersirup aufkochen und langsam soviel Grieß (etwa 100g) hinzufügen, bis ein dickflüssiger Brei entsteht. Zur Verhinderung von Schimmelbildung 2 Messerspitzen Nipagin zusetzen. Den Brei noch warm 1 cm bis 2 cm hoch in die Zuchtgefäße gießen. Nach dem Abkühlen einige Tropfen einer dicken Aufschwemmung von Bäckerhefe in lauwarmem Wasser hinzufügen und die Erlenmeyerkolben wieder mit Zellstoffstopfen verschließen.

Für einen neuen Zuchtansatz jeweils etwa 6 bis 10 Weibchen und die doppelte Anzahl Männchen verwenden. Vor dem Einsetzen der Fliegen in die Zuchtgefäße evtl. auf dem Nahrungsbrei stehende Flüssigkeit mit Filterpapier absaugen, damit die Tiere nicht festkleben. Sollen vorher betäubte Fliegen in ein Zuchtgefäß gebracht werden, aus dem Rundfilter eine kleine Tüte falten, die Tiere mit einem Pinsel in die Tüte befördern und diese in das Zuchtgefäß einlegen.

Die weiblichen Tiere legen sofort nach der Befruchtung Eier ab. Etwa einen Tag später schlüpfen Larven. Sie leben im Nahrungsbrei etwa 5 Tage und verpuppen sich. Nach einer Puppenruhe von etwa 4 Tagen schlüpft die neue Generation der Fruchtfliegen aus den Puppen. Die Entwicklungszeit der einzelnen Stadien ist stark von der Temperatur (Optimum 30 °C) abhängig.

Weibliche Tiere der Fruchtfliegen sind 6 Stunden nach dem Schlüpfen fortpflanzungsfähig, männliche Tiere dagegen bereits nach sehr kurzer Zeit. Um für Kreuzungsversuche sicher unbefruchtete weibliche Tiere zu gewinnen, aus einem Zuchtgefäß zunächst alle bereits geschlüpften Tiere entfernen, 4 bis 5 Stunden danach in der beschriebenen Weise aus dem gleichen Zuchtgefäß die bis zu diesem Zeitpunkt neu geschlüpften und sicher unbefruchteten (virginellen) weiblichen Tiere auswählen. Frisch geschlüpfte Weibchen sind gegenüber älteren an ihrer wesentlich helleren Färbung zu erkennen.

Umsetzen und Sortieren nach Geschlecht und Mutanten. Zum Umsetzen der Fliegen aus dem Zuchtgefäß in ein Sammelglas (Erlenmeyerkolben, weithalsig) das Zuchtgefäß leicht gegen die Handfläche stoßen. Dadurch fallen die Tiere nach unten. Den Stopfen entfernen und sofort ein leeres Sammelglas mit gleichgroßer Öffnung auf das Zuchtgefäß setzen. Durch Umdrehen beider Gefäße und leichtes Schütteln die Tiere in das leere Glas befördern. Danach sofort wieder mit einem Stopfen verschließen.

Zur Trennung der verschiedenen Mutanten und der Geschlechter die Tiere in einem Sammelglas durch Einbringen eines mit wenigen Tropfen Diäthyläther befeuchteten Wattebausches narkotisieren, nach etwa 30 Sekunden die Fliegen auf ein weißes Blatt Papier schütten und mit einem feinen Pinsel sortieren. Sind die Unterschiede nicht mit bloßem Auge erkennbar, ein Leseglas oder eine Lupe benutzen.

Unterscheidung der Geschlechter und Mutanten. Männchen und Weibchen der Frucht-

fliegen werden nach der Größe, der Form und Zeichnung des Hinterleibes und dem Vorhandensein von Borsten unterschieden.

Männchen sind kleiner als Weibchen, haben einen abgerundeten dunklen Hinterleib mit 2 schwarzen Ringen und Borsten am 1. Fußglied des 1. Beinpaars.

Weibchen sind größer als Männchen, der Hinterleib ist zugespitzt, am Ende mit Borsten besetzt und haben vier bis fünf schwarze Ringe.

Die Unterscheidungsmerkmale einiger bekannter Mutanten der Fruchtfliegen sind folgende:

Mutante vestigal (vg): Flügel stark verkümmert, nur kleine Stummelflügel vorhanden.

Mutante ebony (e): Körperfarbe schwarz (ebony = ebenholzfarben).

Mutante white (w): weiße Augen.

Mutante curly (cy): nach aufwärts gebogene Flügel.

Blatrandkäfer (*Chrysomela varians*)

Beschaffen der Blatrandkäfer. Der Blatrandkäfer kommt von Mai bis Oktober in den Farben grün, blau und rotbraun vor. Futterpflanze ist das Johanniskraut (*Hypericum spec.*), besonders das Durchlöcherchte Johanniskraut (*Hypericum perforatum*). Die Käfer an den Futterpflanzen sammeln und nach Farben getrennt in Zuchtgefäße bringen. Auch Larven zusammen mit den Futterpflanzen eintragen. Die nach der Verpuppung schlüpfenden Käfer nach Ausbildung ihrer endgültigen Färbung (nach 3 Tagen) ebenfalls nach Farben getrennt halten.

Die Larven der Käfer sind anfangs orangefarben, sie werden später braun, der Kopf fast schwarz. Die Verpuppung erfolgt in feuchter Erde dicht unter der Oberfläche. Die Puppen des Blatrandkäfers haben eine orangefarbene Färbung, die die älteren Larven bereits kurz vor der Verpuppung angenommen haben. Die entsprechend der Temperatur nach 6 bis 12 Tagen schlüpfenden Käfer sind zunächst ebenfalls orangefarben, nehmen aber bereits nach kurzer Zeit ihre endgültige Färbung an.

Die Männchen sind etwas kleiner als die Weibchen. Sie können deutlich mit einer Lupe an einer flachen ovalen Vertiefung (an der Bauchseite in der Mitte des letzten Hinterleibes), von den Weibchen unterschieden werden. Da die Käfer etwa nach 8 Tagen fortpflanzungsfähig sind, müssen die Geschlechter spätestens bis zum 5. Tag voneinander getrennt werden.

Zuchtgefäße für Blatrandkäfer. In Standzylinder etwa 30 cm × 12 cm auf eine dünne Kieschicht mit Wasser gefüllte Erlenmeyerkolben (150 ml) stellen. Die Kolben mit Stopfen verschließen und mit leicht angefeuchteter sandiger Gartenerde in den Standzylindern bis etwa 4 cm unter den Rand einfüllen. Die Gartenerde mit feuchtem Moos abdecken. Nach dem Entfernen der Stopfen die Futterpflanzen in die Erlenmeyerkolben einstellen und die freibleibenden Ränder mit Watte abdichten. Die Standzylinder mit Zellstoff verschließen, der mit einem Gummiring gehalten wird. Die Futterpflanzen regelmäßig wechseln. Werden Blatrandkäfer in mit Gaze bespannten Insektarien gehalten, können getopfte Futterpflanzen verwendet werden.

