

# Übungen zur Wachstums- und Entwicklungsphysiologie der Pflanze

Von

**Dr. Ulrich Ruge**

Dozent an der Universität Greifswald

Mit 50 Abbildungen



Springer-Verlag Berlin Heidelberg GmbH 1943

ISBN 978-3-662-05454-3 ISBN 978-3-662-05498-7 (eBook)  
DOI 10.1007/978-3-662-05498-7

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

Copyright 1943 by Springer-Verlag Berlin Heidelberg  
Ursprünglich erschienen bei Springer-Verlag OHG. in Berlin 1943

## Vorwort.

Um das gesprochene Wort im naturwissenschaftlichen Unterricht verständlicher zu machen, ist in der Vorlesung der Demonstrationsversuch unbedingt erforderlich, der in den ergänzenden Übungen durch die eigene praktische Erfahrung der Schüler vervollkommenet werden muß. Für den pflanzenphysiologischen Unterricht an den Hochschulen stehen uns an neuen Praktika im L. BRAUNER und S. STRUGGER sehr gute Anleitungen zu demonstrativen und den Stoff erläuternden Versuchen zur Verfügung. Sie stellen aber nur die Stoffwechsel- und Zellphysiologie dar und lassen die übrigen Gebiete unberücksichtigt. So fehlte bisher eine Zusammenstellung von entwicklungsphysiologischen Versuchen für den Hörsaal wie für das Praktikum. Dieser Mangel war um so bedauerlicher, als sich gerade diese Arbeitsrichtung der Pflanzenphysiologie heute eine besondere Stellung sowohl in der Forschung als auch im Unterricht errungen hat. Es war daher mein Wunsch, eine hier klaffende Lücke zu schließen und dem Unterrichtenden eine Sammlung von demonstrativen, leicht durchführbaren und sicheren Versuchen, dem Schüler dagegen eine praktische Anleitung für eigene Arbeiten in Fragen der Entwicklungsphysiologie der Pflanze in die Hand zu geben, vor allem aber diesem alten und doch heute wieder so jungen Gebiet neue, begeisterte Freunde zuzuführen. Mögen diese Wünsche durch das vorliegende Büchlein erfüllt werden!

Bei der Umgrenzung des Stoffes habe ich sorgfältig Überschneidungen mit Versuchen aus dem BRAUNER und STRUGGER vermieden. Andererseits mußte ich zu meinem Bedauern die reproduktive Phase der pflanzlichen Entwicklung fast vollständig fortlassen, da ich dann notwendigerweise auch die genetischen Versuche hätte mit berücksichtigen müssen; damit aber wäre der geplante Rahmen des Praktikums gesprengt worden. In dem vorliegenden Praktikum findet sich dagegen eine größere Anzahl zumeist aus Originalarbeiten entnommener, für die hier geltenden Zwecke in vereinfachter Form wiedergegebener Versuche, die die Entwicklung der Pflanze vom lufttrockenen Samen bis zur Blütenbildung darstellen. Diese Umgrenzung bietet den wesentlichen Vorteil, daß fast alle hier zusammengestellten Versuche im

Laufe eines Semesters durchgeführt werden können. Dies ist dagegen bei den rein genetischen Versuchen und denen aus dem Gebiet der reproduktiven Phase nur in wenigen Fällen möglich. —

Beim Erscheinen der „Übungen“ richtet sich mein Dank zunächst an den Verleger, Herrn Dr. F. SPRINGER, für das weitgehende verständnisvolle Entgegenkommen wie für die gute Ausstattung des Buches. Weiter danke ich meinem Chef, Herrn Prof. Dr. P. METZNER, unter anderem für die Überlassung der in Abb. 3 und 10 dargestellten Aufnahmen, Herrn Prof. Dr. R. HARDER, Herrn Prof. Dr. F. LAIBACH, wie Herrn Dr. O. FISCHNICH für die Originalfotos zu den Abb. 17, 18 und 20. Frl. CHR. VOLKWEIN fertigte die Zeichnungen für Abb. 39 lebenswürdigerweise an. Schließlich sei meiner Frau für ihre Hilfe bei der experimentellen Ausarbeitung der Versuche gedacht.

Greifswald, im November 1942.

**U. Ruge.**

# Inhaltsverzeichnis.

	Seite
Einführung in das Praktikum . . . . .	1
<b>I. Keimung.</b>	
A. Keimfähigkeit . . . . .	3
1. Keimprüfung . . . . .	3
a) Amtliche Keimprüfungsbestimmungen . . . . .	3
b) Schnellprüfung auf die Vitalität und die Keimfähigkeit von Samen durch Behandlung mit Tellursalzen . . . . .	5
2. Einfluß des Nachreifegrades auf die Keimfähigkeit . . . . .	6
3. Keimfähigkeit von Samen verschiedenen Alters . . . . .	6
4. Beeinflussung der Keimfähigkeit durch Lagerung von Samen im wasserdampfgesättigten Raum . . . . .	6
5. Einfluß der Trockentemperatur auf die Keimfähigkeit von feucht gelagerten Samen . . . . .	7
B. Fermentaktivierung während der Keimung . . . . .	7
6. Zytologische Veränderungen der Scutellum-Zellen während der Keimung . . . . .	7
7. Zytologische Veränderung in der Aleuronschicht während der Keimung . . . . .	8
8. Amylasegehalt ruhender und gequollener Samen . . . . .	8
9. Mobilisierung der Reservestoffe während der Keimung . . . . .	9
a) Mobilisierung der Stärke während der Keimung . . . . .	9
b) Mobilisierung der Reservestärke in einer treibenden Kartoffelknolle . . . . .	9
c) Mobilisierung der Reserve-Hemizellulose während der Keimung . . . . .	10
C. Keimungsbedingungen . . . . .	10
10. Wasseraufnahme während der Quellung von Samen . . . . .	11
a) Gravimetrische Bestimmung . . . . .	11
b) Volumimetrische Bestimmung . . . . .	11
c) Bestimmung des Quellungsverlaufes . . . . .	11
11. Notwendigkeit des Sauerstoffes zur Keimung . . . . .	11
a) Keimung unter Sauerstoffabschluß . . . . .	11
b) Keimung von Samen unter Wasser . . . . .	12
12. Bestimmung der Kardinalpunkte der Keimung . . . . .	12
13. Frostkeimer . . . . .	12
14. Licht und Keimung . . . . .	13
a) Lichtgeförderte und -gehemmte Samen . . . . .	13
b) Relative Licht- und Dunkelkeimung . . . . .	13
c) Lichtmenge und Keimung von lichtgeförderten Samen . . . . .	13
d) Ort der Lichtabsorption bei lichtempfindlichen Samen . . . . .	14
e) Lichtharte Samen . . . . .	14
f) Dunkelharte Samen . . . . .	15

	Seite
15. Keimungshemmung . . . . .	15
a) Keimungshemmende Substanzen aus dem Fruchtfleisch . . . . .	15
b) Keimungshemmung der Brutkörper von <i>Marchantia</i> durch die Mutterpflanze . . . . .	15
c) Keimungshemmung durch das Endosperm . . . . .	15
d) Keimverzögerung durch Blausäure . . . . .	16
e) Adsorption keimungshemmender Stoffe durch das Substrat . . . . .	17
16. Keimungsstimulation . . . . .	17
a) Keimungsbeschleunigung durch Säuren . . . . .	17
b) Keimungsstimulation durch eine Warmbadbehandlung . . . . .	17
c) Keimungsstimulation durch Acetaldehyd . . . . .	18
d) Beschleunigung der Keimung und Keimlingsentwicklung durch Rhodanverbindungen . . . . .	18
<b>II. Längenwachstum und Wirkstoffe der Zellstreckung.</b>	
A. Erscheinungen des Längenwachstums . . . . .	19
17. Zonen des Streckungswachstums . . . . .	19
a) Feststellung der Wachstumszone in Sproßorganen . . . . .	19
b) Feststellung der Wachstumszone an einer Wurzel . . . . .	20
c) Flächenwachstum eines Blattes . . . . .	20
d) Interkalares Wachstum eines Sprosses . . . . .	21
e) Stärkeres Streckungswachstum im Stengel unter dem Blattansatz . . . . .	21
f) Ungleich starkes Wachstum in den verschiedenen Gewebeteilen eines Organes . . . . .	21
18. Zirkumnutationen . . . . .	22
19. Schraubiges Streckungswachstum des Sporangienträgers von <i>Phycomyces</i> . . . . .	22
20. Tagesperiodischer Ablauf des Streckungswachstums . . . . .	23
21. Wachstumsgeschwindigkeit bei verschiedenen Temperaturen . . . . .	23
22. Kultur von Schimmelpilzen in Nährlösungen mit verschiedenem osmotischen Wert . . . . .	23
23. Abhängigkeit des Wachstums und der Entwicklung der Schimmelpilze von der relativen Feuchtigkeit im Kulturraum . . . . .	24
B. Bedeutung der Streckungswachsstoffe für das Längenwachstum . . . . .	24
24. Dekapitation . . . . .	25
a) Einstellung des Streckungswachstums von Hypokotylen nach der Dekapitation . . . . .	25
b) Folgen der Dekapitation bei <i>Avena</i> -Keimlingen . . . . .	25
25. Bedeutung des normalen Wuchsstoffgehaltes für das Wurzelwachstum . . . . .	25
26. Grundversuch zur Demonstration der Bedeutung des Streckungswuchsstoffes für die höheren Pflanzen . . . . .	25
27. Bedeutung der Endospermwuchsstoffe für die Keimlingsentwicklung . . . . .	26
a) Abhängigkeit der Koleoptillänge vom Vorrat an aktiven Wirkstoffen im Endosperm . . . . .	26
b) Abhängigkeit der Keimlingsentwicklung von der Größe des Endosperms . . . . .	26
c) Förderung der Zellstreckung durch Streckungswachsstoffe . . . . .	26
28. Fütterung wuchsstoffarmer Keimlinge mit genuinen und synthetischen Streckungswachsstoffen durch das Endosperm . . . . .	27
29. Auslösung des primären Dickenwachstums durch Streckungswachsstoffe . . . . .	28
C. Extraktion und Test der Streckungswachsstoffe . . . . .	29
30. <i>Avena</i> -Test . . . . .	29
a) Ausführung des <i>Avena</i> -Testes auf Auxin (zugleich Anwendung der Agar-Abfang-Methode) . . . . .	29

b) Abhängigkeit des Krümmungswinkels im <i>Avena</i> -Test von der Wuchsstoffkonzentration . . . . .	30
31. Extraktion der Streckungswuchsstoffe . . . . .	31
a) Wuchsstoffextraktion mit Äther-Alkohol . . . . .	31
b) Wuchsstoffextraktion aus Wurzelspitzen mit Dextroseagar . . . . .	31
c) Wuchsstoffextraktion mit Hilfe eines elektrischen Potentials . . . . .	32
32. Die nicht artspezifische Wirkung der Streckungswuchsstoffe . . . . .	32
33. Bestimmung des Wuchsstoffgehaltes einer Keimpflanze . . . . .	32
34. Änderung des Wuchsstoffgehaltes einer Pflanze während ihrer Entwicklung . . . . .	33
35. Nachweis von aktivem Auxin im Endosperm und inaktivem Wuchsstoff im Scutellum gequollener Maiskörner . . . . .	34
D. Wirkungsweise der Streckungswuchsstoffe und Analyse der Zellstreckung . . . . .	35
36. Optimum der Wuchsstoffkonzentration für Sproß und Wurzel . . . . .	35
37. Herabsetzung der Wuchsstoffempfindlichkeit nach Überschwemmung der Gewebe mit synthetischen Wuchsstoffen . . . . .	36
38. Streckungszuwachs der Zellen aus verschiedenen Zonen eines Hypokotyls bei gleicher Wuchsstoffgabe . . . . .	36
39. Streckungszuwachs gleich alter Zellen bei gleicher Wuchsstoffgabe zu verschiedener Zeit nach der Dekapitation . . . . .	37
40. Veränderung des osmotischen Wertes während des Streckungswachstums . . . . .	37
41. Plasmaviskosität wachsender und nicht wachsender Zellen . . . . .	38
42. Säurekrümmung . . . . .	39
43. Veränderung der Membrandicke während der Zellstreckung . . . . .	39
44. Veränderung der Membraneigenschaften während des Streckungswachstums . . . . .	39
45. Zellphysiologische Bestimmung der Dehnungseigenschaften wachsender und nicht wachsender Membranen . . . . .	40
46. Mikrochemische Analyse der Membransubstanzen in den verschiedenen Wachstumszonen eines <i>Helianthus</i> -Hypokotyls . . . . .	41
E. Praktische Anwendung der Streckungswuchsstoffe . . . . .	41
47. Förderung des Längenwachstums durch Bepinseln der Keimlinge mit Streckungswuchsstoffen . . . . .	42
48. Kallusbildungen durch synthetische Wuchsstoffe in hohen Konzentrationen . . . . .	42
49. Auslösung von Adventivwurzelbildung beim Oleander durchkeimende Getreidekörner . . . . .	42
50. Adventivwurzelbildung durch nicht genuine Wuchsstoffe . . . . .	43
a) Wurzelbildung in Wuchsstofflösungen . . . . .	43
b) Adventivwurzelbildung am Internodium von <i>Coleus</i> nach Wuchsstoffbehandlung . . . . .	43
c) Adventivwurzelbildung am Stamm von <i>Coleus</i> nach einer Wuchsstoffbehandlung der Blätter . . . . .	43
51. Über die Notwendigkeit des Lichtes für die Entstehung von wurzelbildenden Stoffen . . . . .	44
 <b>III. Physiologie der Bioswuchsstoffe und des Vitamins B<sub>1</sub>.</b>	
52. Hefe-Test auf Bioswuchsstoffe . . . . .	45
a) Ausführung des Bios-Testes . . . . .	45
b) Biosmenge und Hefezuwachs . . . . .	46
53. Nachweis von Bioswuchsstoffen . . . . .	47
a) Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Hefe . . . . .	47
b) Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Kulturlösung von Pilzen . . . . .	47

	Seite
c) Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Bierwürze . . . . .	47
d) Nachweis von Bioswuchsstoffen in grünen Pflanzenteilen . . . . .	48
e) Biosgehalt grüner und etiolierter Keimlinge . . . . .	48
f) Biosgehalt junger und alter Blätter . . . . .	48
g) Biosgehalt ruhender und treibender Knospen . . . . .	48
h) Nachweis von Bioswuchsstoffen im tätigen Kambium . . . . .	48
54. Verteilung der Hefewuchsstoffe in jungen Maiskeimlingen . . . . .	49
55. Verteilung der Bioswuchsstoffe im ungekeimten Maiskorn . . . . .	49
56. Aktivierung der Bioswuchsstoffe . . . . .	50
a) Gehalt an Bioswuchsstoffen in ungequollenen und gequollenen Samen . . . . .	50
b) Aktivierung von Bioswuchsstoffen durch eiweißspaltende Fermente . . . . .	50
57. Bedeutung von Vitamin B <sub>1</sub> -haltigen Substanzen für die vegetative und reproduktive Entwicklung von <i>Phycomyces Blakesleanus</i> und <i>Ph. nitens</i> . . . . .	50
58. Abhängigkeit der Entwicklungsrate von der Vitamin B <sub>1</sub> -Konzentration bei <i>Phycomyces Blakesleanus</i> ( <i>Phycomyces</i> -Test auf Vitamin B <sub>1</sub> ) . . . . .	51
59. Entwicklungshemmung bei <i>Rhizopus</i> -Arten durch Vitamin B <sub>1</sub> . . . . .	52
60. Pseudo-Wuchsstoffe für <i>Aspergillus niger</i> . . . . .	52
61. Wirkung des Urins schwangerer Frauen auf die Entwicklung von Weizen- und Gerstekeimlingen je nach dem Geschlecht des zu erwartenden Kindes . . . . .	53

#### IV. Wundhormone, Polyploidie und Organkultur.

62. Haberlandts Kohlrabiversuch zum Nachweis der Wundhormone . . . . .	54
63. Bohnen-Test für Wundhormone . . . . .	55
64. Entstehung von Gewebehöckern nach Verletzung des Bohnenpericarps . . . . .	56
65. Traumatinegehalt verschiedener Pflanzenteile . . . . .	57
66. Beeinflussung der Kernteilung bei Spirogyren durch niedere Temperaturen . . . . .	57
67. Marchals Regenerationsversuch am Moosporogon . . . . .	57
68. Beeinflussung der Kernteilung durch Colchicin . . . . .	58
a) Vitale Beobachtung über den Einfluß einiger Alkaloide auf die Kernteilung im Staubfadenhaar von <i>Tradescantia</i> . . . . .	58
b) Polyploidisierung der Gartenkresse durch Behandeln der gequollenen Samen mit Colchicinlösungen . . . . .	59
c) Polyploidisierung von Keimpflanzen und Stecklingen durch Behandeln des Vegetationskegels mit Colchicinlösungen . . . . .	59
69. Makroskopischer und mikroskopischer Vergleich diploider und polyploider Pflanzen . . . . .	60
70. Organkultur ausdifferenzierter Zellen . . . . .	61
a) Kultur ausdifferenzierter Zellen aus dem Fruchtfleisch der Schneebere in synthetischer Nährlösung . . . . .	61
b) Kultur ausdifferenzierter Schließzellen in synthetischen Nährlösungen . . . . .	61
71. Organkultur meristematischer Zellkomplexe . . . . .	62
a) Organkultur meristematischer Gewebe in einfacher synthetischer Nährlösung . . . . .	62
b) Passagenkultur von Wurzelspitzen in wirkstoffhaltiger Nährlösung . . . . .	63

#### V. Restitution und Pfropfung.

72. Aufhebung der Lebensinheit eines Weidenzweiges durch einen Ringelschnitt . . . . .	64
73. Ausbildung einer Haptogenmembran um das ausfließende Plasma einer <i>Chara</i> . . . . .	64
74. Ausbildung von Vernarbungsmembranen nach Plasmolyse . . . . .	64
75. Aufteilung des Wurzelvegetationskegels von <i>Vicia Faba</i> . . . . .	66

## Inhaltsverzeichnis.

	IX Seite
76. Regeneration am Wurzelstock von <i>Taraxacum</i> . . . . .	66
77. Regeneration des Thallus von Marchantialen aus Teilstücken . . .	66
78. Regeneration aus entwicklungsphysiologisch verschieden alten Kotyledonen . . . . .	66
79. Restitution aus der Blattspreite von <i>Begonia Rex</i> . . . . .	67
80. Restitution aus meristematisch gebliebenen Blatteilen . . . . .	67
81. Transplantation . . . . .	67
a) Transplantation durch Kopulation . . . . .	67
b) Transplantation durch Okulation . . . . .	68
82. Herstellung von <i>Solanum</i> -Chimären . . . . .	69
83. Analyse von Periklinal-Chimären . . . . .	69
a) Analyse der weißrandigen Periklinal-Chimäre <i>Pelargonium zonale</i>	69
b) Analyse der Periklinal-Chimäre <i>Laburnum Adami</i> . . . . .	70
c) Analyse der Periklinal-Chimäre <i>Crataegomespilus Asnieresii</i> . .	71
<b>VI. Polarität.</b>	
84. Polare Restitution zerschnittener <i>Cladophora</i> -Fäden . . . . .	71
85. Polare Regeneration an Keimlingsorganen . . . . .	71
86. Polarität bei den Restitutionsvorgängen eines Zweigstückes der Weide	72
87. Polarität bei den Restitutionsvorgängen der Wurzeln von <i>Taraxacum</i>	72
88. Induktion der Polarität von Farnprothallien durch Licht . . . . .	73
89. Induktion der Polarität bei der Keimung der Brutkörper von <i>Marchantia polymorpha</i> durch das Licht . . . . .	74
90. Bestimmung der Kernteilungsebene durch das Licht bei keimenden <i>Equisetum</i> -Sporen	75
91. Willkürliche Bestimmung der dorsiventralen Anordnung der Nadeln an den Zweigen von <i>Taxus baccata</i> . . . . .	75
<b>VII. Korrelation.</b>	
92. Verhinderung des Austreibens der Seitenknospen durch genuine und synthetische Wuchsstoffe . . . . .	76
93. Austreiben der Kotyledonar-Achselknospen von Bohnen nach dem Entfernen der Epikotylspitze . . . . .	76
94. Die Ausbildung des Gefäßbündels als Korrelation zur Funktion der Blätter . . . . .	77
95. Abtrennung des Blattstieles als Korrelation . . . . .	77
96. Aufrichten eines Seitenzweiges nach dem Entfernen des Gipfeltriebes	78
97. Einschaltung des Blattstieles als Sproßorgan bei <i>Begonia Rex</i> . . . . .	78
98. Entstehung von oberirdischen Kartoffelknollen nach teilweiser Verdunkelung der Pflanze . . . . .	78
99. Korrelationsvorgänge am Infloreszenzstiel von <i>Allium Cepa</i> . . . . .	79
100. Korrelative Hemmung des Längenwachstums der Seitenzweige 2. Ordnung bei der Araukarie . . . . .	79
101. Streckungszuwachs partiell eingegipster Keimlinge . . . . .	79
102. Vergrößerung der Nebenblätter von <i>Vicia Faba</i> nach Entfernen der Fiederblätter . . . . .	79
103. Verlängerung der Lebensdauer einer Pflanze durch frühzeitiges Entfernen der Blütenanlagen . . . . .	80
104. Einfluß des Blütenstandes auf die Adventivsproßbildung bei <i>Cardamine pratensis</i> . . . . .	80
105. Auslösung von Postflorationserscheinungen durch künstliche Wuchsstoffe . . . . .	80
<b>VIII. Symbiose, Parasitismus und Avitaminose.</b>	
106. Anreicherung von N <sub>2</sub> -Verbindungen im Boden durch Knöllchenbakterien der Leguminosen . . . . .	82
107. Die Bedeutung der symbiontischen Bakterien für die Entwicklung der <i>Ardisia</i> -Keimlinge . . . . .	82

	Seite
108. Kultur von Orchideenkeimlingen . . . . .	83
a) Keimung von Orchideensamen in pilzfreier Kultur . . . . .	84
b) Avitaminose bei Orchideenkeimlingen . . . . .	85
c) Keimung und Kultur von Orchideensamen mit ihrem Mykorrhiza-Pilz . . . . .	85
109. Auxo-Autotrophie und Auxo-Heterotrophie . . . . .	86
a) Auxo-Autotrophie und Auxo-Heterotrophie für Vitamin B <sub>1</sub> unter verwandten Mikroorganismen . . . . .	86
b) Synthese von Vitamin B <sub>1</sub> aus Thiazol und Pyrimidin durch <i>Phycomyces Blakesteanus</i> . . . . .	87
c) <i>Rhodotorula rubra</i> als Pyrimidin-heterotropher Pilz . . . . .	88
d) <i>Mucor Ramannianus</i> als Thiazol-heterotropher Pilz . . . . .	89
e) <i>Phytophthora cinnamomi</i> als Vitamin B <sub>1</sub> -heterotropher Pilz . . . . .	89
110. Satellitismus zwischen <i>Phycomyces</i> und <i>Penicillium</i> . . . . .	89
111. Künstliche Symbiose zwischen <i>Mucor Ramannianus</i> und <i>Rhodotorula rubra</i> . . . . .	90
<b>IX. Morphosen.</b>	
A. Photomorphosen . . . . .	91
112. Etiollement . . . . .	91
a) Etiollement dikotyler Keimlinge . . . . .	91
b) Etiollement monokotyler Keimlinge . . . . .	91
c) Etiollement einer Rosettenpflanze . . . . .	92
d) Etiollement eines Basidiomyceten . . . . .	92
113. Entwicklung von Pflanzen bei verschiedenfarbigem Licht . . . . .	93
a) Dikotyle Keimlinge . . . . .	93
b) Entwicklungsänderung eines Basidiomyceten in verschiedenfarbigem Licht . . . . .	93
114. Anatomische Untersuchung etiolierter Keimpflanzen . . . . .	93
115. Austreiben schlafender Augen am Licht . . . . .	94
116. Lichtintensität und Fertilität der Laubmoose . . . . .	94
117. Bedeutung der Lichtintensität für die Blattgestalt von <i>Campanula rotundifolia</i> . . . . .	94
B. Hygro- und Chemomorphosen . . . . .	95
118. Änderung der Blattgestalt bei Kultur der Pflanze im wasserdampfgesättigten Raum . . . . .	95
119. Anatomie des Sonnen- und Schattenblattes . . . . .	95
120. Verkleinerung des Interzellularvolumens der Blätter durch teilweise Unterbindung der Leitungsbahnen . . . . .	96
121. Land- und Wasserform des Tausendblattes . . . . .	96
122. Entstehung von Seitenwurzeln im wasserdampfgesättigten Raum . . . . .	96
123. Entstehung von Kümmerformen bei Nährstoffmangel im Boden . . . . .	97
124. Sterile Riesenformen des Getreides . . . . .	97
125. Erzeugung von Riesenzellen bei Mucoraceen durch Säuren . . . . .	98
126. Septierung des Mycels von <i>Mucor racemosus</i> nach Steigerung der Konzentration in der Nährlösung . . . . .	98
C. Thigmo- und andere Morphosen . . . . .	99
127. Ausbildung von Haftballen beim wilden Wein . . . . .	99
128. Thigmomorphose etiolierter Basidiomyceten . . . . .	99
129. Wirkung geringer Agarmengen auf das Wachstum und die Wuchsform von <i>Aspergillus niger</i> . . . . .	99
130. Blattgestalt beim Efeu . . . . .	100
131. Epi- und Hypotropie der Zweige . . . . .	101

D. Einwirken des Äthylens auf die Entwicklung der Pflanze . . .	101
132. Einfluß des Äthylengases auf das Längen- und Dickenwachstum von Leguminosenkeimlingen . . . . .	101
133. Analyse der Äthylenwirkung . . . . .	103
134. Einfluß des Äthylens auf das Wurzelwachstum . . . . .	103
135. Epinastische Bewegungen unter dem Einfluß von Äthylen . . . . .	103
136. Einfluß des Äthylengases auf den Blattabfall bei Mimosen . . . . .	103

**X. Physiologie des aktiven Ruhezustandes und der Resistenz.**

137. Abhängigkeit der Temperaturresistenz vom Quellungsgrad . . . . .	105
138. Resistenz feucht und trocken gelagerter Samen gegen hohe Temperaturen . . . . .	105
139. Kälteresistenz quellender und lufttrockener Samen . . . . .	105
140. Zellphysiologie der kälteresistenten Pflanzen . . . . .	106
141. Erfrieren von Pflanzen oberhalb des Nullpunktes . . . . .	107
142. Atmungsintensität ruhender und quellender Samen . . . . .	107
143. Sauerstoffbedürfnis ruhender und gequollener Samen . . . . .	107
144. Aktive Ruheperiode der Kartoffelknolle . . . . .	108
145. Verkürzung des aktiven Ruhezustandes der Kartoffel durch Einwirken niedriger Temperaturen . . . . .	108
146. Notwendigkeit des Kälteeinflusses zur Überwindung des aktiven Ruhezustandes . . . . .	108
147. Fröhrtreiben von Maiglöckchen . . . . .	108
148. Fröhrtreiben von Blüten ruhender Zweige . . . . .	109
a) Warmbadbehandlung . . . . .	109
b) Äthermethode . . . . .	109
c) Rauchverfahren . . . . .	109
149. Künstliche Verlängerung der Ruheperiode durch Mangel an Wärme . . . . .	109
150. Künstliche Verlängerung der Ruheperiode durch Fehlen des Lichtes . . . . .	110

**Anhang mit praktischen Hinweisen.**

1. Allgemeine Arbeitsregeln für das physiologische Arbeiten . . . . .	111
2. Nährlösungen und Bezugsquellen für Algen . . . . .	114
3. Nährlösungen und Bezugsquellen für Pilze und Hefen . . . . .	114
4. Kultur und Bezugsquellen von höheren Pflanzen . . . . .	115
5. HOAGLANDSche A—Z-Lösung . . . . .	119
6. Sterilisieren der Nährlösungen . . . . .	119
7. Agar als Nährboden . . . . .	120
8. Impfen unter sterilen Bedingungen . . . . .	121
9. Sterilisieren von Samen bei Erhaltung ihrer Keimkraft . . . . .	122
10. Vermeidung von Verpilzungen durch Nelkenöl . . . . .	122
11. Abwägen kleinster Gewichtsmengen . . . . .	122
12. Herstellung von Wuchsstofflösungen . . . . .	123
13. Herstellung einer Wuchsstoffpaste . . . . .	123
14. Herstellen von Kältemischungen . . . . .	124
15. Relative Dampfspannung über Schwefelsäure-Wasser-Gemischen . . . . .	124
16. Herstellung von Rußparaffin als Markierungsflüssigkeit . . . . .	124
17. Alkalische Pyrogallol-Lösung zur Absorption von Sauerstoff . . . . .	125
18. Kultur im hängenden Tropfen . . . . .	125
19. Feuchte Kammer zum Beobachten des Wurzelwachstums . . . . .	125
20. Lichtthermostat . . . . .	127
21. Laboratoriumstische . . . . .	128
Verzeichnis der Versuchspflanzen . . . . .	129
Sachverzeichnis . . . . .	132

## Einführung in das Praktikum.

Das vorliegende Büchlein soll eine allgemeine Übersicht über die Physiologie der vegetativen Phase der Pflanzenentwicklung in praktischen Übungen geben.

Dazu habe ich das Gebiet in folgende Kapitel unterteilt: I. Keimung, II. Längenwachstum und die Streckungswuchsstoffe, III. Physiologie der Bioswuchsstoffe und des Vitamins B<sub>1</sub>, IV. Wundhormone, Polyploidie und Organkultur, V. Restitution und Pfropfungen, VI. Polarität, VII. Korrelationen, VIII. Symbiose und Parasitismus, IX. Morphosen, X. Physiologie des aktiven Ruhezustandes und der Resistenz. Damit ist die Entwicklung der Pflanze vom Samen zum ausdifferenzierten Organismus in ihren wesentlichen Stationen, allerdings unter Ausschluß der reproduktiven Phase, dargestellt.

In jedem Kapitel sind die Versuche so weit wie möglich nach systematischen Gesichtspunkten geordnet. Wie das Inhaltsverzeichnis weiter zeigt, ist die Zusammenstellung so reichhaltig, daß der Praktikumsleiter nach Belieben ihm besonders lehrreich erscheinende Experimente auswählen kann und nicht gezwungen ist, stets die gleichen Versuche durchführen zu lassen. Da die sog. „Wirkstoffe“ heute vor allem interessieren und dieses Gebiet der Entwicklungsphysiologie wissenschaftlich vordringlich bearbeitet wird, habe ich hier absichtlich derartige Versuche sehr zahlreich zusammengestellt, ohne dabei aber die „alten“ Versuche über die Korrelation und Morphosen zu vernachlässigen.

Zu jedem Versuch ist eine möglichst eingehende Beschreibung der Methodik gegeben, die genauestens beachtet werden muß. So finden sich in der Beschreibung der Versuche stets Angaben über günstige Objekte, deren Organe und Alter, über Anzucht und Kultur, über Versuchsdauer u. a. Sind in einem Versuch mehrere Objekte genannt, so aus dem Grunde, um eine größere Auswahl zu erlauben. Wenn möglich, soll der Praktikant alle Objekte heranziehen, um so das experimentelle Ergebnis auf breitere Basis stellen zu können.

Für die Pflanzennamen habe ich neben den gebräuchlichen deutschen stets die lateinischen Bezeichnungen nach der neuesten Nomenklatur,

wie sie von R. MANSFELD im „Verzeichnis der Farn- und Blütenpflanzen des Deutschen Reiches“, Jena 1940, gegeben wurde, angeführt.

Um unnötige Wiederholungen technischer Hinweise usw. zu ersparen, wird in den betreffenden Versuchen auf frühere verwiesen. Dort, wo die Darstellung der Methodik einen breiteren Raum beansprucht, wie z. B. bei der Keimung, Extraktion und Test der Zellstreckungs- und Bioswuchsstoffe, finden sich je ein oder mehrere allgemein methodische Versuche am Anfang der betreffenden Kapitel. Diese sollen es auch dem Praktikanten ermöglichen, aus sich heraus experimentell an Fragen heranzutreten, die entweder in diesem Praktikum nicht behandelt wurden oder überhaupt noch nicht untersucht sind.

Dem eigentlichen Praktikum angeschlossen ist ein Kapitel mit einer Zusammenstellung verschiedener praktischer Hinweise, wie Angaben über die Sterilisation von Nährböden, die Zusammenstellung von häufig angewandten Nährlösungen, die Konstruktion von Apparaten, die wir für die Durchführung des Praktikums unbedingt benötigen, u. a. Dieses Kapitel soll vor der Benutzung des Praktikums durchgesehen werden. Im Text wird sicherheitshalber aber bei den einzelnen Versuchen nochmals darauf hingewiesen.

Zur Erleichterung des experimentellen Arbeitens sind solche Versuche, die sachlich nicht unmittelbar zusammengehören, im Text also nicht direkt aufeinander folgen, dennoch aber aus praktischen Erwägungen gleichzeitig angesetzt werden können, durch einen Hinweis miteinander verknüpft.

Am Schluß einer jeden Versuchsbeschreibung ist das zu erwartende Ergebnis kurz angedeutet. Auf genaue zahlenmäßige Angaben habe ich absichtlich verzichtet. Da dies Büchlein nur ein Praktikum und kein Lehrbuch darstellen soll, mußte auch eine eingehende theoretische Ausdeutung der Versuche unterbleiben. Um diese jedoch jedem zu ermöglichen, findet sich bei den Versuchen, die es nötig erscheinen lassen, ein Literaturhinweis, der im allgemeinen auf die letzte oder wichtigste Arbeit, in der die in dem Versuch erörterte Frage behandelt ist, hinweist. —

Spezielle Lehrbücher der Entwicklungsphysiologie der Pflanze, in denen die hier erörterten Fragen theoretisch zusammenhängend behandelt werden, gibt es zur Zeit noch nicht. Angekündigt sind Lehrbücher der Entwicklungsphysiologie der Pflanze von FR. v. WETTSTEIN (Springer-Verlag) und G. MELCHERS (Sammlung Göschen). Als Lehrbücher der allgemeinen Pflanzenphysiologie, in denen auch die Entwicklungsphysiologie, allerdings immer nur sehr kurz und zum Teil auch nicht dem heutigen Stand der Wissenschaft entsprechend, dargestellt ist, wären zu empfehlen: BENECKE-JOST: Pflanzenphysiologie, Bd. 2. Jena 1923. — BOYSEN-JENSEN: Die Elemente der Pflanzenphysiologie. Jena 1939. —

KOSTYTSCHEW, S.: Lehrbuch der Pflanzenphysiologie, Bd. 2, von F. A. F. C. WENT. Berlin 1931. — STRASBURGER usw.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. Jena 1939.

Spezialfragen sind in folgenden Büchern zusammenhängend dargestellt: LEHMANN u. AICHELE: Keimungsphysiologie der Gräser. Stuttgart 1931. — BOYSEN-JENSEN: Die Wuchsstofftheorie. Jena 1935. — SCHLENKER: Die Wuchsstoffe der Pflanzen. München 1937.

Des weiteren verweise ich auf die Artikel im „Handwörterbuch der Naturwissenschaften“, 1. und 2. Auflage, vor allem aber auf das Kapitel: „Entwicklungsphysiologie“ in Fortschr. Bot. ab 1931, in dem jährlich die wichtigsten Arbeiten auf diesem Gebiet zusammenhängend referiert werden.

## I. Keimung.

### A. Keimfähigkeit.

Der lufttrockene Same stellt einen Ruhezustand der Pflanze dar, in dem der Organismus noch weitgehend undifferenziert, aber in voller Entwicklungspotenz vorliegt. Wenn sämtliche Lebensvorgänge in diesem Entwicklungsstadium auch noch zu fehlen scheinen, so lebt der Same dennoch.

Die Entwicklungsfähigkeit ist in einem Samen aber nicht immer gleich groß. Nach seiner Ausbildung muß er zunächst voll ausreifen, um keimen zu können (Versuch 2), dann nimmt die Keimfähigkeit mit dem Alter aber ständig ab (Versuch 3). In der Praxis ist weiter darauf zu achten, daß die Vitalität der Samen durch zu hohe relative Feuchtigkeit im Lagerraum (Versuch 4) und durch höhere Trockentemperatur (Versuch 5) nicht gemindert wird.

Um die Entwicklungsmöglichkeit, also die Keimfähigkeit, oder auch nur die Vitalität der verschiedenen Samen zu bestimmten Zeiten zuverlässig ermitteln zu können, sind die in Versuch 1a, b dargestellten amtlichen Keimprüfungsbestimmungen herausgegeben worden.

#### Versuch 1. Keimprüfung.

a) **Amtliche Keimprüfungsbestimmungen.** Zur Prüfung des Saatgutes auf seine Keimungseigenschaften entnehmen wir von verschiedenen Stellen und aus verschiedener Tiefe der Gesamtmenge 20 gleich große Proben. Bei unseren Getreidearten sollen die einzelnen Proben 10 g, also die Gesamtprobe 200 g, bei kleineren Samen entsprechend weniger, bei größeren entsprechend mehr betragen.

Von diesem Untersuchungsmaterial bestimmen wir zunächst den Reinheitsgrad, und zwar getrennt für artfremde Bestandteile (Kultur- und Unkrautsamen, Sand, Erdbrocken) und arteigene Bestandteile (Spreu und Schmachtkörner = taube, ausgefressene oder ausgewachsene sowie äußerlich verletzte und dadurch keimunfähige Samen bzw. Früchte).

Die Bestimmung der Keimfähigkeit erfolgt an dem von den artfremden und arteigenen Bestandteilen abgetrennten, also gereinigten Saatgut in mindestens 4 Keimbetten an je 100 Samen. Bei großen Samen, z. B. *Zea Mays*, genügen viermal 50 Körner. Die Samen und Früchte dürfen beim Abzählen in keiner Weise ausgelesen werden. Das im allgemeinen nicht vorgequollene Saatgut bringen wir nun in folgende vorgeschriebene Keimbetten:

1. Starkes Filtrierpapier (kleine Samen von Gewürz- und Heilkräutern).
2. Reiner Quarzsand (Getreide, größere Leguminosen, Runkel- und Zuckerrüben).
3. Schälchen aus unglasiertem Ton (Gräser, Blumensamen und Klee).
4. Erde (*Collinsia*, *Iberis*, *Myosotis* u. a.).

Das Keimsubstrat wird mit reinem Brunnen-, Leitungs- oder Quellwasser angefeuchtet. Auf Sand und Erde ausgelegte Samen drücken wir etwas in das Substrat ein.

Stark quellende Samen müssen während der Quellung reichlich mit Wasser versorgt werden, danach aber gleich allen anderen Samen in einem wasserdampfgesättigten Raum weiter kultiviert werden. Zu große Feuchtigkeit ist im allgemeinen schädlich. Benutzen wir Filtrierpapier als Keimbett, so muß meistens etwas mehr Wasser hinzugegeben werden als zu Sand. Das Keimbett wird mit einer Glasscheibe abgedeckt, dennoch soll aber stets ein Luftzutritt möglich sein.

Die Keimtemperaturen liegen im allgemeinen bei  $15 \cdots 20^{\circ}$ . Für einzelne Samen sind Temperaturen von  $8 \cdots 12^{\circ}$  vorgeschrieben. Bei einigen anderen wirken auch Wechseltemperaturen von 6 Stunden täglich bei  $30^{\circ}$  und 18 Stunden bei  $20^{\circ}$  günstig, so vor allem für nicht nachgereifte Getreidearten. Für fast alle Gräser ist es vorteilhaft, die Temperaturen über Nacht auf  $+10^{\circ}$  absinken zu lassen.

Die Keimprüfungen führen wir bei den meisten Samen in beschränktem Tageslicht durch.

Nach dem Auslegen der Samen bzw. Früchte in das Keimbett setzt nach bestimmter Zeit die Keimung ein. „Als gekeimt gilt jeder Same, der normale Keime und Keimwurzeln ausgebildet hat.“ Als Keimfähigkeit wird der innerhalb eines bestimmten Zeitraumes eingetretene Prozentsatz an gekeimten Samen oder Früchten bezeichnet. Dieser Zeitraum ist so bemessen, daß nach seinem Verstreichen mit keiner weiteren Keimung gerechnet werden kann. Vordem ermitteln wir an Hand der Keimprozente wieder zu einem bestimmten Zeitpunkt die Keimschnelligkeit (= Keimenergie).

Die Keimschnelligkeit und -fähigkeit einiger wichtiger Samen bestimmen wir an folgenden Tagen:

	Bestimmung der			Bestimmung der	
	Keim- schnelligkeit	Keim- fähigkeit		Keim- schnelligkeit	Keim- fähigkeit
	nach Tagen			nach Tagen	
<i>Antirrhinum</i> . . . . .	5	10···21	<i>Melilotus</i> . . . . .	4	10
<i>Avena</i> . . . . .	4	10	<i>Mirabilis</i> . . . . .	—	10
<i>Beta</i> . . . . .	7	14	<i>Nicotiana</i> . . . . .	5	14
<i>Cannabis</i> . . . . .	6	14	<i>Oenothera</i> . . . . .	—	14
<i>Cucumis</i> . . . . .	5	14	<i>Papaver</i> . . . . .	3	10
<i>Cucurbita</i> . . . . .	5	14	<i>Secale</i> . . . . .	3	10
<i>Fagopyrum</i> . . . . .	4	10	<i>Sinapis</i> . . . . .	3	10
<i>Helianthus</i> . . . . .	4	10	<i>Trifolium</i> . . . . .	3	10
<i>Hordeum</i> . . . . .	3	10	<i>Triticum</i> . . . . .	3	10
<i>Lens</i> . . . . .	4	10	<i>Tropaeolum</i> . . . . .	5	14
<i>Lepidium</i> . . . . .	4	10	<i>Vicia Faba</i> . . . . .	4	10
<i>Linum</i> . . . . .	3	10	<i>V. sativa</i> . . . . .	4	10
<i>Lupinus</i> . . . . .	4	10	<i>V. villosa</i> . . . . .	7	21
<i>Medicago</i> . . . . .	4	10	<i>Zea Mays</i> . . . . .	4	14

Die Keimenergie und -fähigkeit erhalten wir als Mittelwerte aus je 4 Versuchen. In den Einzelversuchen sind bei hoher Keimfähigkeit des Saatgutes Abweichungen bis zu 10%, bei Saatgut mit einer Keimfähigkeit von 50% solche bis zu 15% im Maximum gestattet.

Für die Bestimmung der Triebkraft aller Samen außer denen der Koniferen wenden wir die HILTNERsche Ziegelgrusmethode an. Ein Zinkkasten mit einer Grundfläche von 100 cm<sup>2</sup> und 8 cm Höhe wird mit 275 g sterilem Ziegelgrus (Korngröße 2···3 mm) und 62,5 cm<sup>3</sup> Wasser beschickt. Auf den angefeuchteten Grus legen wir je 100 Samen bzw. Früchte aus und überdecken diese dann mit der gleichen Menge des angefeuchteten Substrates. Wir halten dann die Kästen 14 Tage lang in einem verdunkelten Raum bei Zimmertemperatur.

Für die amtliche Prüfung des Saatgutes ist außerdem die Untersuchung folgender Punkte vorgeschrieben: Bestimmung des Tausendkorn- und des Volumengewichtes, der Korngrößenverhältnisse, der Mehligkeit und des Spelzengehaltes, der Echtheit bzw. Sortenreinheit, der Herkunft, des Gesundheitszustandes und des Wassergehaltes.

EGGEBRECHT, H.: Die Untersuchung von Saatgut. Neumann, Neudamm 1941. — Vgl. auch ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Teil XI, 2a, S. 719.

**b) Schnellprüfung auf die Vitalität und die Keimfähigkeit von Samen durch Behandlung mit Tellursalzen.** Eine Probe der zu untersuchenden Samen legen wir für 24 Stunden in Leitungswasser. Ist die Samenschale dick und somit für die Chemikalien impermeabel, präparieren wir sie ab oder verletzen sie an mehreren Stellen. Darauf übergießen wir die Samen in einer Petrischale mit einer 1proz. Telluritlösung und lassen sie einen Tag lang bei 18° darin liegen.

Nach dieser Behandlung stellen wir fest, daß die Embryonen der lebens- und keimfähigen Samen dunkelblau bis schwarz gefärbt sind, die der toten dagegen keine bis schwachgraue Färbung zeigen. Auf diese Weise ist eine schnelle Bestimmung der Lebensfähigkeit der Samen möglich. Wollen wir den nach dieser Methode ermittelten

Prozentsatz der lebensfähigen Samen mit dem der wirklich keimfähigen vergleichen, so legen wir eine weitere Samenprobe auf angefeuchtetem Filtrierpapier aus und bestimmen die Keimzahlen (vgl. Versuch 1a).

Entspelzte und quer durchschnitten, 2·3 Jahre alte Karyopsen von Hafer, Weizen und Roggen sind für diese Versuche sehr gut geeignet. Steht kein Samenmaterial mit geringer Keimfähigkeit zur Verfügung, erhalten wir diese künstlich durch Lagerung der Samenprobe für 1·2 Monate in einem sauerstofffreien Raum (s. Versuch 143) oder kurzes Überbrühen der Samen mit kochendem Wasser.

Die Tellurreaktion beruht darauf, daß Enzyme der lebenden Zelle das Tellurit zum metallischen Tellur reduzieren. Mit dem Absterben der Keime werden diese Enzyme funktionsunfähig. — Wie das Tellursalz wird auch das entsprechende Selensalz in der lebenden Zelle reduziert. Allerdings ist die Rotfärbung im allgemeinen weniger deutlich zu erkennen, jedoch scheinen die mit dem Selensalz gewonnenen Ergebnisse besser den tatsächlichen Keimprozenten zu entsprechen. Für die amtliche Prüfung von Saatgut auf dessen Vitalität ist das „Natriumbiselenit für Samenprüfung“ von der Firma E. Merck, Darmstadt, vorgeschrieben.

HASEGAWA, K.: Jap. J. of Bot. 8, 1 (1937). — EIDMANN, E.: Forschungsdienst 3, 448 (1937). — THOMAS, B.: Z. ges. Getreidewes. 25, 133 (1938).

**Versuch 2. Einfluß des Nachreifegrades auf die Keimfähigkeit.** Wir bestimmen die Keimfähigkeit und Keimenergie (Versuch 1a) frisch geernteter, noch nicht voll ausgereifter Früchte von *Zea Mays* oder anderen Getreidearten und Samen anderer Pflanzen. Ein bis zwei Monate später wiederholen wir den Versuch mit dem nun getrockneten und abgelagerten Material und stellen fest, daß die Keimfähigkeit inzwischen bedeutend gesteigert, die Keimzeit aber herabgesetzt ist.

**Versuch 3. Keimfähigkeit von Samen verschiedenen Alters.** In Petrischalen auf angefeuchtetem Filtrierpapier legen wir je 200 Samen jeweils gleicher Art und Abstammung, aber möglichst verschiedenen Alters aus. Wir verwenden zu diesen Versuchen Samen und Früchte verschiedener

Getreidearten (Keimfähigkeit 2·4 Jahre), von unseren

Gemüse- und Gewürzpflanzen: Zwiebel u. a. Laucharten, Melde, Majoran, Thymian, Portulak, Mohn (Keimfähigkeit 1·3 Jahre), Kohl, Spinat, Senf, Bohnen, Erbsen, Linsen, auch Mimosen (Keimfähigkeit 5·8 Jahre), von unseren

Nadelhölzern<sup>1</sup>: *Juniperus*, *Taxus* (Keimfähigkeit ein halbes Jahr), *Abies*, *Cupressus*, *Biota* (1 Jahr Keimfähigkeit), *Picea*, *Larix*, *Pinus* (3·4 Jahre Keimfähigkeit), und schließlich von den

Laubbäumen: Weide (1 Woche Keimfähigkeit), Roßkastanie, Ulme (ein halbes Jahr Keimfähigkeit), Birke, Weiß- und Rotbuche, Eiche, Esche, Linde (1 Jahr Keimfähigkeit) und Robinie (2 Jahre Keimfähigkeit).

**Versuch 4. Beeinflussung der Keimfähigkeit durch Lagerung von Samen im wasserdampfgesättigten Raum.** Mehrere gut keimfähige

<sup>1</sup> Um die Samen der Nadelhölzer schneller zum Keimen zu bringen, ritzen wir die Samenschalen mit einer scharfen Nadel an.

Getreidearten lagern wir für fünf, vier, drei, zwei und einen Monat bei Zimmertemperatur in einem wasserdampfgesättigten Raum und bestimmen nach Ablauf dieser Zeit den Keimungsverlauf wie die Keimfähigkeit der Karyopsen.

Führe zu diesen Versuchen je eine Kontrolle mit den gleichen Getreidearten durch, die in der entsprechenden Zeit in einem luft-trockenen Raum aufbewahrt wurden.

Wir stellen fest, daß die Keimfähigkeit der Samen nach Lagerung in einem wasserdampfgesättigten Raum je nach der Versuchsdauer bedeutend nachläßt.

**Versuch 5. Einfluß der Trockentemperatur auf die Keimfähigkeit von feucht gelagerten Samen.** Verschiedene Getreidearten lagern wir 14 Tage lang in einem wasserdampfgesättigten Raum, trocknen dann je eine Probe von 200 Karyopsen während 24 Stunden bei 20°, 30°, 40°, 50°, 60°, 70°, 80° in einem Thermostaten. Bestimme nun die Keimfähigkeit der verschiedenen Proben, und vergleiche sie mit der unbehandelten Getreidekörner.

Das Trocknen feucht gelagerter Samen bei höheren Temperaturen erniedrigt die Keimfähigkeit der Samen sehr.

## B. Fermentaktivierung während der Keimung.

Mit der Einleitung der Keimung müssen die im Samen gespeicherten Reservestoffe mobilisiert werden (Versuch 9a...c), damit der ernährungsphysiologisch zunächst noch nicht selbständige Keimling die nötigen Aufbaustoffe erhält. Zum Abbau der Reservestoffe ist aber zunächst die Aktivierung der Fermente nötig (Versuch 8). Im Zusammenhang damit stehen interessante zytologische Veränderungen in bestimmten Zellen der Getreidekörner, die uns zeigen, daß diese Zellen bei der Einleitung der Keimung zu Drüsenzellen werden (Versuche 6, 7).

**Versuch 6. Zytologische Veränderung der Scutellum-Zellen während der Keimung.** Durch den Embryo eines Weizenkorns, das 1...2 Stunden vor der Präparation in Wasser eingequollen wurde, um so das Schneiden zu erleichtern, stellen wir uns einen medianen Längsschnitt her und zeichnen bei stärkerer Vergrößerung möglichst

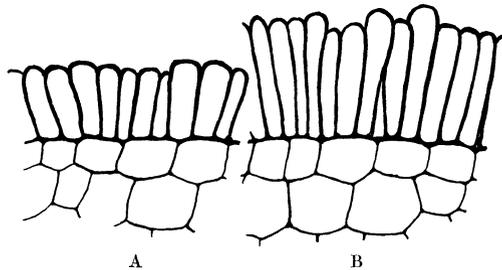


Abb. 1. Schnitt durch das Scutellum ungequollener (A) und gequollener (B) Weizenkörner. Zu Versuch 6. (Orig.)

mit Hilfe eines Zeichenapparates einige Zellen aus dem Scutellum

heraus. Einen entsprechenden Schnitt führen wir durch ein Weizenkorn, bei dem die Keimung bereits eingeleitet ist, und zeichnen auch hier Zellen des Scutellums. Vergleiche nun in beiden Darstellungen Länge und Breite der Zellen aus dem Schildchen (Abb. 1).

SACHS, J.: Bot. Ztg. 20, 145 (1862). — MATLAKOWNA, M.: Anz. Akad. Wiss. Krakau, math.-naturwiss. Kl., Reihe B 1912, 405.

**Versuch 7. Zytologische Veränderung in der Aleuronschicht während der Keimung.** Wir stellen uns dünne Querschnitte durch das Endosperm 1···2 Stunden vor der Präparation zur Erleichterung der Schnittführung mit Wasser infiltrierter Weizenkörner her und zeichnen bei stärkerer Vergrößerung einige Zellen der Aleuronschicht heraus. Diese sind mit zahllosen kleinen Aleuronkörnern vollgepfropft. Vom Protoplasten und einem Zellkern können wir am ungefärbten Präparat nichts erkennen.

Nun vergleichen wir dieses Bild mit dem der Aleuronzellen aus einem Weizenkorn, bei dem die Keimung bereits weitgehend eingeleitet ist und die Würzelchen wie die Primärblätter schon vor mindestens 12 Tagen hervorbrachen. In diesen Zellen finden wir keine oder nur sehr wenige Aleuronkörner, dafür stellen wir dort aber einen dicken Protoplasmaschlauch mit einem großen Zellkern fest, zwei Tatsachen, die darauf hinweisen, daß die Aleuronzellen während der Keimung zu Drüsenzellen umgebildet wurden.

HABERLANDT, G.: Physiologische Pflanzenanatomie. Die Sekretionsorgane und Exkretbehälter.

**Versuch 8. Amylasegehalt ruhender und gequollener Samen.** In 3 Petrischalen gießen wir bis zu einer Höhe von 2···3 mm Stärke-Agar aus, den wir nach folgenden Angaben zubereiten: 2 g Agar werden in 100 cm<sup>3</sup> Wasser durch Erwärmen auf einem Wasserbad gelöst. Dazu geben wir 10 cm<sup>3</sup> einer Stärkelösung, die wir gewinnen, indem wir 1 g Kartoffelstärke in 15 cm<sup>3</sup> kaltem Wasser aufschwemmen und dann langsam in 85 cm<sup>3</sup> heißes Wasser gießen.

Ist der Agar in den Schalen erstarrt, legen wir darauf in der ersten Schale ungequollene, in der zweiten mehrere Tage vordem eingequollene, halbierte Maiskörner mit ihren Schnittflächen nach unten aus. Auf den Agar in der dritten Schale träufeln wir einige Tropfen einer 1proz. AmylaseLösung. Die Petrischalen werden nun bei 5···10<sup>0</sup> unter einen Glassturz neben ein kleines, offenes Gefäß mit Nelkenöl gestellt, um die Entwicklung von Schimmelpilzen und Bakterien zu verhindern (s. Anhang S. 122).

Zwei bis drei Tage nach dem Ansetzen der Versuche nehmen wir aus den beiden Schalen die Maiskörner heraus und tupfen von der dritten die Tropfen der AmylaseLösung mit Filtrierpapier ab. Nun übergießen wir den Agar der 3 Schalen mit einer verdünnten Jod-Jodkalium-

Lösung. An den Stellen, wo Amylase auf die Stärke einwirken konnte, wurde diese während der Versuchszeit zu Zuckern abgebaut. Diese Stellen bleiben daher nach der Jod-Jodkalium-Behandlung ungefärbt, während sich die gesamte andere Fläche tiefblau anfärbt.



Abb. 2. Diffusion von  $\alpha$ - und  $\beta$ -Amylase in Stärke-Agar. Zu Versuch 8. (Orig.)

Beachte auch die den LIESEGANGSchen Ringen ähnlichen Zonen, die vor allem nach längerem Einwirken des Enzyms in dem gefärbten Stärke-Agar in der Umgebung der Ausgangszentren der Fermente deutlich zu erkennen sind und auf das Vorhandensein von mindest zwei verschiedenen Amylasen, der  $\alpha$ -Amylase (Dextrinierungsamylase) und der  $\beta$ -Amylase (Verzuckerungsamylase) hinweisen (Abb. 2).

KLINKENBERG, G. A. VAN: Proc. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam **34**, 893 (1931).

### Versuch 9. Mobilisierung der Reservestoffe während der Keimung.

a) Mobilisierung der Stärke während der Keimung. Wir untersuchen und zeichnen die Stärkekörner aus dem Endosperm ungequollener Weizenkörner und vergleichen sie mit denen aus dem milchigen Saft von 10...14 Tage alten Keimlingen. Während der Keimung wird die Stärke „korrodiert“, d. h. von bestimmten Stellen ausgehend zu Zucker abgebaut.

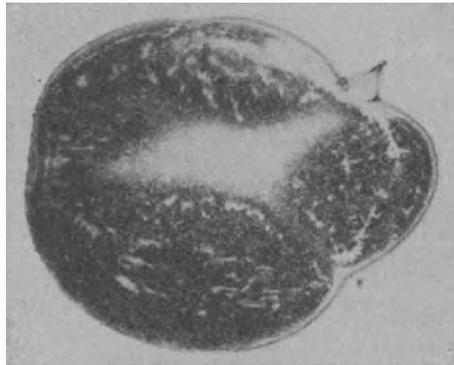


Abb. 3. Querschnitt durch eine treibende Kartoffelknolle nach Behandlung der Schnittfläche mit Jod-Jodkalium. Zu Versuch 9 b. (P. METZNER, Orig.)

b) Mobilisierung der Reservestärke in einer treibenden Kartoffelknolle. Wir schneiden eine Kartoffelknolle, die ihre Ruheperiode abgeschlossen und die ersten Stolonen bereits getrieben hat, mit einem Messer der Länge nach durch. Den Schnitt führen wir so, daß er mehrere „Augen“ trifft. Nun übergießen wir die Schnittfläche, nachdem wir sie unter der Wasserleitung kräftig abgespült haben, mit einer verdünnten Jod-Jodkalium-Lösung und stellen dann fest, daß die Blaufärbung des Gewebes in der Umgebung der Augen und Leitbündel unterbleibt, daß hier also die Stärke bereits mobilisiert wurde (Abb. 3).

Dieser an sich sehr demonstrative Versuch gelingt allerdings nicht mit jeder Kartoffelsorte.

Dieser an sich sehr demonstrative Versuch gelingt allerdings nicht mit jeder Kartoffelsorte.

e) Mobilisierung der Reserve-Hemizellulose während der Keimung. Wir fertigen uns mikroskopische Schnitte durch die Kotyledonen von *Lupinus albus*, die einen Tag in Wasser gequollen sind, an und färben

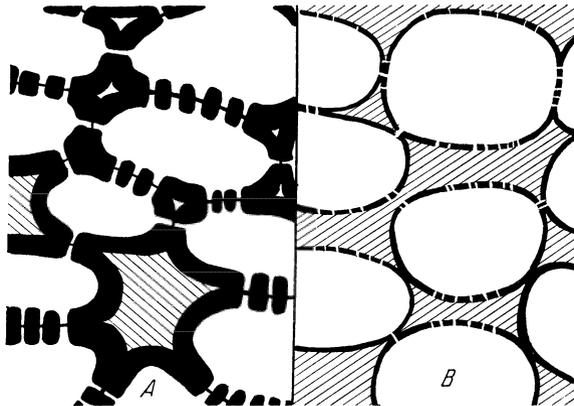


Abb. 4. Querschnitt durch ein Keimblatt von *Lupinus albus*. A. aus einem Samen, B. von einem 3 Wochen alten Keimling. Zu Versuch 9 c. (Orig.)

diese mit Jod-Jodkalium. Es treten die Membranverdickungen deutlich hervor, die Hemizellulose enthalten (Abb. 4 A).

Zum Vergleich behandeln wir Schnitte durch die Kotyledonen 2···3 Wochen alter Keimlinge mit Jod-Jodkalium und stellen hier fest, daß die Membranen bedeutend dünner geworden sind, die Hemizellulosen während der Keimung also abgebaut wurden (Abb. 4 B).

Andere sehr günstige Objekte zur Demonstration des Abbaues der Reserve-Hemizellulose während der Keimung sind *Impatiens Balsamina* und *Tropaeolum maius*.

### C. Keimungsbedingungen.

Zur Einleitung der Keimung sind bei vielen Samen nicht allein die Aufnahme von Wasser (Versuch 10 a···c) und Sauerstoff (Versuch 11 a, b) bei optimaler Keimungstemperatur (Versuch 12) erforderlich, sondern auch das Einwirken von Kälte (Versuch 13) und Licht bzw. Dunkelheit (Versuch 14 a···f). Weitere Versuche haben gezeigt, daß in verschiedenen Samen keimungshemmende Systeme enthalten sind, die vor Einleitung der Keimung überwunden werden müssen (Versuch 15 a···e). Da die Keimfähigkeit und -energie eines Saatgutes oft sehr gering sind, haben sich viele Untersuchungen damit beschäftigt, die Keimung zu stimulieren. Einige derartige Bemühungen sind in Versuch 16 a···d dargestellt.

**Versuch 10. Wasseraufnahme während der Quellung von Samen.**

a) **Gravimetrische Bestimmung.** 50 Erbsenkörner wägen wir im lufttrockenen Zustande und wiederholen die Wägung nach 1-, 2-, 4-, 6-, 12- und 24stündiger Quellung. Vor jeder Wägung müssen die Samen mit Filtrierpapier von dem anhaftenden Wasser befreit werden. Trage die gefundenen Werte für die Gewichtszunahme in Abhängigkeit von der Quellungszeit auf.

b) **Volumimetrische Bestimmung.** Gleiche Gewichtsmengen von Erbsensamen geben wir in 2 Messuren. Die Samen aus dem einen Gefäß werden dann einen Tag lang zum Quellen in eine flache Schale mit Wasser gelegt, dann wird das Wasser abgegossen und die Erbsen werden nach kurzem Abtrocknen zwischen Filtrierpapier in die Messur zurückgegeben. Darauf überschütten wir die Samen in beiden Meßzylindern mit einer bestimmten Menge Xylol oder Benzol und bestimmen das Gesamtvolumen von Erbsen + Benzol in Kubikzentimetern. Subtrahieren wir nun von diesen Zahlen jeweils die Anzahl der Kubikzentimeter Benzol, die wir zu den Erbsen gaben, dann erhalten wir das Volumen der gequollenen bzw. der lufttrockenen Samen. Die Differenz dieser beiden Werte gibt uns die Volumenzunahme der Samen während der 24stündigen Quellung an. Drücke den Wert in Prozent des Anfangsgewichtes aus.

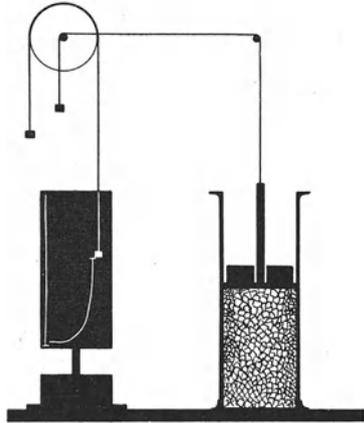


Abb. 5. Bestimmung des Quellungsverlaufes von Samen mit Hilfe eines Auxanographen. Zu Versuch 10 c. (Orig.)

c) **Bestimmung des Quellungsverlaufes.** Ein dickwandiger Glaszylinder wird zu einem Drittel mit Erbsen gefüllt. Dann stellen wir auf die Samen einen mit einem Bleiring beschwerten Stempel, der der Innenwand des Zylinders locker anliegt. An dem Stempel befestigen wir einen Faden mit Gegengewicht und Schreiber, der zu der Aufhängevorrichtung eines Auxanographen (8-Tage-Werk) führt. Ist die Apparatur an einem erschütterungsfreien Ort aufgebaut, geben wir in den Zylinder reichlich Wasser und stellen nach 8 Tagen den Quellungsverlauf fest (Abb. 5).

Der Schreiber hat in dieser Zeit eine S-Kurve auf das berußte Glanzpapier (s. S. 23) der Auxanographentrommel aufgezeichnet.

**Versuch 11. Notwendigkeit des Sauerstoffes zur Keimung.**

a) **Keimung unter Sauerstoffabschluß.** In einem Raum, der durch eine alkalische Pyrogallollösung (s. Anhang S. 125) sauerstofffrei ge-

halten wird, legen wir auf angefeuchtetem Filtrierpapier Weizen oder andere Samen zur Keimung aus. Zum Vergleich wird ein entsprechender Versuch in sauerstoffhaltiger Atmosphäre angesetzt.

Während in dem letzten Versuch bald die Keimung einsetzt, unterbleibt diese bei Sauerstoffabschluß. Vergleiche Vers. 143.

**b) Keimung von Samen unter Wasser.** Wir infiltrieren Hafer- oder Weizenkörner im Vakuum mit Wasser so lange, bis sie darin unter-sinken. Eine Portion dieser Karyopsen legen wir nun in hohen Petri-schalen aus und übergießen sie mit einer 4··5 cm hohen Wasserschicht. Darauf überschichten wir das Wasser mit Paraffinum liquidum, um so einen besseren Sauerstoffabschluß zu erreichen. Die Karyopsen der anderen Serie sollen dagegen nur bis zur Hälfte von Wasser be-deckt sein.

Bestimme in beiden Versuchen nach 4··6 Tagen die Keim-prozente.

**Versuch 12. Bestimmung der Kardinalpunkte der Keimung.** Wir bestimmen die höchsten (Maximum-) und tiefsten (Minimum-) Tem-peraturen, bei denen noch gerade eine Keimung erfolgt, sowie die Temperatur, bei der die Keimung am besten (optimale Temperatur), also auch am schnellsten eintritt, für folgende 2 Gruppen von Kultur-pflanzen:

1. Gerste, Hafer, Roggen, *Lepidium sativum* (werden bis in die kalten Regionen kultiviert).
2. Melone, Kürbis, Gurke (werden nur in warmen Regionen an-gebaut).

Zu diesem Versuch wählen wir in einem Dunkelthermostaten die Temperaturintervalle von je 5° zwischen 0° und 60°, die später noch eingengt werden können. Vergleiche die 3 Kardinalpunkte in beiden Serien miteinander.

Es stellt sich heraus, daß die Kardinalpunkte der untersuchten Kürbisgewächse in die höheren Temperaturen verschoben sind.

Bei der Kresse, *Lepidium sativum*, setzt die Keimung bei noch niederen Temperaturen ein als bei den verwendeten Getreidearten.

**Versuch 13. Frostkeimer.** Im Herbst geerntete Samen von *Androsace alpina*, *A. villosa*, *Gentiana asclepiadea*, *G. Crucjata*, *G. germanica* u. a., *Primula villosa* und *Pinus silvestris* werden in je 2 Schalen ein-gezählt. Jeweils eine der Petrischalen bleibt in einem warmen Zimmer mit möglichst konstanter Temperatur; die entsprechende Keimschale dagegen setzen wir nach Einleitung der Samenquellung für längere Zeit, mindestens für 2 Monate, im Freien dem Frost aus. Nach Ablauf dieser Zeit bringen wir beide Serien an einen warmen, hellen Ort oder säen die Samen im Gewächshaus in Blumentöpfen aus. Verfolge nun die Keimung in beiden Serien.

Während die genannten Samen zur Einleitung der Keimung die Einwirkung von Temperaturen unter  $0^{\circ}$  verlangen, ist bei den Samen von *Stachys silvatica* und *Teucrium Chamaedrys* nur eine längere Abkühlung auf  $+2^{\circ}$  bis  $+5^{\circ}$  nötig.

KINZEL, W.: Frost und Licht als beeinflussende Kräfte bei der Samenkeimung. Stuttgart 1913, 1915, 1925. — Neue Tabellen 1927.

#### Versuch 14. Licht und Keimung.

a) Lichtgeförderte und -gehemmte Samen. Von folgenden Arten legen wir je 100 Samen in 2 Petrischalen auf angefeuchtetem Filtrierpapier zur Keimung aus:

1. Lichtgeförderte Samen: *Chloris ciliata*, *Digitalis purpurea*, *Epilobium hirsutum*, *Gnaphalium silvaticum*, *Lythrum Salicaria*, *Nicotiana Tabacum*, *Oenothera biennis*, *Ranunculus sceleratus*.

2. Lichtgehemmte Samen: *Amaranthus caudatus*, *Cucurbita Pepo*, *Nigella sativa*, *Nigella damascena*, *Phacelia tanacetifolia*, *Prenanthes purpurea*, *Veronica persica* (= *V. Tournefortii*).

Von den beiden Versuchsreihen stellen wir je eine Serie in einen Lichtthermostaten, die andere daneben unter einen gut schließenden Dunkelsturz oder in ein Dunkelzimmer der gleichen konstanten Temperatur. Die Versuche werden in einer Dunkelkammer bei rotem Licht angesetzt, wo auch die tägliche Bestimmung der Keimzahlen erfolgt.

Bei verschiedenen *Cucurbita*-Sorten setzt die erste Keimlingsentwicklung auch im Licht ein. Beachte aber bei diesen Keimlingen den Gesundheitszustand: Die am Licht sich entwickelnden Keimlinge sind nicht lebensfähig, sie werden vielmehr bald von Bakterien zersetzt.

KINZEL, W.: Frost und Licht als beeinflussende Kräfte bei der Samenkeimung. Stuttgart 1913, 1915, 1920. — Neue Tabellen 1927.

b) Relative Licht- und Dunkelkeimung. 1. Nachreifegrad. Von *Chloris ciliata* werden 1.) 1...2 Monate alte Samen, 2.) 5 Monate alte Samen, 3.) etwa 15 Monate alte Samen im Licht und Dunkeln bei  $20^{\circ}$  zur Keimung ausgelegt. Die nicht ausgereiften Samen wie die voll nachgereiften erweisen sich als lichtgefördert, während die des mittleren Nachreifegrades lichtindifferent sind.

2. Keimtemperatur. Samen mittleren Nachreifegrades von *Chloris ciliata*, *Amaranthus* oder *Physalis* werden einmal bei  $10^{\circ}\dots 15^{\circ}$  und zum andern bei  $35^{\circ}\dots 40^{\circ}$  je im Licht und im Dunkeln zur Keimung ausgelegt. Bei den niederen Temperaturen erweisen sich diese Samen als Dunkelkeimer, bei den höheren als Lichtkeimer.

BAAR, H.: Sitzgsber. Akad. Wiss. Wien, Math.-naturwiss. Kl., Abt. I 121, 1, 667 (1912). — GASSNER, G.: Z. Bot. 7, 609 (1915). — RESÜHR, B.: Planta (Berl.) 30, 471 (1939).

c) Lichtmenge und Keimung von lichtgeförderten Samen. In 10 mit feuchtem Filtrierpapier ausgelegte Petrischalen werden je 100 Samen von *Lythrum Salicaria* oder *Chloris ciliata* bei rotem Licht eingezählt

und die Schalen sofort unter gut schließende Dunkelstürze gestellt. 12...24 Stunden nach dem Einquellen bestrahlen wir 9 Schalen mit einer 200-Watt-Lampe (Abstand 0,5...1 m) für 5 Sekunden, 10 Sekunden, 30 Sekunden, 1 Minute, 5 Minuten, 15 Minuten, 30 Minuten, 2 Stunden, 5 Stunden und stellen die Schalen dann sofort wieder unter die Dunkelstürze. Die zehnte Schale bleibt zur Kontrolle unbelichtet.

Die Keimzahlen bestimmen wir in einem Dunkelzimmer bei rotem Licht und stellen sie dann in Abhängigkeit von der Belichtungsdauer graphisch dar. Wir stellen fest, daß schon eine sehr kurze Belichtung genügt, um bei einzelnen Samen die Keimung einzuleiten, daß die Keimzahlen aber angenähert proportional der Belichtungsdauer sind.

LEHMANN, E.: Ber. dtsch. bot. Ges. **36**, 157 (1918).

**d) Ort der Lichtabsorption bei lichtempfindlichen Samen.** A. Reibe intakte Samen von *Phacelia tanacetifolia* (Dunkelkeimer) kräftig zwischen den Fingern und prüfe sie dann auf Licht- und Dunkelkeimung. Vergleiche die in diesen Versuchen erhaltenen Keimzahlen mit denen unbehandelte Samen. Die Keimfähigkeit der behandelten Samen ist am Licht bedeutend gesteigert.

B. Ritze bei einigen Samen von *Amaranthus* (Dunkelkeimer) die Testa in der Nähe der Radicula mit einer Nadel ein und bestimme dann die Keimzahlen bei Licht- und Dunkelkeimung. Die Samen zeigen keine Lichtabhängigkeit mehr bei der Keimung.

C. Entspelze gut nachgereifte Karyopsen von *Chloris ciliata* (Lichtkeimer) und prüfe bei 31...35° auf Licht- und Dunkelkeimung. Auch hier besteht für die Keimung keine Lichtabhängigkeit mehr.

D. Auch isolierte Embryonen von *Phacelia* (Dunkelkeimer) oder Samen, die am stumpfen Ende angeschnitten wurden, keimen am Licht ebenso gut wie im Dunkeln.

E. Schäle dann Samen von *Cucurbita Pepo* oder *Nigella sativa* und prüfe auf Licht- und Dunkelkeimung. Diese Samen erweisen sich auch jetzt noch ebenso als Dunkelkeimer wie vordem (vgl. Versuch 14a).

GASSNER, G.: Ber. dtsch. bot. Ges. **29**, 708 (1911). — BÖHMER, K.: Jb. Bot. **68**, 549 (1928). — MEISCHKE, D.: Ebenda **83**, 359 (1936). — RESÜHR, B.: Planta (Berl.) **30**, 471 (1939).

**e) Lichtharte Samen.** Frisch geerntete Samen von *Nigella sativa* (Dunkelkeimer) werden auf einem angefeuchteten Keimsubstrat für etwa 5 Tage bei 20° dem Licht ausgesetzt. Es tritt keine Keimung ein. Werden diese am Licht vorgequollenen Samen in einen dunklen Keimraum gebracht, so tritt auch hier keine weitere Entwicklung ein. Die Samen sind „lichthart“ geworden, aber noch nicht keimungsunfähig. Wird nämlich nach dieser Vorbehandlung die Samenschale vorsichtig verletzt, dann tritt sehr bald im Dunkeln die Keimung ein. Es genügt

auch zur Keimungsauslösung ein mehrmaliger Temperaturwechsel von 20° auf 30° (vgl. Versuch 1a, S. 4).

KINZEL, W.: Ber. dtsch. bot. Ges. 25, 269 (1907).

f) **Dunkelharte Samen.** A. Samen von *Ranunculus sceleratus* (Lichtkeimer), die 20 Tage bei 20° im Dunkeln auf angefeuchtetem Filtrierpapier lagerten, keimen nach dieser Zeit am Licht nur noch zu wenigen Prozenten aus. Setze diesen Versuch mit je 100 Samen an.

B. Karyopsen von *Chloris ciliata* (Lichtkeimer), die im dunklen Keimbett 20 Tage lang bei 35° lagerten und dann bei einer Temperatur von 20° dem Tageslicht ausgesetzt werden, keimen ebenfalls nur noch zu wenigen Prozenten. Die Samen sind „dunkelhart“ geworden.

Daß diese Samen aber noch nicht keimungsunfähig sind, zeigt uns ein Versuch mit etwa 100 „dunkelhart“ *Chloris*-Früchten, deren Samenschale nach der Dunkelbehandlung mit einer feinen Nadel an mehreren Stellen verletzt wurde. Diese Karyopsen keimen vollständig aus.

LEHMANN, E.: Ber. dtsch. bot. Ges. 27, 476 (1909). — GASSNER, G.: Ebenda 28, 350 (1910); 29, 708 (1911).

#### Versuch 15. Keimungshemmung.

a) **Keimungshemmende Substanzen aus dem Fruchtfleisch.** Samen von *Lepidium* oder *Sinapis* werden zur Keimung in einer Petrischale auf dem Fruchtfleisch einer Tomate, Birne, Quitte oder eines Apfels ausgelegt. Die Keimung ist hier gegenüber der auf Filtrierpapier ausgelegten Samen sehr stark gehemmt.

Beachte auch, daß die Tomatensamen innerhalb der Beere nie zur Keimung kommen s. aber S. 83, *Ardisia*.

KÖCKEMANN, A.: Ber. dtsch. bot. Ges. 52, 523 (1934).

b) **Keimungshemmung der Brutkörper von *Marchantia* durch die Mutterpflanze.** Aus einem Brutbecher der *Marchantia polymorpha* oder einer *Lunularia* nehmen wir die Brutknospen heraus und legen sie auf angefeuchtetes Filtrierpapier, wo sie alsbald auskeimen. Vergleichen wir nun diese mit Brutknospen, die zu Beginn des Versuches ebenso weit entwickelt waren, aber auf der Pflanze verblieben, so sehen wir, daß von letzteren fast keine inzwischen das Ruhestadium überwunden haben. — Durch die Mutterpflanze wird also die Keimung gehemmt.

c) **Keimungshemmung durch das Endosperm.** Von Samen reifer Äpfel oder Kirschen werden nach ein- bis zweitägigem Wässern die Samenschale und das hier nur als dünnes Häutchen ausgebildete Endosperm abpräpariert. Die nun freiliegenden Embryonen legen wir 5–6 Tage lang in Petrischalen mit Leitungswasser, so daß sie vollständig vom Wasser bedeckt sind, und bewahren diese bei Zimmer-

temperatur im Tageslicht (jedoch ohne direkte Sonnenbestrahlung) auf. Nach dieser Zeit legen wir die zum Teil bereits ergrüntem Embryonen auf schwimmenden Korkstückchen oder auf angefeuchtetem Filtrierpapier in Petrischalen aus,

wo die Entwicklung schnell fortschreitet (Abb. 6 links).



Abb. 6. Keimungshemmung von Apfelkernen durch das Endosperm. Oben: nicht präparierte Kerne; rechts: nur die Samenschale entfernt; links: Samenschale und Endosperm abpräpariert. Zu Versuch 15c. (Orig.)

Zum Vergleich dieser Ergebnisse behandeln wir nicht präparierte Samen und solche, bei denen allein die Samenschale abgeschält wurde, in der gleichen Weise. Diese Samen keimen im allgemeinen nicht (Abb. 6).

VEH, R. v.: Züchter 8, 145, 305 (1936).

**d) Keimverzögerung durch Blausäure.** In 4 Petrischalen der normalen Größe ( $9 \times 1,5$  cm) legen wir Tomatensamen auf angefeuchtetem Filtrierpapier aus. Die Samen sollen zu diesem Versuch aus gut ausgereiften Früchten genommen werden und einige Tage an der Luft nachgereift sein. In 3 der Petrischalen stellen wir weiter kleine, flache Schalen,

z. B. Salznapfchen, in die je  $2 \text{ cm}^3$  einer 0,5proz. Amygdalinlösung und einige Tropfen einer 0,5proz. Emulsinlösung gegeben werden. Dann schmieren wir den oberen Rand der Unterschalen mit Vaseline oder Wollfett ein und setzen die Oberhälften der Petrischalen auf. So haben wir nahezu luftdicht abgeschlossene Räume, in denen sich 0,000591 g Blausäure entwickelt. In dieser Atmosphäre lassen wir die Samen quellen.

Innerhalb von 8 Tagen sind alle Samen in der blausäurefreien Schale gekeimt. In den drei anderen Petrischalen dagegen ist die Keimung noch in keinem Fall eingeleitet. Nun betten wir die Tomatenkerne aus zwei dieser Schalen in einen blausäurefreien Raum um und zwar die der ersten Schale auf Filtrierpapier, die der zweiten auf Tierkohle. Die Samen der dritten Schale lassen wir dagegen noch weiter in der Blausäureatmosphäre.

Beobachte nun den Keimungsverlauf: Die auf Tierkohle umgebetteten Samen (Schale 2) keimen vor denen der 1. Keimschale mit Filtrierpapier. In der HCN-Atmosphäre wird dagegen die Keimung noch weiter hinausgezögert.

KEIL, J.: Jb. Bot. 88, 345 (1939).

e) **Adsorption keimungshemmender Stoffe durch das Substrat.** Samen von *Vaccaria (Saponaria) pyramidata* werden in 3 Keimschalen auf angefeuchtetem Filtrierpapier, Gartenerde und Tierkohle ausgelegt. Die Keimprozente liegen in den Versuchen mit Gartenerde und Kohle hoch, in der Reihe mit dem Filterpapier dagegen auffällig niedrig. Die Erklärung für dieses Versuchsergebnis ist folgende: Die Samen scheiden während des Quellungsprozesses keimungshemmende Stoffe aus, die zwar von den + geladenen Kolloiden der Gartenerde und Kohle adsorbiert werden können, nicht aber von dem — geladenen Filtrierpapier.

Eine Keimung erfolgt auf einem — geladenen Substrat, also z. B. auf Filtrierpapier, auch dann, wenn man in der Versuchsanstellung dafür Sorge trägt, daß ein Wasserstrom, den man sich mit Hilfe eines Kapillarhebers leicht erzeugen kann, das Keimbett ständig durchströmt.

Schließlich setzt die Keimung der Samen auf dem Filtrierpapier auch dann nach 3···5 Tagen ein, wenn wir die Samen des Kuhkrautes auf angefeuchtetem Filtrierpapier in einer Petrischale auslegen, die in eine passende 2. Glasschale auf eine 3 mm hohe Schicht aktiver Kohle gestellt wird. Die äußere Schale wird dann mit einem aufgeschliffenen Glasdeckel verschlossen. Da die keimungshemmenden Stoffe der *Vaccaria* flüchtig sind, werden sie in diesem Versuch auch gebunden, obwohl die Samen nicht direkt auf der Kohle liegen.

Die gleichen Versuche können wir mit Samen der Zuckerrübe wiederholen.

BORRIS, H.: Ber. dtsh. bot. Ges. **54**, 472 (1936). — FRÖSCHEL, P.: Naturw. wensch. Tijdschr. **21**, 93 (1939).

#### Versuch 16. Keimungsstimulation.

a) **Keimungsbeschleunigung durch Säuren.** In 5 Petrischalen legen wir auf (schwarzem) Filtrierpapier je 50 Samen von *Verbascum thapsiforme* aus und geben in 4 Schalen als Quellungsflüssigkeit eine 10proz. Schwefelsäure, in die fünfte Leitungswasser. Die Samen der ersten Schale bleiben 5 Minuten, die der zweiten 10 Minuten, die der dritten 20 Minuten, die der letzten 60 Minuten in der Säure liegen. Danach wird die Säure mit Leitungswasser mehrmals abgespült und eventuelle restliche Säure mit einer Sodalösung neutralisiert. Dann stellen wir die Schalen ans Licht und bestimmen nach 10···14 Tagen die Keimzahlen.

In dieser Zeit ist bei den in Leitungswasser gehaltenen Samen noch keine Keimung erfolgt, auch eine 5···10 Minuten lange Behandlung mit der Säure konnte den Keimungsprozeß bis dahin noch nicht einleiten, wohl aber ein Säurebad von 20 Minuten. Eine einstündige Säurebehandlung ist den Samen jedoch bereits schädlich.

HESSE, O.: Ber. dtsh. bot. Ges. **41**, 316 (1923).

b) **Keimungsstimulation durch eine Warmbadbehandlung.** Je 100 Samen von *Epilobium parviflorum* oder *Capsella Bursa-pastoris* werden

in 2 Petrischalen auf Filtrierpapier ausgelegt. Das Keimsubstrat der einen Schale feuchten wir mit frischem Leitungswasser an und stellen dann die Schalen bei  $18 \cdots 20^{\circ}$  in ein helles Zimmer. Die andere Schale feuchten wir dagegen mit  $30 \cdots 40^{\circ}$  warmem Wasser an, halten sie dann für 12 Stunden in einem Lichtthermostaten gleicher Temperatur und stellen sie anschließend zu der ersten Petrischale.

Wir bemerken, daß die Keimungsgeschwindigkeit und die Keimprozentage durch das Warmbad gesteigert werden.

NIETHAMMER, A.: Jb. Bot. **67**, 223 (1928).

e) **Keimungsstimulation durch Acetaldehyd.** Wir zählen zu diesem Versuch dreimal je 50 Samen folgender Arten in Petrischalen: *Campanula patula*, *Capsella Bursa-pastoris*, *Chrysanthemum corymbosum*, *Epilobium parviflorum*, *Melandrium diurnum* (= *Melandrium rubrum*), *Poa pratensis*, *Papaver Rhoeas*, *Salvia pratensis*, *Saxifraga rosacea* (= *Saxifraga caespitosa*), *Tragopogon pratensis*.

Es ist nötig, möglichst alle genannten Samenarten zu diesem Versuch heranzuziehen, da je nach der Erntezeit und anderen bisher noch unbekanntem, physiologischen Bedingungen nicht alle Samen auf den Acetaldehyd in gleicher Weise ansprechen.

Nun feuchten wir das Keimsubstrat der ersten Serie mit Leitungswasser, das der zweiten Serie mit einer 0,01proz., das der dritten Serie mit einer 0,1proz. Acetaldehydlösung an. Da der Aldehyd sehr flüchtig ist, schmieren wir den oberen Rand der Petrischalen-Unterhälften mit Vaseline ein und legen dann die Oberschalen auf.

Der Versuch wird in einem hellen Zimmer aufgebaut.

Wir stellen zumindest bei einigen Samen eine Steigerung der Keimungsgeschwindigkeit wie der Keimprozentage fest.

NIETHAMMER, A.: Jb. Bot. **67**, 223 (1928).

d) **Beschleunigung der Keimung und Keimlingsentwicklung durch Rhodanverbindungen.** 50  $\cdots$  100 Bohnensamen (*Phaseolus vulgaris*) legen wir zu 2 Serien in Petrischalen aus. Als Quellungsflüssigkeit nehmen wir für die erste Reihe Leitungswasser, für die zweite eine Lösung, die sich aus 99 cm<sup>3</sup> Wasser und 1 cm<sup>3</sup> einer 0,01 mol. Kaliumrhodanidlösung (Mol.-Gew. = 97,18) zusammensetzt.

Wir stellen fest, daß die Keimungsgeschwindigkeit durch das Kaliumrhodanid wesentlich beschleunigt wird.

Jetzt pflanzen wir die Bohnenkeimlinge in ausgewaschenes Sägemehl und begießen die Kontrollserie entsprechend der Quellungsflüssigkeit mit Leitungswasser, die Versuchsserie dagegen wieder mit der 0,001 mol. Kaliumrhodanidlösung. Wir werden auch hier feststellen, daß die weitere Keimlingsentwicklung durch die Rhodanidspuren gefördert wird.

GEMEINHARDT, K.: Ber. dtsch. bot. Ges. **56**, 275 (1938).

## II. Längenwachstum und Wirkstoffe der Zellstreckung.

### A. Erscheinungen des Längenwachstums.

Ein aus dem Samen hervorgegangener Keimling besitzt bereits alle wesentlichen Organe der vegetativen Pflanze, doch muß sich dieser Organismus noch stark vergrößern. Dies geschieht, indem bestimmte Zonen der Keimlingsorgane meristematisch bleiben (Zone des meristematischen Wachstums) und die hier neu angelegten Zellen dann in die Zone des Streckungswachstums vorrücken, wo sie durch Längsstreckung ihr Volumen wesentlich vergrößern. In dieser Zone ist nun aber der Streckungszuwachs keineswegs in allen Zellen gleich stark. Er ergibt vielmehr, graphisch dargestellt, eine von dem Entwicklungsstadium der Zelle abhängige Optimumkurve, deren Maximum als die „große Periode des Streckungswachstums“ bezeichnet wird. Die Zellen dieses Entwicklungsstadiums finden wir in der Hauptzone des Streckungswachstums (Versuch 17).

Oft führen die Organe während ihres Streckungswachstums Drehungen um ihre Längsachse durch, und wir sprechen dann von einem tordierten Streckungswachstum bzw. von Zirkumnutationen (Versuche 18, 19). Die Versuche 20···23 demonstrieren uns einige äußere Faktoren, von denen das Längenwachstum der Keimlinge als ein vitaler Prozeß abhängig ist.

#### Versuch 17. Zonen des Streckungswachstums.

a) Feststellung der Wachstumszone in Sproßorganen. Mit einer an einem kleinen Stab befestigten Augenwimper tragen wir auf der ganzen Länge eines 4 cm langen Hypokotyls von *Helianthus annuus* in gleichem Abstand genau übereinander 16 Punkte auf. Dazu tauchen wir die Wimper mit der Spitze etwas in die Markierungsflüssigkeit (Rußparaffin, s. S. 124). Dann messen wir die Entfernungen der einzelnen Marken voneinander horizontal-mikroskopisch und wiederholen die Messungen nach 6, 12, 24 und 48 Stunden.

Sind die Markierungspunkte beim Auftragen zu groß geworden und daher für die späteren Messungen zu undeutlich, fertige man sich bei der ersten Messung eine Skizze von dem Hypokotyl an, die vor allem die Form der Marken und die genauen Meßpunkte enthält.

Die Versuche werden in einer Dunkelkammer bei 20···23° aufgebaut. Die Messungen führen wir bei rotem Licht durch.

Errechne aus den einzelnen gemessenen Zuwachswerten für die aufgetragenen Zonen die durchschnittliche Wachstumsgeschwindigkeit (= Streckungszuwachs/Zeit) und stelle diese Werte graphisch dar.

Die Hauptwachstumszone liegt etwa 1 cm unterhalb der Hypokotylspitze. Vergleiche auch Abb. 11.

b) **Feststellung der Wachstumszone an einer Wurzel.** Wir verwenden zu diesem Versuch am besten 2 cm lange Wurzeln von *Vicia Faba* oder *Zea Mays*. Recht gerade Wurzeln erhalten wir folgendermaßen: Die Samen werden zunächst so lange in Leitungswasser eingelegt, bis die Keimwurzeln gerade hervorbrechen. Inzwischen haben wir gut ausgewaschenes oder noch besser ausgekochtes Sägemehl mit Wasser gut durchgeknetet und locker in eine tiefe Tonschale gegeben. Alsdann bohren wir mit einem Stock, dessen Durchmesser etwa dem der Wurzel entspricht, in dieses Substrat senkrechte Löcher ein, in die wir die Keimwurzeln hineinwachsen lassen.

Die Markierung der vordem mit Filtrierpapier vorsichtig abgetupften Wurzeln erfolgt wie im vorhergehenden Versuch, doch unterteilen wir die Zonen direkt an der Wurzelspitze möglichst häufig.

Zur Bestimmung der Wachstumsgeschwindigkeit bringen wir die völlig gerade gewachsenen Keimwurzeln in eine feuchte Kammer (s. S. 125). Der Versuch wird wie der vorhergehende in einer Dunkelkammer bei konstanter Temperatur von 20···23° aufgebaut. Die Messungen führen wir bei rotem oder eventuell orangefarbigem Licht alle 2···3 Stunden durch.

Berechne nun die Wachstumsgeschwindigkeit in den einzelnen Zonen, und stelle die Werte graphisch dar. Wir finden dann, daß die Hauptwachstumszone sehr nahe der Wurzelspitze liegt.

e) **Flächenwachstum eines Blattes.** Wir legen ein junges Blatt vom Kürbis, der Osterluzei (*Aristolochia Clematidis*) oder auch ein beliebiges anderes nicht ausgewachsenes Blatt auf eine feste, etwas gewölbte Unterlage, z. B. auf eine Flasche, und halten es so mit den Fingern an den Blattspitzen fest. Ein anderer Praktikant hat inzwischen eine dünne Schnur mehrmals über einen in Rußparaffin (s. S. 124) eingetauchten Korken gezogen, so daß diese vollständig eingefärbt ist. Nun wird die Schnur zunächst parallel zur Mittelrippe mehrmals in gleichen Abständen über das Blatt gezogen, so daß mehrere parallel zueinander verlaufende Markierungslinien auf dem Blatt entstehen. In der gleichen Weise markieren wir das Blatt senkrecht zu dem Mittelnerv. So ist das Blatt in viele kleine Quadrate aufgeteilt. — Dadurch, daß wir unter das Blatt ein Stück kariertes Papier legen, ist es leichter möglich, die Markierungslinien in gleichen Abständen aufzutragen.

Nun fertigen wir uns von dem Blatt eine Skizze an, die die einzelnen Linien, vor allem aber Angaben über ihren gegenseitigen Abstand enthält. 2···3 Wochen später, wenn das Blatt also ausgewachsen ist, bestimmen wir den Abstand der Markierungslinien abermals und können dann Berechnungen über den Flächenzuwachs des Blattes anstellen.

Werden die Messungen an Freilandpflanzen durchgeführt, müssen wir durch Abschirmen der Blätter dafür Sorge tragen, daß durch Regen usw. die Markierungslinien nicht verwischt werden. Oft können wir uns auch dadurch helfen, daß wir die Einteilung nicht auf der Blattoberseite, sondern auf der Blattunterseite vornehmen. — Wir können den Versuch auch so durchführen, daß wir den Umriß des Blattes alle 3····5 Tage auf Papier abzeichnen.

**d) Interkalares Wachstum eines Sprosses.** An einer jungen Pflanze einer *Polygonum*-Art oder auch an einem Gras, die beide aber bereits mehrere Internodien ausgebildet haben müssen, messen wir mit einem Zentimetermaß möglichst genau die Länge der einzelnen Internodien und Nodien aus. Die Werte werden in der Reihenfolge der Internodien notiert. Nach 8 und 14 Tagen wiederholen wir die Messungen und berechnen den prozentualen Streckungszuwachs der einzelnen Internodien und Knoten.

Die gefundenen Werte werden in Abhängigkeit vom Alter der Sproßteile graphisch dargestellt.

**e) Stärkeres Streckungswachstum im Stengel unter dem Blattansatz.** Wir verwenden zu diesem Versuch am besten krautige Pflanzen mit einer Blattstellung von 1/2 und mit einem ausgesprochen interkalaren Wachstum. Recht gut eignen sich hierfür z. B. junge Knöterichgewächse.

Auf ein nicht ausgewachsenes Internodium der Versuchspflanzen tragen wir mit Rußparaffin in gleichen Abständen senkrecht zur Sproßachse Markierungskreise auf. Dies geschieht am leichtesten folgendermaßen: Eine dünne Schnur wird mit Rußparaffin (s. S. 124) allseitig eingerieben und dann ringförmig um den Sproß gelegt. Die einzelnen Kreise sollen über das ganze Internodium vom Blattansatz bis zum nächst unteren Blatt gleichmäßig in denselben Abständen (2····4 mm) verlaufen.

Hat sich das Internodium nach 8····14 Tagen weiter entwickelt, beobachten wir die Pflanze von neuem und stellen fest, daß die unteren Kreise zwar noch senkrecht zur Sproßachse verlaufen, nicht aber die oberen. Diese erscheinen vielmehr unter den Blattansätzen gehoben, so daß sie mit der Sproßachse einen spitzen Winkel bilden. Das Streckungswachstum im Sproß ist also unter dem Blattansatz gefördert.

**f) Ungleich starkes Wachstum in den verschiedenen Gewebeteilen eines Organes.** Aus einem Stengel vom Löwenzahn, Rhabarber oder *Helianthus*-Hypokotyl schneiden wir uns ein 5····10 cm langes Stück heraus, bestimmen dessen genaue Länge und spalten es dann durch einen Kreuzschnitt mehrere Zentimeter lang auf. Die Krümmung der Quadranten nach außen können wir noch dadurch verstärken, daß wir die Stengel in Wasser legen.

Diese Krümmung der Sproßteile erklärt sich u. a. daraus, daß die

inneren Gewebeteile stärker gewachsen sind als die äußeren. Im organischen Zusammenhang kann sich diese Wachstumsdifferenz, die sog. Gewebespannung, natürlich nur dahin auswirken, daß die Rinde etwas gestreckt, das Mark dagegen komprimiert wird. Nach dem Kreuzschnitt wird aber der Längenunterschied deutlich; denn wir können mit einem biegungsfähigen Metermaß feststellen, daß sich die Rinde verkürzt, das Markgewebe dagegen verlängert.

**Versuch 18. Zirkumnutationen.** Wir ziehen uns in mehreren Blumentöpfen, die wir gut feucht halten, je 2 Hirsekeimlinge (*Panicum miliaceum*) bis zu einer Höhe von 5···6 cm heran. Dann stellen wir die Keimlinge in einer einigermaßen temperaturkonstanten Dunkelkammer ( $T = 25^{\circ}$ ) bei hoher Luftfeuchtigkeit auf einen kleinen Tisch und klemmen etwa 5···10 cm über den Pflanzen eine Glasplatte mit 2···3 Stativen in horizontaler Lage ein. Als Lichtquelle verwenden wir ausschließlich phototropisch unwirksames, rotes Licht. Dann beugen wir uns genau senkrecht über die Keimlinge (verwende dazu ein Lot oder einen rechten Winkel!) und markieren auf der Glasplatte, z. B. durch Aufkleben kleiner Papierscheiben aus einem Locher, die Stellen, wo wir die Keimlingsspitzen erkennen. Diese Beobachtungen wiederholen wir alle halbe bis eine Stunde und verbinden dann die einzelnen Marken in der Reihenfolge des Aufklebens mit einem Fett- oder Glasochromstift.

Einen entsprechenden Versuch setzen wir mit einem Bohnenkeimling an, der außer den Primärblättern bereits einige weitere Blätter ausgebildet hat.

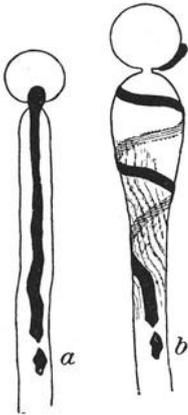


Abb. 7. Schraubiges Streckungswachstum des Sporangienträgers von *Phycomyces*. Zu Versuch 19. (Nach H. BURGEFF, 1915.)

**Versuch 19. Schraubiges Streckungswachstum des Sporangienträgers von *Phycomyces*.** In einige niedrige, mit Brot oder einer 1proz. Biomalzlösung beschickte Präparategläser impfen wir Sporen von *Phycomyces Blakesleeanus* und stellen die Gläser in einer feuchten Kammer in einen Dunkelthermostaten bei etwa  $23^{\circ}$ . Die ersten Sporangienträger, die sich herausbilden, sind im allgemeinen sehr schwach. Wir schneiden sie ab. Bei der zweiten, bedeutend kräftiger entwickelten Garnitur tragen wir mit Rußparaffin (s. S. 124) an mehreren jungen Fruchthyphen, die gerade das Sporangium ausgebildet haben, einen geraden Strich parallel zur Längsachse auf dem Sporangiumkopf und -träger auf (Abb. 7 a). Nach 6, 12 oder 24 Stunden zeigt die horizontalmikroskopische Untersuchung der markierten Fruchthyphen, daß die Gerade zu einer Spirale ausgezogen ist (Abb. 7 b).

BURGEFF, H.: Flora (Jena) 108, 390 (1915). — CASTLE, E. S.: J. cellular comparat. Physiol. 9, 477 (1937).

**Versuch 20. Tagesperiodischer Ablauf des Streckungswachstums.**

Einen am Tageslicht aufgewachsenen Sonnenblumenkeimling stellen wir in einen temperaturkonstanten Raum ( $20 \cdots 25^{\circ}$ ). Unter den Kotyledonen bringen wir eine Schlinge an, die zu dem Galgen eines Auxanographen bekannter Konstruktion führt. Die Durchmesser der beiden Rundscheiben sollen sich wie 1 : 10 verhalten. Das Glanzpapier der Trommel wird entweder mit einer Terpentinölflamme oder besser mit Hilfe eines Schnittbrenners berußt, zu dem wir das Leuchtgas durch eine mit Benzol gefüllte Waschflasche leiten. Das Uhrwerk stellen wir so ein, daß die Trommelachse in 8 Tagen eine Umdrehung macht.

Achte beim Aufbauen des Versuches darauf, daß während des Streckungswachstums der Schreiber gehoben wird, daß er auf der sich drehenden Trommel gezogen und nicht geschoben wird und daß er schließlich beim Versuchsbeginn an dem Kleberand des berußten Glanzpapiers ansetzt (vgl. Abb. 5). Um den Schreiber fest an die Trommel zu drücken, geben wir dem ihn haltenden Faden einen Drill.

Wir stellen nun fest, daß der Schreiber auf der Trommel keineswegs eine Gerade aufzeichnet, sondern daß die Kurve für den Streckungszuwachs am Tage viel flacher verläuft als für den der Nacht.

**Versuch 21. Wachstumsgeschwindigkeit bei verschiedenen Temperaturen.** In 3 Thermostaten, die auf Temperaturen von  $5 \cdots 10^{\circ}$ ,  $20 \cdots 25^{\circ}$  und  $40 \cdots 45^{\circ}$  eingestellt sind, setzen wir je einen Topf mit etwa 20 jungen und gleich weit entwickelten Keimpflanzen von *Helianthus annuus*. Bei allen Versuchspflanzen bringen wir an der Spitze und Basis des Hypokotyls je eine Marke an und messen deren Entfernung voneinander aus. Diese Werte werden in der Reihenfolge der Messungen notiert und nach 24, 48 und 72 Stunden die einzelnen Messungen wiederholt. Errechne nun für die 3 Serien den durchschnittlichen prozentualen Streckungszuwachs.

Wie bei allen anderen physiologischen Prozessen gibt es auch hier eine optimale, minimale und maximale Temperatur.

**Versuch 22. Kultur von Schimmelpilzen in Nährlösungen mit verschiedenem osmotischen Wert.** Zu je  $100 \text{ cm}^3$  einer synthetischen Nährlösung für Schimmelpilze nach PRINGSHEIM (s. S. 115) geben wir 5, 10, 15 und 20 g  $\text{KNO}_3$  oder  $\text{NaNO}_3$  und in einer anderen Serie 5, 10,  $20 \cdots 50 \text{ cm}^3$  Glycerin. Die Lösungen werden sterilisiert und nach dem Abkühlen mit Sporen von *Aspergillus niger* oder *Penicillium glaucum* geimpft.

Beobachte nun die Entwicklung des Mycels in den einzelnen Versuchsgefäßen; stelle fest, wann die Konidienbildung eintritt. Bei Abbruch des Versuches bestimme das Frisch- oder Trockengewicht des Mycels, und vergleiche an einzelnen Mycelfäden der Serie die Zellänge und Membrandicke. Mindestversuchsdauer: 6 Tage bei  $30^{\circ}$ . Der Versuch hält sich aber auch mehrere Wochen. Um die Notwendigkeit des  $\text{KNO}_3$  für die Pilzentwicklung zu zeigen, lassen wir in der Nährlösung eines Kolbens das  $\text{KNO}_3$  gänzlich fort.

ESCHENHAGEN, FR.: Über den Einfluß von Lösungen verschiedener Konzentration auf das Wachstum von Schimmelpilzen. Stolp 1889.

**Versuch 23. Abhängigkeit des Wachstums und der Entwicklung der Schimmelpilze von der relativen Feuchtigkeit im Kulturraum.** In 7 schmale Glasküvetten geben wir je eine halbe Weißbrotschnitte, die mit Sporen von *Penicillium glaucum* reichlich geimpft wurde, und ein Esmarschälchen. Von den letzteren füllen wir das erste mit Wasser, das zweite mit 5proz. Schwefelsäure, das dritte mit 10proz. Schwefelsäure, . . . , das siebente mit 50proz. Schwefelsäure. Nun werden die Küvetten mit einem passenden Glasdeckel, den wir mit verflüssigtem Paraffin, Vaseline oder einem anderen Klebstoff aufkitten, luftdicht verschlossen.

Beobachte in den Küvetten mit verschiedener relativer Luftfeuchtigkeit die Pilzentwicklung auf den Brotscheiben im Verlaufe eines Monats. Sie ist um so üppiger, je höher der Wassergehalt der Luft ist.

## B. Bedeutung der Streckungswuchsstoffe für das Längenwachstum.

Die Versuche aus dem vorliegenden Kapitel zeigen uns, daß das Längenwachstum nicht allein durch äußere Faktoren beeinflusst wird, sondern auch durch innere Faktoren, so vor allem durch den Einfluß bestimmter Wirkstoffe. In neuester Zeit sind in der Pflanze mehrere derartige Stoffe biologisch und chemisch nachgewiesen worden. Gemeinsames Merkmal für diese ist, daß sie nur in äußerst geringer Konzentration optimal wirken und von dem Organismus selbst aufgebaut werden. Der genuine Wirkstoff des Längenwachstums ist das Auxin, das durch die relativ leicht zu synthetisierende  $\beta$ -Indolylessigsäure ersetzt werden kann.

Der natürliche Streckungswuchsstoff der Keimlinge findet sich hauptsächlich im Endosperm bzw. in den Kotyledonen der Samen (Versuche 27, 35) und wandert von dort in inaktiver Form (Versuche 28, 35) zur Sproß- bzw. Wurzelspitze. Hier wird er wieder aktiviert und löst dann die Zellstreckung wie das Streckungswachstum aus. Wird nun die Sproßspitze entfernt (= dekapitiert), so steht den Zellen kein aktiver Streckungswuchsstoff mehr zur Verfügung, sie können also ihr Volumen nicht mehr aktiv vergrößern (Versuch 24a, b). Scheinbar anders liegen die Verhältnisse bei der Wurzel (Versuch 25): In der normal wachsenden Wurzel sind überoptimale Auxinmengen enthalten, die das Längenwachstum hemmen (vgl. auch Versuch 36). Da wir durch die Dekapitation die Wuchsstoffmenge vermindern, muß die Wachstumsgeschwindigkeit der Wurzel dann also ansteigen. Versuch 29 soll uns zeigen, daß die Streckungswuchsstoffe auch das primäre Dickenwachstum auslösen können.

**Versuch 24. Dekapitation.**

a) **Einstellung des Streckungswachstums von Hypokotylen nach der Dekapitation.** 4···6 cm lange *Helianthus*-Hypokotyle dekapitieren wir 4···6 mm unterhalb der Ansatzstelle der Kotyledonen (s. Abb. 14). Sofort nach dieser Operation zeichnen wir etwa 1 cm unterhalb der Schnittfläche, also in der Hauptstreckungszone (Versuch 17 a), mit Rußparaffin (s. S. 124) 2 Meßmarken im Abstände von 1···2 mm auf die Epidermis. Die Entfernung der Marken stellen wir horizontal-mikroskopisch fest und wiederholen diese Messung zunächst stündlich, dann alle 3 Stunden.

Nach der Dekapitation wird das Streckungswachstum der Hypokotyle innerhalb weniger Stunden völlig eingestellt.

b) **Folgen der Dekapitation bei Avena-Keimlingen.** Am oberen Drittel von *Avena*-Koleoptilen, die nach den in Versuch 30a gegebenen Vorschriften herangezogen und dekapitiert wurden, tragen wir mit Rußparaffin (s. S. 124) Meßstrecken auf, deren Länge wir sogleich nach der Dekapitation horizontal-mikroskopisch messen. Diese Messung wiederholen wir in den ersten 4···6 Stunden stündlich und beobachten, daß das zunächst sistierte Wachstum 2···3 Stunden nach der Dekapitation wieder aufgenommen wird (vgl. Abb. 13).

**Versuch 25. Bedeutung des normalen Wuchsstoffgehaltes für das Wurzelwachstum.** In einer feuchten Kammer, wie sie auf S. 125 beschrieben wird, beobachten wir zunächst über 2 Stunden die Wachstumsgeschwindigkeit in der Wachstumszone (s. Versuch 17 b) von 10 *Vicia Faba*-Wurzeln. Dann schneiden wir von der Wurzelspitze ein etwa 1 mm langes Stückchen ab und stellen in der vorhin gemessenen Zone fest, daß die Wachstumsgeschwindigkeit nach der Dekapitation für einige Zeit gesteigert wird (vgl. S. 24, 112).

**Versuch 26. Grundversuch zur Demonstration der Bedeutung des Streckungswuchsstoffes für die höheren Pflanzen.** In 3 Töpfe stecken wir je 10 gleich weit entwickelte Keimlinge von *Helianthus annuus*. Haben diese eine Länge von 4 cm erreicht, werden die Keimlinge zweier Töpfe dekapitiert, d. h. die Hypokotyle mit einem Rasiermesser 4 mm unterhalb des Keimblattansatzes durchgeschnitten. Die Pflanzen des dritten Topfes bleiben dagegen zur Kontrolle unverseht. Auf den Schnittflächen einer Serie der dekapitierten Keimpflanzen tragen wir nun mit einer Lanzett-nadel Wuchsstoffpaste (s. Anhang S. 123) aus einer 0,001 norm.  $\beta$ -Indolylessigsäure (Mol.-Gew. 175,08; s. S. 123) auf, während die Dekapitationsflächen der anderen Serie entsprechend mit Wasserpaste behandelt werden.

Nach 2 Tagen treten die Unterschiede in der Hypokotyllänge sehr deutlich hervor. Nach weiteren 3···5 Tagen zeigt es sich aber, daß die mit dem synthetischen Wuchsstoff versorgten Pflanzen in ihrem Streckungswachstum nicht mit den unbehandelten Schritt zu halten

vermögen, da ihnen einmal die nötigen Nährstoffe, aber auch verschiedene weitere Wirkstoffe aus den Keimblättern fehlen.

**Versuch 27. Bedeutung der Endospermwuchsstoffe für die Keimlingsentwicklung.**

**a) Abhängigkeit der Koleoptillänge vom Vorrat an aktiven Wirkstoffen im Endosperm.** Haferkörner werden an mehreren Stellen der

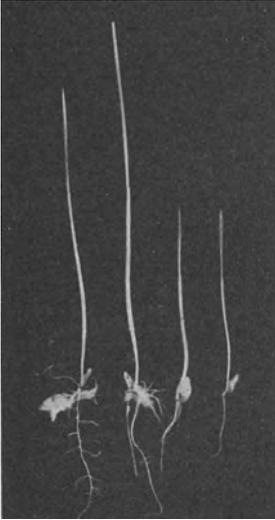


Abb. 8. *Avena*-Keimlinge aus angeschnittenen und mit Zuckerslösungen extrahierten Karyopsen (rechts) und die der unbehandelten Kontrolle (links). Zu Versuch 27 a. (Aus R. POHL, 1936.)

Schale mit einer feinen Nadel angestochen, ohne daß der Embryo dadurch verletzt wird, und abwechselnd je 2 Stunden in destilliertem Wasser und einer 2 mol. Rohrzuckerlösung gebadet. Während der Nacht können die Karyopsen im Wasser verbleiben. Diese Behandlung wird über 2··3 Tage fortgesetzt.

Die Keimlinge ziehen wir nun in der gewohnten Weise im Dunkeln heran. Vergleiche die Koleoptillänge unbehandelter und im Wechselbad angequollener Keimlinge (Abb. 8).

Durch die hier angewendete Behandlung wird aus dem Endosperm eine beträchtliche Menge von Wuchsstoff und anderen Wirkstoffen extrahiert, so daß den Keimlingen nur noch ein geringer Vorrat bleibt und ihre Entwicklung dadurch gehemmt erscheint.

POHL, R.: *Planta* (Berl.) 25, 720 (1936).

**b) Abhängigkeit der Keimlingsentwicklung von der Größe des Endosperms.** Wir benötigen für diesen Versuch 4 Serien mit je 25

entspelzten Haferkörnern. Von der ersten Serie schneiden wir mit einem scharfen Skalpell  $\frac{1}{4}$ , von der zweiten  $\frac{1}{2}$  und von der dritten  $\frac{3}{4}$  des Endosperms fort und quellen diese Getreidekörner gleichzeitig mit der Kontrollserie, der das Endosperm ganz belassen wurde, in Leitungswasser ein. Beachte nun zunächst die Keimungsgeschwindigkeit in den 4 Serien. Nach dem Ankeimen aller Embryonen pflanzen wir die Keimlinge in Gartenerde und beobachten deren weitere Entwicklung im Dunkeln über einen Zeitraum von 8··14 Tagen.

Die Keimungsgeschwindigkeit der Karyopsen ist um so größer, je mehr von dem Endosperm abgeschnitten wurde. Die weitere Entwicklung wird dagegen durch das Beschneiden des Endosperms stark gehemmt.

**c) Förderung der Zellstreckung durch Streckungswuchsstoffe.** Um den Nachweis zu erbringen, daß den Keimlingen aus den beiden vor-

hergehenden Versuchen durch Beschneiden des Endosperms bzw. durch das Wechselbad Streckungswuchsstoffe entzogen wurden und die Koleoptilen aus dem Grunde nicht die normale Länge erreichen konnten, bepinseln wir diese jeden zweiten bis dritten Tag mit einer  $n/1000$   $\beta$ -Indolylessigsäure. Die Koleoptilen strecken sich jetzt stärker und erreichen die Länge der unbehandelten Kontrollen. Vergleiche dazu das Ergebnis des folgenden Versuches.

PFÄHLER, E.: Jb. Bot. 86, 675 (1938).

**Versuch 28. Fütterung wuchsstoffarmer Keimlinge mit genuinen und synthetischen Streckungswuchsstoffen durch das Endosperm.** Bei 200 entspelzten Haferkörnern schneiden wir an dem dem Embryo gegenüberliegenden Pol  $\frac{1}{3}$  des Endosperms ab und baden die Körner

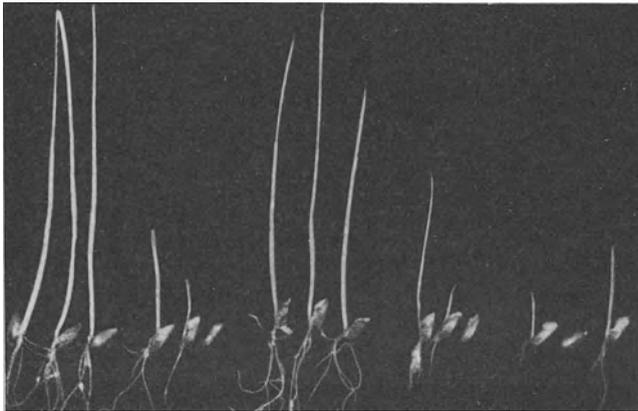


Abb. 9. Haferkeimlinge aus extrahierten Karyopsen mit verschiedenen Wuchsstoffen durch das Endosperm gefüttert. Von links nach rechts: 1. je 3 Keimlinge aus normalen, nicht extrahierten Körnern, 2. extrahiert, 3. extrahiert und mit Auxin gefüttert, 4. extrahiert und mit  $\beta$ -Indolylessigsäure gefüttert, 5. extrahiert und gefüttert mit Phenyllessigsäure. Zu Versuch 28. (Aus R. POHL, 1936.)

dann 12...24 Stunden lang in fließendem Wasser. Die so vorbehandelten Karyopsen legen wir nun in 4 gleichen Portionen in offenen Petrischalen im Dunkeln zur Keimung aus. Das Filtrierpapier der ersten Schale feuchten wir mit  $10\text{ cm}^3$  Wasser an, das der zweiten mit einer  $0,01$  norm.  $\beta$ -Indolylessigsäure, das der dritten mit der wäßrigen Lösung von genuinen Streckungswuchsstoffen, die wir nach den in Versuch 31a gegebenen Vorschriften mit  $75\text{ cm}^3$  Äther aus  $20\text{ g}$  Maisklebermehl extrahierten. Das Keimsubstrat der vierten Schale schließlich feuchten wir mit  $10\text{ cm}^3$  einer um das Zehnfache verdünnten Lösung des Auxin-extraktes aus Schale 3 an. Nach der Keimung der Karyopsen vergleichen wir die Endlänge der Koleoptilen der vier Serien, vergleichen sie auch mit der entspelzter, aber sonst nicht weiter vorbehandelter

Karyopsen. Es dürfen in diesem Versuch naturgemäß nur solche Keimlinge einander gegenübergestellt werden, deren Keimung gleichzeitig erfolgte; denn diese wird im allgemeinen durch den Wuchsstoff etwas verzögert.

Wir finden (Abb. 9), daß die Koleoptilen in der ersten Serie sehr kurz sind. Auch in der zweiten Portion ist deren Endlänge nicht gesteigert, oft sind hier die Koleoptilen sogar noch kleiner, obwohl die Keimlinge mit ihren Wurzeln und der Schnittfläche der Karyopsen in die Lösung des synthetischen Wuchsstoffes eintauchen. Dieser Streckungswuchsstoff vermag aber im Gegensatz zu dem genuinen Auxin nicht in den Koleoptilen aufzusteigen. Dagegen fördert nun das genuine Auxin das Streckungswachstum der Koleoptilen (Versuchsserie 3, 4), die hier bei optimaler Konzentration die gleiche oder sogar größere Länge erreichen als die unbehandelten Kontrollen im 5. Versuch (vgl. Versuche 27, 35 und Abb. 9).

POHL, R.: *Planta* (Berl.) **25**, 720 (1936). — Voss, H.: *Ebenda* **30**, 252 (1939).

**Versuch 29. Auslösung des primären Dickenwachstums durch Streckungswuchsstoffe.** Ein 3·4 cm hoher Sonnenblumenkeimling

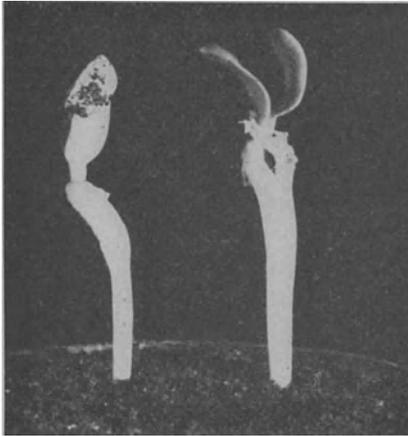


Abb. 10. Auslösung des primären Dickenwachstums von *Helianthus*-Keimlingen durch eine konzentrierte Wuchsstoffpaste (die Paste wurde zur Aufnahme fortgewischt). Zu Versuch 29. (Orig. P. METZNER.)

wird etwa 7 mm unterhalb des Kotyledonenansatzes mit einem 0,5 cm breiten Ring einer hochprozentigen Wuchsstoffpaste (0,2·0,5%  $\beta$ -Indolylessigsäure) umgeben. Wir beobachten bereits am folgenden Tag eine lokale Anschwellung des behandelten Sproßstückes, die sich in den nächsten Tagen noch verstärkt und dann auch den unteren Teil des Hypokotyls, weniger den über dem Wuchsstoffring, in Mitleidenschaft zieht (Abb. 10). Nach 8·10 Tagen können wir oft feststellen, daß die primäre Rinde an der Verdickungsstelle aufreißt (Abb. 10). Weiter sehen wir makroskopisch, daß das

Längenwachstum der Versuchspflanzen nach der Behandlung mit der hochprozentigen Wuchsstoffpaste völlig eingestellt oder zumindest sehr stark gehemmt wird.

Nun wischen wir mit einem Lappen vorsichtig die Paste ab und führen durch das verdickte Gewebe einen medianen Längsschnitt.

Vergleiche mikroskopisch die Zellformen in diesem Schnitt mit denen eines gleichen Schnittes durch eine mit einem entsprechenden Wasserpastering versehenen Pflanze (vgl. auch Versuch 48).

CZAJA, A. TH.: Ber. dtsch. bot. Ges. **53**, 221 (1935).

### C. Extraktion und Test der Streckungswuchsstoffe.

Für den Nachweis der Wirkstoffe sind bestimmte biologische Methoden, die sog. biologischen Teste, ausgearbeitet worden. Sie ermöglichen uns nicht nur den qualitativen, sondern auch den quantitativen Nachweis der Wirkstoffe. Weiter geben sie uns die Möglichkeit, Verfahren zu entwickeln, um die Wirkstoffe aus dem Gewebe zu extrahieren und dann bis zum chemisch reinen Stoff anzureichern.

#### Versuch 30. Avena-Test.

a) Ausführung des Avena-Testes auf Auxin (zugleich Anwendung der Agar-Abfang-Methode). Für die meisten Untersuchungen wird der Siegeshafer aus Svalöf (Schweden) verwendet, der als Nachzucht auch von Gebr. Dippe AG., Quedlinburg a. Harz, zu beziehen ist. Wir quellen die Karyopsen am hellen Tageslicht und bei niederen Temperaturen ein, um so die Ausbildung des Mesokotyls zu verhindern. Nach der Keimung pflanzen wir die Körner in Präparatgläser oder praktischer in rechteckige Zinkblechkästen (Kantenlänge  $1 \times 1,5 \times 5$  cm), die mit gesiebter Gartenerde angefüllt sind. Dann stellen wir die Keimlinge in eine Dunkelkammer mit einer Temperatur von  $22^{\circ}$  und 95% relativer Luftfeuchtigkeit. Haben die etiolierten Koleoptilen eine Länge von  $25 \cdots 35$  mm erreicht, sind sie in dem für unsere Versuche günstigen Entwicklungsstadium.

Zunächst stellen wir uns bei phototropisch unwirksamem, rotem Licht  $10 \cdots 12$  völlig gerade gewachsene Keimlinge zu je einer Serie zusammen und dekapitieren sie in folgender Weise:  $2 \cdots 3$  mm unterhalb der Koleoptilspitze wird die Keimscheide mit einem scharfen Skalpell einseitig eingeritzt und die Spitze mit einer Pinzette abgerissen. Das Primärblatt bleibt dabei zunächst unverletzt, wird dann aber mit Hilfe einer Pinzette etwas herausgezogen. Nach dieser Dekapitation können die Koleoptilstümpfe bereits als Testpflanzen benutzt werden. Besser ist es jedoch, wenn wir 2 Stunden nach der ersten Dekapitation (s. Versuch 24b) nochmals eine dünne Scheibe von den Koleoptilspitzen abheben und dann  $10 \cdots 15$  Minuten später das den Wirkstoff enthaltende Agarplättchen einseitig auf die Breitseite des Koleoptilstumpfes mit einem Tropfen 15proz. Gelatine aufkleben. Die Testpflanzen sind nach der zweiten Dekapitation wuchsstoffempfindlicher.

Die Agarplättchen für diesen Versuch gewinnen wir folgendermaßen: 3proz. Agar wird in einer Petri- oder Esmarchschale zu einer etwa

1 mm dicken Schicht ausgegossen. Nun stanzen wir aus dieser Platte mit einem Korken, in den mehrere Rasierklingen parallel zueinander im Abstand von 2 mm gleichmäßig tief eingedrückt wurden, kleine Plättchen von  $2 \times 2 \times 1$  mm Kantenlänge heraus. Auf jeden Block stellen wir für 2 Stunden je eine Koleoptilspitze (Agar-Abfang-Methode) und prüfen den Wuchsstoffgehalt dieses Plättchens in der vorher angegebenen Weise. 2 Stunden nach dem Aufsetzen des Agarwürfels auf den Koleoptilstumpf messen wir den Krümmungswinkel der Testpflanze, indem wir von dieser im parallelen roten Licht ein Schattenbild entwerfen.

Liegen Extrakte zum Testen vor, so wird der verflüssigte, 3proz. Agar mit dem von den Extraktionsmitteln vollständig befreiten Rückstand vermischt. Nach dem Erstarren lassen wir den Agar zunächst noch für einige Stunden in einem mit Wasserdampf gesättigten Raum stehen, um so eine gleichmäßige Verteilung des Wuchsstoffes im Agar zu erreichen. Dann schneiden wir den Agar wie vorher in Würfelchen und kleben diese seitlich auf die dekapitierten *Avena*-Koleoptil-Stümpfe.

WENT, F. W.: *Rec. Trav. bot. néerl.* **25**, 1 (1929). — BOYSEN-JENSEN, P.: *Planta* (Berl.) **31**, 653 (1941).

Auf geringere Auxinmengen als der WENTsche *Avena*-Test spricht der *Cephalaria*-Test an.

SÖDING, H.: *Ber. dtsh. bot. Ges.* **53**, 331 (1935). — *Jb. Bot.* **85**, 770 (1937).

Hier ist die Empfindlichkeit zu verschiedenen Jahreszeiten jedoch sehr unterschiedlich. — Vor allem von amerikanischen Forschern wird der theoretisch noch nicht ganz geklärte Erbsen-Test angewendet.

WENT, F. W.: *Proc., Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam* **37**, 547 (1934). — JOST, L.: *Z. Bot.* **33**, 193 (1938).

**b) Abhängigkeit des Krümmungswinkels im *Avena*-Test von der Wuchsstoffkonzentration.** Im *Avena*-Test stellen wir den Krümmungswinkel fest, den auf dekapitierte Koleoptilstümpfe einseitig aufgesetzte Agarblöcke hervorrufen. Wir vergleichen die Wirkung von Agarblöckchen, auf denen für je 2 Stunden 4, 3, 2 und 1 Koleoptilspitze gestanden haben. Führe diese Agar-Abfang-Extraktion in einem wasserdampfgesättigten Raum durch, damit der Agar nicht austrocknet.

Andererseits verdünnen wir den Wuchsstoffgehalt der Agarplättchen, auf denen nur 1 Koleoptilspitze stand, mit 3proz. Agar auf  $\frac{1}{2}$ ,  $\frac{1}{4}$ ,  $\frac{1}{8}$  usw. Zeichne nun die gefundenen Werte für die Krümmungswinkel (Durchschnittswerte für mindestens 10 Testpflanzen) auf Millimeterpapier in Abhängigkeit von der Anzahl der Koleoptilspitzen, die auf dem Agar standen, auf.

Führe einen entsprechenden Versuch mit  $n/100 \cdots n/100000$   $\beta$ -Indolylessigsäure durch. Wir finden, daß der Krümmungswinkel nur innerhalb bestimmter Grenzen der Wuchsstoffkonzentration im Agarwürfelchen proportional ist.

**Versuch 31. Extraktion der Streckungswuchsstoffe.**

a) **Wuchsstoffextraktion mit Äther-Alkohol.** 10 g Frischmaterial des zu untersuchenden Objektes werden etwas zerkleinert und in einem Erlenmeyerkolben mit 50 cm<sup>3</sup> über FeSO<sub>4</sub> und CaO frisch destilliertem Äther, 5 cm<sup>3</sup> 96proz. Alkohol und 0,5 cm<sup>3</sup> 10proz. Essigsäure übergossen. Nach 12 Stunden gießen wir den Extrakt ab und erneuern die Extraktionsflüssigkeit. Nach weiteren 12 Stunden dampfen wir die gesammelten Rohextrakte auf dem Wasserbad ein und nehmen den Rückstand mit 15 cm<sup>3</sup> 0,1proz. NaHCO<sub>3</sub> auf. Diese Lösung wird dreimal mit frisch destilliertem Äther ausgeschüttelt, die Ätherphase verworfen, die wäßrige Phase abgetrennt und mit Essigsäure schwach angesäuert. Nun schütteln wir diese Lösung wiederum dreimal mit destilliertem Äther aus, dampfen die Ätherextrakte ein, trocknen den Rückstand im Exsikkator über CaCl<sub>2</sub> und verreiben ihn gründlich mit 1 g Wasserpaste (Wollfett: Wasser = 1:1) (s. S. 123). Die Paste wird auf ihren Wuchsstoffgehalt im *Avena*-Test (s. Versuch 30a) geprüft.

Auxin löst sich im Äther nur in schwach saurer Lösung und wird durch Spuren von Peroxyden, wie sie im käuflichen Äther stets enthalten sind, zerstört. Außerdem ist dieser Wuchsstoff photo-instabil; die Lösungen müssen daher im Dunkeln aufbewahrt werden.

Diese Extraktionsmethode bietet den großen Vorteil, daß wir ziemlich reine Auxinpräparate erhalten. Für eine schnelle Wuchsstoffgewinnung aus pflanzlichem Gewebe genügt es aber in vielen Fällen, das Gewebe etwas zu zerkleinern und dann mit frisch destilliertem Äther im Soxhlet 2 Stunden zu extrahieren. Der Extrakt wird eingedampft und wie vorher mit Wasserpaste verrieben.

LINSER, H.: *Planta* (Berl.) **29**, 392 (1939). — BOYSEN-JENSEN, P.: *Ebenda* **31**, 653 (1941).

b) **Wuchsstoffextraktion aus Wurzelspitzen mit Dextrose-Agar.** Mit Hilfe der Agar-Abfang-Methode (s. Versuch 30a) und anderen Extraktionen läßt sich aus den Wurzelspitzen im allgemeinen kein oder nur sehr wenig Auxin gewinnen. Dies gelingt dagegen sehr gut nach dem folgenden, von BOYSEN-JENSEN ausgearbeiteten Verfahren:

Wir stellen uns dazu aus 3 g ausgewaschenem Agar, 10 g reiner Dextrose (d-Glucose) und 100 cm<sup>3</sup> Wasser einen Agar her, von dem wir etwas zu einer 1 mm hohen Schicht auf eine warme Glasplatte gießen (z. B. 10 cm<sup>3</sup> auf 100 cm<sup>2</sup>). Nach dem Erstarren schneiden wir aus dem Agar Quadrate von 2 mm Kantenlänge heraus (s. S. 30) und legen diese Plättchen auf einen Objektträger, befeuchten sie mit einem Tropfen Leitungswasser und setzen auf jeden Block eine 2 mm lange Wurzelspitze von *Vicia Faba*- oder *Zea Mays*-Keimlingen mit der Schnittfläche auf. Wir bringen den Objektträger für 4 Stunden in einen wasserdampfgesättigten Raum. Darauf entfernen wir die Wurzelspitzen und befeuchten dann die Agarblöckchen mit einer Lösung von 50 cm<sup>3</sup> Alkohol + 50 cm<sup>3</sup> Wasser und 1 g Zitronensäure und bewahren

sie in einem sterilen, wasserdampfgesättigten Raum bei möglichst niedriger Temperatur auf. Spätestens am nächsten Tag setzen wir die Agarblöckchen auf dekapitierte *Avena*-Keimlinge einseitig auf und messen in der gewohnten Weise den Krümmungswinkel (s. Versuch 30). Zur Kontrolle legen wir auf weitere dekapitierte Testpflanzen gleichbehandelte Agarblöcke der gleichen Zusammensetzung, die aber nicht mit Wurzelspitzen in Berührung kamen. Letztere Würfel bewirken keine einseitige Beschleunigung des Streckungswachstums.

BOYSEN-JENSEN, P.: *Planta* (Berl.) **19**, 345 (1932).

**c) Wuchsstoffextraktion mit Hilfe eines elektrischen Potentials.** Zwei rechtwinklig gebogene Glasrohre mit einem Durchmesser von etwa 3 cm werden mit je 10 g Haferschrot oder Maisklebermehl gefüllt. Dann setzen wir die Rohre mit einem Schenkel fest aneinander und verbinden sie mit einem breiten Streifen Leukoplast zu einem zusammenhängenden, wasserdichten System. In beide freie Schenkel geben wir nun etwa 25 cm<sup>3</sup> destilliertes Wasser, lassen das Mehl 10 Stunden darin quellen und führen darauf in die Flüssigkeit beider Schenkel je eine Platinelektrode ein, an die wir für 24 Stunden eine Gleichstromspannung von 10·15 Volt anlegen, also z. B. drei hintereinandergeschaltete Taschenlampenbatterien mit je 4,5 Volt.

Nach dieser Zeit trennen wir die beiden Winkelstücke vorsichtig, ohne dabei Substanz oder Quellungsflüssigkeit zu verlieren, und extrahieren den Inhalt der beiden Rohre getrennt mit je 25 cm<sup>3</sup> 96proz. Alkohol in einem Kolben mit aufgesetztem Rückflußkühler auf einem Wasserbad. Nach 5stündiger Extraktion filtrieren wir das Mehl ab und dampfen die Filtrate auf dem Wasserbad ein. Die Rückstände nehmen wir mit 1 g Wasserpaste, die wir gründlich durchkneten, auf und testen den Anoden- und Kathodenextrakt im *Avena*-Test (s. Versuch 30). Wir werden dann feststellen, daß der Wuchsstoff kathaphoretisch fast quantitativ zur Anode gewandert ist.

POHL, R.: *Planta* (Berl.) **25**, 720 (1936).

**Versuch 32. Die nicht artspezifische Wirkung der Streckungswuchsstoffe.** Nach den in Versuch 30 gegebenen Vorschriften gewinnen wir nach der Agar-Abfang-Methode aus Maiskoleoptilspitzen Wuchsstoff und testen durch Messung des Krümmungswinkels den Wuchsstoffgehalt der Agarplättchen, die wir einseitig auf die Breitseite dekapitierter *Avena*-Koleoptilen auftragen. Auch der aus Maiskeimlingen gewonnene Wuchsstoff bewirkt bei den Haferkeimlingen eine einseitige Förderung des Streckungswachstums.

SÖDING, H.: *Jb. Bot.* **82**, 534 (1936).

**Versuch 33. Bestimmung des Wuchsstoffgehaltes einer Keimpflanze.** Etwa 100 *Avena*-Koleoptilen werden bis zu einer Länge von 3 cm im

Dunkeln herangezogen. Dann zerlegen wir sie in 6 gleich lange Zonen und extrahieren aus jeder den Wuchsstoff nach der in Versuch 31 a gegebenen Vorschrift. Der Auxingehalt wird mit Hilfe des *Avena*-Testes (Versuch 30 a) bestimmt. Achte bei diesen Versuchen darauf, daß die Proportionalitätsregel für den Krümmungswinkel und die Wuchsstoffkonzentration besteht (Versuch 30b), überzeuge dich also davon, daß ein Agarwürfel mit dem ursprünglichen Wuchsstoffgehalt einen doppelt so großen Krümmungswinkel bewirkt wie ein Würfel, in dem das extrahierte Auxin gleichen Quantum mit der doppelten Menge 3proz. Agars aufgenommen wurde. Vergleiche nun in einer Parallelsrie die Wachstumsgeschwindigkeit der 6 Zonen mit dem Wuchsstoffgehalt der gleichen Koleoptilabschnitte (Abb. 11).

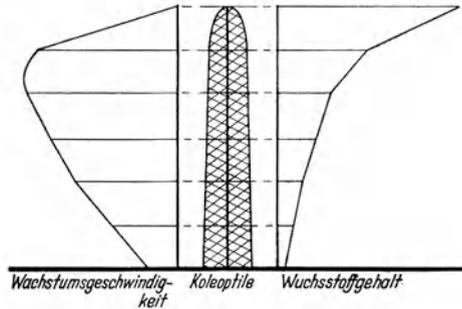


Abb. 11. Wuchsstoffgehalt und Wachstumsgeschwindigkeit einer 3 cm langen *Avena*-Koleoptile. (Nach Zahlen von K. V. THIMANN, 1934.) Zu Versuch 33. (Orig.)

THIMANN, K. V.: J. gen. Physiol. 18, 23 (1934).

**Versuch 34. Änderung des Wuchsstoffgehaltes einer Pflanze während ihrer Entwicklung.** Mit Hilfe der Ätherextraktionsmethode (Ver-

such 30) bestimmen wir den Wuchsstoffgehalt gewichtsgleicher Mengen von verschiedenen Organen der Sonnenblume während ihrer Entwicklung. Zu diesen Versuchen vergleichen wir folgende Organe: 1.) ungequollene Früchte, 2.) 2...3 Tage gequollene Früchte, 3.) Keimlinge im Alter von 1...3 Wochen, 4.) die Kotyledonen dieser Keimlinge gesondert, 5.) Sproßteile einer ausgewachsenen Pflanze, 6.) sich entwickelnde und bereits ausgewachsene Blätter, 7.) Blütenknospenanlagen, 8.) Blüten vor und nach der Befruchtung, 9.) Pollenkörner, 10.) junge, noch nicht ausgereifte Früchte (Abb. 12).

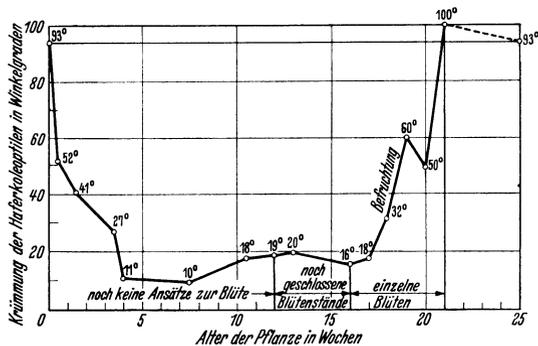


Abb. 12. Veränderung des Wuchsstoffgehaltes einer Sonnenblumenpflanze während ihrer Entwicklung. Zu Versuch 34. (Nach F. LAIBACH u. F. MEYER, 1935.)

LAIBACH, F., u. F. MEYER: Senckenbergiana 17, 73 (1935). — SÖDING, H.: Flora (Jena) 132, 425 (1938).

**Versuch 35. Nachweis von aktivem Auxin im Endosperm und inaktivem Wuchsstoff im Scutellum gequollener Maiskörner.** Wir ziehen uns unter den bekannten Versuchsbedingungen (Versuch 30 a) eine größere Anzahl von Haferkeimlingen im Dunkeln bis zu einer Länge von 2,5···3 cm heran. Diese werden nach den in Versuch 30 a gegebenen Vorschriften dekapitiert und die Primärblätter herausgezogen. Sofort nach der Dekapitation legen wir auf die ganze Schnittfläche Gewebestücke ( $2 \times 2 \times 1$  mm), die wir aus dem Endosperm bzw. dem Scutellum

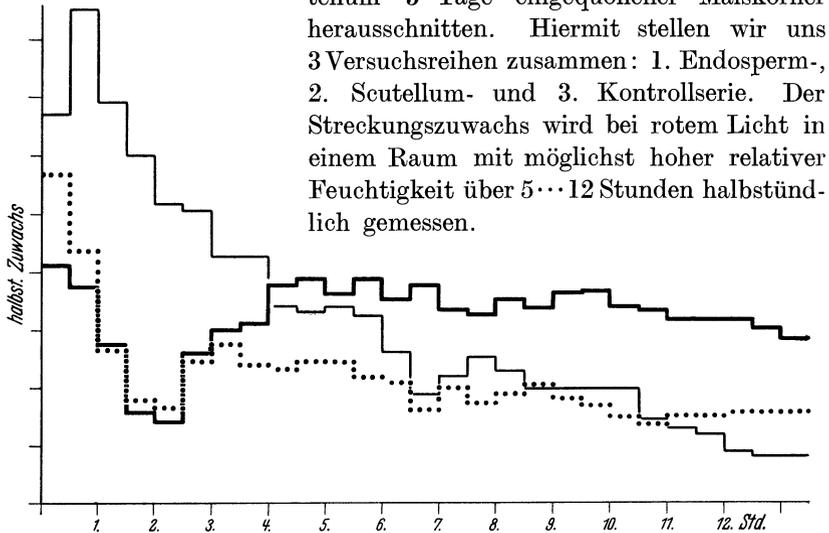


Abb. 13. Einfluß des Scutellums (—) und des Endosperms (—) auf das Streckungswachstum dekapitierter *Avena*-Keimlinge (Kontrolle ···). Zu Versuch 35. (Aus H. Voss, 1939.)

An Hand der Durchschnittswerte von mindestens 10 Einzelmessungen für jede Serie stellen wir, wie Abb. 13 zeigt, fest, daß in der Endospermserie die Wachstumsgeschwindigkeit zunächst gesteigert wird und dann allmählich abnimmt. Im Endosperm ist also wirkungsfähiger Wuchsstoff, d. h. aktives Auxin, enthalten. In der Kontrollserie nimmt dagegen der Streckungszuwachs bis zu 2,5···3 Stunden nach der Dekapitation ständig ab, da der aktive Wuchsstoff aus der Koleoptilspitze fehlt. In dem darauffolgenden Zeitraum wird die Wachstumsgeschwindigkeit (im Gegensatz zum *Helianthus*-Hypokotyl) wieder gesteigert: Bei der *Avena*-Koleoptile wird eine „physiologische Spitze“ regeneriert, die aktiven Wuchsstoff zu bilden imstande ist (vgl. Versuch 24 b).

Die Scutellumstückchen bewirken zunächst auch nur eine Wachstumshemmung. Zur Zeit der Regeneration der physiologischen Spitze steigt die Wachstumsgeschwindigkeit in dieser Serie aber bedeutend stärker an als in der Kontrollserie. Der Versuch zeigt also, daß das Scutellum kein aktives Auxin enthält, wohl aber einen Wuchsstoff, den

die regenerierte physiologische Spitze aktivieren kann. Das Auxin des Scutellums ist also inaktiviert.

Aus anderen Versuchen (vgl. auch dazu Versuch 28) können wir entnehmen, daß das aktive Auxin und ebenso die  $\beta$ -Indolylessigsäure nur streng polar von der Sproßspitze zur Basis transportiert werden. In diesem Versuch finden wir nun aber, daß das inaktivierte Auxin auch von der Sproßbasis zur Spitze zu wandern vermag, und wir verstehen daraus die Notwendigkeit, daß das aktive Auxin des Endosperms vor seinem Eindringen in das Sproßgewebe durch das Scutellum in eine physiologisch andere Form überführt werden muß, um so in die Sproßspitze zu gelangen.

Voss, H.: *Planta* (Berl.) **30**, 252 (1939).

## D. Wirkungsweise der Streckungswuchsstoffe und Analyse der Zellstreckung.

Die ersten Versuche aus diesem Kapitel zeigen uns sowohl die unterschiedliche Wuchsstoffempfindlichkeit der einzelnen Gewebeteile (Versuch 36) als auch die eines Organs in entwicklungsphysiologisch verschieden altem Zustand (Versuch 38, 39). Die Wuchsstoffempfindlichkeit einer Zelle wird auch weiter durch Überschwemmung mit großen Wuchsstoffmengen sehr stark vermindert (Versuch 37).

Die weiteren Versuche sollen uns die Mechanik der Zellstreckung (= irreversible Volumenvergrößerung der Zellen ohne Bildung von Membransubstanzen) und des Streckungswachstums (= irreversible Volumenvergrößerung der Zellen unter Bildung und Einlagerung von Membransubstanzen) veranschaulichen. Sie zeigen uns, daß der osmotische Wert (Versuch 40) und damit der Turgordruck in den wachsenden Zellen geringer sind als in den nicht wachsenden, die Zellstreckung also nicht durch Steigerung des osmotischen Binnendruckes der Zelle ausgelöst wird. Daß eine Steigerung des anisotischen Binnendruckes (= Steigerung der Viskosität des Zytoplasmas) unter bestimmten Versuchsbedingungen eine Volumenvergrößerung der Zelle bewirken kann, erfahren wir aus den Versuchen 41, 42. Wichtiger als die Veränderungen der osmotischen Zustandsgrößen und der zytoplasmatischen Eigenschaften der Zelle sind die Veränderungen der Membraneigenschaften: Abnahme der Membrandicke während der Zellstreckung (Versuch 43) und Steigerung der plastischen Dehnbarkeit der Membranen (Versuch 44, 45). Die Zellstreckung können wir demnach in der Weise erklären, daß die Membranen nach Einwirken der Streckungswuchsstoffe so wesentlich plastisch dehnbarer werden, daß eine irreversible Überdehnung der Zellwände selbst bei einem etwas verminderten Turgordruck der Zelle erfolgt.

**Versuch 36. Optimum der Wuchsstoffkonzentration für Sproß und Wurzel.** An die Wachstumszone etiolierter, 3 Stunden vor Versuchsbeginn

dekapitierter *Helianthus*-Hypokotyle legen wir schmale Filterstreifen einseitig an, die mit ihrem freien Ende in Glasnöpfchen mit einer Wuchsstofflösung bestimmter Konzentration eintauchen. Um den Streifen einen besseren Halt zu geben, binden wir sie an den Hypokotylen mit einem Faden locker fest. 3 Stunden nach Versuchsbeginn wird an den Schattenbildern der Krümmungswinkel gemessen. —

Entsprechende Versuche setzen wir mit *Vicia Faba*-Wurzeln an, deren Anzucht in der gleichen Weise geschieht, wie es im Versuch 17 b beschrieben wurde. Haben die Wurzeln eine Länge von 2·3 cm erreicht, dekapitieren wir sie um 1 mm an der Wurzelspitze und stecken die Wurzelstümpfe für 3 Stunden wieder in die im Sägemehl senkrecht vorgebohrten Löcher. Danach bringen wir die nun wuchsstoffarmen Wurzeln in vertikaler Lage in einen wasserdampfgesättigten Raum und legen schmale Filterstreifen, die in bestimmt konzentrierte Wuchsstofflösungen eintauchen, einseitig an die Wurzelstümpfe an. 3 Stunden nach Versuchsbeginn wird der Krümmungswinkel gemessen.

Für beide Serien bestimmen wir die Wirkung von  $\beta$ -Indolylessigsäurelösungen der Konzentrationen  $10^{-12}$ ·...· $10^{-2}$  norm. und zeichnen uns aus den Durchschnittswerten von je 15·20 Versuchspflanzen eine Wirkungskurve des Wuchsstoffes für Wurzel und Sproß. Die optimale Wuchsstoffkonzentration liegt für das Hypokotyl bedeutend höher als für die Wurzel (vgl. auch Versuch 25).

AMLONG, H. U.: Jb. Bot. 83, 773 (1936).

### Versuch 37. Herabsetzung der Wuchsstoffempfindlichkeit nach Überschwemmung der Gewebe mit synthetischen Wuchsstoffen.

a) 5·10 *Helianthus*-Hypokotyle werden in ihrer Wachstumszone mit einem 3 mm breiten Ring einer Wuchsstoffpaste versehen, die wir mit einer n/100 Lösung von  $\beta$ -Indolylessigsäure ansetzten. Etwa 2 Stunden später streichen wir eine Paste von einer n/1000 Wuchsstofflösung einseitig auf die gesamte Hypokotyllänge und stellen fest, daß nach weiteren 3·4 Stunden noch keine Krümmung eingetreten ist, wie wir sie bei den Hypokotylen beobachten, denen nur die n/1000  $\beta$ -Indolylessigsäure einseitig geboten wurde.

b) In einer anderen Serie werden Hypokotyle, die mit einem Ring einer konz. Wuchsstoffpaste versehen wurden, geotropisch oder phototropisch gereizt. Wir stellen fest, daß diese Hypokotyle entweder überhaupt nicht oder nur sehr schwach auf den tropischen Reiz reagieren.

DIEHL, J. M., C. J. GORTER, G. VAN ITERSOU u. A. KLEINHOONTE: Rec. Trav. bot. néerl. 36, 709 (1939).

### Versuch 38. Streckungszuwachs der Zellen aus verschiedenen Zonen eines Hypokotyls bei gleicher Wuchsstoffgabe. In der gewohnten Weise

werden 100 Hypokotyle von *Helianthus annuus* bis zu einer Länge von etwa 4 cm herangezogen. Bei 20 von diesen erfolgt die Dekapitation direkt unter der Ansatzstelle der Kotyledonen (Abb. 14), bei weiteren 20 Keimlingen 0,5 cm tiefer. In den nächsten Serien wird das Hypokotyl jeweils 1 cm tiefer durchgeschnitten. Auf die Schnittflächen geben wir nun gleiche Mengen einer Wuchsstoffpaste mit einer  $n/1000$   $\beta$ -Indolyllessigsäure und messen den Streckungszuwachs in der Zone, die jeweils 0,3...0,5 cm unterhalb der Dekapitationschnittfläche liegt, mit Hilfe eines Horizontalmikroskopes 6, 12 und 24 Stunden nach Versuchsbeginn.

Die graphisch aufgetragenen Werte zeigen, daß die Zellen einer mittleren Zone das größte Reaktionsvermögen auf den Wuchsstoff besitzen.

RUGE, U.: *Planta* (Berl.) **27**, 352 (1937).

**Versuch 39. Streckungszuwachs gleich alter Zellen bei gleicher Wuchsstoffgabe zu verschiedener Zeit nach der Dekapitation.** 4 cm lange *Helianthus*-Hypokotyle werden 4 mm unterhalb des Kotyledonenansatzes dekapitiert. In einer Serie geben wir sogleich auf die Schnittfläche eine Wuchsstoffpaste mit einer  $n/1000$   $\beta$ -Indolyllessigsäure, bei den anderen Versuchsreihen geschieht das gleiche nach 1, 2, 3...10 Tagen. Nach dieser Vorbehandlung wird der Streckungszuwachs, der in dem obersten Zentimeter der Hypokotylstümpfe 24 Stunden nach der Wuchsstoffgabe erfolgte, mit einem Horizontalmikroskop bestimmt, und die gefundenen Durchschnittswerte von je 20 Einzelmessungen werden graphisch dargestellt.

Die Reaktionsfähigkeit auf eine bestimmte Wuchsstoffmenge nimmt nach der Dekapitation sehr schnell ab.

RUGE, U.: *Planta* (Berl.) **27**, 352 (1937).

**Versuch 40. Veränderung des osmotischen Wertes während des Streckungswachstums.** Wir ziehen uns eine größere Anzahl von *Helianthus*-Keimlingen bis zu einer Länge von etwa 4 cm heran. Bei einem Teil dieser Pflanzen bestimmen wir nach der Methode der Grenzplasmolyse an einem Längsschnitt durch die primäre Rinde des obersten Zentimeters den osmotischen Wert. Der Og liegt hier etwa bei 0,45 mol. Traubenzucker. Wiederholen wir diese Bestimmung bei Keimlingen, die 4 mm unter der Ansatzstelle der Kotyledonen dekapitiert wurden, dann stellen wir fest, daß der Og in den ersten Tagen nach der Dekapitation ständig ansteigt. Wurde jedoch den Keimlingen auf die Dekapi-

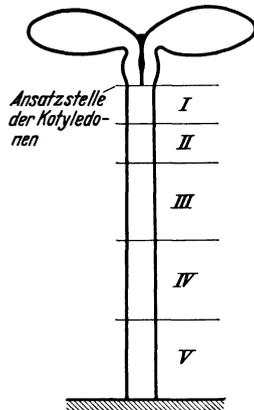


Abb. 14. Zonale Aufteilung eines *Helianthus*-Hypokotyls für Versuch 38, 39, 40, 46. (Aus U. RUGE, 1937.)

tationsfläche eine Wuchsstoffpaste mit einer 0,001 norm.  $\beta$ -Indolyl-essigsäure aufgeschmiert, sinkt der Og bis zu 5 Tagen nach der Dekapitation um etwa einen einer 0,13 mol. Traubenzuckerlösung entsprechenden Wert, steigt dann allerdings allmählich wieder auf den Ausgangswert an. Wie weitere Versuche zeigen würden, liegt auch der Turgordruck in den sich streckenden Zellen niedriger als in den sich nicht streckenden.

Bestimme auch in einer anderen Serie das osmotische Gefälle in einem Hypokotyl von der Kotyledonenansatzstelle bis zur Basis des Hypokotyls (Abb. 15).

RUGE, U.: Z. Bot. **31**, 1 (1937). — *Planta* (Berl.) **27**, 352 (1937).

**Versuch 41. Plasmaviskosität wachsender und nicht wachsender Zellen.** Wir ziehen uns mehrere *Helianthus*-Keimlinge bis zu einer Länge von 4...5 cm heran. Dann stellen wir uns nicht zu dünne Längsschnitte durch das Rindengewebe her und zwar 1. über der eigentlichen Wachstumszone, d. h. wenige Millimeter unter dem Kotyledonenansatz, 2. durch die Hauptstreckungszone und 3. durch den basalen Teil des Hypokotyls. Diese Schnitte infiltrieren

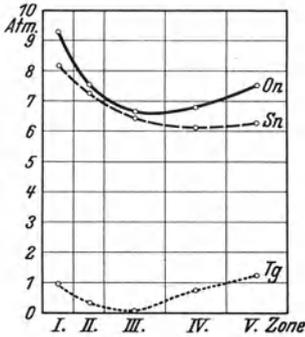


Abb. 15. Osmotische Zustandsgrößen in einem *Helianthus*-Hypokotyl. *On* = osmotischer Wert, *Sn* = Saugkraft, *Tg* = Turgordruck. Aufteilung des Hypokotyls in die 5 Zonen s. Abb. 14. Zu Versuch 40.

(Aus U. RUGE, 1937.)

wir mit einer 0,6 mol.  $KNO_3$ -Lösung und vergleichen sofort den Plasmolyseverlauf in den 3 Schnitten miteinander. Wir stellen fest, daß sich die Protoplasten der noch fast meristematischen Zellen des obersten Hypokotylabschnittes sehr schnell ab- runden, ebenso die der basalen



Abb. 16. Plasmolyseform meristematischer (A), sich streckender (B) und ausgewachsener (C) Zellen aus dem Hypokotyl von *Helianthus annuus*. Zu Versuch 41. (Nach S. STRUGGER, 1934.)

Zone. In der Hauptstreckungszone dagegen hebt sich der Protoplast in Form der Konkavplasmolyse von den Membranen ab und rundet sich erst nach weiteren Minuten völlig ab (Abb. 16). Im letzten Fall ist also die Plasmaviskosität gegenüber der in den nicht wachsenden Zellen gesteigert.

Sehr instruktiv und zugleich als Überleitung zu Versuch 42 läßt sich dieser Versuch auch mit jungen (roten) und älteren (blauen) Blüten von *Lathyrus vernus*

wiederholen. Dazu infiltrieren wir Stücke aus den Blütenblättern dieser Leguminose mit 0,5 mol.  $\text{KNO}_3$  (Mol.-Gew. 101,1). Die sogleich einsetzende Beobachtung zeigt uns für die Zellen mit dem roten, also stark sauren Zellsaft, eine Konkavplasmolyse, in den Zellen mit dem blauen Anthocyan, also der weniger sauren Vakuole, eine Konvexplasmolyse.

STRUGGER, S.: Jb. Bot. **79** 406 (1934). — RUGE, U.: Z. Bot. **31**, 1 (1937). — Flora (Jena) **134**, 311 (1940).

**Versuch 42. Säurekrümmung.** Eine etwa 10 cm hohe, schmale Küvette füllen wir zu  $\frac{4}{5}$  mit einer Lösung I von 9,078 g prim. Kaliumphosphat ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) in 1000  $\text{cm}^3$  frisch abgekochtem, dest. Wasser. In eine zweite Küvette geben wir entsprechend eine Mischung aus 87 Teilen von Lösung I und 13 Teilen einer 1,1876proz. Lösung von sekundärem Natriumphosphat „nach SÖRENSEN“ ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ). Die  $C_H$  beider Lösungen bestimmen wir mit Hilfe einer Chinhydron-Elektrode. Wir finden für I.  $p_H$  4,6, für II.  $p_H$  7,6.

Nun ziehen wir von 4·5 cm langen, am basalen Ende abgeschnittenen *Helianthus*-Hypokotylen mit einer Pinzette einen schmalen Epidermisstreifen über die ganze Hypokotyllänge ab, befestigen die Keimstengel mit ihren Kotyledonen mittels einer Nadel an einem Korken, den wir so in die Küvetten einklemmen, daß die Hypokotyle ganz in die Lösung eintauchen. Beobachte nun den Verlauf und den Grad der traumatischen Krümmung bei 25·27° während 6 Stunden. Wir stellen fest, daß sich die Hypokotyle in der neutralen Lösung nur wenig negativ traumatisch krümmen, dagegen in der sauren sehr stark. Bei dem einseitigen Eindringen der Lösung wird durch das Säuregemisch eine stärkere Plasmaquellung auf der einen Seite des Hypokotyls bewirkt und damit eine plastische Überdehnung der Membranen.

STRUGGER, S.: Jb. Bot. **79**, 406 (1934).

**Versuch 43. Veränderung der Membrandicke während der Zellstreckung.** Wir machen Querschnitte durch einen jungen, noch nicht gestreckten Sporogonstiel von *Pellia epiphylla*. Einige typische Stellen mit den kollenchymatischen Membranverdickungen zeichnen wir uns mit Hilfe eines Zeichenapparates heraus. Eine entsprechende Zeichnung fertigen wir uns von den Zellen des Sporogonstieles nach dessen Streckung an. Beim Vergleich beider Skizzen stellen wir fest, daß die Membranverdickungen während der hier sehr plötzlich verlaufenden Zellstreckung aufgelöst wurden.

OVERBECK, FR.: Z. Bot. **27**, 129 (1934).

**Versuch 44. Veränderung der Membraneigenschaften während des Streckungswachstums.** Keimlinge von *Helianthus annuus* werden in kleinen Zinkkästen mit der Kantenlänge  $1 \times 1,5 \times 5$  cm eingepflanzt. Haben sie hier eine Länge von 2·3 cm erreicht, dekapitieren wir sie um 3 mm. Auf die Dekapitationsschnittfläche der einen Serie schmieren

wir Wasserpaste, auf die der anderen eine Wuchsstoffpaste einer 0,001 norm.  $\beta$ -Indolylessigsäure. 18·48 Stunden nach der Dekapitation zeigen die Keimlinge die Veränderung der Membraneigenschaften sehr deutlich.

Um das zu demonstrieren, klemmen wir die Zinkkästen mit den Keimlingen beider Serien in einem Stativ in horizontaler Lage übereinander ein, stecken neben die Hypokotyle einen Stab von Hypokotylänge in das Kästchen und hängen dann an das Hypokotylende mit einem Zwirnfaden (diesen eventuell mit einem Tropfen verflüssigtem Paraffin an das Hypokotyl ankleben) ein Gewicht von 2·3 g.

Die Hypokotyle biegen sich nun herab. Wir stellen aber fest, daß die mit Wuchsstoff versorgten Sprosse sich viel stärker herabkrümmen als die nicht behandelten, daß die Gesamtdehnbarkeit der wachsenden Pflanzen also höher ist als die der nicht wachsenden. Sind die Hypokotylstümpfe nun 10·15 Minuten lang belastet, dann nehmen wir die Gewichte ab. Die Sprosse richten sich nun wieder auf. Dabei erreichen die mit Wasserpaste behandelten Hypokotyle ziemlich die Horizontallage, die mit Wuchsstoff versorgten dagegen nicht. Es ist also die Überdehnung und damit die plastische Dehnbarkeit in den wachsenden Membranen bedeutend höher als in den nicht wachsenden.

**Versuch 45. Zellphysiologische Bestimmung der Dehnungseigenschaften wachsender und nicht wachsender Membranen.** Wir ziehen uns eine größere Anzahl von *Helianthus*-Keimlingen bis zu einer Länge von etwa 4 cm heran, dekapitieren sie und schmieren auf die Schnittfläche der einen Serie Wuchsstoffpaste ( $\beta$ -Indolylessigsäure 0,001 norm.), auf die der anderen Wasserpaste. 18 Stunden nach dieser Vorbehandlung ziehen wir von den Hypokotylstümpfen beider Reihen die Epidermis ab und schneiden mit einem Rasiermesser aus dem Hypokotyl einige Millimeter unterhalb der Dekapitationsschnittfläche einen etwa 5 mm langen Zylinder heraus, von dessen primärer Rinde wir dann zwei etwa 1,5 mm dicke Streifen abtrennen. Um eine Verkürzung der Gewebestreifen durch Verdunstung zu vermeiden, benetzen wir sogleich alle freigelegten Gewebeteile wie auch das Rasiermesser und unsere Finger mit Paraffinum liquidum.

Dann überführen wir die Streifen sehr vorsichtig mit einem Pinsel auf einen Objektträger und bestimmen ihre Länge mit Hilfe eines Mikroskopes bei etwa 35facher Vergrößerung. Die gemessene rel. Länge sei  $N$ . Nun werden die Streifen mit einer 0,5 mol. Traubenzuckerlösung infiltriert und bleiben 2 Stunden lang in einer gleichen Lösung in einem Esmarschälchen liegen. Die Länge der plasmolysierten Streifen bezeichnen wir als  $P_1$ . Dann überführen wir die Streifen für 4 Stunden in Leitungswasser, wo sie sich bis zur vollen Turgeszenz strecken

(Streifenlänge  $W$ ). Schließlich kommen die Streifen wiederum für 2 Stunden in das Plasmolytikum (Streifenlänge  $P_2$ ). Dann ist

die elastische Dehnung im Normalzustand  $= \frac{(N - P_1) 100}{P_1} \%$ ,

die elastische Dehnbarkeit  $= \frac{(W - P_2) 100}{P_1} \%$ ,

die plastische Dehnbarkeit  $= \frac{(P_2 - P_1) 100}{P_1} \%$ .

Aus den Mittelwerten von je etwa 10 ··· 20 Streifen beider Serien stellen wir fest, daß alle Dehnungseigenschaften der Membran in der Wachstoffsreihe höher sind als in der Kontrollserie.

Die gleiche Untersuchung führen wir für den Längsgradienten eines 4 cm langen Hypokotyls durch.

RUGE, U.: Z. Bot. **31**, 1 (1937). — Planta (Berl.) **27**, 352 (1937).

**Versuch 46. Mikrochemische Analyse der Membransubstanzen in den verschiedenen Wachstumszonen eines Helianthus-Hypokotyls.** Es werden die in Abb. 14 dargestellten Zonen eines 4 cm langen *Helianthus*-Hypokotyls auf die Zusammensetzung ihrer Membranen hin untersucht. Als Reagens wählen wir für

Amyloid: 1proz. Jod-Jodkalium mit Eau de Javelle,

Hemizellulosen: 2 Teile 1proz. Jod-Jodkalium-Lösung + 1 Teil konz. Schwefelsäure (hier Beobachtung des Zeitraumes bis zum Erscheinen der Blaufärbung der Membranen),

Pektin: Rutheniumrot 1 : 10000,

Zelluloseschleim: 0,1proz. Orseillin BB oder Azorubin,

Schleime allgemein: 0,1proz. Muzikarmin,

Inkrusten weisen wir mit Hilfe des Chlorzink-Jod-Dichroismus nach, der bei Anwesenheit von Lignin usw. bei der Stellung des Okular-dichroskops auf „farblos“ einen gelben Unterton zeigt.

Diese Versuche ergeben, daß die jüngsten Membranen am meisten Amyloid, Zelluloseschleim und Schleime allgemeiner Art enthalten. In den Membranen der ausgewachsenen Zonen sind dagegen höhere Pektine und Inkrusten angereichert. Das Membrangefüge ist in den ausgewachsenen Zonen auch dichter als in den Wachstumszonen.

RUGE, U.: Biochem. Z. **295**, 59 (1937). — Planta (Berl.) **27**, 436 (1937). — SCHNEIDER, H.: Botanische Mikrotechnik, Jena 1922.

## E. Praktische Anwendung der Streckungswachsstoffe.

Die synthetischen Streckungswachsstoffe können je nach ihrer Konzentration verschieden auf die Pflanze einwirken. In geringer Konzentration rufen sie eine künstliche Verlängerung (Versuch 47),

in stärkerer Konzentration eine Verdickung (Versuch 48) der Organe hervor. Für die gärtnerische Praxis ist vor allem die Adventivwurzelbildung bei Stecklingen mit Hilfe von Streckungswachsstoffen wichtig (Versuch 50a...c). Es erscheint aber für das Verständnis dieser theoretisch noch nicht geklärten Versuche wichtig, daß man die Adventivwurzelbildung nur mit weit höheren Wachsstoffkonzentrationen auslösen kann, als diese für die Auslösung des Längenwachstums optimal sind. Weiterhin ist interessant, daß für diese Versuche im allgemeinen solche Wirkstoffe am besten geeignet sind, die sich als Streckungswachsstoffe relativ unwirksam erweisen. Neben den Wirkstoffen sind weiter noch bestimmte Assimilate zur Adventivwurzelbildung erforderlich, wie uns Versuch 51 zeigt.

**Versuch 47. Förderung des Längenwachstums durch Bepinseln der Keimlinge mit Streckungswachsstoffen.** 50 Haferkeimlinge werden im Dunkeln zu 2 Serien herangezogen. Haben die Koleoptilen gerade die Erde durchbrochen, bepinseln wir die Keimscheiden der einen Serie täglich bis jeden zweiten Tag mit einer 0,001 norm.  $\beta$ -Indolylessigsäure, die der anderen Serie dagegen mit Leitungswasser. Wir stellen fest, daß die Keimlinge der Wachsstoffserie stärker wachsen als die der

Kontrollserie, und können daraus schließen, daß den Keimlingen unter den normalen Wachstumsbedingungen nicht die optimale Wachsstoffmenge zur Verfügung steht (vgl. Versuch 27).



Abb. 17. Kallusbildungen am Epikotyl von *Vicia Faba* nach Wachsstoffbehandlung. Zu Versuch 48. (Orig. F. LAIBACH.)

**Versuch 48. Kallusbildungen durch synthetische Wachsstoffe in hohen Konzentrationen.** Junge Keimpflanzen von *Vicia Faba* dekapitieren wir dicht unter den Primärblättern und bestreichen die Schnittfläche mit einer 0,5proz.  $\beta$ -Indolylessigsäure-Paste. Nach 3 Tagen zeigen sich an der Dekapitationsfläche Kallusbildungen, die sich bald vergrößern und nach unten fortschreiten. Die Kalli können sich schließlich so mächtig entwickeln, daß die primäre Rinde gesprengt wird (Abb. 17). Vgl. auch Versuch 29.

LAIBACH, F.: Ber. dtsch. chem. Ges. **53**, 359 (1935).

**Versuch 49. Auslösung von Adventivwurzelbildung beim Oleander durch keimende Getreidekörner.** Mehrere junge Oleandertriebe (*Nereum oleander*) werden unter Wasser mit einem scharfen Messer abgeschnitten und an der Basalfläche etwa 2 cm weit aufgespalten. In diesen Spalt

klemmen wir ein Gersten- oder Weizenkorn und hängen den Trieb in ein größeres Glasgefäß. Dazu durchbohren wir eine Pappscheibe in der Mitte und schieben den Zweig durch das Loch so weit hindurch, daß er 2···3 cm in das Wasser eintaucht.

Einen Kontrollversuch setzen wir entsprechend an, jedoch ohne Einfügen des Getreidekornes. Beobachte nun in beiden Versuchen die Adventivwurzelbildung, die nach etwa 3···4 Wochen bei den mit dem Getreidekorn versehenen Stecklingen eintritt.

**Versuch 50. Adventivwurzelbildung durch nicht genuine Wachsstoffe.**

**a) Wurzelbildung in Wachsstofflösungen.** Zweige von Bäumen und Sträuchern oder auch andere Sproßorgane, die wir in Wachsstofflösungen bestimmter Konzentration eintauchen, schlagen im allgemeinen schneller und besser Wurzeln als solche, die in reines Leitungswasser eingestellt wurden. Für den Erfolg müssen Art und Konzentration der Wachsstofflösung wie auch die Behandlungsdauer für jedes Objekt genau ausprobiert werden.

Wir wählen für unsere Versuche:

1. Zweige von *Ilex Aquifolium*: 24 Stunden in 0,01proz.  $\alpha$ -Naphthyl-essigsäure.
2. Sprosse von *Tradescantia*: 24 Stunden in 0,02proz.  $\alpha$ -Naphthyl-essigsäure oder  $\beta$ -Indolelessigsäure.

Nach dieser Wachsstoffbehandlung werden die Sprosse in Leitungswasser gestellt. Man achte darauf, daß die Wurzelanlagen nicht vom direkten Licht getroffen werden. Bei Abbruch des Versuches zählen wir die gebildeten Wurzelanlagen aus und vergleichen die gewonnenen Zahlen mit denen eines Kontrollversuches, der entsprechend ohne das Wachsstoffbad angesetzt wurde.

AMLONG, H. U., u. G. NAUNDORF: Die Wuchshormone in der gärtnerischen Praxis. Berlin 1938.

**b) Adventivwurzelbildung am Internodium von Coleus nach Wachsstoffbehandlung.** Um die Internodien einer *Coleus*-Pflanze schmieren wir Wachsstoffpaste von einer 0,5- bis 1,0proz.  $\beta$ -Indolylessigsäurelösung. Die Versuchspflanzen bleiben im Gewächshaus. Nach 10···20 Tagen brechen aus den verdickten Internodien Adventivwurzeln hervor.

FISCHNICH, O.: Planta (Berl.) 24, 552 (1935).

**c) Adventivwurzelbildung am Stamm von Coleus nach einer Wachsstoffbehandlung der Blätter.** Wir bestreichen die Unterseite der Mittelrippe eines Blattpaares einer *Coleus*-Pflanze mit einer 0,5proz.  $\beta$ -Indolylessigsäure-Paste und erneuern diese nach 1, 2 und 3 Tagen. Die Versuchspflanzen stellen wir in ein helles Gewächshaus mit möglichst hoher relativer Feuchtigkeit, verdunkeln aber das Sproßstück unter dem behandelten Blatt mit schwarzem Filtrierpapier.

Beobachte nun zunächst die nastischen Bewegungen der Blätter und Blattstiele und die nach etwa 5···10 Tagen beginnende Adventivwurzelbildung am Stamm. Stelle auch die Beziehung zwischen der Lage des Ortes der Wuchsstoffzufuhr und dem der Wurzelbildung fest.



Abb. 18. Adventivwurzelbildung am Stamm von *Coleus* nach Wuchsstoffbehandlung eines Blattpaares unter einem belichteten Blatt und Fehlen derselben unter einem verdunkelten Blatt. Zu Versuch 51. (Orig. O. FISCHNICH.)

FISCHNICH, O.: *Planta* (Berl.) **24**, 552 (1935).

**Versuch 51. Über die Notwendigkeit des Lichtes für die Entstehung von wurzelbildenden Stoffen.** Wie zu Versuch 50c wird die Unterseite eines Blattpaares einer *Coleus*-Pflanze an der Mittelrippe mit einer 0,5proz.  $\beta$ -Indolyl-essigsäure-Paste bestrichen. Nun verdunkeln wir das eine Blatt mit einer Tüte aus schwarzem Filtrier- oder Stanniolpapier (während das andere Blatt dem Licht ausgesetzt bleibt) und ebenfalls das Sproßstück unter den behandelten Blättern. Die Versuchspflanzen stellen wir in

ein helles Gewächshaus mit möglichst hoher relativer Feuchtigkeit.

Während unter dem nicht verdunkelten Blatt nach etwa 5 Tagen kräftige Adventivwurzeln aus dem Stamm hervorbrechen, fehlen diese unter dem verdunkelten Blatt ganz, wie Abb. 18 zeigt, oder sind hier verkümmert ausgebildet.

FISCHNICH, O.: *Ber. dtsch. bot. Ges.* **55**, 279 (1937).

### III. Physiologie der Bioswuchsstoffe und des Vitamins B<sub>1</sub>.

Die Bioswuchsstoffe bewirken eine Erhöhung der Zellteilungsrate der Hefezellen. Sie lassen sich aber nicht nur in der Hefe nachweisen, sondern in allen treibenden, nicht etiolierten Organen der höheren Pflanzen und ebenfalls in der Kulturflüssigkeit von verschiedenen Pilzen. Wenn wir das Vorkommen dieser Wirkstoffgruppe in den Kultur-

medien der Pilze vielleicht auch durch die Annahme erklären können, daß sie (ähnlich der  $\beta$ -Indolylessigsäure) Stoffwechselendprodukte ohne physiologische Bedeutung darstellt, so ist diese Erklärung für die höheren Pflanzen zumindest sehr unwahrscheinlich. Es sprechen gegen die Annahme die aus den Versuchen 53f...g und 54 gewonnenen Ergebnisse, daß sich die Bioswuchsstoffe in allen treibenden Organen in sehr reichlicher Menge nachweisen lassen und daß diese Wirkstoffe in den Samen während der Keimung aktiviert werden (Versuch 56). Ob aber die Bioswuchsstoffe als „Hormone des meristematischen Wachstums“ oder als „Plasmawuchsstoffe“ angesprochen werden dürfen, ist zwar noch nicht endgültig entschieden, aber das letztere sehr wahrscheinlich.

Ähnlich liegen die Dinge beim Vitamin B<sub>1</sub> und anderen Vitaminen und Wirkstoffen. Wir wissen, daß diese zur normalen Entwicklung der Pflanzen notwendig sind, daß die meisten pflanzlichen Organismen sie selbst aufbauen können; aber über ihre Wirkungsweise ist doch nur sehr wenig bekannt.

#### Versuch 52. Hefe-Test auf Bioswuchsstoffe.

a) Ausführung des Bios-Testes. Als Testobjekt auf die Bioswuchsstoffe benutzen wir eine untergärrige Bierhefe, z. B. die Weihenstephaner untergärrige Hefe. Aber auch die meisten anderen Heferassen sind brauchbar. Die Hefe wird aus verdünnter Bierwürze (ohne Hopfenzusatz!) zunächst 12 Stunden in einer synthetischen Nährlösung, in der zwar alle notwendigen organischen und anorganischen Nährstoffe enthalten sind, die aber trotzdem wegen des Mangels an Bioswuchsstoffen keine Knospung der Hefe zuläßt, vorkultiviert. Eine solche Nährlösung hat nach BOAS folgende Zusammensetzung:

Auf 1000 cm<sup>3</sup> dest. Wasser:

50 g Traubenzucker puriss.	0,5 g Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> · 10H <sub>2</sub> O
1,6 g KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,5 g NaCl
0,3 g K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0,002 g H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub>
1,0 g MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	0,002 g ZnSO <sub>4</sub>
2,0 g (NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,002 g MnSO <sub>4</sub>
0,5 g CaCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O	0,002 g FeCl <sub>3</sub> .

Diese Lösung wird 30 Minuten ohne Druck sterilisiert, wenn sie für mehrere Tage aufgehoben werden soll.

Inzwischen bereiten wir den Bioextrakt vor. Dazu zerkleinern wir 10 g des zu untersuchenden pflanzlichen Gewebes möglichst fein, übergießen das Material in einem Erlenmeyerkolben mit 200 cm<sup>3</sup> dest. Wasser und extrahieren bei 70° im Wasserbad eine Stunde, während der wir den Kolben mehrmals durchschwenken. Ist es erforderlich, Gewebe mit sehr verschiedenem Wassergehalt auf ihren Biosgehalt vergleichsweise zu prüfen, wird die Extraktion mit 1 g lufttrockener Substanz und 70 cm<sup>3</sup> Wasser vorgenommen. Um ein zu starkes Verdunsten des

Wassers während der Extraktion zu verhindern, verschließen wir die Kolben mit einem festen Wattebausch.

50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung versetzen wir nun mit 1 (···5) cm<sup>3</sup> des wäßrigen Pflanzenextraktes und sterilisieren in einem Dampftopf eine Stunde lang ohne Überdruck. Nach dem Erkalten kann sogleich die Impfung mit der Hefe vorgenommen werden.

Dazu schwenken wir den Kolben, in dem die Hefe in der synthetischen Nährlösung vorkultiviert wurde, mehrmals um, bis die sich vordem am Boden abgesetzte Hefe eine gleichmäßige Suspension bildet. Diese Aufschwemmung verdünnen wir mit sterilem Wasser so weit, daß 1 cm<sup>3</sup> dieser Impflüssigkeit etwa 2000 oder 1 Tropfen 100 Hefezellen enthält (Auszählen mit Hilfe einer Zählkammer für Blutkörperbestimmungen). Je einen Tropfen davon geben wir in die Erlenmeyerkolben mit den sterilisierten Nährlösungen. Die Impfung können wir auch mit einer Platinöse durchführen, die wir in eine Hefeaufschwemmung mit etwa 20000 Zellen pro Kubikzentimeter eintauchen. Die Kolben werden kräftig durchgeschüttelt und bei 28° in einen Thermostaten gestellt. 24 Stunden nach der Impfung schwenken wir die Versuchsgefäße nochmals durch. Nach weiteren 24 Stunden kann der Versuch abgebrochen werden, und es sind dann die Vermehrungsfaktoren für die Hefe zu bestimmen.

Für diese Bestimmung bestehen folgende Möglichkeiten: Entweder zentrifugieren wir die Hefe in graduierten, schmalen Zentrifugengläschen ab und bestimmen so die Gesamtmenge der gebildeten Hefe, oder es genügt auch für gröbere Versuchsanstellungen, die Versuchskolben kräftig durchzuschütteln und dann den Trübungsgrad entweder mit bloßem Auge abzuschätzen oder mit einem Nephelometer zu bestimmen. Die azidimetrische Methode durch Veränderungen des  $p_H$  der Nährlösung lese man in der unten genannten Arbeit von K. RIPPEL nach. Bei allen diesen Bestimmungen ermitteln wir die Menge der Hefezellen, die in den Versuchen mit den Pflanzenextrakten mehr entstanden ist als in den mit reinen Nährlösungen angesetzten Kontrollen. Dieser Vermehrungsfaktor  $f$  wird als Versuchsergebnis notiert. — Um einwandfreie Werte zu erhalten, ist es neben dem genauen Einhalten der gegebenen Vorschriften erforderlich, jede Serie mindestens mit 5 Parallelversuchen durchzuführen.

Für Demonstrationen im Hörsaal empfiehlt es sich, die Versuche nicht bereits nach 2 Tagen abzubrechen, sondern über 4···5 Tage laufen zu lassen. Die Unterschiede in der gebildeten Hefemenge treten dann deutlicher hervor und lassen sich vor einer Milchglaslampe auch noch aus größeren Entfernungen erkennen.

RIPPEL, K., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XII, Teil 2, II, S. 1569. — NIELSEN, N., u. V. HARTELIUS: C. r. Carlsberg 23, 93 (1940).

**b) Biosmenge und Hefezuwachs.** Wir stellen uns von einem an Bios-

wuchsstoffen möglichst reichen Pflanzenextrakt mehrere Verdünnungsstufen her. Dazu gehen wir z. B. von 10 g Bäckerhefe, die wir mit 50 cm<sup>3</sup> Wasser extrahieren, aus. Von diesem Extrakt geben wir einmal je 1 cm<sup>3</sup> zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Hefenährlösung von BOAS (s. Versuch 52a). Den Rest des Extraktes verdünnen wir mit sterilem Wasser im Verhältnis 1 : 10 und stellen uns in dieser Weise bis 4 weitere Verdünnungsstufen her, von denen je 1 cm<sup>3</sup> zu 50 cm<sup>3</sup> der BOASSchen Nährlösung gegeben wird. Alle Versuchskolben werden darauf mit der gleichen Menge Hefezellen geimpft. Nach 48stündiger Kultur bei 28° und anschließendem Abzentrifugieren stellen wir fest, daß die Produktion der Hefe der zugegebenen Biosmenge proportional ist und die Funktion ungefähr eine Gerade darstellt. Mit einer solchen Eichkurve können wir Vergleiche über den Biosgehalt verschiedener Gewebe anstellen.

### Versuch 53. Nachweis von Bioswuchsstoffen.

a) **Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Hefe.** 5 g Bäckerhefe oder abzentrifugierte Bierhefe werden in einem Erlenmeyerkolben mit 100 cm<sup>3</sup> Wasser übergossen und bei 70° in einem Wasserbad 1 Stunde extrahiert. 1 cm<sup>3</sup> dieses Extraktes geben wir zu 30 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung (s. Versuch 52a), die wir dann mit etwa 100 Hefezellen impfen. Nach 48stündiger Kultur bei 28° zentrifugieren wir die Hefe aus den einzelnen Versuchskolben ab und vergleichen die entstandene Hefemenge mit der in dem Leerversuch. In der Hefe sind reichlich Bioswuchsstoffe enthalten.

b) **Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Kulturlösung von Pilzen.** Von einer älteren Pilzkultur mit *Aspergillus niger*, *Penicillium glaucum* oder *Rhizopus* pipettieren wir 5 cm<sup>3</sup> der Kulturflüssigkeit ab und geben diese zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Hefenährlösung, wie sie in Versuch 52a angegeben ist. Nach der Sterilisation erfolgt die Impfung mit einer geringen Anzahl von Zellen einer vorkultivierten, untergärigen Hefe. Mit der gleichen Hefemenge impfen wir zur Kontrolle 55 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung ohne Zusatz der Pilzkulturflüssigkeit. Nach 2tägiger Kultur in einem Brutschrank wird die Hefe abzentrifugiert und die gebildeten Massen werden miteinander verglichen.

Der Vermehrungsfaktor ist in dem Versuchsgefäß bedeutend höher als in dem Kontrollversuch.

c) **Nachweis von Bioswuchsstoffen in der Bierwürze.** Zu 50 cm<sup>3</sup> einer synthetischen Nährlösung, deren Zusammensetzung wir in Versuch 52a finden, geben wir 5 cm<sup>3</sup> frische, unverdünnte Bierwürze ohne Hopfenzusatz. In diese Lösung impfen wir nach der Sterilisation mit einer Platinöse einige Hefezellen. Zur Kontrolle erfolgt eine gleich starke Impfung von 55 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung. Haben die Versuchskolben 48 Stunden in einem Brutschrank bei 28° gestanden,

so werden die Hefezellen in beiden Versuchsreihen abzentrifugiert und die gebildeten Hefemengen in den Zentrifugiergläschen miteinander verglichen.

Es zeigt sich, daß auch die Bierwürze sehr viele Bioswuchsstoffe enthält.

**d) Nachweis von Bioswuchsstoffen in grünen Pflanzenteilen.** 10 g möglichst junge, frische, grüne Blätter werden mit Wasser extrahiert und auf ihren Biosgehalt getestet. Die Methodik ist hier die gleiche, wie sie für die vorhergehenden Versuche angegeben wurde.

Alle grünen Pflanzenteile enthalten reichlich Bioswuchsstoffe.

**e) Biosgehalt grüner und etiolierter Keimlinge.** Von 2 Portionen 2...3 Wochen alter Maiskeimlinge, deren eine am Tageslicht, die andere dagegen im Dunkeln aufgewachsen ist, nehmen wir je 10 g des Frischgewichtes und extrahieren diese nach den unter Versuch 52a gegebenen Vorschriften. Die Extrakte werden dann in der gewohnten Weise auf ihren Biosgehalt getestet.

Wir finden, daß die etiolierten Keimlinge wesentlich weniger Bioswuchsstoffe enthalten als die am Licht aufgewachsenen Keimpflanzen.

DAGYS, J.: *Protoplasma* (Berl.) 28, 205 (1937).

**f) Biosgehalt junger und alter Blätter.** Im Mai, nachdem die Knospen ausgetrieben sind, extrahieren wir je 10 g alte und ebenso viele frisch ausgetriebene Blätter vom Efeu oder Buchsbaum mit je 100 cm<sup>3</sup> Wasser 1 Stunde lang bei 70°. Von den gewonnenen Extrakten geben wir je 1 cm<sup>3</sup> zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Hefenährlösung. Dann impfen wir in die einzelnen Kulturgefäße nach deren Sterilisation etwa 100 Hefezellen und kultivieren diese 2 Tage lang bei 28°.

Nach dieser Zeit stellen wir fest, daß die jungen, frisch ausgetriebenen Blätter bedeutend mehr Bioswuchsstoffe enthalten als die vorjährigen.

**g) Biosgehalt ruhender und treibender Knospen.** Wir nehmen im Januar oder Februar von einem Laubbaum etwa 10 g ruhende Knospen ab, zerkleinern und extrahieren sie nach den in Versuch 52a gemachten Angaben. Der wäßrige Extrakt wird dann in der gewohnten Weise mit Hefe auf seinen Biosgehalt geprüft.

Einen entsprechenden Versuch setzen wir mit 10 g austreibenden Knospen des gleichen Baumes im Frühjahr an und vergleichen dann an Hand der Eichkurven (s. Versuch 52b) den Vermehrungsfaktor in beiden Versuchsreihen.

Während der Biosgehalt in den ruhenden Knospen äußerst gering ist, enthalten die austreibenden Knospen sehr reichlich Wirkstoffe der Biosgruppe.

DAGYS, J.: *Protoplasma* (Berl.) 26, 20 (1936).

**h) Nachweis von Bioswuchsstoffen im tätigen Kambium.** Von einem Laubbaum oder einem kräftigen Strauch heben wir ein Stück Rinde ab

und kratzen den Bast samt dem Kambium mit einem Skalpell ab. Die gewonnenen Gewebeelemente werden in einem Kolben mit etwas Wasser übergossen und dann in einem Wasserbad bei 70° 1 Stunde lang extrahiert. Von dem Extrakt geben wir dann je 1 cm<sup>3</sup> zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung, die nach der Sterilisation mit einem Tropfen einer schwachen Hefeaufschwemmung geimpft wird.

Wird der Versuch im Frühjahr beim Austreiben der Blätter bis zum Frühsommer angesetzt, dann können wir in dem Kambium reichlich Hefewuchsstoffe nachweisen.

DAGYS, J.: *Protoplasma* (Berl.) **24**, 14 (1935).

**Versuch 54. Verteilung der Hefewuchsstoffe in jungen Maiskeimlingen.** Etwa 50 Maiskeimlinge, die wir in Sägemehl bis zu einer Länge von 3·4 cm herangezogen haben, zerlegen wir in folgende Organe:

1. Koleoptile, 2. Mesokotyl, 3. die von der Koleoptile umschlossenen Primärblätter, 4. Wurzel, 5. Scutellum und 6. das Endosperm mit der Aleuronschicht.

Die einzelnen Organe werden mit Schere oder Messer zerkleinert und dann mit 100 cm<sup>3</sup> Wasser bei 70° in einem Wasserbad extrahiert. Je 1 cm<sup>3</sup> der erhaltenen Extrakte geben wir zu 50 cm<sup>3</sup> der BOASSchen Nährlösung (Versuch 52a), die nach dem Sterilisieren mit einem Tropfen der Impflüssigkeit, also mit ungefähr 100 Hefezellen, geimpft wird. Nach 48stündiger Kultur bei 28° bestimmen wir die Vermehrungsfaktoren und finden, daß die Primärblätter die meisten Hefewuchsstoffe enthalten. Von der Koleoptile über Mesokotyl, Scutellum, Wurzel zum Endosperm nimmt der Biosgehalt stufenweise in der genannten Reihenfolge ab.

DAGYS, J.: *Protoplasma* (Berl.) **28**, 205 (1937).

**Versuch 55. Verteilung der Bioswuchsstoffe im ungekeimten Maiskorn.** Von 50·100 einen Tag lang eingequollenen Maiskörnern heben wir mit Skalpell und Pinzette zunächst die Fruchtschale ab, schneiden dann mit der Lanzettadel das Scutellum mit dem Embryo ab. Schließlich kratzen wir von dem Restkörper der Maiskörner noch mit einem Skalpell die Aleuronschicht vollständig ab. Nach dieser Präparation extrahieren wir die Fruchtschale, das Scutellum mit dem Embryo, die Aleuronschicht und den Mehlkörper der Karyopsen getrennt voneinander mit je 20 cm<sup>3</sup> Wasser je 1 Stunde bei 70°. Nun geben wir je 1 cm<sup>3</sup> der 4 Extrakte in je 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Hefenährlösung, die nach der Sterilisation mit jeweils der gleichen Hefemenge geimpft werden. Nach 48stündiger Kultur bei 28° zeigt sich, daß die Aleuronschicht sowie das mit dem Embryo verbundene Scutellum relativ und auch absolut (bestimme dazu das Gewicht der Organteile!) viel mehr Bioswuchsstoffe enthalten als die Fruchtschale und das Endosperm, die praktisch als wuchsstofffrei anzusprechen sind.

DAGYS, J.: *Protoplasma* (Berl.) **28**, 205 (1937).

**Versuch 56. Aktivierung der Bioswuchsstoffe.**

a) **Gehalt an Bioswuchsstoffen in ungequollenen und gequollenen Samen.** Fünfzehn lufttrockene und ebenso viele 2····4 Tage lang eingequollene Körner von *Zea Mays* oder entsprechend 80 Weizenkörner werden geschrotet und in einem Erlenmeyerkolben mit 100 cm<sup>3</sup> Wasser übergossen. Die Bioswuchsstoffe extrahieren wir wieder durch Erhitzen in einem Wasserbad bei 70°. Jeweils 1 cm<sup>3</sup> der gewonnenen Extrakte geben wir dann zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung, die nach dem Sterilisieren mit einem Tropfen einer Hefesuspension geimpft wird.

Nach 48stündiger Kultur der Hefe bei 28° kommen wir zu dem Ergebnis, daß durch das Einquellen aus intakten Samen bzw. Früchten Bioswuchsstoffe frei geworden sind.

b) **Aktivierung von Bioswuchsstoffen durch eiweißspaltende Fermente.** In 2 Erlenmeyerkolben wägen wir je 1 g Weizen- oder Maiskleie ein. In den ersten Kolben geben wir dazu weiter 20 cm<sup>3</sup> dest. Wasser, in den zweiten 20 cm<sup>3</sup> Wasser + 0,1 g Pepsin + 7····8 Tropfen einer 25proz. Salzsäure. Auf die Flüssigkeit beider Kolben gießen wir nun etwa 2 cm<sup>3</sup> Toluol und stellen die Gefäße für 24 Stunden in einen Thermostaten bei 36°, wo wir sie während der Versuchsdauer mehrmals umschütteln. Nach der Neutralisation der Salzsäure in dem zweiten Versuchsgefäß mit Natronlauge (Lackmuspapier) extrahieren wir die Lösungen beider Kolben eine Stunde lang bei 70° in einem Wasserbad. Von diesen Extrakten geben wir je 1 cm<sup>3</sup> zu 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung, die nach Vorschrift aus Versuch 52a angesetzt wurde. Nach der Sterilisation werden die Lösungen mit etwa 100 Hefezellen geimpft. Die gleiche Hefemenge geben wir auch zu einer Lösung, die sich aus 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung und 1 cm<sup>3</sup> einer 0,5proz. Pepsinlösung zusammensetzt.

Nach 48stündiger Kultur bei 28° sehen wir, daß sich die Hefezellen in dem zweiten Versuchskolben viel lebhafter vermehrt haben als in dem ersten, daß also das Pepsin bedeutende Mengen der Bioswuchsstoffe aktivierte. Der niedere Vermehrungsfaktor für die Hefe im dritten Versuchsgefäß beweist uns, daß das Pepsin selbst keine oder nur sehr wenige Bioswuchsstoffe enthält. Salzsäure allein ist auch nicht dazu imstande, aus Maiskleie Bioswuchsstoffe zu aktivieren.

DAGYS, J.: Protoplasma (Berl.) 31, 524 (1938).

**Versuch 57. Bedeutung von Vitamin B<sub>1</sub>-haltigen Substanzen für die vegetative und reproduktive Entwicklung von *Phycomyces Blakesleeanus* und *Ph. nitens*.** In einer synthetischen Nährlösung, die sich aus

30 g Glucose puriss.  
1 g Asparagin

0,5 g MgSO<sub>4</sub> · 7H<sub>2</sub>O  
1,5 g KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> und  
1000 cm<sup>3</sup> dest. Wasser

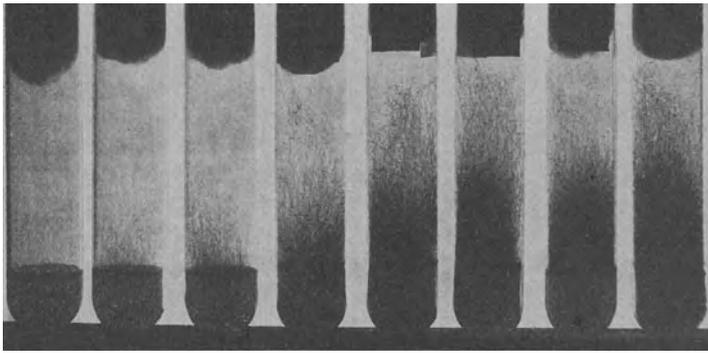
zusammensetzt, entwickelt sich das Mycel von *Phycomyces Blakesleanus* und *Ph. nitens* sehr schwach. Es bildet sich hier ausschließlich ein untergetauchtes Mycel, das nie Sexualorgane produziert.

Geben wir zu 100 cm<sup>3</sup> der gleichen Nährlösung den Preßsaft von etwa 10 g Hefe oder eine Hefeabkochung (s. S. 115) oder auch 1 g Malz-extrakt, dann beobachten wir eine viel stärkere Entwicklung dieser Mucorineen, vor allem eine Zygotenbildung.

Versuchszeit 14 Tage bis 3 Wochen (vgl. Versuch 109 und Abb. 19).

SCHOFFER, W. H.: Erg. Biol. 16, 1. 1939. — THREN, R.: Vitamine und Hormone 1, 100 (1941).

**Versuch 58. Abhängigkeit der Entwicklungsrate von der Vitamin B<sub>1</sub>-Konzentration bei *Phycomyces Blakesleanus* (*Phycomyces*-Test auf Vitamin B<sub>1</sub>).** Wir setzen uns eine Nährlösung wie zu Versuch 57 an,



0      0,01      0,02      0,1      0,2      0,4      0,8      1,6 γ  
 Vitamin B<sub>1</sub> in 25 cm<sup>3</sup> Nährboden.

Abb. 19. Wachstum und Entwicklung von *Phycomyces* als Funktion der Vitamin-B<sub>1</sub>-Dosis. *Phycomyces*-Test. Zu Versuch 58. (Aus W. H. SCHOFFER, 1939.)

lösen jedoch die dort angegebene Nährstoffmenge nur in der Hälfte des Wassers, also in 500 cm<sup>3</sup>, auf. Zu je 50 cm<sup>3</sup> dieser Lösung geben wir nun die gleiche Anzahl von Kubikzentimetern einer Vitamin B<sub>1</sub>-Lösung, von der wir uns zunächst eine Stammlösung mit 16 γ Vitamin B<sub>1</sub> auf 100 cm<sup>3</sup> Wasser herstellen. Von diesen 100 cm<sup>3</sup> nehmen wir 50 cm<sup>3</sup> ab und geben sie zu 50 cm<sup>3</sup> der obigen Nährlösung. Die restlichen 50 cm<sup>3</sup> der Stammlösung verdünnen wir mit 50 cm<sup>3</sup> dest. Wasser, geben davon wiederum 50 cm<sup>3</sup> zu der gleichen Menge der Nährlösung, während die bleibenden 50 cm<sup>3</sup> der Vitaminlösung wiederum auf das Doppelte verdünnt werden. Diese Verdünnungen setzen wir so lange fort, bis wir eine Reihe mit 9 vitaminhaltigen Nährlösungen erhalten, die auf 100 cm<sup>3</sup> 8 ··· 0,03125 γ Vitamin B<sub>1</sub> enthalten. Um schließlich noch eine Vitamin B<sub>1</sub>-freie Lösung zu erhalten, verdünnen wir 50 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung mit der gleichen Menge dest. Wassers.

Zu je 100 cm<sup>3</sup> dieser 10 Lösungen geben wir dann 1,8 g gewässerten und wieder getrockneten Agar, den wir in einem Dampftopf ohne Überdruck auflösen und sterilisieren (s. S. 119). Von diesem flüssigen Agar gießen wir nun je 10 cm<sup>3</sup> in 10 sterile Reagenzgläser und verschließen sie mit einem Wattestopfen. Ist der Agar erstarrt und nach mehreren Tagen noch steril, so nehmen wir die Impfung vor. Dazu stellen wir uns eine Sporenaufschwemmung von *Phycomyces Blakesleeanus* in sterilem Wasser her und geben von dieser in jedes Reagenzglas einen Tropfen. Dieser Versuch läßt sich auch ebenso gut ohne Agar als Flüssigkeitskultur in sterilen Erlenmeyerkolben mit den Nährlösungen (s. o.) durchführen.

Beobachte nach 2··3 Wochen die Pilzentwicklung in den Reagenzgläsern mit steigendem Vitamingehalt. Stelle die optimale Entwicklung des Pilzes in vegetativer wie reproduktiver Hinsicht fest, die meist bei 1···2 γ Vitamin B<sub>1</sub> pro 100 cm<sup>3</sup> Nährlösung erfolgt (Abb. 19). Diese Abhängigkeit der Entwicklung von *Phycomyces* wird zum quantitativen Nachweis von Vitamin B<sub>1</sub> ausgewertet.

Eine Anweisung zum Abwägen geringster Gewichtsmengen findet sich auf S. 122 (vgl. Versuch 109b).

SCHOPFER, W. H.: Erg. Biol. 16, 1 (1939).

**Versuch 59. Entwicklungshemmung bei Rhizopus-Arten durch Vitamin B<sub>1</sub>.** Wir setzen uns 100 cm<sup>3</sup> einer synthetischen Nährlösung wie für Versuch 57 an. Diese geben wir zu gleichen Teilen in zwei 150 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben. In den einen wägen wir dazu 0,4 γ Vitamin B<sub>1</sub> ein (s. S. 122) und impfen dann in beide Sporen von *Rhizopus nigricans*.

Nach 8···14tägiger Kultur bei 23° stellen wir fest, daß die Entwicklung von *Rhizopus* durch das Vitamin stark gehemmt ist. Damit steht dieser Pilz im Gegensatz zu den meisten anderen Organismen, die, wie Versuch 57 zeigt, zu ihrer normalen Entwicklung das Aneurin benötigen.

SCHOPFER, W. H.: Z. Vitaminforsch. 4, 187 (1935).

**Versuch 60. Pseudo-Wuchsstoffe für Aspergillus niger.** Für diesen Versuch setzen wir uns 100 cm<sup>3</sup> folgender Nährlösung an:

1,00 g Glucose	0,4 g Ammoniumtartrat
0,05 g MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	1 Tropfen einer 1proz. FeCl <sub>3</sub> -Lösung
0,05 g KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	100 cm <sup>3</sup> sterilisiertes Wasser.

Diese Lösung geben wir zu gleichen Teilen in zwei 300 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben und tun dann in jeden 2 Rundfilter aus nicht quantitativem Filtrierpapier oder deren Filterasche. Dann autoklavieren wir einen dieser Kolben eine Stunde lang bei 135° (also bei 2 Atm.), während der andere Kolben nicht sterilisiert wird. Nach dem Erkalten impfen wir in beide Kolben die gleiche Sporenmenge von *Aspergillus niger* und kultivieren die Schimmelpilze 48 Stunden lang bei 33°.

Wir stellen fest, daß die Pilze in dem autoklavierten Kolben bedeutend besser anwachsen und schließen daraus, daß durch das Erhitzen wachstumsbeschleunigende Stoffe in der Nährlösung entstanden sind. Die weitere Analyse zeigt, daß diese Wuchsstoffe durch Erhitzen von Zuckern, Ammoniumsalzen organischer Säuren und bestimmter anorganischer Salze gebildet werden.

Eine wesentliche Steigerung der Wachstumsgeschwindigkeit und damit eine Erhöhung des Trockengewichtes erhalten wir auch dann, wenn wir zu 50 cm<sup>3</sup> der nicht autoklavierten Nährlösung 1 mg Brenztraubensäure + 0,3 mg Glykolsäure + 10 mg Glyoxylsäure geben.

Da die in diesem Versuch gefundenen wachstumsbeschleunigenden Stoffe in bedeutend stärkerer Konzentration zur Anwendung kommen müssen als das Auxin, die Bioswuchsstoffe und die Vitamine, trennen wir letztere als „echte Wuchsstoffe“ von den sog. „Pseudo-Wuchsstoffen“ ab.

NIELSEN, H., u. V. HARTELIUS: Biochem. Z. 256, 2 (1932). — Nature (London) 138, 203 (1936).

**Versuch 61. Wirkung des Urins schwangerer Frauen auf die Entwicklung von Weizen- und Gerstekeimlingen je nach dem Geschlecht des zu erwartenden Kindes.** Wir bespannen 2 Glasgefäße, wie in Abb. 20



Abb. 20. Auf dem Urin einer schwangeren Frau gezogene Weizen- und Gerstekeimlinge. In dem den Harn der schwangeren Frau enthaltenden Gefäß sind die Gerstekeimlinge im Vergleich zum Kontrollversuch gegenüber den Weizenkeimlingen in ihrer Entwicklung gefördert. Diese Frau wird also ein Mädchen gebären. Zu Versuch 61. (Orig. R. HARDER.)

dargestellt, mit Stramin und füllen das eine bis zum Rand mit Wasser, das andere entsprechend mit dem Harn einer schwangeren Frau. Die Flüssigkeiten werden nach dem Ansetzen des Versuches im Abstand

von einigen Tagen durch neue ersetzt. In die Maschen der Gaze klemmen wir je 20 ··· 30 Weizen- und Gerstekörner nebeneinander ein.

Nach 8 ··· 14 Tagen stellen wir fest, daß sich in dem Urinversuch im Vergleich zur Wasserkontrolle die Weizen- bzw. die Gerstekeimlinge kräftiger entwickeln. Die Erfahrung hat nun gelehrt, daß bei der besseren Entwicklung der Weizenkeimlinge ein Junge erwartet werden darf; entwickeln sich dagegen die Gerstekeimlinge, wie in dem in Abb. 20 dargestellten Versuch, schneller und kräftiger, so ist mit der Geburt eines Mädels zu rechnen.

Diesen Versuch setzen wir mit dem Urin mehrerer schwangerer Frauen an, ohne daß dabei der Harn der verschiedenen Frauen wechselt wird. Wir werden dann finden, daß mit 80% Wahrscheinlichkeit die richtige Diagnose über das Geschlecht des zu erwartenden Kindes gestellt werden kann.

Wenn dieser Versuch auch heute in seiner theoretischen Ausdeutung noch unklar ist, so hat er doch zumindest ein hohes historisches Interesse, da er bereits in einem alten ägyptischen Papyrus Erwähnung findet. — Weiter mag uns dieser Versuch zeigen, daß in dem menschlichen Harn neben den bereits bekannten Streckungs- und Bioswuchsstoffen zur Zeit der Schwangerschaft noch eine größere Menge weiterer Wirkstoffe enthalten ist, so daß wir den Urin ähnlich wie eine Hefeabkochung als eine ergiebige und allgemeine Wirkstoffquelle ansprechen können.

HARDER, R.: Abh. Ges. Wiss. Göttingen, math.-physik. Kl., 3. F. 1937, Heft 18, 45 (1937).

## IV. Wundhormone, Polyploidie und Organkultur.

Die ersten Versuche aus diesem Abschnitt zeigen uns, daß auch die Wundheilung der Pflanze durch bestimmte Wirkstoffe, die in den verletzten Zellen entstehen und dann in bereits ausdifferenzierten Zellen Mitosen auslösen, bedingt ist. Die weiteren Versuche geben die bekanntesten Möglichkeiten wieder, um polyploide Pflanzen, also Organismen mit einem Mehrfachen des normalen Chromosomensatzes, zu erzeugen. Die letzten Versuche aus diesem Kapitel befassen sich mit der Organkultur, einem heute besonders wichtigen Abschnitt der Entwicklungsphysiologie. Diese Untersuchungen können uns nämlich ein tieferes Verständnis für die vollständige Ernährung (d. h. Zucker, Nährsalze und auch Wirkstoffe) der pflanzlichen Zelle und für deren Differenzierung geben.

**Versuch 62. Haberlandts Kohlrabiversuch zum Nachweis der Wundhormone.** Von einer möglichst jungen Kohlrabiknolle schneiden wir eine 1 ··· 2 cm dicke Scheibe ab und teilen diese in 5 gleiche Sektoren. Drei von diesen Abschnitten spülen wir unter der Wasserleitung mit einem kräftigen Wasserstrahl allseitig (auch bei verschiedenem Einfalls-

winkel des Strahles) 15 Minuten lang gründlich ab, so daß keine Plasma-  
reste oder herausgeschnittene Zellelemente auf der Schnittfläche und  
in den Interzellularen haften bleiben. Danach legen wir die 5 Sek-  
toren in Petrischalen auf Filtrierpapier und schmieren auf je einen ab-  
gespülten und nicht abgespülten Abschnitt Gewebebrei vom Kohlrabi.  
Auf einen weiteren abgespülten Sektor tun wir Gewebebrei von jungen  
Bohnenhülsen oder Kartoffeln. Ein abgespülter und ein nicht ab-  
gespülter Sektor bleiben zur Kontrolle.

1...2 Wochen nach dem Ansetzen des Versuches zeigen uns dünne,  
mikroskopische Querschnitte durch die 5 Sektoren, daß in dem ab-  
gespülten Sektor ohne den dazu gegebenen Gewebebrei nur sehr ver-  
einzelt Zellteilungen stattgefunden haben, die wir aber in allen anderen  
Sektoren sehr reichlich bis zur fünften Zellschicht finden. Besonders  
zahlreich sind sie in den Abschnitten mit dem arteigenen Gewebebrei;  
aber auch der artfremde Gewebebrei enthält wirksame Wundhormone.  
Daß durch das Abspülen der Schnitte keine anderen physiologisch  
wichtigen Stoffe außer den Wundhormonen entfernt wurden, zeigt ein  
Vergleich zwischen dem abgespülten Sektor mit Kohlrabibrei und  
dem nicht gesäuberten ohne Gewebebrei. Beachte bei der mikrosko-  
pischen Untersuchung der Schnitte, daß alle unter der Wirkung der  
Wundhormone neu angelegten Zellplatten parallel zur Schnittfläche  
der Kohlrabischeibe liegen.

HABERLANDT, G.: *Haberlandts Beitr. allg. Bot.* **2**, 1 (1921)

**Versuch 63. Bohnen-Test für Wundhormone.** Zu diesem Test werden  
sehr junge, noch vollgrüne und nicht durch die Samen ausgehöhlte  
Bohnenhülsen verwendet (Abb. 21 A). Diese zerlegen wir zwischen den  
Samenansatzstellen mit einem Messer in einzelne Abschnitte, verwerfen  
diejenigen direkt von der Basis und Spitze der Hülse; dann trennen  
wir die Abschnitte an der Mittelrippe und an der Verwachsungsnaht  
des Fruchtblattes auf und nehmen die Samen heraus (Abb. 21 B, C).

Nun legen wir je 30 dieser Abschnitte zu einer Serie in eine Petri-  
schale auf angefeuchtetes Filtrierpapier und geben in die Mitte eines  
jeden Abschnittes einen Tropfen der auf die Wundhormone, das  
Traumatins, zu testenden Lösung (Abb. 21 D). Die abgedeckten Petri-  
schalen stellen wir in einen Thermostaten bei 25°. Nach 48 Stunden  
untersuchen wir die Abschnitte und messen die maximale Höhe der  
unter der Einwirkung des Traumatins entstandenen Protuberanzen,  
die ein Maß für den Wundhormongehalt des Gewebes darstellen  
(Abb. 21 E, F). Mikroskopische Schnitte durch die Gewebehöcker zeigen  
uns dann Zellteilungen in der Epidermis und in den darunter liegenden  
Zellschichten.

WEHNELT, B.: *Jb. Bot.* **66**, 773 (1927). --- BONNER, J., u. J. ENGLISH: *Plant  
Physiol.* **13**, 331 (1938).

**Versuch 64. Entstehung von Gewebehöckern nach Verletzung des Bohnenpericarps.** Wie zu Versuch 63 bereiten wir uns einige „Abschnitte“ von Bohnenhülsen vor und stechen diese mit einer feinen

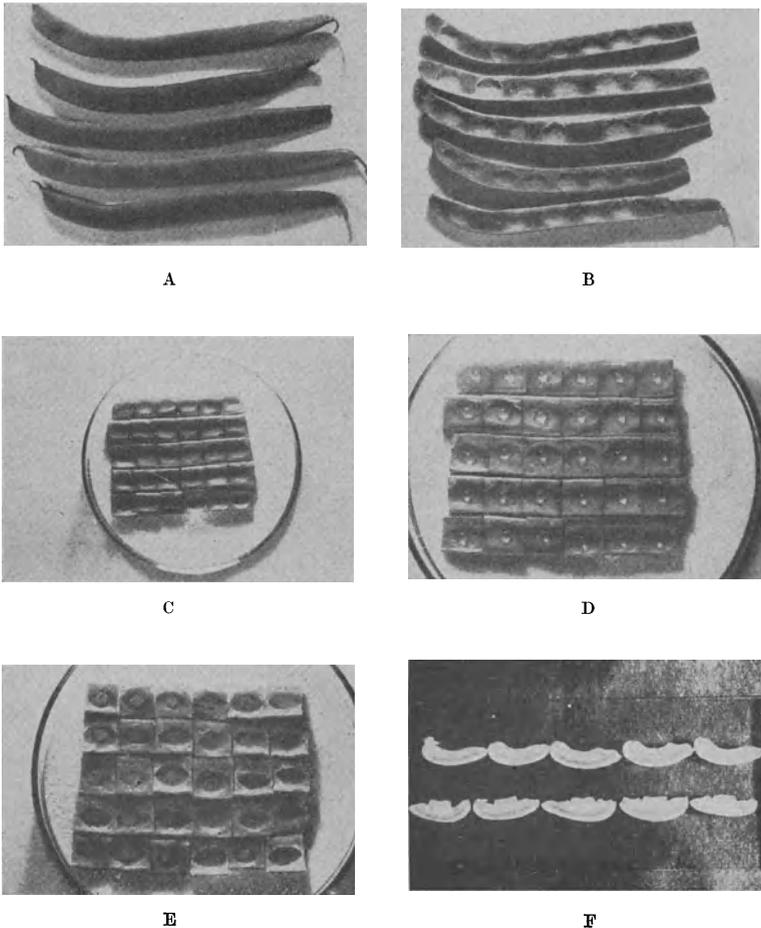


Abb. 21. Zur Methodik des Bohnen-Testes. A. Frische Bohnenhülsen, B. Hülsen geöffnet und die Samen herausgenommen, C. einzelne „Bohnenabschnitte“ zu einer Serie in einer Petrischale zusammengestellt, D. „Abschnitte“ mit je einem Tropfen der auf die Wundhormone zu testenden Lösung, E. Reaktion nach 48 Stunden, F. Querschnitte durch die „Abschnitte“: Obere Reihe: Kontrollen, untere Reihe: Kraterbildung auf dem Pericarp nach Einwirken der Hormone; Zu Versuch 63. (Nach J. BONNER u. J. ENGLISH, 1938.)

Nadel an. Nach 48stündiger Kultur bei 25° auf angefeuchtetem Filtrierpapier stellen wir fest, daß sich an den verletzten Stellen kleine Zellwucherungen gebildet haben. Die mikroskopische Untersuchung zeigt weiter, daß diese Gewebehöcker auf den Bohnenhülsen durch Zellteilungen entstanden sind.

**Versuch 65. Traumatingehalt verschiedener Pflanzenteile.** Auf ihren Traumatingehalt testen wir nach der in Versuch 63 beschriebenen Methode den aus dem Gewebebrei folgender Organe durch Abpressen gewonnenen Saft: Grüne Bohnenhülsen, grüne und etiolierte Erbsenpflanzen, Früchte der Tomate, Orange, Melone. Diese Lösungen enthalten alle reichlich Traumatin, während der Gehalt zerriebener Kartoffeln, der Brauereihefe und des Malzes an Wundhormonen gering ist. Schließlich läßt sich in trockenen Samen, Mehl oder Bäckerhefe kein Traumatin nachweisen.

Für den spezifischen Traumatinnachweis muß man zeigen, daß die Höhe der Protuberanzen auf den Abschnitten der Bohnenhülsen mit der Verdünnung des Gewebesaftes abnimmt (vgl. Versuch 30b).

BONNER, J., u. J. ENGLISH: *Plant Physiol.* **13**, 331 (1938).

**Versuch 66. Beeinflussung der Kernteilung bei Spirogyren durch niedrigere Temperaturen.** Bei den meisten Spirogyren ist der Zellkern so groß, daß die in den Mitternachtsstunden eingeleiteten Mitosen vital im Mikroskop beobachtet werden können.

Ein Präparat, das mehrere Zellteilungen in ihren Anfangsstadien (die ersten Prophasen sind für diesen Versuch jedoch nicht geeignet) enthält, legen wir für 5····10 Minuten in eine Eiskiste (0° C). Es unterbleibt dann die Trennung der Chromosomen, so daß wir bivalente Zellen erhalten. Erfolgt später noch eine Zellteilung, dann entstehen eine Zelle mit einem großen Kern und eine chromatinfreie Zelle, die aber bald abstirbt.

**Versuch 67. Marchals Regenerationsversuch am Moossporogon.** Bekanntlich sind das Protonema und die Moospflanze haploid, das epiphytisch darauf wachsende Sporogon dagegen diploid. MARCHAL konnte nun zeigen, daß als Regenerat eines Moossporogons ein Protonema entsteht, das in seinem Zellkern ebenso viele Chromosomen enthält wie das Sporogon. Dieses Protonema ist also wie auch die daraus sich entwickelnde Moospflanze bivalent.

Um diesen Versuch zu wiederholen, gehen wir folgendermaßen vor: Von der überall vorkommenden und während des ganzen Jahres fruktifizierenden *Funaria hygrometrica* nehmen wir noch völlig grüne Kapseln ab, schneiden aus deren Gewebe (die Sporogonstiele zeigen hier keine Regeneration!) kleine Stücke heraus, die wir unter sterilen Bedingungen auf 1,5proz. Nähragar in Petrischalen kultivieren. Als Quellungsflüssigkeit für den Agar verwenden wir eine 0,1proz. Nährlösung nach KNOP (s. S. 117) oder BENECKE (0,02%  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ , 0,01%  $\text{CaCl}_2$ , 0,01%  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0,01%  $\text{MgSO}_4$  und Spuren von  $\text{FeCl}_3$ ). Vor allem ist auf die Feuchtigkeit dieser Kulturen, die wir bei Zimmertemperatur an einem hellen Nordfenster aufbauen, zu achten; denn schon nach einmaligem Austrocknen regenerieren die Gewebestückchen

nicht mehr. Dagegen ist soviel Wasser, daß die Fragmente darin untertauchen, ebenso schädlich. — Für den Anfänger etwas leichter läßt sich dieser Versuch auch so durchführen, daß wir die zerschnittenen Mooskapseln nicht auf Nähragar, sondern auf steriler, mit Holzkohle vermischter Gartenerde auslegen.

Nach einiger Zeit (2··3 Wochen) treiben aus den Fragmenten die bivalenten Protonemen hervor, die wir dann vorsichtig vom Agar abheben und auf sterile (s. S. 120), mit Holzkohle vermischte Gartenerde überführen. Hier entwickeln sich die bivalenten Moospflanzen, deren zytologische Untersuchung 28 Chromosomen pro Zellkern ergibt an Stelle von 14 bei den normalen Pflanzen.

Diese beiden Rassen, genannt nach den in ihren Zellen enthaltenen Chromosomensätzen „*univalens*“ und „*bivalens*“, sind morphologisch schon leicht voneinander zu unterscheiden. Weiter nehmen wir von jeder Form einige vergleichbare Blättchen ab und bestimmen deren Länge und Breite wie die Zellenzahl einer Blattbreite. Schließlich messen wir die Länge, Breite und Höhe der Zellen beider Rassen aus und ermitteln daraus das durchschnittliche Zellvolumen. In der nachstehenden Tabelle sind die von WETTSTEIN gefundenen Werte für diesen Versuch zusammengestellt.

	Zellen-				Volumen- verhältnis $\frac{2n}{n}$	Blatt-		
	Länge	Breite	Dicke	Volumen		Länge	Breite	Zellenzahl einer Blattbreite
	$\mu$	$\mu$	$\mu$	$\mu^3$		$\mu$	$\mu$	
<i>univalens</i> . .	76	28	34	72257	2,04	2660	1220	48
<i>bivalens</i> . .	82	44	41	147930		3370	1760	49

WETTSTEIN, F. v.: Z. Abstammgslehre 33, 1 (1924).

#### Versuch 68. Beeinflussung der Kernteilung durch Colchicin.

a) Vitale Beobachtungen über den Einfluß einiger Alkaloide auf die Kernteilung im Staubfadenhaar von *Tradescantia*. Aus einer jungen Blüte von *Tradescantia virginica* oder *Tr. reflexa* nehmen wir die Antheren heraus und präparieren von diesen die Staubfadenhaare ab. Vorsichtig überführen wir einige Fäden auf einem Deckglas in eine feuchte Kammer (Kultur im hängenden Tropfen, s. S. 125). Im Mikroskop beobachten wir nun die Mitosen, die vor allem in den Endzellen eingeleitet werden und meist innerhalb von 2 Stunden beendet sind. Zu den einzelnen Zellteilungsstadien machen wir uns Zeichnungen von der Lage der Chromosomen und der Spindelfigur.

Darauf präparieren wir noch einmal mehrere Staubfadenhaare frei, legen sie jetzt aber in einen Tropfen einer 0,1proz. Colchicininlösung (diese eventuell mit einer 2proz. Rohrzuckerlösung ansetzen) und beobachten nun nochmals eine späte Prophase. Wir stellen hier fest, daß sich zwar die einzelnen Chromosomen aufspalten, die Spindel-

figur aber nicht aus- (oder bei späteren Mitosestadien zurück-) gebildet wird. Daher können sich die einzelnen Chromosomen nicht voneinander trennen, und es entsteht eine Zelle mit der doppelten Anzahl von Chromosomen.

Beobachte auch weitere Veränderungen in der Zelle!

Bemerkt sei, daß außer dem Colchicin auch andere Alkaloide eine entsprechende Wirkung auf die Kernteilung ausüben, so Brucin, Chinin, Kokain, Koffein, Narkotin, Nikotin, Papaverin und Strychnin. Ebenfalls kann man mit Chloralhydrat, Essigsäuredämpfen, einem Dampfgemisch aus Ammoniak und Chloroform und mit Acenaphthen polyploide Zellen erhalten.

MAINX, F.: Ber. dtsch. bot. Ges. 41, 352 (1923). — WADA, B.: Cytologia 11, 93 (1940).

**b) Polyploidisierung der Gartenkresse durch Behandeln der gequollenen Samen mit Colchicininlösungen.** In 3 Petrischalen legen wir je

100 Samen der Gartenkresse (*Lepidium sativum*) für 12 Stunden auf angefeuchtetem Filtrierpapier aus. Darauf werden die nun voll gequollenen Samen der einen Schale für 3 Stunden, die der zweiten für 48 Stunden in eine 0,2proz. Colchicininlösung überführt. Die Samen der dritten Schale bleiben zur Kontrolle in dem Leitungswasser. Nach dieser Behandlung spülen wir die Samen mit Leitungswasser ab und lassen sie auf Filtrierpapier keimen.

Bei den Keimlingen der behandelten Samen stellen wir schon nach 5 Tagen fest, daß das Würzelchen, die Sproßachse wie auch die Blättchen stark verdickt sind und daß das Streckungswachstum gehemmt ist (Abb. 22). In diesem Stadium bleiben sehr viele der behandelten Keimlinge stecken, und nur etwa 10% selbst von den nur 3 Stunden behandelten Sämlingen überwinden die Hemmung. Der Rest stirbt ab.

Die Keimlinge, die die Wachstumshemmung überwunden haben, werden ausgepflanzt und weiter kultiviert, damit wir Material für den Versuch 69 besitzen.

STRAUB, J.: Wege zur Polyploidie. Berlin 1941.

**c) Polyploidisierung von Keimpflanzen und Stecklingen durch Behandeln des Vegetationskegels mit Colchicininlösungen.** Um die jüngsten,



Abb. 22. Durch Einquellen in Colchicin gewonnene polyploide Keimlinge von *Lepidium*. Rechts: unbehandelte Kontrollpflanze. Mitte: Keimling aus 3 Stunden in Colchicin eingequollenem Samen (die Keimblätter sind verdickt, die Wurzel wächst nach einer Stauchung weiter). Links: zwei Keimlinge aus 48 Stunden in Colchicin (also zu lange) eingequollenen Samen. Die Wurzeln wachsen hier nicht mehr aus. Zu Versuch 68 b.

(Aus J. STRAUB, 1941.)

eben sichtbar gewordenen Blattanlagen von jungen Keimlingen der Tomate, des Tabaks oder Stecklingen von Fuchsien und Pelargonien legen wir am Abend einen in eine 0,1-...0,2proz. Colchicininlösung eingetauchten Wattebausch. In den nächsten 2 bzw. in einer anderen Serie 5 Tagen wird dieser Wattebausch täglich von neuem mit der Alkaloidlösung angefeuchtet. Die Pflanzen sollen an nicht zu trockenen, aber auch nicht zu warmen Orten aufgestellt werden (Vermeidung von Fäulniserscheinungen am Vegetationskegel!). Nach dieser Colchicinbehandlung entfernen wir die Wattebausche und spritzen die Sproßspitze mit Wasser ab.

An den folgenden Tagen treten schon die typischen Mißbildungen hervor: Das Streckungswachstum wird bei den behandelten Pflanzen zunächst eingestellt, die Sproßachse und die Blätter schwellen stark an. Häufig brechen auch aus dem unteren Sproßteil Adventivknospen hervor, die, soweit sie nicht in der Nähe des behandelten Vegetationskegels entstanden, entfernt werden. Nach 1...4 Wochen treibt dann der Haupttrieb zumindest einiger behandelter Pflanzen wieder aus, dessen Zellen dann polyploid sind. Verfolge nun die weitere Entwicklung dieser Pflanzen bis zur Blüte.

STRAUB, J.: Wege zur Polyploidie. Berlin 1941.

**Versuch 69. Makroskopischer und mikroskopischer Vergleich diploider und polyploider Pflanzen.** Für die makroskopischen Kennzeichen gibt J. STRAUB folgende Zusammenstellung: „Breitere Blätter, dunkleres Blattgrün, fühlbar erhöhte Blattdicke, verdickter Stengel, gedrungener Wuchs, verbreiterte Kelch- und Kronblätter, vergrößerte Haare, Verstärkung von Wellungen des Blattrandes, Vergrößerung von eventuell vorhandenen Blatzzähnen.“

Zur mikroskopischen Untersuchung heben wir von einem ausgewachsenen Blatt mit einem Rasiermesser ein Stück der Blattunterseite ab und bestimmen die Größe der Schließzellen. Sie sind bei den Polyploiden ganz allgemein kleiner. Die einzelnen Pollenkörner sind dagegen größer. Um dies nachzuweisen, kratzen wir aus einer reifen Anthere etwas Blütenstaub auf einen Objektträger und untersuchen ihn in einem Tropfen Karminessigsäure. Damit die Pollenkörner durch die Last des Deckglases nicht zerdrückt werden, stützen wir es mit Deckglassplittern ab. Die Pollenform ist bei den Polyploiden meist kugelig. Weiter beobachten wir, daß sich bei den Polyploiden zu meist recht viele Körner nicht anfärben. Sie sind nicht keimfähig.

Die wichtigste Methode zur Bestimmung des Polyploidiegrades ist aber durch das Auszählen der Chromosomen selbst gegeben. Dazu legen wir einen Vegetationskegel einer gut treibenden Sproßspitze auf einen Objektträger in einen Tropfen Karminessigsäure, erhitzen dann nach dem Auflegen eines Deckglases vorsichtig bis zum mehrmaligen

Aufkochen (dabei darf die Flüssigkeit nicht vollständig verdunsten!) und zerquetschen das Objekt mit dem Daumen. (Genauere, methodische Angaben zu dieser Chromosomenschnellfärbung finden sich bei J. STRAUB (s. u.) und L. GETTLER: „Schnellmethoden der Kern- und Chromosomenuntersuchung“ 1940.) An gut gelungenen Präparaten lassen sich dann mit Hilfe einer Ölimmersion die Chromosomen relativ leicht auszählen.

STRAUB, J.: Wege zur Polyploidie. Berlin 1941.

### Versuch 70. Organkultur ausdifferenzierter Zellen.

a) **Kultur ausdifferenzierter Zellen aus dem Fruchtfleisch der Schneebeere in synthetischer Nährlösung.** Wir reiben eine reife und völlig gesunde Frucht der Schneebeere (*Symphoricarpos albus* = *S. racemosus*) mit einer verdünnten Sublimatlösung (s. S. 122) gründlich ab, überspülen sie dann mit sterilem Wasser und ritzen sie mit einer sterilen Nadel unter sterilen Bedingungen ein. Aus einer kleinen Portion des Fruchtfleisches überführen wir die jetzt leicht zu isolierenden Zellen in einen Tropfen einer sterilen Lösung folgender Zusammensetzung: auf 100 cm<sup>3</sup> Wasser

0,1 g K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0,01 g CaCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O
0,2 g MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	0,50 g NH <sub>4</sub> NO <sub>3</sub> und
eine Spur FeCl <sub>3</sub> (sog. BEYERINCKSCHE Lösung) + 5 g Glucose.	

Das Präparat wird als hängender Tropfen in einer feuchten Kammer über einige Wochen aufgehoben (s. Anhang S. 125).

Die tägliche Untersuchung zeigt uns, daß die Wanderung des Plasmas wie des Zellkerns in den nicht zerknitterten Zellen 14 Tage lang bestehen bleibt, daß diese Zellen also noch ihre volle Vitalität besitzen. Später jedoch wird das Plasma voluminöser und schaumig, die Zellkerne quellen oft auf; dann sterben die Zellen bald ab.

Grundbedingung für das Gelingen dieses wie der folgenden Versuche ist das völlig keimfreie Arbeiten! Beachte dazu auch die Angaben S. 121.

BÖRGER, H.: Arch. exper. Zellforsch. 2, 123 (1926).

b) **Kultur ausdifferenzierter Schließzellen in synthetischen Nährlösungen.** Für diese Versuche verwenden wir am besten dünne Flächenschnitte von der Blattunterseite einiger Liliaceen und Cruciferen. Die frischen Blätter werden vordem mit Wasser, dann mit einer stark verdünnten Sublimatlösung (s. S. 122) abgewaschen. Die dann angefertigten Flächenschnitte legen wir unter sterilen Bedingungen zunächst für einige Minuten in eine 1 : 500 mol. KOH (Mol.-Gew. 56,11), um die aus den angeschnittenen Zellen ausfließenden, organischen Säuren zu binden, und überführen sie dann in Esmarchschälchen, die zur Hälfte mit Nährlösungen gefüllt sind. Als solche verwenden wir für die

Liliaceen 0,1proz., 1,0proz. und 5proz. Traubenzuckerlösungen, für die

Cruciferen gleichkonzentrierte Rohrzuckerlösungen, die beide mit abgekochtem, also sterilem Leitungswasser angesetzt werden.

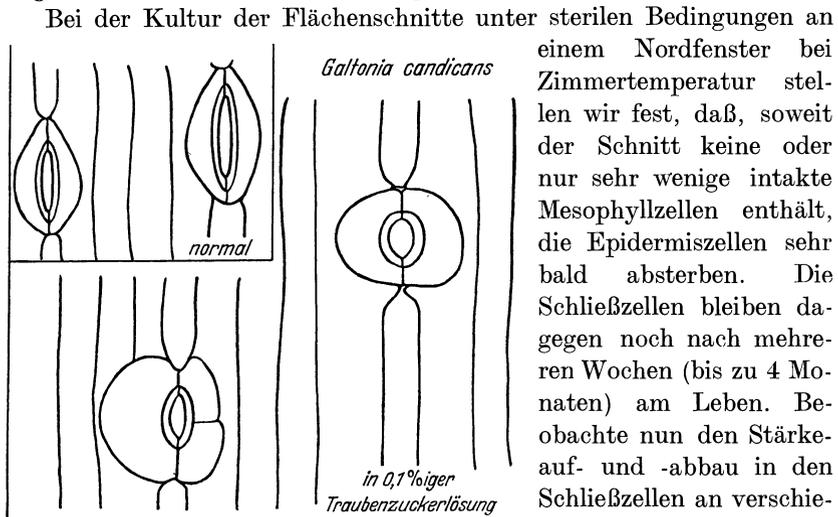


Abb. 23. Epidermisstückchen der Blattunterseite von *Galtonia candicans* nach 14 tägiger Kultur in 0,1proz. Traubenzuckerlösung. Zu Versuch 70 b. (Orig.)

einem Nordfenster bei Zimmertemperatur stellen wir fest, daß, soweit der Schnitt keine oder nur sehr wenige intakte Mesophyllzellen enthält, die Epidermiszellen sehr bald absterben. Die Schließzellen bleiben dagegen noch nach mehreren Wochen (bis zu 4 Monaten) am Leben. Beobachte nun den Stärkeauf- und -abbau in den Schließzellen an verschiedenen Stellen des Flächenschnittes und die unter geeigneten Kultur-

bedingungen eintretenden Wachstumserscheinungen der Stomata, bei denen es oft zu Auswachsungen der Bauch- oder Rückwände kommt. Fertige dafür zu Beginn wie bei Abbruch des Versuches Aufsichtsbilder von den Schließzellen an (Abb. 23).

THIELMANN, M.: Ber. dtsch. bot. Ges. 42, 429 (1924). — Arch. exper. Zellforsch. 1, 66 (1925).

#### Versuch 71. Organkultur meristematischer Zellkomplexe.

**a) Organkultur meristematischer Gewebe in einfacher synthetischer Nährlösung.** Einige Erbsensamen und Maiskörner baden wir in der Sublimat-Saponin-Lösung (s. S. 122), um sie so gründlich von allen Pilz- und Bakterienkeimen zu befreien. Nach dem Abspülen der Quecksilbersalze quellen wir die Samen in sterilem Wasser ein und übergießen sie in einer hohen Petrischale mit 3proz. Agar, der höchstens eine Temperatur von 45° haben darf. Nach dem Erstarren des Agars kehren wir die Petrischalen um und lassen dann die Wurzeln in den völlig keimfrei gehaltenen Raum (s. S. 121) nach unten wachsen. Haben die Wurzelspitzen die Agaroberfläche durchbrochen, schneiden wir mit einem sterilen Messer 1 mm von der Wurzelspitze (= 0,5 mm Wurzelhaube + 0,5 mm reines Meristem) ab.

Diese kleinen Wurzelfragmente überführen wir in schräg gestellte Reagenzgläser, die zu  $\frac{2}{3}$  mit 1,5proz. Agar (als Quellflüssigkeit verwenden wir dazu eine um das Zehnfache verdünnte, normale KNOPSche

Nährlösung [s. S. 117] mit einem kleinen Zusatz von Glucose) gefüllt wurden. Die Wurzelspitzen wachsen nun in den Agar hinein und bilden in 10...12 Tagen Wurzelregenerate von 1...2 cm Länge. Meist werden in dieser Zeit auch Wurzelhaare ausgebildet. Die Gewebedifferenzierung ist, wie die anatomische Untersuchung zeigt, im allgemeinen normal.

KOTTE, W.: Ber. dtsch. bot. Ges. 40, 269 (1922).

**b) Passagenkultur von Wurzelspitzen in wirkstoffhaltiger Nährlösung.** Eine reife Tomate reiben wir äußerlich mit dem Sublimat-Saponin-Gemisch (s. S. 122) ab und entnehmen dann aus ihrem Innern mit sterilen Instrumenten mehrere Samen. Diese legen wir in einem keimfreien Raum zur Keimung aus (s. S. 122). Sind die Wurzeln bis zu einer Länge von 2 cm herangewachsen, schneiden wir 1 cm von den Wurzelspitzen ab und geben jedes Fragment in einen 200 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben mit 25 cm<sup>3</sup> folgender, sterilisierter Nährlösung nach WHITE:

Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	0,0170 g	Fe <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> . . . . .	0,00068 g
MgSO <sub>4</sub> · 7 H <sub>2</sub> O . . . . .	0,0822 g	Glucose puriss. . . . .	20,00 g
KNO <sub>3</sub> . . . . .	0,0126 g	Wasser . . . . .	800,0 cm <sup>3</sup>
KCl . . . . .	0,00827 g	Hefeabkochung (s. S. 115) .	200,00 cm <sup>3</sup>
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	0,00151 g		

Die Kulturgefäße stellen wir in einen Thermostaten bei 23°. Die Wurzeln wachsen hier schnell heran und bilden Seitenwurzeln aus. Nun schneiden wir jede Woche 1 cm von der Spitze der Wurzelregenerate ab und überführen dieses Fragment wieder in 25 cm<sup>3</sup> der gleichen Nährlösung. Wir stellen fest, daß das Wachstum in dieser und den folgenden Passagen durchaus nicht vermindert ist. Überführen wir aber ein Wurzelregenerat in eine entsprechende Nährlösung ohne Hefeabkochung, so beobachten wir bald Degenerationserscheinungen und das Einstellen des weiteren Wachstums.

WHITE, PH. R.: Plant Physiol. 9, 585 (1934).

## V. Restitution und Pfropfung.

Wird einer Pflanze ein Organ genommen, so vermag sie dieses in vielen Fällen neu zu bilden. Diese sog. Restitution ist in zweierlei Weise möglich: Entweder wird das Organ aus der Wunde völlig neu herausgebildet (Reparation), oder vorhandene Anlagen wachsen aus und ersetzen so das verlorene Organ (Regeneration). Die Restitution ist also ein der Reparation und Regeneration übergeordneter Begriff.

Während die Reparation nur sehr selten vorkommt und in diesem Kapitel nur durch die Versuche 73...75 behandelt wird, tritt uns das Regenerationsvermögen der Pflanzen sehr häufig entgegen. Sonderfälle der Regeneration stellen die Transplantationen, also die Verwachsungen von zwei verschiedenen Organismen, dar. Entsteht bei solchen

Verwachsungen aus Reis und Unterlage ein gemeinsamer Vegetationskegel, so erhalten wir einen Pfropfbastard, eine sog. Chimäre (Versuche 82, 83).

Die Versuche dieses Kapitels führen wir zweckmäßig im Frühjahr bis zum Frühsommer durch, da zu dieser Jahreszeit die Restitutionen am leichtesten eingeleitet werden!

**Versuch 72. Aufhebung der Lebenseinheit eines Weidenzweiges durch einen Ringelschnitt.** Von einem etwa 20 cm langen Weidenzweig, z. B. von *Salix viminalis*, nicht aber von *S. caprea*, heben wir aus der Zweigmitte zwischen 2 Ringelschnitten die Rinde ab und hängen den Zweig in Normalstellung in einen Glaszylinder, der mit angefeuchtetem Filtrierpapier ausgekleidet wurde. Beobachte nun nach 2··3 Wochen, an welchen Stellen Wurzeln gebildet werden und welche schlafenden Augen sich zu neuen Seitenzweigen entwickeln. Welche Beziehung ergibt sich hier zum Ringelschnitt? (vgl. Versuch 86).

VÖCHTING, H.: Über Organbildung im Pflanzenreich. 1878.

**Versuch 73. Ausbildung einer Haptogenmembran um das ausfließende Plasma einer Chara.** Wir präparieren uns ein Internodium einer *Chara fragilis* von den Seitenästen frei und schneiden es mit einer scharfen Schere an. Dann legen wir dies Sproßstück auf einen Objektträger in Standortswasser. Bei schwacher Vergrößerung erkennen wir, daß aus der Schnittfläche zunächst Zellsaft, dann aber Plasma herausfließt. Wird das Präparat sehr vorsichtig behandelt und nicht erschüttert, können wir auf diese Weise eine Plasmakugel mit einem Durchmesser bis zu 2 mm erhalten.

In dieser Kugel grenzen sich nun sehr bald 3 Schichten deutlich ab: Zu äußerst eine sehr zarte, anfangs noch dünnflüssige Plasmamembran, die Haptogenmembran, dann folgt nach innen eine optisch leere Zone mit verwässertem Plasma und schließlich unverändertes Plasma. Die Haptogenmembran wird aber sehr bald brüchig, und bei der geringsten Erschütterung zerplatzt die Kugel.

STRUGGER, S.: Protoplasma (Berl.) 7, 23 (1928).

**Versuch 74. Ausbildung von Vernarbungsmembranen nach Plasmolyse.** Zellfäden einer möglichst großen Wasserform von *Vaucheria*, z. B. *Vaucheria geminata*, legen wir in eine 0,3 mol. Rohrzuckerlösung (Mol.-Gew. 342,2). Der Protoplasmaschlauch hebt sich von den Zellmembranen ab und zerklüftet sich in mehrere Teilprotoplaste. Nach 1 Stunde hat sich aber die Plasmaoberfläche wieder abgerundet. Nun überführen wir die Zellfäden in das Kulturwasser. Die Plasmateilstücke fließen wieder zusammen. Die Trennungszonen sind dann an ihrem Chloroplastenmangel kenntlich, der aber bald ausgeglichen wird, so daß wieder ein einheitlicher Zellfaden hergestellt ist.

Lassen wir die Zellfäden aber 24 Stunden und länger in dem Plasmolytikum liegen, dann fließen die Teilprotoplasten beim Überführen der Fäden in Leitungswasser nicht mehr zusammen. Es hat sich jetzt um die Teilprotoplasten eine neue Membran ausgebildet, die vor allem an den Plasmakuppen deutlich zu erkennen ist, aber noch deutlicher

wird, wenn wir die Zellfäden nun in eine gesättigte Kaliumnitratlösung überführen. Bei der darauf eintretenden Plasmolyse stellen wir fest, daß sich der Protoplast nur sehr schwer von der regenerierten Membran abhebt (Ausbildung der HECHTSchen Fäden hier besonders stark).

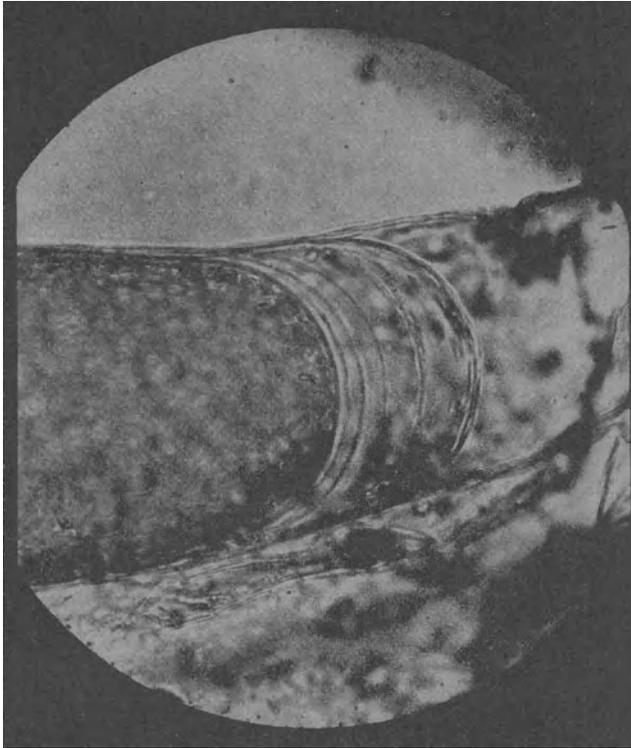


Abb. 24. Vernarbungsmembranen von *Vaucheria* nach spontaner Kontraktion des Zytoplasmas. Zu Versuch 74. (Aus K. WEISSENBOCK, 1938.)

Bei längerem Verweilen der Fäden in dem Plasmolytikum treten zum Teil aus noch nicht völlig geklärten Gründen sog. „spontane Kontraktionen“ der Teilprotoplaste ein. Wir stellen bei diesen Zellfäden dann fest, daß an den Plasmakuppen mehrere Vernarbungsmembranen übereinander gelagert sind (Abb. 24).

Die chemische Untersuchung der jungen Vernarbungsmembranen zeigt, daß sich hier mit den gewohnten Reagenzien keine Zellulose nachweisen läßt. Die Membranen lösen sich aber auch in Eau de Javelle nicht mehr auf, stellen also auch kein typisches Eiweiß mehr dar.

Andere, für die Untersuchung von Plasmolysemembranen geeignete Objekte sind die Blattzähne von *Elodea densa* oder das Mycel von Saprolegnien.

WEISSENBOCK, K.: Protoplasma (Berl.) **32**, 44 (1938).

**Versuch 75. Aufteilung des Wurzelvegetationskegels von *Vicia Faba*.**

Samen von *Vicia Faba* legen wir zur Keimung aus. Sobald die Wurzeln hervorbrechen, bringen wir die Keimlinge in senkrechter Lage in eine feuchte Kammer (s. S. 125). Haben die Wurzeln hier eine Länge von etwa 1 cm erreicht, spalten wir sie genau in der Mitte auf und schieben in den Spalt ein Glimmerplättchen. Die so erhaltenen Vegetationskegelhälften reparieren bald je ein vollständiges Meristem, in dem weiter Zellteilungen eingeleitet werden und das Streckungswachstum ungestört weitergeht.

Dieses Versuchsergebnis ist insofern äußerst wichtig, als es ein Beispiel von den wenigen uns bekannten Reparationen eines Zellkomplexes bei den höheren Pflanzen darstellt.

SIMON, S.: Jb. Bot. 40, 103 (1904).

**Versuch 76. Regeneration am Wurzelstock von *Taraxacum*.**

a) Eine Löwenzahn-pflanze wird mit ihrem Wurzelstock ausgestochen und dann der ganzen Länge nach in zwei gleiche Teile gespalten. Diese pflanzen wir in Erde und finden, daß die beiden Teilstücke zwei voll lebensfähige Pflanzen ergeben (vgl. Versuch 123).

b) Einen weiteren Wurzelstock zerschneiden wir in kleine, etwa 3···5 mm breite Scheiben. Diese stecken wir in bezug auf Sproß- und Wurzelpol in Normallage in die Erde; nach 2···3 Wochen können wir feststellen, daß Regenerationserscheinungen eintreten und sich aus fast jedem Teilstück eine vollständige Pflanze entwickelt (vgl. Versuch 87).

**Versuch 77. Regeneration des Thallus von *Marchantia* aus Teilstücken.** Einen Thallus von *Marchantia polymorpha* oder *Lunularia cruciata* zerschneiden wir mit einer Schere in viele kleine Teilstücke, die eine Oberfläche von nur wenigen Quadratmillimetern zu haben brauchen. Diese Fragmente legen wir in eine Petrischale auf Filtrierpapier, das mit sterilem Leitungswasser oder einer verdünnten KNOPSchen Nährlösung (s. S. 117) angefeuchtet wird. Die Schalen stellen wir an einen warmen, hellen, aber nicht direkt besonnten Ort.

Nach 2···3 Wochen können wir an den Teilstücken makroskopisch Regenerationserscheinungen erkennen, aus denen sich dann vollständige Thalli entwickeln.

**Versuch 78. Regeneration aus entwicklungsphysiologisch verschieden alten Kotyledonen.** Von möglichst jungen (1···2 Tage alten) bis zu etwa 15 Tage alten Kürbiskeimlingen werden die Kotyledonen abpräpariert, mit 0,5proz. H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> und dann mit sterilem Leitungswasser abgespült. Darauf werden die isolierten Organe entweder in feuchtem Sand oder in Petrischalen, die mit angefeuchtetem Filtrierpapier ausgelegt sind, kultiviert. An der basalen Schnittfläche bilden sich nach 7···14 Tagen Adventivwurzeln heraus.

Beobachte nun an einer solchen, möglichst großen entwicklungs-

physiologischen Reihe, in welchem Entwicklungsstadium die stärkste Regeneration eintritt (vgl. Versuch 85).

SMITH, L. H.: Beobachtungen über Regeneration und Wachstum an isolierten Teilen von Pflanzenembryonen. Diss., Halle 1907.

**Versuch 79. Restitution aus der Blattspreite von *Begonia Rex*.** Ein kräftiges Blatt von *Begonia Rex* wird abgeschnitten und mit dem verkürzten Stiel in feuchte Erde gesteckt. Nach Beschweren der Blattspreite mit kleinen Steinen oder Tonscherben liegt die Lamina der Erde möglichst fest auf. Nun durchschneiden wir mit einem Skalpell mehrere Nerven, vor allem unterhalb der Stellen, wo eine Aufteilung der Gefäßbündel erfolgt. — Den Versuch bauen wir an einem warmen, nicht zu dunklen Ort bei hoher relativer Feuchtigkeit auf. — 8···14 Tage nach dem Ansetzen des Versuches beginnen wir mit der anatomischen Untersuchung des Blattes oberhalb des Einschnittes. Wir finden die ersten Zellteilungen in dem Parenchym nahe den Gefäßbündeln, später auch in der Epidermis, wo sich dann ein Gewebehöcker herausbildet, aus dem nach 4···5 Wochen Adventivsprosse entstehen. Die Wurzeln werden endogen angelegt (vgl. Versuch 97).

HARTSEMA, A. M.: Rec. Trav. bot. néerl. **23**, 305 (1926).

**Versuch 80. Restitution aus meristematisch gebliebenen Blatteilen.** An der Basis aller Fiederblättchen des Wiesenschaumkrautes (*Cardamine pratensis*) findet sich ein eng umgrenzter Gewebekomplex meristematisch gebliebener Zellen. Mitosen und Adventivbildungen unterbleiben hier jedoch, solange das Blatt im organischen Zusammenhang mit der wachsenden Mutterpflanze steht. Trennt man aber einzelne Blätter ab und legt sie auf feuchten Sand, so bilden sich bei günstigen, äußeren Bedingungen in 2···3 Wochen bereits aus den Meristemen der Blattfiedern Wurzeln. Etwas später entwickeln sich hier auch die Sproßanlagen (vgl. Versuch 104).

Mit den Gewächshauspflanzen *Bryophyllum calycinum*, *Br. crenatum* und *Br. proliferum* läßt sich der Versuch entsprechend durchführen.

HARIG, A.: Planta (Berl.) **15**, 43 (1931). — SOBELS, J. C.: Rec. Trav. bot. néerl. **31**, 188 (1934).

### **Versuch 81. Transplantation.**

**a) Transplantation durch Kopulation.** Bei dieser Pfropfungsart wird ein ganzer Trieb als Reis mit dem einer nah verwandten Art als Unterlage so verbunden, daß eine Verwachsung der beiden Sproßteile ermöglicht wird. Dazu müssen sich die Kambialzonen beider Partner genau decken, die Triebe frisch und jung sein und das Bildungsgewebe zur Pfropfungszeit sich in Tätigkeit befinden, d. h. die Pflanzen müssen „in Saft stehen“.

1. Sind Reis und Unterlage genau gleich dick, schneiden wir das obere Ende der Unterlage wie das untere Ende des Reises schräg zur

Längsachse an, legen die Schnittflächen genau aneinander und binden sie mit Bast in dieser Lage fest (Abb. 25). Da innere Verbindungen

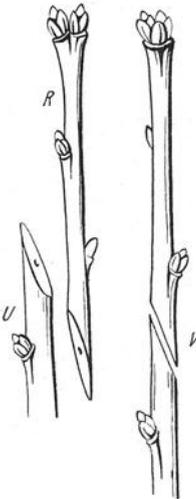


Abb. 25. Zur Methode des Kopulierens: *U* Unterlage, *R* Reis, *V* zeigt, wie *U* und *R* miteinander vereinigt werden. Zu Versuch 81a. (Nach H. MOLISCH, 1930.)

zunächst noch nicht bestehen, müssen möglichst alle Blätter vom Reis entfernt werden, um so dessen Vertrocknen zu verhindern.

2. Ist die Unterlage wesentlich dicker als das Reis, so verfahren wir nach der Methode des „Pfropfens in den Spalt“. Dazu spalten wir die Unterlage ein Stück längs auf und setzen zwei keilförmig zugeschnittene Reiser so in den Spalt ein, daß Holz auf Holz, Bast auf Bast kommen. Mit einem Bastfaden umbinden wir nun den Spalt der

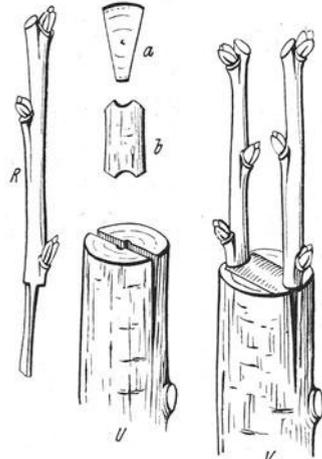


Abb. 26. Zur Methode des Pfropfens in den Spalt: *U* Unterlage, oben gespalten, *R* Reis, unten zugespitzt, *a* zeigt das zugespitzte Ende im Querschnitt (vergr.). *V* fertige Veredelung mit zwei Edelreisern, der noch offene Spalt wird mit einem Stückchen Rinde (*b*) bedeckt. Zu Versuch 81a. (Nach H. MOLISCH, 1930.)

Unterlage wiederum fest und kitten, falls nötig, die noch freien Wundflächen mit Baumwachs ab, um so eine Fäulnis zu vermeiden (Abb. 26).

Nach diesen Methoden pfropfen wir z. B. verschiedene Apfel- oder Birnensorten aufeinander. Beachte aber auch Versuch 82.

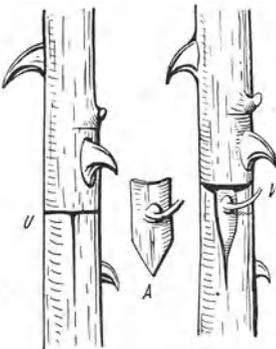


Abb. 27. Zur Methode des Okulierens: *U* Unterlage mit T-Schnitt, *A* Knospe mit Rinde, *V* Unterlage mit der eingesetzten Knospe. Zu Versuch 81 b. (Nach H. MOLISCH, 1930.)

**b) Transplantation durch Okulation.** Beim Okulieren wird nicht wie vordem ein ganzer Trieb, sondern nur ein treibendes oder schlafendes Auge transplantiert. Dazu machen wir einen T-Schnitt in die Rinde der Unterlage und heben die Rinde so ab, daß das Kambium frei liegt (Abb. 27). In diesen Schnitt schieben wir nun das aus dem Reis mit einem Stückchen Rinde schildförmig herausgeschnittene Auge und pressen die Rindenlappen der Unterlage mit Bastfäden an das Auge und den Holzkörper an (Abb. 27).

Diese Methode wird in der Praxis am häufigsten angewendet. Wir transplantieren auf diese Weise z. B. das Auge von einer weißblühenden Rose auf eine rotblühende.

**Versuch 82. Herstellung von Solanum-Chimären.** Bei einer größeren Anzahl junger Tomatenpflanzen (*Solanum Lycopersicum*) entfernen wir den Gipfeltrieb und die Achselknospen. Weiter achten wir darauf, daß während der ganzen Versuchsdauer in den Blattachseln keine Adventivsprosse zur Entwicklung kommen. Sogleich nach der Dekapitation führen wir nach der Methode des „Pfropfens in den Spalt“ (s. Versuch 81a, 2) in die Dekapitationsschnittfläche junge Sprosse vom Nachtschatten (*Solanum nigrum*) ein. Unter günstigen Vegetationsbedingungen (gleichmäßige Wärme und hohe relative Feuchtigkeit) gelingt diese Kopulation meistens gut. Nach 3···4 Wochen schneiden wir den Sproß an der Verwachsungsstelle quer durch. Aus dieser Schnittfläche, die also Gewebe von *Solanum Lycopersicum* und *S. nigrum* enthält, differenzieren sich eine Anzahl von Adventivknospen, von denen wir aber allein diejenigen zur weiteren Entwicklung kommen lassen, die an der Grenzfläche von Reis und Unterlage angelegt werden. Alle anderen entfernen wir frühzeitig. Auch aus den verbleibenden Adventivknospen entstehen zumeist reine Tomaten- bzw. Nachtschattentriebe. Nur in einzelnen Fällen wird ein Vegetationskegel aus Meristem beider Stammpflanzen angelegt, und wir erhalten dann eine Chimäre.

Schon an jungen Sprossen läßt sich auf Grund der Blattgestalt feststellen, ob aus der Adventivknospe ein Tomaten-, Nachtschatten- oder Chimärentrieb entsteht, da die Blätter von *Solanum nigrum* einfach und ganzrandig, die der Tomate dagegen gefiedert sind. Die Blätter der Periklinal-Chimäre nehmen Zwischenstellungen ein.

Um überhaupt einige Chimären zu erhalten, ist es notwendig, den Versuch mit mindest 50 Pfropfungen anzusetzen!

WINKLER, H.: Ber. dtsh. bot. Ges. **25**, 568 (1907). — Biologie **4**, 279 (1935). — Beachte auch die Farbtafel in STRASBURGER: Lehrbuch der Botanik.

### **Versuch 83. Analyse von Periklinal-Chimären.**

**a) Analyse der weißrandigen Periklinal-Chimäre Pelargonium zonale.** Die mikroskopische Untersuchung von Blattquerschnitten der *Pelargonium zonale* zeigt uns, daß nicht alle Gewebeteile Chlorophyll enthalten. Bei den meisten in den Gärten kultivierten Rassen sind die beiden äußersten Schichten (Epidermis [Schließzellen] und die äußerste Lage der Palisaden- bzw. Schwammparenchymsschicht) chlorophyllfrei. Die inneren Zellagen des Mesenchyms dagegen enthalten Chloroplasten. Daneben gibt es andere Rassen, deren Epidermis allein von Chloroplasten frei ist, oder solche, deren Epidermis und äußerste Schicht des Mesenchyms chlorophyllhaltig sind, deren restliche, innere Gewebeteile aber nur Leukoplasten besitzen. Stets ist also das innere Gewebe von einem Gewebemantel eines in bezug auf die Chlorophyllausbildung andersartigen Gewebe überzogen.

BAUR, E.: Z. Abstammungslehre **1**, 330, 400 (1909). — Ber. dtsh. bot. Ges. **27**, 603 (1909). — Biol. Zbl. **30**, 497 (1910).

b) **Analyse der Periklinal-Chimäre *Laburnum Adami*.** Die beiden Komponenten zu dieser Chimäre sind der gewöhnliche Goldregen (*Laburnum anagyroides* = *Laburnum vulgare*) und der als Strauch in den Alpen wachsende *Cytisus purpureus*. Zur Analyse untersuchen wir zunächst Blattquerschnitte und stellen für *Laburnum anagyroides* einen dichten Filz aus meist dreizelligen, der Blattfläche eng anliegenden Haaren fest. Bei *Cytisus purpureus* ist die Behaarung dagegen viel spärlicher, auch liegen hier die einzelnen Trichome der Blattfläche nicht so dicht an. Der zytologische Aufbau der Epidermis des Pfropfbastardes entspricht vollständig dem der Epidermis von *Cytisus purpureus*.

Zur genaueren Untersuchung fertigen wir uns weiter Querschnitte durch die Blütenblätter, und zwar durch den unteren Teil der Fahne an. Bei dem gewöhnlichen Goldregen stellen wir bereits makroskopisch an dieser Stelle feine, braune Streifen als Saftmahle fest, die dem *Cytisus purpureus* fehlen. Die mikroskopische Untersuchung der Blütenblätter von *Laburnum anagyroides* zeigt uns, daß alle Zellen, vor allem aber die der Epidermis, gelbe Chromoplasten enthalten. An den Stellen, wo ein Saftmahlstreifen getroffen wurde, finden wir weiter unter der Epidermis einen 1····3 Zellschichten umfassenden Gewebekomplex aus kleineren und dichter gelagerten Zellen mit einem dunkelroten bis violetten Zellsaft. Die Zellen aus den Blütenblättern von *Cytisus purpureus* enthalten dagegen keine Chromatophoren; ihr Zellsaft ist vor allem in der Epidermis und den an diese Hautschicht grenzenden Geweben durch Anthocyane schwach rot gefärbt.

Die Epidermis von *Laburnum Adami* ist nun anthocyanhaltig und frei von Chromatophoren, also gleich der von *Cytisus purpureus*. Das innere Gewebe enthält umgekehrt nur gelbe Chromatophoren. Dazu kommt die typische Ausbildung der Saftmahle, wie wir sie für den gewöhnlichen Goldregen fanden. Der Mantel dieser Chimäre stammt also vom *Cytisus purpureus*, der Kern dagegen vom *Laburnum anagyroides*. —

Zu dem gleichen Ergebnis kommen wir auch bei der mikroskopischen Untersuchung über die Verteilung der Gerbstoffe in den Blattstielen. Dazu infiltrieren wir kleine Stücke der Blattstiele von *Laburnum anagyroides*, *Cytisus purpureus* und der Periklinal-Chimäre mit einer 10proz. Kaliumbichromat-Lösung und lassen die Stücke 1····2 Tage darin liegen. Nach dieser Zeit fertigen wir uns Querschnitte an und stellen bei der mikroskopischen Untersuchung von *Cytisus purpureus* einen dicken Gerbstoffniederschlag fest. Dieser fehlt bei *Laburnum anagyroides*; hier läßt sich höchstens eine schwache Gelbfärbung der Membranen erkennen. Bei dem Pfropfbastard finden wir den Niederschlag wieder, aber ausschließlich in der Epidermis.

BUDER, J.: Ber. dtsch. bot. Ges. 28, 188 (1910). — Z. Abstammungslehre 5, 209 (1911).

e) **Analyse der Periklinal-Chimäre *Crataegomespilus Asnieresii*.** Die beiden Stammpflanzen zu dieser Chimäre sind der Weißdorn (*Crataegus monogyna*) und die Mispel (*Mespilus germanica*). An Blattquerschnitten stellen wir fest, daß die Epidermis von *Crataegus* fast gar nicht, die der Mispel dagegen sehr behaart ist. Der Pfropfbastard bildet auf der Epidermis nun ebenso wie *Mespilus* sehr viele Haare aus.

Weitgehender läßt sich hier die Analyse an den Früchten durchführen: Die Fruchtepidermis von *Mespilus* ist durch Ausbildung eines Periderms mehrschichtig, die von *Crataegus* dagegen einschichtig. Die Zellen des Fruchtfleisches von *Crataegus* enthalten in den 3·4 äußeren Schichten Anthocyan, das in denen der Mispel aber fehlt. Eine Untersuchung der Früchte von *Crataegomespilus* zeigt, daß ihre Epidermis wie die der Mispel aufgebaut ist, daß aber das Fruchtfleisch dem des *Crataegus* entspricht.

MEYER, H.: Z. Abstammungslehre 13, 193 (1914).

## VI. Polarität.

Die Polarität, wie sie sich an fast jedem pflanzlichen Organismus beobachten läßt, erklärt sich aus einer physiologischen und damit manchmal auch einer anatomischen wie morphologischen Verschiedenheit an den Polen des Organismus und der einzelnen Zellen. Diese Erscheinung ist in den ausdifferenzierten Organen derart festgelegt, daß es bis heute nur in sehr wenigen Fällen möglich ist, die Polarität umzukehren. Dagegen sind bereits mehrere Beispiele dafür bekannt (Versuche 88·91), in noch undifferenzierten und damit apolar gebauten Organen durch Licht, Schwerkraft und andere äußere Reize eine bestimmte Polarität zu induzieren.

Die Versuche aus diesem Kapitel sollen wie die des vorhergehenden im Frühjahr bis zum Frühsommer angesetzt werden.

**Versuch 84. Polare Restitution zerschnittener *Cladophora*-Fäden.** Wir zerschneiden ein Bündel kräftiger *Cladophora*-Fäden in kleine Stücke und legen sie in Petrischalen, die mit reinem Standortswasser gefüllt sind. Den Versuch bauen wir an einem hellen Nordfenster auf. Nach 8·14 Tagen untersuchen wir die Fadenstücke mikroskopisch und stellen fest, daß aus dem „Sproßpol“ neue, grüne Seitentriebe ausgetrieben sind, aus dem „Wurzelpol“ dagegen ausschließlich farblose Rhizoiden.

CZAJA, A. TH.: Protoplasma (Berl.) 11, 601 (1930).

**Versuch 85. Polare Regeneration an Keimlingsorganen.**

a) Die Kotyledonen von etwa 3·5 Tage alten Kürbiskeimlingen werden mit einem scharfen Messer abgetrennt, mit 0,5proz. H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>

sterilisiert und dann in zwei oder mehrere Teile zerschnitten (vgl. Versuch 78).

In zwei gleichartigen Versuchsreihen stecken wir in der einen Serie die Kotyledonenstücke mit dem basalen, in der anderen mit dem apikalen Ende in die Erde und überdecken die Kulturgefäße mit einer Glasglocke, um so einen wasserdampfgesättigten Raum zu schaffen.

Beobachte nun, an welchem Pol die Regeneration der Wurzeln einsetzt.

Versuchsdauer: 5·10 Tage.

SMITH, L. H.: Diss., Halle 1907.

b) Einen entsprechenden Versuch können wir auch mit den Keimblättern eingequollener Samen von *Vicia Faba* ansetzen. Wir präparieren dazu die Samenschale ab und zerlegen die Kotyledonen in der Längsrichtung mit einem Skalpell in 3 Teilstücke. Diese werden unter möglichst sterilen Bedingungen in Petrischalen auf angefeuchtetem Filtrierpapier bei Zimmertemperatur kultiviert. Nach 10 Tagen etwa stellen wir an den Schnittflächen Kallusbildungen fest, die aber auf der zum Kotyledonstiel gerichteten Seite bedeutend stärker sind als auf der Gegenseite.

NAKANO, H.: Ber. dtsh. bot. Ges. 42, 261 (1924).

**Versuch 86. Polarität bei den Restitutionsvorgängen eines Zweigstückes der Weide.** In 2 Glaszylinder, die wir mit Fließpapier auskleiden, hängen wir je ein Stück eines Weidenzweiges (z. B. von *Salix viminalis*, nicht aber von *S. caprea*), und zwar soll einmal die morphologische Basis des Sprosses nach unten (Normalstellung), zum anderen nach oben (Inversstellung) zeigen. Nun feuchten wir das Filtrierpapier an, indem wir etwas Wasser in die Glaszylinder geben, achten aber darauf, daß die Sprossenden nicht in das Wasser eintauchen. Schließlich decken wir den Glaszylinder locker mit einem Glasdeckel ab und beobachten nach 2·3 Wochen, daß durch die Inversstellung die Polarität des Zweiges bei den Restitutionsvorgängen nicht umgekehrt wurde (vgl. Versuch 72).

VÖCHTING, H.: Über Organbildung im Pflanzenreich. 1878.

**Versuch 87. Polarität bei den Restitutionsvorgängen der Wurzeln von *Taraxacum*.** Eine größere Anzahl kräftiger *Taraxacum*-Pflanzen stechen wir mit ihren Wurzelstöcken aus. Dann bereiten wir uns eine gleiche Anzahl passender Reagenzgläser vor, indem wir sie mit Filtrierpapier innen auskleiden, etwas Wasser hineingeben, so daß das Papier stets feucht bleibt, jedoch nicht soviel, daß die mit Watte in die Reagenzgläser einzuklemmenden Wurzeln in das Wasser eintauchen. Nach diesen Vorbereitungen setzen wir folgende Versuchsserien an:

I. Von einem Teil der Pflanzen entfernen wir die Wurzelspitzen, belassen ihnen aber die Blätter. In kurzer Zeit setzen Restitutions-

vorgänge ein, indem hier neue Wurzeln angelegt werden (vgl. Versuch 76).

2. Von einigen weiteren Pflanzen schneiden wir mit dem Messer nicht nur die Wurzelspitze, sondern auch den Sproßpol ab. Im allgemeinen beginnen die Restitutionsvorgänge mit Kallusbildungen an der zum Sproßpol gerichteten Schnittfläche. Es werden hier neue Blätter angelegt. Später und viel schwächer bildet sich auch an der Wurzelschnittfläche ein Kallus heraus, aus dem aber weder Wurzeln noch Blätter hervortreiben. Erneuern wir aber zu diesem Zeitpunkt die Schnittfläche am Wurzelpol, so entwickeln sich auch hier wie unter 1 Wurzeln. Eine

3. Serie setzen wir wie die zweite an, gipsen aber den Sproßpol ein. Nun entwickelt sich der Kallus am Wurzelpol stärker, und aus ihm treten Blattanlagen hervor. Die Polarität ist also in diesem Versuch umgekehrt worden. — Daß von den Blättern und ihren Anlagen ein die Polarität induzierender Einfluß auf die Wurzelanlagen ausgeübt wird, erkennen wir aus einem

4. Versuch. Die Wurzeln werden hier nur am Wurzelpol beschnitten. Nun führen wir in halber Höhe der Wurzel ein Glimmerplättchen etwa bis zur Wurzelmitte ein. Nach 10···14 Tagen erkennen wir, daß sich an der Schnittfläche unter dem Glimmerplättchen Blattanlagen herausbilden, an der oberen Schnitthälfte dagegen Wurzeln. Dieser Versuch beweist gleichzeitig, daß die Polarität in den *Taraxacum*-Wurzeln durch einen bestimmten Wirkstoff induziert wird. — Daß es sich dabei um einen Streckungswachsstoff handelt, legt der

5. Versuch nahe. Hier schneiden wir den Wurzel- und Sproßpol ab und schmieren auf die Sproßschnittfläche eine 0,5 proz.  $\beta$ -Indolylessigsäurepaste. Darauf entstehen an dem Wurzelpol ausschließlich Wurzeln.

Zur anatomischen Untersuchung stellen wir uns Schnitte durch die Kallusbildungen am Wurzelpol her und finden, daß stets nur dann, wenn aus diesen Kalli Sproßanlagen entstehen, sich hier Tracheidenwirbel herausbilden.

CZAJA, A. TH.: Ber. dtsh. bot. Ges. 49, (67) (1931); 53, 197 (1935).

### Versuch 88. Induktion der Polarität von Farnprothallien durch Licht.

Auf feuchtem Torfmull z. B. keimen die Sporen eines Farnes zu den bekannten, bilateralen Prothallien aus, die aus der dem Licht zugewendeten Assimilationsfläche und der Schattenseite mit den Sexualorganen und den in das Substrat hineinwachsenden Rhizoiden bestehen. Daß die hier vorliegende Polarität durch das von oben her einwirkende Licht induziert wird, zeigt folgender Versuch:

Wir bestreichen mit einem schwarzen, gut deckenden Mattlack die Außenseiten beider Hälften einer Petrischale oder bekleben diese mit schwarzem Papier. In die schwarze und eine klare Unterschale geben wir nun Leitungswasser oder eine verdünnte (1 : 50) KNOPSche Nähr-

lösung (s. S. 117) und säen die Sporen eines Farnes hinein. Dann decken wir die erste Schale mit einer ungestrichenen, die zweite mit der geschwärzten Oberschale ab und stellen beide auf einen mit einer Glasplatte abgedeckten Dreifuß für einen Bunsenbrenner. Unter die Glasplatte bringen wir einen Spiegel, den wir so einstellen, daß er einen möglichst großen Teil des diffusen Tageslichtes in die Petrischale, die mit der geschwärzten Oberschale abgedeckt wurde, von unten hineinreflektiert. Kurz gesagt: Der Versuch wird so aufgebaut, daß einmal das Licht ausschließlich von oben, das andere Mal dagegen nur von unten in die Schale einfällt (s. Abb. 28).

2····3 Monate nach der Keimung der Sporen stellen wir fest, daß bei der Beleuchtung von oben sich die Prothallien aus dem Wasser

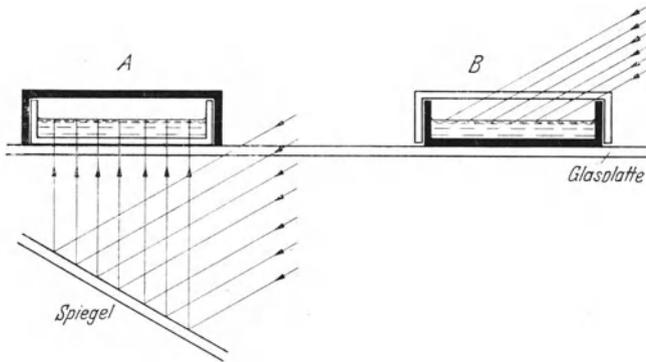


Abb. 28. Versuchsanstellung für Versuch 88, 89, 90. (Orig.)

herausheben und ihre Assimilationsflächen senkrecht zum einfallenden Licht stellen. Die Sexualorgane finden sich hier auf der Schattenseite, also auf der morphologischen Unterseite der Prothallien. Bei der Belichtung von unten krümmen sich die Assimilationsflächen dagegen in das Wasser hinein. Auch hier werden die Sexualorgane auf der Schattenseite, nun aber auf der morphologischen Oberseite, angelegt.

LEITGEB, H.: Flora (Jena) **60**, 174 (1877); **62**, 317 (1879).

**Versuch 89. Induktion der Polarität bei der Keimung der Brutkörper von *Marchantia polymorpha* durch das Licht.** In einen entsprechenden Versuchsaufbau wie für Versuch 88 säen wir Brutkörper einer *Marchantia* in eine geschwärzte und eine nicht geschwärzte Petrischalenunterhälfte, die eine verdünnte KNOPSche Nährlösung (s. S. 117) enthalten. Die Brutkörper werden einmal von unten, zum andern Mal von oben beleuchtet. Auch in diesem Versuch stellen wir nach 14 Tagen bereits fest, daß die dorsiventrale Anordnung im Thallus durch das Licht induziert wird.

FITTING, H.: Jb. Bot. **88**, 633 (1939).

**Versuch 90. Bestimmung der Kernteilungsebene durch das Licht bei keimenden Equisetum-Sporen.** Wir säen frisch geerntete Sporen von *Equisetum fluviatile* (= *E. limosum*), *E. arvense* oder *E. silvaticum* in einer Dunkelkammer auf zwei mit einer dünnen Schicht einer 2proz. Gelatine überzogenen Objektträgern aus, die wir dann sofort in zwei wie in Versuch 88 beschriebene Petrischalen legen. Wir belichten die keimenden Sporen also einmal von unten, im zweiten Fall von oben.

Die erste, die Keimung einleitende Kernteilung ist hier meist nach 24 Stunden schon vollzogen. Durch diese Mitose wird die Spore in zwei ungleiche Zellen zerlegt: in eine kleinere, linsenförmige Zelle mit sehr wenigen Chloroplasten (Rhizoidpol) und eine größere, dunkelgrün gefärbte, primäre Prothallium-Zelle. In beiden Versuchen werden wir nun feststellen, daß die Prothallium-Initiale zum Licht hinweist, die Rhizoidanlage dagegen zum Schatten.

STAHL, E.: Ber. dtsch. bot. Ges. **3**, 334 (1885). — NIENBURG, W.: Ebenda **42**, 95 (1924).

**Versuch 91. Willkürliche Bestimmung der dorsiventralen Anordnung der Nadeln an den Zweigen von *Taxus baccata*.** Im Frühjahr, spätestens aber einen Monat vor dem Austreiben der Knospen, biegen wir einen möglichst horizontal gewachsenen Zweig der Eibe um 180°, so daß die morphologische Oberseite nach unten weist. In dieser Zwangslage wird der Zweig festgebunden.

Nach dem Austreiben der Knospen stellen wir bei dem umgebogenen Zweig fest, daß die frisch ausgetriebenen Nadeln wiederum zweizeilig angeordnet sind und wie bei den anderen Zweigen ihre morphologische Oberseite nach oben richten. Die dorsiventrale Anordnung und Entfaltung der Nadeln aus der radiärsymmetrischen Knospe wird also durch den Schwerkraft- und Lichtreiz bestimmt.

Beobachte auch die Anordnung der Nadeln solcher Zweige des Strauches, die vertikal aufwärts gewachsen sind.

## VII. Korrelation.

Viele der vorhergehenden Versuche haben uns demonstrieren können, daß die Entwicklung und damit die äußere Gestalt einer Pflanze durch gewisse Wirkstoffe bestimmt werden. Ähnlich sind wahrscheinlich auch die Versuche aus dem vorliegenden Kapitel aufzufassen. Sie zeigen zumindest, daß die verschiedenen Organe eines Individuums sich gegenseitig in ihrer Entwicklung beeinflussen, daß zwischen ihnen sog. Korrelationen bestehen. Dies äußert sich im Experiment darin, daß sich die Gestalt einer Pflanze nach Entfernung eines Organes ändert oder daß die Entwicklungspotenz eines Organes nach Abtrennung von der Pflanze erst voll zur Geltung kommt (Versuch 100). Die Experimente aus diesem

Kapitel mögen uns zudem besonders deutlich vor Augen führen, daß ein Individuum nicht die Summe von einzelnen Organen darstellt, sondern einen „Organismus“.

**Versuch 92. Verhinderung des Austreibens der Seitenknospen durch genuine und synthetische Wuchsstoffe.** Von einer jungen Tomatenpflanze trennen wir den Gipfeltrieb ab. Nach etwa 10·14 Tagen stellen wir fest, daß die bisher ruhenden Achselknospen nun austreiben. Diese korrelative Hemmung in den Seitenknospen können wir auch dadurch aufheben, daß wir den Gipfeltrieb eingipsen und ihn somit an seiner weiteren Entwicklung hindern.

Daß bei diesem Entwicklungsvorgang die Streckungswuchsstoffe eine entscheidende Rolle spielen, zeigt folgender Versuch: Nach der Dekapitation der jungen Tomatenpflanzen geben wir auf die Schnittfläche eine 0,5proz. Wuchsstoffpaste und erneuern diese nach 4·6 Tagen. Die Achselknospen treiben nun so lange nicht aus, als Streckungswuchsstoffe in den Sproß hineindiffundieren. Der Versuch zeigt also, daß der Ruhezustand der Seitenknospen durch die aus dem Gipfeltrieb herabdiffundierenden, synthetischen bzw. im Normalfall genuinen Streckungswuchsstoffe bewirkt wird.

MÜLLER, A. M.: Jb. Bot. 81, 497 (1935).

**Versuch 93. Austreiben der Kotyledonar-Achselknospen von Bohnen nach dem Entfernen der Epikotylspitze.**



Abb. 29. Austreiben der Kotyledonar-Achselknospen nach Entfernen der Epikotylspitze bei *Phaseolus*. Zu Versuch 93. (Aus E. BUNNING, 1939.)

a) Keimlinge von *Vicia Faba* oder *Phaseolus* werden bis zu einer Länge von 2·4 cm herangezogen. Dekapitieren wir das Epikotyl unterhalb des untersten Niederblattes, so treiben nach einigen Tagen die sonst ruhenden Kotyledonar-Achselknospen aus (Abb. 29).

Um zu zeigen, daß für diese korrelative Hemmung die von der Epikotylspitze gebildeten und von hier herabdiffundierenden Streckungswuchsstoffe verantwortlich sein können, geben wir auf die Dekapitationsschnittfläche eine Wuchsstoffpaste aus einer 0,5proz.  $\beta$ -Indolylessigsäure. Wir stellen in diesem Versuch eine deutliche Hemmung beim Austreiben der Achselknospen fest.

b) Deutlicher wird dieses Ergebnis noch durch folgende Versuchsanstellung: Nach der Dekapitation spalten wir das Epi- und Hypokotyl in der Mediane bis zum Wurzelansatz. Auf die Dekapitationsschnittfläche der einen Spalthälfte tragen wir

wiederum die Wuchsstoffpaste auf, auf die andere Hälfte dagegen eine Wasserpaste. Es wird nur das Austreiben der Kotyledonar-Knospe gehemmt, die der Wuchsstoffspalthälfte anliegt. Schließlich können wir die korrelative Hemmung der Achselknospen auch dadurch aufheben, daß die Sproßspitze vor der Dekapitation vollständig eingegipst und so an der Weiterentwicklung gehindert wird.

Der Versuch soll 8...10 Tage vor der Demonstration angesetzt werden.  
MÜLLER, A. M.: Jb. Bot. 81, 497 (1935).

**Versuch 94. Die Ausbildung des Gefäßbündels als Korrelation zur Funktion der Blätter.** Von einem möglichst jungen Bohnenkeimling (*Phaseolus coccineus*) entfernen wir sämtliche Blätter und Knospen des Epikotyls mit Ausnahme eines Primärblattes. Die Epikotylspitze wird dekapitiert, so daß das der Pflanze allein verbliebene Blatt die Spitze des Keimlings einnimmt. Während der weiteren Entwicklung wächst das Primärblatt sehr viel stärker als normalerweise heran. Auch seine Achselknospe treibt aus, wenn sie nicht vordem extirpiert wird.

Nach 3...4 Wochen fertigen wir uns mikroskopische Querschnitte durch das Epikotyl an und beobachten daran die Ausbildung der Gefäßbündel mit dem Verdickungsring. Wir stellen fest, daß die Gefäßbündel, die Anschluß an das eine Primärblatt hatten, sich bedeutend verstärkt haben. Die übrigen dagegen zeigen keinen weiteren Dickenzuwachs.

Zu einem entsprechenden Ergebnis kommen wir, wenn wir nach der Dekapitation des Epikotyls und nach Entfernen der beiden Kotyledonar-Achselknospen direkt über den Primärblättern das eine Primärblatt des jungen Keimlings eingipsen und so an seiner weiteren Entwicklung hindern. Auch dann werden die Gefäßbündel, die an dieses Blatt Anschluß haben, nicht weiter verstärkt.

JOST, L.: Bot. Ztg. 49, 485, 525 (1891); 51 I, 89 (1893). — Z. Bot. 35, 114 (1939).

**Versuch 95. Abtrennung des Blattstieles als Korrelation.** Von einigen Blättern einer *Coleus*-Pflanze trennen wir die Blattspreite vollständig ab, so daß in dieser ersten Serie allein die Blattstiele am Stamm verbleiben. An einer anderen Pflanze schneiden wir von mehreren Blättern die Blattlamina etwa zu  $\frac{4}{5}$  ab, während wir in der dritten Serie die Blattspreite wieder vollständig abtrennen, hier aber auf die Schnittfläche des Stieles eine 0,5proz. Wuchsstoffpaste auftragen. Die Pflanzen verbleiben im Gewächshaus bei möglichst hoher relativer Feuchtigkeit.

Nach 4...7 Tagen stellen wir fest, daß in der ersten Serie die betreffenden Blattstiele vergilben und abfallen. Die Blattstiele der zweiten Pflanze, an denen noch ein Stückchen der Lamina erhalten blieb, sitzen jedoch noch fest am Stamm. Da wir das gleiche Ergebnis auch für die mit der Wuchsstoffpaste behandelten Stiele erhalten, weist uns der dritte Versuch darauf hin, daß für diese Korrelation Streckungswuchsstoffe verantwortlich zu machen sind.

MAI, G.: Jb. Bot. 79, 681 (1934).

**Versuch 96. Aufrichten eines Seitenzweiges nach dem Entfernen des Gipfeltriebes.** Den Gipfeltrieb einer jungen Fichte, Tanne oder Kiefer schneiden wir ab und beobachten während der nächsten Vegetationsperiode das Aufrichten eines Seitenzweiges aus dem obersten Wirtel. Sind hier nicht alle Zweige gleich stark ausgebildet, übernimmt im allgemeinen der kräftigste die physiologische Funktion des Haupttriebes.

**Versuch 97. Einschaltung des Blattstieles als Sproßorgan bei *Begonia Rex*.** Mehrere kräftige Blätter der *Begonia Rex* werden mit dem Blattstiel so in Gartenerde eingesteckt, daß das Blatt schräg nach oben zeigt, und in einem Warmhaus kultiviert. Nach kurzer Zeit bildet der Stengel Wurzeln aus, und aus der Basis der Blattspreite treiben Sprosse hervor. In vielen Fällen kommen außerdem aus dem Blattstiel noch ein bis mehrere Sproßanlagen zur Entwicklung. Diese entfernen wir aber rechtzeitig, um so eine bessere Entfaltung der Sprosse an der Blattbasis zu erzielen.

Hat nun nach mehrmonatlicher Kultur der Adventivsproß eine kräftige Achse mit mehreren Blättern entwickelt, führen wir dünne Querschnitte durch den Blattstiel und vergleichen hier die Ausbildung der Gefäßbündel usw. mit derjenigen in den Blättern, die an der Pflanze belassen wurden. Die Leitbündel sind in der Versuchspflanze viel kräftiger ausgebildet und zeigen ein beträchtliches, sekundäres Dickenwachstum.

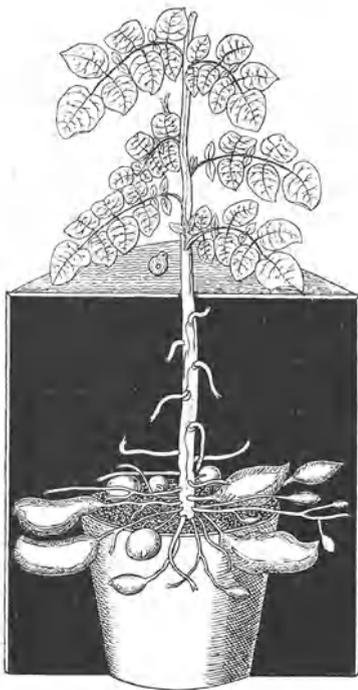


Abb. 30. Entstehung von oberirdischen Kartoffelknollen am abgedunkelten Sproß. Zu Versuch 98. (Nach H. VÖCHTING, 1887.)

Setzen wir gleichzeitig mit dem vorgenannten Versuch einen zweiten an, in dem nur die Blattspreite der Erde aufliegt, der Blattstiel der *Begonia* dagegen über den Topfrand herabhängt, so beobachten wir, daß hier im Gegensatz zum ersten Versuch der Blattstiel sehr bald zugrunde geht (vgl. Versuch 79).

KNY, L.: Naturwiss. Wsehr. 19, 169 (1904).

**Versuch 98. Entstehung von oberirdischen Kartoffelknollen nach teilweiser Verdunkelung der Pflanze.** Eine noch nicht blühende, junge Kartoffelstaude pflanzen wir aus dem Garten in einen Blumentopf, über den wir einen lichtdichten Zylinder stülpen, aus dem die Pflanze nur noch mit dem Gipfeltrieb herausragt. Dann

decken wir mit Pappdeckeln den Zylinder oben so ab, daß die ganze untere Kartoffelpflanze bis auf den Gipfeltrieb völlig verdunkelt ist.

Während sonst die Knollen ausschließlich unterirdisch angelegt werden, stellen wir in diesem Versuch fest, daß auch über der Erde, allerdings ausschließlich an dem abgedunkelten Sproßteil, Knollen entstehen können (Abb. 30).

VÖCHTING, H.: Bibliotheca Botanica, Heft 4. Cassel 1887.

**Versuch 99. Korrelationsvorgänge am Infloreszenzstiel von *Allium Cepa*.** Bevor ein Blütenstiel der Küchenzwiebel (*Allium Cepa*) seine volle Ausdifferenzierung erfahren hat, also noch streckungsfähig ist, schneiden wir den Blütenstand ab. Das Streckungswachstum wird sogleich eingestellt, und es ist bemerkenswert, daß der bis dahin schlanke Stengel nun stark bauchig wird. Außerdem vertieft sich das Blattgrün im Stengel, der nun assimilatorische Aufgaben übernimmt; denn durch die Dekapitation wurde er ja seiner ursprünglichen Aufgaben entledigt.

LAKON, G.: Flora (Jena) 105, 241 (1913).

**Versuch 100. Korrelative Hemmung des Längenwachstums der Seitenzweige zweiter Ordnung bei der Araukarie.** Mehrere frisch abgeschnittene, plagiotrope Seitenzweige zweiter Ordnung einer Araukarie tauchen wir für einige Zeit mit der Schnittfläche in kaltes Wasser ein, um so ein allzu starkes Bluten zu verhindern, und pflanzen sie dann in sandige Heideerde. Da sich längst nicht alle Triebe bewurzeln, muß der Versuch mit mehreren Zweigen gleichzeitig angesetzt werden. Die Entwicklung der Stecklinge, die sich nach einigen Wochen bis Monaten bewurzelt haben, verfolgen wir über eine längere Zeit (1····2 Jahre) und vergleichen deren Längenwachstum mit dem der entsprechenden Seitenzweige, die am Stamm belassen wurden.

VÖCHTING, H.: Jb. Bot. 40, 147 (1904).

**Versuch 101. Streckungszuwachs partiell eingegipster Keimlinge.** Wir gipsen einen jungen, etwa 4 cm langen Sonnenblumenkeimling von der Hypokotylbasis bis 5 mm unterhalb des Kötyledonenansatzes ein. An einem anderen ebenso weit entwickelten Keimling markieren wir auf dem Hypokotyl die Stelle, bis zu welcher der Gipsverband der Versuchspflanze reicht. Nun verfolgen wir das Streckungswachstum in den entsprechenden Zonen beider Pflanzen und stellen nach 2····3 Tagen fest, daß bei der Kontrollpflanze das Streckungswachstum nicht nur in dem der Gipszone entsprechenden Abschnitt, sondern auch in der freien Hauptwachstumszone (s. Versuch 17a) viel stärker ist als bei der Versuchspflanze.

HERING, FR.: Jb. Bot. 29, 132 (1896).

**Versuch 102. Vergrößerung der Nebenblätter von *Vicia Faba* nach Entfernen der Fiederblätter.** Von einer Keimpflanze der Pferdebohne

(*Vicia Faba*) entfernen wir an einem noch nicht entfaltetem Blatt die Fiederblättchen, ohne aber die Nebenblätter, deren weitere Entwicklung wir nun verfolgen, zu beschädigen. Letztere werden dann bedeutend größer als normalerweise und können so die assimilatorische Tätigkeit der abgetrennten Blätter übernehmen.

Eine Parallele zu dieser Vergrößerung der Nebenblätter haben wir in der Natur bei mehreren Platterbsen u. a. Schmetterlingsblütlern, deren Blattspreiten ganz oder zum Teil zu Ranken umgewandelt und deren Nebenblätter dann zu Assimilationsorganen wurden.

GOEBEL, K.: Bot. Ztg. **38**, 833 (1880).

**Versuch 103. Verlängerung der Lebensdauer einer Pflanze durch frühzeitiges Entfernen der Blütenanlagen.** Von jungen Keimpflanzen der wohlriechenden Reseda (*Reseda odorata*) entfernen wir während ihrer ganzen Entwicklung alle Blütenanlagen und Seitentriebe sogleich nach ihrem Erscheinen. Der Haupttrieb entwickelt sich nun viel stärker und kann bis zu 2 m hoch werden. Darauf kneifen wir die Endknospe heraus und lassen die Seitentriebe eine dichte Krone bilden. Verhindert man aber weiter die Entwicklung der Blütenanlagen an diesem Bäumchen nicht nur während der ersten Vegetationsperiode, sondern auch in den folgenden, dann bleiben die Pflanzen über mehrere Jahre, im Gegensatz zu den normalen, nicht beschnittenen, am Leben.

Entsprechend läßt sich auch durch Entfernen der Blütenanlagen die Lebensdauer folgender Pflanzen verlängern: *Erophila verna* (= *Draba verna*), *Veronica arvensis* und die beliebte Rabattenpflanze *Lobelia erinus*.

MOLISCH, H.: Pflanzenphysiologie als Theorie der Gärtnerei, 6. Aufl., S. 244. 1930.

**Versuch 104. Einfluß des Blütenstandes auf die Adventivproßbildung bei *Cardamine pratensis*.** Der Versuch 80 zeigt uns, daß das beim Wiesenschaumkraut (*Cardamine pratensis*) an den Basen der Blätter erhalten gebliebene Meristem so lange in Ruhe bleibt, als die Blätter an der Mutterpflanze belassen werden. Entfernen wir dagegen zur Blütezeit bei einzelnen Pflanzen die Blütenstände und sämtliche Achselknospen, so bilden sich bei Kultur der ganzen Pflanze im feuchten Raum auf den Blättern des Blütensprosses wie auf den Grundblättern in 2···3 Wochen und in großer Anzahl Adventivtriebe. An den Kontrollpflanzen, denen der Blütenstand und die Achselknospen belassen wurden, entwickeln sich dagegen im feuchten Raum nur in ganz vereinzelt Fällen Adventivtriebe.

HARIG, A.: Planta (Berl.) **15**, 43 (1932).

**Versuch 105. Auslösung von Postflorationserscheinungen durch künstliche Wuchsstoffe.** Als Versuchsobjekte eignen sich vor allem folgende Pflanzen: *Linaria Cymbalaria*, zahlreiche Arten der Gattung *Lilium*, *Fritillaria imperialis*, *Galtonia candicans*, *Camassia Ousickii*,

*Anthericum ramosum*, *Eremurus robustus*, *Aquilegia olympica*, *Aconitum Napellus*, *Delphinium chinense* und *D. vitifolium*, *Althaea rosea*, *Digitalis purpurea* und *Geranium palustre*.

An einzelnen Blüten dieser Pflanzen beobachten wir zunächst die nach der Befruchtung, also postfloral, eintretenden Bewegungen des Blütenstieles (Abb. 31, obere Reihe). Dann durchschneiden wir den Fruchtknoten einiger unbefruchteter Blüten im unteren Drittel und geben auf die Schnittfläche eine Wuchsstoffpaste aus einer 1proz.  $\beta$ -Indolyl-essigsäure. Auf die Dekapitationsflächen einiger gleich alter, unbefruchteter Blüten geben wir dagegen eine Wasserpaste.

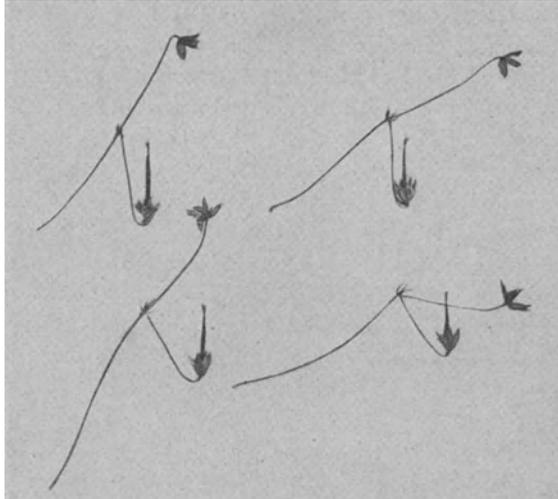


Abb. 31. Auslösung von postfloralen Bewegungen an den Blütenstielen von *Geranium palustre* durch  $\beta$ -Indolyl-essigsäurebehandlung. Obere Reihe: Postflorale Aufkrümmung ausschließlich der befruchteten Blüten. Untere Reihe: Postflorale Aufkrümmung auch der unbefruchteten, aber mit  $\beta$ -Indolyl-essigsäure behandelten Fruchtknoten. Zu Versuch 105. (Aus H. KIENDL, 1940.)

Einige Tage nach der Wuchsstoffbehandlung bemerken wir an diesen Blütenstielen postflorale Bewegungen, die bei den mit Wasserpaste behandelten Kontrollen unterbleiben (Abb. 31, untere Reihe). Beobachte auch die Anschwellungen, die bei einigen Objekten in den mit Wuchsstoff behandelten Fruchtknoten recht deutlich auftreten und parthenocarpe Früchte darstellen.

DOLLFUSS, H.: *Planta* (Berl.) **25**, 1 (1936). — KIENDL, H.: *Ebenda* **31**, 230, (1940).

## VIII. Symbiose, Parasitismus und Avitaminose.

Die Versuche aus dem vorhergehenden Kapitel sollten vor allem demonstrieren, in welcher Weise sich die einzelnen Organe eines Organismus gegenseitig beeinflussen. Der folgende Abschnitt bringt nun einige Beispiele dafür, welchen Einfluß eine Pflanze auf die Entwicklung einer anderen ausüben kann. Wir sprechen dabei von einer Symbiose, wenn beide Organismen von dem Zusammenleben einen wesentlichen

Nutzen haben, von einem Parasitismus, wenn nur die eine Pflanze einen Vorteil auf Kosten, meist sogar zum Schaden der anderen hat. Eine Zwischenstellung zwischen Symbiose und Parasitismus nimmt der Satellitismus ein. Hier zieht ein Organismus aus dem Zusammenleben mit einem anderen Nutzen, ohne jenen aber dabei zu schädigen oder dessen Entwicklung irgendwie zu beeinflussen. Während man früher annahm, daß der Vorteil aus dem Zusammenleben zweier Organismen allein in dem Gewinn der bekannten Nährstoffe bestünde (Versuch 106), wissen wir heute, daß in vielen Fällen der Austausch von bestimmten Wirkstoffen mindestens ebenso wichtig ist.

Zu dieser Erkenntnis führen uns die Erscheinungen der Avitaminose, die uns zeigen, daß es eine Reihe von Organismen, z. B. Orchideensämlinge und *Phycomyces*-Arten, gibt, die nicht imstande sind, die nötigen Wirkstoffe, vor allem scheinbar bestimmte Vitamine, selbst zu synthetisieren. Es muß dann bei Kultur in wirkstofffreien Medien zu Ausfallerscheinungen führen, die wir als Avitaminose bezeichnen.

**Versuch 106. Anreicherung von N<sub>2</sub>-Verbindungen im Boden durch Knöllchenbakterien der Leguminosen.** Wir pflanzen junge Keimlinge der Buschbohne und etwa 14 Tage später Keimlinge der Wintergerste zusammen in 2 Mitscherlich-Gefäße (s. S. 115), die mit ausgewaschenem, sterilem Sand gefüllt sind. Dann geben wir in eines der beiden Gefäße zusätzlich eine Aufschwemmung von Knöllchenbakterien (*Bacterium radicicola*), die wir aus einer gut entwickelten Freilandpflanze der Buschbohne gewonnen haben, und gießen stets beide Gefäße mit einer Knopschen Nährlösung „ohne N“ (s. S. 117/8).

Im Verlauf der Vegetationsperiode stellen wir fest, daß sich nicht nur die Bohnen, sondern auch die Gerste in dem mit der Bakterienaufschwemmung begossenen Gefäß sehr gut entwickeln, während die Pflanzen im anderen Versuchsgefäß die typischen Erscheinungen für N<sub>2</sub>-Mangel zeigen. Die Bakterien binden also den Luftstickstoff, der dann nicht nur den Leguminosen, sondern auch anderen Pflanzen zugute kommt.

Stehen uns zur Zeit des Versuches keine Freilandpflanzen mit Knöllchenbakterien zur Verfügung, so können die nötigen Bakterienreinkulturen (für diesen Versuch die der Gruppe V) von dem „Radicin-Institut“, Westerrade i. Holst. bezogen werden. Wir impfen dann gleich die Samen der Buschbohne mit der Bakterienaufschwemmung.

Beim Aufstellen der Versuche achten wir darauf, daß die beiden Vergleichsgefäße so stehen, daß Fliegen usw. nicht die Bakterien von der bakterienhaltigen Kultur zum Leerversuch übertragen können.

**Versuch 107. Die Bedeutung der symbiontischen Bakterien für die Entwicklung der Ardisia-Keimlinge.** Wir führen durch die am Blatt-

rand der Myrsinacee *Ardisia crispa* hervortretenden Knoten Querschnitte und erkennen nach Behandlung der Schnitte mit einer alkoholischen Fuchsinlösung (1 : 1000) in den Interzellularen deutlich Anhäufungen von ziemlich langen, dünnen, stäbchenförmig gebogenen Bakterien: *Bacillus foliicola*. Die Bedeutung dieser wahrscheinlich zu den Tuberkelbazillen gehörenden Bakterie als Symbiont zeigt uns folgender Versuch:

Von einer fruchtenden *Ardisia* nehmen wir etwa 50 rote Steinfrüchte ab. (Beachte, daß bei dieser Pflanze im Gegensatz zu den im Versuch 15a gewonnenen Erfahrungen einzelne Früchte bereits an der Mutterpflanze zu keimen beginnen!) Wir entsteinen die gesammelten Früchte, reiben die Kerne zwischen Filtrierpapier trocken und teilen sie dann in zwei gleiche Portionen auf. Eine dieser Serien stellen wir für 2...3 Tage in einen auf 40° eingestellten Thermostaten, während die Kerne der Kontrollserie in der gleichen Zeit bei Zimmertemperatur gehalten werden. Darauf kultivieren wir die behandelten und nicht erhitzten Samen in je einem Blumentopf voll sterilisierter (s. S. 120), angefeuchteter Gartenerde in einem hellen Warmhaus.

Die Keimung tritt erst nach längerer Zeit ein. Nach 3 Monaten erkennen wir aber bereits, daß die aus den unbehandelten Kernen hervorgegangenen Keimlinge sich schnell und kräftig zu normalen Pflanzen fortentwickeln. Die Keimlinge der erhitzten Serie verkümmern dagegen. In ihrem Längenwachstum stehen sie den normal entwickelten nach; die Jungpflanzen werfen auch die angelegten Blättchen sehr bald wieder ab, und die Assimilation wird dann von dem später korallenartig umgestalteten Stämmchen übernommen.

Um das Ergebnis dieses Versuches zu verstehen, müssen wir wissen, daß sich die bei der *Ardisia* von uns nachgewiesenen Bakterien nicht nur in den Knoten des Blattrandes finden, sondern ebenfalls in den Früchten. So werden sie hier von der Mutterpflanze auf die Keimlinge übertragen, während die Infektion der Leguminosen (s. Versuch 106) durch das Substrat erfolgt. Die in Symbiose mit den Myrsinaceen lebenden Bakterien sind sehr thermolabil und werden durch das Erhitzen der Fruchtkerne auf 40° bereits vollständig abgetötet. In unserem Versuch enthalten die Keimlinge der Kontrollserie also die symbiontischen Bakterien, die anderen sind dagegen bakterienfrei. Dieser Bazillus ist also für die normale Entwicklung der *Ardisia*-Keimlinge notwendig und daher als Symbiont anzusprechen.

MIEHE, H.: J. Bot., 58, 29, 1917.

**Versuch 108. Kultur von Orchideenkeimlingen.** Die Orchideen besitzen die kleinsten Samen, die wir überhaupt kennen. So gehen auf 1 g z. B. 500000 Samen der *Goodyera repens* oder *Cephalanthera Damasonium*, von einer *Anguloa* sogar 2500000 Samen. Bei diesen Blüten-

pflanzen ist das Endosperm fast völlig reduziert und auch der Embryo im Vergleich zu anderen Pflanzen viel weniger weit entwickelt. Dies aber hat physiologisch zur Folge, daß die Orchideensamen nicht imstande sind, sich aus eigener Kraft und mit den von ihnen eingelagerten Nährstoffen zu lebensfähigen Keimlingen zu entwickeln. In vielen Fällen genügt es, dem Keimsubstrat einige Nährsalze und vor allem Zucker beizufügen, um entwicklungsfähige Keimlinge zu erhalten (Versuch 108a); für andere Orchideen sind aber außerdem noch bestimmte Wirkstoffe erforderlich (Versuch 108b, c).

### a) Keimung von Orchideensamen in pilzfreier Kultur.

I. Nährsubstrat. In je 500 cm<sup>3</sup> dest. Wasser werden gelöst:

A. Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	1,0 g	B. K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> . . . . .	0,25 g
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> . . . . .	0,25 g	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	0,25 g
MgSO <sub>4</sub> · 7 H <sub>2</sub> O . . . . .	0,25 g		
FeSO <sub>4</sub> · 7 H <sub>2</sub> O . . . . .	0,20 g		
(aus Alkohol gefällt)			

Mische nach dem Lösen der Substanzen beide Lösungen, und gib dazu 10 g Traubenzucker und 10 g Fruchtzucker oder 20 g Rohrzucker. Dann kochen wir die Lösungen mit 12·15 g vorher gut gewässertem und wieder getrocknetem Agar auf, bis sich dieser gelöst hat, verschließen den Kolben mit einem Wattestopfen und sterilisieren nach 24 und 48 Stunden ohne Überdruck in einem Dampftopf (s. S. 119). Nach der zweiten Sterilisation gießen wir den Agar in einen Weithalskolben oder in sterile Reagenzgläser und lassen ihn hierin in schräger Lage erstarren.

II. Gewinnung steriler Orchideensamen. Vor der Vollreife der Orchideenkapsel umwickeln wir diese mit Bast, um so ein vorzeitiges Aufspringen zu verhindern. Wird das Fruchtgehäuse welk und trocken, nehmen wir die Kapsel von der Mutterpflanze ab, entfernen den Bast, reiben sie mit 70proz. Alkohol ein und flammen sie dann über einem Bunsenbrenner ab. Die sterile Entnahme der Samen aus der Kapsel geschieht folgendermaßen: zunächst gründliches Waschen der Hände, dann mit einem sterilen Messer die Kapsel unterhalb der Säule quer durchschneiden und die Samen mittels einer ausgeglühten Platinnadel in ein steriles Reagenzglas kratzen. Das Reagenzglas wird sofort mit einem sauberen Wattestopfen verschlossen.

III. Aufbringen der Samen auf das Nährsubstrat. Mit einer sterilen Platinöse bringen wir eine kleine Portion der Samen in die Kulturgefäße und verteilen sie mit wenig sterilem Wasser gleichmäßig auf der Agaroberfläche. Anfänglich kultivieren wir die Samen bei 23·25° in einem Brutschrank, dann am schwachen Tageslicht, schließlich in einem Warmhaus unter Schutz vor direktem Sonnenlicht. Die Sämlinge werden alle 3·4 Monate auf ein frisches Nährsubstrat überführt.

Zum Vergleich setzen wir einen entsprechenden Versuch auf nährstoffreichem Agar an.

BURGEFF, H.: Samenkeimung der Orchideen und Entwicklung ihrer Keimpflanzen. Jena 1936.

**b) Avitaminose bei Orchideenkeimlingen.** Samen einer Orchidee aus der *Vanda*-Gruppe und von *Phalaenopsis*-Arten entwickeln sich in dem Nährmedium, wie es für Versuch 108a angegeben ist, nicht. Wohl gelingt die Kultur aber bei folgender Versuchsanstellung:

Wir setzen je 2 Serien mit den Samen der genannten Orchideen nach den Vorschriften für Versuch 108a an. Zu dem Agar der einen Versuchreihe geben wir Extrakte von Hefe oder *Vicia Faba*-Keimlingen, die wir folgendermaßen gewinnen:

30...40 g Hefe oder die gleiche Menge 3 Wochen alter *Vicia Faba*-Keimlinge werden mit 120 cm<sup>3</sup> 96proz. Alkohol 1 Stunde auf dem Wasserbad in einem Kolben mit Rückflußkühler zum Sieden erhitzt. Nach dem Abfiltrieren wiederholen wir die Extraktion mit 80proz. Alkohol nochmals. Die vereinigten Filtrate dampfen wir ein und waschen aus dem Rückstand die Lipide mit Äther gründlich aus. Die Hälfte des verbliebenen Rückstandes wird mit 35 cm<sup>3</sup> Wasser aufgenommen und nach Zugabe von 2 g Tierkohle eine halbe Stunde kräftig durchgeschüttelt. Die Kohle wird nun abfiltriert, mit Wasser mehrmals ausgewaschen und dann mit 25 cm<sup>3</sup> 96proz. Alkohol 1 Stunde lang durchgeschüttelt. Wir filtrieren nun die Kohle abermals ab, dampfen den Alkohol auf einem Wasserbad ein und nehmen den Rückstand mit 50 cm<sup>3</sup> verflüssigtem Nähragar aus Versuch 108a auf, der nach dem Einfüllen in die Reagenzgläser nochmals ohne Druck in einem Dampftopf sterilisiert wird. Vergleiche nun die Keimlingsentwicklung auf dem wirkstoffhaltigen mit der auf dem wirkstofffreien Nähragar, wo sich die Keimlinge nicht zu entwickeln vermögen (Abb. 32).

SCHAFFSTEIN, G.: Jb. Bot. **86**, 720 (1938); **90**, 141 (1941).

**e) Keimung und Kultur von Orchideensamen mit ihrem Mykorrhizapilz.** Von einer Erdorchidee (z. B. *Phalaenopsis amabilis* oder *Ph. Schilleriana*) schneiden wir ein etwa 1 cm langes Stück der wachsenden Wurzelspitze ab, legen es für 10 Minuten in eine Chlorkalklösung (10 g Chlorkalk in 150 cm<sup>3</sup> dest. Wasser, umrühren und filtrieren) und spülen

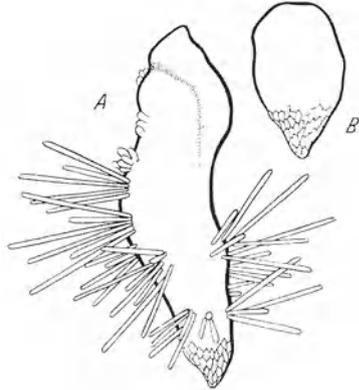


Abb. 32. 38 Tage alte Keimlinge von *Phalaenopsis amabilis* × *Ph. Schilleriana*. A. Auf vitaminhaltigem Substrat aufgewachsene, B. auf vitaminfreiem Substrat aufgewachsene Sämlinge. Zu Versuch 108 b. (Nach G. SCHAFFSTEIN, 1938.)

es dann wieder mit sterilem Wasser ab. Das Wurzelfragment bringen wir jetzt auf einen sterilen Objektträger, erneuern den Querschnitt und stellen uns mit einem sauberen Rasiermesser einen nicht zu dünnen, medianen Längsschnitt her, dessen Velamen wir unter einem Präpariermikroskop abtrennen. Gleichzeitig prüfen wir, ob der endotrophe Pilz, die *Rhizoctonia*, in dem Längsschnitt auch noch lebendes Mycel enthält. Ist dies der Fall, übertragen wir den Schnitt in eine Petrischale, die eine nicht zu dünne Schicht eines Malzagars mit 0,5% Malzextrakt oder eines Agars folgender Zusammensetzung enthält:

Auf 1000 cm<sup>3</sup> dest. Wasser:

K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> . . . . .	0,3 g	(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> . . . . .	0,5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	0,7 g	Gewässerter Agar . . . . .	15,0 g
CaCl <sub>2</sub> (wasserfrei) . . . . .	0,1 g	Kartoffelstärke . . . . .	3,0 g
NaCl . . . . .	0,1 g	(in etwas kaltem Wasser aufgeschwemmt,	
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	0,3 g	nach Auflösen des Agars unter Um-	
FeSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	0,01 g	rühren in den heißen Nährboden geben.)	

2 Tage nach der Impfung wächst der Pilz in den Agar hinein, und nach weiteren 8·14 Tagen können wir durch Abstechen Reinkulturen gewinnen. Da der Pilz seine Aktivität außerhalb der Wirtspflanze verliert, hat es keinen Zweck, die Reinkultur über längere Zeit aufzuheben.

Die Sämlingskulturen werden in diesem Versuch genau wie im vorigen auf wirkstofffreiem Nähragar angesetzt, nur daß wir jetzt ein nicht zu kleines Stück der Agarreinkultur des Pilzes zu den Sämlingen auf den Agar legen. Vergleiche die Entwicklung der verpilzten und nicht verpilzten Kulturen. Wir stellen fest, daß der Wurzelpilz die Keimlingsentwicklung ebenso fördert wie die Wirkstoffextrakte aus dem vorhergehenden Versuch 108 b.

BURGEFF, H.: Samenkeimung der Orchideen und Entwicklung ihrer Keimpflanzen. Jena 1936.

### Versuch 109. Auxo-Autotrophie und Auxo-Heterotrophie.

a) Auxo-Autotrophie und Auxo-Heterotrophie für Vitamin B<sub>1</sub> unter verwandten Mikroorganismen. Vier 150 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben setzen wir mit je 25 cm<sup>3</sup> der SCHOPFERSchen Nährlösung aus Versuch 57 (s. auch S. 115) an. In 2 Versuchsgefäße wägen wir dazu 0,4 γ Vitamin B<sub>1</sub> (s. S. 122) ein. Nun impfen wir nach dem Sterilisieren in je einen Kolben mit und ohne Vitaminzusatz einmal *Mucor mucedo* und einmal *Mucor Ramannianus*. Nach dreiwöchiger Kultur bei 23° stellen wir fest, daß sich *Mucor mucedo* in beiden Versuchslösungen gleich stark entwickelt hat. Der verwandte *Mucor Ramannianus* vermag sich dagegen allein in der Nährlösung mit Vitaminzusatz zu entwickeln. Da aber beide Arten das Vitamin B<sub>1</sub> in gleicher Weise zur Entwicklung benötigen, können wir aus dem Versuchsergebnis schließen, daß *Mucor mucedo* das Vitamin B<sub>1</sub> selbst zu synthetisieren vermag, wozu *Mucor Ramannianus* nicht imstande ist.



c) **Rhodotorula rubra** als Pyrimidin-heterotropher Pilz. Wie *Phycomyces Blakesleeanus* benötigt auch die rote Hefe (*Rhodotorula rubra*) das

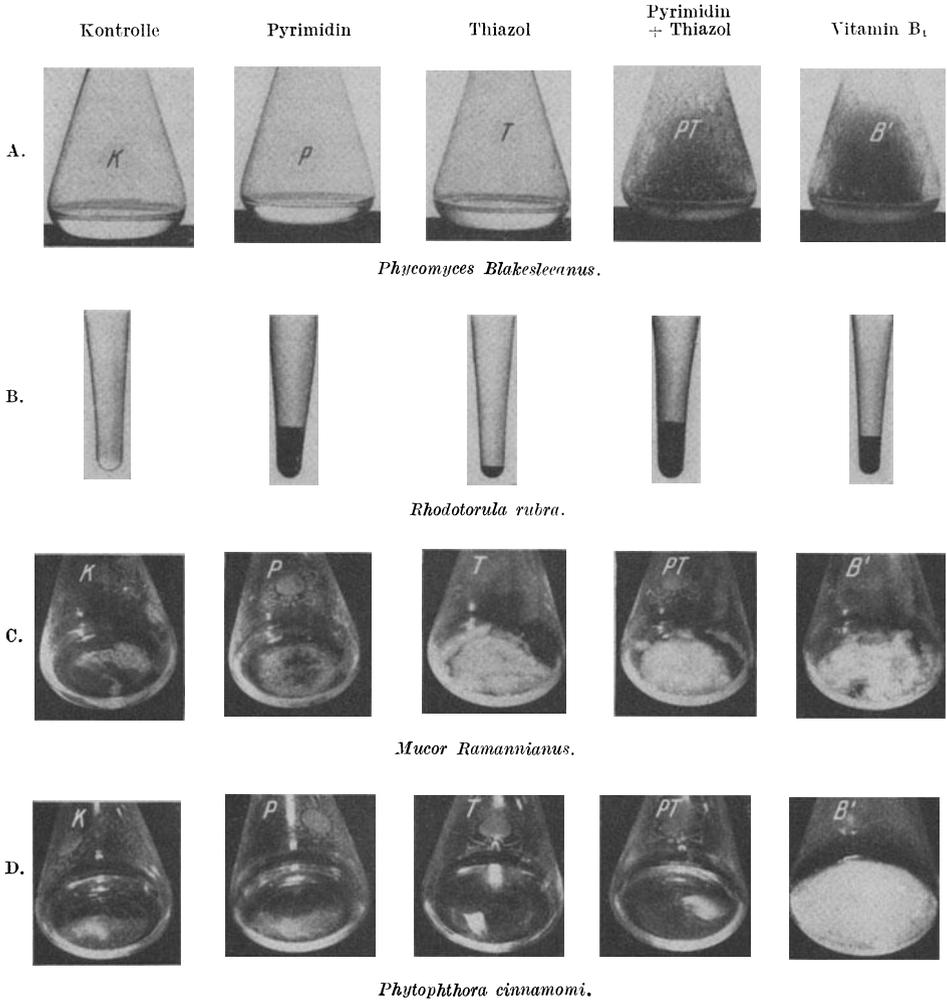


Abb. 33. Wirkung des Vitamins B<sub>1</sub> und seiner Komponenten (Pyrimidin und Thiazol) auf die Entwicklung von auxo-heterotrophen Pilzen. A. *Phycomyces Blakesleeanus*. B. *Rhodotorula rubra*. C. *Mucor Ramannianus*. D. *Phytophthora cinnamomi*. Zu Versuch 109 b...d. (Aus W. H. SCHOPFER, 1939.)

Vitamin B<sub>1</sub> als Wachstumsfaktor, jedoch ist die Auxo-Heterotrophie hier nicht so weit entwickelt. Dies zeigt uns folgender Versuch:

Wir setzen uns wieder 5 Erlenmeyer mit den gleichen Nähr- und Zusatzlösungen wie zu Versuch 109 b an. Nach der Sterilisation impfen wir in die Kulturgefäße die *Rhodotorula rubra* (z. B. *Rh. r.* [Demme])

Lodder aus Delft). Nach 8···14tägiger Kultur bei 23° stellen wir fest, daß sich die Hefe in den Nährlösungen, die Aneurin oder Pyrimidin enthalten, viel besser entwickelt als in den anderen Lösungen. Die rote Hefe vermag also wie *Phycomyces* aus Pyrimidin und Thiazol das Vitamin B<sub>1</sub> zu synthetisieren, ist aber auch weiter dazu imstande, das Thiazol selbst aufzubauen, denn sonst könnte sich diese Hefe ja in der Nährlösung, die als Wirkstoff nur das Pyrimidin enthält, nicht genau so gut entwickeln wie in der Vitamin B<sub>1</sub>-haltigen (Abb. 33 B).

SCHOFFER, W. H.: Protoplasma (Berl.) **31**, 105 (1938).

**d) Mucor Ramannianus als Thiazol-heterotropher Pilz.** Während die rote Hefe (*Rhodotorula rubra*) (Versuch 109 c) nicht imstande ist, das Pyrimidin selbst zu synthetisieren, ist *Mucor Ramannianus* auf die Zufuhr von Thiazol angewiesen, aus dem er mit dem selbst synthetisierten Pyrimidin das Vitamin B<sub>1</sub> aufbauen kann (Abb. 33 C).

Als Grundnährlösung verwenden wir für diesen Pilz dieselbe wie für *Phycomyces* (Versuch 109 b). Zu je 20 cm<sup>3</sup> dieser Nährlösung geben wir in den ersten Kolben 1,0 γ Vitamin B<sub>1</sub>, in den zweiten 0,5 γ Pyrimidin, in den dritten 0,5 γ Thiazol, in den vierten 0,5 γ Pyrimidin + 0,5 γ Thiazol. Der fünfte Kolben bleibt ohne einen Wirkstoffzusatz.

Kulturdauer: 20 Tage bei 18···20°.

SCHOFFER, W. H.: Erg. Biol. **16**, 1 (1939). — MÜLLER, F. W.: Ber. schweiz. bot. Ges. **51**, 167 (1941).

**e) Phytophthora cinnamomi als Vitamin B<sub>1</sub>-heterotropher Pilz.** Während die in den vorhergehenden Versuchen verwandten Pilze imstande waren, das Vitamin B<sub>1</sub> aus den beiden Bestandteilen Pyrimidin und Thiazol selbst aufzubauen, geht diese Fähigkeit mehreren *Phytophthora*-Arten ab (Abb. 33 D). Um das zu zeigen, setzen wir uns 100 cm<sup>3</sup> folgender Nährlösung an:

0,5 g MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O	1,5 g Asparagin
1,5 g K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	5,0 g Glucose puriss.
0,05 g (NH <sub>4</sub> )NO <sub>3</sub>	100 cm <sup>3</sup> Wasser

Von dieser Lösung geben wir je 20 cm<sup>3</sup> in fünf 150 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyer, die dann sterilisiert werden. In den ersten Kolben tun wir 1,0 γ Vitamin B<sub>1</sub>, in den zweiten 0,5 γ Pyrimidin, in den dritten 0,5 γ Thiazol, in den vierten 0,5 γ Pyrimidin + 0,5 γ Thiazol. Der fünfte Kolben bleibt zur Kontrolle ohne Zusatz. Diesem Pilz geht also nicht nur die Fähigkeit zur Synthese von Pyrimidin und Thiazol ab, sondern er ist auch dazu nicht imstande, aus den beiden Grundstoffen das Vitamin B<sub>1</sub> aufzubauen.

Kulturdauer: 30 Tage bei 23°.

ROBBINS, W. J.: Bull. Torrey bot. Club **65**, 267 (1938).

**Versuch 110. Satellitismus zwischen Phycomyces und Penicillium.** Wir kultivieren *Phycomyces Blakesleeanus* in einer synthetischen Nähr-

lösung (s. Versuch 109 b) und finden, daß sich hier nur ein schwaches Oberflächenmycel ausbildet. Impfen wir nun nach 8 tägiger Kultur Sporen des auxo-autotrophen *Penicillium glaucum* hinzu, so stellen wir an den Impfstellen und in deren nächster Umgebung ein bedeutend kräftigeres Luftmycel von *Phycomyces* fest. *Penicillium* gibt also Wirkstoffe an *Phycomyces* ab.

Versuchszeit: 8 ··· 14 Tage bei 23°.

SCHOPFER, W. H.: Erg. Biol. 16, 1 (1939).

**Versuch 111. Künstliche Symbiose zwischen *Mucor Ramannianus* und *Rhodotorula rubra*.** Aus den Versuchen 109 c, d hatten wir erfahren, daß *Rhodotorula rubra* und *Mucor Ramannianus* auxo-heterotroph für das Vitamin B<sub>1</sub> sind. Weiter haben uns die Versuche gezeigt,

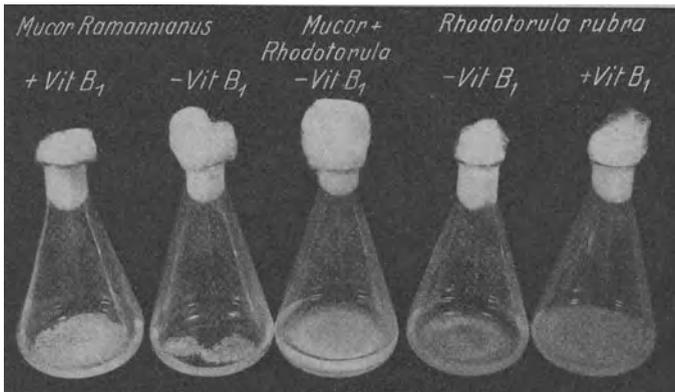


Abb. 34. Künstliche Symbiose zwischen *Mucor Ramannianus* und *Rhodotorula rubra*. Von links nach rechts: 1. *Mucor* in vitaminhaltiger Lösung, 2. *Mucor* in vitaminfreier Lösung, 3. *Mucor* + *Rhodotorula* in vitaminfreier Lösung, 4. *Rhodotorula* in vitaminfreier Lösung, 5. *Rhodotorula rubra* in vitaminhaltiger Lösung. Zu Versuch 111 (Orig.).

daß dieser *Mucor* das Pyrimidin, die rote Hefe (*Rhodotorula rubra*) aber das Thiazol selbst zu synthetisieren vermag, heterotroph jeder also allein für den anderen Baustein zum Vitamin ist. Geben wir nun beide Pilze zusammen in die synthetische Nährlösung nach SCHOPFER (Versuch 109 b, S. 115), dann können sie sehr gut nebeneinander gedeihen, da jeder ja die eine Komponente des Aneurins selbst aufbaut, die dann aber auch dem anderen Pilz zugute kommt.

Wir setzen den Versuch folgendermaßen an: In 5 Erlenmeyerkolben geben wir je 20 cm<sup>3</sup> der synthetischen Nährlösung nach SCHOPFER (s. S. 115). Von diesen erhalten 2 Kolben einen Zusatz von 0,4  $\gamma$  Vitamin B<sub>1</sub>. Sodann impfen wir in je eine wirkstoffhaltige und wirkstofffreie Nährlösung getrennt die beiden Pilze *Mucor Ramannianus* und *Rhodotorula rubra*, in die letzte, wirkstofffreie aber beide Pilze zusammen.

Nach 4wöchiger Kultur bei 20···23° erkennen wir, wie Abb. 34 zeigt, daß sich beide Pilze allein in den wirkstofffreien Kolben sehr viel schwächer entwickeln als in den vitaminhaltigen Lösungen (s. Versuche 109 c, d, Abb. 33 B, C). Werden die beiden Pilze aber zusammen in die wirkstofffreie Nährlösung gegeben, dann ist ihre Entwicklung in den ersten 8 Tagen ebenfalls recht schwach, darauf wird ihr Wachstum aber sehr lebhaft, so daß 4 Wochen nach Ansetzen des Versuches die Pilze in diesem Kolben genau so stark herangewachsen sind wie in den beiden vitaminhaltigen Nährlösungen (Abb. 34). Zu dieser Zeit können wir auch erkennen, daß das Mycel vom *Mucor* rötlich gefärbt ist, so vor allem in bestimmten Zonen, die das Mycel bandartig durchziehen. Überhaupt ist die Wuchsform des *Mucor* dadurch, daß die *Rhodotorula* in das Mycel aufgenommen wird, wesentlich verändert. Beide Pilze sind wie zwei Symbionten zu einem flechtenartigen Thallus zusammengetreten, den wir wie einen einheitlichen Organismus in eine neue, wirkstofffreie Nährlösung überimpfen und so weiter kultivieren können.

MÜLLER, F. W.: Ber. schweiz. bot. Ges. 51, 167 (1941). — SCHOPFER, W. H.: Erg. Biol. 16, 1 (1939).

## IX. Morphosen.

Die bisherigen Abschnitte befaßten sich damit, wie die Entwicklung einer Pflanze entweder durch andere Organismen, einzelne Organe oder durch von diesen produzierte Wirkstoffe geleitet wird. Die Versuche aus diesem Kapitel sollen uns nun vor Augen führen, wie die Entwicklung einer Pflanze außerdem weitgehend durch äußere Einwirkungen gesteuert werden kann. Je nach Art der Reizquelle unterscheiden wir u. a. die in den vier Teilabschnitten dargestellten Morphosen, deren Kausalerklärung aber in den meisten Fällen noch aussteht.

### A. Photomorphosen.

#### Versuch 112. Etiollement.

a) **Etiollement dikotyler Keimlinge.** Wir säen in zwei Blumentöpfen Samen der Kapuzinerkresse (*Tropaeolum majus*) oder von *Vicia Faba* aus und stellen einen in die Dunkelkammer, den anderen in ein helles Gewächshaus oder besser an das freie Tageslicht. Vergleiche nun nach 2···3 Wochen die Keimlinge beider Serien, miß vor allem die Länge der Internodien und die Größe der Blattflächen aus (vgl. Versuch 114).

b) **Etiollement monokotyler Keimlinge.** Haferkörner oder andere Getreidekörner, nicht aber vom Mais, werden in zwei Blumentöpfen einmal im Dunkeln, zum anderen im Tageslicht herangezogen. Vergleiche nun nach 2···3 Wochen die Länge der Internodien und die

Größe der Blätter in beiden Versuchsreihen miteinander und dann das Ergebnis dieses Versuches mit dem des vorhergehenden.

Bei dem Vergleich stellen wir fest, daß an den vergelbten, dikotylen Keimlingen die Internodien sehr stark verlängert sind und die Blätter klein bleiben. Bei den etiolierten, monokotylen Keimlingen sind im Gegensatz dazu die Internodien relativ kurz und die Blätter lang.

**e) Etiollement einer Rosettenpflanze.** Wir pflanzen zwei Rosetten einer *Sempervivum*-Art in zwei kleine Blumentöpfe und stellen einen von diesen in eine nicht zu lufttrockene Dunkelkammer, den anderen ans Licht. Nach 2···3 Wochen beobachten wir, daß die in der Rosette gestauchten Internodien sich im Dunkeln zu strecken beginnen, die Pflanze morphologisch also weitgehend einer blühreifen Hauswurz ähnelt. Bei der Lichtpflanze bleiben dagegen die Internodien so lange verkürzt, bis sie die Blühreife erreicht hat.

BRENNER, W.: Flora (Jena) 87, 387 (1900).

**d) Etiollement eines Basidiomyceten.** Ballen von frischem Pferdemist legen wir auf einem Teller unter eine Glasglocke, die wir mit feuchtem

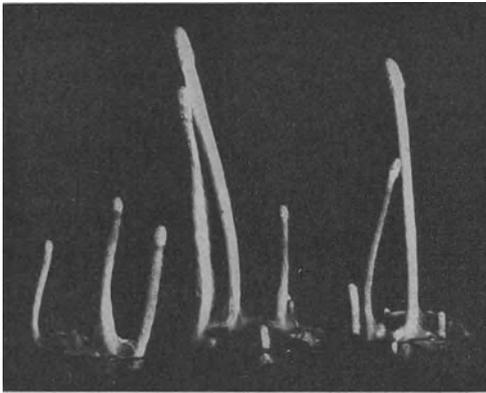


Abb. 35. Etiolierte Fruchtkörper von *Coprinus lagopus*.  
Zu Versuch 112 d. (Aus H. BORRIS, 1934.)

Filterpapier innen auskleiden. Nach 2 Wochen entwickeln sich auf dem Mist neben anderen Pilzen verschiedene Tintlinge (z.B. *Coprinus lagopus*) und bilden Sporen aus. Diese fangen wir auf einem unter den Fruchtkörper gelegten Stück Glanzpapier auf und säen sie dann in zwei weithalsige 500 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben auf zwei Ballen sterilisiertem Pferdemist aus. Einen dieser

Kolben stellen wir ans diffuse Tageslicht (Temperatur etwa 20°), den anderen dagegen bei gleicher Temperatur ins Dunkle.

Beobachte nun von Zeit zu Zeit bei rotem Licht die Fruchtkörperentwicklung. Es zeigt sich, daß in dem verdunkelten Kolben zwar zunächst scheinbar normale Fruchtkörper angelegt werden, deren Hut dann aber rudimentär bleibt und deren Stiel im Verhältnis zum Hut stark verlängert ist (Abb. 35). Zudem ist der Stiel meist gegenüber dem einer im Licht gebildeten Fruchtkörperanlage viel dünner und von zahlreichen Hyphen wie von einem dichten Pelz überzogen. Während

sich ein am Licht gewachsener Hut nach einer schnellen Streckung des Stieles entfaltet, wird das Wachstum des im Dunkeln gebildeten Stieles sehr bald völlig eingestellt, der Hut bleibt rudimentär, und das ganze Fruchtkörpergewebe stirbt ab (vgl. Versuche 113 b, 128).

BORRIS, H.: *Planta* (Berl.) **22**, 644 (1934).

### Versuch 113. Entwicklung von Pflanzen bei verschiedenfarbigem Licht.

a) **Dikotyle Keimlinge.** Zu diesem Versuch benötigen wir einige Kressekeimlinge (*Tropaeolum majus*), die wir uns in 3 Blumentöpfen heranziehen, und 3 SENEBIERSche doppelwandige Glasglocken. Den Mantel der ersten dieser Glocken füllen wir mit einer 2proz. Kaliumbichromat-Lösung, den der zweiten mit einer Kupferoxydammoniak-Lösung (5 g  $\text{CuSO}_4$  in 270  $\text{cm}^3$   $\text{H}_2\text{O}$  aufgelöst, dazu 30  $\text{cm}^3$  Ammoniak) und den der letzten mit dest. Wasser. In einem hellen Gewächshaus setzen wir die Glocken über die Kressekeimlinge auf Sand, um so eventuell von unten einfallendes Licht abzuschirmen. Mindestens jeden zweiten Abend heben wir die Glocken kurz auf, um frische Luft an die Pflanzen heran kommen zu lassen.

Nach 8···14 Tagen stellen wir fest, daß die im roten Licht aufgewachsenen Pflanzen die gleichen Vergeilungserscheinungen zeigen wie die Keimlinge des Versuchs 112 a, die im Dunkeln kultiviert wurden. Die Keimlinge dagegen, die im kurzwelligen Licht aufwuchsen, haben dieselbe normale Wuchsform wie die im Kontrollgefäß.

b) **Entwicklungsänderung eines Basidiomyceten in verschiedenfarbigem Licht.** Versuch 112 d wiederholen wir mit folgender Abänderung: 3 Kolben mit sterilem Pferdemist, der mit Sporen oder Mycel von *Coprinus lagopus* geimpft wurde, stellen wir unter 3 SENEBIERSche doppelwandige Glasglocken. Den Raum zwischen den beiden Wänden einer Glasglocke füllen wir mit einer 2proz. Kaliumbichromat-Lösung, den der anderen Glasglocke mit einer Kupferoxydammoniak-Lösung (s. Versuch 113 a). Den Mantel der dritten füllen wir mit Wasser.

3···4 Wochen nach Versuchsbeginn vergleichen wir die Ausbildung der Fruchtkörper in dem roten und blauen Licht und stellen fest, daß ein Vergeilen allein im langwelligen Licht erfolgt.

BORRIS, H.: *Planta* (Berl.) **22**, 644 (1934).

**Versuch 114. Anatomische Untersuchung etiolierter Keimpflanzen.** Durch die Blätter etiolierter und am Licht aufgewachsener, dikotyler Keimlinge führen wir Querschnitte. An Hand der mikroskopischen Bilder vergleichen wir den anatomischen Aufbau beider Blätter. Beachte dabei die Ausbildung der Palisadenschicht und des Interzellulervolumens im Mesophyll. Vergleiche auch die relative wie absolute Zahl der Spaltöffnungen beider Blätter.

Am etiolierten Sproß von *Vicia Faba* stellen wir weiter fest, daß hier in der Endodermis CASPARYSche Streifen ausgebildet werden, die sich sonst allein in der Wurzel finden.

KÜSTER, E.: Pathologische Pflanzenanatomie (Hypoplasie). Jena 1916.

**Versuch 115. Austreiben schlafender Augen am Licht.** Beachte am Stamm einer älteren Eiche, die am Waldrand stehend einseitig Sonnenlicht empfängt, daß schlafende Augen fast ausschließlich auf der Lichtseite austreiben. Während daher der Schaft auf der Lichtseite durch die vielen Seitenzweige und Ruten buschig aussieht, bleibt er auf der Schattenseite völlig kahl.

**Versuch 116. Lichtintensität und Fertilität der Laubmoose.** Wir setzen uns einen Nähragar folgender Zusammensetzung an: auf 100 cm<sup>3</sup> Wasser 2 g Agar, 2 g Glucose und geringe Spuren von Ca(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub>, KNO<sub>3</sub>, KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, MgSO<sub>4</sub>, FeCl<sub>3</sub>. Diesen Nähragar gießen wir nach dem Sterilisieren in mehrere 100 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben etwa 1,5 cm hoch aus. In jeden Kolben säen wir nun unter sterilen Bedingungen (die Mooskapseln mit 0,1proz. Sublimat abreiben!) reife Moosporen und setzen diese dann nach der Keimung (Lichtkeimer!) weitgehend verschiedener Lichtintensität aus.

Wir stellen den ersten Kolben z. B. an ein Südfenster, den zweiten an ein Nordfenster, den dritten in ein nach Norden gelegenes Zimmer, möglichst weit vom Fenster entfernt, den vierten in einen dunklen Flur und den fünften in eine Dunkelkammer, so daß er vom Licht völlig abgeschlossen ist.

Beobachte nun die Entwicklung der Protonemen in den einzelnen Kolben. Während sich in dem am Südfenster aufgestellten Kolben nach etwa 2 Monaten kräftige, fertile Moospflanzen entwickeln, bleiben die Moose bei geringerer Lichtintensität auch nach längerer Zeit noch steril.

In dem Nähragar sind alle notwendigen Nährstoffe für die Moose enthalten. Wenn sie sich trotzdem im Dunkeln nicht bis zu fertilen Pflanzen entwickeln können, so liegt dies allein am mangelnden Licht, das zur Photosynthese bestimmter Wirkstoffe, die die reproduktive Phase der Moose einleiten, erforderlich ist.

**Versuch 117. Bedeutung der Lichtintensität für die Blattgestalt von *Campanula rotundifolia*.** Samen der rundblättrigen Glockenblume säen wir in 2 Töpfe mit Gartenerde, von denen wir einen ans freie Sonnenlicht, den anderen dagegen an einen sehr schattigen Ort, z. B. mehrere Meter von einem Nordfenster entfernt oder in ein sehr dichtes Gebüsch, stellen. Während nach der Keimung beide Reihen zunächst die runden Primärblätter zeigen, werden in der weiteren Entwicklung am hellen Licht lanzettliche Blätter angelegt, im Schatten dagegen weiterhin nur runde. Bringen wir nun einige Pflanzen aus dem Schatten ans Sonnenlicht, so bilden sich auch hier „Licht“-Blätter aus. Überführen

wir andererseits junge Lichtpflanzen in den Schatten, dann entstehen an den neuen Trieben wieder runde Blätter. Diese Versuche zeigen die weitgehende Abhängigkeit der Blattform von der Lichtintensität.

Bei längerer Kulturdauer entstehen auch an den Schattenpflanzen lanzettliche Blätter, nämlich an den Blüentrieben. Doch entwickeln diese Sprosse mit den „Licht“-Blättern stets nur verkümmerte Blütenknospen. Die sterilen Seitentriebe behalten dagegen die alte, runde Blattform. Aus diesem Versuch erkennen wir, daß die Blattgestalt in einer Korrelation zur Anlage der Blütenknospen steht.

GOEBEL, K.: Flora (Jena) 82, 1 (1896).

## B. Hygro- und Chemomorphosen.

**Versuch 118. Änderung der Blattgestalt bei Kultur der Pflanze im wasserdampfgesättigten Raum.** Zwei Stauden von *Festuca ovina* pflanzen wir in 2 Blumentöpfe mit sandiger Heideerde. Den einen Topf halten wir in einem Raum mit niedriger relativer Feuchtigkeit möglichst trocken, während wir den zweiten Topf häufiger begießen und ihn in einen wasserdampfgesättigten Raum stellen. Diesen richten wir uns folgendermaßen her: Eine oben und unten offene Glasglocke wird in der unteren Hälfte mit Fließpapier ausgekleidet und in eine Schale mit Wasser gestellt. Den Blumentopf setzen wir nicht direkt ins Wasser, sondern auf die Oberhälfte einer Petrischale, um so zu vermeiden, daß sich das Gras in stagnierender Nässe entwickeln muß.

Nach 8·14 Tagen vergleichen wir die Form der neu angelegten Blätter und deren mikroskopische Querschnitte. Bei Trockenkultur bildet der Schafschwingel Rollblätter, im wasserdampfgesättigten Raum dagegen flach ausgebreitete Blätter aus.

**Versuch 119. Anatomie des Sonnen- und Schattenblattes.** Blätter aus den Gipfeltrieben einer Buche oder Hasel, die dem Sonnenlicht voll ausgesetzt sind (Sonnenblätter), und solche aus dem Innern der Krone, von Seitenzweigen möglichst nahe am Hauptschaft (Schattenblätter) untersuchen wir vergleichsweise anatomisch.

Wir stellen fest, daß die untere Epidermis des Schattenblattes im Vergleich zu der des Sonnenblattes weniger Spaltöffnungen pro Flächeneinheit enthält, daß die einzelnen Epidermiszellen größer und ihre Membranen dünnwandig und gewellt sind. Wie wir bereits mit den Fingern abfühlen können, sind die Sonnenblätter bedeutend kräftiger gebaut. Der Querschnitt zeigt uns dann auch, daß hier die Palisadenzellen 2·3schichtig angelegt sind, während das Schattenblatt nur eine Palisadenschicht hat. Dagegen ist das Schwammparenchym in beiden Fällen gleich stark ausgebildet. Ein weiterer deutlicher Unterschied zwischen beiden Blattarten besteht darin, daß im Sonnenblatt die einzelnen Zellelemente viel dichter angeordnet sind, also das Inter-

zellulärvolumen bedeutend geringer ist als im Schattenblatt. Die anatomische Untersuchung des Sonnenblattes weist uns schließlich im Vergleich zum Schattenblatt eine dickere Kutikula, eine größere Menge Chloroplasten und zahlreichere und kräftigere Gefäßbündel nach.

**Versuch 120. Verkleinerung des Interzellularvolumens der Blätter durch teilweise Unterbindung der Leitungsbahnen.** In Zweige aus der inneren Krone einer Buche, Hasel oder auch anderer Holzgewächse schneiden wir vor dem Austreiben der Blätter eine tiefe oder auch an den entgegengesetzten Seiten zwei 3···5 cm voneinander entfernte Kerben ein. Einzelne weitere Zweige werden eingeknickt, so daß sie schlaff herunterhängen. Die Wunden schmieren wir sogleich mit Baumwachs aus und biegen dann die behandelten Zweige mit einer Schiene in die Normallage zurück.

Nach dem Austreiben untersuchen wir vollständig entfaltete Blätter dieser behandelten und von benachbarten, unbehandelten Zweigen vergleichsweise anatomisch. Wir stellen fest, daß der Aufbau der Blätter der geknickten Zweige weitgehend dem der Sonnenblätter (s. Versuch 119) entspricht.

SCHROEDER, J.: Beitr. Biol. Pflanzen 25, 75 (1937).

**Versuch 121. Land- und Wasserform des Tausendblattes.** In einem etwa 1 m tiefen Freilandbecken mit kalkarmem Wasser kultivieren wir das Tausendblatt (*Myriophyllum verticillatum*) und erhalten hier bis zu 100 cm lange, flutende Pflanzen. Die Blätter sind 20···45 cm lang und besitzen 24···35 zarte, weiche, sehr schmale Fiederabschnitte. Setzen wir dagegen ein Tausendblatt der gleichen Art in ein Schlammbecken, so erhalten wir eine Landform, die viel kürzer und kräftiger gebaut ist. Die einzelnen Internodien sind hier im Durchschnitt etwa nur  $\frac{1}{10}$  so lang wie bei der Wasserform, auch sind die Blätter kleiner und steifer, die fiederteiligen Blattabschnitte, von denen hier meist nur 8···20 ausgebildet werden, kürzer, aber breiter und dicker. — Der Versuch kann ebenfalls auch mit *Myriophyllum alterniflorum* oder mit *Hippuris vulgaris* durchgeführt werden.

HEGI, G.: Illustrierte Flora, Bd. V, 2, S. 899.

**Versuch 122. Entstehung von Seitenwurzeln im wasserdampfgesättigten Raum.** In eine schmale, etwa 10 cm hohe Glasküvette stellen wir eine mit schwarzem Filtrierpapier belegte Glasplatte und füllen das Glas bis zu einem Drittel mit Wasser. Ein wenig in Wasser vorgequollene Samen von *Lepidium sativum* legen wir in zwei Reihen auf das Filtrierpapier der Glasplatte, so daß eine Reihe wenige Millimeter über dem Wasserspiegel, die andere etwa 3···4 cm darüber liegen soll. Dann verschließen wir die Küvette mit einem Glasdeckel und stellen sie unter einen Dunkelsturz. Die Kressesamen keimen in 2···3 Tagen, ihre Keimwurzeln bilden aber allein in der oberen Reihe, also in dem

wasserdampfgesättigten Raum, Seitenwurzeln. Das Fehlen derselben in der unteren Reihe erklärt sich daraus, daß die Wurzeln sogleich ins Wasser hineinwachsen.

**Versuch 123. Entstehung von Kümmerformen bei Nährstoffmangel im Boden.** Den Wurzelstock einer jungen *Taraxacum*-Pflanze spalten wir der Länge nach auf und pflanzen die eine Hälfte in einen Blumentopf mit möglichst nährstoffarmem Sand, z. B. Hohenbocker Glasand (s. S. 115), die andere in einen Topf mit nährstoffreicher Gartenerde. Beide Kulturgefäße stellen wir ins Freie oder in ein helles Gewächshaus und begießen sie, wenn nötig, mit Regenwasser.

Wie uns Versuch 76 bereits zeigte, regeneriert eine gespaltene *Taraxacum*-Pflanze sehr leicht und bildet zwei vollständige Individuen, die in ihrem Genotypus völlig gleichartig sind. Wenn die Pflanzen in den beiden Kulturgefäßen nach einigen Wochen aber dennoch ein verschiedenes Aussehen zeigen, so kann die Erklärung dafür nur in der Tatsache liegen, daß die eine Pflanze sehr reichlich Nährstoffe aus dem Boden aufnehmen konnte, was der anderen dagegen unmöglich war.

**Versuch 124. Sterile Riesenformen des Getreides.** In zwei Sandkulturgefäßen nach MITSCHERLICH (s. S. 115) ziehen wir Gerste oder auch eine andere Langtagsform des Getreides (Zusammenstellung der Lang- und Kurztagspflanzen s. R. ADLER: Forschungsdienst 9, 332 [1940]) heran. Das eine dieser Gefäße begießen wir mit der Nährlösung „Van der Crone ohne N“ (s. S. 117), das andere mit der entsprechenden Normallösung, die aber die doppelte Menge Nitrat, also 2 g  $\text{KNO}_3$  auf einen Liter, enthalten soll. Beide Kulturen halten wir nach Möglichkeit unter Kurztagsbedingungen, d. h. wir setzen die Pflanzen nur von 8·17 Uhr dem Tageslicht aus und überdecken sie während der übrigen Zeit mit einem Verdunklungsstoff, z. B. mit schwarzem Twill.



Abb. 36. Gerstepflanzen in  $\text{NO}_3$ -haltiger und  $\text{NO}_3$ -freier Nährlösung. Zu Versuch 124. (Aus N. A. MAXIMOW, 1934.)

Während der Vegetationsperiode beobachten wir nun, daß das Getreide, das keinen Nitratstickstoff erhielt, nur einzelne schmale Blätter bildet und dann frühzeitig die Ähre schiebt (Abb. 36). Das in Nitratüberschuß aufgewachsene Getreide bildet dagegen zunächst sehr zahlreiche und kräftige, dunkelgrüne Blätter und erst sehr viel später einzelne kleine Ähren aus. Wir können diese Wuchsform als „sterile Riesenform“ (Abb. 36) bezeichnen.

DENFFER, D. V.: *Planta* (Berl.) **31**, 418 (1940).

**Versuch 125. Erzeugung von Riesenzellen bei Mucoraceen durch Säuren.** *Mucor racemosus* u. a. Mucoraceen gewinnen wir aus einer Rohkultur auf Pferdemist. Eine Reinkultur züchten wir auf einem 3proz. Agar mit folgender Nährlösung:

4,0 g Traubenzucker	0,05 g $MgSO_4 \cdot 7H_2O$ und
0,7 g $(NH_4)NO_3$	100 cm <sup>3</sup> H <sub>2</sub> O.
0,1 g $KH_2PO_4$	

Ist die Kultur hier angewachsen, bereiten wir 4 sterile Deckelschalen vor und geben in jede ein Stück Nähragar obiger Zusammensetzung mit dem *Mucor racemosus*. Dazu geben wir in jede Schale 25 cm<sup>3</sup> der oben genannten Nährlösung mit je einem der folgenden Säurezusätze:

0,125 g Zitronensäure                      0,150 g Apfelsäure                      0,075 g Weinsäure.

Die vierte Schale bleibt ohne Säurezusatz, enthält also nur die Nährlösung.

In den sauren Lösungen keimen die Sporen nicht zu dem gewohnten, fadenförmigen Mycel aus, vielmehr bilden sich hier große bis birnenförmige Blasen, in denen sich der Kern noch mehrmals teilt. Quermembranen werden aber nicht ausgebildet. Eine solche Riesenzelle kann bis zu 800  $\mu$  lang und 500  $\mu$  breit werden.

Kulturdauer bei 20°: 5···7 Tage.

RITTER, G. E.: *Ber. dtsch. bot. Ges.* **25**, 255 (1917). — *Jb. Bot.* **52**, 351 (1913).

**Versuch 126. Septierung des Mycels von *Mucor racemosus* nach Steigerung der Konzentration in der Nährlösung.** 10 flache Petrischalen füllen wir zu einem Drittel mit einer 1proz. Peptonlösung. In die einzelnen Schalen geben wir nun soviel Kochsalz, daß wir 1···10proz. NaCl-Lösungen erhalten. Dann impfen wir in die Schalen Sporen von *Mucor racemosus* (s. Versuch 125) und finden, daß mit steigender Konzentration des Kochsalzes eine ständig stärkere Septierung des Mycels eintritt. Da sich die einzelnen Zellen leicht voneinander abtrennen und abrunden, ähnelt das Mycel hier weitgehend knospender Hefe, und wir sprechen von einer „Mucor-Hefe“.

Kulturdauer bei 20°: 5···7 Tage.

RITTER, G. E.: *Jb. Bot.* **52**, 351 (1913).

### C. Thigmo- und andere Morphosen.

**Versuch 127. Ausbildung von Haftballen beim wilden Wein.** Im Frühjahr, bald nach dem Austreiben, binden wir einige Ranken des wilden Weins (*Parthenocissus quinquefolia*) so, daß sie einen festen, rauhen Gegenstand, z. B. die Mauer, berühren. Einige andere Ranken werden dagegen mit einer Drahtschiene so gewendet, daß sie frei in die Luft ragen. Nach einigen Wochen stellen wir fest, daß die die Mauer berührenden Ranken sich spiralig kontrahiert und Haftballen ausgebildet haben, welche den frei in die Luft ragenden fehlen.

**Versuch 128. Thigmomorphose etiolierter Basidiomyceten.** In den Versuchskolben aus Versuch 112d werden wir häufig normal entwickelte, also nicht vergeilte Fruchtkörper von *Coprinus lagopus* finden (Abb. 37). Bei genauer Beobachtung können wir aber stets feststellen, daß Hut oder Stiel dieser Pilze während ihrer Entwicklung entweder die Wand des Erlenmeyers oder Partikel des Substrats berührten. Daß diese formative Entwicklungsänderung durch den Berührungszreiz hervorgerufen wird, erkennen wir aus folgendem Versuch:

Eine etiolierte, junge Fruchtkörperanlage von *Coprinus lagopus* wird täglich einige Male mit einem Holzstab in der Längsrichtung gerieben. Nach einigen Tagen bemerken wir, daß sich die berührte Anlage bedeutend stärker streckt und dann normale Fruchtkörper ausbildet.

BORRIS, H.: *Planta* (Berl.) **22**, 644 (1934).

**Versuch 129. Wirkung geringer Agarmengen auf das Wachstum und die Wuchsform von *Aspergillus niger*.** Zu 50 cm<sup>3</sup> einer ungehopften Bierwürze geben wir in einige 250 cm<sup>3</sup>-Erlenmeyerkolben 0,05 g Agarpulver und sterilisieren die Lösungen. In der Kontrollserie unterbleibt der Agarzusatz. In jeden Kolben impfen wir nun mit einer Platinöse Sporen von einer *Aspergillus*-Kultur und stellen



Abb. 37. Im Dunkeln angelegte Fruchtkörper von *Coprinus lagopus*. Links: Typisches Etiollement. Rechts: Die Fruchtkörper haben die Glaswand während ihrer Entwicklung berührt und zeigen die Thigmomorphose. Die ganz rechts sichtbare Stütze wurde erst nach Beendigung des Versuches angebracht. Zu Versuch 128. (Aus H. BORRIS, 1934.)

die Kolben, nachdem sie etwas geschüttelt wurden, in einen Kulturraum von etwa 30°.

Beobachte die Mycelentwicklung in beiden Versuchsreihen: Wir stellen fest, daß in den Gefäßen „ohne Agar“ das Wachstum des Mycels ringförmig an den Glaswänden beginnt, während es in den agarhaltigen Kolben gleichmäßig über die ganze Flüssigkeitsfläche einsetzt (Abb. 38). Bestimme nach 2···3 Tagen von einigen Parallelversuchen das Frisch- bzw. Trockengewicht des Mycels. Das Wachstum wird durch den Agarzusatz beschleunigt.

Daß die Wirkung des Agars nicht auf extrahierbaren Wirkstoffen beruht, sondern daß es sich hier um mechanische, die Oberflächenspannung beeinflussende Eigenschaften des Agars handelt, konnte A. RIPPEL experimentell nachweisen.

RIPPEL, A.: Arch. f. Mikrobiol. 7, 210 (1936).

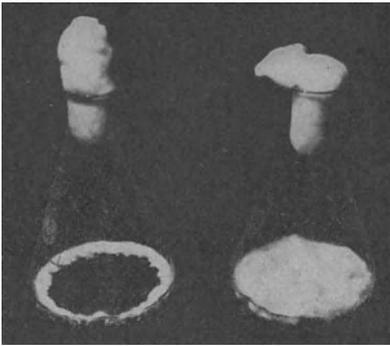
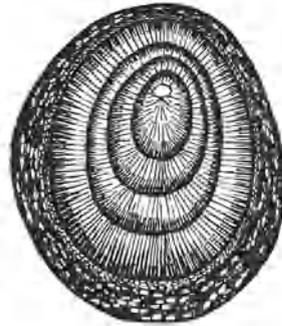


Abb. 38. Wirkung geringer Agar-Mengen (rechter Kolben) auf die Wuchsform von *Aspergillus niger*. (Links die Kontrolle.) Zu Versuch 129. (Aus A. RIPPEL, 1936.)



*Tilia*  
(*epitroph*)



*Taxus*  
(*hypotroph*)

Abb. 39. Querschnitte durch horizontal gewachsene Seitenzweige der Linde und Eibe. Zu Vers. 131. (Orig.)

**Versuch 130. Blattgestalt beim Efeu.** Der Efeu tritt in zwei Formen auf: Einmal kriecht er am Waldboden im Baumschatten dahin, zum anderen rankt er in die höchsten Bäume hinein. Beide Formen unterscheiden sich darin, daß die erstere stets steril bleibt, während die andere nach Erreichen eines bestimmten Alters Blüten treibt. Wir nehmen nun einmal aus der Blütenregion, andererseits von den Ranken am Waldboden Blätter ab und vergleichen deren Gestalt. Die letzteren haben die bekannte 5lappige Form, während diejenigen vom blühenden Trieb fast eiförmig und ganzrandig sind.

Mikroskopische Querschnitte durch die beiden Blätter zeigen uns, daß die aus der Blütenregion genommenen bedeutend dicker sind und typische Sonnen-

blätter (s. Versuch 119) darstellen, während die gelappten Blätter als Schattenblätter aufzufassen sind.

**Versuch 131. Epi- und Hypotropie der Zweige.** Von einem Laub- und einem Nadelbaum, z. B. einer Linde und einer Eibe, schneiden wir je einen 4···5 Jahre alten, horizontal gewachsenen Seitenzweig ab, nachdem wir uns in der Rinde die morphologische Oberseite markierten. Dann fertigen wir dünne Querschnitte durch die Zweige an und machen bei schwacher Vergrößerung von diesen Übersichtszeichnungen. Vor allem ist hier auf die Anordnung der Jahresringe zu achten. Wir sehen dann, daß die Jahresringe der Linde auf der morphologischen Oberseite breiter sind als auf der Unterseite (Epitrophie). Dagegen sind diese bei der Eibe gerade auf der oberen Flanke schwächer ausgebildet als auf der unteren (Hypotropie) (Abb. 39).

## D. Einwirken des Äthylens auf die Entwicklung der Pflanze.

**Versuch 132. Einfluß des Äthylengases auf das Längen- und Dickenwachstum von Leguminosenkeimlingen.** Unter 2 Glasglocken von etwa 10 l Rauminhalt, die auf 2 mit Vaseline gut abgeschmierten Glascheiben stehen, stellen wir je ein Kulturgefäß mit jungen, etiolierten Keimlingen von *Pisum sativum*, *Vicia Faba* oder *Lupinus albus*. In die eine Glasglocke leiten wir nun etwas Leuchtgas oder legen unter diese einen alten Gasschlauch. Wir können an Stelle des Leuchtgases auch reifes Obst, z. B. 4 reife Äpfel, verwenden.

Nach 8···14 Tagen bereits stellen wir bei Kultur in einer Dunkelkammer fest, daß das Längenwachstum der in der verunreinigten Luft aufwachsenden Keimlinge gegenüber der Kontrolle stark gehemmt ist und im weiteren Wachstumsverlauf hier auch weniger Internodien angelegt werden. Außerdem schwellen die Sproßteile stärker und kantiger an als die der Kontrollen. Schließlich fehlt den Versuchspflanzen das geotropische Reaktionsvermögen (Abb. 40). Führe beim Abbruch des Versuches durch die Sprosse der Versuchs- und Kontrollpflanzen Quer- und Längsschnitte, und vergleiche deren anatomischen Aufbau miteinander.

Um zu zeigen, daß diese morphologischen Veränderungen nicht durch die während der Atmung gebildete Kohlensäure bewirkt wird, können wir den Versuch auch so aufbauen, daß wir durch die Versuchsglasglocke einen ständigen, schwachen Strom aus einem Gemisch von reiner Luft und Leuchtgas leiten.

Die Analyse dieser Erscheinungen hat gelehrt, daß von den im Leucht- und „Apfelgas“ enthaltenen Stoffen das Äthylen diesen Effekt auslöst. Es genügt von diesem Gas eine Konzentration von 1:1000000.

MOLISCH, H.: Sitzgsber. kais. Akad. Wiss., math.-naturwiss. Kl. **120**, 3 (1911). — CROCKER, W., P. W. ZIMMER u. HITCHOCK: Contrib. Boyce Thompson Inst. **4**, 177 (1932).

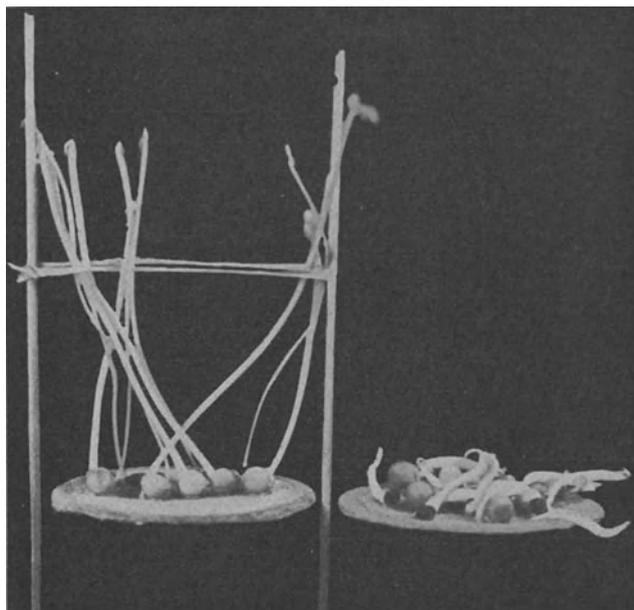


Abb. 40. In äthylenhaltiger Luft aufgezogene, etiolierte Erbsenkeimlinge (rechts) und die in reiner Luft aufgewachsenen Kontrollen (links). Zu Versuch 132. (Aus H. MOLISCH, 1937.)

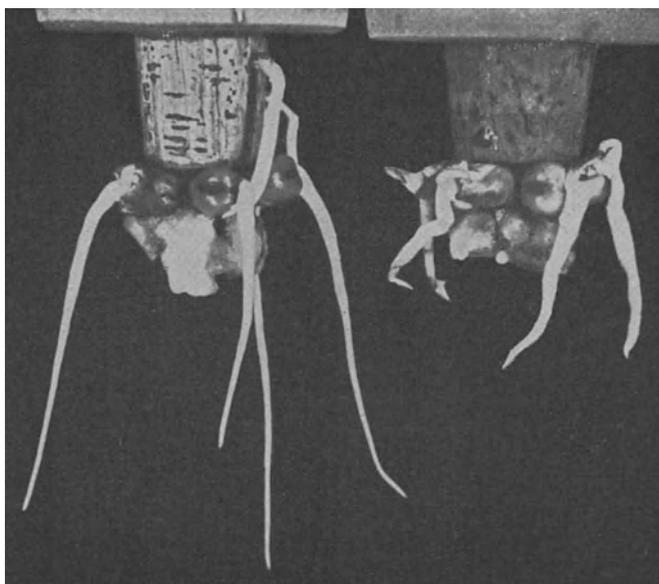


Abb. 41. Entwicklung von *Vicia Faba*-Wurzeln in äthylenhaltiger Luft (rechts) und in reiner Luft (links). Zu Versuch 134. (Aus H. MOLISCH, 1937.)

**Versuch 133. Analyse der Äthylenwirkung.** Wir wiederholen den Versuch 132 mit dekapierten Keimlingen von *Vicia Faba*. In der einen Serie geben wir auf die Schnittfläche der Keimlinge eine 0,1proz.  $\beta$ -Indolylessigsäurepaste, während wir diese in der anderen durch Wasserpaste ersetzen, die Pflanzen also wuchsstofffrei halten. Dann leiten wir in beide Glasstürze Spuren von Äthylen bzw. Leuchtgas ein.

Die Sproßverdickung tritt nur bei den mit Wuchsstoff behandelten Pflanzen auf.

BORGSTRÖM, G.: Kungl. Fysiografiska Sällskapets I Lund, Förhandl. 9, Nr. 12 (1939).

**Versuch 134. Einfluß des Äthylens auf das Wurzelwachstum.** Einige keimende Samen von *Lupinus albus* oder *Vicia Faba* befestigen wir mit Stecknadeln an zwei zurechtgeschnittenen Korken und drücken diese in zwei mit Filtrierpapier ausgekleidete Glasküvetten. In beiden Gefäßen feuchten wir das Filtrierpapier an, legen in das eine ein Stück eines alten Gasschlauches oder leiten Leuchtgas ein. Nun verschließen wir die Küvetten mit gut schließenden Glasplatten, nachdem wir den Küvettenrand mit Vaseline eingeschmiert haben. Nach 4···6 Tagen brechen wir den Versuch ab und stellen die Wurzellänge, den mittleren Durchmesser der Keimwurzeln, die Ausbildung der Seitenwurzeln und das geotropische Verhalten der gesamten Wurzelsysteme fest (Abb. 41).

**Versuch 135. Epinastische Bewegungen unter dem Einfluß von Äthylen.** Drei gleich stark entwickelte Pflanzen von *Bryophyllum tubiflorum* stellen wir unter drei weite Glasstürze, so daß die Pflanzen die Glaswände nicht berühren. In die erste Glocke leiten wir dann sehr wenig Leuchtgas ein, unter die zweite Glocke legen wir mehrere reife Äpfel. Die letzte Glocke bleibt zur Kontrolle ohne Äthylen. Beobachte nach 4···6 Tagen die epinastischen Bewegungen der Blätter in der Äthylenatmosphäre (Abb. 42). — Um die Versuchspflanzen nicht weiter zu schädigen, brechen wir den Versuch ab, sobald die epinastischen Bewegungen deutlich sichtbar werden.

BORGSTRÖM, G.: Kungl. Fysiografiska Sällskapets I Lund, Förhandl. 9, Nr. 12 (1939).

**Versuch 136. Einfluß des Äthylen-gases auf den Blattabfall bei Mimosen.** Zwei kräftige, junge Mimosenpflanzen stellen wir in einem warmen Gewächshaus unter zwei Glasglocken, die auf drei niedrigen Füßen ruhen. Unter eine der Glocken legen wir weiter drei reife Äpfel oder leiten etwas Leuchtgas ein. Nach 4···6 Tagen stellen wir fest, daß die in der Äthylenatmosphäre kultivierten Pflanzen ihre Blätter abwerfen.

Entsprechend, nur meist weniger empfindlich, reagieren auf das Äthylen auch die Blätter vieler anderer Pflanzen. Dazu stellen wir Zweige mit jungen,

frischen Blättern ins Wasser und belassen sie einige Tage unter Glasstürzen, in die wir etwas Leuchtgas eingeleitet haben.



Abb. 42. Epinastische Bewegungen der Blätter von *Bryophyllum tubiflorum* in äthylenhaltiger Luft. Von links nach rechts: 1. in Apfelfgas, 2. in reiner Luft, 3. in „Laboratoriumsluft“. Zu Vers. 135. (Nach G. BORGSTRÖM. 1939.)

Beachte auch den plötzlichen Laubfall bei Straßenbäumen nach einem Gasrohrbruch.

MOLISCH, O.: Der Einfluß einer Pflanze auf die andere. Jena 1937.

## X. Physiologie des aktiven Ruhezustandes und der Resistenz.

Zum Abschluß der vegetativen Entwicklung sowie zu Beginn des Winters bildet die Pflanze verschiedenartige Dauerorgane aus oder vorhandene Organe zu winterharten um. Diese zeichnen sich gegenüber den vegetativen Organen des Frühlings und des Sommers neben ihrem Reichtum an Reservestoffen physiologisch vor allem durch ihre größere Widerstandsfähigkeit gegen starke, äußere Reize aus. Die Resistenzsteigerung läßt sich allgemein durch eine aktive Entwässerung, hauptsächlich durch die Verminderung des Gehaltes an kolloidchemisch ungebundenem Wasser erklären (Versuche 137···140). Daraus folgt aber auch die Herabsetzung der Atmungsintensität, wie wir sie z. B. in ruhenden Samen finden (Versuche 142, 143).

Zur Überwindung der aktiven Ruheperiode ist neben einer bestimmten Nachreifezeit (Versuche 2, 144), Eintritt günstiger Vegeta-

tionsbedingungen (Versuche 149, 150) und einer erneuten Wasseraufnahme (Versuch 10) oft die Einwirkung von bestimmten Kältegraden erforderlich (Versuche 13, 145, 146). Um ruhende Organe vorzeitig zum Treiben zu bringen, sind in der Paxis mehrere Verfahren ausgearbeitet worden (Versuch 147, 148 u. a.), die in ihrer physiologischen Wirkung darin übereinzustimmen scheinen, daß zunächst die Atmung beeinflußt wird.

**Versuch 137. Abhängigkeit der Temperaturreistenz vom Quellungsgrad.** Je 200 Karyopsen einer Getreideart geben wir in 8 Porzellansieb-eimerchen oder Tee-Eier. Die Früchte werden dann in Wasser zum Quellen gebracht, und zwar Serie 1) 10 Minuten, 2) 30 Minuten, 3) 60 Minuten, 4) 3 Stunden, 5) 6 Stunden, 6) 12 Stunden, 7) 24 Stunden lang. Die Karyopsen der Serie 8 quellen wir dagegen nicht vor. Die Versuche werden so angesetzt, daß die Quellungsdauer für alle Versuchsreihen gleichzeitig beendet ist. Nun hängen wir die Eimerchen für 10···15 Minuten in ein größeres Gefäß mit Wasser von 80···90° und stellen danach die Keimprozentage fest.

Wir finden, daß durch das Warmbad die Keimfähigkeit um so mehr herabgesetzt wird, je länger die Samen vorgequollen waren. Daß die hohen Temperaturen als solche die Samen nicht schädigen, zeigt uns ein Versuch, in dem wir 200 ungequollene Samen für 10···15 Minuten in einen auf 80···90° eingestellten Thermostaten legen.

**Versuch 138. Resistenz feucht und trocken gelagerter Samen gegen hohe Temperaturen.** Drei Proben von je 200 Getreidekörnern werden 3 Tage in einem Exsikkator über Schwefelsäure getrocknet, drei weitere Proben während der gleichen Zeit in einem wasserdampfgesättigten Raum gelagert. Nun bringen wir die Karyopsen beider Versuchsreihen in einen auf 80° eingestellten Thermostaten, und zwar je eine Probe für eine halbe Stunde, eine weitere Probe für eine Stunde, die letzte schließlich für 5 Stunden. Bestimme alsdann die Keimzahlen. Wir stellen fest, daß die getrockneten Früchte gegen die hohen Temperaturen bedeutend resistenter sind als die feucht gelagerten.

**Versuch 139. Kälteresistenz quellender und lufttrockener Samen.** 200 lufttrockene Haferkörner legen wir in je 2 Petrischalen aus, in 2 weitere die gleiche Anzahl 12 Stunden in Leitungswasser vorgequollener Karyopsen. Alle 4 Schalen stellen wir für 12 Stunden in eine Eiskiste mit der Temperatur —5°···—10° (s. S. 124) und lassen anschließend je eine Schale mit gequollenen und ungequollenen Karyopsen sehr langsam (z. B. in Schnee) auftauen, die beiden anderen dagegen möglichst schnell, indem wir sie 1 Stunde lang in einen Thermostaten von 60° stellen.

Bestimme nun die Keimzahlen und den Keimungsverlauf in den 4 Versuchsreihen. Die gequollenen Karyopsen sind gegen die Frost-

einwirkung viel empfindlicher als die ungequollenen. Weiter wird die Keimfähigkeit durch das schnelle Auftauen sehr stark herabgesetzt.

**Versuch 140. Zellphysiologie der kälteresistenten Pflanzen.** Im Herbst, also vor Einsetzen der Kälteperiode, bringen wir je eine eingetopfte Pflanze vom Efeu (*Hedera Helix*), Buchsbaum (*Buxus sempervirens*) und einer *Sempervivum*-Art ins Warmhaus. Nach Einsetzen des Frostes bestimmen wir an den Blättern der Freilandpflanzen und der im Gewächshaus kultivierten den osmotischen Wert. Dieser liegt bei den frostharten Freilandpflanzen höher als bei den im Warmhaus gehaltenen



Abb. 43. Plasmolyseform frostharter Zellen aus der Rinde von *Catalpa*. Zu Versuch 140. (Aus W. KESSLER u. W. RUHLAND, 1938.)

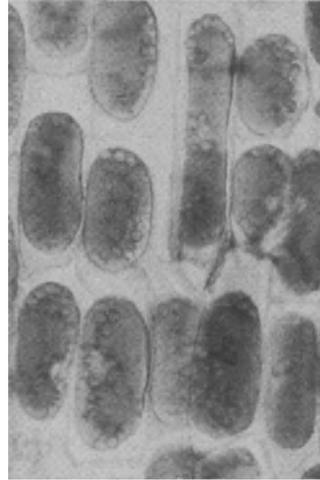


Abb. 44. Plasmolyseform nicht frostharter Zellen aus der Rinde von *Catalpa*. Zu Versuch 140. (Aus W. KESSLER u. W. RUHLAND, 1938.)

Dann plasmolysieren wir die Blattzellen in einer  $\text{CaCl}_2$ -Lösung (Mol.-Gew.  $\text{CaCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O} = 219,1$ ), deren Konzentration  $\frac{3}{2}$  des gefundenen Og beträgt. Der Plasmolysegrad ist dann bei allen untersuchten Zellen der gleiche, nämlich  $\frac{2}{3}$ . Gleich nach dem Einlegen der Schnitte in das Plasmolytikum beobachten wir den Plasmolyseverlauf und finden, daß sich die Protoplasten von ihren Membranen bei den frostharten Pflanzen konkav bis krampfartig abheben (Abb. 43), bei den nicht frostharten dagegen nach Art der Kugelplasmolyse (Abb. 44).

Diese Versuche zeigen, daß bei den frostharten (und das Entsprechende gilt auch für wärmeharte) Pflanzen nicht nur der osmotische Wert gesteigert ist, sondern auch das Plasma viskoser ist, d. h. weniger kolloid-chemisch ungebundenes Wasser enthält.

KESSLER, W.: *Planta* (Berl.) **24**, 312 (1935). — KESSLER, W., u. W. RUHLAND: *Ebenda* **28**, 159 (1938).

**Versuch 141. Erfrieren von Pflanzen oberhalb des Nullpunktes.** Wir benötigen zu diesem Versuch Topfpflanzen aus einem Warmhaus; es eignen sich sehr gut *Episcia bicolor*, *Episcia cupreata*, *Sanchezia nobilis*, *Eranthemum tricolor*, *Eranthemum Cooperi* und *Gloxinia*- wie *Coleus*-Arten. Diese Pflanzen bringen wir für 24 Stunden in einen feuchten Raum mit Temperaturen von  $0^{\circ}$  bis  $+5^{\circ}$ . Nach dieser Kältebehandlung verfärben sich die Blätter und welken. Diese Pflanzen sind also bereits bei Temperaturen über  $0^{\circ}$  erfroren. Beachte aber, daß junge Blätter im allgemeinen resistenter sind als die älteren.

Zum Vergleich beobachte im Winter bei Temperaturen, die mehrere Grade unter dem Nullpunkt liegen, das Verhalten der Blätter vom Efeu, Buchsbaum und Gänseblümchen. Diese werden selbst durch den Frost nicht geschädigt.

MOLISCH, H.: Pflanzenphysiologie als Theorie der Gärtnerei. Jena 1927. — SEIBL, D.: Beitr. Biol. Pflanze **26**, 289 (1939). — SPANGER, E.: Gartenbauwiss. **16**, 90 (1941).

**Versuch 142. Atmungsintensität ruhender und quellender Samen.** Zum Nachweis der bei der intramolekularen Atmung ruhender und quellender Samen entstehenden Kohlensäure wenden wir die etwas abgeänderte Versuchsanstellung von PETTENKOFER an, wie sie in der schematischen Zeichnung, Abb. 45, dargestellt ist.

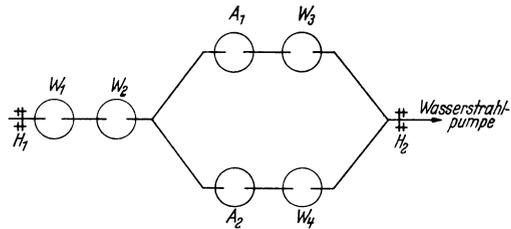


Abb. 45. Zur Versuchsanstellung für Versuch 142. (Orig.)

Die Waschflasche für Gase  $W_1$  wird zu einem Drittel mit 20proz. Kalilauge gefüllt,  $W_2$ ,  $W_3$  und  $W_4$  mit frisch bereitetem Barytwasser. In das Atmungsgefäß  $A_1$  bringen wir lufttrockene, in  $A_2$  48 Stunden in Wasser vorgequollene Erbsen. Die einzelnen Gefäße werden mit gut passenden Gummischläuchen miteinander verbunden. Dann schließen wir die Apparate bei  $H_1$  und  $H_2$  mit 2 Klemmen oder Glashähnen ab. Am folgenden Tag saugen wir mit einer Wasserstrahlpumpe für einige Minuten langsam Luft durch die Gefäße, nachdem die beiden Hähne  $H_1$  und  $H_2$  geöffnet wurden.

Reguliere den Gasstrom durch Einschalten von Klemmschrauben bei  $W_3$  und  $W_4$  so, daß die Luft durch beide Gefäße gleich schnell hindurchperlt.

Ist die Ausscheidung von  $BaCO_3$  in  $W_3$  oder  $W_4$  stärker? Ist also die Atmungsintensität der ruhenden oder quellenden Samen höher?

**Versuch 143. Sauerstoffbedürfnis ruhender und gequollener Samen.** In 6 größere Reagenzgläser zählen wir je 200 Weizenkörner ein, in 6 weitere ebenso viele wenige Stunden vorgequollene, sodann mit Filtrierpapier abgetupfte Karyopsen der gleichen Getreideart. Dann

stellen wir in jedes vorsichtig ein kleines Tablettenglas, das zu etwa  $\frac{4}{5}$  mit einer alkalischen Pyrogallollösung (s. S. 125) angefüllt ist, und verschließen die Reagenzgläser luftdicht mit Korkstopfen, die wir mit verflüssigtem Paraffin überziehen (vgl. Abb. 46).



Abb. 46.  
Zur Versuchsanstellung für Versuch 143. (Orig.)

8, 14 Tage und 1, 2, 3 und 4 Monate nach Versuchsbeginn legen wir aus je einem Glas gequollene und lufttrockene Weizenkörner zur Keimung aus. Bestimme in beiden Serien die Keimzahlen, und vergleiche den Einfluß der sauerstofffreien Atmosphäre auf die Keimfähigkeit der lufttrockenen und gequollenen Samen. (Vgl. auch Versuch II.)

Eine bei den vorgequollenen Samen während der Keimung auftretende Verpilzung unterdrücken wir durch Aufstellen eines offenen Gefäßes mit Nelkenöl (s. S. 122).

#### Versuch 144. Aktive Ruheperiode der Kartoffelknolle.

Gleich nach der Ernte lagern wir Kartoffelknollen an einem warmen, dunklen, nicht zu trockenen Ort. Trotz der hier herrschenden günstigen Vegetationsbedingungen tritt zunächst noch keine Keimung ein. Diese beginnt vielmehr erst zu Anfang des nächsten Jahres (vgl. Versuch 145).

**Versuch 145. Verkürzung des aktiven Ruhezustandes der Kartoffel durch Einwirken niedriger Temperaturen.** Kartoffelknollen werden gleich nach der Ernte an einem dunklen Ort mit Temperaturen nahe dem Nullpunkt, also z. B. in einem Eiskeller, auf Stroh über 5 Wochen gelagert. Nach Ablauf dieser Zeit pflanzen wir die Knollen in Blumentöpfe und stellen sie in einen warmen, feuchten Raum. Die Keimung setzt hier sehr bald ein, während sie in dem Kontrollversuch, in dem die Knollen während der 5 Wochen an einem warmen, dunklen Ort lagerten, erst nach Neujahr erfolgt (vgl. Versuch 144).

MÜLLER-THURGAU, H.: Landw. Jb. 14, 851 (1885).

**Versuch 146. Notwendigkeit des Kälteeinflusses zur Überwindung des aktiven Ruhezustandes.** Zweige der Süßkirsche (*Prunus avium*) stellen wir im Oktober in einem Wassergefäß an einen warmen, hellen Ort. Die Knospen dieser Zweige treiben hier nicht aus, sondern gehen bald zugrunde. Dagegen treiben Zweige, die Mitte Dezember geschnitten werden, also bereits etwas dem Frost ausgesetzt waren, in einem warmen Raum nach 4·5 Wochen Blüten.

Eine alte Volksregel besagt, daß am Barbaratag, also am 4. Dezember, geschnittene Kirschwäzige zum Weihnachtsfest blühen.

**Versuch 147. Frühreiben von Maiglöckchen.** 2·3jährige Wurzelstöcke von *Convallaria majalis* werden im November aus dem Garten

ausgegraben und 12 Stunden in Wasser von 35° gebadet. Darauf werden sie möglichst in Torferde bei 25···26° weiter getrieben. Einige Kontrollpflanzen kultivieren wir in der gleichen Weise, jedoch ohne das Warmwasserbad.

Beachte nun den Blühbeginn in den beiden Serien und die Ausbildung der Blütenstände.

WEBER, FR., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2, S. 613.

#### **Versuch 148. Frühreiben von Blüten ruhender Zweige.**

**a) Warmbadbehandlung.** In den Monaten Oktober bis Februar legen wir Zweige von *Forsythia* oder *Syringa*, nachdem wir sie, falls notwendig, langsam auftauen ließen, in eine flache Wanne mit Wasser von 30···32°, die in einem Thermostaten von gleicher Temperatur steht. Die Zweige sollen vom Wasser völlig bedeckt sein und 1···12 Stunden in dem Wasserbad liegen bleiben. Nach der Behandlung stellen wir die Zweige an einen warmen Ort.

Bestimme nun, eine wievieltündige Warmbadbehandlung in den einzelnen Monaten erforderlich ist, um die Blütenknospen zum Austreiben zu bringen.

WEBER, FR., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2, S. 591.

**b) Äthermethode.** *Forsythia*- oder Fliederzweige stellen wir während ihrer Winterruhe in ein Gefäß mit Wasser und bringen sie so in ein großes, gut verschließbares Glasgefäß (z. B. in ein mit einer Glasplatte abgedecktes Aquarium). In dieses geben wir weiter eine Schale, die pro Liter Rauminhalt des Aquariums 0,25···0,5 g Äther enthält. 24···48 Stunden verbleiben die Zweige in dieser Ätheratmosphäre und werden dann in einem warmen Zimmer (z. B. auf dem Ofen) oder in einem Warmhaus weiter kultiviert. Als Versuchszeit sind für diesen wie für den folgenden Versuch am besten die Monate Januar bis Februar geeignet.

WEBER, FR., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2, S. 591.

**c) Rauchverfahren.** Wie zu dem vorhergehenden Versuch werden *Forsythia*-Zweige in einen großen, verschließbaren Raum, z. B. in ein mit einer Glasplatte abgedecktes Aquarium, gestellt, in dem wir etwa 10 g trockene Sägespäne oder eine Zigarette verbrennen. Haben die Zweige 24···48 Stunden in der Räucherammer gestanden, bringen wir sie in ein geheiztes Zimmer.

WEBER, FR., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2, S. 591.

**Versuch 149. Künstliche Verlängerung der Ruheperiode durch Mangel an Wärme.** Maiglöckchenstöcke verpflanzen wir vor ihrem

Austreiben im Frühjahr aus dem Garten in einen Kühlraum mit Temperaturen nahe dem Nullpunkt. Andere Pflanzen bringen wir

gleichzeitig in ein Warmhaus, wo sie bald zur Blüte kommen. Dagegen treiben die Pflanzen aus dem Kühlraum, solange sie bei den niederen Temperaturen gehalten werden, nicht aus.



Abb. 47. Verhinderung des Austreibens der Blattknospen einer Rotbuche durch Verdunkelung. Links: Tüte aus licht- und wasserdichtem Stoff über einen Zweig vor dem Austreiben der Knospen gezogen. Rechts: Tüte nach dem Austreiben der Knospen an den anderen Zweigen fortgenommen. Zu Versuch 150. (Orig.)

**Versuch 150. Künstliche Verlängerung der Ruheperiode durch Fehlen des Lichtes.** Ein Buchenzweig (*Fagus silvatica*) wird mit einem Sack aus Wachstuch oder einem anderen wasser- und lichtdichten Gewebe anderthalb Monate vor dem

Austreiben der Knospen (etwa Ende Februar) völlig lichtdicht abgeschlossen (Abb. 47). Die so verdunkelten Knospen treiben im Mai nicht mit den anderen aus, sondern die Entfaltung der Blätter setzt erst etwa 3 Wochen nach Fortnahme der Hülle am Licht ein (Abb. 47).

Jost, L.: Ber. dtsch. bot. Ges. **12**, 188 (1894).

## Anhang mit praktischen Hinweisen.

### 1. Allgemeine Arbeitsregeln für das physiologische Arbeiten.

1. Man mache es sich beim physiologischen Arbeiten von Anfang an zum Gesetz, stets einen Kontrollversuch und diesen gleichzeitig mit dem Hauptversuch anzusetzen. In der Durchführung sollen sich beide Serien nur in einem Punkt unterscheiden, nämlich in dem, der gerade untersucht werden soll. Die Funktionen laufen in den Organismen nicht zu jeder Zeit mit der gleichen Präzision ab wie in einem physikalischen Apparat. Oft haben auch Prozesse, die wir bisher noch nicht näher analysieren können, auf das vitale Geschehen einen Einfluß.

2. Die hier zusammengestellten Versuche sind so ausgewählt, daß sie sich bei Einhalten der gegebenen Versuchsbedingungen ohne weiteres reproduzieren lassen. Trotzdem können wir nur dann klare und überzeugende Ergebnisse erwarten, wenn wir jeden Versuch mit mehreren Wiederholungen ansetzen. Die in den einzelnen Versuchsbeschreibungen angegebenen Zahlen stellen Mindestwerte für die Größe der Versuchsreihen dar. Sie konnten bei den hier vorliegenden, mehrmals bereits durchprobierten Experimenten relativ klein gehalten werden, genügen aber für neue wissenschaftliche Untersuchungen keinesfalls.

Nach Ermittlung des Durchschnittswertes für ein Versuchsergebnis stelle man auch stets den mittleren Fehler fest, der nach folgender Formel berechnet wird:

„wahrer“ mittlerer Fehler, 
$$F_a = \sqrt{\frac{\sum (f)^2}{n(n-1)}}$$

„wahrscheinlicher“ mittlerer Fehler, 
$$F_b = \frac{2}{3} \sqrt{\frac{\sum (f)^2}{n(n-1)}}.$$

Hier bedeuten  $f$  die Abweichung vom Durchschnittswert und  $n$  die Anzahl der Versuche, die zur Ermittlung des Durchschnittswertes benutzt wurden.

Wir können den Formeln entnehmen, daß der mittlere Fehler um so kleiner und damit das Ergebnis um so genauer wird, je mehr Einzelmessungen durchgeführt wurden.

Gehen wir zum besseren Verständnis des Gesagten von einem praktischen Beispiel aus: Messungen, die entsprechend unserem Versuch 25 durchgeführt wurden, ergaben für:

Dekapitierte Wurzeln				Intakte Wurzeln			
Wurzel Nr.	Länge nach 24 Stunden in mm	$f$	$f^2$	Wurzel Nr.	Länge nach 24 Stunden in mm	$f$	$f^2$
1	29	— 5	25	1	24	+ 3	9
2	37	+ 3	9	2	22	+ 1	1
3	23	— 11	121	3	25	+ 4	16
4	37	+ 3	9	4	13	— 8	64
5	36	+ 2	4	5	20	— 1	1
6	35	+ 1	1	6	21	0	0
7	37	+ 3	9	7	26	+ 5	25
8	30	— 4	16	8	13	— 8	64
9	37	+ 3	9	9	24	+ 3	9
10	39	+ 5	25	10	22	+ 1	1
Arithm. Mittel = 34,0 $\sum(f) = 0$ $\sum(f^2) = 228$				Arithmet. Mittel = 21,0 $\sum(f) = 0$ $\sum(f^2) = 190$			

Aus den 10 Einzelmessungen bilden wir zunächst das arithmetische Mittel, errechnen dann die Abweichungen der Einzelmessungen von dem Durchschnittswert, das  $f$ , und addieren deren Quadrate. Diese Werte in die Formel für den wahren mittleren Fehler eingesetzt, ergibt:

$$F_a = \pm \sqrt{\frac{228}{10 \cdot 9}} = \pm 1.59 \qquad F_a = \pm \sqrt{\frac{190}{10 \cdot 9}} = \pm 1.45$$

Das Resultat für die 1. Versuchsreihe lautet also 34,0  $\pm$  1,59,  
 .. .. .. .. 2. .. .. 21,0  $\pm$  1,45.

Wir können nun mit einer bestimmten, uns ausreichenden Gewißheit aussagen, daß die Wurzellänge in der ersten Versuchsreihe zwischen 32,41 mm und 35,59 mm beträgt, die der zweiten aber zwischen 19,55 mm und 23,45 mm liegt. Die Differenz zwischen beiden Versuchsergebnissen ist aber wesentlich größer als die 3fachen mittleren Fehler, damit die Unterschiede in beiden Meßreihen statistisch gesichert und die Folgerung aus dem Versuch, daß die Wurzeln nach der Dekapitation stärker wachsen als die intakten, berechtigt.

Während diese einfache Methode der Ermittlung des mittleren Fehlers beim physiologischen Arbeiten meistens angewendet wird, ziehen die Genetiker heute vor allem die sog.  $X^2$ -Methode heran, die bei F. G. BRIEGER im „Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden“, Abt. IX, Teil 3, 2. Hälfte, S. 1225, und im „Handbuch der Pflanzenzüchtung“ von ROEMER-RUDOLF, Bd. I, S. 370, nachgelesen werden kann. Siehe auch S. KOLLER. „Graphische Tafeln zur Beurteilung statistischer Zahlen“. Leipzig 1940.

3. Beim entwicklungsphysiologischen Arbeiten vor allem wird man beobachten, daß einzelne Versuche sich nicht immer reproduzieren lassen. Das braucht nicht zu bedeuten, daß der Versuch „nicht geht“. Sehr oft liegt die Erklärung darin, daß sich das Versuchsmaterial selbst bei günstigen äußeren Bedingungen in einem physiologisch ungeeigneten Zustand befindet, den man vorher nicht allgemein bestimmen kann. Läßt sich daher ein Versuch mit einem bestimmten Objekt

zur Zeit nicht durchführen, verwende man eine andere in der Versuchsbeschreibung genannte Pflanze.

4. Man übe sich rechtzeitig, ein sauberes, sorgfältiges Protokoll über Ansetzen, Durchführung und Ergebnisse der Versuche zu führen. Nie verlasse man sich auf ein sonst noch so gutes Gedächtnis. Die Protokolle werden sachgemäß geordnet und aufgehoben. Sie sind für den Wissenschaftler von größtem Wert, denn nur so ist es möglich, gelegentlich erhaltene, experimentelle Ergebnisse auch noch nach Jahren weiter zu verwerten.

Über die Anlage eines Protokolls im einzelnen lassen sich keine allgemeinen Regeln aufstellen, da dies von Versuch zu Versuch und für jeden Experimentator verschieden sein wird. Jeder soll jedoch mit nur einem Blick in sein Protokollheft wissen, welcher Versuch auf dem Papier dargestellt ist, und die Zahlenergebnisse für den Versuch schnell mit Sicherheit herausfinden.

5. Halte deine Apparate, Instrumente und Glassachen stets sauber, deinen Arbeitsplatz ordentlich. Glaskolben und Vorratsflaschen werden mit Schildchen über die Art der Lösung und Datum der Herstellung versehen.

6. Beim Abwägen von Chemikalien u. a. bringen wir die Substanzen nie direkt auf die Waagschale, sondern legen auf die Schalen zunächst austarierte Blätter von glattem Papier. Sehr gut eignet sich oft ein nicht zu kleiner Kalenderzettel, der zudem noch sehr leicht ist, also empfindliche Waagen nicht unnötig belastet. Die einzelnen Gewichte werden nie mit den Fingern angefaßt, sondern ausschließlich mit einer Pinzette. — Über das Abwägen kleinster Gewichtsmengen beachte S. 122.

7. Aus den Vorratsflaschen entnehmen wir die Chemikalien stets mit einem sauberen Hornlöffel oder Spatel, der nach dem Gebrauch mit einem sauberen Tuch abgewischt wird. Gerade die Versuche mit den verschiedenen Wirkstoffen zeigen uns ja, daß ganz geringe Substanzmengen auf die Entwicklung der Pflanze einen großen Einfluß haben können.

8. Halte dir stets einen reichlichen Vorrat an sauberen Glassachen in der Nähe deines Arbeitsplatzes, damit du sie jeden Augenblick benutzen kannst und nicht gezwungen bist, in der Eile ein ungeeignetes Gefäß zu verwenden.

9. Nach dem Gebrauch verschließen wir die Chemikalienflaschen sogleich mit den richtigen Stopfen. Waren diese in den Flaschenhals einparaffiniert, so schmelzen wir das Paraffin mit einer kleinen Flamme und schließen die Flasche so gegen die Luftfeuchtigkeit ab.

10. Laß dir die Ergebnisse aus dem Kapitel „Einwirkung des Äthylens auf die Entwicklung der Pflanze“ eine Warnung sein, nie physiologische

Versuche in einem Raum anzusetzen, in dem Gasflammen brennen. Ebenfalls darf in einem physiologischen Raum nicht geraucht oder mit Chemikalien von hohem Dampfdruck gearbeitet werden.

11. Über längere Zeit laufende Versuche werden mit einem Schild versehen, auf dem Versuchsdauer und -art wie der Name des Experimentators vermerkt sind. Dieser hat sich natürlich von Zeit zu Zeit um seinen Versuch zu kümmern, doch soll er sich von anderen auf offensichtliche Fehler und entstandene Schäden aufmerksam machen lassen. Dabei ist es aber eine einfache Selbstverständlichkeit, daß Versuche nicht durch fremde Hand gestört werden.

## 2. Nährlösungen und Bezugsquellen für Algen.

1. BENECKE	2. PRINGSHEIM	3. BEIJERINCK
H <sub>2</sub> O . . . . . 1000cm <sup>3</sup>	H <sub>2</sub> O . . . . . 1000cm <sup>3</sup>	H <sub>2</sub> O . . . . . 1000cm <sup>3</sup>
Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> . . . . . 0,5 g	(NH <sub>4</sub> )MgPO <sub>4</sub> . . . . . 1,00 g	(NH <sub>4</sub> )NO <sub>3</sub> . . . . . 0,5 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . . 0,1 g	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> . . . . . 0,25 g	MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . . 0,2 g
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> . . . . . 0,2 g	Fe <sub>2</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> . . . . . Spur	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . . 0,2 g
FeCl <sub>3</sub> . . . . . Spur		CaCl <sub>2</sub> . . . . . 0,1 g
Für die meisten Algen sehr geeignet. Konzen- tration ausprobieren!	Sehr verdünnte Nährlösung.	FeCl <sub>3</sub> . . . . . Spur NO <sub>3</sub> -Quelle oft ungünstig. Saures Phosphat!

Für viele Algen wirkt sich ein Zusatz einer Gartenerdeabkochung sehr günstig aus, so vor allem für Cyanophyceen, Flagellaten und Diatomeen.

PRINGSHEIM, E.: Naturwiss. **23**, 197 (1935).

Die Algen werden entweder in den Nährlösungen selbst oder auf 1proz. (Gallerte) bzw. 1,8proz., gut ausgewaschenem Agar kultiviert. Die Gefäße stellen wir an einem Nordfenster auf, so daß die autotrophen Organismen diffuses Tageslicht, nie aber direktes Sonnenlicht erhalten.

Nähere Anleitungen für die Algenkultur siehe:

1. PRINGSHEIM, E., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2a, S. 377.

2. KÜSTER, E.: Kultur der Mikroorganismen. Leipzig: Teubner 1913.

3. KOSTKA, G.: Praktische Anleitungen zur Kultur der Mikroorganismen, in: Handbücher für die praktische naturwissenschaftliche Arbeit, Bd. 17—18. 1924.

Bezugsquellen für Algen-Reinkulturen:

Pflanzenphysiologisches Institut der Deutschen Karls-Universität, Prag II, Weinberggasse 3a. Eine heute nicht mehr voll gültige Zusammenstellung der dort kultivierten Algen wurde veröffentlicht: Bot. Zbl., Beih., Abt. A **57**, 105 (1937) und Ber. dtsh. bot. Ges. **54**, 533 (1936).

## 3. Nährlösungen und Bezugsquellen für Pilze und Hefen.

Die meisten auxo-autotrophen Pilze (s. S. 87) lassen sich in folgenden Nährlösungen kultivieren:

## 1. PRINGSHEIM:

H <sub>2</sub> O . . . . .	1000 cm <sup>3</sup>
Rohrzucker . . . . .	50 g
Asparagin . . . . .	5 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	1 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	1 g

## 2. SCHOPFER:

H <sub>2</sub> O (bidest.) . . . . .	1000 cm <sup>3</sup>
Glucose puriss. . . . .	30,0 g
Asparagin . . . . .	1,0 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	0,5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	1,5 g
p <sub>H</sub> . . . . .	4···4,5

Die synthetische Nährlösung für Hefe nach BOAS setzt sich folgendermaßen zusammen:

Wasser . . . . .	1000 cm <sup>3</sup>	NaCl . . . . .	0,5 g
Glucose puriss. . . . .	50,0 g	Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> · 10H <sub>2</sub> O . . . . .	0,5 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	1,6 g	H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub> . . . . .	0,002 g
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> . . . . .	0,3 g	ZnSO <sub>4</sub> . . . . .	0,002 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	1,0 g	MnSO <sub>4</sub> . . . . .	0,002 g
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> . . . . .	2,0 g	FeCl <sub>3</sub> . . . . .	0,002 g
CaCl <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O . . . . .	0,5 g		

Für die Hefe kann auch die SCHOPFERSche Nährlösung (s. o.) verwendet werden, die dann aber auf 1000 cm<sup>3</sup> Wasser 50 g Glucose enthält.

Für auxo-heterotrophe Pilze ist noch ein Zusatz von 1···5% Biomalz, 50% ungehopfter Bierwürze oder einer Hefeabkochung nötig (s. Versuch 57). Die Hefeabkochung gewinnen wir, indem wir zu 5···10 g Preßhefe 100 cm<sup>3</sup> Wasser geben, den Kolben kräftig durchschütteln und dann 15···30 Minuten in einem Dampftopf erhitzen. Danach lassen wir die Aufkochung möglichst schnell abkühlen und die Hefe sich absetzen. Die Flüssigkeit dekantieren wir am nächsten Tag vorsichtig ab und geben sie zu den Nährlösungen.

Spezielle Anleitungen zur Pilzkultur siehe:

1. PRINGSHEIM, E., in ABDERHALDEN: Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden, Abt. XI, Teil 2a, S. 407.
2. KÜSTER, E.: Kultur der Mikroorganismen. Leipzig: Teubner 1913.
3. KOSTKA, G.: Praktische Anleitung zur Kultur der Mikroorganismen, in: Handbücher für die naturwissenschaftliche Arbeit, Bd. 17—18. 1924.

Bezugsquellen für Pilz-Reinkulturen:

Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn (Holland), Javalaan 4. Dieses Institut gibt auf Anforderung eine Liste der dort kultivierten Pilzstämme aus.

#### 4. Kultur und Bezugsquellen von höheren Pflanzen.

Die höheren, autotrophen Pflanzen werden für ernährungs- und entwicklungsphysiologische Untersuchungen in den bekannten Wasser- und Sandkulturgefäßen mit bestimmten Nährlösungen herangezogen.

Für die Sandkulturen verwenden wir die sog. MITSCHERLICH-Gefäße, die mit Hohenbockaer Glassand (evtl. vermischt mit ausgekochtem Torfmull) beschickt werden (Analyse: 99,920% SiO<sub>2</sub>; 0,014% Fe<sub>2</sub>O<sub>3</sub>; 0,020% TiO<sub>2</sub>; 0,042% Al<sub>2</sub>O<sub>3</sub>; CaO und MgO in Spuren; Korngröße 0,3 mm; Wasserkapazität 28···30%. Zu beziehen durch: H. Weichelt

& Co., Vereinigte Hohenbockaer Glassandgruben, Dresden). Der Sand wird mit einer bestimmten Menge der Nährlösung gut durchgemischt und in die Gefäße gegeben. Eventuell zu reichlich vorhandenes Wasser fließt in die unter die Kulturgefäße gestellten Wannen ab. Wichtig für das Gedeihen der Pflanzen ist, daß der Sand genügend durchlüftet wird. Zu diesem Zweck setzen wir in jedes MITSCHERLICH-Gefäß ein U-förmig gebogenes Glas- oder Cellonrohr (innerer Durchmesser 10 mm) mit zwei verschiedenen langen Schenkeln. Das Querstück wird an 4···5 Stellen beidseitig angebohrt. Diese Rohre setzen wir so in die Kulturgefäße ein, daß der kürzere Schenkel 2 cm aus dem Sand herausragt, der längere dagegen 10 cm.

In neuerer Zeit werden die Kulturgefäße von Dr. VOLK von der Firma P. Söndgen, Adendorf, Bez. Köln, an Stelle der MITSCHERLICH-Gefäße empfohlen. Sie sind aus grauem, hartgebranntem Steinzeug hergestellt, besitzen eine eingebaute Durchlüftungsanlage und sind in der Anschaffung wesentlich billiger als die entsprechenden Metallgefäße.

Durch kleine, vorher mit konz. Salzsäure behandelte Steine werden alle Kulturgefäße auf gleiches Gewicht gebracht, das aber jeden 2···4. Tag kontrolliert werden muß und durch Zugabe von Wasser oder Nährlösung entsprechend ergänzt wird. Alle 2 Wochen begießen wir die Kulturgefäße mit den Nährlösungen. Dabei ist stets darauf zu achten, daß zuerst die in den Wannen unter den Kulturgefäßen enthaltenen Lösungen verwendet werden, damit keine Nährsalze verlorengehen.

Für die Wasserkulturen verwenden wir 1···3 l-Gefäße aus Glas, z. B. Einmachgläser, deren Innenflächen wir vor der Benutzung mit einer dünnen Schicht verflüssigtem Paraffin überziehen. Die Kulturgefäße werden dann mit einem übergreifenden Holz- oder Porzellandeckel, der in der Mitte ein Loch zum Einsetzen der Versuchspflanzen enthält, abgeschlossen. Nun geben wir die Nährlösungen in die Gefäße, markieren den Wasserstand an den Wandungen und kontrollieren ihn weiterhin ständig.

Für das Gelingen der Wasserkulturen ist auch hier ein öfteres Durchlüften der Lösungen erforderlich. Dazu pressen wir alle 3···4 Tage mittels eines bis zum Grunde des Gefäßes reichenden Glasrohres 1 Minute lang Luft durch die Lösung.

Von einigen Seiten wird geraten, die Konzentration der Nährlösungen für die Wasserkulturen niedriger zu halten als für die Sandkulturen (Verdünnung z. B. 1 : 10). Dann ist es aber erforderlich, alle 14 Tage die Nährlösungen zu erneuern, um auf diese Weise Nährstoffmangelerscheinungen auszuschalten.

Über die Zusammensetzungen der Nährlösungen werden von den verschiedenen Seiten und für bestimmte Zwecke die verschiedensten Angaben gemacht. Hier seien nur die häufig angewendeten Nährlösungen nach „VAN DER CRONE“ (Sitzgsber. niederrhein. Ges. Naturwiss.

u. Heilk., Bonn 1902, 167) und nach „KNOP“ („Der Kreislauf des Stoffes, Lehrbuch der Agrikulturchemie“, S. 605. Leipzig 1868) genannt. Über die Zusammensetzung von weiteren 40 Nährlösungen s. z. B. E. HILTNER: „Wasserkultur und Vegetationsversuch“, in HONCAMP: „Handbuch der Pflanzenernährung und Düngerlehre“, Bd. I. 1931.

VAN DER CRONE:		KNOP:	
KNO <sub>3</sub> . . . . .	1,00 g	Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	1,00 g
Ca <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	0,25 g	KNO <sub>3</sub> . . . . .	0,25 g
Fe <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	0,25 g	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	0,25 g
CaSO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O . . . . .	0,50 g	MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	0,25 g
MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	0,50 g	Fe <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	0,25 g
Wasser . . . . .	1000 cm <sup>3</sup>	Wasser . . . . .	1000 cm <sup>3</sup>

Diese Lösungen werden entweder mit zweimal über Glas dest. Wasser (für wissenschaftliche Untersuchungen unbedingt erforderlich) oder mit weichem Leitungs- bzw. Regenwasser (beides sterilisiert) angesetzt. Nie soll dagegen das in Kupferkesseln dest. Wasser verwendet werden. Wir benutzen für die Demonstrationsversuche gern Regenwasser, das von sauberen Dächern aufgefangen und dann filtriert wird.

Es ist durchaus unzumutbar, die einzelnen Salze in die Kulturfäße einzuwägen und dann in der entsprechenden Menge Wasser aufzulösen. Praktischer gehen wir so vor, daß wir uns zunächst Lösungen bestimmter Konzentration (sog. Stammlösungen) von den einzelnen Salzen herstellen:

Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	10,0proz.	KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	2,5proz.
Ca <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	2,5 „	K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> . . . . .	2,5 „
CaSO <sub>4</sub> · 2H <sub>2</sub> O . . . . .	5,0 „	KNO <sub>3</sub> . . . . .	10,0 „
FeCl <sub>3</sub> . . . . .	10,0 „	MgSO <sub>4</sub> · 7H <sub>2</sub> O . . . . .	5,0 „
Fe <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> . . . . .	2,5 „	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> . . . . .	2,5 „
KCl . . . . .	10,0 „	NaNO <sub>3</sub> . . . . .	10,0 „

Von diesen Lösungen geben wir folgende Anzahl von Kubikzentimetern zusammen, um einen Liter folgender Nährlösungen für die Normal- und Mangelkulturen zu erhalten:

VAN DER CRONE.

	normal	—N	—K	—P	—Ca	—Mg
KNO <sub>3</sub> (10,0proz.) .	100	100 KCl	100 NaNO <sub>3</sub>	100	100	100
Ca <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> (2,5proz.)	100	100	100	0	100 K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	100
Fe <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> (2,5proz.)	100	100	100	5 Tropfen FeCl <sub>3</sub>	100	100
CaSO <sub>4</sub> (5proz.) . .	100	100	100	150	0	200
MgSO <sub>4</sub> (5proz.) . .	100	100	100	100	150	0
H <sub>2</sub> O . . . . .	500	500	500	650	550	500

## КНОР.

	normal	—N	—K	—P	—Ca	—Mg
Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> (10 proz.) .	100	200 CaSO <sub>4</sub>	100	100	100 KNO <sub>3</sub>	100
MgSO <sub>4</sub> (5,0 proz.) .	50	50	50	50	50	50 CaSO <sub>4</sub>
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> (2,5 proz.) .	100	100	100 NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0	100	100
KNO <sub>3</sub> (10,0 proz.) .	25	25 KCl	25 NaNO <sub>3</sub>	50	25	25
Fe <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> (2,5 proz.)	100	100	100	5 Tropfen FeCl <sub>3</sub>	100	100
H <sub>2</sub> O . . . . .	625	525	625	800	625	625

Ist in den einzelnen Kästchen der Tabelle allein eine Zahl angegeben, so bedeutet diese die Anzahl der Kubikzentimeter der in der ersten Spalte links genannten Stammlösung. Ist unter der Zahl aber noch die Formel eines Salzes genannt, so geben wir von seiner Lösung die genannte Anzahl von Kubikzentimetern an Stelle der in der linken Spalte genannten Lösung in die Kulturgefäße, um die erforderlichen Mangellösungen zu erhalten.

Von diesen verschiedenen Nährlösungen setzen wir eine größere Menge in Vorratsflaschen an und bewahren diese in einem dunklen Raum auf.

In die Sandkulturgefäße geben wir nicht vorgequollene Samen bzw. Früchte, und zwar pro Gefäß:

- von allen Getreidearten, Buchweizen und Wicken: 50,
- von Erbsen, Bohnen und Lupinen: 25.

Nach dem Auflaufen wird die Zahl der Keimlinge auf 35 bzw. 18 reduziert.

Für die Wasserkulturen lassen wir z. B. *Zea Mays* in Regenwasser quellen und keimen. Dann setzen wir in jedes Gefäß durch das Loch des abschließenden Deckels einen der gleich weit entwickelten Keimlinge, achten aber darauf, daß die Wurzeln auch wirklich in die verschiedenen Nährlösungen eintauchen. Dann befestigen wir die Keimlinge mit Watte in den Löchern. Für die Wasserkulturen eignen sich auch Stecklinge von *Tradescantia* sehr gut.

Die Kulturgefäße bauen wir alle, wenn möglich, im Freien auf. —

Benötigen wir für unsere Versuche bestimmte Sorten von Nutzpflanzen, so finden wir die Bezugsquellen in dem „Ratgeber für Saatgutbeschaffung und Sortenwahl“, herausgegeben 1940 von dem Reichsverband der Pflanzenzüchter, Berlin-Charlottenburg 2, Mommstraße 71.

### 5. Hoaglandsche A—Z-Lösung.

Auf 18 l doppelt dest. Wasser:

LiCl . . . . .	0,5 g	MnCl <sub>2</sub> · 4H <sub>2</sub> O . . . . .	7,0 g
CuSO <sub>4</sub> · 5H <sub>2</sub> O . . . . .	1,0 g	NiSO <sub>4</sub> · 6H <sub>2</sub> O . . . . .	1,0 g
ZnSO <sub>4</sub> . . . . .	1,0 g	Co(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> · 6H <sub>2</sub> O . . . . .	1,0 g
H <sub>3</sub> BO <sub>3</sub> . . . . .	11,0 g	TiO <sub>2</sub> . . . . .	1,0 g
Al <sub>2</sub> (SO <sub>4</sub> ) <sub>3</sub> . . . . .	1,0 g	KJ . . . . .	0,5 g
SnCl <sub>2</sub> · 2H <sub>2</sub> O . . . . .	0,5 g	KBr . . . . .	0,5 g

Von dieser Lösung geben wir 1 cm<sup>3</sup> auf 1 l Nährlösung.

### 6. Sterilisieren der Nährlösungen.

Für Versuche mit Reinkulturen von Pilzen und Algen benötigen wir unbedingt sterile Nährlösungen. Dazu seien hier einige Hinweise gegeben:

Die gut ausgewaschenen und mit dest. Wasser nachgespülten Kulturgefäße, also Reagenzgläser und Erlenmeyerkolben, verschließen wir zunächst mit Wattestopfen. Dazu verwenden wir Spitalwatte. Wir breiten diese auf sauberem Papier aus, teilen eine Lage der Watte in 2···3 Schichten auf und schneiden davon 5···6 cm breite Streifen ab. Diese falten wir der Länge nach einmal zusammen und rollen sie dann, von einem Streifenende anfangend, fest auf. Hat eine solche Rolle die erforderliche Dicke für einen Stopfen, schneiden wir sie von dem Wattestreifen ab und stecken sie mit dem glatten Ende in das Kulturgefäß. Die Stopfen dürfen nicht zu locker in dem Hals des Erlenmeyers sitzen, aber auch nicht so fest, daß sie hineingewürgt werden müssen. Am besten läßt man sich diese Handgriffe von einer erfahrenen technischen Assistentin zeigen.

Darauf sterilisieren wir die Gefäße in einem elektrischen Heißluftsterilisator (Thermostat) eine halbe Stunde bei 150···180°.

Die erforderliche Menge der Nährlösung setzen wir in einem großen, sterilen Kolben an und sterilisieren sie darin an drei aufeinander folgenden Tagen 15···25 Minuten lang in einem Dampftopf. Ein einmaliges Erhitzen auf 100° genügt nicht, um alle Keime abzutöten. Da in einigen Fällen auch ein mehrmaliges Sterilisieren im strömenden Dampf nicht ausreicht, sind wir dann gezwungen, einen Autoklaven zu benutzen, also unter Überdruck zu sterilisieren.

Bei der Handhabung eines Autoklaven ist folgendes zu beachten:

1. Einfüllen von destilliertem Wasser bis zur Marke des Wasserstandsrohres.
2. Anheizen bei geöffnetem Ventil, bis Wasserdampf unter Druck aus dem Kessel herausströmt; erst dann Ventil schließen.
3. Einstellen des roten Zeigers am automatischen Manometerregulator (falls vorhanden) auf den gewünschten Überdruck.
4. Nach Beendigung der Sterilisation Heizflamme löschen. Ventil aber erst dann öffnen, wenn die Temperatur im Kessel auf 100° gesunken und das Manometer auf 0 Atm. Überdruck zurückgegangen ist.

Ist der Autoklav nicht mit einem automatischen Manometerregulator versehen, kontrollieren wir den Überdruck nach der Temperatur. Dafür gilt folgende Tabelle, allerdings nur für den Fall, daß der Kessel vollständig luftfrei ist:

100,0° C . . . .	0	Atm. Überdruck	139,2° C . . . .	2,5	Atm. Überdruck
111,7° C . . . .	0,5	„ „	144,0° C . . . .	3,0	„ „
120,6° C . . . .	1,0	„ „	148,3° C . . . .	3,5	„ „
127,8° C . . . .	1,5	„ „	152,2° C . . . .	4,0	„ „
133,9° C . . . .	2,0	„ „			

Die Sterilisationsdauer richtet sich nach dem Überdruck. Gewöhnlich genügt ein einmaliges Erhitzen:

auf 0,5 Atm. Überdruck für 35 Minuten
„ 1,0 „ „ „ 25 „
„ 1,5 „ „ „ 12 „

Wenn die Sterilisation unter Überdruck auch gründlicher und einfacher erscheint, so muß hier doch auf die Nachteile dieser Methode hingewiesen werden, die oft übersehen werden: Einige Nährmedien werden vollständig zersetzt oder doch zumindest sehr stark verändert. So darf Gelatine überhaupt nicht autoklaviert werden. Dem Agar schadet das Erhitzen auf über 100° im allgemeinen nicht soviel. Am wenigsten werden noch neutral reagierende Nährböden verändert (siehe darüber weiter unter: Agar als Nährboden). Dann scheiden stickstoffhaltige Verbindungen über 100° Ammoniak ab, Eiweiße koagulieren, höhere Kohlehydrate werden hydrolytisch gespalten, Zucker karamelisiert, und die Zuckerlösungen werden daher braun. Vergleiche dazu weiter die Ergebnisse aus Versuch 60. Die Veränderungen im Nährmedium beim Sterilisieren unter Überdruck darf man nie übersehen, und man muß sich vor Benutzen des Autoklaven darüber Rechenschaft ablegen, ob die Keime in der Lösung wirklich nur bei Überdruck abgetötet werden können; andernfalls sterilisieren wir lieber im strömenden Dampf.

## 7. Agar als Nährboden.

Der käufliche Agar enthält meist Beimengungen von Stoffen, die die Kultur von Pilzen usw. in einigen Fällen stören. Wir waschen daher den in kleine Stücke zerschnittenen Stangenagar zunächst in einem passenden, mit Gaze zugebundenen Gefäß in fließendem Wasser zumindest 24 Stunden und legen ihn danach für die gleiche Zeit in dest. Wasser. Der Agar kann nun entweder wieder getrocknet oder in der Nährlösung sogleich aufgelöst werden. Er löst sich erst bei 100° in etwa 30 Minuten, bei 120° (1 Atm. Überdruck) in 20 Minuten. Bei diesen hohen Temperaturen wird er jedoch durch schon geringe Mengen von Säuren und Alkalien zersetzt, auch verändern sich die Nährlösungen zum Teil sehr stark (s. oben). Daher gehen wir beim Herstellen von sauren und alkalischen Nährböden folgendermaßen vor:

Wir erhitzen den Agar zunächst als doppelt konzentrierte Lösung in reinem Wasser für 30 Minuten auf  $100^{\circ}$ , lassen ihn auf  $50\cdots 60^{\circ}$  abkühlen, geben nun die entsprechend stärker angesetzte, bereits zweimal sterilisierte Nährlösung hinzu und erhitzen dann nochmals für  $15\cdots 20$  Minuten auf  $100^{\circ}$  im Dampftopf. Natürliche, saure Nährlösungen, z. B. Pflaumensaft, neutralisieren wir zunächst und bringen sie nach der Sterilisation mit Zitronen- oder Weinsäure auf die ursprüngliche Azidität. Für die normalen Kulturtemperaturen wird der Agar  $1,5\cdots 2,0$ proz. angesetzt, für Temperaturen bis zu  $60^{\circ}$  dagegen 3proz.

Nach der Sterilisation wird der Agar unter sterilen Bedingungen (z. B. im strömenden Wasserdampf) in die Kulturgefäße gegossen. Für Reagenzgläser der normalen Größe mißt man meist  $10\text{ cm}^3$  ab, für Petrischalen und Erlenmeyer soviel, daß der Boden  $3\cdots 4$  mm hoch bedeckt ist. Nach dem Einfüllen werden die Reagenzgläser schräg auf eine Leiste gelegt, so daß die Agaroberfläche von 4 cm unterhalb der Mündung bis 1 cm über dem Boden des Reagenzglases reicht. Das Einfüllen des Agars in die Reagenzgläser und Erlenmeyer muß stets so erfolgen, daß kein Tropfen an der Mündung des Kulturgefäßes haften bleibt, da sonst der Wattestopfen hier an den Glaswandungen anklebt. Außerdem schafft man so am Eingang zu dem Kulturgefäß den Bakterien einen günstigen Nährboden, und sie können allzu leicht in das Innere des Gefäßes vordringen.

### 8. Impfen unter sterilen Bedingungen.

Nach der Sterilisation der Kulturgefäße und Nährmedien müssen auch die Reinkulturen unter sterilen Bedingungen auf das Nährsubstrat übergeimpft werden. Dazu benötigen wir zunächst einen sterilen Raum. In vielen Fällen verwendet man eine Impfkammer, durch die vor dem Impfen Wasserdampf geleitet wird, der sämtliche Keime an den Wänden niederschlägt. Man muß also beim Arbeiten in diesem Raum stets daran denken, daß Wände und Boden dieser Kammer nicht steril sind, sterile Gegenstände diese daher nicht berühren dürfen. Besser arbeitet man schon in einer Impfkammer, in die wir 6 Stunden vor der Impfung offene Schälchen mit Formaldehyd stellten. In dieser Aldehydatmosphäre dürfen die Kulturen aber höchstens 1 Minute bleiben, um nicht geschädigt zu werden.

Steht keine Impfkammer zur Verfügung, so wird man in vielen Fällen auch über einem größeren Kochtopf im aufsteigenden Wasserdampf mit genügender Sicherheit impfen können.

Zum Abimpfen verwenden wir eine Platinnadel, die vor jeder Impfung in einer Flamme ausgeglüht wird. Dabei ist darauf zu achten, daß das Platin nicht in den reduzierenden, inneren Flammenkegel des Bunsenbrenners hineinkommt, da das Metall hier stark geschädigt wird.

Hat der zum Überimpfen von den Kulturgefäßen abgenommene Wattestopfen irgendeinen auch nur eventuell unsterilen Gegenstand berührt, so flammen wir den Stopfen in einem Bunsenbrenner ab, so daß alle an ihm haftenden Sporen und Keime verbrennen.

Vor der Impfung waschen wir uns Hände und Unterarme gründlichst mit Seife, spülen dann mit Alkohol nach und reiben sie schließlich noch mit Glycerin ein.

### 9. Sterilisieren von Samen bei Erhaltung ihrer Keimkraft.

Für Versuche der Organkultur benötigen wir sterile, keimfähige Samen, die wir aus Tomaten und anderen Früchten ohne weiteres mit sterilen Instrumenten herausnehmen können. Werden aber z.B. sterile Erbsensamen benötigt, so müssen diese von den ihren Schalen anhaftenden Keimen befreit werden. Dazu hat sich vor allem ein Abwaschen und Abreiben der Samen mit einer 0,1proz. Sublimatlösung mit einem Zusatz von 0,1% Saponin (Sublimat-Saponin-Gemisch) sehr gut bewährt. Diese Lösung benetzt jede Fläche leicht und tötet die Keime sicher ab. Nach dem Waschen spülen wir die Samen mehrmals mit sterilem Wasser ab, lassen sie quellen und legen sie dann in einem sterilen Raum zur Keimung aus.

In neuester Zeit ist von G. SCHWEIZER die „Kaltsterilisations-Methode“ (1937) ausgearbeitet worden, die darauf beruht, daß die meisten Bakterien in einem mit einer alkalischen Pyrogallol-Lösung (s. S. 125) sauerstofffrei gehaltenen Raum bald absterben. Leider läßt, wie z. B. Versuch 143 zeigt, in dieser Atmosphäre auch sehr bald die Keimkraft eingequollener Samen stark nach.

### 10. Vermeidung von Verpilzungen durch Nelkenöl.

Für manche Keimungsversuche müssen wir einen relativ kleinen Raum längere Zeit hindurch keimfrei halten, ohne daß dadurch die Keimung der Samen beeinflußt wird. In diesen Fällen empfiehlt es sich, die betreffenden Keimschalen unter einen Glassturz neben eine flache, mit Nelkenöl gefüllte Schale zu stellen. Es tritt dann selbst auf infiziertem Nähragar keine Pilz- oder Bakterienentwicklung auf und soweit bisher die Erfahrung zeigt, wird die Keimung der Samen keineswegs beeinflußt.

Es sei darauf hingewiesen, daß das Nelkenöl auch in der Zahnmedizin als Antiseptikum und Desinfektionsmittel angewendet wird.

### 11. Abwägen kleinster Gewichtsmengen.

Für einige Versuche müssen wir z. B.  $1 \gamma = 0,000001 \text{ g}$  abwägen, was uns aber selbst mit den besten uns zur Verfügung stehenden Waagen nicht gelingt. Wir helfen uns nach folgendem, konkretem Beispiel:

In Versuch 109 sollen zu einer Nährlösung  $0,4 \gamma$  Vitamin  $B_1$  hinzugegeben werden. Dazu wägen wir zunächst  $10 \text{ mg} = 0,010 \text{ g}$  ab, was

auf einer analytischen Waage ohne weiteres möglich ist. Diese Substanzmenge lösen wir in einem Meßkolben in 100 cm<sup>3</sup> Wasser auf und nehmen von dieser Lösung 1 cm<sup>3</sup> ab, zu dem wir dann 99 cm<sup>3</sup> Wasser geben. 1 cm<sup>3</sup> dieser verdünnten Lösung, den wir mit einer Mikrobürette abmessen, enthält dann 1  $\gamma$  Vitamin B<sub>1</sub>, also 0,4 cm<sup>3</sup> enthalten 0,4  $\gamma$  Vitamin B<sub>1</sub>.

Liegen nun nicht Pulver oder Kristalle wie in diesem Beispiel vor, sondern Flüssigkeiten, dann ist es nur sehr schwer möglich, genau 10 mg abzuwägen. Wir können uns so helfen, daß wir zunächst auf der Waage ein sauberes Deckgläschen austarieren und dann auf dieses einen Tropfen der Flüssigkeit geben, dessen Gewicht wir genau bestimmen. Nun werfen wir dieses Deckglas in einen Kolben, in den wir soviel Wasser geben, daß wir eine 0,01proz. Lösung erhalten, von der wir dann ohne weiteres die gewünschten weiteren Verdünnungsstufen herstellen können.

## 12. Herstellung von Wuchsstofflösungen.

Für die meisten entwicklungsphysiologischen Versuche mit Streckungswuchsstoffen werden volumen-molare Lösungen der  $\beta$ -Indolylessigsäure (= Indol-3-essigsäure, E. Merck) verwendet. Diese Säure löst sich in Wasser relativ langsam und schwer. Um den Lösungsvorgang zu beschleunigen, erwärmen wir die Flüssigkeit etwas, jedoch höchstens auf 40°. Für die unphysiologisch hohen Konzentrationen, wie sie vor allem für die praktischen Anwendungen der Streckungswuchsstoffe in Frage kommen, verwenden wir besser und mit gleicher Wirkung die leicht löslichen Kalium- oder Natriumsalze. Stehen uns diese nicht zur Verfügung, so lösen wir die  $\beta$ -Indolylessigsäure in einer stark verdünnten Kalilauge auf und neutralisieren anschließend die überschüssige Lauge mit Essigsäure (Indikator: Phenolphthalein).

Die Wuchsstofflösungen sind im Gegensatz zu den Pasten nur sehr beschränkte Zeit haltbar (Pasten 2...3 Wochen, Lösungen 2 Tage!!) und dürfen auf keinen Fall dem Licht ausgesetzt werden.

Streckungswuchsstoffe	Mol.-Gewicht	Streckungswuchsstoffe	Mol.-Gewicht
Auxin a (C <sub>15</sub> H <sub>32</sub> O <sub>5</sub> ) . . . . .	316,00	$\beta$ -Indolylbuttersäure . . . . .	203,08
Auxin b (C <sub>15</sub> H <sub>30</sub> O <sub>4</sub> ) . . . . .	298,00	Phenylelessigsäure . . . . .	136,00
$\beta$ -Indolylessigsäure . . . . .	175,08	Phenylbuttersäure . . . . .	164,00
$\beta$ -indolylessigsäures Kalium . . . . .	213,48	$\alpha$ -Naphthylelessigsäure . . . . .	186,00
„ Natrium . . . . .	197,08		

## 13. Herstellung einer Wuchsstoffpaste.

In einer Abdampfschale werden auf dem Wasserbad 5 g Wollfett (Adeps lanae anhydr. D.A.B. VI) geschmolzen. Zu der Schmelze geben wir 5 cm<sup>3</sup> der Wuchsstofflösung. Mit einem Spatel verreiben wir die

beiden Phasen in der Schale, bis das Wollfett wieder erstarrt ist und eine gleichmäßig weiße Farbe angenommen hat. Es ist notwendig, daß das Verreiben der Paste sehr gründlich — mindestens 10 Minuten lang — vorgenommen wird. Gibt man zu der Paste einen Tropfen Ölsäure, so erreicht man die notwendig gleichmäßige Verteilung des Wuchsstoffes etwas leichter. Die Paste ist dann auch weicher, läßt sich besser verarbeiten und hat weiter den Vorteil, daß der Wuchsstoff in das Gewebe schneller eindringt.

Die Pasten werden an einem dunklen, kühlen Ort in kleinen Deckelschalen aufbewahrt.

Die Kontroll- oder Wasserpaste setzen wir in gleicher Weise mit Wasser an. Geben wir zu der Wuchsstoffpaste Ölsäure, so muß dies natürlich auch in der Kontrolle geschehen.

Fertige Wuchsstoffpasten können von der Firma „Bayer“, Pflanzenschutz-Abteilung, Leverkusen a. Rh., als „Belvitan-Paste“ bezogen werden.

#### 14. Herstellung von Kältemischungen.

Auf 100 Teile Schnee kommen:	Erreichte Temperatur °	Auf 100 Teile Schnee kommen:	Erreichte Temperatur °
30 Teile KCl . . .	—10,9	9 Teile KNO <sub>3</sub> + 67 Teile (NH <sub>4</sub> )CNS . .	—28,2
25 Teile NH <sub>4</sub> Cl . .	—15,4	32 Teile (NH <sub>4</sub> )NO <sub>3</sub> + 59 Teile (NH <sub>4</sub> )CNS	—30,6
45 Teile (NH <sub>4</sub> )NO <sub>3</sub>	—16,7	54,5 Teile NaNO <sub>3</sub> + 39,5 Teile (NH <sub>4</sub> )CNS	—37,4
50 Teile NaNO <sub>3</sub> . .	—17,7	143 Teile CaCl <sub>2</sub> krist. . . . .	—50,0
33 Teile NaCl . . .	—21,3		

ULLMANN, F.: Enzyklopädie der Technischen Chemie. Bd. 6, S. 389. 1930.

#### 15. Relative Dampfspannung über Schwefelsäure-Wassergemischen.

Schwefelsäure proz.	Rel. Dampfspannung %	Schwefelsäure proz.	Rel. Dampfspannung %	Schwefelsäure proz.	Rel. Dampfspannung %
0	100	6	97	16,32	90
2	99	8	96	22,63	85
4	98	10	95	26,75	80

#### 16. Herstellung von Rußparaffin als Markierungsflüssigkeit.

Für horizontal-mikroskopische Wachstumsmessungen benötigen wir eine nicht eintrocknende Markierungsflüssigkeit, die das pflanzliche Gewebe nicht schädigt und eine selbst bei rotem Licht deutliche Markierung erlaubt. Es werden verschiedene derartige Lösungen empfohlen:

Wir beruhen zunächst eine glatte Platte über einer Terpentin- oder Benzolflamme (s. Versuch 20) und verreiben den Ruß mit etwas Paraffi-

num liquidum zu einer dicken Flüssigkeit. Diese tragen wir dann mit einer an einen kleinen Stab gebundenen, entfetteten Augenwimper oder einer Schweineborste als kleine Punkte oder Striche auf das Objekt auf.

### **17. Alkalische Pyrogallol-Lösung zur Absorption von Sauerstoff.**

40 g Pyrogallol werden in 90 cm<sup>3</sup> destilliertem und frisch abgekochtem Wasser gelöst. Dazu geben wir 45 cm<sup>3</sup> einer konz. Kalilauge. Die Lösung färbt sich sehr bald braun und kann selbst in gut schließenden Flaschen nur kurze Zeit aufbewahrt werden. Daher geben wir die beiden Lösungen am besten erst direkt vor dem Gebrauch zusammen.

### **18. Kultur im hängenden Tropfen.**

Von einem dicken Glasrohr (innerer Durchmesser etwa 15 mm) schneiden wir Stücke von 1,0 cm Länge ab, schleifen die Schnittflächen möglichst glatt und kleben die Zylinder dann mit der einen Schnittfläche mit Glaskitt auf einen Objektträger. Nach der Sterilisation (z. B. im Sublimat-Saponin-Gemisch, s. S. 122) geben wir in die Glaskammer etwas Wasser oder eine Lösung mit einem bestimmten Dampfdruck und schmieren auf den freien Glasrand des Ringes etwas Vaseline. Dann legen wir das Deckglas, auf das ein Tropfen mit dem zu untersuchenden Objekt gegeben wurde, so auf, daß der Tropfen in die Kammer hineinhängt. Dabei ist aber darauf zu achten, daß der Tropfen der Kulturlösung nicht mit der Vaseline in Berührung kommt oder gar am Glaszylinder herabläuft. So ist der Raum luftdicht abgeschlossen und das Eindringen fremder Keime unmöglich. Trotzdem ist in dieser Kulturkammer soviel Luft enthalten, daß wir die Kultur über längere Zeit fortführen können. Zudem sind wir jederzeit dazu imstande, das in dem Tropfen enthaltene Objekt unter Bewahrung der sterilen Kulturbedingungen mikroskopisch zu beobachten.

### **19. Feuchte Kammer zum Beobachten des Wurzelwachstums.**

Aus 8 mm dickem Sperrholz fertigen wir uns einen Kasten (7 × 8 × 12 cm) an, der an zwei gegenüberliegenden Seiten offen bleibt. An diesen offenen Flächen wird der Rahmen so gefalzt, daß zwei passende Glasplatten, die hier in den Falz hineingeschoben werden, die Kammer völlig abschließen. In 2 gegenüberliegende Holzseitenflächen bohren wir je ein Loch, um einen Luftaustausch zur Kammer hin zu ermöglichen. Dann werden die Holzteile zum Schutz gegen Feuchtigkeit gefirnist oder mit Ölfarbe gestrichen. An dem Rahmen befestigen wir seitlich einen Metallstab, mit dem wir ersteren in beliebiger Lage an einem Stativ festklemmen können (Abb. 48).

Um die Wurzel in der Kammer in bestimmter Lage halten zu können, bauen wir uns folgende Vorrichtung: Die Deckelfläche des Holzrahmens wird durchbohrt und durch das Loch eine zu einer langen, spitzen Nadel ausgezogene Metallkugel (Durchmesser etwa 2 cm) gesteckt. Neben der Einführungsstelle der Nadel befestigen wir außen am Kasten einen Streifen aus starkem Federblech, der über die Kugel greift und diese gegen den Holzrahmen preßt. Wird nun z. B. ein *Vicia Faba*-Keimling auf die in die Kammer hineinragende Nadel gespießt, können wir durch Drehen der außerhalb des Kastens befindlichen Kugel die Keimwurzel leicht genau in vertikale Lage bringen.

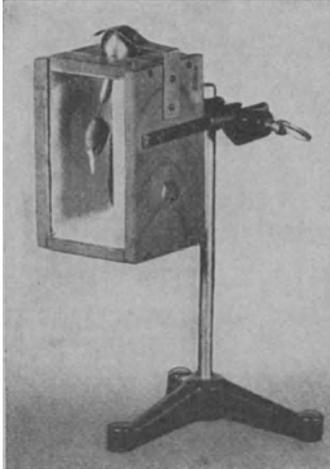


Abb. 48. Wurzelkasten nach H. U. AMLONG. (Orig.)

Dann legen wir in den Kasten an die Holzwände einen doppelten bis dreifachen, angefeuchteten Filterpapierstreifen und erhalten so einen feuchten Raum, der sich für Beobachtungen des Wurzelwachstums vorzüglich eignet

(Nach Angaben von H. U. AMLONG, Abb. 48).

Die eben beschriebene Kammer läßt die Untersuchung von nur einer Wurzel zur Zeit zu. Für viele Versuche ist aber die gleichzeitige

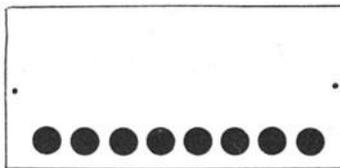


Abb. 49. Cellonplatte mit eingebohrten Löchern für eine feuchte Kammer. (Orig.)

Untersuchung von mehreren Wurzeln unter gleichen äußeren Bedingungen erforderlich. Dazu benutzen wir eine schmale Küvette mit möglichst ebenen Glaswänden. Steht keine planparallele Küvette zur Verfügung, kleben wir auf die Innen- und Außenfläche einer Breitseite mit Glycerin

oder Kanadabalsam eine passende, ausfixierte photographische Glasplatte. Dann hängen wir in die Küvette, die an den Schmalseiten mit 2···3 Lagen von angefeuchtetem Filtrierpapier belegt wurde, an 2 Messinghaken eine passend zugeschnittene Cellonplatte. In diese wurden vorher etwa 8···10 Löcher von 2···3 mm Durchmesser parallel der einen Längskante gebohrt, wie es Abb. 49 zeigt. Durch die einzelnen Löcher stecken wir nun die Wurzeln der Keimlinge und fixieren diese oberhalb der Platte mit angefeuchteter Watte so, daß die Wurzeln genau senkrecht in die Kammer hineinragen. Um das Beschlagen der Glasflächen zu vermeiden, werden sie mit einem sol-

chen Stift eingerieben, wie er zum gleichen Zweck für Brillengläser verwendet wird.

Eine feuchte und zugleich wasserdichte Kammer läßt sich leicht auch folgendermaßen herstellen: Zwischen zwei dicke Spiegelglasplatten ( $7 \times 10$  cm) legen wir ein U-förmig gebogenes Stück eines dicken Druckschlauches. Dann werden die Glasplatten an den Seiten mit je zwei etwa 1,5 cm breiten Metallstreifen durch Schrauben gleichmäßig gegen den Druckschlauch gepreßt.

## 20. Lichtthermostat.

Für zahlreiche entwicklungsphysiologische Versuche ist ein temperaturkonstanter Raum, in den Tages- oder auch künstliches Licht ungehemmt einfallen kann, erforderlich. Dazu habe ich vor einigen Jahren einen solchen Lichtthermostaten entworfen und dessen Konstruktion vor einiger Zeit bereits in „Der Biologe“ 11, 68 (1942) bekanntgegeben (Abb. 50). Auf die Einzelheiten braucht hier daher nicht näher eingegangen zu werden. Im wesentlichen gleicht der Thermostat einer mit einer Doppeltür versehenen Kiste, deren Seiten aber, mit Ausnahme des Grundbrettes, große, freie Flächen enthalten, in die Glasscheiben eingesetzt werden. Der Holzrahmen wird von einem Tischler aus zölligem Kiefernholz angefertigt. Als Böden für den Innenraum verwendete ich dreiteilige Roste aus 1 cm dicken Vierkantstäben, die mit je drei schmalen Brettern im Abstand von 1 cm zusammengehalten werden. Die Roste ruhen auf 2 Querstäben, die in Zahnleisten auf verschiedene Höhe eingestellt werden können. Die elektrische Heizeinrichtung, bestehend aus zwei parallel geschalteten Heizgittern, einem Relais und einem Kontaktthermometer, wurde von der Firma C. Gerhardt, Bonn a. Rh., bezogen. Die Heizgitter werden in 2 Eisenrahmen eingelegt und auf einer Asbestplatte auf das Grundbrett des Thermostaten gestellt. Das Kontaktthermometer führen wir durch das obere Durchlüftungsloch in den Thermostaten ein, so daß die abströmende Luft an der Quecksilberkugel vorbeistreichen muß. Über dem Heizgitter bringen wir 2 Asbestplatten so an, daß ein Zug wie in einem Kachelofen gebildet wird.



Abb. 50. Lichtthermostat. (Orig.)

Um Übertemperaturen bis zu  $20^{\circ}$  in einem Raum von  $70 \times 70 \times 50$  cm zu erreichen, bestellen wir uns bei der Firma zwei parallelgeschaltete Gitter mit je 500 Watt Heizleistung.

Der Apparat arbeitet bei mir bereits seit mehreren Jahren sehr sicher und zufriedenstellend. Die Temperaturschwankungen sind durchaus nicht größer als in einem gekauften Apparat. Dafür bietet er aber gegenüber einem solchen so manchen Vorteil.

## 21. Laboratoriumstische.

Für Laboratoriumsarbeiten ist sehr oft ein Tisch mit einer Schaulen- oder Spiegelglasplatte erwünscht. Die Glasplatte wird mit einem ölhaltigen Lack auf der Unterseite zu  $\frac{2}{3}$  der Fläche weiß, zu  $\frac{1}{3}$  schwarz gestrichen und auf die ebene Platte eines normalen Holztisches gelegt und hier mit Klemmen seitlich festgehalten. —

Die vom Tischler ungebeizt gelieferten Labortische behandeln wir, um sie gegen Chemikalien widerstandsfähiger zu machen, nach WORTMANN folgendermaßen: Die Holzteile werden zunächst mit einer Lösung I gestrichen, die sich aus 100 g  $\text{CuSO}_4$ , 50 g  $\text{KClO}_3$  und 615 cm<sup>3</sup> Wasser zusammensetzt. Ist diese Lösung in das Holz eingedrungen und an der Oberfläche getrocknet, dann erfolgt ein Anstrich mit einer Lösung II aus 100 g salzsaurem Anilin, 40 g  $\text{NH}_4\text{Cl}$  und 615 cm<sup>3</sup> Wasser. Ist auch diese eingezogen, streichen wir wieder mit der Lösung I usw., bis alle Flächen dreimal mit beiden Lösungen behandelt sind. Auf den zunächst grünen Flächen scheiden sich viele Kristalle ab, die mit Wasser gut abgewaschen werden müssen. Nach dem Trocknen reiben wir alle Flächen der nun schwarzen Tische einmal mit gekochtem Leinöl ein und waschen sie dann nochmals mit Wasser und Seife ab.

## Verzeichnis der Versuchspflanzen.

- Abies alba* 16, 78.  
*Aconitum Napellus* 81.  
*Aesculus Hippocastanum* 6.  
 Akelei 81.  
*Allium Cepa* 6, 79.  
*Althaea rosea* 81.  
*Amaranthus caudatus* 13, 14.  
*Androsace alpina* 12.  
 — *villosa* 12.  
*Anguloa* 83.  
*Anthericum ramosum* 81.  
*Antirrhinum* 5.  
 Apfel 15, 68, 101, 103.  
*Aquilegia olympica* 81.  
 Araukarie 79.  
*Ardisia crispa* 15, 82.  
*Aristolochia Clematidis* 20.  
*Aspergillus niger* 23, 47, 52, 99.  
*Atriplex* 6.  
*Avena sativa* 5, 6, 12, 25, 26, 27, 29, 30, 32, 33, 34, 42, 91, 105.  
***Bacillus foliicola*** 83.  
*Bacterium radicum* 82.  
*Begonia Rex* 67, 78.  
*Bellis perennis* 107.  
*Beta vulgaris* 4, 5, 17.  
*Betula* 6.  
*Biota* 6.  
 Birke 6.  
 Birne 15, 68.  
 Blasenkirnsche 13.  
 Bocksbart 18.  
 Bohne 6, 18, 22, 55, 56, 57, 76, 77, 82, 118.  
 —, Pferde- s. *Vicia Faba*.  
 Brandmoos 57.  
*Brassica oleracea* 6, 54.  
*Bryophyllum* 67, 103.  
 Buche, Hain- 6.  
 —, Rot- 6, 95, 96, 110.  
 Buchsbaum 48, 106, 107.  
 Buchweizen 5, 118.  
 Büschelschön 13, 14.  
*Buxus sempervirens* 48, 106, 107.  
*Camassia Cusickii* 80.  
*Campanula patula* 18.  
 — *rotundifolia* 94.  
*Cannabis sativa* 5.  
*Capsella Bursa-pastoris* 17, 18.  
*Cardamine pratensis* 67, 80.  
*Carpinus Betulus* 6.  
*Catalpa* 106.  
*Cephalanthera Damasonium* 83.  
*Cephalaria* 30.  
*Chara fragilis* 64.  
*Chloris ciliata* 13, 14, 15.  
*Chrysanthemum corymbosum* 18.  
*Citrus* 57.  
*Cladophora* 71.  
*Coleus* 43, 44, 77, 107.  
*Collinsia* 4.  
*Convallaria majalis* 108, 109.  
*Coprinus lagopus* 92, 93, 99.  
*Corylus Avellana* 95, 96.  
*Crataegomespilus Asniere-sii* 71.  
*Crataegus monogyna* 71.  
*Cucumis Melo* 6, 12, 57.  
 — *sativus* 5, 6, 12.  
*Cucurbita Pepo* 5, 12, 13, 14, 20, 66, 71.  
*Cupressus* 6.  
*Cydonia oblonga* 15.  
*Cytisus purpureus* 70.  
***Delphinium*** 81.  
*Digitalis purpurea* 13, 81.  
*Draba verna* 80.  
 Efeu 48, 100, 106, 107.  
 Ehrenpreis 13, 80.  
 Eibe 6, 75, 101.  
 Eibisch 81.  
 Eiche 6, 94.  
 Eisenhut 81.  
*Elodea densa* 65.  
 Enzian 12.  
*Epilobium hirsutum* 13.  
 — *parviflorum* 17, 18.  
*Episcia bicolor* 107.  
 — *cupreata* 107.  
*Equisetum* 75.  
*Eranthemum tricolor* 107.  
 — *Cooperi* 107.  
 Erbse 6, 11, 57, 62, 107, 118.  
*Eremurus robustus* 81.  
*Erophila verna* 80.  
 Esche 6.  
***Fagopyrum sagittatum*** 5, 118.  
*Fagus silvatica* 6, 95, 96, 110.  
*Festuca ovina* 95.  
 Fichte 6, 78.  
 Fingerhut 13, 81.  
 Flachs 5.  
 Flieder 109.  
*Forsythia suspensa* 109.  
*Fraxinus excelsior* 6.  
*Fritillaria imperialis* 80.  
 Fuchsie 60.  
 Fuchsschwanz 13, 14.  
*Funaria hygrometrica* 57.  
***Gallonia candidans*** 62, 80.  
 Gamander 13.  
 Gänseblümchen 107.  
*Gentiana asclepiadea* 12.  
 — *Cruciata* 12.  
 — *germanica* 12.  
*Geranium palustre* 81.  
 Gerste 5, 12, 43, 53, 82, 97.

- Glockenblume 18, 94.  
*Gloxinia* 107.  
*Gnaphalium silvaticum* 13.  
 Goldregen 70.  
*Goodyera repens* 83.  
 Gurke 5, 6, 12.  
  
**Hafer** 5, 6, 12, 25, 26, 27, 29, 30, 32, 33, 34, 42, 91, 105.  
 —, Svalöfer Sieges- 29.  
 Hahnenfuß 13, 15.  
 Hainbuche 6.  
 Hanf 5.  
 Hasel 95, 96.  
 Hasenlattich 13.  
 Hauswurz 92, 106.  
*Hedera Helix* 48, 100, 106, 107.  
*Helianthus annuus* 5, 19, 21, 23, 25, 28, 33, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 79.  
*Hippuris vulgaris* 96.  
 Hirse 22.  
 Hirtentäschel 17, 18.  
*Hordeum vulgare* 5, 12, 43, 53, 82, 97.  
 Hungerblümchen 80.  
  
**Iberis** 4.  
*Ilex Aquifolium* 43.  
*Impatiens Balsamina* 10.  
  
**Judenkirsche** 13.  
*Juniperus communis* 6.  
  
**Kapuzinerkresse** 5, 10, 91, 93, 96.  
 Kartoffel 9, 55, 57, 78, 108.  
 Kastanie, Roß- 6.  
 Kiefer 6, 12, 78.  
 Kirsche 15, 108.  
 Klee 4, 5.  
 Knöterich 21.  
 Kohl 6.  
 Kohlrabi 54.  
 Königskerze 17.  
 Kresse 5, 12, 15, 59.  
 —, Kapuziner- 5, 10, 91, 93, 96.  
 Kuhkraut 17.  
 Kürbis 5, 12, 13, 14, 20, 66, 71.  
  
*Laburnum Adami* 70.  
 — *anagyroides* 70.  
 Lärche 6.  
*Larix* 6.  
  
*Lathyrus* 80.  
 — *vernus* 38.  
 Lauch 6.  
 Leinkraut 80.  
*Lens* 5, 6.  
*Lepidium sativum* 5, 12, 15, 59, 96.  
 Lilie 80.  
 —, Zaun- 81.  
*Linaria Cymbalaria* 80.  
 Linde 6, 101.  
 Linse 5, 6.  
*Linum usitatissimum* 5.  
*Lobelia erinus* 80.  
 Löwenmäulchen 5.  
 Löwenzahn 21, 66, 72, 97.  
*Lunularia cruciata* 15, 66.  
*Lupinus albus* 5, 10, 101, 103, 118.  
*Lythrum Salicaria* 13.  
  
**Maiglöckchen** 108, 109.  
**Mais** 4, 5, 6, 8, 20, 31, 32, 34, 48, 49, 50, 62, 91, 118.  
 Majoran 6.  
*Malus* 15, 68, 101, 103.  
 Mannsschild 12.  
*Marchantia polymorpha* 15, 66, 74.  
*Medicago* 5.  
*Melandrium diurnum* 18.  
 — *rubrum* 18.  
 Melde 6.  
*Melilotus* 5.  
 Melone 6, 12, 57.  
*Mespilus germanica* 71.  
 Mimose 6, 103.  
*Mirabilis* 5.  
 Mispel 71.  
 Mohn 5, 6, 18.  
*Mucor mucedo* 86.  
 — *racemosus* 98.  
 — *Ramannianus* 86, 89, 90.  
*Myosotis* 4.  
*Myriophyllum alterniflorum* 96.  
 — *verticillatum* 96.  
  
 Nachtkerze 5, 13.  
 Nachtnelke 18.  
 Nachtschatten 69.  
*Nereum oleander* 42.  
*Nicotiana Tabacum* 5, 13, 60.  
*Nigella damascena* 13.  
 — *sativa* 13, 14.  
  
*Oenothera biennis* 5, 13.  
 Oleander 42.  
 Orange 57.  
 Osterluzei 20.  
  
*Panicum miliaceum* 22.  
*Papaver Rhoeas* 5, 6, 18.  
*Parthenocissus quinquefolia* 99.  
*Pelargonium* 60, 69.  
 — *zonale* 69.  
*Pellia epiphylla* 39.  
*Penicillium glaucum* 23, 24, 47, 89.  
 Pferdebohne 5, 20, 25, 31, 36, 42, 66, 72, 76, 79, 85, 91, 94, 101, 103.  
*Phacelia tanacetifolia* 13, 14.  
*Phalaenopsis* 85.  
*Phaseolus* 6, 18, 22, 55, 56, 57, 76, 77, 82, 118.  
*Phycomyces Blakesleeana* 22, 50, 51, 87, 88, 89.  
 — *nitens* 50.  
*Physalis* 13.  
*Phytophthora cinnamomi* 89.  
*Picea* 6, 78.  
*Pinus silvestris* 6, 12, 78.  
*Pisum sativum* 6, 11, 57, 62, 107, 118.  
 Platterbse 38, 80.  
*Poa pratensis* 18.  
*Polygonum* 21.  
 Portulak 6.  
*Prenanthes purpurea* 13.  
*Primula villosa* 12.  
*Prunus* 15, 108.  
*Pyrus communis* 15, 68.  
  
**Quercus** 6, 94.  
 Quitte 15.  
  
**Ranunculus sceleratus** 13, 15.  
*Reseda odorata* 80.  
 Rhabarber 21.  
*Rhizoctonia* 86.  
*Rhizopus* 57, 52.  
*Rhodotorula rubra* 88, 90.  
 Rispengras, Wiesen- 18.  
 Rittersporn 81.  
 Robinie 6.  
 Roggen 5, 6, 12.  
 Rose 68.  
 Rotbuche 6, 95, 96, 110.  
 Ruhrkraut 13.  
 Runkelrübe 4, 5.

- Salbei 18.  
*Salix* 6, 64, 72.  
*Salvia* 18.  
*Sanchezia nobilis* 107.  
*Saponaria Vaccaria* 17.  
*Saprolegnia* 65.  
 Saubohne 5, 20, 25, 31,  
 36, 42, 66, 72, 76, 79,  
 85, 91, 94, 101, 103.  
*Saxifraga caespitosa* 18.  
 — *rosea* 18.  
 Schachblume 80.  
 Schachtelhalm 75.  
 Schafschwingel 95.  
 Schiefblatt 67, 78.  
 Schneckenklee 5.  
 Schneebeere 61.  
 Schwarzkümmel 13, 14.  
*Secale cereale* 5, 6, 12.  
*Sempervivum* 92, 106.  
 Senf 5, 6, 15.  
*Sinapis* 5, 6, 15.  
*Solanum Lycopersicum* 15,  
 16, 57, 60, 63, 69, 76.  
 — *nigrum* 69.  
 — *tuberosum* 9, 55, 57, 78,  
 108.  
 Sonnenblume 5, 19, 21,  
 23, 25, 28, 33, 36, 37,  
 38, 39, 40, 41, 79.  
 Spinat 6.  
*Spirogyra* 57.  
 Springkraut 10.  
*Stachys silvatica* 13.  
 Stechpalme 43.
- Steinbrech 18.  
 Steinklee 5.  
 Storchschnabel 81.  
*Symphoricarpos albus* 61.  
*Syringa* 109.
- Tabak 5, 13, 60.  
 Tanne, Weiß- 6, 78.  
 Tannenwedel 96.  
*Taraxacum officinale* 21,  
 66, 72, 97.  
 Tausendblatt 96.  
*Taxus baccata* 6, 75, 101.  
*Teucrium Chamaedrys* 13.  
 Thymian 6.  
*Tilia* 6, 101.  
 Tintling 92, 93, 99.  
 Tomate 15, 16, 57, 60, 63,  
 69, 76.  
*Tradescantia* 43, 58, 118.  
*Tragopogon pratensis* 18.  
*Trifolium* 4, 5.  
*Triticum aestivum* 5, 6, 7,  
 8, 9, 12, 43, 50, 53, 107.  
*Tropaeolum majus* 5, 10,  
 91, 93.
- Ulme 6.
- Vaccaria pyramidata* 17.  
*Vanda* 85.  
*Vaucheria geminata* 64.  
*Verbascum thapsiforme* 17.  
 Vergißmeinnicht 4.
- Veronica arvensis* 80.  
 — *persica* 13.  
 — *Tournefortii* 13.  
*Vicia Faba* 5, 20, 25, 31,  
 36, 42, 66, 72, 76, 79,  
 85, 91, 94, 101, 103.  
 — *sativa* 5, 118.  
 — *villosa* 5, 118.
- Wacholder 6.  
 Wasserpest 65.  
 Weide 6, 64, 72.  
 Weidenröschen 13, 17, 18.  
 Weiderich 13.  
 Wein, wilder 99.  
 Weißbuche 6.  
 Weißdorn 71.  
 Weißtanne 6, 78.  
 Weizen 5, 6, 7, 8, 9, 12,  
 43, 50, 53, 107.  
 Wicke, Futter- 5, 118.  
 — zottige 5, 118.  
 Wiesenschaumkraut 67,  
 80.  
 Wucherblume 18.  
 Wunderblume 5.
- Zaublilie 81.  
*Zea Mays* 4, 5, 6, 8, 20,  
 31, 32, 34, 48, 49, 50,  
 62, 91, 118.  
 Ziest 13.  
 Zuckerrübe 4, 5, 17.  
 Zwiebel 6, 79.  
 Zypresse 6.

## Sachverzeichnis.

- Abkochung, Erd- 114.  
—, Hefe- 115.  
Abwägen 113, 122.  
Acetaldehyd 18.  
Achselknospen 76f.  
Adventivbildung 42f., 60, 66ff., 71ff.,  
76f., 80.  
Agar-Abfangmethode 29.  
—, Dextrose- 31.  
— als Nährboden 120.  
—, Stärke- 8.  
Aktivierung, Auxin 34.  
—, Bios-Wuchsstoffe 50.  
—, Fermente 7ff.  
Aleuron 8, 27, 32, 49.  
Algen, Bezugsquellen für 114.  
— -Kultur 114.  
—, Nährlösung für 57, 114.  
Alkaloide 58f.  
Amylase,  $\alpha$ - und  $\beta$ - 8.  
Aneurin s. Vitamin B<sub>1</sub>.  
Anzucht von *Avena-Koleoptilen* 29.  
— — Wurzeln 20.  
Apfelgas 101.  
Arbeitsregeln 111.  
Äther-Methode zum Frühtreiben 109.  
Äthylen 101f.  
Atmungsintensität 107.  
Autoklavieren 119.  
—, Veränderung der Nährlösung beim  
52, 120f.  
Autotrophie, Auxo- 86f.  
Auxanograph 11, 23.  
Auxin 24ff.  
—, aktives 34.  
—, inaktives 31, 34.  
Auxo-Autotrophie 86f.  
— -Heterotrophie 86f.  
*Avena*, Dekapitation 25.  
— -Koleoptilenanzucht 29.  
— -Test 29f.  
— s. auch *Avena*.  
Avitaminose 81, 85f.  
—, Orchideen 85.  
—, Pilze 86.  
A—Z-Lösung, HOAGLANDSche 119.  
Barbara-Tag 108.  
Barymorphosen 101.  
BELJERINCKSche Nährlösung 114.  
Belvitan-Paste 124.  
BENECKESche Nährlösung 57, 114.  
BEYERINCKSche Nährlösung 61.  
Bezugsquellen, Algen 114.  
—, Hefe 115.  
—, Höhere Pflanzen 118.  
—, Knöllchenbakterien 82.  
—, Pilze 115.  
Bios-Wuchsstoffe 44ff.  
— —, Aktivierung 50.  
— —, Extraktion 45f.  
— —, Nachweis 45ff.  
— —, Test 45f.  
Blattabfall 103.  
Blattbewegung, epinastische 44, 103.  
Blattgestalt 94ff., 100.  
Blattstiel, Abtrennung 77.  
—, Einschaltung 78.  
Blausäure 16.  
Blütenstand 79f.  
BOASSche Nährlösung 45, 115.  
Bohnen-Test 55.  
Brenztraubensäure 53.  
Brutkörper der Lebermoose 15, 74.  
BURGERFSche Nährlösung 84.  
CASPARYSche Streifen 94.  
Cephalaria-Test 30.  
Chemomorphosen 97f.  
Chimären 64, 69f.  
Chlorkalklösung 85.  
Colchicin 58f.  
CRONE, VAN DER, Nährlösung 117.  
Cyanwasserstoff 16.  
Dampfspannung, relative 23f., 124.  
Dehnbarkeit der Membran 40f.  
Dekapitation 24f.  
—, *Avena-Koleoptile* 25, 29.  
—, *Helianthus-Hypokotyl* 25.  
Dextrose-Agar 31.  
Diastase 8.  
Dickenwachstum, primäres 28, 42, 101f.

- Dunkelharte Samen 15.  
 Dunkelkeimer 13f.  
 Durchschnittswert 111.  
 Endosperm 15, 26f., 34, 49.  
 — -Wuchsstoffe 26f., 34, 49.  
 Epinastie 44, 103.  
 Epitrophie der Zweige 101.  
 Erbsen-Test 30.  
 Erd-Abkochung 114.  
 Etiolelement 48, 57, 91ff.  
 —, Aufhebung 99.  
 Farnprothallium 73.  
 Fehler, mittlerer 111.  
 Ferment, eiweißspaltend 50.  
 —, kohlehydratspaltend 8f.  
 —-Aktivierung bei der Keimung 7ff.  
 Feuchte Kammer 125f.  
 Feuchtigkeit, relative 23f., 105, 124.  
 Flächenwachstum 20.  
 Frostkeimer 12.  
 Frostresistenz 105f.  
 Fruchtfleisch 15.  
 Frühreiben 108f.  
 Gefäßbündel, Ausbildung der 77f.  
 Gewebespannung 21f.  
 Glassand, Hohenbockaer 115.  
 Glykolsäure 53.  
 Glyoxylsäure 53.  
**HABERLANDT**, Kohlrabiversuch 54.  
 Haftballen 99.  
 Haptogenmembran 64.  
 Harn 53.  
 Hauptversuch 111.  
 Hefe-Abkochung 115.  
 —, Bezugsquelle 115.  
 — -Nährlösung, synthetische 45, 115.  
 — -Test 45f.  
 Hemizellulose 10, 41.  
 Heterotrophie, Auxo- 86f.  
**HILTNER**sche Ziegelgrusmethode 5.  
**HOAGLANDS**che A—Z-Lösung 119.  
 Hohenbockaer Glassand 115.  
 Hygomorphosen 95f.  
 Hypotrophie der Zweige 101.  
 Impfen 121.  
 Impfkammer 121.  
 Indolylessigsäure,  $\beta$ - 24ff., 123,  
 s. auch Streckungswuchsstoffe.  
 Infloreszenz 79f.  
 Interkalares Wachstum 21.  
 Interzellularvolumen 95.  
 Kaliumbichromat als Lichtfilter 93.  
 Kallus 28, 42, s. auch Adventivbildung.  
 Kältebehandlung zum Frühreiben 12,  
 108.  
 Kältemischung 124.  
 Kälteresistenz 105f.  
 Kaltsterilisationsmethode nach **SCHWEI-**  
**ZER** 122.  
 Kambium 48.  
 Kardinalpunkte der Keimung 12.  
 — des Streckungswachstums 23  
 Kataphorese der Streckungswuchsstoffe  
 32.  
 Keimbett 4, 15, 17.  
 Keimenergie 4, 5.  
 Keimfähigkeit 3ff.  
 —, Alter und 6.  
 —, Definition 4.  
 —, Lagerung 6, 105, 107.  
 —, Nachreifegrad 4, 6, 13.  
 —, Sauerstoffabschluß 11, 107.  
 —, Schnellprüfung 5.  
 —, Trockentemperatur 7, 105.  
 —, Vitalität 5.  
 Keimprüfungsbestimmungen, amtliche  
 3f.  
 Keimschnelligkeit 4f., 26.  
 Keimtemperatur 4, 12.  
 —, Wechseltemperatur 4, 15.  
 Keimverzögerung 15f.  
 Keimung 3ff.  
 —, Definition 4.  
 —, Kardinalpunkte der 12.  
 — und Licht 13.  
 — der Orchideen 83f.  
 Keimungsbedingungen 10ff.  
 Keimungsbeschleunigung 17f., 26.  
 Keimungshemmung 15f., 28.  
 Keimungsstimulation 17f.  
 Kernteilung, Beeinflussung der 54f.,  
 57f.  
 Kleberschicht 8, 27, 32, 49.  
 Knöllchen-Bakterien 82.  
**KNORS**che Nährlösung 117.  
 Knospen, ruhend und treibend 48, 94.  
 Koleoptile, s. *Avena sativa*, Anzucht  
 und Dekapitation.  
 Kontraktion, spontane Plasma- 65.  
 Kontrollversuch 111.  
 Konzentration, Nährlösung 23, 98, 116.  
 —, Wirkstoffe 24, 25, 30, 35, 46.  
 Kopulation 67.  
 Korrelation 75ff., 95.  
 Korrosion der Stärke 9.  
 Kotyledonar-Achselknospen 76f.  
 Kultur, Agar- 120.  
 —, Algen- 114.  
 — -Gefäße 115f.  
 — im hängenden Tropfen 125.  
 —, Höhere Pflanzen 115ff.  
 —, Orchideen- 83ff.

- Kultur, Organ- 61f.  
 —, Pilz- 114f.  
 —, Sand- 116.  
 —, Wasser- 115.  
 Kümmerformen 97.  
 Kupferoxydammoniak als Lichtfilter 93.  
 Kurztagspflanzen 97.
- Laboratoriumsluft 101f.  
 Laboratoriumstisch 128.  
 Lagerung der Samen 6f., 105, 107.  
 Längenwachstum s. Streckungswachstum.  
 Langtagspflanzen 97.  
 Lebenseinheit, Aufhebung der 64.  
 Leuchtgas 101f.  
 Lichtabsorption 14.  
 Licht-Blätter 94.  
 Licht- und Dunkelkeimung 13f.  
 Lichtfilter, rot, blau 93.  
 Lichtgeförderte Samen 13f.  
 Lichtgehemmte Samen 13f.  
 Lichtharte Samen 14.  
 Lichtkeimer 13, 94.  
 Licht-Thermostat 127.  
 Luftfeuchtigkeit 23f., 96, 105, 124.
- Mangelnährlösung 117f.  
 MARCHAL, Regenerationsversuch 57.  
 Markierungsflüssigkeit 124.  
 Mehlkörper 15, 26f., 34, 49.  
 Membran-Dehnbarkeit 35, 39f.  
 — -Dicke 10, 39.  
 — -Eigenschaften 35, 39f.  
 —, Haptogen- 64.  
 — -Substanzen 10, 41, 65.  
 —, Vernarbungs- 64.  
 Mesokotyl 29, 49.  
 MITSCHERLICH-Gefäß 115.  
 Mittelwert 111.  
 Mittlerer Fehler 111.  
 Mobilisierung der Reservestoffe 9f.  
 Moosporogon, Regeneration am 57.  
 Morphosen 91ff.  
 Mucor-Hefe 98.  
 Mykorrhiza 85.
- Nachreifegrad 4, 6, 13, 108.  
 Nährlösung für Algen nach BEIJERINCK 114.  
 — — — nach BENECKE 57, 114.  
 — — — nach PRINGSHEIM 114.  
 — für höhere Pflanzen nach V. D. CRONE 117.  
 — — — — nach HOAGLAND 119.  
 — — — — nach KNOP 117.  
 — — — —, Mangel- 117f.  
 — für Orchideen nach BURGEFF 84.  
 — für Organkultur nach BEYERINCK 61.
- Nährlösung für Organkultur nach WHITE 63.  
 — für Pilze nach PRINGSHEIM 115.  
 — — — nach SCHOPFER 87, 115.  
 — für Hefe nach BOAS 45, 115.  
 — — — nach SCHOPFER 87, 115.  
 — für *Mucor racemosus* 98.  
 — für *Phytophthora* 89.  
 — für *Rhizoctonia* 86.  
 —, Konzentration 23, 98, 116.  
 —, Sterilisieren 119.  
 Nährstoffmangel 82f., 97, 117f.  
 Nährstoffüberschuß 97.  
 Naphthylessigsäure,  $\alpha$ - 43, 123.  
 Nebenblätter, Größe der 79.  
 Nelkenöl 122.
- Okulation 68.  
 Orchideen 83f.  
 —, Avitaminose 85.  
 — und Mykorrhiza-Pilz 85.  
 —, Nährlösung 84.  
 —, pilzfreie Kultur 84.  
 Organkultur 61f.  
 —, Passagen- 63.  
 —, Schließzellen 61.  
 Osmotischer Wert 37, 106.
- Parasitismus 81.  
 Parthenocarpie 81.  
 Passagen-Organokultur 63.  
 — —, Nährlösung für 63.  
 Pepsin 50.  
 Periklinal-Chimäre 69f.  
 Periodizität des Streckungswachstums 23.  
 PETTENKOFER-Versuch 107.  
 Pfropf-Chimären 64, 69f.  
 Pflöpfen 63, 67f.  
 Photomorphosen 91f.  
 Phycomyces-Test 51.  
 Physiologische Spitze 34.  
 Pilze, Bezugsquellen für 115.  
 —, Kultur 114.  
 —, Nährlösung für 45, 50, 52, 86, 87, 89, 98, 115.  
 Plasmakontraktion, spontane 65.  
 Plasmaviskosität 38f., 106.  
 Plasma-Wuchsstoffe 45f.  
 Plasmolyse-Form 38, 106.  
 — -Membran 64.  
 Polarität 71ff.  
 —, Induktion der 73f.  
 Polyploidie 54, 57f.  
 Postfloration 80.  
 PRINGSHEIMSche Nährlösung 114f.  
 Prothallium 73, 75.  
 Protokollanlage 113.  
 Pseudo-Wuchsstoffe 52.

- Pufferlösung 39.  
 Pyrimidin 87f.  
 Pyrogallollösung, alkalische 125.
- Quellung der Samen 11, 105.**  
 Quellungsverlauf 11.
- Rauchmethode zum Frühtreiben 109.**  
 Regeneration 25, 34, 57, 63, 66f., 71f.  
 Relative Dampfspannung 23f., 124.  
 Reparatur 63f.  
 Reserve-Hemizellulose 10.  
 — -Stärke 9.  
 Resistenz 104f.  
 Restitution 25, 34, 57, 63ff., 71f.  
 Riesenformen 97.  
 Riesenzellen 98, s. auch Polyploidie.  
 Rhodan zur Keimungsbeschleunigung 18.  
 Rollblatt 95.  
 Ruheperiode, aktive 104, 108f.  
 —, passive 109.  
 —, Verkürzung der 108f.  
 —, Verlängerung der 109.  
 Rußparaffin 124.
- Sandkultur 115.**  
 Satellitismus 82, 89.  
 Sauerstoffbedürfnis 11, 107.  
 Säurekrümmung 39.  
 Säuren, Keimungsbeschleunigung durch 17.  
 —, Erzeugung von Mucor-Hefe durch 98.  
 Schattenblatt 94f., 101.  
 Schildchen 7, 34, 49.  
 Schnellprüfung auf Keimfähigkeit 5.  
 SCHOFFERSche Nährlösung 87, 115.  
 Schwangerschaft 53.  
 Scutellum 7, 34, 49.  
 Seitenwurzel 96.  
 Selenprobe 6.  
 SENEBIERSche Glasglocken 93.  
 Septierung des Mycels 98.  
 Sonnenblatt 95f., 100.  
 Stärke 8f.  
 — -Agar 8.  
 —, Korrosion der 9.  
 Sterilisationsdauer 119f.  
 Sterilisieren von Nährlösungen 119f.  
 — von Erde 120.  
 — von Samen 122.  
 Stimulation, Keimungs- 17f.  
 Streckungswachstum 19ff.  
 —, Analyse 35ff.  
 —, Definition 35.  
 —, Erscheinungen 19ff., 101f.  
 —, Geschwindigkeit 19, 33.  
 — und Größe des Endosperms 26.
- Streckungswachstum, interkalares 21.  
 —, Kardinalpunkte 23.  
 —, Korrelation 79.  
 —, Membrandicke 39.  
 —, Membraneigenschaften 39f.  
 —, Membransubstanzen 41.  
 —, Schraubiges 22.  
 —, tagesperiodischer Ablauf 23.  
 —, Zonen 19f.
- Streckungswuchsstoffe 24ff.**  
 —, Aktivierung 34.  
 —, Anwendung, praktische 41f.  
 —, Dickenwachstum, primäres 28, 42.  
 —, Empfindlichkeit 29f., 35f.  
 —, Extraktion 31f.  
 —, Gehalt 25, 32f.  
 —, Inaktivierung 31, 34, 123.  
 —, Kataphorese 32.  
 —, Korrelation 72, 76f.  
 —, Lösung 123.  
 —, Molekulargewichte 123.  
 —, Paste 123.  
 —, Reaktionsvermögen 35f.  
 —, Spezifität 32.  
 —, Test 29.  
 —, Transport 27, 32.  
 —, Wirkungsweise 35ff.  
 —, Wurzelbildung 43f.
- Sublimat-Saponin-Gemisch 122.  
 Symbiose 81f., 90.  
 —, künstliche 90.
- Tellurprobe 5.**  
 Temperatur-Resistenz 105f.
- Test, Avena- 29f.**  
 —, Biologischer 29.  
 —, Bios- 45f.  
 —, Bohnen- 55.  
 —, Cephalaria- 30.  
 —, Erbsen- 30.  
 —, Hefe- 45f.  
 —, Phycomyces- 51.  
 —, Vitamin B<sub>1</sub>- 51.
- Thermostat 127.  
 Thiazol 87.  
 Thigmomorphosen 99f.  
 Transplantation 63, 67.  
 Traumatin s. Wundhormone.  
 Triebkraft 5.  
 Trockentemperatur 7.
- Urin 53.**
- Vergeilung 48, 57, 91ff., 99.  
 Vernarbungsmembran 64.  
 Versuchsanstellung 111.  
 Viskosität des Plasmas 38f., 106.  
 Vitalität 5.

Vitamin B<sub>1</sub> 50f., 87f.  
 — -Test 51.

Wachstum, interkalares 21.  
 Wachstumsgeschwindigkeit 19, 33.  
 Wachstumszone 19f.  
 Wägung 113, 122.  
 Warmbadbehandlung 17, 109.  
 Wärmeresistenz 105f.  
 Wasserkultur 116.  
 Whitesche Nährlösung 63.  
 Wirkstoffe, s. Avitaminose,  
     Keimungshemmung,  
     Korrelation,  
     Orchideenkultur,  
     Wuchsstoffe,  
     Wundhormone.  
 —, Mangel 25f., 82, 85f.  
 —, Überschuß 24, 25, 28, 35f., 42f.  
 Wechseltemperatur 4, 15.

Wuchsstoffe, s. Auxin,  
     Bios-Wuchsstoffe,  
     Endospermwuchsstoffe,  
      $\beta$ -Indolylessigsäure,  
     Pseudo-Wuchsstoffe,  
     Streckungswuchsstoffe,  
     Wundhormone.

—, Paste 123.  
 —, Test, s. Test.  
 Wundhormone 54ff.  
 —, Nachweis 55f.  
 Wurzel, Anzucht 20.  
 Wurzepilz 85.

Zellstreckung 19ff.  
 —, Definition der 35, s. auch  
     Streckungswachstum.  
 Ziegelgrusmethode, HILTNERsche 5.  
 Zirkummutation 22.