

Beiträge zur Wachstumsgeschichte der Bambusgewächse.

Von

K. Shibata, *Rigakushi*.

Mit Tafeln XXII-XXIV.

I. Einleitung.

Unsere Kenntnisse über Bau und Lebensweise der Bambusgewächse waren bisher sehr mangelhaft gewesen, obwohl in neueren Zeiten einzelne merkwürdige Erscheinungen auf dem Gebiete der Physiologie dieser eigenartigen Baumgräser durch interessante Beobachtungen¹⁾ einiger die Tropen besuchender Botaniker zu Tage gefördert wurden. Bekanntlich gehören die meisten Bambuseen zu wärmeren Gegenden der alten und neuen Welt, mit Ausnahme von einigen kälterem Klima angepassten Formen, wie z. B. *Bambusa Kurilensis*, die in einer nördlichen Insel Japan's bei 46° n. B. gedeiht. Unser Land besitzt eine Reihe von Bambusformen, welche unserer Pflanzenphysiognomik ein charac-

1) G. Kraus, Physiologisches aus den Tropen. I. Längenwachstum der Bambusrohre. Ann. d. Jard. Bot. d. Buitenzorg. Vol. XII, p. 196.

H. Molisch, Über das Bluten tropischer Holzgewächse im Zustand völliger Belaubung. Ann. d. Jard. Bot. d. Buitenzorg. 1898, 2tes Suppl. p. 23.

teristisches Aussehen verleihen. Einige hochwüchsige Formen aus der Gattung *Phyllostachys* sind bei uns überall häufig cultiviert, hauptsächlich für die mannigfaltigste Verwendbarkeit der Rohre und auch für ihre Frühjahrsschösslinge, die ein beliebtes Gemüse darbieten, während andere Arten aus *Arundinaria* und *Bambusa* als Zierpflanzen in unseren Gärten gemein sind.

Nun stellte ich es mir hier als Aufgabe, in erster Linie die Natur und das Verhalten der wichtigen Baustoffe während der verschiedenen Vegetationsperioden zu studieren, da mir besonders die ungemein rasche Entwicklung der Schösslinge etwas interessantes in Bezug auf Stoffwanderungs- und Stoffumwandlungsvorgänge darzubieten schien, oder in anderen Worten die Wachstumsgeschichte der Baumgräser mit Berücksichtigung der Bauverhältnisse näher zu verfolgen.

Die früheren Angaben über die Systematik, Verbreitung und äussere Lebensweise der Bambusgewächse haben eine Zusammenstellung in einem Werk Schröter's¹⁾ erfahren, und es schien mir überflüssig dieselbe hier wiederzugeben. Was die Physiologie der Bambusgewächse anbetrifft, besitzen wir abgesehen von älteren Beobachtungen über das Wachstum der Schösslinge nur die eingangs erwähnten Arbeiten von Kraus und Molisch. Über die in Bambuspflanzen vorkommenden Stoffe besitzen wir ebenfalls spärliche Angaben. Cohn²⁾ studierte „Tabaschir“ in seiner klassischen Arbeit. Kozai³⁾ stellte chemische Untersuchungen über die stickstoffhaltigen Bestandtheile des Schösslings von *Phyllostachys mitis*

1) C. Schröter, Der Bambus und seine Bedeutung als Nutzpflanze. Basel, 1895. Vergleiche ferner:

E. Hackel, *Bambusaceae*. Engler's Die natürlichen Pflanzenfamilien. II, 2. p. 89.

A. et C. Rivière, *Les Bambous*. Vegetation, culture et multiplication. 1878.

2) F. Cohn, Über Tabaschir. Beiträge z. Biol. d. Pflanzen. Bd. IV, p. 365.

3) Y. Kozai, On the nitrogenous non-albuminous Constituents of Bamboo shoots. Bulletin of the College of Agriculture. Vol. I, Nr. 7.

an, und dabei fand er das Vorkommen von Tyrosin und Asparagin neben kleineren Mengen der Nucleinbasen. Die Angaben über die Bauverhältnisse der Bambusgewächse finden wir in Arbeiten von Schwendener, Haberlandt, Strasburger, Hohenauer, Güntz, Ross und Magnus. Näheres über die Litteratur wird noch an geeigneten Stellen Erwähnung finden.

Die vorliegenden Studien wurden im Laufe des academischen Jahres 1898-1899 im botanischen Institute der Kaiserlichen Universität zu Tokio ausgeführt. An dieser Stelle spreche ich meinem hochverehrten Lehrer Herrn Prof. Dr. Miyoshi meinen wärmsten Dank für seine vielfache Belehrung und Anregung aus. Es ist mir auch eine angenehme Pflicht Herrn Prof. Dr. Matsumura für seine gütige Unterstützung hier meinen herzlichsten Dank auszudrücken.

II. Untersuchungsmaterial und Methodisches.

Als Untersuchungsobjecte dienten mir die im botanischen Garten der Universität cultivierten Bambusarten, insbesondere *Phyllostachys mitis*, Riv., die sich in dieser Gegend in voller Entwicklung findet und im hiesigen botanischen Garten auf ziemlich grossem Grund gepflanzt ist. Die Wachstumsgeschichte der Schösslinge der obengenannten Art wurde von der ersten Anlage bis zum mehrere Meter hohen Halmzustand verfolgt.

Auch die Schösslinge folgender Arten wurden zum Vergleichszweck untersucht:

im April austreibende—*Bambusa palmata*, *Bambusa Veitchii*;

im Mai austreibende—*Phyllostachys puberula*, *Arundinaria japonica*;

im Juni austreibende—*Phyllostachys bambusoides*;

im Juli-August austreibende—*Arundinaria Simoni*, *Arundinaria Hindsii*;

im October- November austreibende—*Arundinaria Matsu-
murae*, *Arundinaria quadrangularis*, *Arundinaria Hindsii*
var *graminea*.

Die Entwicklung der Rhizomspitze wurde bei folgenden Arten im Herbst untersucht: *Phyllostachys mitis*, *Phyllostachys bambusoides*.

Für andere Arten, die ich in meiner Untersuchung gezogen habe, verweise ich auf das am Ende dieser Arbeit beigefügte Artenverzeichniss.

Um die Umwandlung und Wanderung der Stoffe in Reservestoffbehältern und in wachsenden Theilen zu verfolgen, bediente ich mich unter nöthigen Cautelen der üblichen microchemischen Methoden. Darüber sei hier folgendes bemerkt:

Stärke. Meyer'sche Chloralhydratjodlösung¹⁾ wurde mit Vortheil benutzt.

Glycose. (Reducierender Zucker). Meyer'sche²⁾ und Schimper'sche³⁾ Methoden wurden neben einander angewandt, dabei hat sich die letztere zur Nachweisung der kleineren Menge geeigneter erwiesen. Obwohl diese üblichen Methoden auch zu unserem Zweck völlig ausreichten, habe ich noch Sicherheits wegen eine andere Reaction ausgeführt. Ich habe nämlich die Wasserauszüge von jungen Halmen, Wurzeln, Rhizomen und Scheideblättern und auch den Blutungssaft mit essigsauerm Phenylhydrazin erwärmt, und dabei erhielt ich stets charakteristische gelbe Nadelkrystalle von Glucosazon.

1) Vergl. Strasburger, Botanisches Practicum. III. Auflage. p. 277.

2) A. Meyer, Microchemische Reaction zum Nachweis der reducirenden Zuckerarten. Ber. d. D. B. G. 1885. p. 332.

3) A. Zimmermann, Die botanische Microtechnik. p. 75.

Rohrzucker. Die Unzuverlässigkeit der bekannten Sachs'schen Methode wurde vielfach von Autoren betont. Ich habe nur ausnahmsweise diese Reaction benutzt, während in den meisten Fällen ich mich der neulich von Hoffmeister¹⁾ aufgestellten Invertinmethode bediente.²⁾

Gerbstoffe. Die Eisensalzlösungen, insbesondere die ätherische Lösung des Eisenchlorids, und auch die Kaliumbichromatlösung wurden angewandt.

Fette. Alkannatinctur und 1-procentige Osmiumsäurelösung wurden benutzt.

Asparagin. Die bekannte Borodin'sche Methode³⁾ hat sich zweckentsprechend erwiesen. Zur Erkennung der erhaltenen Krystalle als Asparagin diente mir hauptsächlich die Winkelmessung. Vielfach wurde das Borodin'sche Verfahren mit gesättigter Asparaginlösung angewandt. Ferner diente mir Diphenylamin-Schwefelsäure zur Unterscheidung von Asparagin und Salpeter.

Tyrosin. Die nach Borodin'scher Methode behandelten Schnitte ergaben eine reichliche Ausscheidung von eigenthümlichen Krystallen, die ohne Schwierigkeit mit Tyrosin identifiziert

1) C. Hoffmeister, Über den microchemischen Nachweis von Rohrzucker in pflanzlichen Geweben. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXI, p. 688.

2) Die von den „Ebisu“-Brauerei bezogene Hefe-Reinkultur wurde zur Darstellung von Invertin verwendet, dabei habe ich wie folgt verfahren: Die Hefemasse wurde mittelst Filtration von der Kulturflüssigkeit befreit und nach wiederholtem Auswaschen mit Wasser zum dicken Brei angerührt. Der Hefebrei kam nach dem Verreiben im Mörser in den Thermostat bei 50° C, in welchem er für 10-12 Stunden gelassen wurde. Hiernach wurde die abfiltrirte Flüssigkeit mit 90% Alcohol versetzt, und der dabei entstandene voluminöse Niederschlag auf Filtrirpapier gesammelt, welcher, nach wiederholtem Auswaschen mit 90% Alcohol und dann mit absolutem Alcohol auf Schwefelsäure getrocknet wurde. Die wässrige Lösung der erhaltenen weissen kreideartigen Substanz, die allein niemals Fehling'sche Lösung reducirt, zeigte ein energisches Inversionsvermögen. Bei wiederholten Versuchen habe ich ferner in keinem Fall die Beimengung von diastatischen und cellulosespaltenden Enzymen gefunden. Weitere Verfahren mit den Schnitten genau nach Hoffmeister..

3) A. Zimmermann, Die botanische Microtechnik. p. 80.

wurden¹⁾ (Fig. 58). Belzung'sche Glycerin-Methode²⁾ wurde auch mit Vortheil benutzt, wobei sich schöne Nadelbüschel in den Zellen bilden (Fig. 61). Ich habe ferner zur Erkennung der Vertheilung des Tyrosins in eiweissarmen Gewebetheilen Millon's Reagens benutzt, und dabei wurden die tyrosinreichen Zellen schnell blutroth gefärbt. Die Färbung bleibt nach dem Auslaugen der zuvor mit absolutem Alcohol behandelten Schnitte mit dem warmen Wasser für 10-20 Minuten so gut wie gänzlich aus. Daher kann diese Rothfärbung niemals von Eiweissstoffen herrühren.

Eiweiss. Biuretreaction und Raspail's Reaction wurden vornehmlich benutzt. Millon's Reagens kam zur Anwendung erst nach dem Ausziehen von Tyrosin in oben beschriebener Weise.

Mineralstoffe. Die von Schimper³⁾ empfohlenen Reagentien wurden verwendet. Die Controllversuche wurden öfters ausge-

1) Dies geschah aus folgenden Gründen:

1. *Die Gestalt der Krystalle.* Die feine Nadelbüschel in dendritischer Gestalt oder Doppelpinselform bietet ganz dasselbe Aussehen wie reines Tyrosin.
2. *Das optische Verhalten.* Im durchfallenden Licht erscheinen die Krystalle bräunlich und im auffallenden Licht weisslich seidenglänzend. Im polarisierten Licht zeigen die Krystalle starke Doppelbrechung.
3. *Die Löslichkeitsverhältnisse.* Die Krystalle sind unlöslich in kaltem Wasser, aber löslich in kochendem Wasser, Ammoniak und verdünnter Salzsäure. Ferner sind die Krystalle unlöslich in heissgesättigter Tyrosinlösung.
4. *Das Verhalten beim Erhitzen.* Wenn man den mit Tyrosinkrystallen besetzten Objectträger auf der Flamme erhitzt, bis nebenbei vorhandene Asparaginkrystalle sich zu braunen Schäumen verwandeln (ca. 200° C), so sieht man, dass die Nadelkrystalle ganz unverändert bleiben.
5. *Das Verhalten gegen Millon's Reagens.* Die Krystalle lösen sich im Millon's Reagens mit einer prachtvoll rothen Färbung der umgebenden Flüssigkeit.

Die oben angeführten Merkmale reichen aus, die Krystalle microchemisch als Tyrosin zu erkennen.

2) Belzung, Recherches chimique sur la Germination. Ann. d. Sc. nat. Bot. Sér. VII. T. 15, p. 209.

3) A. F. W. Schimper, Zur Frage der Assimilation der Mineralsalze durch die grüne Pflanze. Flora. Bd. 73. 1890. p. 210.

führt, um die Reinheit der Reagentien zu prüfen. Die microchemischen Reactionen wurden sowohl an frischen Schnitten als an auf Deckgläsern geglühten Aschen vorgenommen.

III. Die Bauverhältnisse.

Die Bauverhältnisse der Bambusen sind bisher spärlich und nur gelegentlich Gegenstand der anatomischen Forschung geworden. Strasburger¹⁾ hat den Bau des Gefäßbündels von *Bambusa vulgaris* kurz geschildert. Das mächtig entwickelte Bastgewebe in Bambushalmen wurde vielfach von Schwendener²⁾ Haberlandt³⁾ u. A. erwähnt. Ross⁴⁾ bemerkte den anomalen Bau der Wurzeln. Die Betrachtungen über die Blattstructur finden wir in den Arbeiten von Güntz⁵⁾, Magnus⁶⁾, Haberlandt⁷⁾ und Schwendener⁸⁾. Ubrigens liegen uns noch einige kurze Angaben von Hohenauer⁹⁾ und Möbius¹⁰⁾ vor. Nun schien es mir wünschenswerth die Bauverhältnisse der Vegetationsorgane der Bambusgewächse einem genaueren Studium zu unterwerfen, damit für die physiologische Forschung dieser interessanten Pflanzengruppe eine festere Grundlage geschaffen werde. Meine

-
- 1) Strasburger, Über d. Bau u. Verrichtungen d. Leitungsbahnen. 1891. p. 363.
 - 2) Schwendener, Das mechanische Princip in anat. Bau d. Monocotylen. p. 65.
 - 3) Haberlandt, Entwicklungsgeschichte des mech. Gewebesystems d. Pflanzen. p. 23.
 - 4) Ross, Beiträge z. Anatomie d. abnorm. Monocotylenwurzeln. Ber. d. Deutsch. Bot. Gesells. Bd. I, p. 338.
 - 5) Güntz, Unters. üb. d. anat. Structur d. Gramineenblätter. p. 37, 41, 44, 48, 64 etc.
 - 6) Magnus, Einfaltungen d. Zellmembran. (Just's Jahresber. d. Bot. I, p. 367).
 - 7) Haberlandt, Vergl. Anat. d. assim. Gewebesystems d. Pflanzen. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XIII, p. 100.
 - 8) Schwendener, Die Mestomscheide der Gramineenblätter. Ges. Bot. Mitt. Bd. II, p. 178.
 - 9) Hohenauer, Vergl. anat. Unters. üb. d. Bau d. Stammes bei d. Gramineen. p. 556.
 - 10) Möbius, Üb. d. eigent. Blühen von *Bambusa vulgaris*. (Ref. in Bot. Centralbl. 1899. Nr. 51, p. 479).

diesbezügliche Untersuchungen erstreckten sich auf sieben und zwanzig vorwiegend einheimische Formen, die sich in die vier Gattungen von *Phyllostachys*, *Arundinaria*, *Bambusa* und *Dendrocalamus* vertheilen. Die wesentlichen Ergebnisse will ich in folgenden Zeilen kurz darzustellen versuchen.

DAS RHIZOM.

Die Rhizome¹⁾ von *Phyllostachys*- und *Arundinaria*-Arten sind bekanntlich kurz gegliederte horizontal verlaufende Stengelgebilde mit einer rundlichen oder rundlich-ovalen Querschnittform. Die internodiale Markhöhle ist stets stark reduciert, meist nur einige mm breit und kommt nicht selten zum gänzlichen Verschwinden. Wir wollen zunächst beispielweise ein Rhizominternodium von *Phyllostachys mitis* ins Auge fassen.

Nächst unter der Epidermis kommt ein 1-3 schichtiger Ring von den englumigen langgestreckten sklerotischen Parenchymzellen, deren Querwände öfters etwas schief gestellt sind. Das darinnen liegende 20-25 schichtige bündelfreie Parenchym wird als die primäre Rinde²⁾ aufgefasst. Es geht ohne scharfe Grenze zum Grundgewebe des Centralcyinders über, in welchem in üblicher Weise die collateral gebauten Gefässbündel zerstreut liegen. Sämmtliche Parenchymzellen sind verholzt und mit zahlreichen ovalen Tüpfeln versehen. In diesem Gefässbündel erblickt man ein typisch gebautes Gramineenbündel. Die grosse Lumenweite der Siebröhren ist dabei höchst auffallend³⁾; es wurde oftmals einen Durchmesser von 0.15 mm erreicht⁴⁾, während

1) Vergl. A. et C. Rivièrè, Les Bambous. p. 68, p. 236.

2) Falkenberg, Vergl. Unters. üb. d. Vegetationsorg. d. Monocotylen. p. 163.

3) Strasburger, Leitungsbahnen. p. 363.

4) Die Angaben über die Lumenweite der Siebröhren einiger Pflanzen findet man bei Lecomte (Ann. d. Sc. nat. Bot. Sér. VII, T. X, p. 242).

die grösste Parenchymzelle 0.09 mm und die Geleitzellen meist nur 0.005 mm weit sind. Die beiden seitlichen Gefässe, deren maximale Lumenweite 0.2-0.3 mm beträgt, communicieren mit den einschichtigen Belegzellen durch regelmässig angereihte quergestreckte Tüpfel. Die stark entwickelten Bastbelege um die Gefässbündel sind seitlich an der Grenze zwischen Hadrom und Leptom und oft auch unterhalb der seitlichen Gefässe unterbrochen. Dadurch kommen ein oder zwei Paar Durchlassstellen zu Stande, die, wie zuerst Schwendener¹⁾ bemerkt hat, einen Stoffaustausch zwischen Bündelelementen und Grundgewebe ermöglichen.

Wenn man die Querschnittsbilder der Rhizominternodien der übrigen Arten in Betracht zieht, so lassen sich unter denselben folgende drei Typen unterscheiden, nämlich:

Erster Typus. Die äussersten Bündel, welche direct an die Rinde grenzen, stehen vollkommen isoliert von einander. Hierher gehören *Phyllostachys mitis*, *Phyllostachys bambusoides*, *Phyllostachys puberula* und *Arundinaria Narikira*.

Zweiter Typus. Die Bastbelege der äussersten Bündel verschmelzen sich häufig unter einander und auch mit den Baststrängen zu unregelmässigen Bastbändern. Als Beispiele dienen *Arundinaria japonica*, *Bambusa borealis*, *Arundinaria Tootsik*, *A. Simoni*, *A. Hindsii* etc. In den zwei letztgenannten Arten befindet sich jedoch oft ein nahezu vollkommener Bastring. (Fig. 3).

Dritter Typus. Der echte subcorticale Bastring²⁾, an welchen die Mestombündel innen angelehnt sind, befindet sich bei

1) Schwendener, Das mechanische Princip. p. 107.

2) Vergl. Haberlandt, Entwicklungsgeschichte des mechan. Gewebesystems. p. 28.; Physiologische Pflanzenanatomie. p. 157.

Bambusa palmata, *B. Veitchii*, *B. paniculata*, *B. nipponica*, *B. ramosa*, *B. nana*, *Arundinaria quadrangularis*, *A. Matsumurae*, *A. variabilis*, *Arundinaria pygmaea* und ferner *Phyllostachys Kumasasa*. (Fig. 2).

Der Bastring der letzterwähnten Arten, welcher je nach Species verschieden stark ausgebildet ist, geht entwicklungs-geschichtlich aus einem entsprechend continuirlichen Cambium-ring¹⁾ hervor. Schwendener sagt²⁾: „Für Bambuseen ist die Querschnittform des mechanischen Systems, wie ich sie früher beschrieben habe, charakteristisch genug, um jede nähere Verwandtschaft mit den Festucaceen oder irgend einem anderen Tribus auszuschliessen. Ein Bastring ist nicht vorhanden,.....“ Diese Bemerkung Schwendener's passt aber nach obigem Befunde auf die Rhizome nicht.³⁾ Der subepidermale Sklerenchymring ist nur schwach entwickelt, es ist bei den meisten Arten nur 1-2 Schichten dick. Die Dicke der primären Rinde ist meist unansehnlich und variirt zwischen 4-35 Zellschichten.

Der Bastring wird stets vielfach unterbrochen in den Knoten, um hier den neu eintretenden Blattspursträngen Platz zu machen. Ferner ist es als die Regel hervorzuheben, dass innerhalb des Knotens der Bastbeleg des Mestombündels eine bedeutende Reduktion erfährt, und sich meist nur auf eine dünne Siehel um das Leptom beschränkt. Die sämtlichen Elemente des Bündels sind hier kurzgliedrig, und die Seitenwände der Siebröhren sind mit den ausserordentlich zahlreichen Siebtüpfeln versehen. Bekannt-

1) Haberlandt, Entwicklungsgeschichte. p. 28.

2) Schwendener, Die Mestomscheide der Gramineenblätter. p. 183.

3) Die mittleren Durchmesser der Rhizome dieser drei Typen stehen ungefähr im Verhältnisse 6:3:1. Die Ausbildung der Bastplatte resp. des Bastrings in Rhizomen entspricht wohl den mit der Dünne steigenden Anforderungen für die Biegefestigkeit. Jedenfalls gehört hier die Anordnung des mechanischen Systems in Rhizomen nicht zum sogenannten taxonomischen Merkmalen.

lich findet sich in dem Knoten die Vereinigung der Blattspurstänge unter einander und mit den Achselknospenbündeln statt¹⁾. Die hier eintretenden Knospenbündel verbreiten sich in dem Knotengewebe nach allen Richtungen hin. Die Gefässe der Knospenbündel setzen sich in üblicher Weise unter starker Krümmung an die der Blattspuren an²⁾. Dennoch verdient die Art und Weise, wie der Übergang des Leptoms erfolgt, eine besondere Beachtung. Das Leptom des Knospenbündels ist bei der Ansatzstelle an Blattspuren so stark angeschwollen, dass ihr ganzer Umriss mit einer Spindel zu vergleichen ist. Figur 4 stellt ein derartiges Gebilde dar. Diese angeschwollene Partie weicht von dem üblichen Bau des Leptoms in so fern ab, dass sie die Differenzierung ihrer Elemente in Siebröhren und Geleitzellen nicht mehr aufweist, sondern aus lauter gleichartigen feinen ca. 5-6 μ breiten cambiformartigen Elementen³⁾ zusammengesetzt ist (Fig. 4 u. 8), und folglich im Querschnittbild ein regelmässiges englumiges Maschenwerk darstellt (Fig. 5 u. 7). Die Anordnung dieser feinen cambiformartigen Elemente bietet eine grosse Eigenthümlichkeit dar. Die etwas schräg gestellten Endflächen der seitlich an einander stossenden Elemente scheinen ungefähr auf derselben Querebene zu liegen, und demgemäss stellt der ganze spindelförmige Theil im Längsschnitt ein der Länge nach an einander angereihtes meist 5-7 faches Stockwerk von cambiformartigen Elementen dar. Die Elemente in den mittleren 1

1) Vergl. Falkenberg, Vergl. Unters. d. Vegetationsorgane. p. 187.

2) Strasburger, Leitungsbahnen. p. 353 u. p. 365.

3) Selbst bei den relativ weiteren (z. B. bei *Arundinaria Simoni*) überschreitet die Breite kaum 9 μ . So weit ich unterrichtet bin, wurde derartige Structur bisher in keiner anderen Pflanzen beobachtet. Zum Beispiel finden wir keine diesbezügliche Angabe bei verschiedenen Monocotylen, die von Falkenberg (*loc. cit.*) und Strasburger (*loc. cit.*) gründlich untersucht wurden. Ob sie auch bei anderen Pflanzen vorkommt muss deshalb zur Zeit dahingestellt bleiben.

oder 2 Etagen dieses Stockwerks sind sehr länggestreckt und besitzen fein undulierte Seitenwände mit zahlreichen grossen ovalen tüpfelartig verdünnten Stellen, die zum Beispiel bei *Phyllostachys mitis* eine Weite von $5 \times 3 \mu$ erreichen (Fig. 6). In einem Ende dieses spindelförmigen Theils vermitteln die etwas breiteren Elemente,—die sich zu 4-5 je einer feinbetüpfelten Endfläche der Siebröhren und einzeln auch den Geleitzellen anschliessen,—den Uebergang zum normal gebauten Leptom des Knospenbündels (Fig. 10). Das andere Ende der Spindel setzt sich in verschiedener Neigung und oft sogar rechtwinkelig an das Leptom der Blattspuren an (Fig. 8). Einige Schichten der Scheideelemente grenzen gewöhnlich den spindelförmigen Theil vom Grundparenchym ab. Die Zellwandbeschaffenheit der spindelartigen Theile weicht kaum von der des Leptoms ab; sie zeigen nämlich ebenso starke Cellulose-Reaction mit Chlorzinkjod oder Schwefelsäure-Jod, und sie werden auch mit Anilinblau, Congoroth u.a., im nahezu gleichen Farbenton wie Siebröhren gefärbt. In späterem Alter tritt jedoch oft eine Spur Holzreaction in den Elementen der oben erwähnten mittleren Etagen ein. Was den Plasmagehalt dieser Theile anbetrifft, so scheint es nur auf einen zarten Wandbeleg beschränkt zu sein, wie es bei Siebröhren stets der Fall ist. In den ersten Entwicklungszuständen habe ich constatirt, dass diese Anschwellung aus den entsprechend vermehrten Längstheilungen der procambialen Zellen an der betreffenden Stelle hervorgeht. In solchen früheren Stadien zeichnet sich diese Anschwellung durch besonders reichlichen Plasmagehalt und auffallend grosse Zellkerne aus, wie es Fig. 9 zeigt.

Derartige spindelförmige Leptomanschwellungen in Knospenbündeln habe ich regelmässig in Rhizomknoten sämtlicher von mir untersuchter Arten gefunden, aber man findet sie am stärksten

ausgebildet in den Rhizomknoten der *Phyllostachys*-Arten, wobei ihre Querschnittgrösse sogar einem grossen Mestombündel nahekommt. Da die an Rhizombündel sich ansetzenden Achselknospenstränge in ihrer Gesamtheit ein physiologisches Analogon des haustorial Saugorgans darstellen, so ist es nicht unmöglich, dass dieses Gebilde in dem Sinne ausgebildet ist, dass es eine spezifisch absorbierende Wirkung auf die Siebröhren der Mutterrhizome auszuüben vermag. Allerdings besitzt es in seinen anatomischen Merkmalen vieles gemein mit den üblichen Absorptionsgeweben¹⁾. So lange aber die Stofftransportmechanik im Leptome noch nicht in allen Hinsichten aufgeklärt ist²⁾, möge die nähere Erörterung der physiologischen Vorgänge, die sich in diesem abweichend gebauten Leptomtheile abspielen, auf eine künftige Gelegenheit verschoben werden.

DER HALM.

Die Bambushalme³⁾ sind bekanntlich mit den hohlen Internodien versehen, die bei *Phyllostachys mitis* oft eine ansehnliche Dicke von 20 cm erreichen.

Die primäre Rinde ist stets weit schwächer entwickelt als in dem Rhizome; diese Verhältnisse, wie sie schon von Falkenberg⁴⁾ und Rothert⁵⁾ für andere Pflanzen nachgewiesen wurden, gehen noch aus den folgenden Beispielen deutlich hervor:

1) Haberlandt, Physiologische Pflanzenanatomie. p. 186.

2) Czapek, Über d. Leitungswege d. organischen Baustoffe in Pflanzenkörper. p. 24; Lecomte, Etude du Liber des Angiospermes. Ann. d. Sc. nat. Sér. VII. T. X, p. 303.

3) Vergl. Rivière, Les Bambous. p. 134.

4) Falkenberg, *l.c.* p. 134.

5) Rothert, Vergl. anat. Unters. üb. d. Differenzen im prim. Bau d. Stengel u. Rhizome. p. 92.

	HALM			RHIZOM		
	Durchmesser des Central- cylinders	Dicke der Rinde	Q*	Durchmesser des Central- cylinders	Dicke der Rinde	Q*
<i>Phyllostachys mitis</i>	130.0	0.315	412	23.8	0.728	33
<i>Phyllostachys bambusoides</i>	34.0	0.059	575	20.0	0.611	33
<i>Phyllostachys puberula</i>	56.0	0.049	1142	22.0	0.933	23
<i>Phyllostachys Kumasasa</i>	2.7	0.023	120	5.6	0.780	7
<i>Arundinaria Simoni</i>	14.0	0.049	285	8.0	0.494	16
<i>Arundinaria japonica</i>	17.0	0.050	340	8.4	0.286	29
<i>Arundinaria Hindsii</i>	22.0	0.059	373	18.0	0.364	49
<i>Arundinaria quadrangularis</i>	23.0	0.045	511	8.0	0.260	31
<i>Arundinaria Matsumurae</i>	2.5	0.018	139	2.9	0.20	15
<i>Arundinaria pygmaea</i>	2.3	0.036	64	4.5	0.325	14
<i>Arundinaria Narikira</i>	14.0	0.049	285	21.0	0.468	45
<i>Bambusa borealis</i>	5.5	0.045	122	6.5	0.212	31
<i>Bambusa palmata</i>	10.0	0.063	159	7.1	0.624	11
<i>Bambusa Veitchii</i>	4.5	0.023	200	2.9	0.143	20

*Q. = Das Verhältniss des ersteren zur letzteren.

Die äussersten 1-2 Schichten Rindenparenchymzellen sind oft sklerotisch verdickt (Fig. 12) und unterscheiden sich von den übrigen nur durch eine grössere Länge; folglich haben wir hierbei keineswegs mit einem Bastring, wie Haberlandt einst annahm,¹⁾ zu thun. Die Bastbelege der peripherischen Gefässbündel und die dazwischen liegenden Baststränge verschmelzen mit einander zu unregelmässigen Bastbändern, besonders häufig in dünneren Halmen von *Arundinaria Matsumurae*, *A. pygmaea* etc. Dennoch begegnet man hier in keinem Fall dem echten Bastringe.

1) Haberlandt, Entwicklungsgeschichte. p. 23.

Die zuerst von Schwendener¹⁾ bei einigen *Bambusaarten* entdeckte eigenthümliche Parenchymlamelle, die quer in dem innenseitigen Bastbelege inseriert ist, habe ich auch in den Halmen aller echter *Bambusaarten* (*B. vulgaris*, *B. nana* und *B. stenostachya*), *Dendrocalamus latiflorus* und bei 2 *Arundinariaarten* (*A. Hindsii*, *A. quadrangularis*) aufgefunden. Überdies habe ich die Fälle beobachtet, dass die Lamelle nur an einer Seite in das Grundparenchym übergeht, und dass sogar das Parenchym in der Mitte des Beleges allseitig von Bastzellen umschlossen liegt (Fig. 17 u. 18). Nach den letzterwähnten Thatsachen erscheint es a priori sehr wahrscheinlich, dass dieses Parenchymgewebe erst nachträglich aus einem Theil des Procambiums des Bastbeleges hervorgeht, wie es Haberlandt²⁾ schon vermuthet hat.

In der That konnte ich in einem Procambialstrang in jungen Internodien zuerst nichts von dieser Parenchymlamelle erkennen. Sie differenziert sich erst später aus einer Stranganlage, in welcher alle Formelemente schon fertig angelegt sind, derart, dass die langgestreckten Procambialzellen in betreffender Stelle successive Quertheilungen erfahren und zum Epen umgewandelt werden (Fig. 21 u. 22). Die feinkörnige Stärke, die später dem Zucker Platz macht, tritt sogleich in diesem Gewebe auf (fig. 20 u. 22) und bleibt in demselben während der weiteren Ausbildung des Stranggewebes. In dieser Weise dient die Parenchymlamelle den dem Mestom unmittelbar anliegenden Bastzellen als ein Speicherungsort der nötigen Baustoffe. Die durch diese Parenchymlamelle vom Mestom abgetrennte Bastmasse bleibt gewöhnlich in ihrer Ausbildung sehr zurück, wie das Fig. 19 zeigt. Nun schien es mir berechtigt diese Paren-

1) Schwendener, Das mechanische Princip. p. 65.

2) Haberlandt, l.c. p. 23.

chymlamelle als eine im Innern des Stranggewebes eingeschobene „Stärkescheide“¹⁾, die in ihrer physiologischen Rolle der gewöhnlichen strangumgebenden gleicht, aufzufassen. Derartige Einrichtungen würden vielleicht zweckentsprechend sein, bei einem mit so starkem Bastbelege versehenen Bündel, wie es bei Bambuseen angetroffen wird²⁾.

Die schon erwähnten spindelförmigen Leptomanschwellungen des Knospenbündels kommen auch in dem Halmknoten vor, jedoch meist in schwächerer Ausbildung.

Die dünneren Blatttragenden Zweige stimmen in ihrem Bau mit den dickeren Halmtheilen wesentlich überein. Bei einem solchen (mit einem Durchmesser kleiner als 1 mm) wird das Rindenparenchym zu 1-2 Schichten reduziert und mehr oder minder verdickt. Die aussenseitigen Bastbelege der peripherischen Bündel stossen oft direct an die Epidermis, so dass eine Art Bastrippe zu Stande kommt³⁾. Derartige Rippenbildung konnte ich jedoch bei einigen Arten, wie *Arundinaria Matsumurae*, selbst in den dünnsten Zweigen (0.7 mm dick) nicht nachweisen. Was den Gefässbündelverlauf in den Halmen sowie in den Rhizomen anbetrifft, so gehört er dem Palmentypus⁴⁾ an, and habe ich durch successive Querschnitte und Längsschnitte in der Spitzenregion constatirt, dass die grossen medianen Blattspurstränge 5-6 Internodien zurücklegen müssen, bevor sie sich an andere Blattspurstränge ansetzen.

1) Vergl. Heine, Über physiologische Function der Stärkescheide. Ber. d. D. B. G. 1885, p. 189.

2) Allerdings wurde die mechanische Bedeutung, die Detlefsen (Üb. d. Biegunselasticität v. Pflanzentheilen. Arb. d. Bot. Inst. Würzburg. Bd. III, p. 182.) diesen Parenchymlamellen zuzuschreiben versuchte, von Schwendener (Zur Lehre v. d. Festigkeit d. Gewächse. Ges. Bot. Mitteil. Bd. II. p. 19-20.) genügend widerlegt.

3) Vergl. Schwendener, Die Mestomscheide. p. 183.

4) De Bary, Vergleichende Anatomie d. Vegetationsorgane. p. 271 ff.

DER STIEL.

Die vielen untersten Internodien des Schösslings von *Phyllostachys mitis* vereinigen sich sehr früh zu einem verholzten soliden Gebilde, welches im fertigen Zustande 2-4 cm lang und nur 1.0-1.5 cm dick ist. Das Gebilde, das ich hier „Stiel“¹⁾ nenne, lässt keinen Unterschied mehr zwischen Internodien und Nodien im inneren Bau erkennen.

Die Rinde dieses Theils besteht aus etwa 20 Schichten parenchymatischer Zellen. Die Bastbelege der äussersten Bündel verschmelzen sich zu einem vielfach unterbrochenen unregelmässigen Band. Nach innen liegen zahlreiche Bündel, welche die ganze Länge des Stiels hindurch gedrängt verlaufen (Fig. 13) und dann in Rhizomknoten eintreten, um sich dort an die Blattspuren anzusetzen. So überwiegen im Querschnitte des Stiels sehr stark die Bündel, und das dazwischen liegende Parenchym ist zu einem 2-4 schichtigen schmalen Gewebe reduciert. Diese Verhältnisse entsprechen wohl der Function des Stiels als Leitungswege und nicht als Speicherort. Die Querschnittsform des Bündels mit Bastbelege ist in den meisten Fällen rundlich oval und es ist vollkommen von 3-6 schichtigen Bastzellen umgeben. Daher ist der Stoffaustausch zwischen leitenden Elementen und Grundparenchym so gut wie gänzlich ausgeschlossen. Das Leptom nimmt die äussere Hälfte des Bündels ein und besteht aus einer Anzahl 0.04-0.05 mm breiten Siebröhren und englumigen Geleitzellen. Das Hadrom besteht aus nur einem (seltener zwei) grossen Gefässe (oft bis 0.15 mm weit), welches von einigen Schichten kleinzelligen Hadromparenchyms

1) Dieser „Stiel“ stellt also eine einzige Stoffleitungsbahn zwischen dem vom Schösslinge sich entwickelnden Halme und dem Rhizome dar.

umgeben ist (Fig. 14). Dazu kommen noch einige Tracheiden mit netz-, spiral- oder ringförmigen Wandverdickungen. Bei den übrigen Arten sind die ebenso schmalen Stieltheile in genau derselben Weise ausgebildet und sie stimmen in ihrer inneren Structur mit dem oben beschriebenen gänzlich überein.

DIE WURZEL.

Die zahlreichen Wurzeln¹⁾ befinden sich radial angeordnet an den Rhizomknoten und den unterirdischen Halmknoten; sie erreichen bei *Phyllostachys*-Arten eine maximale Länge von 70 cm mit einem Durchmesser von 4 mm. Zunächst will ich hier den anatomischen Bau der Wurzelrinde von *Phyllostachys*- und *Arundinaria*-Arten näher betrachten.

Die äusserste Zellschicht der Rinde lässt sich als die Aussenscheide unterscheiden, indem die äusseren und radiaren Zellwände sehr stark verdickt sind (Fig. 24a u. 25). Damit spielt sie die Rolle der schützenden Oberhaut anstatt der Epidermis, die sehr früh zerstört und abgeworfen wird. Nach innen folgt die verholzte Bastschicht (Fig. 24a). Das Rindenparenchym lässt sich in die äusseren aus unregelmässig polygonalen weitleumigen Zellen zusammengesetzten Schichten und die inneren aus regelmässig in radialen und concentrischen Reihen angeordneten Zellen bestehenden Schichten unterscheiden²⁾. Die letzteren sind von einer Anzahl radialer Lufträume durchzogen. Die Zellen der Endodermis besitzen eine starke Verdickung von inneren und radialen Wänden, die in üblicher Weise verkorkt sind (Fig. 28). Die stark verdickte Wandung ist zierlich ge-

1) A. et C. Riviere, Les Bambous. p. 93.

2) Die Zellschichtenzahl der inneren Rinde ist stets kleiner als die der äusseren.

schichtet und von feinen verästelten Kanälen förmlich durchsetzt (Fig. 28). Im Querschnitt stellt demnach diese nach Aussen zugekehrte C-Scheide ein symmetrisches Bild mit der oben erwähnten ebenso C-förmigen Aussenscheide dar¹⁾. Die 1 oder 2 innersten unmittelbar der Endodermis anliegenden Rindenschichten sind bei *Phyllostachys Kumasasa*, *Bambusa borealis* und *Arundinaria quadrangularis* als Verstärkungsring²⁾ ausgebildet, indem die Zellen durch innenseitige C-förmig verdickte und stark verholzte Wände ausgezeichnet sind (Fig. 34).

So weit es den Bau der Wurzelrinde betrifft, zeigen die echten *Bambusa*-Arten nämlich *B. vulgaris*, *B. nana*, *B. stenostachya*, *B. arundinacea* u. a. ein von dem oben beschriebenen ganz abweichendes Verhalten. Hier weisen die Zellen der subepidermalen Schicht keine Wandverdickung auf und ebenso verhalten sich die persistenten Epidermiszellen. Darauf folgen 2-3 Schichten enger Bastelemente, welche nach innen scharf von den weitleumigen Rindenparenchymzellen abgesetzt werden (Fig. 26 u. 27). Die äussere Rinde besteht nur aus einigen Zellschichten, während die von grossen Lufträumen durchzogenen inneren Schichten vielfach dicker sind (Fig. 27). Die Endodermiszellen sind ringsum verdickt und bilden die sogenannte O-Scheide³⁾. Merkwürdig ist ferner der Bau des Verstärkungsringes. Die innersten 1- oder 2-schichtigen Rindenparenchymzellen führen an ihren inneren Wänden eine Anzahl unregelmässig gestalteter aus reiner Cellulose bestehender Auswüchse, die häufig die äusseren Wände erreichen, so dass sie im Querschnitt die ganzen Zellen nahezu aus-

1) Dasselbe Verhältniss wurde von Schwendener (Die Schützscheiden und ihre Verstärkungen. Ges. Bot. Mitt. Bd. II, p. 120, 127.) auch bei einigen Orchideenluftwurzeln bemerkt.

2) Schwendener, Die Schützscheide und ihre Verstärkungen. Ges. Bot. Mitt. p. 132.

3) Vergl. Schwendener, *l.c.* p. 128, Tabelle.

zufüllen scheinen (Fig. 31 u. 32)¹⁾. Eine Anzahl einheimischer Arten, die wegen ihrer 6 Stamen bisher in *Bambusa* eingereiht wurden, z. B. *B. Veitchii*, *B. palmata*, *B. borealis* etc., weisen jedoch im Bau der Wurzelrinde eine vollkommene Übereinstimmung mit *Arundinaria* auf und so schien es mir berechtigt, unter Berücksichtigung noch anderer Merkmale,—vor allem: Fehlen der in Bastbelege eingeschobenen Parenchymlamellen, die Gestalt der Caryopse, die langkriechenden Rhizome u.s.w.—diese Formengruppe von *Bambusa* loszutrennen und als eine neue Section in *Arundinarieæ* aufzunehmen. Die Aufstellung dieser neuen Formengruppe bietet uns doppeltes Interesse; denn einmal erweist dieselbe, dass die Eintheilung nach der Zahl der Stamen, auf welche man in der Bambuseensystematik ein grosses Gewicht zu legen pflegt, nicht immer durchführbar ist. Andererseits kommt diese Formengruppe²⁾ in ihrer Verbreitung auf Japan³⁾ beschränkt vor.

Wir gehen nun zur Betrachtung des Centralcyllinders über. Die Anordnung der Leitbündel weicht, wie es von Ross⁴⁾ nachgewiesen wurde, vom typischen Bau der Monocotylen ab. Zu den normalen peripherischen radialen Bündeln, die ausserordentlich polyarch sind,⁵⁾ kommt noch eine Anzahl der inneren isolierten Hadrom- und Leptomstränge hinzu. Im Querschnitte beliebiger junger Wurzeln bemerkt man innerhalb der dünnwandigen Endodermis ein oder zwei Schichten des ununterbrochenen Pericambiums (Fig. 23), dessen allgemeine Vorkommniss in Bam-

1) Derartige Structur findet man nicht in Schwendener's Aufzählung der verschiedenen Verstärkungsformen (vergl. *l.c.* p. 132).

2) Die Anzahl der bis jetzt bekannten hierhergehörigen Arten ist neun. Vergl. Makino. *Bambusaceæ Japonicæ*. Bot. Mag. XIV, Nr. 156, p. 20.

3) Vielleicht auch in China.

4) Ross, Beiträge zur Anatomie abnorm. Monocotylenwurzel. Ber. d. D. B. G. Bd. I, p. 337.

5) Z. B. in einer 4 mm dicken Wurzel von *Phyllostachys mitis* habe ich mehr als 150 gezählt.

buseen um so mehr Beachtung verdient, als bei den meisten Gramineen die primordialen Gefässe nach van Tieghem¹⁾ direct der Endodermis anzustossen pfliegen. Die inneren Hadromstränge kommen in etwa drei concentrischen Ringen angeordnet vor. Dazwischen liegen zerstreut die inneren Leptomstränge, welche jedesmal aus den 1 oder 2 Siebröhren und den englumigen Geleitzellen bestehen (Fig. 43 etc). Bei echten *Bambusa*-Arten besitzt die stets einzeln stehende Siebröhre einen regelmässigen ovalen Umriss (Fig. 38). Die Gesamtanzahl der inneren Leptomstränge beträgt in den meisten Fällen, wie folgende Beispiele lehren, eine Hälfte der peripherischen, aber bei echten *Bambusa*-Arten kommen beide fast in gleich grosser Anzahl vor.

	Peripherisches Leptom	Inneres Leptom
<i>Phyllostachys mitis</i>	84	42
<i>P. bambusoides</i>	83	41
<i>P. puberula</i>	47	24
<i>Arundinaria japonica</i>	75	40
<i>A. Hindsii</i>	181	97
<i>A. Matsumurae</i>	27	13
<i>A. variabilis</i>	30	16
<i>A. pygmaea</i>	43	22
<i>Bambusa palmata</i>	41	20
<i>B. Veitchii</i>	29	15
<i>B. ramosa</i>	20	10
<i>B. paniculata</i>	39	20
<i>B. nipponica</i>	33	16
<i>B. vulgaris</i>	70	68
<i>B. stenostachya</i>	47	41
<i>B. nana</i>	48	45
<i>Dendrocalamus latiflorus</i>	81	55

1) Van Tieghem, Les Racine. p. 123; Vergl. Morot, Recherche sur le Pericycle. Ann. d. Sc. nat. Sér. VI, T. 29, p. 233 und auch Falkenberg, Vergl. Unters. d. Vegetationsorgane. p. 192.

Die übrigen Elemente des Centralcylinders werden, abgesehen vom centralen Markparenchym, prosenchymatisch zugespitzt und zugleich stark verdickt. So entsteht hier ein hohlcylindrischer mechanischer Ring, in welchem sämtliche Leitstränge eingebettet liegen. Hier muss noch eine Frage gelöst werden: In welcher Weise geschieht die Communication zwischen den einzelnen leitenden Elementen, die von einander getrennt im mechanischen Gewebe liegen? Zwar hat Reinhardt¹⁾ die in Frage kommenden Verhältnisse bei den anomal gebauten Wurzeln von *Musaceen*, *Pandanaceen*, *Palmeen* und *Cyclanthaceen* ermittelt und manch interessantes entdeckt. Betreffs der Communication zwischen einzelnen Leptomsträngen in unserem Fall muss vor allem bemerkt werden, dass die ausserordentlich stark verdickten und verholzten Pericambiumzellen als die Leitungswege zwischen den peripherischen Leptomsträngen kaum in Betracht kommen²⁾. Wenn man nun die Zahl der in beliebigen zwei Wurzelquerschnitten vorkommenden Leptomstränge sorgfältig mit einander vergleicht, so kann man leicht eine bedeutende Abnahme derselben nach dem Wurzelspitze wahrnehmen, wie es aus einigen beigefügten Beispielen hervorgeht:

	Zahl der Leptomstränge in		
	Proximalende	Mitte	Distalende
22.5 cm langes Wurzelstück ³⁾	128	—	104
12 „ „ „ „	116	108	102

Der Umstand beruht bloss darauf, dass die inneren Leptomstränge sich unter einander und mit den peripherischen im weiteren Verlauf allmählig verschmelzen, wie man sich durch Betrachtung successiver Querschnitte überzeugen kann. Die

1) Reinhardt, Das leitendegewebe einiger anomalggebauten Monocotylenwurzel. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XVI, p. 336.

2) Reinhardt, *l.c.* p. 361.

3) von *Phyllostachys bambusoides*.

Figuren 39 und 40 zeigen einige Fälle der erwähnten Verschmelzung. Dieser Modus des Leptomverkehrs ist nach Reinhardt'schen Angaben auch bei anderen anomal gebauten Wurzeln häufig verwirklicht¹⁾. Der zweite Modus ist aber von mehr wirksamer und auffälliger Art. Bei jeder Ansatzstelle der zahlreich entspringenden Nebenwurzeln an Centralcylinder werden sämtliche hier befindliche peripherische sowie verschieden tief liegende innere Leptomstränge in einem System förmlicher Anastomosenbildung zusammengehalten, welche bei den meisten Arten sich auf die etwa 10 peripherischen Leptomstränge hinüberstreckt und bei *Bambusa*-Arten sogar die Hälfte des ganzen Umfangs des Centralcylinders in sich umfasst. Die etwas schematisierten Figuren 35 und 36 illustrieren das obengesagte. Das hier die Verbindung zwischen einzelnen Leptomsträngen herstellende Gewebe besteht aus den plasmareichen parenchymatischen Zellen, die mit den ansehnlich grossen Zellkernen und den dünnen unverholzten Wänden versehen sind (Fig. 43 u. 44). Die Verschmelzung zweier Gefässe habe ich nur selten gesehen, während bei der Ansatzstelle der Nebenwurzel sämtliche mechanische Zellen zufolge reichlicher Tüpfelbildung und häufiger auftretender Querwände einen holzparenchymartigen Character annehmen und demgemäss dem Saftaustausch zwischen den eingebetteten Gefässen besser angepasst sind. Den directen Anschluss der Leptomelemente an Holzparenchymzellen, wie es von Reinhardt für *Musaceen* und *Cyclanthaceen*²⁾ nachgewiesen wurde, habe ich auch häufig bei Bambuswurzeln angetroffen (Fig. 41).

Die Basaltheile des Centralcylinders der Nebenwurzel sind

1) Reinhardt, *l.c.* p. 364, p. 343 etc.

Vergl. Ross, Beitr. z. Anat. abnorm. Monocot. wurzel. p. 334.

2) Reinhardt, *l.c.* p. 343, p. 346 und p. 348.

aus dem stark verdickten porösen rechteckigen parenchymatischen Zellen gebildet, durch welche die kurzen Basalglieder jedes Leptomstrangs abwärts verlaufen, um sich dem oben erwähnten Leptomanastomosencolplex der Hauptwurzel anzuschliessen (Fig. 37). Hingegen scheinen die Gefässe der Nebenwurzel basalwärts meist blind zu endigen, so dass sie nur selten in directen Zusammenhang mit denen der Hauptwurzel kommen.

Die Nebenwurzeln zeigen in ihrem Bau alle Merkmale der bezüglichen Hauptwurzeln, dennoch fehlen ihnen stets die inneren Hadrom- und Leptomstränge (Fig. 47 u. 45).

Die Ansetzung der Wurzeln an die Stammorgane geschieht in der bei Monocotylen üblichen Weise¹⁾. Die Elemente des mechanischen Rings des Wurzelcentralcylinders breiten sich scheibenförmig aus und verschmelzen sich mit den äussersten Bündeln der Stammgebilde. Einzelne losgelöste Wurzelstränge dringen noch weiter ein und schliessen sich den peripheren Stammbündeln an, wobei das Leptom der ersteren solch eine Umgestaltung erfährt, wie sie bei den Knospnbündeln beobachtet wird²⁾.

Es erübrigt noch einen interessanten Befund kurz zu erwähnen. Die Rindenparenchymzellen der Nebenwurzeln, mit Ausnahme von den innersten 2-3 Schichten kleinlumiger Zellen, sind gewöhnlich von einem Pilz bewohnt, der in jedem Zelllumen ein ansehnliches Knäuel von dicken verschlungenen Mycelfäden bildet (Fig. 46 u. 47). Die verpilzten Wurzeln bieten trotzdem ein ganz normales und gesundes Aussehen dar. Die Mycelfäden treiben hie und da sogenannte Vesikulen aus und producieren oft massenhaft gelbe körnige Substanz von nicht genau bekannter

1) Vergl. Falkenberg, Vergl. Unters. p. 196.

2) Vergl. p. 437.

chemischer Zusammensetzung. Die Stärke verschwindet gewöhnlich vom inficierten Gewebe. Es unterliegt also keinem Zweifel, dass wir in diesem Fall mit einem endotrophischen Mycorrhiza¹⁾ zu thun haben. Der Wurzelpilz fehlte in keiner der von mir untersuchten Arten und ist sowohl in den epidermlosen Nebenwurzeln von *Arundinaria*- und *Phyllostachys*-Arten als in den mit Epidermis versehenen *Bambusa*-Nebenwurzeln constant nachweisbar. Die Rindengewebe der Hauptwurzeln habe ich meist pilzfrei gefunden, abgesehen von den dünneren Wurzeln von *Arundinaria variabilis*, *Bambusa ramosa*, etc. Die Lösung der Frage nach der physiologischen Rolle²⁾, die dieser Pilzsymbiont in der Ernährung der Baumgräser spielt, will ich mir für künftige Studien vorbehalten.

DIE BLATTGEBILDE.

Die in zwei entgegengesetzten Reihen gelegenen, breiten Scheideblätter³⁾ umhüllen übereinander den ganzen Schössling und auch die wachsende Spitze des Rhizoms.

In der basalen, zum Knotengewebe übergehenden Region jedes Scheideblattes weisen die Leitstränge in ihrem Hadrom kein grosses getüpfeltes Gefäss auf, sondern sie besitzen nur zahlreiche, oft mehr als 15 Ring- oder Spiralgefässe, die mit einander mannigfach anastomosieren. In dem in der mittleren Partie des Scheideblattes ausgeführten Querschnitte erblickt man parallel-

1) Frank, Lehrb. d. Botanik. Bd. I, p. 274; Über neue Mycorrhiza-Formen. Ber. d. D. B. G. Bd. V, p. 400.

2) Es wurde neuerdings vielfach die Ansicht geäußert, dass die Pflanzen die mit Mycorrhiza ausgerüstet sind, der Assimilation des freien Stickstoffs befähigt seien. Vergl. Janse, Ann. d. Jard. Bot. Buit. Vol. 14, p. 200, und auch Nobbe, Landw. Versuchs-St. Bd. Ll, p. 241.

3) Rivière, Les Bambous. p. 76-82, p. 231.

verlaufende, abwechselnd starke und schwache Leitbündel, die in ihrem Bau kaum von den dem Stammorgan eigenen abweichen (Fig. 48). Sie sind mit einander durch die aus einigen Siebröhren und Gefäßen bestehenden Queranastomosen verbunden (Fig. 53). Die Bastbelege auf der Leptomseite stossen gewöhnlich unmittelbar an die stark verdickte Epidermis der Aussenfläche an (Fig. 51), aber bei dicken fleischigen Scheideblättern der *Phyllostachys*-Arten liegen fast alle Bündel mit ihren Bastbelegen ganz frei im Parenchym (Fig. 52). Entgegengesetzt den stärkeren Bündeln liegen die bandförmigen, meist 2-3 schichtigen Baststränge an der Blattinnenseite. Die letzteren kommen bei *Arundinaria Matsumuræ* sonst auch an der Blattaussenseite hier und da vor (Fig. 49). Das Scheideblattparenchym besteht aus dünnwandigen, saftreichen Zellen,¹⁾ von denen einige subepidermale Schichten bei unterirdischen, harten Scheideblättern sclerenchymatisch verdickt sind. Bei den derben oberirdischen Scheideblättern von *Arundinaria*-Arten tragen die an die Intercellularräume angrenzenden Flächen der Parenchymzellen die eigenthümlichen bald kugelförmigen, bald stäbchenförmigen Auswüchse, die starke Holzreaction geben (Fig. 54).

Die Spaltöffnungen kommen an der Ober- sowie Unterseite der Scheideblätter vor.

Die laubblatttragenden Blattscheiden stimmen in ihrem Bau mit den oben geschilderten Niederblättern wesentlich überein.

Die Laubblätter der Bambuseen sind schon wiederholt von vielen Forschern anatomisch untersucht worden. So haben Kareltschikoff²⁾, Magnus und Haberlandt die Armpallisa-

1) Die Parenchymzellen ausgewachsener Scheideblätter enthalten fast keine Stärke, sondern viel Glykose.

2) Kareltschikoff, Ub. d. faltenförmige Verdickungen in d. Zellen einiger Gramineen. p. 180. (Referat).

dennatur des Assimilationsgewebes erkannt. Bei Güntz finden wir Angaben über einige allgemeine Charakteristik der Bambuseenblätter, dabei führte das energische Auftreten der mechanischen Elemente ihn zur Aufstellung des „Bambuseentypus“ der Gramineenblätter¹⁾. Bei dieser Sachlage würde es berechtigt sein, dass ich mich hier nur auf einige kurze Notizen beschränke.

Um jedes Mestombündel bemerkt man zweierlei Scheiden²⁾, d.h. eine farblose Parenchym Scheide und eine innere verholzte Bastscheide (Fig. 55 u. 56). Die stets einschichtige Parenchym Scheide fehlt selbst bei kleinsten Bündeln nicht; bei stärkeren Bündeln ist sie oft dort stark verdickt und verholzt, wo sie an subepidermale Bastrippen anschliesst. Die wenigstens um das Leptom stets vorhandene Bastscheide wurde von Schwendener als Mestomscheide ausgezeichnet³⁾ und der echten Schutzscheide zur Seite gestellt. Dieselbe ist um die kleineren Bündel meist einschichtig, aber bei den stärkeren nicht selten mehr als 4 Schichten dick. Ferner verhalten die Elemente dieser Scheide sich gegen Schwefelsäure kaum anders als gewöhnliche verholzte Bastzellen, während sich die unverholzte Parenchym Scheide gegen dieses Reagens sehr widerstandsfähig erweist. So ist die in Rede stehende Scheide als eine vereinfachte Form der das Mestom vollkommen umschliessenden Bastscheide, wie ich sie schon bei den Stielbündeln beschrieben habe, aufzufassen.

IV. Der Entwicklungsvorgang der Schösslinge.

Als Gegenstand der folgenden Darstellung diente mir *Phyllostachys mitis*.

1) Güntz, Unters. üb. d. anat. Struct. d. Gramineenbl. p. 64.

2) Schwendener, Die Mestomscheiden der Gramineenblätter; Vergl. Strasburger, Leitungsbahnen, p. 344.

3) Schwendener, l.c. p. 178.

Die auf jedem Knoten der wachsenden Rhizomspitze angelegte Knospe wird erst im nächsten Jahre zu einem kleinen Schössling mit dem schon differenzierten, verholzten, ca. 1 cm langen Stiel ausgebildet. Diesen letzteren nenne ich kurzweg den Schössling des 2ten Stadiums, während die dem Knoten dicht anliegende, stiellose Knospe als 1stes Stadium von diesem unterschieden wird. Wenn man einen Querschnitt in der oberen Region dieses kleinen Schösslings ausführt, so sieht man den Centralcylinder gesondert in einen peripherischen, schmalen, bündelführenden Ring und in umfangreiches Markgewebe, welches sich nach unten allmählig verschmälert. Auf dem Längsschnitt sieht man dicht unterhalb des Urmeristems vom Vegetationspunkt beginnend eine grosse Anzahl abwechselnd stärkereiche und stärkearme Zonen, welche letztere sich in späteren Stadien zu Internodien verlängern.

Der Schössling des 2ten Stadiums nimmt im Laufe des Sommers an Grösse zu und wächst im Spätherbst (October-November) schon zu einem mittelgrossen Schössling des 3ten Stadiums. In diesem Zustande verharrt er während des Winters.

Anscheinend schon in März tritt eine rasche Zunahme an Grösse ein und im Anfang April erreichen die Schösslinge unter der Erde eine ansehnliche Grösse, die ich als 4tes Stadium kennzeichnete. Der Schössling ist mit zahlreichen geräumigen, dicken Scheideblättern bedeckt. Der verholzte Stiel ist nun ca. 2 cm lang und 0.9-1.2 cm dick geworden. Die unteren, an den Stiel sich direct anschliessenden, etwa zehn Internodien, deren mittlere Höhe 1-2 cm beträgt, sind mit zahlreichen 3-4 mm dicken und bis etwa 15 cm langen Wurzeln dicht besetzt. Ueber den inneren Bau ist folgendes zu bemerken. Die Spitze, unterhalb des Urmeristems, besteht aus abwechselnd stärkereichen und stärkearmen Zonen, deren Zahl binnen 6 mm 40 beträgt.

Die Dicke der beiden Zonen nimmt nach unten zu, und erst in Entfernung von 1.5-2.0 cm vom Vegetationspunkt entstehen im internodialen Markgewebe sichtbare Querrisse, deren Weite und Höhe in den nachfolgenden Internodien immer zunehmen. Diese primordialen Markhöhlen erreichen in den unteren, mit Wurzeln besetzten Internodien eine maximale Höhe von ca 3 mm, dabei besitzt das Diaphragm eine Dicke von 2.5 mm. Die Bündelanlage in der Spitzenregion besteht aus engen procambialen Zellen. Oberhalb der Stelle, wo die erste Markhöhle zum Vorschein kommt, erfolgt schon die Differenzierung in Elemente des Bündels.

Indessen tritt die Spitze des Schösslings allmählig auf der Erdoberfläche hervor; vom Ende April ab erfolgt dann ein rasches Wachstum desselben. Schon in Mitte Mai erreichen mehrere Schösslinge eine Höhe von 8-10 Meter, und an den oberen Nodien findet die Entfaltung von blatttragenden Aesten statt. Mehrere Internodien auf der Erde sind nur 6-9 cm lang und nach oben nimmt die internodiale Länge graduell zu. In mittlerer Höhe der Pflanze erreichen sie die Länge von 20 cm und mehr. Bis auf diese Region haben alle Internodien ihr Längenwachstum vollendet. Mehrere darauf folgende Internodien besitzen basale Wachstumszonen. Die von dort nach oben liegenden Internodien verjüngen sich allmählig zum Vegetationspunkt. Die noch in Streckung begriffenen Internodien sind stets mit Scheideblättern umhüllt. Der Schössling in diesem Zustande ist im 5ten Stadium.

Hier lasse ich einige Zahlenangaben folgen:

		Stadium II.			Stadium III.			Stadium IV.		
		1	2	3	1	2	3	1	2	3
Länge in cm.	Äussere Curvatur	4.4	4.2	4.6	20.2	19.3	16.0	56.7	48.0	48.5
	Innere Curvatur	3.7	3.8	3.4	13.9	13.4	12.0			
Maximalumfang in cm.		5.3	4.9	4.4	15.6	14.8	13.8	34.0	31.5	34.5
Gewicht in Gr.		4.18	4.21	4.11	173.0	154.0	116.5	1831.0	1432.0	2062.0

Tägliche Zuwachsmessungen
an jedem Mittag vom 24 April

Datum.		I.		II.		III.		IV.	
		Länge in cm.	Zuwachs.	Länge in cm.	Zuwachs.	Länge in cm.	Zuwachs.	Länge in cm.	Zuwachs.
April	24	34.9		37.2		45.7		27.2	
	25	38.1	3.2	43.1	5.9	51.3	5.6	31.0	3.8
	26	44.2	6.1	50.6	7.5	61.1	9.8	37.6	6.6
	27	53.4	9.2	62.4	11.8	75.0	13.9	46.1	8.5
	28	62.5	9.1	73.3	10.9	91.7	16.7	56.6	10.5
	29	74.1	11.6	87.4	14.1	114.4	22.7	72.9	16.3
Mai	30	86.8	12.7	101.3	13.9	135.3	20.9	86.8	13.9
	1	106.9	20.1	123.9	22.6	164.0	28.7	108.8	22.0
	2	137.9	31.0	158.3	34.4	205.8	41.8	141.9	33.1
	3	175.9	38.0	202.4	44.1	253.3	47.5	180.1	38.2
	4	199.1	23.2	230.7	28.3	283.5	30.2	207.7	27.6
	5	—	—	277.1	46.4	336.4	52.9	263.2	55.5
	6	300.5	50.*	333.7	56.6	398.6	62.2	319.0	55.8
	7	325.5	25.0	363.7	30.0	418.0	19.4	346.5	27.5
	8	338.6	13.1	375.6	11.9	447.6	29.6	361.2	14.7
	9	382.5	43.9	417.6	42.0	500.6	53.0	409.4	48.2
	10	423.9	41.4	464.5	47.0	546.9	46.3	452.6	43.2
	11	475.3	51.4	515.6	51.1	605.0	58.1	514.1	61.5
	12	551.0	75.7	—	—	—	—	597.9	83.8
	13	580.1	29.1	619.2	51.8*	721.4	58.2*	636.2	38.3
	14	631.6	51.5	661.9	42.7	786.4	65.0	664.6	28.4
15	719.6	88.0	744.7	82.8	846.1	59.7	710.7	46.1	

NB.—* Zuwachs ist Mittel von 2 Tagen.

** Nach Beobachtungen des hiesigen meteorologischen Observatoriums.

Ann. 1. Also bei diesen Messungen stieg der maximale Zuwachs nicht selten über 80 cm pro

Ann. 2. Das bisher bekannte stärkste Wachstum der Bambushalme beträgt 91.3 cm pro 24

Ann. 3. Auf die hier beobachteten auffälligen Wachstumsschwankungen und andere interes.

Um die erstaunlich grosse Schnelligkeit des Wachstums von Bambusschösslingen in dem 5ten Stadium zu demonstrieren¹⁾, führe ich hier einige von mir ausgeführte Messungen an *Phyllostachys mitis* an,

von *Phyllostachys*-Halmen,
bis 15 Mai ausgeführt.

V.		VI.		Wetterangaben.	Mittlere Temperatur.**	Mittlere relat. Humidität.**
Länge in cm.	Zuwachs.	Länge in cm.	Zuwachs.			
106.6				<i>klar, leiser Wind</i>	14° 4 C	50.2
121.2	14.6	52.6		<i>klar-wenig trüb</i>	12° 5	73.0
144.8	23.6	76.3	23.7	<i>klar</i>	15° 4	74.3
176.8	32.0	108.5	32.2	<i>klar</i>	16° 4	69.8
208.3	31.5	140.4	31.9	<i>wenig trüb</i>	15° 9	71.3
250.4	42.1	184.4	44.0	<i>klar, leiser Wind</i>	18° 1	43.5
284.8	34.4	216.8	32.4	<i>klar, leiser Wind</i>	14° 5	64.9
324.6	39.8	260.3	43.5	<i>klar, windig</i>	16° 7	73.0
378.4	53.8	322.0	61.7	<i>klar, windstill.</i>	18° 4	66.0
444.4	66.0	388.9	66.9	<i>Regen</i>	17° 6	80.0
484.2	39.8	429.2	40.3	<i>klar, leiser Wind</i>	13° 8	91.4
551.7	67.5	493.9	64.7	<i>wenig trüb</i>	17° 5	86.0
633.9	82.2	566.7	72.8	<i>Regen</i>	17° 7	82.6
672.4	38.5	607.0	40.3	<i>Regen</i>	11° 9	93.3
713.1	40.7	625.4	18.4	<i>halbklar, windig</i>	11° 6	86.6
755.5	42.4	675.4	50.0	<i>halbklar, windstill.</i>	15° 6	76.1
770.5	15.0	738.9	63.5	<i>klar, leiser Wind</i>	16° 6	81.2
				<i>klar, leiser Wind</i>	17° 8	65.0
				<i>Regen</i>	18° 3	84.8
				<i>klar, leiser Wind.</i>	14° 6	89.6
				<i>klar</i>	18° 5	78.2
				<i>klar</i>	20° 7	69.4

24 Stunden! Rivière fand denselben bei *Phyllostachys mitis* in Algier 57 cm pro 24 Stunden. Stunden. (Vergl. Pfeffer, Pflanzenphysiologie. Bd. II, p. 83.)
sante Fragen kann ich an dieser Stelle nicht weiter eingehen (Vergl. Kraus, l.c.).

V. Verhalten der Baustoffe während der Entwicklung der Schösslinge.

In diesem Kapitel will ich die Umwandlungs- und Wandlungsvorgänge verschiedener Baustoffe während der Entwicklung der Bambusschösslinge in wesentlichen Zügen darzustellen versuchen.

DIE RESERVESTOFFE.

Unter stickstofffreien Reservestoffen, die sich in Bambuspflanzen vorfinden, kommt die Stärke in erster Linie in Betracht.

Im zeitigen Herbst, wo die Ablagerung der Reservestoffe schon stattgefunden hat, konnte ich sie in oberirdischen und unterirdischen Theilen aller untersuchten Arten in wechselnden Mengen auffinden. Die *Phyllostachys*-Arten, welche mit einem umfangreichen, unterirdischen Rhizomsystem ausgerüstet sind, pflegen nur sehr kleine Mengen der Stärke in ihren Halmparenchymzellen aufzuspeichern. Bei allen Arten wird die grösste Menge der Stärke in Rhizomen und Wurzeln deponiert. Die Parenchymzellen der Knoten sind stets äusserst stärkereich und die Blattscheiden einiger Arten speichern ebenfalls die Stärke im Parenchym auf. Die Siebröhren sind dagegen höchst inhaltarm; ich habe nur selten winzige Stärkekörner in denselben nachgewiesen. Es waren aber kleine Mengen von Glykose und Rohrzucker stets vorhanden. Beachtenswerth ist die Gestalt der Stärkekörner; bei *Bambusa palmata*, *B. Veitchii* und *B. paniculata* sind sie aus zahlreichen kleinen Theilkörnern zusammengesetzt (Fig. 57). Solche polyadelphische Stärkekörner¹⁾ kommen nach Nägeli in Stammgebilden nur selten vor.

1) A. Meyer, Untersuchungen über die Stärkekörner. p. 204.

Der reducierende Zucker ist ziemlich reichlich in Halmen und Rhizomen im Winterzustande nachzuweisen. Die winzigen Fetttröpfchen sind oft im Halmparenchym von *Phyllostachys mitis*, *Arundinaria Simoni*, *Arundinaria Hindsii* u.s.w. angetroffen, aber sie kommen jedenfalls als Reservestoffe kaum in Betracht.

Um eine Vorstellung über die Mengenverhältnisse der aufgespeicherten Stärke zu anderweitigen Bestandtheilen der Reservestoffbehälter zu gewinnen, habe ich einige Analysen der zweijährigen Rhizome von *Phyllostachys mitis* ausgeführt¹⁾. Es ergab folgendes:

	% Gehalt der Trockensubstanz.
Stärke	24.01
Reducierender Zucker.....	0.95
Nicht reducierender Zucker.....	4.31
Rohproteinstoffe (N × 6.25)	5.41
Fette	0.61
Rohfaser	47.32
Asche	8.74
Unbestimmte Stoffe (Differenz)...	8.65
	100.00

1) Das am 25 November gesammelte, kräftige Rhizomstück von *Phyllostachys mitis*, dessen Parenchym sich zuvor bei microscopischer Beobachtung als von Stärke strotzend erwies, wurde mittelst des Hobels abgeschaut, schnell bei 70°–80° getrocknet, und zu einem feinen Schrot gemahlen. Von diesem lufttrockenen Rhizomschrot wurde ein bestimmtes Quantum abgewogen und zu jeder Bestimmung verwendet.

Das Trockengewicht des Schrots wurde nach weiterem 4 stündigen Trocknen bei 100° (zur Gewichtskonstanz) bestimmt.

Die Stärke wurde mittelst der Erhitzung im Soxhlet'schen Autoclave verzuckert.

Die löslichen Kohlehydrate wurden nach 5-6 maligem Anziehen mit kaltem Wasser binnen 24 Stunden erschöpft. Der nichtreducierende Zucker wurde nach Inversion mit verdünnter Schwefelsäure bestimmt. Alle Bestimmungen der Zucker wurden nach Meissl-Allihn'scher Gewichtsmethode ausgeführt.

Der Gesamtstickstoff wurde nach Kjeldahl und der Eiweißstickstoff nach Stutzer bestimmt.

Die Fasersubstanz wurde durch Weender'sches Verfahren bestimmt.

Das Ätherextract wurde ohne weiteres als Oel angenommen.

Man sieht also, dass die Stärke wohl als Hauptreservestoff zu betrachten ist, dagegen sind die Proteinstoffe in verhältnissmässig geringer Menge vorhanden.

Nun schien es mir erwünscht zu wissen, eine wie weite Strecke des Rhizoms zum Auswachsen eines Schösslings dienen sollte, so habe ich im Anfang Februar von einer Plantation von *Phyllostachys bambusoides* eine Anzahl Rhizomstücke ausgegraben und die auf Knoten vorkommenden Schösslinge (im 3ten Stadium) aufgezählt. Es ergab folgendes Resultat:

Zahl der Rhizomstücke	Gesamtanzahl der Internodien	Halme	Rhizomzweige	Schösslinge
69	632	5	39	15

Aus obigem berechnete ich das Zahlenverhältniss der Rhizominternodien zu einem Schössling, wie 42.1:1.

KOHLEHYDRATE.

Die stickstofffreien Reservestoffe in allen untersuchten Arten bestehen, wie schon erwähnt, hauptsächlich aus der Stärke. Dass der Stärkegehalt der Rhizome eine bemerkbare Verminderung während des Winters erleidet, wie es von Rosenberg¹⁾ für einige perennierende Gewächse dargethan wurde, konnte ich nicht in diesem Fall bestätigen, da ich grosse Anzahl von Rhizomen von *Phyllostachys mitis*, *Phyllostachys bambusoides*, *Phyllostachys Kumasasa*, *Arundinaria Hindsii*, *Arundinaria Narihira*, *Arundinaria quadrangularis*, *Arundinaria Matsumurae*, *Bambusa palmata*, *Bambusa nana* u.s.w. im Winter (Anfang Januar—Ende Februar)

1) Rosenberg, Die Stärke im Winter. Bot. Centralbl. Bd. LXVI, p. 337.

untersuchte und dabei keine merkliche Differenz in Bezug auf Stärkegehalt von den im Herbst beobachteten Exemplaren auffinden konnte. Auch die Wurzeln der untersuchten Arten enthielten in dieser Jahreszeit grosse Mengen von Stärke in ihrem Rinden- und Markparenchym, so z. B. bei den am 25. Januar gesammelten Exemplaren :

	<i>Phyllostachys mitis</i>	<i>Phyllostachys bambusoides</i>	<i>Arundinaria Hindsii</i>	<i>Arundinaria Narihira</i>
Rindenparenchym	4 ¹⁾	4	5	4
Markparenchym	3	2	3	3

Gleiches gilt für die oberirdische Halme von *Arundinaria*- und *Bambusa*-Arten.²⁾ Merkwürdigerweise nimmt die Menge des reducierenden Zuckers während des Winters unverkennbar zu. Sodann kann man leicht mehr oder minder bedeutende Mengen desselben im Halm- und Rhizomparenchym obengenannter Arten nachweisen.³⁾

Aber in Stadium IV, wo die unterirdischen Schösslinge ein

1) Bequemlichkeitshalber habe ich zur Bezeichnung des Stärkegehaltes folgende Ziffern benutzt :

0—bei gänzlicher Abwesenheit von Stärke ;

1—wenn ein Theil des Gewebes stärkefrei ist, während der andere wenige Körnchen in den Zellen führt ;

2—wenn alle oder die meisten Zellen wenige Stärkekörner enthalten ;

3—wenn ein Theil der stärkeführenden Zellen wenige Stärkekörner enthält, während der andere recht viel Stärke führt ;

4—wenn das Gewebe recht viel Stärke enthält ;

5—wenn alle oder die meisten Zellen strotzend gefüllt sind.

2) Vergl. A. Fischer, Beiträge zur Physiologie der Holzgewächse. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXII, p. 92, p. 112.

3) Dieser Zucker geht aber grösstentheils schon im Anfang März wieder verloren, ohne dass dabei eine bemerkbare Stärkezunahme stattfand. Auch fielen die Versuche den Zucker in der abgeschnittenen Halmtheilen durch künstliche Erwärmung (im Treibhaus bei 17°–20°C.) zur Stärke überzuführen negativ aus.

rasches Wachstum begannen, ist die deutliche Stärkezunahme in mehreren Rhizominternodien in der Nähe von Knoten, an welchen der wachsende Schössling sitzt, zu beobachten. So z.B. bei *Phyllostachys mitis* :

	Anfang November	Ende December	Anfang Februar	Anfang März	Mitte April
Rindenparenchym	4	4-3	3-4	3-4	5
Centralcylinderparenchym	2	2	2	2	4-5
Markparenchym	3	4	3-4	3-4	5

Diese Stärkezunahme mag jedoch darauf beruhen, dass die von ferneren Theilen des Rhizoms in Form von Zucker zugeführten Kohlehydrate hier in der Nähe des Schösslings transitorisch in Stärke umgewandelt werden. Dafür sprechen die Umstände, dass erstens in entfernteren Rhizominternodien keine entsprechende Stärkezunahme stattfand, und zweitens schon in dieser Zeit ein Blutungssaft, der eine wichtige Rolle beim Zuckertransport spielt, von jeder beliebigen Schnittfläche des Rhizoms hervorquillt.

Die Stärkezunahme ist vor allem im verholzten Stieltheile des Schösslings ausgeprägt :

	Ende December	Anfang Februar	Anfang März	Mitte April
Rindenparenchym	2-3	2	5-4	5
Centralcylinderparenchym	3	2	4-3	5
Hadromparenchym	0	0	0	0

Gleichzeitig wurde die partielle Entleerung der Rhizomknoten, an welche die Schösslinge sitzen, beobachtet, obgleich die nächst folgenden Internodien, wie schon bemerkt, noch von Stärke erfüllt waren.

Von jetzt ab wird die Stärke im Rhizome nach und nach aufgelöst und schon in dem Stadium V, wo die Schösslinge auf der Erde 4-6 Meter hoch wuchsen, verschwinden fast sämtliche Stärkekörner vom Parenchym der benachbarten Rhizominternodien. So zum Beispiel bei *Phyllostachys mitis*:

Rhizominternodien—

	16. April	9. Mai	19. Mai
Rindenparenchym	5	1	0
Centralcylinderparenchym	5	1-2	0
Markparenchym	5	4-3	1

Nodium—

	16. April	9. Mai	19. Mai
Subepidermale sclerotische Schicht	4	0	0
Rindenparenchym	4	0	0
Centralcylinderparenchym	1-2	0	0

Stiel des Schösslings—

	16. April	9. Mai	19. Mai
Subepidermale sclerotische Schicht	0	0	0
Rindenparenchym	5	1-0	0
Centralcylinderparenchym	5	0	0

Hier findet auch in der Wurzel eine entsprechende Stärkeentleerung statt:

	16. April	19. Mai
Rindenparenchym	{ äusseres grosszelliges inneres kleinzelliges	5
		5
Markparenchym	5-4	0

Merkwürdigerweise konnte ich bei so raschem Auflösen der Stärke eine entsprechende Glykosebildung im Parenchym nicht beobachten; bei der Zuckerprobe nach Schimper erhielt ich nur Spuren von Oxydulkörnern in Parenchymzellen.

Die Kohlehydrate in wachsenden Schösslingen verhalten sich im Grossen und Ganzen analog mit denjenigen in von Sachs, H. de Vries u. A. untersuchten Pflanzen.¹⁾ Indess ist folgendes noch zu bemerken.

Die Abwesenheit von Stärke im Urmeristem des Vegetationspunktes habe ich im allgemeinen constatiert. Die feinkörnige Stärke wird erst an der Stelle, wo die erste Differenzierung der Bündelanlage und des Grundparenchyms auftritt, nachweisbar und man kann abwechselnd stärkereiche und stärkearme Zonen deutlich sehen. Nach unten tritt der Unterschied im Stärkegehalt dieser abwechselnden Zonen immer schärfer hervor. Der reducierende Zucker tritt an der Spitze weiter unten als Stärke auf und zwar zuerst in dem Marke der internodialen Zone, wo der erste Anfang der Zellstreckung sich durch Zerreißen von Gewebe kund thut. Selbst die fertig gestreckten, unteren Internodien des mehrere Meter hohen Schösslings bleiben noch lange Zeit von der Glykose erfüllt. Sobald die Streckung eines Internodiums vollendet ist, verschwindet die Stärke aus dem Parenchym, abgesehen von einigen winzigen Körnchen in 2-3 Zellen bei Durchlassstellen

1) Hier seien nur folgende erwähnt:

Sachs, Physiologische Untersuchung üb. d. Keimung von Schminkbohne.—Sachs, Keimungsgeschichte der Gräser.—De Vries, Wachstumsgeschichte der Zuckerrübe.—De Vries, Keimungsgeschichte der Kartoffelknollen.—Detmer, Vergl. Physiologie d. Keimungsprocess der Samen.—Hoffmann, Über d. Stoffwanderung bei d. Keimung von Weizen- und Kleesamen.—A. F. A. C. Went, Chemisch-physiologische Untersuchungen üb. d. Zuckerrohr.

2) Vergl. Sachs, Üb. d. Stoffe welche d. Material z. Wachstum d. Zellhäute liefern. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III, p. 207.

der Bündel. Da hierbei sämtliche Zellwände noch keine nennenswerthe Verdickung zeigen, so erfolgt die weitere Ausbildung der Bündelelemente ohne Gegenwart der umgebenden Stärkescheide, in welcher nach Heine¹⁾ die nöthigen Baustoffe als Stärke deponiert werden sollen. Die besonders starke Zuckeransammlung in einigen Parenchymschichten um die in Ausbildung begriffenen Bastbelege herum vertritt hier die Stelle der fehlenden Stärkescheide und daher mag sie als Zuckerscheide²⁾ bezeichnet werden.

In der wachsenden Wurzel bemerkt man die kleinste Menge der winzigen Stärkekörner nur in der noch zartwandigen Endodermis. Hingegen ist in der Haube von der ersten Anlage die Stärke in ihren Zellen festgehalten.³⁾ Der reducierende Zucker kommt in der ganzen Länge der Wurzel, ausser der 4-5 mm langen Strecke der Spitze und der Haube, reichlich vor. Erst in der ca. 40 cm lang gewachsenen Wurzel wird die Abnahme und zuletzt das Verschwinden vom Zucker an der Wurzelbasis bemerkbar.

Wie schon erwähnt konnte ich in Rhizomen und Wurzeln, wo die Reservestärke in Auflösung begriffen war, gewöhnlich nur eine Spur von Glykose auffinden. Analoge Fälle sind bereits bekannt. So z.B. gelangte es Sachs nicht, in Cotyledonen der keimenden *Phaseolus*-Samen, in Schildchen von *Triticum* und *Zea* und auch in Funiculus verschiedener Samen die Glykose nachzuweisen⁴⁾, obgleich hier das Vorhandensein der gelösten

1) Heine, Die physiologische Bedeutung der sogenannten Stärkescheide. Landw. Versuchs-St. 1888. p. 115.

2) H. de Vries hat früher den Ausdruck im analogen Sinne mit „Leitscheide“ Schimper's angewandt.

3) Vergl. Sachs, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. III, p. 203.

4) Sachs, Über die Stoffe, welche das Material zum Wachstum der Zellhäute liefern. Jahrb. f. wiss. Botanik. Bd. III, p. 248.

Kohlehydrate von vornherein erwartet werden musste. In gewissen Fällen dieser Art ist es nicht unwahrscheinlich, dass die Glykose durch andere lösliche Kohlehydrate ersetzt wird.¹⁾

In treibenden Rhizomen von *Phyllostachys mitis* habe ich nun den Rohrzucker in stärkehaltigen Parenchymzellen mittelst der Invertin-Methode nachgewiesen. Ferner in Rhizomen, von welchen fast alle Stärkekörner schon verschwunden waren (Stadium V), beobachtete ich noch erhebliche Mengen Rohrzucker. Uebrigens habe ich in folgenden Arten den Rohrzucker in Rhizomen während des Austreibens der Schösslinge beobachtet: *Phyllostachys bambusoides*, *Phyllostachys puberula* und *Arundinaria japonica*; und in folgenden im Halmparenchym während des Austreibens der Zweigknospen: *Bambusa palmata* und *Arundinaria japonica*. Ferner erhielt ich die Rohrzucker-Reaction in Halmen von *Phyllostachys Kumasasa*, *Arundinaria Simoni*, und *Arundinaria Hindsii* var. *graminea*. In den Wurzeln von *Phyllostachys mitis*, deren grosskörnige Reservestärke in Auflösung begriffen war, konnte ich ebenfalls Rohrzucker nachweisen. Gleiches gilt für verholzte Stieltheile der Schösslinge. In allen diesen Fällen kommt Rohrzucker hauptsächlich im Parenchym und viel weniger in Siebröhren vor. Nun liegt mir der Gedanke nahe, dass in diesem Falle die Kohlehydrate hauptsächlich in Form des Rohrzuckers von Zelle zu Zelle wandern²⁾.

Vom Rohrzucker ist noch zu erwähnen, dass ich ihn im

1) So z. B. wurde für Gramineen-Scutellum das Vorhandensein vom Rohrzucker anstatt Glykose von Grüss auf microchemischem Wege sowie auf experimentelle Weise sichergestellt. (Vergl. Ber. d. D. B. G. Bd. XVI, p. 17.). Puriewitsch (Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXI, p. 53.) hat bei der ersten Periode der Entleerung der Reservestärke das Auftreten nichtreduzierenden Zuckers beobachtet. Vergl. Leclaire du Sablon, Recherche sur les Reserve Hydrocarbonées des Bulbes et des Tubercules. Rev. gen. d. Bot. 1899.

2) Vergl. E. Schulze, Ueber die Verbreitung des Rohrzuckers in den Pflanzen und über seine physiologische Rolle. Zeitschrift f. physiol. Chemie. Bd. XX, p. 552.

jungen Gewebe unterhalb des Urmeristems, wo schon eine Differenzierung in nodiale und internodiale Zonen stattgefunden hat, manchmal, wenn auch nicht immer, durch Invertin-Methode nachgewiesen habe¹⁾.

EIWEISS UND AMIDOVERBINDUNGEN.

Im Jahre 1872 hat Pfeffer²⁾ zuerst die hohe Bedeutung des Asparagins in der Translocation und Bildung von Eiweiss beim Keimen von *Lupinus luteus* und einigen anderen Papilionaceen auf microchemischem Wege nachgewiesen. Er hat nämlich constatirt, dass das Asparagin als Auflösungsproduct des Reserveproteins in Cotyledonen entsteht und dann wachsenden Theilen zugeführt wird, und ferner, dass wenn Kohlehydrate bei der Assimilation sich vermehren, das gebildete Asparagin zum Eiweiss regeneriert wird³⁾. Die letzterwähnte Thatsache hat er später durch die Kulturversuche im Dunkeln und in kohlenstofffreier Luft weiter begründet.⁴⁾ Seit diesen zum ersten Male exact ausgeführten Arbeiten Pfeffer's wurde die Frage nach Eiweissumsetzungen mit immer wachsender Eifrigkeit seitens der Botaniker und Chemiker verfolgt, was zu zahlreichen Arbeiten Veranlassung gab. Schulze und seinen Schülern verdanken wir besonders eine Reihe der Versuche über jene Amidover-

1) Ich habe im Gewebe dieser Region eine schöne rosarothte Färbung mit conc. Schwefelsäure erzielt. Diese Reaction deutet darauf hin, dass hier ein lösliches Kohlehydrat neben Eiweiss vorhanden ist. Vergl. Frankfurt, Zur Kenntniss der chemischen Zusammensetzung des ruhenden Keimes von *Triticum vulgare*. Landw. Versuchs-St. 1896. p. 461.

2) Pfeffer, Untersuchungen über die Proteinkörner und die Bedeutung des Asparagins. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII, p. 429.

3) Pfeffer, *l.c.* p. 558.

4) Pfeffer, Über die Beziehung des Lichtes zur Regeneration von Eiweissstoffen aus dem beim Keimungsprocess gebildeten Asparagin. Monatsber. d. Acad. d. Wiss. z. Berlin. Dec. 1873.

bindungen und Hexonbasen, wie Glutamin, Leucin, Tyrosin, Phenylalanin, Arginin u.s.w., die neben Asparagin beim Eiweissumsatz auftreten. Namentlich hat Schulze schon in einer im Jahre 1878 publicierten Arbeit die Ansicht geäußert, dass in Lupinenkeimlingen andere Nichteiweiss-Verbindungen, die neben Asparagin auftreten, auch zur Regeneration des Eiweisses dienen müssen¹⁾. In demselben Jahre hat Borodin eine allgemeine Verbreitung von Asparagin im Pflanzenreiche festgestellt, dabei sprach er aus: „Sobald irgend ein lebenskräftiger Theil irgend einer Pflanze arm an stickstofffreien Substanzen wird, sieht man in ihm Asparagin als Zersetzungsproduct des Eiweisses auftreten und sich mit der Zeit immer mehr anhäufen.“²⁾ Demnächst fand Kellner³⁾ in jungen Theilen der Gräser eine bedeutende Menge Amide, und äusserte zuerst die Ansicht, dass die Amide durch Synthese aus anorganischen Stickstoffverbindungen entstehen. Auch Hornberger⁴⁾ meinte, dass die Amide, die in Maiskeimpflanzen auftreten, synthetische Producte seien. Suzuki⁵⁾ hat angegeben, dass er bei Einführung von anorganischen Salzen wie Ammoniumnitrat und Natriumnitrat in verschiedenen Pflanzen eine Asparaginbildung bewerkstelligen konnte. Emmerling⁶⁾ hat auch Amidosäuren als synthetische Producte angesehen, aber es fehlt an einem experimentellen Beweis. So kann die Bildung des Aspara-

1) E. Schulze, Über Zersetzung und Neubildung der Eiweissstoffe bei der Keimung von gelber Lupine. (Jahresber. f. Agr. Chem. 1878. p. 211).

2) Borodin, Über die physiologische Rolle und die Verbreitung des Asparagins in Pflanzenreich. Bot. Zeit. 1878. p. 826.

3) Kellner, Landw. Jahrbücher. Bd. VIII. Suppl. 1879.

4) Hornberger, Chemische Untersuchung über das Wachstum der Maispflanze. Landw. Jahrb. 1882.

5) Suzuki, On the Formation of Asparagin in Plants under different Conditions. Bull. of the College of Agriculture. Bd. II, p. 409.

6) Emmerling; Studien über Eiweissbildung in der Pflanze. Landw. Versuchsst. 1887. p. 7.

gins und der anderen Amidokörper entweder durch Zerfall des Eiweisses oder durch geeignete Synthese erfolgen. Ob diese oder jene geschieht muss von Fall zu Fall bestimmt werden.

Jedenfalls ist es seit Pfeffer's bahnbrechender Untersuchung klar, dass die Amide und Amidosäuren, deren Entstehungen in verschiedenen Fällen verschieden sein können, nachher für Eiweissregeneration verbraucht werden. Gegenwärtig ist es aber noch nicht sicher ob verschiedene Amide und Amidosäuren ganz gleichwerthig für Eiweissregeneration dienen. Zwar hat Hansteen¹⁾ in seiner interessanten Arbeit gezeigt, dass bei *Lemna minor* verschiedene, künstlich eingeführte Amide und Amidosäuren je nach der Qualität der disponiblen Kohlehydrate sich für Eiweissbildung verschieden verhalten. So liegt der Gedanke nahe, dass die in bestimmten Keimpflanzen auftretenden Amidokörper auch ungleichen Werth für Eiweissbildung besitzen. Früher war Schulze²⁾ der Meinung, dass das Asparagin schwerer verwendbar als andere Amidokörper ist und daher in Keimpflanzen zur Anhäufung kommt. Aber Loew³⁾ behauptete, dass das Asparagin dem Eiweiss näher steht als andere Amidokörper, und vermuthete auch, dass die letzteren weiter zerfallen unter Bildung von Formaldehyd und Ammoniak, aus denen durch synthetische Prozesse Asparagin entsteht. Erst neulich ist Schulze⁴⁾ zu einer ähnlichen Vorstellung gelangt. Er spricht die Ansicht aus, dass das Asparagin (und auch Glutamin) in den

1) Hansteen, Beiträge zur Kenntniss der Eiweissbildung und die Bedingung der Realisirung. Ber. d. D. B. G. Bd. XIV, p. 362.

2) Schulze, Über den Eiweissumsatz im Pflanzenorganismus. 1880. p. 30.

3) O. Loew, The Energy of living Protoplasm. Bulletin of the College of Agriculture Bd. II, p. 64.

4) Schulze, Über den Umsatz der Eiweissstoffe in den lebenden Pflanzen. Zeit. f. physiol. Chemie. Bd. XXIV, p. 60.

Schulze, Über die Bildungsweise des Asparagins in den Pflanzen. Landw. Jahrb. 1898. p. 509; p. 513.

Keimpflanzen zum grossen Theil durch Umwandlung der Amidosäuren, die als directe Eiweisszersetzungsproducte betrachtet werden können, entstehen, und dass die Amidosäuren einmal zu leicht verwendbaren Amididen¹⁾ übergeführt werden, bevor sie sich in Eiweiss verwandeln.²⁾ Bei dieser Sachlage ist es wünschenswerth im concreten Falle die Localisation und das Verhalten von Amididen und Amidosäuren zu verfolgen und damit einiger-massen Aufschlüsse über die Beziehung zur Eiweissregeneration der beiden verschiedenen Stoffe zu gewinnen.

Bei dem vorliegenden Falle der Entwicklung der Bambusschösslinge kommen Tyrosin und Asparagin reichlich vor. Die genannten Vertreter von beiden Stoffgruppen sind glücklicherweise leicht auf microchemischem Wege bestimmbar.

Hier lasse ich ältere Angaben über das Vorkommen des Tyrosins vorangehen. Gorup-Besanez³⁾ fand es zuerst im Wickenkeimlinge. Schulze und Barbieri⁴⁾ fanden es in etwas grösserer Menge in Kürbiskeimlingen. Auch in Lupinenkeimlingen scheint es nicht zu fehlen; da Belzung⁵⁾ aus Extract der

1) Eine entgegengesetzte Meinung, dass das Asparagin ein für Eiweissregeneration wenig geeignetes Material sei, wurde neuerdings wieder von Prianschnikow (Landw. Versuchs-St. 1899. Bd. LII, p. 347 ff.) vertreten.

2) Unter neueren Publicationen über Eiweiss-synthese, die nach Vollendung meines Manuscriptes in meine Hand gelangten, seien nur folgende zu erwähnen:

Prianschnikow, Eiweisszerfall und Athmung in ihren gegenseitigen Verhältnissen. Landw. Versuchs-St. Bd. LII, p. 137.

Hansteen, Über Eiweiss-synthese in grünen Phanerogamen. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXIII, p. 417.

Prianschnikow, Die Rückbildung der Eiweissstoffe aus deren Zerfallsproducten. Landw. Versuchs-St. 1899. p. 347.

Schulze, Über Eiweisszerfall und Eiweissbildung in der Pflanze. Ber. d. B. G. 1900. Heft. 2. p. 36.

Emmerling, Studien über die Eiweissbildung in der Pflanze. Landw. Versuchs-St. Bd. LIV, p. 215.

3) Gorup-Besanez, Ber. d. D. C. G. VII, p. 146; p. 569.

4) Landw. Jahrb. Bd. VII, p. 431.

5) Belzung, Recherche sur l. Germination etc. Ann. d. Sc. nat. Bot. Ser. VII, T. 15. p. 234.

Keimlinge von *Lupinus luteus* Tyrosinkristalle isolieren konnte, obwohl ihm der microchemische Nachweis des Tyrosins nicht gelang. Ferner fand es Schulze¹⁾ in Cotyledonen keimender *Lupinus*arten, etiolierten Keimlingen der *Lupinus angustifolius*, Endosperm von *Ricinus communis* und etiolierten Pflanzen von *Tropaeolum majus*. In allen diesen Fällen ist die Menge des gefundenen Tyrosins immer sehr gering, so dass man auf microchemische Verfolgung desselben verzichten muss. Schulze bemerkte, dass der Grund des geringen Vorkommens von Tyrosin darin liegt, dass es eine viel regere und schnell verlaufende Umwandlung erleidet.²⁾ In unterirdischen Pflanzentheilen ist Tyrosin öfters auf chemischem Wege gefunden. Schulze und Barbieri fanden Tyrosin neben Leucin in den Kartoffelknollen und in der Wurzel von *Beta vulgaris*.³⁾ Auch Planta⁴⁾ fand es in den Knollen von *Stachys tuberosa*. In der botanischen Litteratur finden wir nur vereinzelte Angaben. Prantl⁵⁾ hat Krystalle, die wie Tyrosin reagierten, aus in Alcohol aufbewahrten Stengeln von *Dahlia variabilis* erhalten. Borodin⁶⁾ fand in Blättern der etiolierten Kartoffel, die mit absolutem Alcohol behandelt wurden, Tyrosinkristalle. Ferner fand er dergleichen in *Vicia sativa*, *Tropaeolum majus* etc. Aber es ist hier zu bemerken, dass diese Befunde ausschliesslich von abgeschnittenen und in Wasser weiter cultivierten Zweigen herrührten und gleichzeitige chemische

1) Schulze, Üb. d. Umsatz d. Eiweissstoffe in d. leb. Pflanze. Zeit. f. physiol. Chemie. Bd. XXIV, p. 58.

2) Schulze, l.c. p. 50.

3) Vergl. Schulze, Über den Eiweissumsatz im Pflanzenorganismus. 1880. p. 24.

4) Planta, Über die Zusammensetzung der Knollen von *Stachys tuberosa*. Landw. Versuchs-St. Bd. 35, p. 473.

Vergl. ferner Schulze, Zeits. f. physiol. Chemie. Bd. XXIV, p. 85.

5) Prantl, Das Inulin. 1870. p. 61.

6) Borodin, Über die physiologische Rolle und die Verbreitung des Asparagins. Bot. Zeit. 1878. p. 819.

Belege fehlten. Erst später hat er¹⁾ einmal in normalen, jungen *Dahlia*-Blättern Tyrosin aufgefunden. Noch später hat Leitgeb²⁾ den Gehalt der *Dahlia*-Knollen an Asparagin und Tyrosin constatiert.

Bevor ich zur Besprechung meiner Beobachtungen fortschreite, will ich hier die Ergebnisse von chemischen Untersuchungen Kozai's³⁾ kurz erwähnen. Er hat die Analyse des Schösslings (Stadium IV) von *Phyllostachys mitis* ausgeführt; sie ergab folgendes :

	% Gehalt der Trockensubstanz.
Rohproteinstoffe.....	25.12
Fette	2.49
Rohfaser.....	11.60
Stärke	3.33
Glykose	8.15
Andere N-freie ext. Stoffe.....	30.49
Asche	9.22
Unbestimmbare Stoffe.....	9.60
	100.00

Für die Vertheilung des Stickstoffs auf Proteinstoffe und nichtproteinartige Verbindungen ergaben sich folgende Zahlen :

N in Proteinstoffen	1.22%	der Trockensubstanz.
N in nichtproteinartigen Stoffen ...	2.82%	„ „
Gesamtstickstoff	4.04%	„ „

So sieht man, dass die Schösslinge grosse Mengen von stickstoffhaltigen Substanzen enthalten, im auffallenden Gegen-

1) Borodin, Über einige bei Bearbeitung von Pflanzenschnitte mit Alcohol entstehende Niederschlag. Bot. Zeit. 1882. p. 589.

2) Leitgeb, Der Gehalt der Dahliaknollen an Asparagin und Tyrosin. Mittheil. a. d. bot. Inst. z. Graz. 1888. p. 222.

3) Kozai, On the nitrogenous non-albuminous Constituents of Bamboo shoots. Bulletin of the College of Agriculture. Vol. I. No. 7.

satz zum Rhizom, und insbesondere kommen die nichteiweissartigen Verbindungen in überwiegender Quantität vor. Kozai hat nach dem Schulze'schen Quecksilbernitratverfahren die seiden-glänzenden Nadelkrystalle aus dem Wasserauszug von Schösslingen erhalten, welche mit Sicherheit mit Tyrosin identifiziert wurden. Ferner hat er auch das Asparagin isoliert und durch verschiedene Reactionen und Bestimmung der Stickstoffzahl sicher nachgewiesen.

Bei meinen Studien wurden die obengenannten Substanzen, das Asparagin und das Tyrosin in ihrem Verhalten näher verfolgt. Beide sind nach Borodin'scher Methode reichlich und sicher nachweisbar, dabei scheint der vorhandene Zucker kein Hinderniss zur Krystallisation darzubieten.

Zunächst will ich das Verhalten von Asparagin und Tyrosin bei der Entwicklung der Schösslinge von *Phyllostachys mitis* kurz angeben.

Ich konnte weder Tyrosin noch Asparagin im urmeristematischen Gewebe der ganz jungen Knospen (Stadium I) finden, während in deren basalen, von Bündelanlagen durchsetzten Theilen Tyrosin schon regelmässig vorkommt. Nun die Schösslinge nehmen sehr langsam an Grösse zu und ihre Stieltheile werden, wie schon erwähnt, allmählig verholzt. Ich beobachtete, dass das Tyrosin mit der Zeit im Schösslingskörper erscheint und seine Menge immer grösser wurde, zugleich auch das Asparagin in nachstehender Menge. Wenn man einen 4-5 cm langen Schössling in diesem Stadium (Stadium II) untersucht, so sieht man folgendes: Der Vegetationspunkt bleibt frei von Amidosubstanzen. Erst 2-3 mm unten, wo die Bündelanlagen schon differenziert waren, erscheint die erste Spur von Tyrosin im parenchymatischen Gewebe. Asparagin tritt noch weiter unten ein, wo Zucker

in grösserer Menge vorkommt (etwa in der Mitte von der ganzen Länge des Schösslings), daneben viel Tyrosin. Zuletzt fand ich im Stieltheile keine Amide mehr. So coincidirt Asparagin in seiner Localization fast mit reducirendem Zucker. Pfeffer¹⁾ bemerkte schon derartiges Zusammentreffen von Traubenzucker und Asparagin in der ersten Periode der Keimung von *Lupinus luteus*. In diesem und auch im folgenden Stadium konnte ich weder Tyrosin noch Asparagin im Rhizom nachweisen.

Das oben definierte Stadium III wird im Laufe des Sommers erreicht. Während dieser Zeit nimmt die absolute Menge des Tyrosins sowie des Asparagins immer mehr zu, so dass die Krystalle des Tyrosins und des Asparagins unter dem Microskop in grösserer Menge und viel leichter gefunden werden; die Behandlung der Gewebe (die aber eiweissarm sind) mit Millon's Reagens bringt überall eine tiefere Färbung als in den vorigen Stadien. Die Vertheilung des Tyrosins und des Asparagins stimmt im Wesentlichen mit der des vorigen Stadiums überein. Dabei ist noch zu bemerken, dass das Tyrosin weniger in Nodien als in Internodien vorkommt. In diesem Zustande überwintern die Schösslinge ohne bemerkbare Veränderung bis Ende Februar. Von jetzt ab erwacht ein regerer Process im Schösslinge, und von Anfang—Mitte April wächst es schon zu einer beträchtlichen Grösse unter der Erde. Die Schösslinge in diesem Stadium (Stadium IV) werden auf dem Markt als Gemüse feil geboten. Die oben angegebene analytische Bestimmung Kozai's rührt auch von einem solchen Schösslinge her. In diesem Stadium bemerkte ich folgende Vertheilung: Der Vegetationspunkt ist frei von Amidokörpern, dagegen reich an Eiweiss, aber in jungen

1) Pfeffer, Über die Proteinkörner und die Bedeutung des Asparagins. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII, p. 539.

Scheideblättern, die zu dieser Region gehören, lassen sich stets kleine Mengen Tyrosins nachweisen, daher muss man bei Feststellung der Abwesenheit der Amidosubstanzen in der Spitze sie thunlichst von Scheideblättern befreien. Das Eiweiss, welches Biuretreaction giebt, ist in dieser Region besonders reichlich in Procambialsträngen nachweisbar. Nach Sachs¹⁾ wird das Eiweiss durch diese Gewebe dem Urmeristem zugeführt, und da ich hier in der Spitze keine Amide auffinden konnte, so kann die Wanderung des Eiweisses wohl in dem Sachs'schen Sinne geschehen. Das in dieser Weise von unten zugeführte Eiweiss befindet sich unterhalb des Urmeristems räumlich getrennt von Stärke in regelmässig abwechselnden Zonen von je ca. 0.15 mm Dicke. Diese Zonen deuten schon zukünftige Internodien und Nodien an, und befinden sich in den ersteren Eiweiss und in den letzteren Stärke. Erst 4 mm unter dem Vegetationspunkt tritt die erste Spur von Tyrosin auf und nach unten nimmt es immer in den parenchymatischen Zellen an Menge zu. Zugleich ist die Abnahme des Eiweisses in parenchymatischen Zellen leicht constatierbar. Das Asparagin kommt noch weiter unten (ca. 1-1.5 cm unter dem Vegetationspunkt) fast gleichzeitig mit reducirendem Zucker zum Vorschein. Da dicht unter dieser Region die erste Zerreiſung im Markgewebe, die den ersten Anfang der Markhöhle andeutet, stattfindet, so soll hier die Zellstreckung erst recht ausgiebig geworden sein. Nach unten nimmt die Menge des Tyrosins und des Asparagins stetig zu, und dabei übertrifft die Menge des Tyrosins bedeutend die des Asparagins. Am reichlichsten findet man

1) Sachs, Über die Leitung der plastischen Stoffe durch verschiedene Gewebeformen. Flora. 1863.

Es ist bekannt, dass das Eiweiss unter Umständen die Cellulosemembran hindurch diosmiren kann. Vergl. Puriewitsch, Physiol. Unters. üb. Entleerung der Reservestoffbehälter. Jahrb. f. wiss. Bot. XXXI, p. 68; Pfeffer, Pflanzenphysiologie. Bd. I, p. 613.

Tyrosin an Stellen, wo die Wurzelanlagen zur Bildung kommen,¹⁾ so dass Tyrosin beim Schneiden des Gewebes mit dem Messer sofort im Zelleinneren zu Krystallen erstarrt.²⁾ In den Bastzellanlagen der Gefässbündel, welche noch keine Wandverdickung zeigen, kommt das Tyrosin bedeutend reichlicher als im Parenchym vor. Die Ueberreste des Markparenchyms enthalten nur sehr wenig Tyrosin. Das Millon's Reagens bewirkt stark blutrothe Färbung des Zellsaftes, entsprechend dem hohen Gehalt an Tyrosin. Jedenfalls hat die absolute Menge des Tyrosins im Vergleich mit den vorigen Stadien bedeutend zugenommen. In dieser Region dagegen konnte ich das Asparagin nur mit Schwierigkeit auffinden. Es sei noch hervorzuheben, dass das Asparagin in der Regel in Knoten und Diaphragmen sich nicht befindet, dagegen fehlt es hier an Tyrosin nicht.

In den untersten Internodien, wo die Verholzung der Bastelemente schon eingetreten ist, verliert sich auch das Tyrosin.

Im Laufe des Aprils durchbrechen die Schösslinge einer nach dem andern die Erde und wachsen ungemein rasch in die Länge. Es ist nicht zu bewundern, dass in so schnell wachsenden Pflanzentheilen ein ausgiebiger Eiweissumsatz vor sich geht. Tyrosin und Asparagin sind sehr reichlich in den oberen wachsenden Internodien vorhanden, mit gleicher Vertheilungsweise wie im vorigen Stadium, d.h. Tyrosin tritt ca. 2 cm unter dem Vegetationspunkt auf und Asparagin ca. 4 cm unter demselben gleichzeitig mit reducierendem Zucker. Aber sehr interessant ist die Vertheilungsweise in halberwachsenen Internodien. Nämlich in der unteren weichen Wachstumszone eines solchen Internodiums befindet sich das Asparagin ziemlich viel neben reichlichem

1) ca. 10te Internodium von unten.

2) Siehe unten p. 432.

Tyrosin. Hingegen der obere, schon erwachsene Theil desselben Internodiums enthält kein Asparagin, aber Tyrosin in einer nahezu gleich grossen Menge wie im unteren weichen Gewebe. Hier werden Tyrosinkrystalle in jungen Bastzellen, die eben die erste Verdickung begonnen haben, reichlich ausgeschieden, aber es befindet sich viel weniger in Parenchymzellen. Ferner enthalten die Hadrom- und Leptomelemente niemals Tyrosin. Die Nodien und Diaphragmen enthalten weniger Tyrosin als in Internodien und gewöhnlich kein Asparagin. In den eben im Wachstum vollendeten Internodien kommt Tyrosin noch in fast gleich grosser Menge vor, aber Asparagin nicht mehr. In weiter unten liegenden älteren Internodien und Nodien verschwindet allmählig auch das Tyrosin, und mehrere ganz erwachsene und in Verholzung begriffene Internodien auf der Erdoberfläche sind durchgehends von Amidokörpern frei, obwohl sie noch reichlich die Glykose, wie schon bemerkt, im Parenchym aufspeichern.

Von den Scheideblättern habe ich hier nur zu erwähnen, dass sich in der basalen, weichen Wachstumszone jedes Blattes ziemlich viel Asparagin neben reichlichem Tyrosin befindet, und das erstere verliert sich schon an der Uebergangsstelle zu harten Theilen, während Tyrosin noch weiter oben im Parenchym der erwachsenen Spreitentheile reichlich vorkommt. So bemerkt man hier ein ganz ähnliches Verhältniss wie im Halm.

In einige mm hoher Wurzelanlage, sowohl in Periblem wie in Plerom, lässt sich fast kein Tyrosin nachweisen, obwohl dicht darunter liegendes Knotengewebe an demselben reich ist. In verschieden langen wachsenden Wurzeln ist die Spitze stets tyrosinfrei, und erst 1.5-2 cm unten ist eine Spur nachweisbar. Allerdings kommt Tyrosin nur in sehr kleiner Menge im Wurzelparenchym vor, so dass die microchemische Nachweisung

immer schwierig ausführbar ist. Noch spärlicher kommt Asparagin in wachsender Region vor. Diese Umstände können zum Theil dadurch erklärt werden, dass die Wurzeln nur langsam wachsen und demgemäss hier der ausgiebige Eiweissumsatz nicht stattfindet.

Die mit dem oben angegebenen ganz übereinstimmende Vertheilungsweise des Asparagins und des Tyrosins habe ich auch in Schösslingen folgender Arten constatirt:

Phyllostachys bambusoides,
Phyllostachys puberula,
Bambusa palmata.

In den von mir in dieser Beziehung untersuchten *Arundinaria*-Arten, nämlich:

Arundinaria japonica,
Arundinaria quadrangularis,
Arundinaria Matsumurae,
Arundinaria Hindsii,

zeigte Asparagin auch das gleiche Verhalten, während ich Tyrosin nur schwierig auffinden konnte, in auffallendem Gegensatz zu *Phyllostachys*-Arten. Wie dies zu Stande kommt ist mir unbekannt.

Ferner ist hier zu bemerken, dass ich in Rhizomen von *Bambusa palmata* Asparagin in geringer Menge nachweisen konnte, während es mir bei *Phyllostachys*-Arten nicht gelang.

Aus dem oben erörterten Befunde lasse ich folgende vier Sätze gelten, nämlich:

1. Tyrosin übertrifft Asparagin in Menge.
2. Tyrosin tritt in der Nähe vom Vegetationspunkt auf, dagegen kommt Asparagin noch weiter unten gleichzeitig mit Glykose zum Vorschein.

3. Asparagin verschwindet aus Nodien und Internodien sobald ihre Streckung aufhört, während Tyrosin noch lange Zeit in denselben erhalten bleibt.
4. Tyrosin verschwindet zuletzt aus ganz erwachsenen und in Zellwandverdickung begriffenen Internodien und Nodien.

Nun müssen die einmal vorhandenen und allmählich verschwindenden Amidokörper, wie schon bekannt, zur Eiweissregeneration, sei es direct oder indirect, verwendet werden, weil sonst weitere Zersetzungs- oder Oxydationsproducte, wie Ammoniak, Nitrate u.s.w. in den Schösslingsgeweben angehäuft werden müssen, was durchaus nicht der Fall ist. Zwar habe ich weder Ammoniak noch Nitrat mit Nessler's Reagens resp. Diphenylamin-Schwefelsäure in den betreffenden Geweben nachgewiesen.

Bei der Betheiligung an diesem Eiweissregenerationsprocess scheint, wie aus den oben erwähnten Thatsachen ersichtlich ist, Asparagin viel leichter verwendbar zu sein und so kommt es nur an Stellen, wo regere Eiweissbildungsprocesse stattfinden, vor. Auch in diesem Sinne lassen sich die folgende Beobachtungen erklären. In verkümmerten Schösslingen von *Phyllostachys mitis*, die täglich nur einige mm wachsen, während nebenbei stehende kräftige Exemplare täglichen Zuwachs von mehr als 70 cm zeigten, konnte ich in verschiedenen Internodien Asparagin niemals auffinden, dagegen kam Tyrosin dort reichlich vor. Ganz ähnlich verhalten sich die Rhizomspitzen von *Phyllostachys mitis* und *Phyllostachys bambusoides*, die im Spätherbst (October) untersucht wurden, wobei sie äusserst langsam wachsen. In verschiedenen Internodien derselben konnte ich trotz vielfacher Bemühungen kein Asparagin mit Sicherheit nachweisen, während Tyrosin dort reichlich vorkommt. Dass das Vorkommen von

Asparagin stets mit der lebhaften Stoffbildung bei schneller Streckung verbunden ist, ergibt sich auch aus folgender Bemerkung Pfeffers¹⁾: „War früher die Wurzel das lebhaftest wachsende Organ des Keimpflänzchens, so ist dieses jetzt das Stämmchen geworden und dementsprechend wendet sich jetzt der Hauptstrom von Glykose und Asparagin in dieses.“

Hingegen verhält sich das Tyrosin viel träger in dieser Beziehung, so dass es in schon erwachsenen Theilen lange Zeit zurückbleibt. Beim Verschwinden des Tyrosins aus ganz erwachsenem Internodium wird ein Theil *in loco* verbraucht, aber ein anderer Theil wird vielleicht den oberen wachsenden Internodiën zugeführt und dabei müssen die jungen Bastelemente als Leitungsbahnen benutzt werden, wie besonders reichlicher Gehalt an Tyrosin es vermuthen lässt.

In jeder Hinsicht sind Asparagin und Tyrosin nicht von gleichem Werthe. Das erste ist ausgezeichneter Eiweissbaustoff, während das zweite es nur bis zu einem gewissen Grade ist, Soweit es leichte Verwendbarkeit des Asparagins anbetrifft, steht mein Ergebniss mit Hansteen¹⁾ im Einklang.

Wie entstehen das Asparagin und das Tyrosin?

Aus der Localisation ergibt es sich schon, dass das Tyrosin nur bei der Zersetzung des schon vorhandenen Eiweisses entsteht und nicht durch synthetischen Process. In den jungen Geweben unterhalb des Urmeristems, wo noch kein reducierender Zucker vorhanden ist, tritt es schon auf und vermehrt sich nach unten, in dem Masse wie das Eiweiss in den Zellen abnimmt. Andererseits konnte ich in fungierenden Wurzeln und Rhizomen,

1) Pfeffer, Untersuchungen über die Proteinkörper und die Bedeutung des Asparagins. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. VIII, p. 548.

2) Hansteen, Über Eiweissynthese in grünen Phanerogamen. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXIII, p. 449, p. 485.

die wohl als Bildungsstätte der organischen Stickstoffverbindungen betrachtet werden dürfen, in allen untersuchten Fällen niemals Tyrosin nachweisen. Ferner giebt der Blutungssaft, der beim Stoffabfuhr vom Rhizome eine wichtige Rolle spielt, keine Tyrosinreaction. Dafür sprechen noch folgende Versuche, die ich wiederholt ausgeführt habe. Wenn man irgend eine abgeschnittene Rhizomspitze oder einen Schössling von *Phyllostachys mitis*, *Phyllostachys bambusoides* oder *Phyllostachys puberula* in destilliertes Wasser stellt und am Licht oder im Dunkeln verweilen lässt, so sieht man nach 2-5 Tagen bedeutende Zunahme von Tyrosin in beliebigen Internodien. Da in diesem Falle vorher weder Nitrat noch Ammoniak in den Zellen nachweisbar war, so ist die nachträgliche synthetische Bildung von Tyrosin wohl ausgeschlossen, und die beobachtete Tyrosinzunahme muss allerdings auf die Eiweisszersetzung zurückgeführt werden.

Mit dem Asparagin ist die Sache schwieriger zu entscheiden. Obwohl ich in oben erwähnten Versuchen die gleichzeitige Asparaginbildung gewöhnlich nicht beobachten konnte, ist es natürlich nicht ausgeschlossen, dass bei der Eiweisszersetzung hierbei entstandenes Asparagin schnell zur Eiweissregeneration verbraucht wurde und demgemäss nicht in gleicher Masse wie Tyrosin zur Anhäufung kam. Andererseits mag die oben erwähnte Localisation des Asparagins in kräftig wachsenden Theilen dadurch zu Stande gekommen sein, dass das im Rhizome fortwährend gebildete Asparagin mit dem Blutungssaft den wachsenden Schösslingen zugeführt und in den betreffenden Theilen angehäuft wurde¹⁾. Gegenwärtig haben wir drei Möglichkeiten in Bezug auf Asparaginbildung: erstens durch directe Eiweiss-

1) Natürlich muss das Material der in wachsenden Schösslingen auf eine so erhebliche Weise umgesetzten Eiweissstoffe von Rhizomen entstammen.

zersetzung,¹⁾ zweitens durch Synthese aus Ammoniak²⁾ und drittens durch Umwandlung von Amidosäuren etc.³⁾ Ob die eine oder andere von diesen Möglichkeiten in unserem Falle zutrifft muss vorläufig unentschieden bleiben.

Nun gehe ich zur Besprechung der interessanten Löslichkeitsverhältnisse des Tyrosins über. Bei der Untersuchung der Schösslinge von *Phyllostachys mitis* im IV und V Stadium habe ich gefunden, dass alle jungen, noch mit plasmatischem Wandbeleg versehenen Bastelemente und oft auch parenchymatische Zellen mit schönen Tyrosin-Nadelbüscheln erfüllt sind (Fig. 59 u. 60). Dieser Umstand liess mich zuerst vermuthen, dass das Tyrosin schon in den lebenden Zellen in Krystallform vorkommt. Aber nach genaueren Untersuchungen lässt es sich bald feststellen, dass das Tyrosin in den intacten lebenden Zellen ganz gelöst im Zellsaft vorkommt und nur erst in den beim Schneiden geöffneten Zellen zu Krystallen erstarrt. Man kann diese Thatsache mit aller Bestimmtheit in folgender Weise beweisen: ein 3-4-zelligendicker Längsschnitt des tyrosinhaltigen Internodialgewebes wird zuerst durch Herumschwenken in Wasser von den an den Schnittflächen anhaftenden Tyrosinkrystallen befreit und dann unter dem Mikroskop mit feiner Nadel zerzupft, so sieht man bald, dass in vorher klarem Zellsaft der verletzten Bastelemente und Parenchymzellen eine Krystallbildung stattfindet, welche nach wenigen Secunden sich als Tyrosin deutlich erkennen lässt. So wird hier das äusserst schwerlösliche Tyrosin⁴⁾ in so hohem Masse im Zellsaft in Lösung gehalten, dass es sich schon nach

1) Pfeffer, Pflanzenphysiologie. Bd. I, p. 464.

2) O. Loew, Die chemische Energie der lebenden Zelle. p. 77; p. 78.

3) E. Schulze, Üb. d. Umsatz d. Eiweissstoffe in der lebenden Pflanzen. Zeit. f. physiol. Chemie. Bd. XXIV, p. 63.

4) 1 Theil Tyrosin ist löslich in 1900 Theil Wasser bei 16°C.

blosser mechanischer Verletzung der Protoplasten als Krystalle abscheiden lässt. Die Tödtung des Gewebes durch Chloroformdampf, Osmiumsäuredampf sowie Erhitzung bewirkt ebenfalls die Abscheidung der Tyrosinkrystalle. Ferner kommt in den durch 3% KNO₃-Lösung sehr stark plasmolysierten Bastzellen Tyrosin nach langer Zeit nicht als Krystalle zum Vorschein¹⁾, aber nach Verletzung der plasmolysierten Zellen treten die Krystalle bald hervor. Wie solch eine hohe Löslichkeit des Tyrosins zu Stande kommt ist schwer zu beantworten²⁾. Allerdings muss hier der Einfluss von den Saffraum umgebenden, lebenden Protoplasten in erster Linie in Betracht kommen. Die Ausscheidung von Tyrosinkrystallen beim Schneiden des Gewebes lässt sich nicht in Schösslingen von I, II und III Stadien zeigen. Ebenso verhalten sich die tyrosinarmen Schösslinge von *Arundinaria*- und *Bambusa*-arten. Die Schösslinge von *Phyllostachys puberula* und *Phyllostachys bambusoides* zeigen ganz gleiches Verhalten wie im oben dargestellten Fall von *Phyllostachys mitis*.

Ausserdem scheint sich ein Theil des Tyrosins auch in die Zellwände einzulagern, da die Zellwände der jugendlichen Bastelemente und später auch des Parenchyms immer stärker roth durch Millon's Reagens gefärbt werden, in dem Masse, dass Tyrosin in den Zellen selbst abnimmt. Bekanntlich haben früher Correns³⁾ und Fischer⁴⁾ die Vermuthung ausgesprochen, dass die sogenannte Eiweissreaction der Zellwände verschiedener Pflanzen von in dieselben eingelagertem Tyrosin herrühre. Neuer-

1) Vergl. Pfeffer, Pflanzenphysiologie Bd. I, p. 465.

2) Jedenfalls ist die Ansicht Belzung's (Recherche chimique sur l. Germination etc. p. 219), dass das im Zellsaft gelöste Eiweiss die Krystallisation von Asparagin, Leucin etc verhindern soll, ganz unzutreffend, denn in unserem Falle wird die Krystallisation schon durch blosse mechanische Verletzung des Protoplastes im Zellsaft eingeleitet.

3) Correns, Über die vegetabilische Zellmembran. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXVI, p. 616.

4) Fischer, Zur Eiweissreaction der Zellmembran. Ber. d. D. Bot. Gesells. Bd. V, p. 429.

dings vertritt aber Czapek¹⁾ die Ansicht, dass es sich um die Reaction eines phenolartigen Körpers handelt, welchen er dem von ihm in Mooszellwänden aufgefundenen Sphagnol als nahe verwandt betrachtet.

GERBSTOFFE UND FETTE.

Gerbstoffe und Fette spielen bei Entwicklung der Bambuschösslinge nur eine untergeordnete Rolle.

Bei den von mir untersuchten *Phyllostachys*- und *Bambusa*-Arten sind Gerbstoffe in verschiedenen Theilen der Schösslinge überhaupt nicht in nachweisbarer Menge vorhanden.²⁾ In dieser Hinsicht bietet *Arundinaria quadrangularis* ein abweichendes Verhalten dar. Ein ca. 100 cm langer Schössling zeigte folgende Vertheilung der Gerbstoffe: Das Urmeristem des Vegetationspunktes ist frei davon, und dann treten sie plötzlich in reichlicher Menge im Niveau der 3ten Scheideblattanlage auf, zugleich mit der ersten nachweisbaren Stärke. Gerbstoffe kommen in einigen nachfolgenden Internodien in gleich reichlicher Menge vor und dann nehmen sie nach unten ab. Dabei reagieren am stärksten die Rindenzellen und die peripherischen Centralcylinderparenchymzellen. Selbst in erwachsenen Internodien und Nodien in der Nähe der Erdoberfläche ist eine schwache Reaction bemerkbar. Die Wurzelhaube enthält auch kleine Mengen der eisenbläuenden Gerbstoffe. In der dritten oder vierten Scheideblattanlage am Vegetationspunkt treten die Gerbstoffe auf und nehmen nach unten zu. So sieht man hier eine analoge Vertheilungsweise wie in den bisher bekannten Fällen, z. B. bei *Vicia*,

1) Czapek, Zur Chemie der Zellmembran bei den Laub- und Lebermoosen. Flora. 1899. Bd. 86, H. 4.

2) Abgesehen von kleinen Mengen in Wurzelhauben, Scheideblättern etc.

*Helianthus*¹⁾, Zuckerrohr²⁾ u.s.w. Im vorliegenden Falle scheinen die autochthonen³⁾ Gerbstoffe sich aplastisch zu verhalten, weil hier Zucker, Stärke u.a. auf ganz gleiche Weise vorkommen wie bei anderen gerbstofffreien Arten.

Auch kommt den Fetten höchstens nur eine locale Bedeutung zu als Baumaterial der verkorkenden oder verholzenden Zellwände, so zum Beispiel verschwinden die kleinen Fetttropfen in einer subepidermalen Zellschicht der Wurzel schon bei eintretender Verkorkung der Zellwände. In jeder älteren Halmparenchymzelle von *Arundinaria japonica*, *A. Hindsii*, *Bambusa floribunda* etc. befindet sich je ein ölartiger gelber Tropfen, meist in Verbindung mit Calciumoxalatdrusen. Diese kugelligen Gebilde unterscheiden sich von echten Fetttropfen dadurch, dass sie niemals mit Alkannatinktur sich färben. In vielen Punkten stimmen sie mit dem zuerst von Monteverde⁴⁾ in Gramineen aufgefundenen „Harzkörper“ überein.

MINERALSTOFFE.

Ich habe in verschiedenen Jahreszeiten die Vertheilung der Mineralstoffe in den Reservestoffbehältern und den Schösslingen verfolgt. Als Untersuchungsmaterial dienten mir hauptsächlich *Phyllostachys mitis* und *Phyllostachys bambusoides*.

Ich konnte in den Rhizomen, die schon beträchtliche Quantität der Stärke aufgespeichert haben, die Mineralstoffe leicht auffinden. Sie zeigten folgende Vertheilung sowohl in Internodien als in Nodien:

1) Vergl. Kutscher, Über die Verwendung der Gerbsäure im Stoffwechsel der Pflanzen. Flora. 1883, p. 33.

2) Went, Chemisch-physiologische Untersuchungen über das Zuckerrohr. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXI, p. 297.

3) Kraus, Grundlinien zu einer Physiologie des Gerbstoffes. p. 58.

4) Monteverde, Über Ablagerung von Calcium- und Magnesiumoxalat in der Pflanze. Bot. Centralb. 1890. Bd. XLIII, p. 327.

Phosphor reichlich im Parenchym des Centralcyllinders ;
nur wenig in Siebröhren.

Magnesium reichlich vorzugsweise in Siebröhren.

Kalium reichlich im Parenchym.

Calcium nicht nachweisbar in Schnitten ; nur kleine
Mengen in Aschen.

Schwefel nur spurweise in Schnitten.¹⁾

Chlor ziemlich reichlich im Parenchym ; aber fast keins in
Siebröhren und anderen Elementen der Gefässbündel.

In den Wurzeln können die obengenannten Stoffe auf übereinstimmende Weise aufgefunden werden. Die Nitrate²⁾ sind in Rhizomen nur sehr wenig vorhanden, aber zeitweilig etwas mehr in der Wurzelrinde. Sie kommen hier also überhaupt nicht zur nennenswerthen Aufspeicherung. Leitgeb³⁾ hat früher gezeigt, dass der Phosphor in *Dahliaknollen* hauptsächlich als Calciumphosphat vorkommt. Hier ist aber dies nicht der Fall, da ich keine lösliche Ca-Verbindung in den Zellen auffinden konnte. Die Siebröhren der Rhizome und Wurzeln enthalten, wie schon erwähnt, nur geringe Mengen des Phosphors, dagegen reichlich Magnesia. Daher scheint Magnesium theils als Phosphat, theils als lockere organische Verbindung in Siebröhren vorzukommen. Schimper⁴⁾ und Zacharias⁵⁾ haben auch im Siebröhrensaft von *Cucurbita*, *Wistaria*, *Aristolochia* und *Menispermum* reichliche Mengen des Magnesiums aufgefunden.

1) Schimper (Zur Frage der Assimilation der Mineralsalze. Flora, 1890. p. 223) hat auch in den meisten Rhizomen keine Sulfatreaction erhalten und es dem Vorhandensein von Krystallisation verhindernden Substanzen in Zellen zugeschrieben.

2) Vergl. Molisch, Über microchem. Nachweis von Nitraten. Ber. d. D. Bot. G. Bd. I, p. 154.

3) Leitgeb, Über die durch Alcohol in *Dahlia*-Knollen hervorgerufenen Krystalle. Bot. Zeit. 1887. p. 29.

4) Schimper, Zur Frage der Assimilation der Mineralsalze. Flora, 1890, p. 228.

5) Zacharias, Über d. Inhalt d. Siebröhren von *Cucurbita*. Bot. Zeit. 1884. p. 71.

Schritt für Schritt mit der Entleerung der Kohlehydrate verschwinden auch die Mineralstoffe aus dem Rhizomparenchym.

Die Nitrate sind schon im IV Stadium in Rhizomen und Wurzeln nicht mehr nachweisbar. Ebenso wenig konnte ich im Blutungssaft die Nitratreaction erhalten. Wahrscheinlich werden die Nitrate hierbei fortwährend zu organischen Verbindungen verarbeitet.¹⁾

An den unteren, mit zahlreichen jungen Wurzeln besetzten Theilen der Schösslinge besitzen Phosphor und Kalium eine andere Vertheilungsweise als im Rhizome; sie kommen nun reichlicher in den Bündeln vor. Das Magnesium befindet sich hier auch in Siebröhren bevorzugt. Ich konnte niemals die Nitrate im Schösslingskörper auffinden.²⁾ Da sie auch im Rhizome fehlen, so ist es höchst wahrscheinlich, dass überhaupt nur wenig Nitrat als solches in den Schössling eingeführt wird.

Von dieser Region nimmt die direct nachweisbare Menge von Phosphor, Magnesium, Kalium und Schwefel oben nach dem Vegetationspunkte hin immer mehr zu, wie man sich durch die Musterung successiver Querschnitte überzeugen kann. Phosphor kommt anscheinend am reichlichsten in 2-3 cm Entfernung vom Vegetationspunkt vor, und von hier nach oben nimmt die direct nachweisbare Menge desselben wieder ab. Merkwürdigerweise kommt Phosphor fast ausschliesslich in den eiweissreichen Procambialsträngen vor.³⁾ Im Urmeristem lassen sich die anorgani-

1) Die feinen Nebenwurzeln geben stets mehr oder minder starke Nitratreaction. Ob sich in irgend einer Weise der hier befindliche Pilzsymbiont an der Stickstoffassimilation theiligt, muss zur Zeit dahingestellt bleiben.

2) Übrigens ist es klar, dass die Nitrate sich nicht bei so lebhafter Eiweisszersetzung bilden. (Vergl. Schulze, Über d. Vorkommen von Nitraten in Keimpflanzen. Zeit. f. physiol. Chemie. Bd. XXII, p. 83).

3) Ich habe auch die Lilienfeld'sche Methode für Erkennung der Localisation des Phosphors mit Erfolg benutzt. (vergl. Strasburger, Das botanische Practicum. III. Aufl. p. 144).

schen Phosphorverbindungen nicht mehr nachweisen, sondern grosse Mengen organischer Verbindungen¹⁾. Magnesium tritt ebenfalls in der Nähe der Spitze fast ausschliesslich in den Bündelanlagen auf, aber kleine Mengen sind auch in den eiweisshaltigen Internodialzonen vorhanden. Beachtet man die bevorzugten Vorkommnisse des Magnesiums in Siebröhren, Bündelanlagen, Internodialzonen und auch im Urmeristem, so darf man wohl annehmen, dass es irgend eine wichtige Rolle bei Eiweissumsatz oder Eiweisswanderung spielt.²⁾ Kalium lässt sich in der Asche des Vegetationspunktes reichlich nachweisen. Hingegen ist die Schwefelsäure nicht direct im Vegetationspunkt nachweisbar, obgleich sich schon ca. 2 cm weiter unten eine ziemlich starke Reaction zeigt. Das in minimaler Menge zugeführte Calcium wird in einiger Entfernung vom Vegetationspunkte als Kalkoxalat niedergeschlagen. Chlor lässt sich ziemlich viel in eiweissreichen Internodialzonen nachweisen. Im Urmeristem scheint es jedoch gänzlich zu fehlen.

Wenn die Schösslinge über die Erde emporwachsen und die Internodien nach einander ihre definitive Länge erreichen, so nimmt die nachweisbare Menge der Mineralstoffe in denselben stetig ab. In unterirdischen Internodien tritt nun mehr oder minder starke Nitratreaction ein, da die erwachsenen Wurzeln an dieser Region schon ihre Thätigkeit entfaltet und begannen die Bodensalze aufzunehmen.

In der ersten Entwicklungsphase der Wurzel ist eine starke Ansammlung der Mineralstoffe im meristematischen Gewebe leicht constatierbar. In etwas länger erstreckten Wurzeln findet eine ähnliche Ansammlung in der Spitze statt. Phosphor und Mag-

1) Vergl. Schimper, *l.c.* p. 224.

2) Vergl. Hornberger, *Chemische Untersuchungen über das Wachstum der Maispflanze.* Landw. Jahrb. 1882. p. 278.

nesium kommen, wie in Schösslingen, hauptsächlich in jungen procambialen Elementen vor, die vielleicht ihre Wanderbahn herstellen. Im Urmeristem fehlen nachweisbare Mengen von Schwefel und Chlor. Die mehr als 40 cm lang gewachsenen Wurzeln zeigen ziemlich starke Nitratreaction an der Rinde, welche von von aussen aufgenommenen Salzen herrührt.

In den jüngsten Scheideblattanlagen in der Umgebung des Vegetationspunktes lässt sich sehr früh eine Ansammlung von Phosphor und Magnesium beobachten. Uebrigens bedarf dies keiner Besprechung mehr.

VII. Ueber die Entleerung der Reservestoffe.

Die Versuche von Hansteen¹⁾ und Puriewitsch²⁾ haben die Thatsache festgestellt, dass bei Endospermen, Samenlappen, Knollen und Rhizomen die Entleerung der deponierten Reservestoffe mehr oder minder selbstthätig stattfinden kann. Nun schien es mir geboten zu bestimmen, erstens inwieweit die Entleerung des Rhizoms unabhängig von wachsenden Schösslingen vor sich gehen kann, und zweitens in welchem Grade die Entwicklung der Schösslinge durch die totale oder partielle Separierung vom Rhizomsystem beeinflusst wird. Zu diesem Zweck habe ich Mitte April eine Anzahl kräftig wachsender, unterirdischer Schösslinge aufgesucht und verschieden tiefe Einschnitte in ihre Stieltheile und benachbarte Rhizominternodien gemacht. Die betreffenden Rhizomtheile waren in diesem Stadium mit Stärke strotzend erfüllt, wie ich durch die Musterung zahlreicher Exemplare überzeugt war; es zeigte sich folgendes:

1) Hansteen, Über die Ursache der Entleerung der Reservestoffe aus Samen. Flora. 1894 Bd. 79, p. 419.

2) Puriewitsch, Physiologische Untersuchungen über die Entleerung der Reservestoffbehälter. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXXI, p. 1.

	Stärke	Glykose	Rohrzucker
Rindenparenchym	strotzend erfüllt (5)	sehr wenig	ziemlich viel
Centralcylinderparenchym	strotzend erfüllt-recht viel (5-4)	desgl.	desgl.
Markparenchym	strotzend erfüllt (5)	desgl.	desgl.

In der folgenden Tabelle stelle ich die Ergebnisse einiger Versuche zusammen :

	Operationen	Inhalt der Rhizome		Bemerkungen
		Stärke	Zucker	
I. operiert: 20. April untersucht: 30. Mai	Durchschneiden im 6sten Internodium vor und im 3ten Int. hinter dem Schösslinge; Durchschneiden im Stiel	Rinden- und Centralcylinderparenchym: keine Stärke (0); Markparenchym: wenig Stärke (2)	Rinden-, Centralcylinder- und Markparenchym: fast kein Zucker	Zuwachs des Schösslings = 0
II. operiert: 20. April untersucht: 30. Mai	wie oben	wie oben	Rinden-, Centralcylinder- und Markparenchym: wenig Zucker	Zuwachs des Schösslings = 0
III. operiert: 16. April untersucht: 18. Mai	Durchschneiden im 3ten Int. vor dem Schösslinge; Durchschneiden im Stiel	keine Stärke (0)	keine Glykose; kein Rohrzucker	Zuwachs des Schösslings = 0
IV. operiert: 16. April untersucht: 18. Mai	Durchschneiden im 3ten Int. vor dem Schösslinge; 1.5 cm tiefer Einschnitt ins 2ten Int. hinter dem Schösslinge	keine Stärke (0)	keine Glykose; sehr wenig Rohrzucker	Zuwachs des Schösslings = 2.5 cm
V. operiert: 20. April untersucht: 18. Mai	Durchschneiden im Stiel	fast keine Stärke (0-1)	keine Glykose	Zuwachs des Schösslings = 0
VI. operiert: 16. April untersucht: 19. Mai	Durchschneiden im 3ten Int. vor dem Schösslinge	wenig Stärke (2)	fast keine Glykose	Zuwachs des Schösslings = 10 cm
VII. operiert: 16. April untersucht: 19. Mai	Durchschneiden im 2ten Int. hinter dem Schösslinge	keine Stärke (0)	wie oben	Zuwachs des Schösslings = 0

Alle oben angeführten Versuche ergaben übereinstimmend, dass die Entleerung, zumal die Stärkeauflösung in bestimmten Rhizompartien unabhängig von Schösslingen vor sich gehen kann. Puriewitsch hat bei den Versuchen mit den Rhizomen von *Curcuma* und *Rudbeckia* gezeigt, dass in solchen Rhizomen eine partielle Entleerung selbstthätig stattfand, wenn die continuierliche Ableitung der Lösungsproducte mittelst Gyps besorgt wurde¹⁾. Nun in meinen Versuchen war die Bedingung für derartige Stärkeentleerung besonders günstig. Die zahlreichen kräftigen Wurzeln an Rhizomknoten erzeugten zur Zeit einen ansehnlichen Blutungsdruck und der zuckerhaltige Blutungssaft wurde immer fort von den Schnittflächen der Rhizome ausgeschieden. Damit wurde eine fortwährende Wegführung der Lösungsproducte erzielt, welche eine so vollkommene Entleerung herbeiführte.

Ferner ist es aus obigen Versuchen ersichtlich, dass die Entwicklung der Schösslinge durch jeden operativen Eingriff in benachbarte Rhizominternodien—d.h. durch jede Herabsetzung des Blutungsdrucks—bald sistiert wird.

Macht man in der Nacht oder frühmorgens ein Bohrloch in ein beliebiges Internodium des kräftig wachsenden Schösslings, so quillt bald ein zuckerhaltiger klarer Saft hervor. Am 19. Mai wurde der Blutungssaft von einem mittleren Internodium eines ca. 1.5 Meter hohen Schösslings von *Phyllostachys puberula* gesammelt. In 100 ccm dieser Flüssigkeit fand ich 0.289 gr Glykose. Ausserdem enthält der Blutungssaft eine kleine Menge der Amide, da er nach Beseitigung des Eiweisses²⁾ eine starke Trübung beim Zusatz von Quecksilberoxydnitrat giebt.

1) Puriewitsch, *l.c.* p. 28.

2) Nach der Stützer'schen Methode.

Schröter¹⁾ schrieb: „Später, in den ausgewachsenen Gliedern, findet sich oft ein klares Wasser, das in manchen trockenen Gegenden den Reisenden ein höchst willkommener Fund ist.“ Derartige mit Wasser erfüllte Markhöhlen habe ich manchmal bei jungen Halmen von *Phyllostachys mitis* gefunden. Das Wasser ist nichts Anderes als der Blutungssaft, der sich von radialen Rissen an der Peripherie des Diaphragms ausgeschieden hat. In einem Falle betrug der Glykosegehalt der Flüssigkeit, die sich in der unteren Internodialhöhle von *Phyllostachys mitis* befand, 0.269%. Wenn man frühmorgens einen Bambusbusch besucht, so wird man einen förmlichen Regen von Wassertropfen aus den Scheideblattspitzen der wachsenden Schösslinge bekommen.²⁾ Dies in bekannter Weise von Blattspitzen ausgeschiedene Wasser enthält auch Glykose neben einer Spur von Amiden. Eine Zuckerbestimmung der am 28. April gesammelten Flüssigkeit ergab 0.0958% Glykose.

Alle diese Thatsachen weisen darauf hin, dass eine erhebliche Menge der Kohlehydrate und vielleicht auch Amide mit dem Blutungssaft den Schösslingen zugeführt werden. Dadurch werden die Schösslinge mit den Baustoffen genügend rasch versorgt.³⁾ Die oben erörterten Bauverhältnisse der Stieltheile lassen sich auch nicht anders denken, als dass hier der ausgiebige Stofftransport nur durch die Bündel und zwar durch die wohl ausgebildeten Gefäße geschehen kann.

1) Schröter, Der Bambus und seine Bedeutung als Nutzpflanze. p. 14; Cohn, Über Tabaschir. p. 375.

2) Molisch, Über das Bluten tropischer Holzgewächse. Ann. d. Jard. Bot. Buit. 1898. Suppl. II, p. 23.

3) Vergleiche hierzu: Strasburger, Bau und Verrichtungen der Leitungsbahnen. p. 877; Fischer, Beiträge zur Physiologie der Holzgewächse. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. XXII, p. 75; p. 150.

VII. Zusammenfassung.

In Obigem habe ich die wesentlichen Züge der Wachstumsgeschichte der Bambusgewächse darzustellen versucht. Die Hauptresultate werden hier kurz in folgenden Worten zusammengefasst:

1. Die Stärke wird in parenchymatischen Zellen der Rhizome, Halme und Wurzeln als Hauptreservestoff abgelagert. Die Verminderung derselben im Winter wurde nicht beobachtet, während zur Zeit des raschen Austreibens von Schösslingen eine unverkennbare Stärkezunahme (transitorisch) in benachbarten Rhizomtheilen constatirt wurde.

2. Die Glykose dient als Baumaterial in wachsenden Theilen der Schösslinge und ist in schon fertig gestreckten Internodien derselben transitorisch reichlich aufgespeichert.

3. Der Rohrzucker tritt als das Lösungsproduct der Stärke im Parenchym der Rhizome und Halme auf.

4. In schnell wachsenden Schösslingen fand eine ausgiebige Eiweisszersetzung statt, dabei trat Tyrosin in bedeutender Menge auf.

Tyrosin und Asparagin zeigen einen weitgehenden Unterschied in ihrem Verhalten. Tyrosin wird schwerer und langsamer für Eiweissregeneration verbraucht, so dass es in schon erwachsenen Theilen eine Zeit lang zurückbleibt. Hingegen ist Asparagin leicht und rasch dazu verwendet und kommt nur an Stellen vor, wo eine lebhafte Stoffbildung stattfindet.

5. Gerbstoffe kommen nur in Schösslingen einzelner Arten vor, und Fette spielen hierbei keine wichtige Rolle sowohl als Wanderstoffe wie als Reservestoffe.

6. Phosphor, Kalium, Magnesium und Chlor werden

in den Reservestoffbehältern aufgespeichert, dabei kommt Magnesium vorwiegend in Siebröhren vor. Calcium und Schwefel sind gewöhnlich nicht direct nachweisbar.

7. Die Mineralstoffe wandern bei rascher Entwicklung der Schösslinge schnell von den Rhizomen aus und werden in den wachsenden Theilen angesammelt. In der Spitze der Halme, Rhizome und Wurzeln befinden sich Phosphor und Magnesium in direct nachweisbarer Form fast ausschliesslich in Procambialsträngen. Schwefel wird erst im wachsenden Theile der Schösslinge deutlich nachweisbar.

8. Die vom Boden aufgenommenen Nitrate werden wahrscheinlich schon in den Wurzeln und Rhizomen zu organischen Verbindungen verarbeitet.

9. Die Auflösung der Stärke und die Entleerung der Lösungsproducte aus den Rhizomen können unabhängig von der Entwicklung der Schösslinge fortgehen.

10. Der ausgiebige und schnelle Stofftransport nach wachsenden Schösslingen von den Rhizomen kann in Wasserbahnen geschehen. Dafür sprechen vor allem die Blutungserscheinungen der Rhizome und Schösslinge und die Bauverhältnisse der Schösslingsstiele.

Juni 1890.

Botanisches Institut
Kaiserl. Universität
zu Tokio.



VERZEICHNISS DER UNTERSUCHTEN ARTEN.¹⁾

- Phyllostachys mitis* Rivière. (Nom. Jap. *Moso-chiku*.)
Phyllostachys bambusoides Sieb. et Zucc. (Nom. Jap. *Ma-dake*.)
Phyllostachys bambusoides Sieb. et Zucc. var. *aurea* Makino. (Nom. Jap. *Hotei-chiku*.)
Phyllostachys puberula Munro. (Nom. Jap. *Ha-chiku*.)
Phyllostachys puberula Munro. var. *nigra*. (Nom. Jap. *Kuro-chiku*.)
Phyllostachys Kumasasa Munro. (Nom. Jap. *Okame-sasa*.)
Arundinaria japonica Sieb. et Zucc. (Nom. Jap. *Ya-dake*.)
Arundinaria Simoni Rivière. (Nom. Jap. *Me-dake*.)
Arundinaria Matsumurae Hackel. (Nom. Jap. *Kan-chiku*.)
Arundinaria quadrangularis Makino. (Nom. Jap. *Shikaku-dake*.)
Arundinaria Hindsii Munro. (Nom. Jap. *Kansan-chiku*.)
Arundinaria Hindsii Munro. var. *graminea* Bean. (Nom. Jap. *Taimin-chiku*.)
Arundinaria Fortunei Rivière. (Nom. Jap. *Chigo-sasa*.)
Arundinaria variabilis Makino. (Nom. Jap. *Ne-sasa*.)
Arundinaria pygmaea Mitf. (Nom. Jap. *Oroshima-chiku*.)
Arundinaria Narihira Makino. (Nom. Jap. *Narihira-dake*.)
Arundinaria Tootsik Makino. (Nom. Jap. *To-chiku*.)
*Bambusa borealis** Hackel. (Nom. Jap. *Suzu-dake*.)
*Bambusa palmata** Marliac. (Nom. Jap. *Chimaki-sasa*.)
*Bambusa Veitchii** Carrière. (Nom. Jap. *Kuma-sasa*.)
*Bambusa paniculata** Makino. (Nom. Jap. *Nemagari-dake*.)
*Bambusa nipponica** Makino. (Nom. Jap. *Miyako-sasa*.)
*Bambusa ramosa** Makino. (Nom. Jap. *Azuma-sasa*.)

1) Die ausführliche Beschreibung der hier angeführten Arten findet man bei Makino, *Bambusaceae Japonicae* (The Botanical Magazine, Vol. XIV, Nr. 156, p. 20 ff.), die beige-fügten japanischen Namen sollen zum Herausfinden der betreffenden Arten in der genannten Schrift dienen.

Die mit * bezeichneten Arten gehören meiner Ansicht nach nicht eigentlich zu *Bambusa*, sondern sie würden vielleicht eine selbständige Gattung bilden. (Vergl. oben p. 446 und auch Makino, *l.c.* p. 20).

An dieser Stelle spreche ich Herrn Makino für die von ihm gütigst vorgenommene Bestimmung einiger Arten und auch Herren Asō und Inami für ihre freundliche Unterstützung bei einigen analytischen Arbeiten meinen besten Dank aus.

- Bambusa vulgaris* Wendl. (Nom. Jap. *Daisan-chiku*.)
Bambusa nana Roxb. (Nom. Jap. *Howo-chiku*.)
Bambusa nana var. *normalis* Makino. (Nom. Jap. *Taiho-chiku*.)
Bambusa stenostachya Hackel. (Nom. Jap. *Shi-chiku*.)
Dendrocalamus latiflorus, Munro. (Nom. Jap. *Ma-chiku*.)

INHALT.

I. Einleitung.	427
II. Untersuchungsmaterial und Methodisches.	429
III. Die Bauverhältnisse.	433
IV. Der Entwicklungsvorgang der Schösslinge.	453
V. Verhalten der Baustoffe während der Entwicklung der Schösslinge.	458
VI. Ueber Entleerung der Reservestoffe.	489
VII. Zusammenfassung.	493

Erklärung der Tafeln.

Tafel XXII.

- Fig. 1. Zwei neben einander stehende Siebrörenglieder mit zahlreichen Siebtüpfeln (*s.tp*) an den Seitenwänden, aus Rhizomknoten von *Phyllostachys mitis*. *spl* Siebplatte, *stp* Siebtüpfel. Vergr. 360.
- Fig. 2. Querschnitt durch das Rhizom von *Bambusa nipponica*. *R* Rinde, *Brg* subcorticaler Bastring, *cent* Centralcylinderparenchym. Vergr. 30.
- Fig. 3. Querschnitt durch das Rhizom von *Arundinaria japonica*. *B* Bastbänder. Vergr. 30.
- Fig. 4. Die spindelförmige Anschwellung des Leptoms eines Knospenbündels bei der Ansatzstelle an der Rhizombündel. *S* Siebröhren, *gl* Geleitzellen, *G* Gefässe, *P* Parenchymzellen, *cbf* cambiformartige Elemente Vergr. 70.
- Fig. 5. Querschnitt durch die Anschwellung. *B* Bastzellen, *P* u. *cbf* wie in Fig. 4. Vergr. 125.
- Fig. 6. Theil der langgestreckten cambiformartigen Elemente aus dem mittleren Theile der Anschwellung, mit Querstreifen auf den Seitenwänden. Vergr. 450.
- Fig. 7. Derselbe im Querschnitt. Vergr. 450.
- Fig. 8. Die Leptomanschwellung in einem früheren Entwicklungsstadium. Längsschnitt durch den Knoten. *S* Siebröhren, *B* Bastzellen, *cbf* cambiformartige Elemente. Vergr. 83.
- Fig. 9. Übergangsstelle der cambiformartigen Elemente zum normal gebauten Leptom, in einem jugendlichen Zustand. Sämmtliche Elemente mit auffallend grossen Zellkernen und reichlichem Plasmagehalt. *S* u. *cbf* wie in Fig. 8. Vergr. 450.
- Fig. 10. Dergleichen im fertigen Zustand. *tp* Tüpfel, *cbf* wie oben. Vergr. 450. Figuren 4-10 beziehen sich auf *Phyllostachys mitis*.
- Fig. 11. Ein Gefässbündel aus einem inneren Teil des Rhizoms von *Arundinaria Hindsii*. *S* Siebröhren, *gl* Geleitzellen, *G* Gefässe, *d* Durchlassstelle. Vergr. 125.
- Fig. 12. Eine subepidermale sclerotische Parenchymschicht des Rhizoms von *Bambusa palmata*. Längsschnitt. *ep* Epidermis, *sel* sclerotische Parenchymzellen, *R* Rindenzellen. Vergr. 360.

- Fig. 13. Querschnitt durch den Stieltheil. *R* Rinde, *B* Bastblätter, *bs* Bastscheide des Mestombündels, *mes* Mestom. Vergr. 17.
- Fig. 14. Ein Mestombündel im Stieltheile, mit vollkommen umschliessender Bastscheide. *t* Tracheiden, *P*, *bs*, *S*, *gl*, u. *G* wie oben. Vergr. 125. Fig. 13-14. *Phyllostachys mitis*.
- Fig. 15. Querschnitt durch den dünnen Halmzweig von *Arundinaria pygmaea*. *ep* u. *R* wie oben. Vergr. 83.
- Fig. 16. Theil desgleichen von *Arundinaria japonica*. *ep*, *B* u. *R* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 17. Ein Halm-Bündel von *Bambusa nana* var. *normalis*, mit Parenchymlamelle im innenseitigen Bastbeleg. *par*. *l* Parenchymlamelle, *S*, *G* u. *B* wie oben. Vergr. 200.
- Fig. 18. Einige verschiedenartige Vorkommnisse des Parenchymgewebes im Bastbelege. *Arundinaria Hindsii*. *B* Bastbelege, *par* parenchymatisches Gewebe. Vergr. 70.
- Fig. 19. Ein Halmbündel von *Bambusa nana*. Die durch parenchymatische Zellen vom Mestom abgetrennte Masse des Bastbelegs bleibt unverdickt. *par*. *l*, *B* wie oben. Vergr. 200.
- Fig. 20. Auftreten der Stärkekörner in neu differenzierter Parenchymlamelle. Vergr. 70.
- Fig. 21. Obiges im Längsschnitt. Vergr. 125.
- Fig. 22. Die durch successive Quertheilungen von Procambialzellen entstandenen Parenchymzellen. *prc* Procambialzellen, *k* Kern, *st* Stärkekörner. Vergr. 360. Figuren 20-22. *Arundinaria Hindsii*.

Tafel XXIII.

- Fig. 23. Querschnitt durch die junge Wurzel von *Bambusa palmata*. *i.R* innere Rindenzellen, *end* Endodermis mit Caspary'schen Streifen, *per* Pericambium, *p.had* peripherische Hadromstränge (primordiale Netztracheiden), *p.lep* peripherische Leptomstränge. Vergr. 360.
- Fig. 24a. Peripherischer Theil der Wurzelrinde von *Phyllostachys mitis*. *ep* Rest der Epidermis, *hyp* stark verdickte (an den Aussenwänden) subepidermale Zellen, *scl* peripherische sclerotische Elemente, *a.R* äussere Rindenzellen. Vergr. 200.
- Fig. 24b. Desgleichen im jugendlichen Zustand. *ep*, *hyp* u. *scl* wie oben.
- Fig. 25. Starkverdickte Subepidermalzellen (Aussenscheide) von *Phyllostachys bambusoides* var. *aurea*. Vergr. 360.
- Fig. 26. Peripherischer Theil der Wurzelrinde von *Bambusa vulgaris*. *ep* Epidermis, *hyp* unverdickt gebliebene Subepidermalzellen, *scl* peripherische Sclerenchymzellen, *a.R* äussere Rindenzellen. Vergr. 360.
- Fig. 27. Wurzelrinde von *Bambusa nana*. *ep*, *hyp*, *scl*, *a.R* u. *i.R* wie oben. Vergr. 125.
- Fig. 28. Endodermis (*end*) und starkverdickte Pericambiumzellen (*per*) von *Phyllostachys mitis*. Vergr. 360.
- Fig. 29. Längsschnitt durch die Endodermis von *Phyllostachys mitis*. Vergr. 360.
- Fig. 30. Längsschnitt durch den peripherischen Theil der Wurzelrinde von *Arundinaria Matsumurae*. *hyp* u. *scl* wie in Fig. 24. Vergr. 360.
- Fig. 31. Endodermis und angrenzende Rindenzellen von *Bambusa stenostachya*. Längsschnitt. *cel* Zellstoffauswüchse, *end* u. *per* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 32. Dieselben im Querschnitt. *end*, *per* u. *cel* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 33. C-förmig verdickte Endodermiszellen von *Bambusa palmata*. Vergr. 360.
- Fig. 34. Theil des Wurzelquerschnittes von *Phyllostachys Kumasasa*. *ver* Verstärkungsring, *lf* Lufträume, *end*, *i.R*, *per* u. *p.lep* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 35. Verknüpfung der Leptomstränge durch dünnwandiges Verbindungsgewebe. *Phyllostachys bambusoides*. *ver.p*. Verbindungsgewebe, *nb.w* Nebenwurzel, *p.lep*, *i.lep*, *G*, *end* wie oben. (schematisiert) Vergr. 70.

- Fig. 36. Dergleichen bei *Bambusa vulgaris*. Vergr. 45.
- Fig. 37. Querschnitt durch die Hauptwurzel an der Ansatzstelle der Nebenwurzel. *Arundinaria Matsumurae*. *n.lep* Leptomstrang der Nebenwurzel, *lep* Leptomstränge der Hauptwurzel, *end*, *i.R*, *per* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 38. Innerer Leptomstrang von *Bambusa vulgaris*. *S* Siebröhre, *cb* Cambiformzellen, *mz* mechanische Zellen. Vergr. 360.
- Fig. 39. Verschmelzung des inneren Leptomstrangs mit dem peripherischen. *i.lep* innerer Leptomstrang, *p.lep* peripherischer Leptomstrang, *S*, *cb* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 40. Verschmelzung zweier peripherischen Leptomstränge. Vergr. 360.
- Fig. 41. Directer Anschluss des Leptomstrangs an Hadromparenchym. *G* Gefäss, *hp* Hadromparenchym (Gefässbelegzellen), *lep* u. *mz* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 42. Zusammentreffen zweier Hadromstränge. *G*, *hp* u. *mz* wie oben. Vergr. 360.
- Figuren 39-42. *Phyllostachys bambusoides*.
- Fig. 43. Verbindungsgewebe zwischen inneren und peripherischen Leptomsträngen. *i.lep*, *p.lep*, *mz* u. *S* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 44. Dasselbe von *Bambusa vulgaris* im Längsschnitt. *S*, *mz*, *ver.p* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 45. Querschnitt durch den Basaltheil der Nebenwurzel von *Phyllostachys mitis*. *lep* Leptomstränge, *mz* mechanische Zellen. Vergr. 360.
- Fig. 46. Theil der Rinde der Nebenwurzel von *Phyllostachys puberula*, mit endophytischen Mycelfäden. *R* Rindenzellen, *myc* Pilzfäden, *ves* Vesiculen, *kor* gelbe körnige Substanz. Vergr. 360.
- Fig. 47. Querschnitt durch die Nebenwurzel von *Phyllostachys puberula*. *hyp* Subepidermalzellen, *scl* peripherische sclerotische Zellen, *R*, *myc*, *end*, *lep* wie oben. Vergr. 200.

Tafel XXIV.

- Fig. 48. Ein Scheideblattbündel mit starkem Bastbeleg (B) von *Phyllostachys mitis*. Vergr. 83.
- Fig. 49. Querschnitt durch das Scheideblatt von *Arundinaria Matsumurae*. Vergr. 360.
- Fig. 50. Kleinere Scheideblattbündel von *Bambusa stenostachya*; Leptom (*lep*) ist stets von einschichtigen verholzten Elementen (*h*) umgeben. Vergr. 360.
- Fig. 51. Querschnitt durch das Scheideblatt von *Bambusa stenostachya*. *B* Bastbelege, *subep.b* subepidermale Bastplatte, *P* Parenchym, *mes* Mestom. Vergr. 83.
- Fig. 52. Desgleichen von *Phyllostachys mitis*. *lf* Lufträume, *B*, *subep. b*, *P*, *mes* wie oben. Vergr. ca. 10.
- Fig. 53. Queranastomose des Scheideblattbündels von *Arundinaria Hindsii*. Vergr. 360.
- Fig. 54. Ligninauswüchse an Zellwänden. („Zwickel“). Vergr. 360.
- Fig. 55. Ein kleines Bündel im Laubblatt von *Arundinaria Hindsii*. *ps* Parenchymscheide, *bs* Bastscheide, *subep.b*, *Had*, *Lep* wie oben. Vergr. 360.
- Fig. 56. Längsschnitt durch einen kleinen Nerv des Laubblattes von *Bambusa palmata*. *ep*, *subep. b*, *ps*, *bs* wie oben. Bastscheideelemente sind reichlicher betüpfelt als subepidermale Bastelemente. Vergr. 360.
- Fig. 57a. Stärkekörner aus Rhizom von *Phyllostachys Kumasasa*. Vergr. 830.
- Fig. 57b. Polyadelphische Stärkekörner aus dem Halm von *Bambusa palmata*. Vergr. 830.
- Fig. 58. Einige Tyrosinkristalle, die ausserhalb des nach Borodin'scher Methode behandelten Schnittes entstanden sind. Vergr. 360.
- Fig. 59. Beim Schneiden sofort in jungen Bastzellen auskristallisierende Tyrosinkristalle. *B* junge Bastzellen (mit plasmatischem Wandbeleg), *P* Parenchymzellen, *tyr* Tyrosinkristalle. Vergr. 360.
- Fig. 60. Desgleichen in Längsschnittansicht. Vergr. 200.
- Fig. 61. Beim Einlegen vom Schnitt in Glycerin in das Zelllumen ausgeschiedene Tyrosinkristalle. *tyr* Tyrosinkristalle, *st* Stärkekörner, *P* Parenchymzellen. Vergr. 360.





