

**Morphologisch-anatomische Untersuchungen an
Panax ginseng C. A. MEYER (Araliaceae) und die
Bedeutung arbuskulärer Mycorrhizapilze im
Ginsenganbau**

**Dissertation
zur
Erlangung des Doktorgrades
der Naturwissenschaften
(Dr. rer. nat.)**

**dem
Fachbereich Biologie
der Philipps-Universität Marburg
vorgelegt von**

Dorit Zeuske

**aus
Stuttgart - Bad Cannstatt**

Marburg/Lahn 2000

Vom Fachbereich Biologie der
Philipps-Universität Marburg als Dissertation am 30.11.2000 angenommen.
Erstgutachter: Prof. Dr. H. Chr. Weber
Zweitgutachter: Prof. Dr. G. Kost
Tag der Disputation am 20.12.2000

MEINEM VATER

**„NON QUIA DIFFICILIA SUNT NON AUDEMUS,
SED QUIA NON AUDEMUS DIFFICILIA SUNT.“**

SENECA

*(Nicht weil es schwer ist, wagen wir es nicht,
sondern weil wir es nicht wagen, ist es schwer.)*

INHALTSVERZEICHNIS

1 Einleitung	7
2 Material und Methoden	17
2.1 Pflanzen.....	17
Herkunft der Pflanzen.....	17
Lagerung von stratifiziertem Saatgut und Aussaat.....	17
Kultivierungsbedingungen	18
Anzucht unter dem Einfluß von Gibberellinsäure (GA ₃)	19
Quantifizierung des Pflanzenwachstums	19
Pflanzenschutz	19
2.2 AM-Pilze.....	20
Arten und Herkunft der AM-Pilze.....	20
Inokulum-Produktion.....	21
Ermittlung der Sporendichte.....	21
Inokulation.....	22
Nachweis von AM-Strukturen in Pflanzenwurzeln.....	24
2.3 Substrate.....	24
2.4 Histologische Präparation.....	25
Fixierung des Pflanzenmaterials.....	25
Einbettung und Mikrotomie.....	25
Färbungen und Nachweismethoden.....	26
2.5 Makro- und Mikroskopische Untersuchungen	27
2.6 Fotografische Dokumentation.....	27
2.7 Statistische Auswertungen.....	27
3 Ergebnisse	29
3.1 Morphologisch-anatomische Untersuchungen	29
Samen und Embryonen.....	29
Keimlinge.....	34
Einjährige Pflanzen.....	36
Mehrjährige Pflanzen.....	42
Wurzelsystem.....	44
Phyllome.....	49
Früchte.....	54

3.2 Keim- und Kultivierungserfolge	57
Keimerfolge bei Veränderung von Aussaatzeitpunkt, Temperatur und Licht.....	57
Keimerfolge bei Zusatz von Gibberellinsäure (GA ₃).....	58
Keimraten auf den Versuchsflächen im Freiland.....	60
Kultivierungserfolge von Keimlingen	60
Kultivierungserfolge von mehrjährigen Pflanzen.....	61
3.3 Effekte durch Inokulationen mit arbuskulären Mycorrhizapilzen.....	62
Inokulationserfolge	62
Auswirkung der Inokulationen auf das Keimverhalten	63
Auswirkung der Inokulationen auf die Morphologie der Wurzeln.....	67
Auswirkung der Inokulationen auf das Pflanzenwachstum.....	70
Prozentuale Auswertung der Wachstums-Stimulation durch AM-Pilze	81
Morphologische Strukturen der AM in Wurzeln von <i>P. ginseng</i>	86
Sporendichten von Bodenproben aus Freiland-Kulturen.....	90
4 Diskussion.....	93
5 Zusammenfassung.....	117
6 Literatur.....	119
7 Publikationsliste der Autorin.....	136
8 Anhang.....	137

1 EINLEITUNG

Seit der Geschichtsschreibung finden sich über alle Epochen hinweg Schriftstücke märchenhaft-mystischen Charakters, deren Gegenstand wundersame Heilwirkungen des „Koreanischen Ginsengs“ - *Panax ginseng* C. A. MEYER - sind. Insbesondere in den ostasiatischen Ländern wurde der Ginsengwurzel höchste Wertschätzung zuteil (SCHÖPFER 1976), und aufgrund ihrer universellen Heilkräfte wurde sie als „Königin der Heilpflanzen“ verehrt (LEE 1992). Ginsengpräparate, seit jeher als Verjüngungs- und Lebenselixier gepriesen, fanden Anwendung als Tonikum und Sedativum, das „die fünf Funktionskreise [Lunge, Leber, Herz, Nieren und Milz] belebt, Nerven beruhigt und den Verstand stärkt“ (LEUNG 1991).



Abb. 1: *Panax ginseng* C. A. Meyer.

Wenngleich die Heilwirkung der Ginsengwurzel von der Wissenschaft gelegentlich ignoriert, ja zeitweilig sogar zurückgewiesen wurde (BREKHMANN 1975), rückt die Pflanze doch immer wieder in den Mittelpunkt wissenschaftlichen Interesses. Neben beständig neuen pharmakologisch-medizinischen Erkenntnissen über neue Inhaltsstoffe und deren breites Wirkungsspektrum bietet diese Araliaceae auch botanisch eindrucksvolle Besonderheiten. Somit eröffnet *P. ginseng* eine Buntheit an wissenschaftlichen Fragestellungen, mit denen sich Forscher verschiedenster Fachgebiete in Übersee und neuerdings auch in Europa (WEBER ET AL. 1998A) eingehend beschäftigen. Als natürliches Heilmittel, traditionell angewendet zur Steigerung geistiger und körperlicher Leistungsfähigkeit, erlangt *P. ginseng* seit etwa 1950 auch in der westlichen Welt zunehmend an Bedeutung. Dies spiegelt sich im Jahresumsatz der Ginsengpräparate wider, der sich allein in Deutschland auf etwa 110 Millionen Deutsche Mark jährlich beläuft (CAESAR 1998). Dennoch

ist bis heute nicht sicher geklärt, ob und wie Ginseng auf den menschlichen Körper wirkt. Die beschriebenen Wirkungen sind vielfältig - und manchmal sogar gegensätzlich. Russische Wissenschaftler nehmen an, daß es sich bei den Inhaltsstoffen um sogenannte „Adaptogene“ handelt (LEUNG 1991). Adaptogene Wirkungen äußern sich bei längerfristiger Anwendung in der Normalisierung physiologischer Körperfunktionen und führen auf diese Weise zu verbesserter Anpassungsfähigkeit des Körpers an bestehende Umweltbedingungen.

Der in der deutschen Sprache gebräuchliche Name „Ginseng“ findet seinen Ursprung im Chinesischen. Dort wird die oftmals menschenähnlich gestaltete Wurzel als „jenshen“ bezeichnet. „Jen“ bedeutet in der deutschen Übersetzung „Mensch“, „shen“ kann mit „ähnlich“

übersetzt werden (MADAUS 1976). Der aus der Botanik bekannte Terminus „*Panax*“ läßt sich dagegen aus den griechischen Worten „*pás*“ (alles) und „*ákos*“ (Heilmittel) herleiten. Er stellt eine sprachliche Verbindung zur griechischen Göttin Panacea, der „Allheilenden“ her. Der Gattungsname „*Panax*“ wurde erstmals 1833 von dem deutschen Botaniker Theodor Nees von Esenbeck benutzt (CAESAR 1991), der dem Koreanischen Ginseng den botanischen Namen „*Panax shinseng var. coraiensis*“ gab. Den heute international anerkannten Namen, „*Panax ginseng*“ erhielt der Koreanische Ginseng von dem deutsch-russischen Direktor der Botanischen Gärten von St. Petersburg, Carl Anton Meyer (1795 bis 1855). Dieser fertigte im Jahr 1842 eine erneute Beschreibung der Pflanze aufgrund eines Herbarbelegs an (MEYER 1842). Da es sich hierbei um eines der wenigen Exemplare vom natürlichen Standort handelt, gilt dieser Beleg bis heute als einer der kostbarsten Schätze europäischer Herbarien (CAESAR 1991).

Die ostasiatischen Arten der Gattung *Panax* finden sich natürlicherweise zwischen 85° bis 140° östlicher Länge und 22° bis 48° nördlicher Breite (HU 1978). Damit sind die Gebiete Nepal, China, die Halbinsel Korea, Japan, Nordvietnam, die Mandschurei mit den Provinzen Jilin und Liaoning und die an den Ussuri angrenzenden Areale Ostsibiriens angesprochen. In diesen Regionen ist das Ginsengvorkommen auf die schattigen Gebirgswälder und Höhen zwischen 300m und 1000m beschränkt, in denen im Sommer Temperaturen von 20°C bis 25°C und im Winter zwischen 1°C und 14°C herrschen. Die Niederschläge betragen zwischen 540mm und 1100mm im Jahresmittel, die frostfreie Periode umfaßt 110 bis 140 Tage im Jahr (WANG ET AL. 1995). Das lockere, humusreiche Substrat weist pH-Werte von etwa 5,5 auf. Unter diesen natürlichen Habitatbedingungen reifen Ginsengfrüchte von Ende September bis Anfang Oktober heran. Im dichten Unterholz werden sie durch zunehmende tiefrote Färbung besonders auffällig. Die Früchte enthalten meist zwei, manchmal einen oder seltener drei Samen, deren Embryonen zum Zeitpunkt der Fruchtreife noch unvollständig ausgebildet sind. Im Zeitraum der folgenden 17 bis 22 Monate, der außerdem noch zwei Kälteperioden beinhalten muß, reifen die Embryonen heran. Erst nach dieser zweimaligen Stratifikation, also Mitte April bis Anfang Mai des übernächsten Jahres der Fruchtreife, durchdringt die Radicula die Testa. Kurz darauf durchbrechen die grünen Blättchen der Keimlinge die Substratoberfläche, und bereits innerhalb der folgenden zwei Wochen ist das Wachstum der oberirdischen Pflanzenorgane abgeschlossen. Diese bestehen dann aus ca. 7cm langen Blattstielen, denen endständig drei doppelt-gesägte Fiederblättchen ansitzen. Nach Entfaltung der Fiederblättchen werden Assimilationsprodukte vorrangig in das Wachstum unterirdischer Pflanzenorgane investiert. Kurz vor Ende der ersten Vegetationsperiode im Oktober, das mit der gelb-bräunlichen Verfärbung der Blättchen einhergeht, haben Ginsengpflanzen das Gewicht von ca. einem Gramm. Schließlich sterben die oberirdischen Pflanzenteile ab, nur die fleischige Hauptwurzel mit den apikal ansitzenden Erneuerungsknospen persistiert. Im folgenden Frühjahr wird in der Regel eine der Erneuerungsknospen aktiv. Die sich aus diesen Knospen entfaltenden oberirdischen Organe bestehen jetzt aus zwei fünfteilig gefiederten, gestielten Blättchen, die endständig der Achse inseriert sind. Im dritten Jahr werden drei der fünfteilig gefiederten Blätter ausgebildet, im vierten Jahr vier und im fünften und den darauffolgenden Jahren meist fünf. Die Blätter inserieren stets endständig-quirllartig an der Achse. Der doldige, lang gestielte Blütenstand wird in der Regel erst bei dreijährigen Ginsengpflanzen ausgebildet. Der Stiel des Blütenstandes sitzt endständig der Hauptachse auf. Da in der Vergangenheit des öfteren unklar war, was, namentlich bei den jüngeren Entwicklungsstadien, Sproßachse ist oder Blattstiel (HU 1980), sei an dieser Stelle auf ein dem besseren Verständnis dienendes Schema hingewiesen (Abb. 2, S. 9).

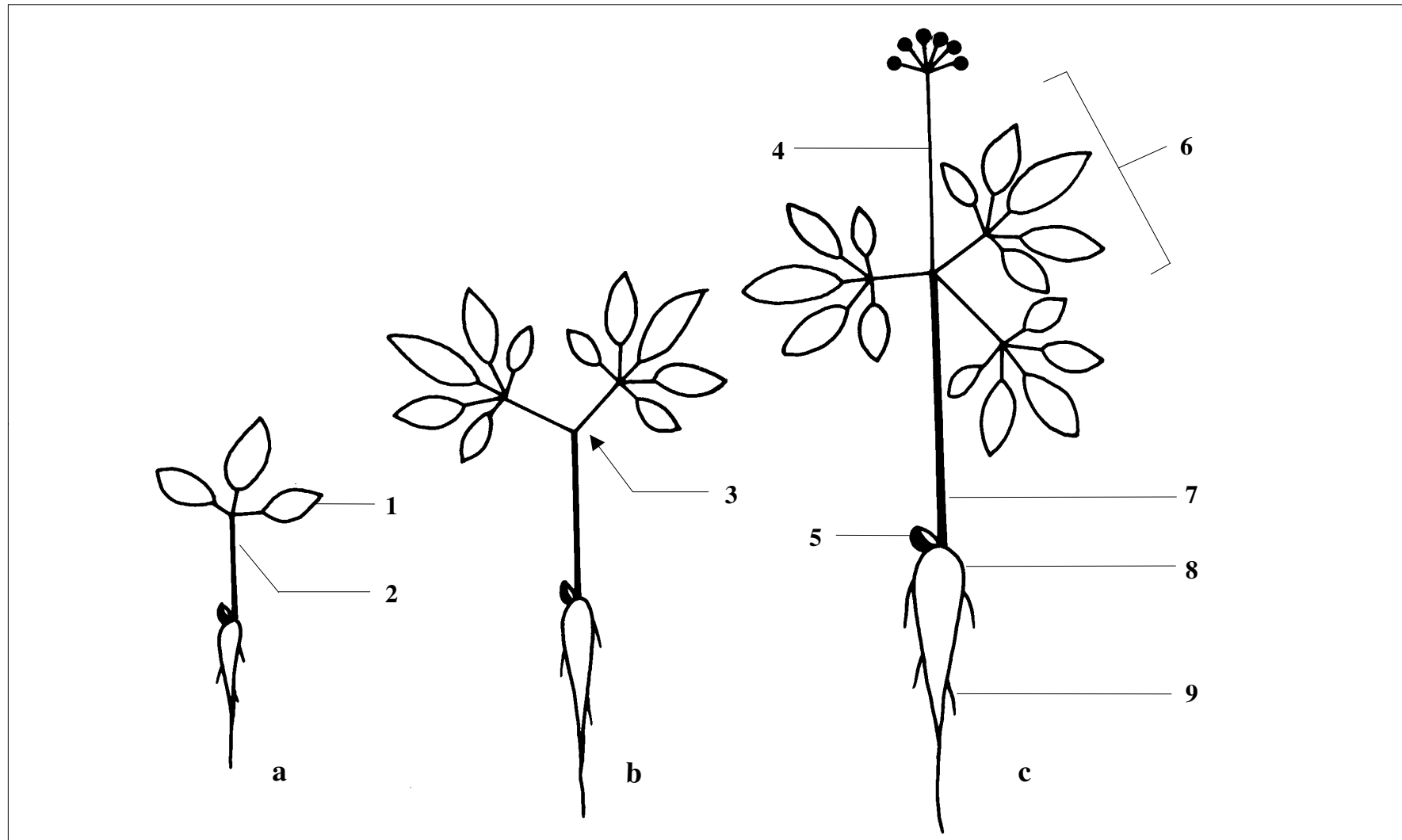


Abb. 2: Ginsengpflanzen in verschiedenen Altersstufen, schematisch. (a) einjährige, (b) zweijährige, (c) dreijährige Pflanze. Die üblicherweise verwendeten Termini lauten: (1) Fiederblättchen, (2) Blattstiel, (3) terminal der Sproßachse ansitzende, fünfteilig gefiederte Blätter, (4) Blütenstandsachse, (5) Innovations- oder Erneuerungsknospe, (6) fünfteilig gefiedertes Blatt, (7) Sproßachse, (8) Hauptwurzel oder Rübe, (9) Seitenwurzel.

Das Wildvorkommen des Koreanischen Ginsengs ist durch rücksichtslose, jahrhundertelange Ausbeutung stark zurückgegangen. In China wurden im Jahr 1991 lediglich 3,5kg Ginseng aus Wildbeständen zusammengetragen, und für Korea fehlen bereits seit 1930 verlässliche Nachweise über natürliche Ginsengfunde (MAUNDER 2000, TRAFFIC EUROPE 2000, PEI 2000, WCMC 2000, TRAFFIC EUROPE in Druck). Natürliche Standorte, an denen jährlich noch 60-100kg Ginsengwurzeln gesammelt werden, liegen in Sibirien (CAESAR 1991). Während der Amerikanische Ginseng *P. quinquefolius* L. bereits im Jahr 1975 in Anhang II des Washingtoner Artenschutzübereinkommens (WA) aufgenommen wurde, wurde dem von der Gemeinschaft unabhängiger Sowjetrepubliken (GUS) auf der diesjährigen CITES-Vertragsstaatenkonferenz in Gigiri (Kenia) eingereichte Proposal für *P. ginseng* erst jetzt beigestimmt.

Zum Schutz der begehrten Pflanze werden heute in den asiatischen Ländern, Rußland, den USA und auch in Europa Möglichkeiten von in-vitro Massenvermehrungen aus vorselektierten Klonen erforscht sowie große Flächen mit Ginsengmonokulturen angelegt. Die „Primadonna der Heilpflanzen“ erwies sich jedoch durch die hohen Ansprüche an ihr Habitat als äußerst schwer kultivierbar. So verträgt Ginseng als empfindliche Waldpflanze beispielsweise keine pralle Sonne. Bei der Anlage von Ginsenggärten müssen daher aufwendige Schattierungsanlagen errichtet werden, die ca. 70% bis 80% der Sonneneinstrahlung zurückhalten. Ginseng stellt hohe Ansprüche an den Nährstoffgehalt des Bodens, auch ist die Pflanze besonders anfällig für Staunässe. Pathogene der Gattungen *Cylindrocarpon*, *Phytophthora*, *Alternaria*, *Ramularia* oder *Fusarium* sowie Schnecken, Feld- und Wühlmäuse oder auch Schadinsekten haben außerdem viele Ginsengkulturen dezimiert.

Bei der Anlage von Ginsengkulturen muß weiterhin bedacht werden, daß von der Gewinnung des Saatgutes bis zur Ernte der Wurzeln in der Regel acht Jahre vergehen (Tab. 1).

Tab. 1: Schematische Übersicht zum Lebenszyklus von *Panax ginseng* in Kulturen

<i>Jahr</i> (<i>Beispiel</i>)	<i>Stadium</i>	<i>Bemerkung</i>
2000	reife Frucht Same mit unvollständig entwickeltem Embryo	Herbst: Ernte der Früchte Winter: 1. Stratifikation
2001	Same mit vollständig entwickeltem Embryo	Herbst: Aussaat Winter: 2. Stratifikation (Keimungsinduktion)
2002	Keimling einjährige Pflanze	Frühjahr: Keimung Herbst: Ende der 1. Vegetationsperiode
2003	zweijährige Pflanze	-
2004	dreijährige Pflanze	Sommer: erste Blüten Herbst: Ernte der Früchte
2005	vierjährige Pflanze	Herbst: Ernte der Früchte
2006	fünfjährige Pflanze	Herbst: Ernte der Früchte
2007	sechsjährige Pflanze	Herbst: Ernte der Wurzeln

Erst wenn die Wurzeln das Alter von vier bis sechs Jahren erreicht haben, sind die Inhaltsstoffe im „richtigen“, also angeblich wirksamsten Verhältnis zueinander vorhanden. Daher müssen die Monokulturen oft mit großen Mengen künstlich erzeugter Düngemittel und Chemikalien zur Schädlingsbekämpfung behandelt werden, um rentable Erträge zu erzielen. Einem asiatischen Sprichwort zufolge wächst Koreanischer Ginseng nur auf koreanischem Boden, und die Pflanze wird dort tatsächlich seit einigen Jahrhunderten erfolgreich angebaut.

Erst nachdem das strenge Verbot der Saatgutausfuhr gelockert wurde, ergab sich die Möglichkeit, Ginseng auch außerhalb der asiatischen Länder zu kultivieren. In Deutschland wurden erste Anbauversuche im Jahr 1983 in der Lüneburger Heide durchgeführt (WISCHMANN & WISCHMANN 1995). Inzwischen werden bundesweit ca. 12ha *P. ginseng* von etwa 40 Landwirten mit sehr unterschiedlichem Erfolg angebaut (WISCHMANN 1998, pers. Mitteilung).

Von besonderer biologischer Bedeutung sind die in Tier- und Pflanzenreich verbreiteten Symbiosen, bei denen unterschiedliche Spezies intensive und außerordentlich erfolgreiche Lebensgemeinschaften ausbilden. Oftmals sind die wechselseitigen Beziehungen zwischen den Organismen so stark, daß ein oder gar beide Symbiosepartner allein nicht lebensfähig sind. Eine der im Pflanzenreich häufigsten zwischenartlichen Beziehungen ist die Mycorrhiza. Bei dieser bedeutenden bodenökologischen Komponente werden Wurzeln von Pilzen besiedelt. Meist findet zwischen beiden Partnern bidirektionaler Nährstoffaustausch statt, mit daraus resultierender beiderseitiger Verbesserung der Nährstoffbilanz. SCHAEDE (1962) definiert den Begriff Mycorrhiza als „Einheit ursprünglich verschiedener Organismen auf der Basis eusymbiontischer Beziehungen zwischen absorbierendem chlorophyllfreiem Gewebe höherer Pflanzen und Pilzen“. GERDEMANN (1968) bezeichnet die „funktionelle Einheit der Mycorrhiza“ gar als "dualen Organismus".

Mit der wissenschaftlichen Untersuchung und Erstbeschreibung der „Pilzwurzel“ legte FRANK (1885) vor bereits mehr als 100 Jahren den Grundstein für ein heute rasch expandierendes Forschungsgebiet. Während in den ersten 100 Jahren der Mycorrhizaforschung die Beschreibung von Strukturen, taxonomische Identifikation und ökologische Einnischung der Pilze im Mittelpunkt standen, wird heute die multifunktionale Natur von Mycorrhiza-Assoziationen und deren Rolle im Ökosystem erarbeitet. Häufiger Forschungsschwerpunkt ist die „arbuskuläre Mycorrhiza“ (AM), bei der obligat biotrophe Glomales (Zygomycotina) der Gattungen *Acaulospora*, *Enterophospora*, *Scutellospora*, *Gigaspora*, *Sclerocystis* und *Glomus* (MORTON & BENNY 1990) mit Wurzeln terrestrischer Angiospermae interagieren. Etwa 95% der Höheren Blütenpflanzen werden Familien zugeordnet, die üblicherweise Mycorrhiza-Assoziationen ausbilden (TRAPPE 1977). Bestimmte Pflanzen zeigen allerdings am natürlichen Standort keine Interaktionen mit AM-ausbildenden Endophyten (HARLEY & SMITH 1983, TESTER ET AL. 1987, BOERNER 1992, ZEUSKE ET AL. 1999). In solchen Pflanzen sind die Wurzeln entweder von Ekto-, Ericoid-, Arbutoid-, Monotropoid- oder Orchideenmycorrhizen ausbildenden Pilzen besiedelt, oder sie sind „generell mycorrhizafrei“ (READ 1991). Letztgenannte Pflanzen können aber durchaus von AM-Pilzen besiedelt werden, nämlich wenn sie auf suboptimale Umweltsituationen treffen oder derartige Verhältnisse im Labor simuliert werden (OCAMPO ET AL. 1980, GIOVANNETTI & LIOI 1990, DORNES 1998). AM-Pilze stellen somit eine beträchtliche Biomassenkomponente dar, und dies impliziert die Frage nach Bedeutung, Ausprägung und Nutzen der Symbiose für beide beteiligten Partner.

Die seit 353 bis 452 Millionen Jahren existierenden Glomales (SIMON ET AL. 1993) werden aufgrund der überwiegend unseptierten Hyphen als multinucleate Organismen bezeichnet. Mit 108 bis 109 Nucleotiden besitzen sie ein etwa 50 bis 100 mal größeres Genom gegenüber anderen Vertretern der Fungi (FRANKEN 1998). Von den heute etwa 130 beschriebenen AM-Pilzarten (WALKER & TRAPPE 1993) sind ausschließlich vegetative Lebenszyklen bekannt. Lediglich bei *Gigaspora decipiens* konnte sexuelle Reproduktion in Form der Zygosporenbildung beobachtet werden (TOMMERUP & SIVASITHAMPARAM 1990).

Strukturen von AM-Pilzen der prä-symbiotischen Phase sind Sporen und daraus keimende Hyphen, die einzeln, in Bündeln oder Rhizomorphen organisiert sein können. AM-Pilzsporen sind mit Durchmessern zwischen 50µm und 600µm wesentlich größer als solche von Ektomykorrhizen und im Gegensatz zu diesen auch in der Lage mehrfach auszukeimen. Sie sind besonders reich an Speicherstoffen wie Lipiden und Proteinen und beinhalten Nuclei in hoher Zahl. Neu gebildete Sporen weisen je nach Spezies Dormanzen zwischen sechs Wochen und sechs Monaten auf (TOMMERUP 1983, BIANCIOTTO & BONFANTE 1998). Ihre Keimung wird vermutlich durch Änderung von Umweltbedingungen initiiert, in erster Linie sind dies Modifikationen von Bodenfeuchte und -temperatur (DANIELS & TRAPPE 1980). Das darauf folgende Hyphenwachstum erfordert zunächst noch keine Symbiosepartner, kann aber in Anwesenheit von bestimmten Wurzeln besonders intensiv werden (BÉCARD ET AL. 1992, MORANDI ET AL. 1992). Um Überleben zu können, müssen AM-Pilze während dieses maximal 20 bis 30 Tage andauernden Stadiums unbedingt auf geeignete Pflanzenwurzeln treffen (BONFANTE & PEROTTO 1995). Ist dies gegeben, schließt sich die AM-Etablierung in Form eines „multi step process“ an, der aus einer Kaskade von Erkennungsereignissen besteht (GIOVANNETTI ET AL. 1994A, B). Die Initialphase dieses Prozesses, der sogenannte Hyphenchemotropismus, wird von der Wurzel durch Exudatabgabe ausgelöst. Auf die Ausschüttung bestimmter Flavonoide (GIANINAZZI-PEARSON ET AL. 1989, BÉCARD ET AL. 1992) folgt gerichtetes Hyphenwachstum und differenzielle Hyphenmorphogenese (GIOVANNETTI ET AL. 1994A). Bereits 36h nach Interaktionsbeginn kann Appressorienbildung der Hyphen beobachtet werden (GIOVANNETTI & CITERNESI 1993). Mit der nun folgenden Penetration der Wurzel tritt der AM-Pilz in die symbiotische Phase ein und besiedelt das Cortexgewebe mit inter- sowie intrazellulären Strukturen. Intraradicale Hyphen können geradlinig, in charakteristischen Knäueln oder typischen Schleifen verlaufen, aber auch sogenannte Vesikel und Arbuskel ausbilden. Vesikel sind terminale oder interkalare Anschwellungen der Hyphen und stellen vermutlich Speicher für Reservestoffe oder Reproduktionsorgane (GERDEMANN 1968) dar. Arbuskel, bäumchenartig aus mehrfach dichotom verzweigten, feinen Hyphenästchen zusammengesetzt, sind Orte des intensiven Stoffaustausches (WERNER 1992).

Zunächst erwiesen sich die beiden letztgenannten morphologischen Strukturen als besonderes, charakteristisches Kennzeichen dieser Symbiose (1939) und wurden daher namensgebend für die vesikulär-arbuskuläre Mycorrhiza („VAM“). Im Jahr 1974 wurde erstmals angesprochen, daß Vesikel aber nicht immer vorhandene Attribute dieses Mycorrhizatypus' sein müssen. DAFT & NICOLSON (1974) schlugen daraufhin vor, die allgemeinere Bezeichnung „arbuskuläre Mycorrhiza“ (AM) einzuführen. Dies wurde und wird bis heute kontrovers diskutiert, doch seit 1993 sollte nach WALKER (1995) der Terminus „AM“ verwendet werden.

Die symbiotische Phase des Lebenszyklus' ist für die Glomales unabdingbar, denn Wurzeln bieten den AM-Pilzen offenbar den einzig potentiellen Lebensraum. Lediglich in dieser ökologischen Nische können die Pilze Anamorphe ausbilden, sich Photosyntheseprodukte nutzbar machen und die zur Vermehrung und Überdauerung notwendigen Sporen ausbilden. Axenische Kultivierung von AM-Pilzen ist daher nicht möglich, lediglich über Sporenkeimung

und kurzzeitiges Hyphenwachstum bestimmter AM-Pilze konnte bisher berichtet werden (HEPPER & SMITH 1976, HEPPER 1983A UND 1987, BÉCARD ET AL. 1992, GIOVANNETTI ET AL. 1994B, SMITH & READ 1997, AZCÓN-AGUILAR ET AL. 1998).

Indes erhöht sich bei mycorrhizierten Pflanzen die Fähigkeit zur Aufnahme von Nährstoffen (GERDEMANN 1968, KLEINSCHMIDT & GERDEMANN 1972, MOSSE 1973, RHODES & GERDEMANN 1980, MENGE 1983, JAKOBSEN 1995). Dabei handelt es sich insbesondere um Phosphor-, Stickstoff- und Kaliumverbindungen sowie verschiedene Spurenelemente wie Kupfer, Magnesium oder Zink. Gewächse, deren Wurzeln von AM-Pilzen besiedelt sind, weisen daher gegenüber nicht mycorrhizierten Referenzpflanzen häufig deutliche Wachstums- und Vitalitätssteigerungen auf. Besonders an Standorten, an denen Nährstoffe erschöpft sind, werden für die pflanzlichen Partner der AM-Symbiose wichtige Voraussetzungen für Konkurrenzvorteile geschaffen (FITTER 1977, HETRICK ET AL. 1989, READ 1991, ALLEN & ALLEN 1992, ZOBEL ET AL. 1992). Selbst wenn sich Mycorrhiza-Pilze erst im umgebenden Substrat befinden, die Pflanzenwurzeln aber noch nicht besiedelt sind, können Effekte in Form gesteigerter Bewurzelungsraten beobachtet werden (LINDERMAN & CALL 1977). Bemerkenswert ist auch die in den 70er Jahren erstmals beschriebene Resistenzerhöhung mycorrhizierter Pflanzen gegenüber verschiedenen bodenbürtigen Pathogenen (Schönbeck 1979, SCHENCK 1981, DEHNE 1982, LINDERMAN 1994, AZCÓN-AGUILAR 1996). Gemeinschaften zwischen Wurzeln und Pathogenpilzen können durch etablierte Glomales derart beeinflusst werden, daß bis zu 50% geringere Befallsraten auftreten (NEWSHAM ET AL. 1995). FELDMANN (1991) vermutet, daß dieser Pathogenschutz durch die in Wurzeln vorhandenen fungitoxischen Substanzen Scopoletin und Blausäure verursacht wird, die durch AM-Pilze verändert und dadurch besonders wirksam werden.

Die geschilderten, für Pflanzen von AM-Symbiosen ausgehenden fördernden Effekte legen nahe, AM-Pilze gezielt in Land- und Forstwirtschaft sowie im Gartenbau bei Nutz- und Zierpflanzen einzusetzen (RHODES 1981, MENGE 1983, WOOD & CUMMINGS 1992, AZCÓN-AGUILAR 1996, FELDMANN 1998, BACKHAUS & FELDMANN 1999). Allerdings muß dabei beachtet werden, daß Wirkungen der Mycorrhiza bis heute überwiegend unter kontrollierten Laborbedingungen erforscht wurden. Möglichkeiten und Folgen der Einbindung innovativer Mycorrhiza-Technologien im großflächigen Freilandanbau sind hingegen wenig erprobt (RHODES 1981). Erst seit etwa 1998 werden bezüglich gezielter Inokulationen von Kulturpflanzen auf mitteleuropäischen Ackerflächen Machbarkeitsstudien erstellt (BACKHAUS & FELDMANN 1999). Nachfolgend soll daher die Anwendung von AM-Pilzen in Freilandkulturen kritisch betrachtet werden. Zunächst bereitet die pathogenfreie Produktion der benötigten Mengen an Inokulum Schwierigkeiten, denn die Verwendung lebender Pflanzen zur Vermehrung der biotrophen Pilze ist unumgänglich (MENGE 1983). Daher ist die notwendige Inokulumreinheit nicht ohne weiteres gegeben. Auch konventionelle Kulturmaßnahmen erweisen sich als nicht unproblematisch (O'HALLORAN ET AL 1986). Erfahrungsgemäß führen diese zum Verlust der Regelkreisläufe ursprünglicher Lebensgemeinschaften (BICK 1998). Folglich können auch im Boden vorhandene, natürliche AM-Pilzpopulationen oder neu eingebrachte Inokula bei Erstbestellung von Ackerflächen in ihrem Fortbestand erheblich beeinflusst werden (RHODES & GERDEMANN 1980, RHODES 1981, DANIELL ET AL. 1998). Ebenso kann der heute in der Pflanzenkultivierung kaum mehr wegzudenkende Routineeinsatz von Fungiziden und Pestiziden unvorhersehbare Effekte an nontarget-Organismen, insbesondere den AM-Pilzen, hervorrufen (JALALI & DOMSCH 1975, RHODES 1981, TRAPPE ET AL. 1984, KOUGH ET AL. 1987). Im Boden persistierende Pestizide und dauerhaft verbleibende Derivate schädigen die Pilzpopulationen zusätzlich und reichern sich auch unerwünscht in den Kulturpflanzen an. Verschiedene AM-Pilzisolat sollten zudem vor

Anwendung ausgetestet werden, denn trotz geringer Spezifität der AM-Pilze bestehen unterschiedliche Wirkungen auf das Pflanzenwachstum. Infolgedessen ist die „richtige“ Kombination von Pilz und Kulturpflanze für erfolgreiche Produktivitätssteigerung von entscheidender Bedeutung. Vor Ausbringung von AM-Pilzen im Freiland sollte auch der Nährstoffgehalt des Bodens berücksichtigt werden. Schon zu Beginn der Mycorrhizaforschung erkannten SCHLICHT (1889) und STAHL (1900), daß die AM-Bildung auf nährstoffreichem Substrat zurücktritt oder gar nicht mehr nachweisbar ist. Weiterführende Untersuchungen ergaben, daß P-Mangel die Mycorrhiza-Ausbildung fördert, jedoch mit überhöhten, unausgewogenen Düngergaben hemmende Wirkungen erzielt werden (DAFT & NICOLSON 1969, RATNAYAKE ET AL. 1978, RHODES & GERDEMANN 1980, HAYMAN 1982). Da die Böden Mitteleuropas ausreichend pflanzenverfügbares Phosphat aufweisen, wäre hier demnach intensive Mycorrhizierung wenig sinnvoll. Diesen Erfahrungen stehen jedoch die von WINTER (1951) vorgelegten Ergebnisse gegenüber, denenzufolge AM-Pilze in allen Böden und auch in Intensivkulturen verbreitet sein können. Untersuchungen von MELOH 1963, HAYMAN ET AL. 1976, HAYMAN 1982 sowie MENGE 1983 bestätigten Winter's Ergebnisse. LAMBERT ET AL. 1980 und HAYMAN 1982 vermuten, daß AM-Pilze sich an den Nährstoffgehalt des Substrates anpassen können. Demzufolge kann heute davon ausgegangen werden, daß Isolate einer AM-Pilzspezies unterschiedlicher Herkunft durchaus unterschiedliche Eigenschaften aufweisen können (ALLEN ET AL. 1995, FELDMANN & BOYLE 1997).

Nicht zuletzt wird die Möglichkeit diskutiert, daß bestimmte Pflanzen der zunächst mutualistisch eingeschätzten Mycorrhiza-Symbiose vielmehr dyssymbiotische Züge verleihen (WINTER 1951). Fließende Übergänge zwischen Eu- und Dyssymbiosen werden ebenfalls diskutiert (FRANCIS & READ 1995, FELDMANN & BOYLE 1997). Dyssymbiotische Verhältnisse liegen beispielsweise bei achlorophyllen Pflanzen vor, die obligat auf Endophyten angewiesen sind. Sie können dem Pilz keine C-Quelle zur Verfügung stellen und sind die alleinigen Nutznießer der Symbiose. Bemerkenswert ist dabei, daß diese Pflanzen auch ohne Bereitstellung von Photosyntheseprodukten von den AM-Pilzen nachweislich besiedelt werden (IMHOF & WEBER 1997). Das Antonym ergibt sich, wenn der ausschließliche Nutzen beim pilzlichen Partner liegt. Dies konnte insbesondere bei mycorrhizierten Pflanzen, die bei geringer Lichtintensität oder niedrigen Temperaturen kultiviert wurden, gezeigt werden (HAYMAN 1974). Hier kann der Pilz die Kohlenstoffquelle gelegentlich stärker nutzen, als es die Pflanze verkraften kann. In der Folge dieses parasitären Endophytenverhaltens kann Wachstumsdepression oder gar Absterben der Pflanze beobachtet werden (WINTER 1951, FURLAN & FORTIN 1973, HAYMAN 1983, FRANCIS & READ 1995, SMITH & SMITH 1996).

Während umweltbedingte Einflüsse kaum Veränderungen der Pilzmorphologie hervorrufen (ABBOTT & ROBSON 1979), kann indessen die Pflanze die endophytische Struktur erheblich beeinflussen (BARRETT 1958, JAQUELINET-JEANMOUGIN & GIANINAZZI-PEARSON 1983, BONFANTE-FASOLO 1984, WEBER 1984, HARLEY & HARLEY 1987, KNÖBEL & WEBER 1988, DEMUTH & WEBER 1990, WEBER ET AL. 1994, BONFANTE & PEROTTO 1995, SMITH & SMITH 1997, ZEUSKE ET AL 1999). Der von GALLAUD (1905) erstmals beschriebene „*Arum*-Typ“, einer von zwei morphologisch unterscheidbaren Formen der AM, ist durch im Cortexgewebe geradlinig verlaufende, überwiegend interzelluläre Hyphen charakterisiert. Wird derselbe AM-Pilz für Inokulationen von progressiveren, offensichtlich stärker Einfluß nehmenden Pflanzenarten verwendet, zeigt sich hingegen der „*Paris*-Typ“ (GALLAUD 1905) in besiedeltem Wurzelgewebe (WEBER ET AL. 1995, GONÇALVES & MARTINS-LOUÇÃO 1998). Hier liegen überwiegend geknäuelte, intrazelluläre Hyphen vor, und die Vitalität des Pilzes scheint gemindert. Offensichtlich bestehen mit

zunehmendem Einfluß der Pflanze auch zunehmende Abhängigkeiten vom Pilz. Änderungen der Pilzmorphologie durch Einflußnahme der Pflanze, deren morphologische Folge die sogenannte „strukturelle Inkompatibilität“ (DEMUTH & WEBER 1990) ist, können daher durchaus Hinweise auf phylogenetische Progressionsreihen geben. Diesen Sachverhalt dokumentieren Untersuchungen von WEBER ET AL. (1994) für den Verwandtschaftskreis der Gentianales und ZEUSKE ET AL. 1999 für die Araliaceae. Die geschilderten Verhältnisse werden in einem Review von SMITH & SMITH (1997) kontrovers betrachtet.

Der Bedarf an der am Wildstandort fast ausgerotteten, gleichzeitig aber auch schwer kultivierbaren Ginsengpflanze steigt. Die letzten, natürlich vorkommenden Populationen der Pflanze müssen jedoch unbedingt geschützt werden, und daher sind weitere Entnahmen aus der Natur abzulehnen. Um den Bedarf an Ginsengwurzeln dennoch zu decken, ist die Einbeziehung innovativer Techniken notwendig, Möglichkeiten zur Verbesserung des Ginsenganbaus zu erforschen. Die gezielte Einbringung von AM-Pilzinokula in Ginsengkulturen könnte eine Chance bieten, nicht nur die Pflanzenproduktivität zu steigern, denn gleichzeitig eröffnet die AM-Symbiose als „biologisch-dynamischer Dünger“ (WINTER 1951) die Gelegenheit, biologisches Potential auszuschöpfen und den Chemikalieneinsatz zu reduzieren. Im Rahmen nachhaltig umweltschonender, verantwortungsbewußter Pflanzenproduktion könnten mittels der Mycorrhiza-Technologie bei geringem Energieeinsatz Schadstoffanreicherungen in der Wurzel vermieden oder wenigstens gemindert werden. Zudem wurde über Resistenzerhöhungen mycorrhizierter Pflanzen gegenüber Pathogenen berichtet, die auch an Ginsengpflanzen Schäden hervorrufen (AZCÓN-AGUILAR 1996). Somit erscheint die Anwendung der Mycorrhiza-Technologie sinnvoll, zumal UEDA ET AL. (1992) zeigen konnten, daß *P. ginseng* am natürlichen Standort mycorrhiziert ist. In großflächigen Ginsengmonokulturen, insbesondere solchen mit geringer Rentabilität, fehlen hingegen wurzelbesiedelnde Endophyten. Eine mögliche Erklärung für den Mangel an AM-Pilzen sind die bei der Bodenkultivierung unternommenen Eingriffe, die natürlich vorhandene Pilzpopulationen massiv schädigen können. WEBER (1998) und WEBER ET AL. (1998B) vermuten hingegen, daß Ginseng die im Boden vorhandenen AM-Pilzsporen bindet und sie bereits nach ein bis zwei Vegetationsperioden aus dem Boden verschwunden sind. Diese Hypothese wird gestützt durch die Tatsache, daß in mycorrhizierten Ginsengwurzeln der *Paris*-Typ (WHITBREAD ET AL. 1996, ZEUSKE ET AL. 1999) ausgebildet wird. Möglicherweise ist Ginseng als stark progressives Element der Araliales (ZEUSKE ET AL. 1999) besonders auf AM-Pilze angewiesen. Die Pflanze könnte den Pilz so stark für sich beanspruchen, daß dieser nicht mehr in der Lage ist, neue Sporen zu bilden. WEBER ET AL. (1998B) vertreten daher die Ansicht, daß Ginsengkulturen mit Hilfe von Kulturbegleitern, sogenannten „Ammenpflanzen“, verbessert werden können, da AM-Pilze ständig neu zur Verfügung stehen.

Ungeachtet der Fülle an Publikationen über *Panax ginseng* und den sich immer wieder ergebenden neuen Forschungsansätzen wurden und werden den besonderen morphologisch-anatomischen Verhältnissen der Ginsengpflanze häufig nur unzureichende, oberflächliche Beschreibungen gewidmet. Auch heute besteht hier noch intensiver Forschungsbedarf, der durch Arbeiten von AHN ET AL. (1985), CHOI & SHIN (1982), HU (1976, 1977, 1978 und 1980), ZEUSKE & WEBER (1998), SOWIE ZHURAVLEV & KOLYADA (1996) nur zum geringen Teil gemindert wird. Daher war es Ziel dieser Arbeit, Morphologie und Anatomie der Ginsengpflanze intensiv zu studieren, die Ergebnisse mit der verfügbaren Literatur zu vergleichen und die bestehenden

Kenntnisse zu erweitern. Außerdem sollten die Grundlagen für die Nutzung von AM-Pilzen in Ginseng-Monokulturen erarbeitet werden. Dazu wurden verschiedene AM-Pilzspezies in ihrer Wirkung auf *P. ginseng* untersucht. In Labor- und Freilandversuchen wurde geprüft, ob bestimmte Isolate das Wachstum von Ginsengpflanzen in besonderer Weise fördern. Abschließend wird die Eignung von AM-Pilzen im ökologisch orientierten Anbaukonzept von *P. ginseng* diskutiert.

2 MATERIAL UND METHODEN

2.1 Pflanzen

Herkunft der Pflanzen

Für unsere Untersuchungen stellte uns Wischmann FloraFarm¹ in den Jahren 1995, 1996 und 1997 jeweils im Herbst des Vorjahres geerntetes Saatgut (aus Hongkong) von *Panax ginseng* C. A. MEYER zur Verfügung. Die notwendige erste Stratifikation der grünen Saat wurde in Walsrode durchgeführt (WISCHMANN & WISCHMANN 1995). Den Freilandkulturen der Wischmann FloraFarm konnten weiterhin ein- und mehrjährige Ginsengpflanzen unterschiedlicher Altersklassen sowie Wurzelproben entnommen werden. Der Botanische Garten der Philipps-Universität Marburg² hielt ebenfalls einige ältere Exemplare von *P. ginseng* für unsere Versuche bereit. Zudem erhielten wir von der Gärtnerei Jeuthner³ 1997 einjährige Rüben von *P. ginseng* zur weiteren Kultivierung.

Lagerung von stratifiziertem Saatgut und Aussaat

Saatgut von *P. ginseng* konnte aufgrund ungeeigneter Jahreszeit nicht immer sofort nach Erhalt ausgesät werden. In diesem Falle wurden die Samen nach dem von WISCHMANN & WISCHMANN (1995) beschriebenen Verfahren in ständig feucht zu haltenden Sand eingebettet und bei 1°C bis 4°C aufbewahrt. In Abhängigkeit vom Aussaat-Termin variierte die Dauer dieser Stratifikation zwischen 9 und 17 Monaten (Tab. 2).

Tab. 2: Erntezeitpunkt und Aussaat-Termin des Saatgutes von *P. ginseng*.

<i>Erntezeitpunkt des Saatgutes</i>	<i>Aussaat-Termin</i>
September 1995	Mai 1996
September 1996	Mai 1997
September 1997	Februar/März 1999

Bei der Anzucht der Ginsengpflanzen aus Samen wurden mehrere Methoden angewendet. In den Zeiträumen von Juni bis Februar der Jahre 1996 bis 1999 konnte Saatgut von *P. ginseng* zum Keimen in Petrischalen ausgebracht werden. Als Unterlage fand mit Leitungswasser angefeuchtetes Filterpapier sowie unterschiedliches Substrat (siehe Kapitel 2.3) Verwendung. In diesem Zeitraum wurde Saatgut zudem in Tontöpfe, Pflanzschalen und Balkonkästen zu jahreszeitlich verschiedenen Terminen ausgesät. In den mit jeweils unterschiedlichen Substraten (siehe Kapitel 2.3) befüllten Gefäßen betrug die Pflanztiefe der Samen 3cm bis 4cm. In Tontöpfen von 9cm und 12cm Durchmesser erfolgte die Aussaat zu jeweils ein bis vier Samen, in Schalen und Kästen reihig mit Abständen von 2cm bis 5cm, zwischen den Reihen betrug der Abstand zwischen den Samen ca. 1cm. Im Freiland konnte Saatgut von *P. ginseng* im November der Jahre 1995 und 1997 auf einer Versuchsfläche im Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg ausgesät werden. Bei der Aussaat im Jahr 1995 wurden die Samen nur leicht auf dem Substrat angedrückt. Je Beet wurde eine Reihe Samen ausgebracht, mit jeweils

1 Wischmann FloraFarm GmbH, Gesine Wischmann, Bockhorn 1, D 29664 Walsrode, Germany

2 Botanischer Garten, Karl-von-Frisch-Straße, Philipps-Universität, D 35032 Marburg, Germany

3 Gärtnerei Jeuthner, D 35274 Kirchhain, Germany

10cm Abstand zwischen den Samen. Im Jahr 1997 erfolgte die Ausbringung des Saatgutes auf neu angelegten Hügelbeeten, dabei wurde je Beet vierreihig ausgesät; in den 5cm voneinander entfernten Reihen betrug der Abstand zwischen den Samen 1cm bis 2cm bei 5cm Pflanztiefe. Auf den Kulturflächen der Wischmann FloraFarm Walsrode wurden im Jahr 1996 zwei Beete für unsere Versuche bereit gehalten. Hier konnten Samen von *P. ginseng* mit Hilfe von Drillmaschinen in fünf Reihen je Hügelbeet (ca. 70cm Höhe) in 5cm bis 7cm Pflanztiefe ausgebracht werden (WISCHMANN & WISCHMANN 1995).

Kultivierungsbedingungen

Je nach Versuchsziel mußten geeignete Versuchsbedingungen für die Kultivierung der Ginsengpflanzen geschaffen werden. Klimaboxen („Reihenthermostat“, Fa. Karl Weiss, Gießen) gewährleisteten die Konstanthaltung von Temperatur und Lichtfaktoren, ermöglichten aber auch schrittweise Temperaturänderungen über bestimmte Zeiträume (Tab. 3). In den Klimaboxen konnte sowohl in Petrischalen als auch in Tontöpfen kultiviert werden.

Tab. 3: Temperatur- und Lichtverhältnisse der genutzten Klimaboxen

<i>Klimabox- Nummer</i>	<i>Temperatur (in °C)</i>	<i>Lichtintensität in Höhe der Substratoberfläche (in lx)</i>	<i>Dauer der Bestrahlung (h/d)</i>
1	20	1200-2300	12
2	17	2500-4200	12
3	15 (für 1 Woche, dann Erhöhung um 1K/d bis 21°)	2500	12
4	12 (nach 5 Wochen 17°)	2500	12
5	7	1000-1500	24

Ein Teil der auf Filterpapier angezogenen Keimlinge wurde zur weiteren Kultivierung bei Erreichen von Keimwurzellängen zwischen 0,1cm und 1cm unter Beibehaltung der sonstigen Versuchsbedingungen in Substrat A (siehe Kapitel 2.3) umgesetzt. Dazu mußten die gekeimten Samen derart auf der Substratoberfläche plaziert werden, daß die Keimlingswurzel in positiv geotroper Wachstumsrichtung im Substrat ausgerichtet ist. Anschließend wurde die gesamte Substratoberfläche mit feuchtem Filterpapier abgedeckt und die Töpfe mit Frischhaltefolie verschlossen, um den Keimlingen in diesem besonders empfindlichen Stadium möglichst hohe Luftfeuchte zu verschaffen. Im Verlauf der nächsten 14 Tage wurden Folie und Filterpapier von der Substratoberfläche entfernt.

Im Gewächshaus wurden Ginsengpflanzen sowie Pflanzen für die Inokulum-Produktion bei 21°C bis 24°C ohne Nachtabsenkung kultiviert. Durch Rohrgeflecht auf den Glasdächern der Gewächshäuser wurde die Lichtintensität auf etwa 70% der einfallenden natürlichen Strahlung gemindert, so daß in den Sommermonaten maximal 15000lx erreicht wurden. Bewässert wurde nach Bedarf, höchstens dreimal wöchentlich.

Der Botanische Garten der Philipps-Universität Marburg stellte Ende des Jahres 1998 ein allseitig mit 30cm hohen Betonplatten eingefäßtes Frühbeet von 1,4m x 5,2m Größe zur Verfügung. Dieses diente als Standort von Topfkulturen. Die Tontöpfe wurden mit verschiedenen Substraten (siehe Kapitel 2.3), Inokula (Kapitel 2.2) und Ginsengsamen (Kapitel 2.1) bestückt und anschließend im Beet bis zum Topfrand in angeschütteten Torf (ca. 15cm Höhe) eingesenkt. Entsprechend den Witterungsverhältnissen konnte durch Lattenroste, Glasfenster und Bewässerung ein angemessenes Mikroklima (Licht: 1000lx bis 12000lx, Temperatur: 1°C bis

26°C, Luftfeuchte: etwa 55%) geschaffen werden. Zusätzlich mußte das Beet im Winter mit Eichen- und Buchenlaub sowie Tannenreisig abgedeckt werden. In einem weiteren Frühbeet wurden unter vergleichbaren Bedingungen bereits seit 1994 mehrjährige Ginsengpflanzen für die morphologisch-anatomischen Untersuchungen kultiviert.

Auf einer 20m x 8m großen Versuchsfläche im Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg stand zunächst Substrat VA1 (Kapitel 2.3) zur Verfügung. Die 30cm hohen Hügelbeete wurden nach erfolgter Aussaat (Kapitel 2.1) zum Schutz vor Vogelfraß mit engmaschigen Netzen bedeckt, später erfolgte die Abdeckung der Fläche mit Stroh. 14 Tage nach dem Herbizid-Einsatz (Kapitel 2.1) wurde die gleiche Versuchsfläche 1997 neu angelegt, indem mit Substratmischung VA2 (Kapitel 2.3) Hügelbeete von ca. 80cm Höhe aufgeschüttet wurden. Nach der Aussaat von *P. ginseng* sowie der Bepflanzung mit 200 einjährigen Rüben (*P. ginseng*) wurden die Beete mit Haferstroh und Vogelschutznetzen abgedeckt.

Die Pflege der beiden uns zur Verfügung gestellten Beete von ca. 50 m Länge und etwa 1,5m Breite auf den Kulturflächen der Wischmann FloraFarm erfolgte durch Wischmann FloraFarm (WISCHMANN & WISCHMANN 1995).

Anzucht unter dem Einfluß von Gibberellinsäure (GA₃)

Um die Dormanz der Samen zu verkürzen, wurden verschiedene Aussaaten einmalig mit wäßrigen Lösungen von GA₃ (Gibberellic Acid crystalline, 90% GA₃-Gehalt, Sigma) der Konzentrationen 100ppm, 300ppm, 500ppm, 1000ppm und 3000ppm gegossen. Je Kilogramm Substrat wurden 7,5ml der jeweiligen Lösung angewendet, bei Aussaaten in Petrischalen erfolgte die Behandlung mit 5ml Hormonlösung/Petrischale.

Quantifizierung des Pflanzenwachstums

Die Pflanzenentwicklung ließ sich durch Erfassung folgender Wachstumskriterien und anschließender statistischer Auswertung (Kapitel 2.7) quantifizieren:

- Länge der oberirdischen Pflanzenorgane (L_{PB}): Die Länge der oberirdischen Pflanzenorgane wurde von der Insertionsstelle der Erneuerungsknospe bis zur Insertionsstelle der Blätter gemessen, bei Keimlingen bis zur Insertionsstelle der Fiederblätter.
- Länge der Hauptwurzel (L_{HW}): Die Länge der Hauptwurzel wurde von der Hauptwurzelspitze bis zum Insertionsbereich der Erneuerungsknospe(n) gemessen.
- Frischgewichte (FG_{ges}, FG_{PB}, FG_{HW}): Um zu gewährleisten, daß der Wassergehalt der Pflanzen vergleichbar war, wurden die vom Substrat vollständig befreiten Pflanzen vor dem Wiegen 24h in Leitungswasser gestellt. Dann wurden die oberirdischen Pflanzenteile durch einen Querschnitt vom Wurzelsystem getrennt, überschüssiges Wasser mit Fließpapier gut abgetupft und anschließend die Frischgewichte beider Pflanzenteile zusammen (FG_{ges}), des Sprosses (FG_{PB}) und der Wurzeln (FG_{HW}) bestimmt.
- Anzahl der Seitenwurzeln (SW-Anzahl): Die Anzahl der an der Hauptwurzel ausgebildeten Seitenwurzeln erster Ordnung wurde durch Zählung erfaßt.

Die Meßgenauigkeit betrug $\pm 0,5\text{mm}$ sowie $\pm 0,01\text{g}$.

Pflanzenschutz

Grundsätzlich wurde angestrebt, so wenig wie möglich Chemikalien zur Bekämpfung von Schädlingen oder unerwünschten Kräutern anzuwenden. Um den Bestand an Versuchspflanzen zu erhalten, konnte jedoch zeitweilig auf den Einsatz von Pestiziden nicht verzichtet werden. In

den Gewächshäusern wurden im April 1999 zur Bekämpfung von Weißen Fliegen (Aleyrodidae) und Trauermücken (Sciaridae) Gelbtafeln („Hobby“, Fa. Neudorff, Emmerthal) aufgehängt. Im Mai 1999 sich explosionsartig vermehrende Blattläuse (Aphidina) wurden von den Blättern der Versuchspflanzen abgewaschen. In Zeiten starken Befalls mußte im Frühbeet zur Bekämpfung von Wegschecken (Arionidae) und Ackerschnecken (*Deroceras spec.*) Schneckenkorn (Ferramol, Fa. Neudorff) gestreut werden. Ein- und mehrjährige Kräuter, deren Samen im Heidesubstrat vorhanden waren oder durch Samenanflug eingetragen wurden, wurden nach Auflaufen per Hand ausgezupft. Die sich in den Sommermonaten auf der Versuchsfläche ausbreitenden ein- und mehrjährigen Kräuter (*Veronica persica*, *Veronica arvensis*, *Stellaria media*, *Taraxacum officinale*, *Trifolium pratense*, *Sonchus asper*, *Cirsium arvense*, *Galium aparine*) wurden von April bis Juni wöchentlich per Hand entfernt, Anfang Oktober 1997 mußte mit Herbizid („Round-up“) gegen die sich rasch ausbreitenden Acker-Kratzdisteln (*Cirsium vulgare*) und Schierling (*Conium maculatum*) vorgegangen werden. Die Kulturflächen der Wischmann FloraFarm Walsrode wurden im Mai jeden Jahres zweimalig im Abstand von zehn Tagen mit Polyram Combi (1,8kg/ha) behandelt, zusätzlich wurde Previcur (0,0015%) gespritzt. In Zeiten starken Befalls (besonders im Jahr 1997) wurde vereinzelt Schneckenkorn gestreut, die Randbereiche der Anbaufläche wurden mit Herbiziden behandelt. Ein- und mehrjährige Kräuter zwischen und auf den Ginsengbeeten wurden per Hand ausgezupft.

2.2 AM-Pilze

Arten und Herkunft der AM-Pilze

In der vorliegenden Arbeit konnten Versuche mit den aufgelisteten Isolaten verschiedener *Glomales*-Arten durchgeführt werden (Tab. 4). Die „Start-Inokula“ wurden von mehreren Instituten zur Verfügung gestellt (siehe Fußnoten S. 20) und beinhalteten Substrat, Sporocarpien, ex-

Tab. 4: Arten und Herkunft der verwendeten AM-Pilzisolat („Start-Inokula“).

<i>Art</i>	<i>Herkunft des Start-Inokulums</i>
<i>Acaulospora longula</i> SPAIN & SCHENCK	BEG ⁴ 8
<i>Gigaspora margarita</i> BECKER & HALL	BEG 34
<i>Glomus albidum</i> WALKER & RHODES	Kultur Prof. Weber, Marburg ⁵
<i>Glomus etunicatum</i> BECKER & GERDEMANN	Isolat 139, Dr. von Alten, Hannover ⁶
<i>Glomus fasciculatum</i> (THAXT.) GERD. & TRAPPE emend. WALKER & RHODES	BEG 53
<i>Glomus intraradices</i> SCHENCK & SMITH	Kultur H 11/3, Dr. von Alten, Hannover
<i>Glomus intraradices</i> SCHENCK & SMITH	Isolat H 49, Dr. von Alten, Hannover
<i>Glomus intraradices</i> SCHENCK & SMITH	Isolat T 510, Dr. von Alten, Hannover
<i>Glomus mosseae</i> (NICOL. & GERD.) GERD. & TRAPPE	BEG 12

4 Banque Européenne des Glomales (BEG), Dr. V. Gianinazzi-Pearson, Laboratoire de Phytoparasitologie INRA/CNRS, BV 1540, 21034 Dijon Cedex, France

5 Philipps-Universität Marburg, Prof. Dr. H. Chr. Weber, Morphologie und Systematik der Höheren Pflanzen, 35032 Marburg

6 Universität Hannover, Dr. H. v. Alten, Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, Herrenhäuserstr. 2, 30419 Hannover, Germany

traradicale Sporen, Hyphenteile und infizierte abgestorbene Wurzeln der Wirtspflanzen *Tagetes spec.*, *Zea mays*, *Trifolium spec.* sowie *Allium spec.* Diese Start-Inokula wurden nicht direkt für unsere Versuchreihen verwendet, sondern mußten zunächst - wie nachfolgend beschrieben - in geeigneten Wirtspflanzen vermehrt werden. Vor Anwendung der Inokula wurde stets die Sporendichte (Methodik siehe „Ermittlung der Sporendichte“, S. 21) ermittelt.

Inokulum-Produktion

Die obligat biotrophen AM-Pilze müssen in geeigneten Wirtspflanzen, wie *Tagetes spec.* oder *Zea mays*, in halbjährigem Rhythmus vermehrt werden, um das Vorhandensein von Inokula mit hohen Sporendichten zu gewährleisten.

Die Kultivierung der Wirtspflanzen für die Mycorrhizapilze erfolgte zunächst unter Gewächshausbedingungen (siehe 2.1.3.). Zusätzlich zu den natürlichen Lichtbedingungen wurde mit einer Na-Dampflampe (Philips SON-T AGRO, 400 W) 14h pro Tag (7⁰⁰ bis 21⁰⁰ Uhr) bestrahlt, um die Besiedlungsraten zu fördern. Die Distanz der Lampe zu den Kulturgefäßen betrug 125cm. Die Lichtintensität in Höhe der zuletzt ausgebildeten Blätter lag dadurch zwischen 2500lx und 5500lx an bewölkten Tagen und erreichte bis zu 12000lx bei hoher Sonneneinstrahlung (12⁰⁰ Uhr). Im Jahr 1999 wurde aufgrund starken Blattlaubbefalls die Inokulumproduktion im Gewächshaus eingestellt und in Klimabox 2 (siehe Kapitel 2.1) verlegt. Die Keimung von *Tagetes nana*-Hybriden, deren Samen auf autoklavierter Aussaaterde ausgebracht wurden, erfolgte nach drei bis sechs Tagen. Nach weiteren 14 Tagen konnten die Keimlinge pikiert und in Tontöpfe (d = 9cm; 3 Keimlinge/Topf) gepflanzt werden. Samen von *Zea mays* wurden auf feuchtem Filterpapier in Petrischalen ausgelegt. Nach sechs bis sieben Tagen hatte die Radicula die Karyopsenwand durchbrochen, und nach weiteren sieben Tagen konnten die Keimlinge in Tontöpfe (d = 12cm; 1 Keimling/Topf) umgesetzt werden. Als Substrat für *Tagetes*- und *Zea*-Keimlinge fand autoklavierte Aussaaterde Verwendung. Gleichzeitig mit dem Umsetzen der Keimlinge wurden Inokulationen mit den jeweils zu vermehrenden AM-Pilzen vorgenommen, indem in etwa 7cm tiefe Pflanzlöcher jeweils ein Keimling sowie eine etwa 20 Sporen beinhaltende Menge Inokulum gegeben wurde. Sobald die Endophyten in den Wurzeln etabliert waren (sechs bis zwölf Wochen), wurde zur Anregung der AM-Sporenbildung die Bewässerung der Pflanzen eingestellt. Nach Austrocknung der Wurzelballen wurden die Pflanzen an der Substratoberfläche abgeschnitten und Substrat und Wurzeln fein zerrieben. Das auf diese Weise erhaltene Inokulum diente nach Zusatz von 10% bis 15% (v/v) Leitungswasser als Grundlage für Inokulationsversuche sowie erneute Inokulum-Produktionen und wurde bei 8°C gelagert (Lagerungsdauer maximal sechs bis sieben Monate).

Ermittlung der Sporendichte

Zur Quantifizierung des Inokulums wurde die jeweilige Sporendichte ermittelt. Da die Sporendichte in Abhängigkeit von Lagerungstemperatur und Feuchtigkeitsgehalt kontinuierlich abnimmt (MENGE 1983), mußte diese Bestimmung jeweils unmittelbar vor Verwendung des Inokulums durchgeführt werden. In Anlehnung an das „wet-sieving-Verfahren“ (GERDEMANN & NICOLSON 1963) wurden 10g Inokulum in ca. 1000ml Leitungswasser aufgeschlämmt und der Überstand nach zehn Sekunden über eine Siebkolonne (Maschenweiten 1mm-160µm-50µm) dekantiert. Die Sporen enthaltenden Fraktionen (Tab. 5) wurden in Leitungswasser aufgenommen und durch Zentrifugation gereinigt.

Tab. 5: Durchschnittliche Sporengröße (*nach SCHENCK UND PÉREZ 1990) der in dieser Arbeit eingesetzten Inokula mit Angabe der zur Ermittlung der Sporendichte ausgewerteten Siebfractionen.

<i>AM-Pilzart</i>	<i>Sporengröße in μm *</i>	<i>ausgewertete Siebfraction</i>
<i>Acaulospora longula</i>	55 -100	50 μm
<i>Gigaspora margarita</i>	240 -480	160 μm
<i>Glomus albidum</i>	85 -177	50 μm
<i>Glomus etunicatum</i>	68 -144	50 μm
<i>Glomus fasciculatum</i>	75 -100	50 μm
<i>Glomus intraradices H 11/3</i>	93 - 131	50 μm
<i>Glomus intraradices H 49</i>	93 -131	50 μm
<i>Glomus intraradices T 510</i>	93 - 131	50 μm
<i>Glomus mosseae</i>	100 -305	50 + 160 μm

Mit 4ml 60% (w/v) Sucrose-Lösung gefüllte, 10cm lange Zentrifugenröhrchen wurden mit dem zu trennenden Gemisch überschichtet und danach bei 1000rpm 5min zentrifugiert. Dies führte zur Anreicherung der Sporen an der Grenzschicht zwischen zuckerhaltiger und zuckerfreier Phase, Substratrete sammelten sich im Pellet. Der gesamte zweiphasige Überstand wurde nach der Zentrifugation über einen Papier-Faltenfilter (d=240mm, Schleicher & Schuell) mit Leitungswasser gewaschen. Die dem feuchten Filterpapier anheftenden Sporen konnten anschließend mit Hilfe des Binokulars bei 8-facher Vergrößerung gezählt und die Sporendichte angegeben werden als

$$\text{Sporendichte} = \text{Anzahl der Sporen} / 10 \text{ g Substrat.}$$

Die ermittelten Sporendichten der zur Verfügung stehenden Inokula erreichten Werte zwischen 50 und 230 Sporen/10g Substrat.

Das hier erläuterte Verfahren war ebenso zur Analyse der Sporendichten von aus dem Freiland gewonnenen Bodenproben geeignet. Die benötigten Proben von ca. 500g wurden aus 0cm bis 10cm Tiefe entnommen, bis zur Bearbeitung in Plastiktüten verpackt und bei 7°C gelagert. Da im Freiland gewonnene Proben erwartungsgemäß geringere Sporendichten aufweisen, wurden jeweils 100g Substrat mit durchschnittlichem Feuchtigkeitsgehalt von 10-15% eingesetzt.

Inokulation

- Inokulation von stratifiziertem Ginsengsaatgut: die Pflanzgefäße wurden bis etwa 8cm unter Gefäßhöhe mit Substrat (Kapitel 2.3) befüllt. Auf der Substratoberfläche konnten nun in Sporenanzahl definierte Inokula (Kapitel 2.2) ausgebracht werden. Zur Verhinderung des sofortigen Kontaktes neu gebildeter Keimlingswurzeln mit AM-Pilzsporen mußte die Inokulumsschicht mit weiterem Substrat etwa 5cm hoch überschichtet werden. Anschließend wurden die Samen ausgebracht, leicht angedrückt und wiederum 3cm hoch mit Substrat überschichtet. Diese Art der Inokulation wurde insbesondere bei den im Frühbeet durchgeführten „Topfversuchen“ angewendet. In dieser Versuchsreihe wurden zwölf verschiedene Inokula (Tab. 6) und zwei unterschiedliche, nicht autoklavierte Substrate eingesetzt.

Tab. 6: Zusammensetzung und Mengen der eingesetzten Inokula in den Topfversuchen mit *P. ginseng* im Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg. (Sporendichten in Klammern gesetzt).

Inokulum	Zusammensetzung/ Menge Inokulum je Topf
<i>Acaulospora longula</i>	3,5g <i>Acaulospora longula</i> (230 Sporen/10g Substrat) + 12,5g steriler Sand
<i>Gigaspora margarita</i>	10g <i>Gigaspora margarita</i> (75 Sporen/10g Substrat) + 6g steriler Sand
<i>Glomus mosseae</i>	16g <i>Glomus mosseae</i> (50 Sporen/10g Substrat)
<i>Glomus albidum</i>	16g <i>Glomus albidum</i> (50 Sporen/10g Substrat)
<i>Glomus etunicatum</i>	3g <i>Glomus etunicatum</i> (220 Sporen/10g Substrat) +13g steriler Sand
<i>Glomus fasciculatum</i>	9g <i>Glomus fasciculatum</i> (90 Sporen/10g Substrat) + 7g steriler Sand
<i>Glomus intraradices H 11/3</i>	8g <i>Glomus intraradices H 11/3</i> (120 Sporen/10g Substrat) + 8g steriler Sand
<i>Glomus intraradices H 49</i>	4g <i>Glomus intraradices H 49</i> (180 Sporen/10g Substrat) + 12g steriler Sand
<i>Glomus intraradices T 510</i>	5g <i>Glomus intraradices T 510</i> (150 Sporen/10g Substrat) +11g steriler Sand
Mischinokulum M 1	2g <i>Glomus intraradices H 11/3</i> (120 Sporen/10g Substrat) + 1,5g <i>Glomus intraradices H 49</i> (180 Sporen/10g Substrat) + 1,5g <i>Glomus intraradices T 510</i> (150 Sporen/10g Substrat) + 11g steriler Sand
Mischinokulum M 2	1g <i>Glomus intraradices H 11/3</i> (120 Sporen/10g Substrat) + 0,5g <i>Glomus intraradices T 510</i> (150 Sporen/10g Substrat) + 0,5g <i>Glomus intraradices H 49</i> (180 Sporen/10g Substrat) + 2g <i>Glomus mosseae</i> (50 Sporen/10g Substrat) + 0,5g <i>Glomus etunicatum</i> (220 Sporen/10g Substrat) + 2g <i>Glomus albidum</i> (50 Sporen/10g Substrat) + 8,5 g steriler Sand
Mischinokulum M 3	3,5g <i>Gigaspora margarita</i> (75 Sporen/10g Substrat) + 3g <i>Glomus fasciculatum</i> (90 Sporen/10g Substrat) + 5,5g <i>Glomus mosseae</i> (50 Sporen/10g Substrat) + 4g steriler Sand

Bei Verwendung von Substrat A wurden jeweils sechs Töpfe, im Falle von Substrat H zehn Töpfe mit vier Samen und jeweils 16g Inokulum-Sandgemisch inokuliert, das ca. 80 Sporen enthielt (Tab. 6). Die Aussaat in Tontöpfe (Kapitel 2.1) erfolgte Anfang März 1999 unter Verwendung von im September 1997 geernteten Samen von *P. ginseng*. Zur Ergänzung der Daten wurden zwei bis drei Samen desselben Saatgutes in sterilen Sand ausgebracht und jeweils mit den genannten zwölf Inokula versehen, jedoch in Klimabox 2 kultiviert.

- Inokulation von Keimlingen: Im Test der Interaktion von AM-Pilzen mit Keimlingswurzeln von *P. ginseng* fanden auf Filterpapier in Petrischalen und unter kontrollierten Laborbedingungen aufgezogene Keimlinge Verwendung. Mit 70% Ethanol gereinigte Petrischalen wurden mit sterilisiertem Sand (Kapitel 2.3) befüllt und Inokulum schichtartig auf dem Sand verteilt. Die Keimlinge mußten derart in das Substrat eingebracht werden, daß die gesamte Keimlingswurzel in direktem Kontakt mit dem Inokulum stand. Im Anschluß wurden die

bepflanzten Petrischalen für eine Woche in Klimabox 5, danach bei Raumtemperatur und Tageslicht kultiviert. Die Probenentnahme und sofortige Fixierung in AFE (siehe Kapitel 2.4) für histologische Untersuchungen erfolgte im Abstand von jeweils drei Tagen.

- Inokulation von getopften ein- und mehrjährigen Ginsengpflanzen: Ein- und mehrjährige mycorrhizafreie Ginsengpflanzen konnten jeweils im Frühjahr, noch vor Erscheinen der oberirdischen Organe, inokuliert werden. Autoklavierte Tontöpfe wurden mit unterschiedlichen, autoklavierten und nicht autoklavierten Substraten (siehe Kapitel 2.3) befüllt. In ein der Größe der Hauptwurzel entsprechendes Pflanzloch wurde einer bestimmten Sporenanzahl entsprechende Menge Inokulum gegeben und die Pflanze derart eingesetzt, daß sich die Erneuerungsknospen etwa 3cm unter der Substratoberfläche befanden.
- Inokulation von Kulturen im Freiland: Die uns von Wischmann FloraFarm zur Verfügung gestellten Beete wurden vor der Aussaat von *P. ginseng* Mitte Oktober 1996 mit Verbreitungseinheiten der AM-Pilze *G. intraradices* H 11/3 und *G. albidum* inokuliert. Dazu wurden 3,5l von *G. intraradices* H 11/3 - Inokulum und 2,5l von *G. albidum*-Inokulum jeweils im Verhältnis 1:1 mit sterilisiertem Sand gemischt. Die Sporendichte der gemischten Inokula betrug 60 Sporen/10g für das Inokulum *G. intraradices* H 11/3 und 30 Sporen/10g für das Inokulum *G. albidum*. Die Beete wurden mit Hilfe eines Untergrundpackers mit jeweils fünf 4cm bis 7cm tiefen Rillen versehen. In diese Rillen konnte das mit Sand vermischte Inokulum per Hand gestreut und anschließend etwas Erde über das Inokulum gegeben werden. Die Aussaat mittels Drillmaschine erfolgte derart, daß das Saatgut auf den mit Inokulum versehenen Reihen zu liegen kam.

Nachweis von AM-Strukturen in Pflanzenwurzeln

Die Trypanblau-Färbung nach PHILLIPS & HAYMAN (1970) ermöglicht den Nachweis von AM-Pilzstrukturen sowohl in frischen als auch in AFE fixierten Pflanzenwurzeln. Dazu wurden zunächst die den Wurzelproben zumeist anhaftenden Substratpartikel vorsichtig mit einem weichen Pinsel entfernt. Anschließend konnten die Wurzelstückchen für 10min bis 15min in 10% KOH-Lösung bei 95°C im Wasserbad erhitzt werden. Danach mußten die Proben in 5% HCl-Lösung überführt werden und verblieben ca. 3min in der Säure. Im Anschluß an die Neutralisation erfolgte die Färbung: 5 bis 10 Tropfen 1% Trypanblau-Lösung (Standard, Fluka) wurden zu 5ml Aqua dest. gegeben und die Wurzelstückchen darin zwischen 3 und 7min erhitzt. Zum Entlüften und zum Entfernen überschüssiger Farbe wurde das Material nochmals 2min in 96% Ethanol erhitzt. Nach dieser Behandlung konnten die mazerierten und gefärbten Wurzelstücke in Lacto-Lösung (Milchsäure, 87% Glycerin und Aqua dest. im Verhältnis 1:2:1) für die optischen Untersuchungen eingedeckt werden.

2.3 Substrate

Insgesamt fanden sechs Substrate unterschiedlicher Qualität bei der Kultivierung von *P. ginseng* Verwendung. Flußsand (Substrat S) wurde vor Verwendung durch Erhitzen im Trockenschrank (5h bei 140°C) keimfrei gemacht. Da kein Dünger zugesetzt wurde, ist dieses Substrat als nährstofffrei zu betrachten. Weiterhin konnte durch die Sterilisation ausgeschlossen werden, daß sich andere als die später zugesetzten AM-Pilzsporen im Substrat befanden. Als Substrat mit geringem Nährstoff-Anteil kam Aussaat-Erde (Substrat A) in Frage (Fruhstorfer Erde, Typ Aussaat, Industrie-Erdenwerk Archut GmbH & Co. KG, 36341 Lauterbach-Wallenrod;

Nährstoff-Gehalt siehe Anhang A), das für einige Versuchsansätze vor Verwendung autoklaviert wurde. Die Autoklavierzeit betrug jeweils 2h bei 120°C. Im August des Jahres 1998 wurden einem offen gelassenen Acker der Wischmann FloraFarm etwa 250l Substrat (Substrat H) entnommen. Das Substrat wurde etwa 20cm tief abgetragen, so daß eventuell vorhandene AM-Pilze enthalten sein konnten. Die Vegetation des offenen Ackerlandes bestand überwiegend aus *Stellaria media*, *Chamomilla recutita* und *Poa annua*. Bis zur Verwendung im Februar 1999 wurde das Substrat derart im Freien gelagert, daß es nicht austrocknen konnte. Dieses Substrat wies laut Bodenanalyse hohen Gehalt an N und P auf (siehe Anhang A). Im Jahr 1996 konnte vom Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg für die Gewächshaus-Versuche ein spezielles Substrat (Substrat BG) gemischt werden, das zu gleichen Teilen aus Komposterde, Landerde und Sand bestand. Die Hügelbeete der Versuchsfläche im Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg bestanden 1995 aus Mutterboden (Substrat VA1). Bei diesem Substrat der Lahnberge handelt es sich um lehmig-schluffigen Boden mit tonigen, also wasserstauenden Schichten. Das Substrat für die Neuanlage des Versuchsfeldes 1997 bestand aus gesiebter Komposterde und Betonkies der Korngröße 0,16 cm im Verhältnis 2:1 (Substrat VA2).

2.4 Histologische Präparation

Fixierung des Pflanzenmaterials

Für histologische Untersuchungen vorgesehenes pflanzliches Material wurde sofort nach der Entnahme in AFE (Ethanol (50%) + Formaldehyd (37%) + Essigsäure (100%) im Mischungsverhältnis 18:1:1) fixiert. Der Fixierungsprozeß ist in Abhängigkeit von Gewebebeschaffenheit und Größe der Objekte nach durchschnittlich 14 Tagen abgeschlossen. Zur anschließenden Dauerkonservierung konnte die Fixierlösung durch Ethanol (70%) ausgetauscht werden.

Einbettung und Mikrotomie

Die Einbettung der Proben in Paraffin setzte die Entwässerung des Materials voraus. Daher wurden die Proben aus dem 70%igen Ethanol in die erste Lösung einer insgesamt zehnstufigen Reihe mit steigendem Butanolgehalt (nach GERLACH 1984) überführt. In den Stufen 1 bis 9 verblieben die Objekte jeweils 6h bis 24h, in der letzten (tertiäres Butanol) längstens 4h. Die Infiltration erfolgte in flüssigem Paraffin (Merck) bei 63°C im Wärmeschrank. Nach Absinken der Objekte auf den Boden des Gefäßes war die Infiltration abgeschlossen. Danach konnten die Proben in mit Glycerin beschichteten Porzellanschälchen entsprechend der gewünschten Schnittrichtung ausgerichtet werden. Aus dem erstarrten Paraffinblock wurden jeweils ein Objekt enthaltende Blöckchen zurechtgeschnitten und anschließend auf Holzklötzchen aufgeklebt. Die Paraffinblöckchen wurden am Rotationsmikrotom (Leitz 1512) mit einer Schnittdicke von 10µm bis 15µm (Metallmesser Typ c) geschnitten. Die Schnittbänder wurden auf dünn mit Eiweißglycerin bestrichenen und mit reichlich bidestilliertem Wasser überschichteten Objektträger (GERLACH 1984) aufgebracht.

Für die Einbettung von Objekten in HistoResin (Kunstharz, Fa. Reichert-Jung) erfolgt die Entwässerung des Materials über eine Ethanolreihe der Stufen 70%, 80%, 90% und 96% für jeweils mindestens 6h. Zur Infiltration werden die Proben in ein Gemisch aus 50ml HistoResin Basic (Hydroxyethylmethacrylat), 0,5g Aktivator (Benzoylperoxid) und 50ml Ethanol (96%) gegeben, worin sie ca. 6h bis 24h verbleiben. Anschließend wird diese Lösung durch reines

HistoResin Basic mit Aktivator ersetzt. Die Infiltration ist beendet, wenn die Proben auf den Gefäßboden abgesunken sind und das Gewebe leichte Transparenz aufweist. Als Medium für die Einbettung der Objekte in Kunststofförmchen dient ein Gemisch aus HistoResin Basic mit Aktivator und Härter (Dimethylsulfoxid) im Verhältnis 15:1. Die Polymerisation und Aushärtung des Kunstharzes beginnt ca. 20min nach Zugabe des Härters und ist nach spätestens 48h bei 40°C beendet. Dann können die Blöckchen aus den Förmchen herausgelöst und auf Metalltischchen aufgeklebt werden. Semidünnschnitte wurden mit Hilfe des Rotationsmikrotoms (Reichert-Jung, Supercut 2065) hergestellt. Mit Glasmessern (Agar Aids Ultramicrotome Glass 16inch, Histo Knifemaker 2078, LKB) konnte eine Schnittdicke zwischen 2µm und 10µm erreicht werden. Die Schnitte werden auf mit Glycerin beschichteten Objektträgern, die mit bidestilliertem Wasser überbeschichtet wurden, aufgefangen und auf einer Wärmeplatte bei 60°C gestreckt.

Färbungen und Nachweismethoden

Als Färbemethode für die Paraffinschnitte wurde die Dreifachfärbung mit Astrablau (Merck), Auramin O (Fluka) und Safranin O (Merck) gewählt. Damit die wasserlöslichen Farbstoffe in die Gewebe eindringen können, müssen die Objektträger mit den aufgeklebten Schnitten zur Entparaffinierung zweimal für jeweils mindestens 10min in Rotihistol (Roth) getaucht werden. Daran schließt sich die Bewässerung über die Stufen Propanol (2x je 5min), Ethanol 90%, Ethanol 70%, Ethanol 50%, Ethanol 30% und schließlich Aqua dest. an. Die Färbezeiten wurden für die verschiedenen Schnittserien jeweils neu ausgetestet, folgende Zeiten sind somit als Richtwerte zu verstehen: Astrablau 20min, Auramin 2min bis 3min, Safranin 1min bis 2min. Die Entwässerung der Schnitte im Anschluß an die Färbung erfolgt durch die bereits beschriebene Ethanolreihe in umgekehrter Folge bis zum Rotihistol. Durch Eindecken der Objekte mit Corbit-Balsam können Dauerpräparate hergestellt werden.

In HistoResin eingebettete Objekte wurden mit Toluidinblau (1g Borax + 1g Toluidinblau (Serva)/100 ml Aqua dest.) kontrastiert. Die auf die Objektträger aufgeklebten Schnitte wurden dazu 20s bis 30s in die Farblösung getaucht und unter fließend heißem Leitungswasser kurz gespült. Nach Trocknung bei 40°C auf der Wärmebank und zehnminütiges eintauchen der Objektträger in Xylol können die Präparate mit Corbit-Balsam eingedeckt werden.

Frisch entnommene Wurzelproben wurden mit Hilfe von Rasierklingen von Hand geschnitten und mit verschiedenen Reagenzien auf Inhaltsstoffe untersucht (GERLACH 1984):

- Stärke:** Jod-Jodkalium
(2g KJ + 1g J auf 100ml Aqua dest.),
- Lipide:** Sudan IV
(0,26g Sudan IV + 130ml 96% Ethanol + 130ml 87% Glycerin),
- Suberin/Cutin:** Sudan IV
(2g Sudan IV + 100ml 92% Ethanol + 100ml 87% Glycerin),
- Lignin:** Phloroglucin-Salzsäure
(1g bis 5g Phloroglucin + 100ml 92% Ethanol),
- Lignin/Cellulose:** Safranin-Lichtgrün
Simultanfärbung nach SCHÖMMER (1949).

Gewebe von Samen, aus denen mit Hilfe von Skalpell und Rasierklinge Quer- und Längsschnitte hergestellt wurden, konnten mit Safranin-Lichtgrün kontrastiert werden. Dies wurde besonders bei Präparaten angewendet, von denen Schwarz/Weiß-Fotografien zur Erläuterung der Samenmorphologie hergestellt wurden.

2.5 Makro- und Mikroskopische Untersuchungen

Für die mikroskopischen Untersuchungen stand ein Mikroskop der Firma Leitz (Laborlux K) zur Verfügung. Mit Hilfe eines Fluoreszenz-Mikroskops (Diplan, Leitz) konnten besondere Strukturen durch Eigenfluoreszenz nachgewiesen werden. Weiterhin konnten Handschnitte für die Fluoreszenzmikroskopie zur Kontrastierung mit den Farbstoffen Acridinorange (2% wäßrige Lösung) und Anilinblau (0,005% in 15mM Kaliumphosphatpuffer pH8 bis pH9) behandelt werden. Makroskopische Betrachtungen, Auszählung von AM-Pilzsporen und Präparationen wurden mittels einer Stereolupe (Fa. Zeiss) bei 8-facher bis 40-facher Vergrößerung durchgeführt.

Für rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen vorgesehene Pflanzenmaterial wurde nach Fixierung in AFE für mindestens 24h in 70% Ethanol überführt und danach über Nacht in Ethylenglycolmonoethylether aufbewahrt. Anschließend wurden die Proben für 2x30min in wasserfreies Aceton (über CuSO₄ getrocknet) gegeben und darauf nach der Critical-Point-Methode (Polaron E 3000) mit CO₂ getrocknet. Nach dem Aufkleben der getrockneten Proben durch Leit-Tabs (Fa. Plano, Marburg) auf Metalltischchen konnten die Präparate mit Gold besputtert (Sputter Coater, Balzer's Union) und im Anschluß mit Hilfe des Raster-Elektronenmikroskopes (REM, Hitachi S 530) betrachtet werden.

2.6 Fotografische Dokumentation

Fotografische Dokumentationen der Pflanzen am Standort sowie makroskopische Aufnahmen konnten mit der Spiegelreflexkamera (Canon AE 1) mit Normalobjektiv (50mm, 1:1,4) und Zwischenringen (Kenko, 12mm+20mm+36mm) durchgeführt werden. Weiterhin stand das Makroskop M 400 (Fa. Wild) mit Fotoaufsatz zur Verfügung. Für die Mikrofotografie wurde das DMRB-Mikroskop (Leitz) mit Fotoaufsatz (Ortholux II/Variomat, Leitz) eingesetzt. Fluoreszenz- und Polarisationsmikroskop (Diplan, Leitz) konnten ebenfalls für die fotografische Dokumentation verwendet werden, nachdem Frischmaterial-Präparate mit den Farbstoffen Acridinorange (2% wäßrige Lösung) und Anilinblau (0.005% Anilinblau in 15mM Kaliumphosphatpuffer pH 8 bis pH 9) behandelt wurden. Als Filmmaterial wurden den jeweiligen Ansprüchen entsprechend eingesetzt: Diafilme (Fuji-Color sensia, 100ASA), Papierbildfilme (Fuji-Color sensia 100ASA und 200ASA, Agfa Pan F 25ASA und 50ASA) sowie Kunststofffilme (Fuji, 64ASA). Die Entwicklung der Schwarz-Weiß-Filme erfolgte mit Ilfosol S (Ilford) und Studional liquid (Agfa), die Fixierung mit Hypam (Ilford) sowie Aefix (Agfa). Schwarz/Weiß-Abzüge wurden auf Fotopapier unterschiedlicher Härtegrade (Brovira Speed, Agfa) hergestellt (Entwickler: Ilfosol S, Fixierer: Hypam). Die Entwicklung der Farbaufnahmen wurde gewerblichen Fotolaboren in Auftrag gegeben.

2.7 Statistische Auswertungen

Der Entscheid, ob die aufgetretenen Abweichungen zwischen nicht inokulierten Kontrollpflanzen und mit AM-Pilzisolaten behandelten Pflanzen (siehe Kapitel 3.2 und Kapitel 3.3) zufälliger oder wesentlicher Natur waren, erfolgte über den STUDENT-Test (t-Test). Dieses Prüfverfahren wurde gewählt, da kleine Stichprobenumfänge vorlagen und der t-Test neben der Irrtumswahrscheinlichkeit α auch den Stichprobenumfang n berücksichtigt. Mit wachsender Größe der Stichproben wird die t-Verteilung der Normalverteilung immer ähnlicher und geht

für $n \rightarrow \infty$ in diese über. Die t-Verteilung ist für verschiedene Irrtumswahrscheinlichkeits-Werte sowie für die Freiheitsgrade $f = n_1 + n_2 - 2$ tabelliert (Tabelle siehe MATHER 1954).

Die Nullhypothese für den t-Test geht davon aus, daß die Mittelwerte x_1 und x_2 zweier Stichproben mit den Umfängen n_1 und n_2 , die aus voneinander unabhängigen, normalverteilten Grundgesamtheiten gezogen wurden, sich mit der Irrtumswahrscheinlichkeit α nur zufällig unterscheiden. Diese Nullhypothese muß angenommen werden, wenn der der Tabelle entnommene Tafelwert t_T größer ist als der berechnete Wert t_b . In diesem Falle bestehen zwischen den beiden Mittelwerten keine signifikanten Unterschiede. Für die Bewertung der Signifikanz gilt:

$t_b < t_T$ für $\alpha > 0,2$:	nicht signifikant (n.s.)
$t_b < t_T$ für $\alpha \leq 0,1$:	signifikant (*)
$t_b < t_T$ für $\alpha \leq 0,05$:	sehr signifikant (**)
$t_b < t_T$ für $\alpha \leq 0,02$:	höchst signifikant (***)

3 ERGEBNISSE

3.1 Morphologisch-anatomische Untersuchungen

Samen und Embryonen

Der sechs bis sieben Millimeter lange und etwa fünf Millimeter breite Samen von *P. ginseng* wird zusammen mit der innersten Gewebeschicht der Fruchtwand verbreitet. Diese im Verlauf der Fruchtreife stark sklerifizierende Gewebeschicht umschließt als krustig-rauhes Steinendo-

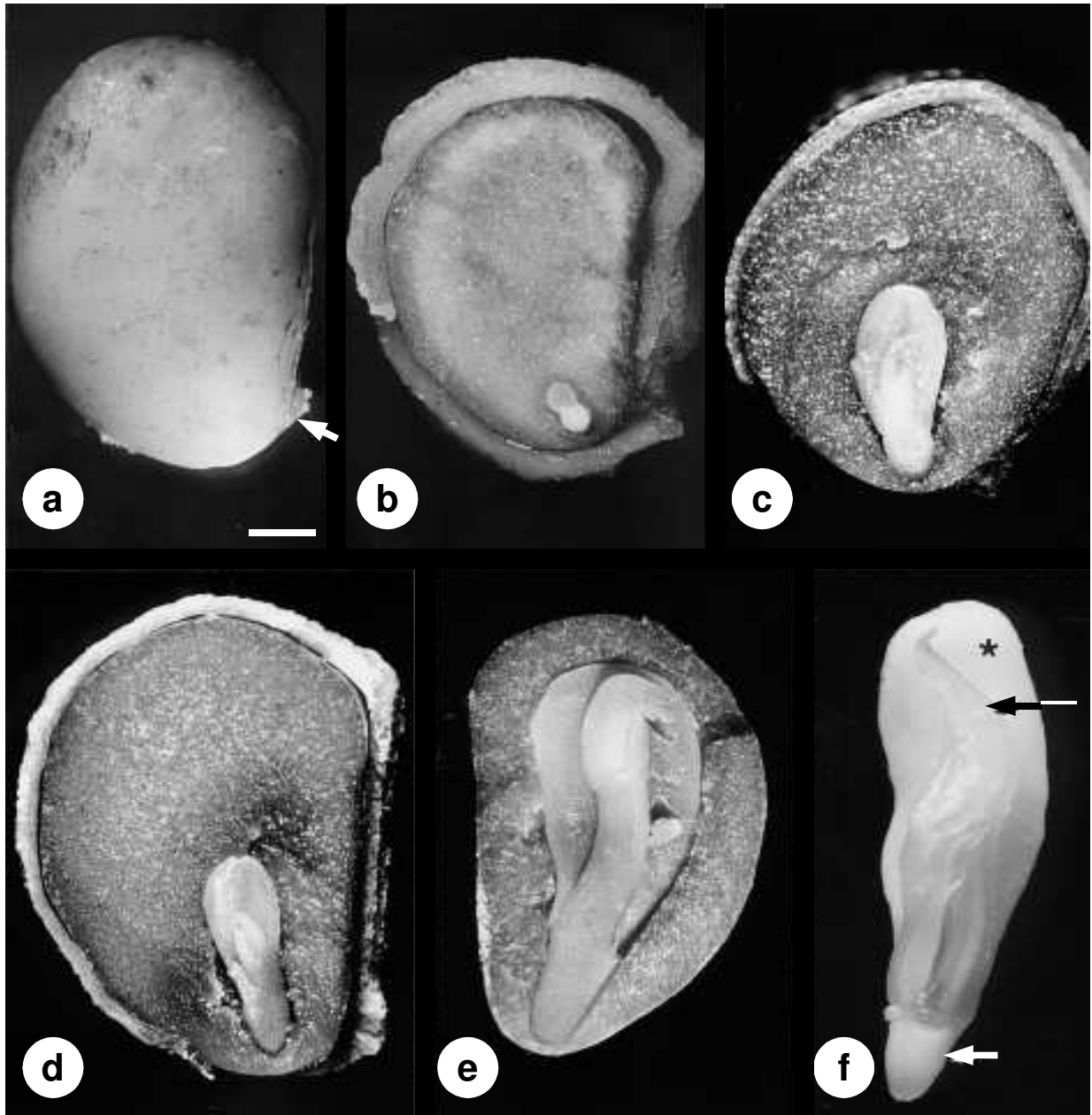


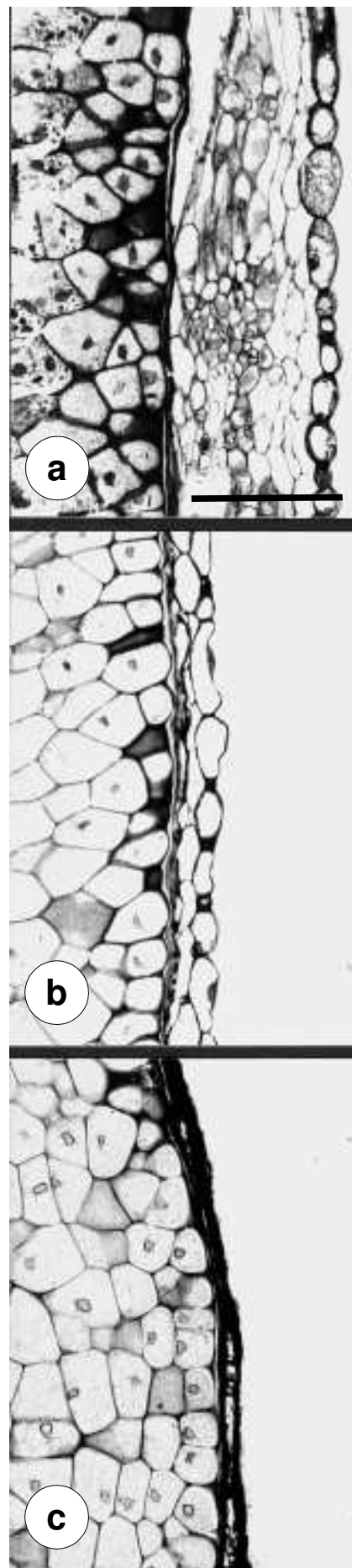
Abb. 3: Diasporen und Samen von *P. ginseng* mit Embryonen in verschiedenen Entwicklungsstadien. Färbung der Präparate (b)-(e) mit Safranin-Lichtgrün zur besseren Kontrastierung von Endosperm und Embryo. (a) Same, Ansicht der Testa, Pfeil: Mikropyle. (b)-(d) Längsschnitte durch Diasporen, verschiedene embryonale Entwicklungsstadien, (e) Samenlängsschnitt, Embryo im fortgeschrittenen Entwicklungsstadium. (f) vollständig entwickelter Embryo, von Samengeweben getrennt, ein Kotyledo entfernt. Stern: Kotyledo, schwarzer Pfeil: involutive Foliolae, weißer Pfeil: Radicula. Maßstäbe entsprechen 1mm, Maßstab in (a) gilt für (a)-(e).

carp“ die Samengewebe und übernimmt deren Schutz. Diasporen von Ginsengpflanzen sind aufgrund des Ein schlusses der Samens in verholzendes Endocarp als Pyrenen zu bezeichnen. Nach Entfernung des Endocarps läßt sich die aus dem Integument der Samenanlage hervorgegangene, bräunlich-gelb gefärbte Testa erkennen. Sie erscheint trocken, zart und häutig und weist eine glatte, nicht skulpturierte Oberfläche auf (Abb. 3a). Als typisches Merkmal für die aus anatropen Samenanlagen hervorgegangenen Samen zeichnet sich dorsal auf der Testaoberfläche die Raphe als Abdruck des versorgenden Leitgewebestranges ab. Auf der Ventralseite der Samen sind Hilum und Mikropyle deutlich lokalisierbar (Abb. 3a). An median geführten Längsschnitten durch junge, diesjährig gebildete und noch keiner Stratifizierung unterzogenen Ginsengsamen fällt die exzentrische Lage der weißlich gefärbten, zu diesem Zeitpunkt zwischen 0,3mm und 0,5mm langen Embryonen im Samen auf (Abb. 3b-e). Sie sind stets in der Nähe der Mikropyle lokalisiert, also im unteren Drittel des Samens. Radicula und Vegetationspunkt sind bereits angelegt, aber noch nicht deutlich abgrenzbar. Das die Embryonen umgebende Nährgewebe erscheint bei morphologischer Betrachtung grobkörnig strukturiert und ist wie die Embryonen weißlich gefärbt.

Anatomische Untersuchungen an Samen im frühen Entwicklungsstadium verdeutlichen, daß die Testa aus mehreren Zellschichten aufgebaut ist (Abb. 4a). Die suberinisierten, tangential eng aneinandergrenzenden Zellen der einschichtigen Epidermis sind im Querschnitt von ovaler bis rundlicher Gestalt und können unterschiedliche Größen aufweisen. Sie enthalten Pigmente und feine Lipidtröpfchen, haben verdickte Zellwände und lassen sich intensiv anfärben. Die sich der Epidermis nach innen anschließende Gewebeschicht besteht aus etwa acht bis zehn Zellagen dünnwandiger, prosenchymatischer Zellen und ist von Leitbündelelementen durchzogen. Zum leitgewebefreien Endospermgewebe hin schließt die Testa mit einer dicken, gut anfärbaren Cuticula ab. Da der mechanische Schutz durch das Steinendocarp gewährleistet ist, enthalten die verschiedenen Testazellschichten keine festigenden Elemente.

Das Gewebe der unvollständig entwickelten Embryonen besteht zunächst aus globulär angeordneten undifferenzierten

➤ **Abb. 4:** Testa von *P. ginseng* (a) vor Stratifizierung, (b) nach der ersten Stratifizierungsphase, (c) drei Monate nach Ende der zweiten Stratifizierung. Maßstab in (a) entspricht 100µm, gilt für (a)-(c).



Zellen, die sich durch hohe Teilungsaktivität auszeichnen. Noch bevor das den Samen umgebende Endocarp sklerifiziert, werden an zwei gegenüberliegenden Seiten des ungliederten Embryogewebes die beiden Kotyledonen als längliche Auswüchse ausgebildet (Abb. 3b). Embryo- und Nährgewebe sind in histologischen Präparaten gut unterscheidbar, da sich das embryonale Gewebe aufgrund sehr hoher Cytoplasmadichten intensiv anfärben läßt. Die Zellen des Endosperms enthalten neben Proteinen auch Lipide, jedoch keine Stärkekörner.

Im Verlauf der folgenden acht bis elf Monate, die eine das Embryonenwachstum initiiierende Stratifizierungsphase beinhalten müssen, entwickeln sich die Embryonen bis zu einer Länge von etwa fünf Millimetern. Die Embryonenentwicklung schreitet jedoch nicht bei allen Samen eines Jahrganges in gleichem Maße fort, so daß bei Samenpräparationen durchaus unterschiedlich entwickelte Embryonen aufgefunden werden können (Abb. 3c-f).

Während der Samenreifung unterliegt die Testa von *P. ginseng* strukturellen, wachstumsbedingten Veränderungen. Das Volumen des Endosperms nimmt nicht in dem Maße ab wie die mit dem Reifungsprozeß der Samen verbundene Größenzunahme des Embryos fortschreitet. Zellen der Testa werden daher mit zunehmendem Embryowachstum gegen das sklerifizierte, nicht nachgebende Endocarp gedrückt (Abb. 4b). Die Zellen werden dadurch zerstört, schließlich sind keine Gewebeschichten innerhalb der Testa mehr unterscheidbar (Abb. 4c). Reste des Endospermgewebes bleiben in den Randbereichen des Samens zwischen Testa und Keimling bis zum Zeitpunkt der Keimung bestehen.

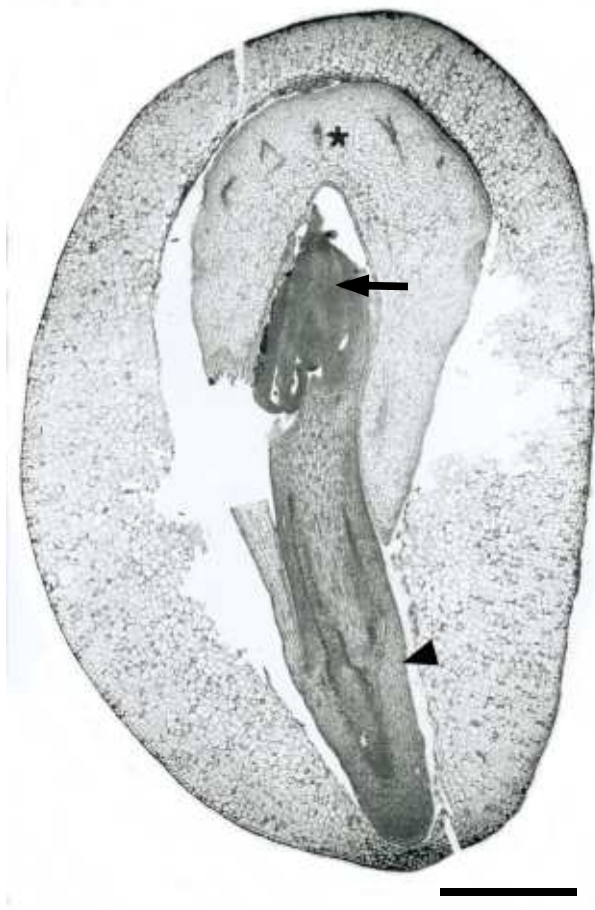


Abb. 5: Längsschnitt durch den Samen von *P. ginseng* mit vollständig entwickeltem Embryo. Stern: Kotyledo, Pfeil: Anschnitt eines Fiederblättchens, Pfeilspitze: Kotyledonarnodus. Maßstab entspricht 1mm.

Während und vor allem gegen Ende der Einwirkung der zweiten, die Keimung initiiierenden Kälteperiode platzt das Endocarp entlang einer über der Raphe gelegenen Sollbruchstelle in zwei gleich große Hälften auf. Zu diesem Zeitpunkt sind die Embryonen vollständig entwickelt (Abb. 5). Die großen, etwas fleischig entwickelten Kotyledonen der jetzt reifen Embryonen umgeben schützend den über ihrem Insertionsbereich gelegenen Achsenbereich. Diesem Abschnitt sitzen terminal drei involutiv gefaltete, doppelt-gesägte Fiederblättchen an. Unter dem Kotyledonarnodus setzt sich die Pflanzenachse in einem kurzen Hypokotyl fort und geht dann in die sich später zur Pfahlwurzel entwickelnde Radicula über.

Auf verschiedenen Niveaus geführte Serienquerschnitte insbesondere in longitudinaler Richtung des reifen Embryos von *P. ginseng* zeigen allmähliche Veränderungen im Differenzierungsgrad der Gewebe. Mit Toluidinblau gefärbte, durch die Primärwurzel des Embryos heben Zellen des Prokambiums besonders hervor (Abb. 6a). Das prokambiale Gewebe besteht aus drei

bis fünf Zellagen, die das zentrale Markgewebe ringförmig umgeben. Charakteristische Merkmale der Zellen des Prokambiums sind hohe Teilungsraten, hohe Dichte des Cytoplasmas sowie große, das Zellumen nahezu vollständig ausfüllende Nuklei. In zentrifugaler Richtung schließt sich dem Prokambium das aus dünnwandigen, parenchymatischen Zellen bestehende interzellularrreiche Cortexgewebe an. Neben großen Nuklei enthalten die corticalen Zellen Proteine und kleine Lipidtröpfchen als Speicher- und Reservestoffe. Die Kern/Cytoplasma-Relationen des Cortex sind deutlich geringer als im prokambialen Gewebe. In tangentialer Richtung gestreckte Zellen der Rhizodermis bilden das einzellige Abschlußgewebe der Primärwurzel. Die Rhizodermis ist frei von Interzellularräumen und weist hohe Cytoplasma-dichten in den Zellen auf. Im quergeschnittenen Hypokotyl ändert sich die Anordnung der prokambialen Zellen in apikaler Richtung von ring- nach herzförmig (Abb. 6b). In Höhe der Insertionsstelle der Kotyledonen geführte Querschnitte weisen einen im Verhältnis zu den Wurzelquerschnitten vergrößerten Anteil des zentralen Markgewebes auf (Abb. 6c). Die herzförmig angeordneten prokambialen Zellagen werden nach außen gedrängt und die „Herzform“ nimmt dadurch in akropetaler Richtung des Embryos deutlich an Größe zu. Gleichzeitig wird durch lokal vermehrte Zellteilungen der epidermalen und corticalen Gewebes eine nach außen gerichtete, zweispitzige Ausbuchtung gebildet. Diese Ausbuchtung steht in Bezug zur Lage des Prokambiums und ist stets gegenüber der Spitze der herzförmig angeordneten prokambialen Zellagen lokalisiert. Weiterhin beginnen sich Leitelemente im Prokambiumgewebe zu differenzieren. In den sich in apikaler Richtung anschließenden Querschnitten vergrößert sich die Ausbuchtung. An den beiden Spitzen der Ausbuchtung finden weitere perikline Zellteilungen der Epidermis statt, die sich dadurch in zentripetaler Richtung durch den Cortex bis an das prokambiale Gewebe schiebt. Von dort wächst die Epidermis allmählich in radialer Richtung entlang der Grenze zwischen Cortex/Prokambium und umschließt das Cortexgewebe. Dadurch separieren sich Cortex und Epidermis von den inneren Geweben Prokambium und Mark und bilden die Blattspreiten der Kotyledonen (Abb. 6d) als eigenständige Organe des Embryos aus. Reste des Prokambiums verbleiben in jeder Kotyledonarspreite als je ein großes, medianes Blattspurbündel. Da die vollständige Trennung auf diesem Schnittniveau noch nicht vollzogen ist, erscheinen die Kotyledonen gegenüber der Stelle des Separationsbeginns noch miteinander verwachsen. Bevor die Kotyledonarspreiten vollständig von den inneren Geweben Prokambium und Mark separiert sind, differenzieren sich aus Zellen des Prokambiums drei Gefäßbündel (Abb. 6e), die ringförmig im zentralen Bereich des Querschnittes angeordnet sind. Gegenüber der Verwachsungsstelle der Kotyledonen bildet ein Teil der prokambialen Zellen ein Meristem. Etwa 360µm höher erscheint dieses Meristem V-förmig im Querschnitt (Abb. 6f) und liegt, durch epidermales Gewebe separiert, keilförmig im inneren Gewebereich. Das Meristem hat keine große Längenausdehnung, denn schon in wenigen Mikrometern höher angelegten Schnitten kann dieses Meristem nicht mehr nachgewiesen werden. Es wird auch durch kein anderes Gewebe ersetzt, so daß im inneren Gewebereich eine keilförmige Lücke zurückbleibt (Abb. 6g). Schließlich sind die Kotyledonarspreiten vom inneren Gewebereich vollständig separiert (Abb. 6h). Etwa 1,5mm über dem Kotyledonarnodus geführte Querschnitte durch den Embryo lassen die drei bereits voll ausdifferenzierten Spreiten der drei Fiederblättchen erkennen.

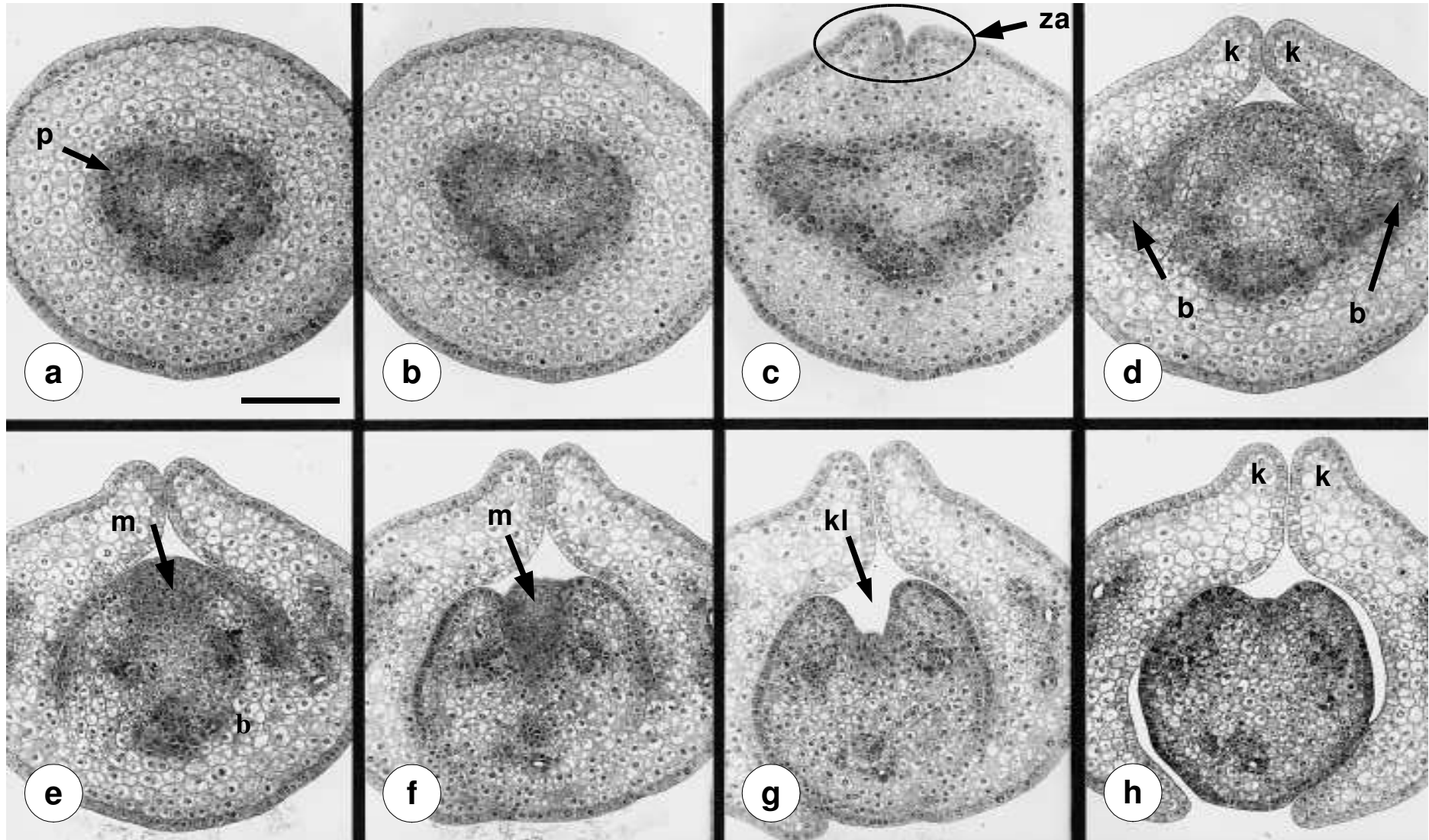


Abb. 6: Serienquerschnitte durch reifen Embryo (*Panax ginseng*) in Höhe der/des (a) Primärwurzel, (b) Hypokotyls, (c) Kotyledonarnodus, (d) Spreitenbasis und (e)-(h) Spreitenmitte der Kotyledonen. b: Gefäßbündel, k: Kotyledonen, kl: keilförmige Lücke, m: Meristem, p: Prokambium, za: zweispitziige Ausbuchtung. Weitere Erläuterungen im Text. Maßstab in (a) entspricht 250µm, gilt für (a)-(h).

Keimlinge

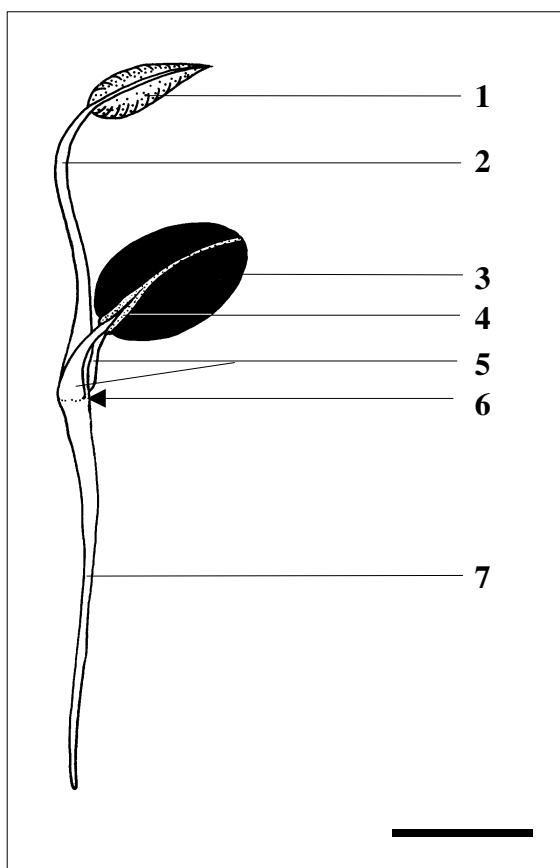


Abb. 7: Keimling von *P. ginseng*, halbschematisch. (1) involutive Fiederblättchen, (2) Primärblatt-achse, (3) Endocarp, (4) Testa, (5) Petiolae der im Samen verbleibenden Kotyledonen, (6) Kotyledonarnodus, (7) Primärwurzel. Maßstab entspricht 0,5cm.

18 bis 22 Monate nach der Fruchtreife streckt sich das Hypokotyl des reifen Embryos, und die Wurzel durchbricht die Testa. Die Primärwurzel wächst in positiv geotroper Richtung aus dem Samen in das umgebende Substrat. Im Zeitraum von acht bis zehn Tagen erreicht sie die Länge von 2,5cm bis 3cm. Zusammen mit Resten des nicht vollständig aufgebrauchten Endospermgewebes verbleiben beide Kotyledonarspreiten und der über dem Kotyledonarnodus gelegene blättchentragende Bereich zunächst im Samen. Erst wenn die Primärwurzel eine bestimmte Länge erreicht hat beginnt an zwei einander opponierten Flanken der blättchentragenden Achse unterschiedlich starkes Streckungswachstum. Während eine Flanke in ihrem Wachstum gehemmt wird, kann die gegenüberliegende Flanke ungehindert in die Länge wachsen. Dadurch bildet die Achse in etwa dem oberen Drittel eine konkave, hakenförmige Krümmung aus (Abb. 8). Bei natürlicher Keimung ist der beblätterte, terminale Achsenbereich somit positiv geotrop ausgerichtet, während die Krümmung den der Substratoberfläche am nächsten gelegenen Bereich des Keimlings bildet. Durch weiteres Streckungswachstum durchbricht die Achse mit der Krümmung voran die Substratoberfläche. Schließlich wird die bislang im Wachstum unterdrückte Flanke ebenfalls gefördert und die Achse entkrümmt sich. Während die Kotyledo-

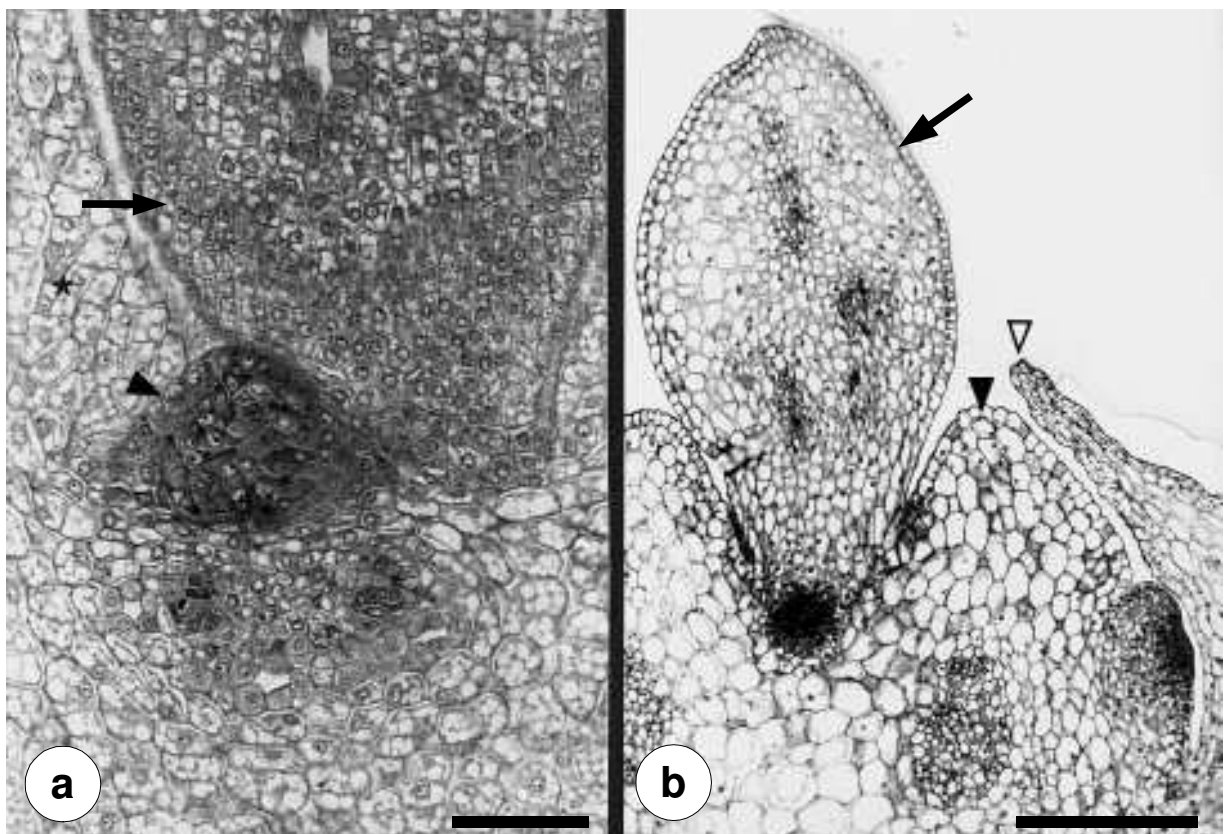
nen in der Samenschale verbleiben, werden die Fiederblättchen passiv durch das Streckungswachstum aus der Samenschale gezogen und über der Substratoberfläche entfaltet (Abb. 7).

Junge Keimlinge, bei denen die Primärwurzel bereits entwickelt ist, die blättchentragende Achse sich aber noch in der Samenschale befindet, sind zur Klärung der Keimlingsorganographie bestens geeignet. Aus Längsschnitten durch solche Keimlinge geht hervor, daß sich lateral an der Basis der blättchentragenden Achse ein kuppelförmiges Meristem befindet (Abb. 9a). Es ist von der Achse hufeisenförmig umgeben. Nachdem die Fiederblättchen oberirdisch entfaltet sind, kann dieses Meristem meist nicht mehr oder nur noch in Resten nachgewiesen werden. Offensichtlich ist das basal gelegene Meristem für die Bildung der im ersten Jahr oberirdisch erscheinenden Pflanzenorgane verantwortlich. Somit ist die schon am reifen Embryo erkennbare blättchentragende Achse als Primärblatt von *P. ginseng* zu bezeichnen, in dessen Bildung das basal gelegene Meristem nahezu vollständig aufgeht.

➤ **Abb. 8:** Ginsengkeimling, 19 Tage nach Behandlung mit 0,3% Gibberellinsäure (AFE-fixiertes Präparat). Beachte die hakenförmige Krümmung der Hauptachse (schwarzer Pfeil). Kotyledonen und Fiederblättchen des Primärblattes sind noch von der Testa umschlossen. Weißer Pfeil: zweite Achse, transversal zu den beiden Kotyledonen am Kotyledonarnodus inserierend. Die der zweiten Achse terminal ansitzenden Fiederblättchen sind bereits aus der Samenschale herausgezogen. Maßstab entspricht 2,5mm.



▼ **Abb. 9:** (a) Längsschnitt durch einen Ginsengkeimling auf Kotyledonarnodusniveau, ohne Gibberellinsäurebehandlung. Pfeilspitze: Restmeristem, Pfeil: Hauptachsendgewebe, Stern: Gewebe der Kotyledonarspreite. (b) Einfluß von Gibberellinsäure auf Keimlinge von *P. ginseng*. Querschnitt auf Höhe des Kotyledonarnodus. Schwarze Pfeilspitze: Hauptachse des Keimlings. Zweite Achse in der Furche eingebettet. Pfeil: zweite Achse mit zentral gelegenem Restmeristem. Ungefüllte Pfeilspitze: Kotyledonarspreite. Maßstab entspricht 250µm in (a), 100µm in (b).



Die vorgenannten Ergebnisse können mit Hilfe von Ginsengkeimlingen, die bis zu sechs Monate vor Auskeimung mit 0,3% Gibberellinsäure (GA₃-Lösung) behandelt wurden, weiter untermauert werden. Bei diesen Keimlingen kommt es häufig zur Ausbildung einer erheblich schwächer entwickelten, zweiten blättchentragenden Achse (Abb. 8). Diese zweite Achse inseriert direkt über dem Kotyledonarnodus und steht transversal zu beiden Kotyledonen. Sie schließt ebenfalls terminal mit drei doppelt-gesägten Blättchen ab, die in der Regel weder in Form noch in ihrer Größe vollständig ausgebildet sind. Anhand von anatomischen Untersuchungen der Übergangsregion dieser Keimlinge kann gezeigt werden, daß auch die zweite Achse aus dem an der Hauptachse basal gelegenen Meristem (Abb. 9b) hervorgeht.

Einjährige Pflanzen

Das oben beschriebene Streckungswachstum des Keimlings ist nach durchschnittlich acht bis vierzehn Tagen abgeschlossen. Bis zum Ende der ersten Vegetationsperiode, das durch bräunlich-gelbe Verfärbung der Blätter und Welke charakterisiert ist, sind an der einjährigen Ginsengpflanze in bezug auf das Wachstum keine Veränderungen an den Primärblättern mehr feststellbar. In unterirdisch gelegenen Organen finden dagegen tiefgreifende Wachstums- und Differenzierungsvorgänge statt.

Morphologisch lassen sich diese Wachstumsvorgänge an der Zunahme von Hauptwurzellänge und -umfang erkennen, an der Ausbildung von Seitenwurzeln sowie der Differenzierung einer oder mehrerer Erneuerungsknospen. Diese Erneuerungsknospen inserieren in apikalen Bereich der Hauptwurzel. Sie werden jeweils von einem Vorblatt begleitet, dessen Stellung sowohl adossiert (Abb. 10a) als auch nicht adossiert sein kann (Abb. 10b). Das Vorhandensein dieses Vorblattes gibt Hinweise darauf, daß dieser Bereich dem Epikotyl der Pflanze entspricht. Es ist

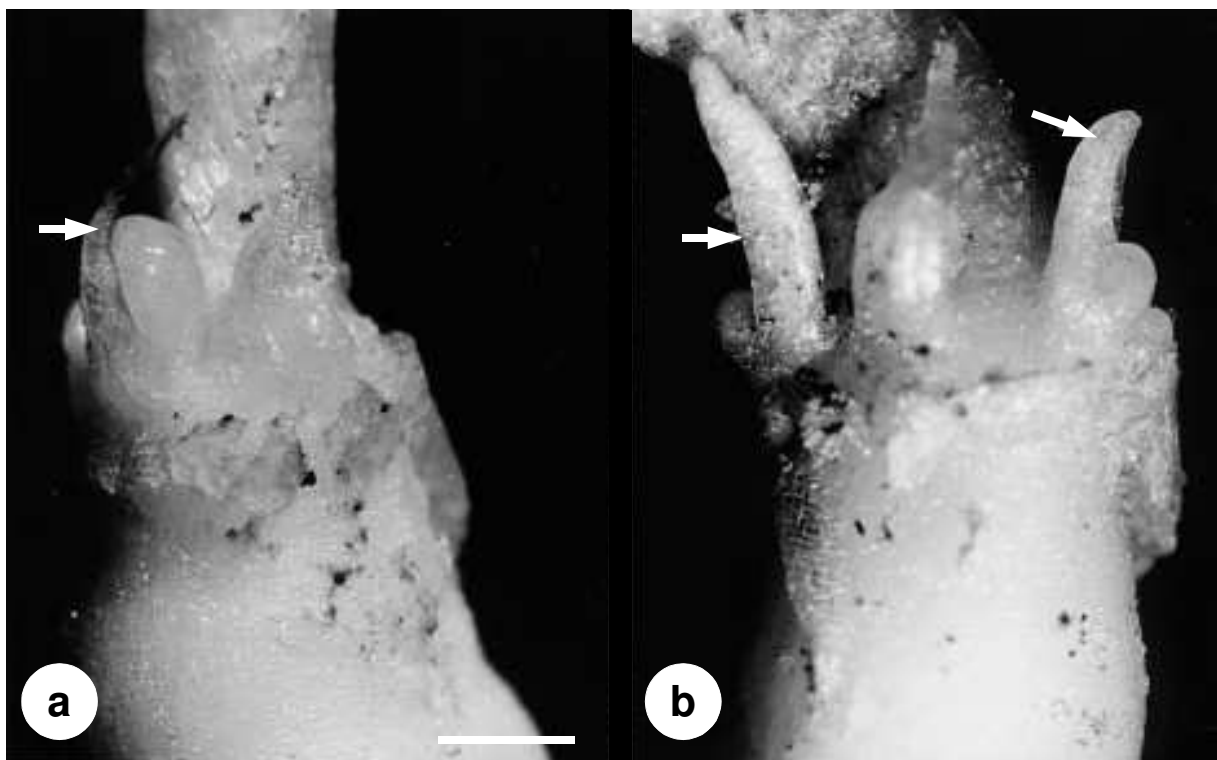


Abb. 10: Erneuerungsknospen mit Vorblättern im apikalen Bereich der Hauptwurzeln von *P. ginseng*. (a) Pfeil: adossiertes Vorblatt, (b) Pfeile: nicht adossierte Vorblätter, das Vorblatt der mittleren Erneuerungsknospe hingegen in adossierter Stellung. Maßstab in (a) entspricht 1mm, gilt für (a) und (b).

demnach, wie das Hypokotyl, in die Bildung des apikalen Bereiches der Ginsengröbe mit einbezogen. Bereits an einjähriqen Ginsengpflanzen ist am Ende der ersten Vegetationsperiode die zwischen Epikotyl und Hypokotyl befindliche Insertionsstelle der Kotyledonen nicht mehr nachweisbar.

Im apikalen Bereich von Ginsengröben treten tiefgreifende Veränderungen auf. Während sich die Morphologie des Rübekopfes in der ersten Vegetationsperiode abgesehen von der Innovationsknospenbildung so gut wie nicht verändert, sind in diesem Bereich jedoch bemerkenswerte anatomische Verhältnisse aufzeiqbar. Grundlage der nachfolgenden Beschreibung sind Serienquerschnitte, die etwa 2mm unter der Ansatzstelle der Erneuerungsknospe beginnen und sich von dort in aufsteiqender Folge weitere 3mm fortsetzen, bis über den Beginn des oberirdischen Achsenabschnittes. Die zuerst durchgeführten Schnitte dieser Serien lassen erkennen, daß die einjähriqen Hauptwurzeln von *P. ginseng* bereits sekundär verdickt sind (für genauere anatomische Erläuterungen des sekundären Wurzelbaus siehe S. 44). Im Übergangsbereich der Röbe zu den oberirdischen Organen der Pflanze wird durch Erhöhung der Teilungsaktivität kambialer Zellen eine Umstrukturierung der Gewebe erreicht. Die Teilungen der Kambiumzellen sind tangential orientiert und erstrecken sich nicht gleichmäßig über den gesamten Kambiumring, sondern treten an fünf lokal begrenzten Bereichen des Kambiumringes auf. Sie bewirken die Ausbildung von fünf lobenartigen Ausstülpungen am Kambiumring (Abb. 11a), die sich durch weitere Teilungen sukzessive vergrößern (Abb. 11b). Wenige µm darüber angelegte Schnitte zeigen, daß jede der fünf Ausstülpungen durch Einschnürung vom initiiierenden Kambiumring abgegliedert wird und ein jeweils eigenständiges, ringförmiges Derivat bildet (Abb. 11c). Die Kambiumderivate sind kreisförmig um den Initial-Kambiumring angeordnet und umschließen verholzte sowie parenchymatische Leitelemente. Auf etwas höherer Schnittebene angefertigte Präparate zeigen die Abgliederung eines weiteren, sechsten Derivates vom Initialkambiumring in zentripetaler Richtung (Abb. 11d). An in apikaler Richtung sich anschließenden Querschnitten ist zu erkennen, daß ein interzellulärfreies Korkgewebe zwischen den Zellen des Cortexgewebes neu angelegt wird (Abb. 11e). Das Korkgewebe umschließt, mit zunehmender Höhe der Schnittebenen erkennbar, sukzessive die fünf Kambiumderivate, so daß der Anteil des verkorkten Gewebes am Gesamtquerschnitt bis auf etwa 50% zunimmt (Abb. 11f-h). Teile des Phellems vergrößern sich ebenfalls, wachsen von außen schlauchförmig in das Cortexgewebe ein (siehe Abb. 11e) und bekommen Anschluß an die von innen gebildeten suberinisierten Zellen (Abb. 11f). In longitudinaler Richtung erreicht das Korkgewebe eine Ausdehnung von etwa 400µm. Das verkorkte Gewebe kann folglich als Korkplatte aufgefaßt werden, die die Röbe auf ca. 50% der Querschnittsfläche horizontal unterteilt. Sie ist genau im Übergangsbereich zwischen oberirdisch und unterirdisch erscheinenden Pflanzenorganen lokalisiert. Auf wenige Mikrometer höherem Schnittniveau kann kein Korkgewebe mehr nachgewiesen werden (Abb. 11i). Anstelle der verkorkten Zellen sind nicht suberinisierte Zellen (Abb. 11i) ausgebildet, die in ihrem Aussehen den Cortex-Zellen der Röbe gleichen, jedoch frei von Stärkekörnern sind. Auf diesem über der Korkplatte geführten Schnittniveau können die fünf ringförmig angeordneten Kambiumderivate als offen kollaterale Leitbündel (Abb. 11i) identifiziert werden, die in die oberirdischen Organe der Pflanze ziehen. Weiterhin wird das in der Röbe mehrschichtige Periderm durch einzelliges epidermales Gewebe ersetzt (Abb. 11i). Der von mehrlagigem Periderm und Cortexgewebe umgebene Initialkambiumring hat überwiegenden Anteil an dem von der Verkorkung nicht erfaßten Gewebebereich (Abb. 11f-i). Der Initialkambiumring vergrößert sich hier mit zunehmendem Schnittniveau und kann weitere Derivate in zentripetaler Richtung abgeben (Abb. 11f, g). In longitudinaler Richtung differen-

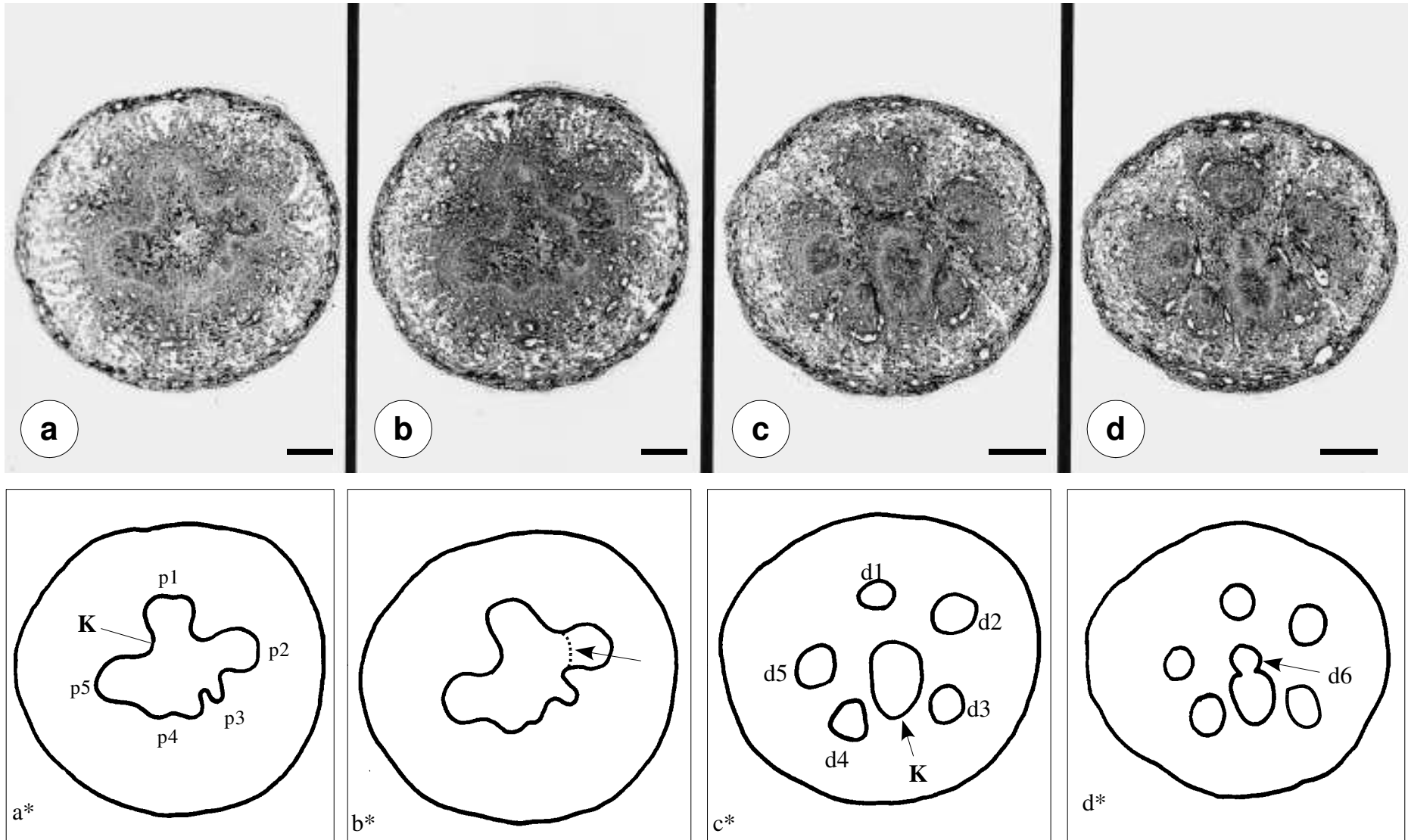


Abb. 11a-d: Querschnitte durch den apikalen Bereich der Hauptwurzel einer einjährigen Ginsengpflanze. **a*-d*:** schematische Zeichnungen (nicht maßstabsgetreu) mit vereinfachender Darstellung der beschriebenen Gewebe. K: Kambiumring, p1-p5: Ausstülpungen des Kambiumrings, Pfeil: beginnende Abgliederung eines Kambiumderivates, d1-d6: eigenständige, vom Kambiumring abgegliederte Kambiumderivate. Erläuterungen siehe Text. Maßstäbe entsprechen 1mm.

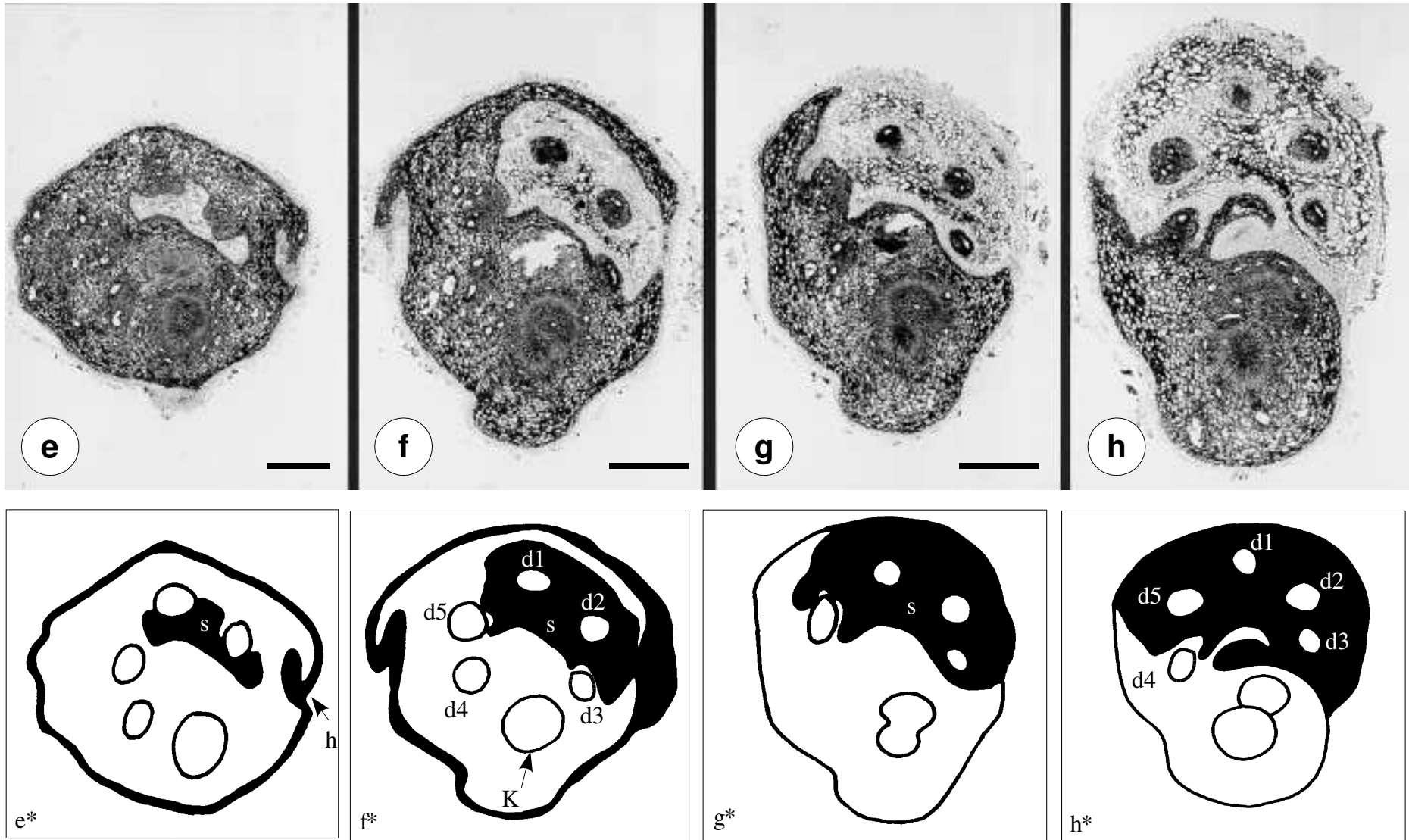


Abb. 11e-h: Querschnitte durch den apikalen Bereich der Hauptwurzel einer einjährigen Ginsengpflanze. e*-h*: schematische Zeichnungen (nicht maßstabsgetreu) mit vereinfachender Darstellung der beschriebenen Gewebe. s: suberinisierte Zellen (Korkgewebe), h: schlauchförmig von außen einwachsendes Phellemgewebe, K: Kambiumring, d1-d5: Kambiumderivate. Erläuterungen siehe Text. Maßstäbe entsprechen 1mm.

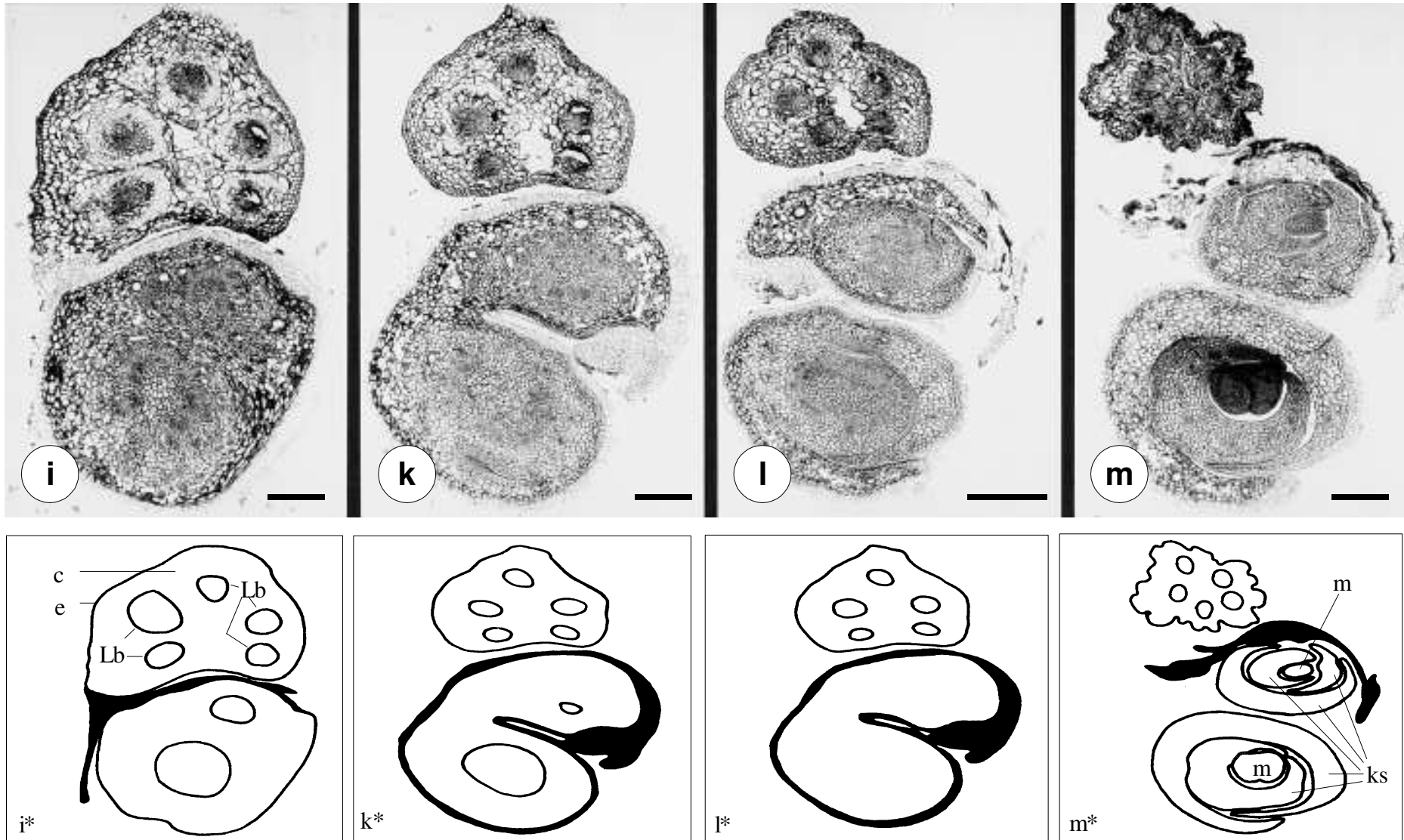


Abb. 11i-m: Querschnitte durch den apikalen Bereich der Hauptwurzel einer einjährigen Ginsengpflanze. **i*-m*:** schematische Zeichnungen (nicht maßstabsgetreu) mit vereinfachender Darstellung der beschriebenen Gewebe. c: Cortexgewebe, e: Epidermis, L1-5: Leitbündel, m: meristematisches Gewebe, ks: Knospenschuppen. Weitere Erläuterungen siehe Text. Maßstäbe entsprechen 500µm.

ziert sich aus den Kambiumringen je eine Erneuerungsknospe (Abb. 11i-m). Das Periderm wächst wiederum schlauchförmig zwischen die Kambiumringe und teilt dadurch die einzelnen Knospen voneinander ab (Abb. 11h). Nach Ausbildung der drei Knospenschuppen, in deren Gewebe mehrere Harzkanäle eingebettet sind, verbleibt ein zentral gelegener meristematischer Geweberest (Abb. 11m). Aus diesem Meristem entwickeln sich bis zum Ende der Vegetationsperiode alle im nächsten Frühjahr oberirdisch erscheinenden Organe der dann zweijährigen Pflanze.

Bei Serienlängsschnitten durch Rübe, Rübenkopf und die basalen Bereiche des Primärblattes einjähriger Ginsengpflanzen fallen besonders der becherförmige Verlauf des Kambiums im Bereich des Rübenkopfes sowie der Übergang der Leitgewebe zwischen Hauptwurzel und Primärblattstiel auf (Abb. 12).



◀ **Abb. 12:** Längsschnitt durch Rübe, Rübenkopf und den basalen Bereich des Primärblattes einer einjährigen Ginsengpflanze (fixiert in der Mitte der Vegetationsperiode). Beachte den Verlauf des Kambiums im Bereich des Rübenkopfes (kleiner Pfeil) und des Leitgewebes (großer Pfeil) in Hauptwurzel und Primärblattstiel. Weitere Erläuterungen siehe Text. Maßstab entspricht 1mm.

Aus der Kenntnis der Anordnungen der Gewebe in beiden durchgeführten Schnittrichtungen wird die Erstellung einer schematischen Übersicht über die organographischen Verhältnisse der einjährigen Ginsengpflanze möglich (Abb. 13).

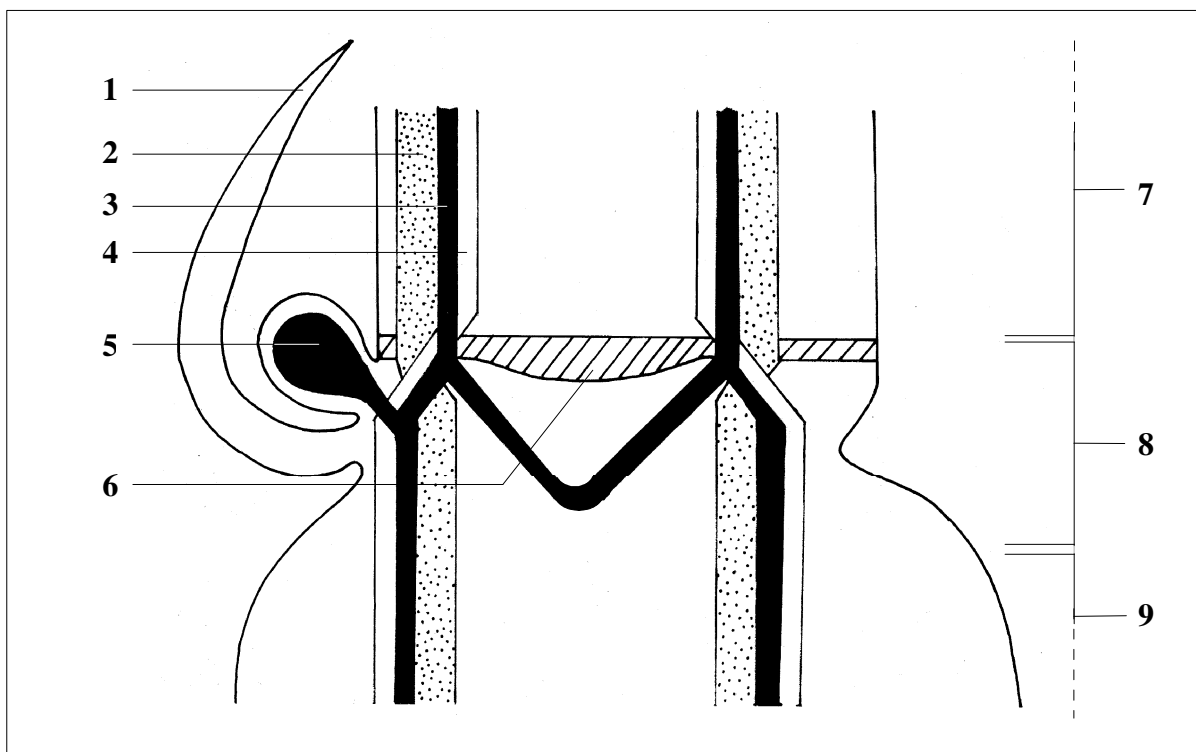


Abb. 13: Schematische Übersicht über die organographischen Verhältnisse der einjährigen Ginsengpflanze. (1) adossiertes Vorblatt, (2) Phloem, (3) Kambium, (4) Xylem, (5) Erneuerungsknospe, (6) Korkplatte, (7) Lufttrieb, oberirdischer Bereich der Pflanze. (8) Rübenkopf, apikaler Bereich der Rübe, gebildet aus basalem Bereich der Achse, Epikotyl, Kotyledonarnodus und Hypokotyl. (8) Rübe, sekundär verdickte Hauptwurzel. Beachte: der Abbildungstyp erlaubt nicht die genaue Darstellung der unterschiedlichen Leitgewebeanordnung in Wurzel und Lufttrieb!

Mehrjährige Pflanzen

Nachdem die oberirdischen Organe der einjährigen Ginsengpflanze nun eindeutig als Primärblätter bezeichnet werden dürfen (siehe Diskussion), ist nachfolgend zu klären, wie die oberirdischen Organe in den folgenden Entwicklungsjahren der Pflanze zu nennen sind.

Bereits gegen Ende der Vegetationsperiode der einjährigen Ginsengpflanze sind in der Innovationsknospe bereits alle Organe angelegt und auch nahezu vollständig ausdifferenziert, die im folgenden Frühjahr in einem Zeitraum von etwa vierzehn Tagen als zweijährige Pflanze oberirdisch erscheinen (Abb. 14). Dieser Wachstumszyklus wiederholt sich alljährlich. Zu Beginn einer Vegetationsperiode finden also in der im Vorjahr gebildeten Erneuerungsknospe von *P. ginseng* keine zeitaufwendigen Differenzierungsvorgänge mehr statt, sondern rasch voranschreitendes Streckungswachstum. Ähnlich wie bei einjährigen Pflanzen finden sich auch an den oberirdischen Organen mehrjähriger Individuen weder Apikalmeristeme noch Achselknospen, die unbegrenztes (Längen-)wachstum oder Verzweigungen ermöglichen würden. Somit ist das oberirdische Wachstum der Ginsengpflanze bereits in der Knospe terminiert. Wird die Hauptachse an der Basis beschädigt, erscheint über die gesamte Vegetationsperiode hinweg kein neuer oberirdischer Trieb. Erst im folgenden Frühjahr bildet die Pflanze aus der Erneuerungsknospe wieder oberirdische Organe aus. Aufgrund der fehlenden Apikalmeristeme, fehlender Verzweigung und der frühzeitigen Differenzierung in der Erneuerungsknospe sollten die oberirdischen Organe von *P. ginseng* nicht als Sproßachsen bezeichnet werden. Treffender ist die allgemeinere Bezeichnung „Lufttriebe“ für die oberirdischen Organe von Ginseng-

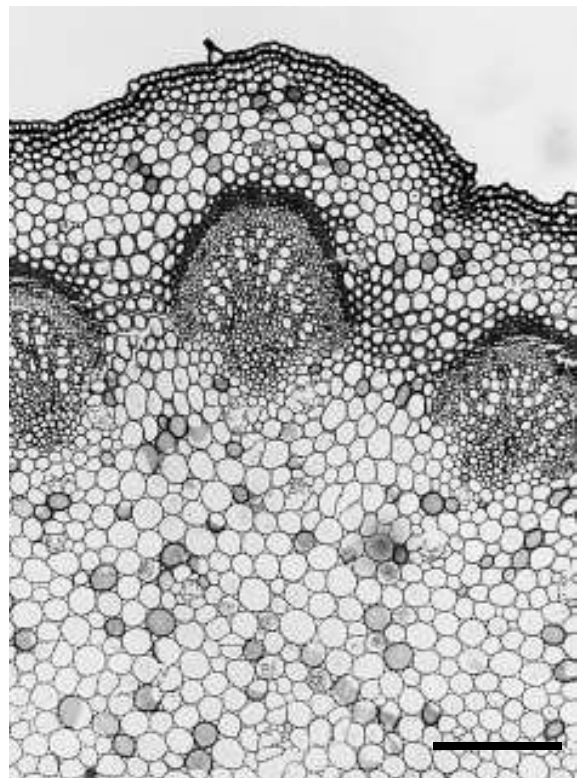


◀ **Abb. 14:** Erneuerungsknospe einer dreijährigen Ginsengpflanze, gegen Ende der Vegetationsperiode in AFE fixiert. Die Knospenschuppen wurden abpräpariert. Pfeil: bereits für die folgende Vegetationsperiode angelegte Infloreszenz. Maßstab entspricht 1mm.

▼ **Abb. 15:** Querschnitt durch den Laubtrieb einer dreijährigen Ginsengpflanze. Maßstab entspricht 250µm.

pflanzen ab der zweiten Vegetationsperiode. Dabei läßt sich zwischen den (ausschließlich beblätterten) „Laubtrieben“ und „Blütenstandstriebe“ unterscheiden.

Anatomisch zeigen Querschnitte durch die Lufttriebe den typischen radiärsymmetrischen Aufbau von Sproßachsen dikotyle Angiospermae (Abb. 15). Die einschichtige Epidermis bildet das Abschlußgewebe. Die Zellen sind an ihrer tangentialen Außenwand stark verdickt und von einer Cuticula bedeckt. Auch die Zellen der zweilagigen subepidermalen Schicht weisen rundum verdickte Zellwände auf. Zwischen Epidermis und Hypodermis sind die Zellwände besonders stark verdickt und vermitteln den Anschein eines unter der Epidermis gelegenen Bandes aus Suberin und Cellulose. Das sich nach innen anschließende Rindenparenchym bildet eine dünne Schicht, bei dreijährigen Pflanzen besteht sie aus ungefähr sechs Zellagen. Die Zellen sind dünnwandig und erscheinen im Querschnitt rundlich. Das Rindengewebe ist reich an Interzellularräumen, die Zellen enthalten teil-



weise Chromoplasten. Meist findet sich über den kranzförmig angeordneten Leitbündeln des sich zentripetal anschließenden Leitgewebes je ein Sekretkanal. Die offen collateralen Leitbündel sind nach außen hin von Sklerenchymfasern halbmondförmig umgeben. Das zwischen dem nach außen weisenden Phloemgewebe und den nach innen orientierten Xylemelementen befindliche Kambium läßt sich an älteren Trieben nur noch schwer erkennen. Anstelle des interfasciculären Kambiums finden sich bei diesen Triebachsen im Bereich der die Leitbündel trennenden Markstrahlen sklerenchymatisierte, dickwandige Zellen. Das Zentrum des Lufttriebes ist von Markgewebe erfüllt. Einige Zellwände der Markgewebezellen werden durch Eckenkollenchyme gefestigt, andere, besonders großlumige Zellen, sind durch Lignin- und Kalloseinlagerungen in den Wänden verstärkt. Die überwiegende Anzahl der Zellen weist jedoch dünne, nicht verstärkte Zellwände auf. Wie das Rindenparenchym ist auch das Markgewebe von *P. ginseng* reich an Interzellularräumen. In unregelmäßiger Verteilung finden sich im Markparenchym Sekretkanäle, die von mehreren sekretorisch aktiven Zellen ausgekleidet sind. Viele Zellen des Markgewebes enthalten Calciumoxalatdrusen.

Die anatomischen Verhältnisse von Lufttrieben, die oberhalb oder unterhalb des Blattnodus quer geschnitten wurden, sind grundsätzlich identisch. Oberhalb des Blattnodus ist der Umfang und damit auch die Anzahl der Leitbündel geringer, jedoch stimmen die Gewebe und deren Anordnung überein.

Wurzelsystem

Das weißlich oder gelblich-braun gefärbte Wurzelsystem von *P. ginseng* weist allorhize Radikation mit dominanter, sekundär verdickter Hauptwurzel auf (Abb. 16). Besonders im apikalen Bereich zwei- und mehrjähriger Ginsengrüben wird die mit dem Alter zunehmend ausgeprägtere Querrunzelung besonders auffällig. Über die gesamte Länge der Hauptwurzel zweigen lateral Seitenwurzeln ab, die sich ihrerseits weiter bis zur dritten oder vierten Ordnung verzweigen können. Oftmals werden bis zu vier Seitenwurzeln erster Ordnung besonders in ihrem Wachstum gefördert und zusätzlich sekundär verdickt. Das sekundäre Dickenwachstum kann so stark sein, daß derart geförderte Seitenwurzeln den Umfang der Hauptwurzel annehmen. Verdickte Seitenwurzeln sind meist proximal und distal anzutreffen, kaum jedoch im Mittelbereich der Rübe. Selten erfahren mehr als vier Seitenwurzeln sekundäres Dickenwachstum, d. h. die Seitenwurzeln erster und höherer Ordnung liegen überwiegend im primären Zustand vor. Sie bilden Grenzwinkel zwischen 70° und 90° aus.

Gegen Ende der Vegetationsperiode gehen die nicht verdickten Seitenwurzeln durch Auflösung der Wurzelgewebe an ihrer Insertionsstelle zugrunde (Abb. 17 a, b), während sekundär verdickte Seitenwurzeln wie die Hauptwurzel den Winter überdauern und im folgenden Frühjahr neue Seitenwurzeln höherer Ordnung ausbilden. Die Wurzelprimordien, aus denen diese Seitenwurzeln hervorgehen, werden bereits ab Mitte der vorausgehenden Vegetationsperiode an den sekundär verdickten, den Winter überdauernden Wurzeln, angelegt. Sie befinden sich zumeist direkt über der Insertionsstelle von primären Seitenwurzeln die am Ende der Vegetationsperiode zugrunde gehen werden (Abb. 17 a), können aber auch unabhängig von den Insertionsstellen primärer Wurzeln ausgebildet werden. Häufig sind die Wurzelprimordien auch in Zweizahl nebeneinander angeordnet. Nachdem die Wurzelanlagen eine Länge von etwa einem Millimeter erreicht haben, stagnieren sie in ihrem Wachstum und überdauern in diesem Stadium den Winter (Abb. 17c, d). Zu Beginn der nächsten Vegetations-

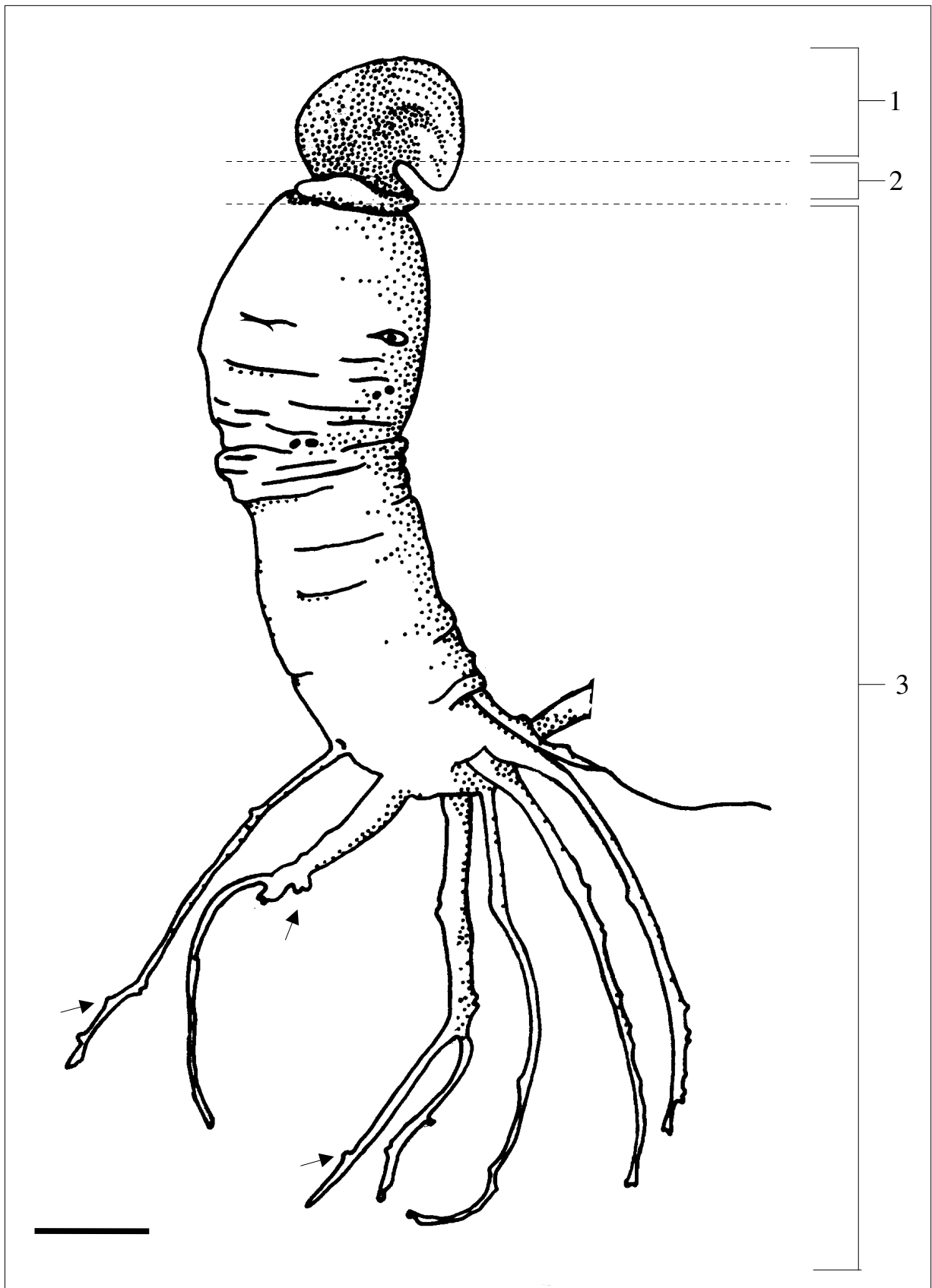


Abb. 16: *Panax ginseng*. Gegen Ende der Vegetationsperiode ausgegrabene Rübe einer dreijährigen Pflanze. (1) Erneuerungsknospe, (2) Rübenkopf, (3) Wurzelsystem. Pfeile: Wurzelprimordien. Maßstab entspricht 1cm.

periode, etwa im Mai, nehmen die Primordien das Wachstum wieder auf, durchbrechen das verkorkte Abschlußgewebe und entwickeln sich zu Seitenwurzeln. Das bei Wachstumsbeginn durchbrochene Korkgewebe der Mutterwurzel bleibt zunächst bestehen und umgibt die neue Seitenwurzel an ihrer Bildungs- und Insertionsstelle kragenartig.

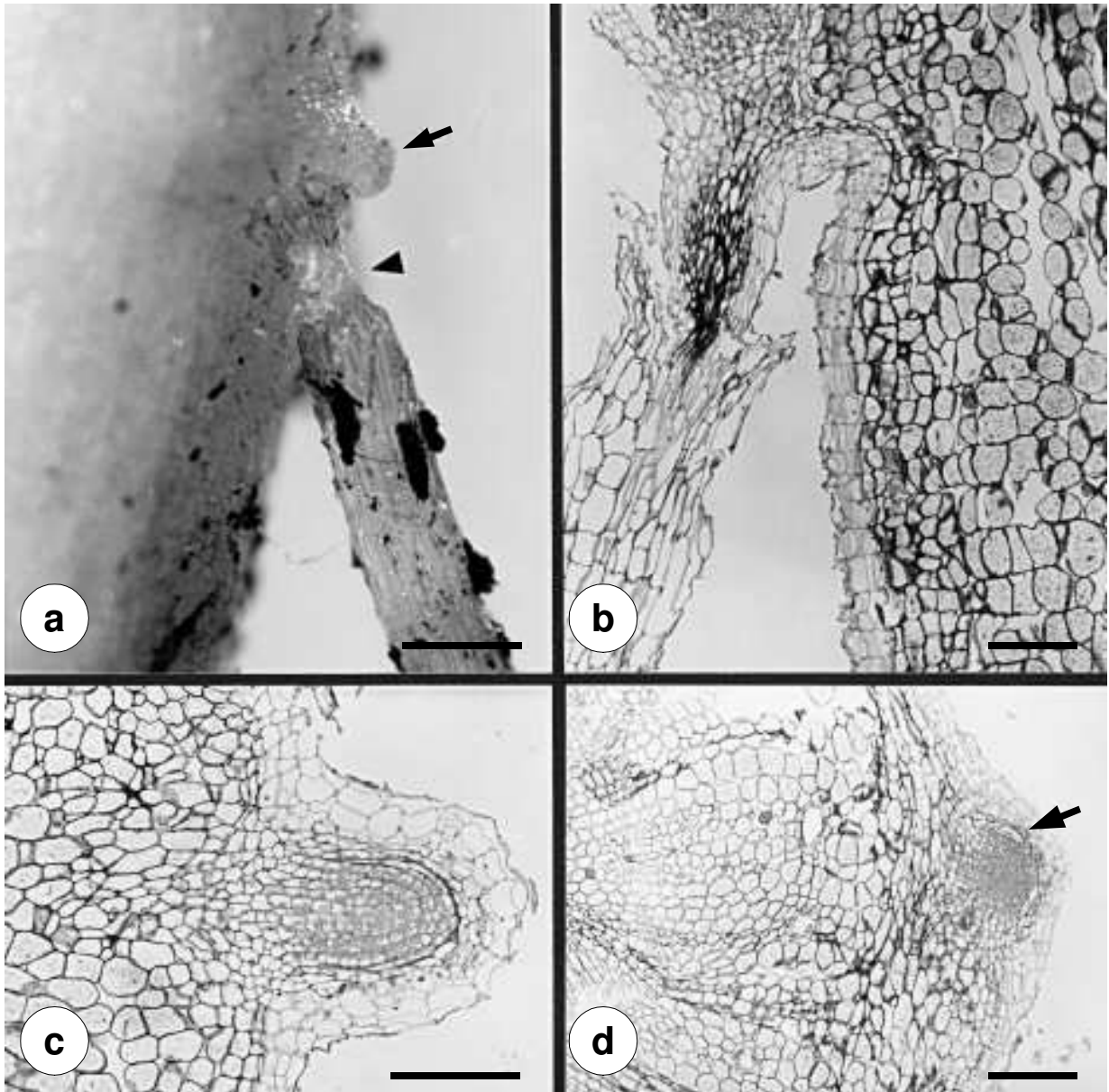


Abb. 17: Wurzelprimordien von *P. ginseng*. (a) Pfeilspitze: zerstörtes Gewebe an der Insertionsstelle einer Seitenwurzel, Pfeil: Wurzelprimordium, (b) Längsschnitt durch das an der Insertionsstelle zerstörte Gewebe der primären Seitenwurzel, (c) Längsschnitt durch Wurzelprimordium, angelegt an sekundär verdickter Seitenwurzel, (d) Querschnitt durch die Hauptwurzel. Pfeil: Wurzelprimordium. Maßstab entspricht 500 μ m in (a), 250 μ m in (b), 50 μ m in (c), 250 μ m in (d).

Querschnitte durch Wurzeln von *P. ginseng* zeigen den radiärsymmetrischen Aufbau der verschiedenen Gewebe (Abb. 18). In ihrer nicht mehr von der Kalyptra bedeckten Wachstumszone schließen Wurzeln des primären Entwicklungszustandes mit einer einschichtigen Rhizodermis ab. Die äußeren tangentialen und die radialen Wände der lückenlos aneinander schließenden Rhizodermiszellen sind verdickt und weisen Suberinein- und Cutinauflagerungen

auf. Über den Längsverlauf der Wurzel finden sich bei *P. ginseng* in meist unregelmäßiger Verteilung Trichoblasten zwischen den wurzelhaarfreien, in Aufsicht langgestreckten Zellen der Rhizodermis. Diese besonderen rhizodermalen Zellen sind stark vakuolisiert und bilden einzellige, schlauchförmige Wurzelhaare aus. Der in das wandständige Cytoplasma eingebettete Zellkern solcher Trichoblasten ist im allgemeinen an der Wurzelhaarspitze lokalisiert. Das Cytoplasma selbst erscheint granulär, und manchmal lassen sich kleine Lipidtröpfchen in ihm nachweisen. Zum Zentrum der Wurzel gerichtet folgt als subrhizodermales Gewebe die ebenfalls einschichtige Exodermis. Exodermiszellen sind größer als die der Rhizodermis und zu diesen versetzt angeordnet. Sie sind dünnwandig, werden jedoch radial und an den tangentialen Außenseiten durch Suberin und Cutin verdickt, wenn die Rhizodermis im Verlauf der Wurzelentwicklung abgestoßen wird. In zentripetaler Richtung schließt sich der Exodermis das Cortexgewebe an, das den Hauptanteil der primären Rinde bildet. Es besteht aus vier bis sechs Zellagen, die in aufeinanderfolgenden, konzentrischen Kreisen angeordnet sind. Die radial aneinander grenzenden Zellen sind stets gegeneinander versetzt und weisen in zentripetaler Richtung zunehmendes Lumen auf. Die corticalen Zellwände sind dünn. Zwischen den Zellen des Cortexgewebes finden sich schizogen entstandene Interzellularräume. Cortexzellen können vereinzelt Stärkekörner und Lipidtröpfchen enthalten. Nach innen schließt die primäre Rinde mit der Endodermis ab. Die Zellen der Endodermis sind meist kleiner als die direkt angrenzenden Cortexzellen und weisen den charakteristischen Casparystreifen in den radialen Zellwänden auf. An die Endodermis grenzt in zentripetaler Richtung der einlagige Perizykel an, der den diarchen Zentralzylinder mit seinen Phloem- und Xylemelementen umgibt. Zellen des Perizykels weisen ähnliche Form und Größe wie die Endodermiszellen auf, sind jedoch durch die von ihm gebildeten primären Sekretkanäle und den fehlenden Casparystreifen gut unterscheidbar. Die primären Sekretkanäle sind den Xylempolen opponiert und entstehen schizogen durch Auflösen der Mittellamellen zwischen vier aneinandergrenzenden Zellen, die in zwei im Querschnitt untereinander gelegenen Zellagen angeordnet sind. Diese Bildungsweise setzt sich in longitudinaler Richtung der Wurzel fort, so daß ein von vier Zellen ringförmig umgebener Kanal entsteht. In seltenen Fällen werden diese Kanäle auch von nur drei Zellen gebildet. Die Zellen sind sekretorisch aktiv und sezernieren in das Lumen des Kanals. Xylemelemente sind in meist zwei, selten drei leistenförmigen Strängen angeordnet, die mit den Phloemelementen alternieren. Beide Leitgewebetypen differenzieren sich aus Protoxylem- oder Protophloempolen in zentripetaler Richtung. Somit liegen die ältesten, entwicklungs- geschichtlich zuerst gebildeten Elemente



Abb. 18: Querschnitt durch eine Wurzel von *P. ginseng*, sekundäres Entwicklungsstadium. Erläuterungen im Text. Maßstab entspricht 250µm.

Protophloem und Protoxylem zentrifugal im Zentralzylinder, grenzen also an den Perizykel. Später angelegte Elemente des Metaphloems und Metaxylems befinden sich näher am Zentrum der Wurzel und sind weiträumiger als die jüngeren Leitelemente. Während sich die cytoplasmareichen Phloemzellen in Siebzellen, Siebröhren und Geleitzellen differenzieren, entwickeln sich Tracheiden und Tracheen im Xylem. Zwischen den Xylem- und Phloemelementen finden sich Parenchymzellen, im Zentrum der Wurzel kann Markparenchym differenziert werden.

Das sekundäre Dickenwachstum der Haupt- und Seitenwurzeln wird vom Kambium initiiert, das sich frühzeitig zwischen Xylem und Phloem differenziert (Abb. 18). Das kambiale Gewebe erscheint zunächst im Querschnitt diarcher Zentralzylinder hantelförmig, bei triarchen sternförmig, denn es umschließt die zentripetal ausgebildeten Konturen der Phloemstränge und steht im Bereich der Xylempole mit dem Perizykel in Kontakt. Unter Beteiligung der gegenüber den Protoxylempolen gelegenen Perizykelzellen und unterschiedlich hohe Teilungsaktivitäten geht das Kambium von der Hantel- oder Stern- in die Ringform über. Dabei werden sekundäre Xylemelemente gebildet, primäre Phloemelemente durch die zunehmende Umfangserweiterung aber gegen die peripheren Gewebe gedrückt und kollabieren. Das interfasciculäre Kambium entwickelt mit geringer Teilungsaktivität parenchymatisches Gewebe, dessen Zellen in radialen Parenchymstrahlen angeordnet sind. Die zunächst einreihig angelegten Parenchymstrahlen trennen die sekundär gebildeten Leitelemente voneinander. Sie können dem Dilatationswachstum der Wurzel folgen, indem weitere Zellreihen eingezogen werden, die den Strahl verbreitern. Die Endodermis folgt zunächst diesen Wachstumsvorgängen und umschließt die sich zunehmend nach außen wölbende Kontur der sekundären Leitelemente. Das Gewebe kann aber nicht mit dem Dilatationswachstum Schritt halten. Es zerreißt schließlich und die Endodermiszellen gehen zugrunde. Die primäre Rinde verhält sich ähnlich. Sie bleibt zu Beginn des Dickenwachstums erhalten, weist jedoch große rhexigen entstehende Interzellularräume auf. Das Gewebe bleibt zunächst funktionsfähig und kann nach Einlagerung von Lipiden und Stärkekörnern als Speicherparenchym dienen. Die Ausbildung von Idioblasten mit Calciumoxalat-Drusen im Rindenparenchym wurde ebenfalls beobachtet. In späteren Entwicklungsphasen des Dickenwachstums zerreißt das primäre Rindengewebe jedoch, wird abgestoßen und durch ein sekundäres Abschlußgewebe ersetzt. Diese äußeren Zellschichten der Rübe entstehen durch perikline Teilungen der Perizykelzellen. Es entwickelt sich zum Tiefenperiderm, das aus drei radial aufeinander folgenden unterschiedlichen Geweben aufgebaut ist. Seine Zellen sind aufgrund des Zellteilungsverhaltens stets stapelförmig übereinander angeordnet. Aus dem mittleren, einzelligigen Bildungsgewebe, dem Phellogen, geht durch sukzessive perikline Zellteilungen in zentrifugaler Richtung das vier bis fünf Zellagen einnehmende Phellem mit suberinisierten Zellen hervor. In zentripetaler Richtung werden vom Phellogen Stärkekörner enthaltende Zellen der Phelloderm und sekundäre Sekretkanäle in unregelmäßiger Folge erzeugt. Diese werden auch vom Kambium in zentrifugaler Richtung gebildet, so daß sekundäre Sekretkanäle im Bastgewebe älterer Seitenwurzeln und auch der Hauptrübe in konzentrischen Kreisen verstreut angeordnet sind. Besonders bei älteren Wurzeln können radial nebeneinanderliegende Sekretkanäle auch fusionieren und dadurch sehr weiträumig werden. In zentripetaler Richtung schließt sich an das Periderm ein zweischichtiges sekundäres Rindengewebe an, deren Zellen Stärkekörner und Lipidtröpfchen aufweisen. Die äußere Rindenschicht ist durch große, überwiegend radial orientierte schizogen entstandene Zerreißen des Gewebes charakterisiert, die in der inneren interzellularen Rindenschicht nicht auftreten. Das innerste Gewebe wird von Zellen des Markes gebildet, die Stärkekörner enthalten. In einigen Fällen wird eine Markhöhle ausgebildet.

Phyllome

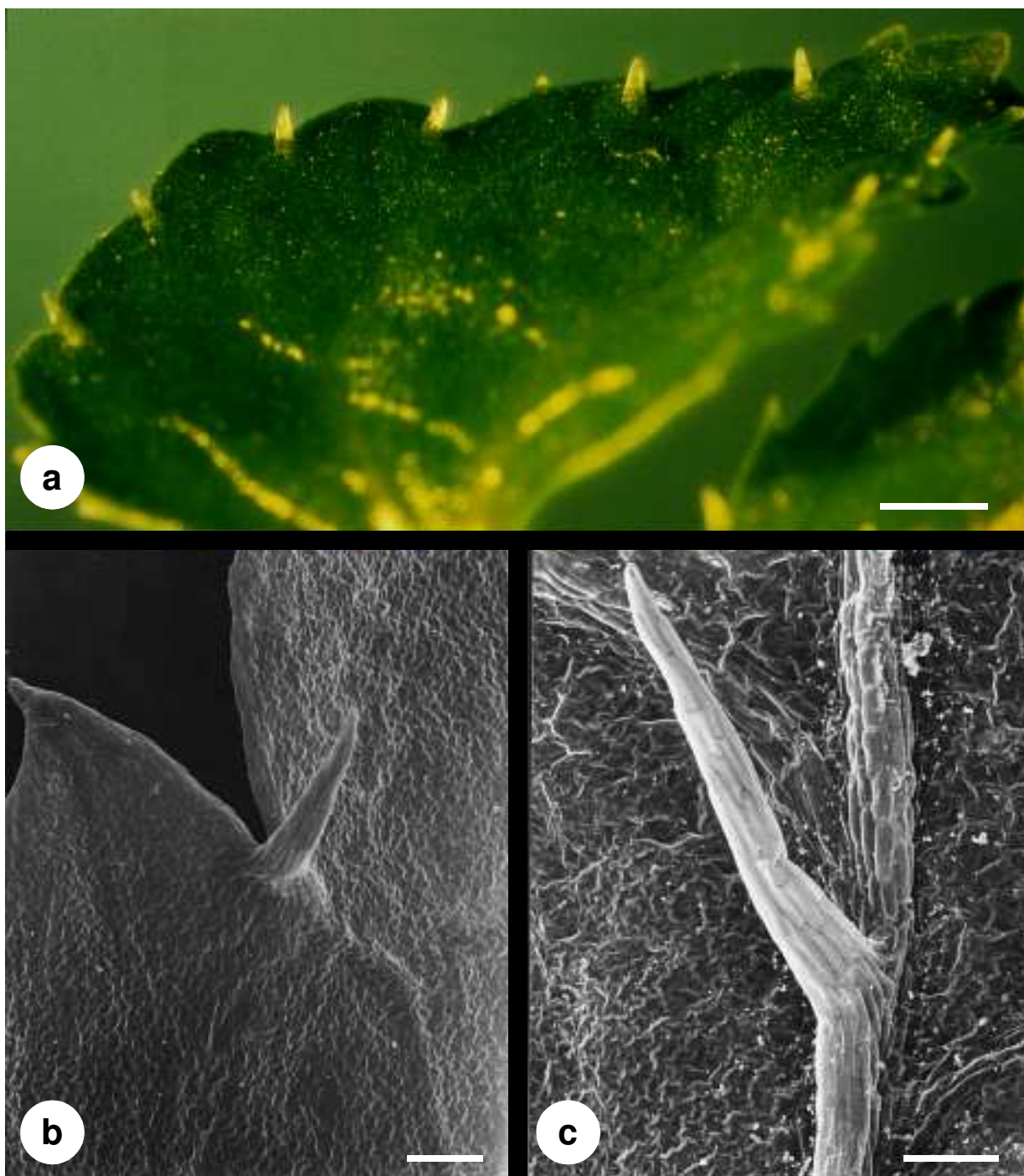


Abb. 19: Emergenzen auf den Blattoberflächen von *P. ginseng*. (a) Übersicht, (b) Emergenz am Blattrand, REM-Aufnahme, (c) Emergenz auf der Mittelrippe des Blattes, REM-Aufnahme. Maßstab entspricht 15mm in (a), 250µm in (b), 200µm in (c).

Mit dem Oberbegriff „Phyllom“ sind bei *P. ginseng* Blattoorgane wie Kotyledonen, Primärblätter, Folgeblätter und Knospenschuppen angesprochen, deren morphologisch-anatomische Unterschiede nachfolgend beschrieben werden.

Die stets in Zweifzahl angelegten, leicht fleischig ausgeprägten Kotyledonen verbleiben während und nach der Keimung zumeist in der Samenschale. Sie sind von ovaler Gestalt, besit-

zen glatte Blattränder und weisen weißliche Färbung auf. Werden die Kotyledonen bei Keimungsbeginn freigelegt und Kunst- oder Tageslicht ausgesetzt, ergrünen sie rasch. Jedoch kommen die hypogynen Ginsengkeimblätter unter natürlichen Verhältnissen nur selten in Lichtgenuß, so daß das weitgehend undifferenzierte Keimblattgewebe in der Regel chlorophyllfrei vorliegt. Es besteht aus parenchymatischen, dünnwandigen Zellen, die große Nuklei enthalten. Während der Nachweis von Stärkekörnern in Zellen der kotyledonaren Grundgewebe negativ ausfällt, sind im Cytoplasma nach Färbung mit Sudan IV Anreicherungen unterschiedlich großer Lipidtröpfchen erkennbar. Auffällig sind die Leitgewebe, die das Grundparenchym netzartig durchziehen. Nach außen bildet einzelligiges Epidermisgewebe den Abschluß, welches aus in radialer Richtung gestreckten, dünnwandigen Zellen besteht. Kotyledonen Epidermisgewebe ist frei von Trichomen und Spaltöffnungen, und die Cuticula ist wenig ausgeprägt.

Die stipellosen, dreiteilig gefingerten Primärblätter von *P. ginseng* sind bereits weitgehend ausdifferenziert, sobald sie aus der Samenschale hervortreten. Die drei kurzgestielten Fiederblättchen, auch als „Foliolae“ bezeichnet, sind von ovaler bis eiförmiger Gestalt. Sie inserieren an einer gestauchten Rhachis und strahlen daher von einem Punkt aus. Der Blattrand der Foliolae ist gesägt und weist zwischen zwei Zähnen jeweils eine senkrecht zur Blattoberfläche stehende mehrzellige Emergenz auf (Abb. 19a, b). Der Petiolus zeigt im Querschnitt stets drei Leitbündel und geht direkt, ohne Ausbildung einer Scheide, in die Primärwurzel über. Dagegen weist jeder Fiederblattstiel fünf Leitbündel im Querschnitt auf. Die auf der abaxialen Blattseite rippenartig hervortretenden Blattleitbündel durchziehen die Gewebe der Foliolae netzartig durch vielfache Bildung von Anastomosen. Sie unterteilen das Blatt in Inter-costalfelder, in denen die jeweils zuletzt gebildeten Leitbündel blind enden. Alle Leitbündel im Blattbereich sind kollateral mit adaxialem Xylembereich.

Nicht nur am Blattrand finden sich mehrzellige Emergenzen, auch auf der adaxialen Seite der Mittelrippe und davon abzweigenden Blattleitbündeln erster Ordnung lassen sich solche Haare erkennen (Abb. 19c). Rasterelektronenmikroskopische Präparate zeigen, daß ihre Oberfläche von vielen langgestreckten Epidermiszellen gebildet wird (Abb. 19c). Im Blattquerschnitt, bei dem diese Emergenzen quer getroffen werden (Abb. 20a, b), wird zudem deutlich, daß auch tiefer gelegene parenchymale Blattgewebe, also Elemente des Periblems und Procambiums, an ihrem Aufbau beteiligt sind. Während das Gewebe im apikalen Bereich der Emergenzen frei von Chloroplasten ist, besteht es an der Basis der Emergenzen aus chloroplastenhaltigen Zellen. Es besteht keine Verbindung zu den Leitelementen der Blattbündel.

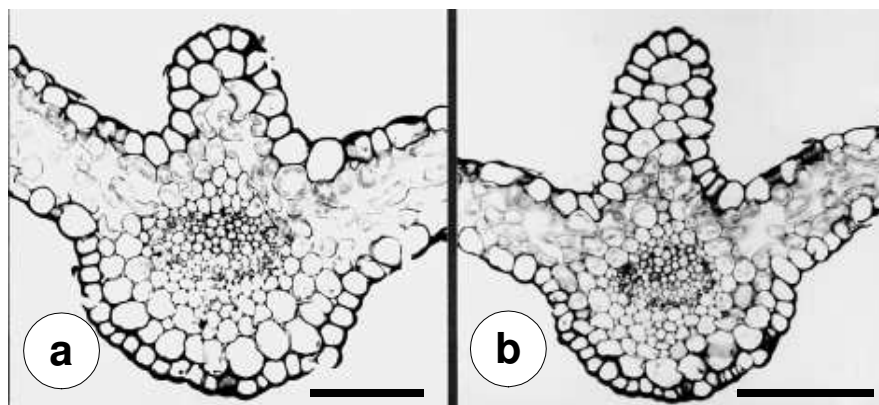


Abb. 20: Querschnitte durch die Mittelrippenemergenzen auf der Blattspreite von *P. ginseng*. (a) Emergenz tangential angeschnitten. Beachte das chloroplastenreiche Gewebe an der Basis der Emergenz. (b) Medianschnitt durch die Emergenz, apikal chloroplastenfreies Gewebe. Maßstab entspricht 100µm in (a), 50µm in (b).

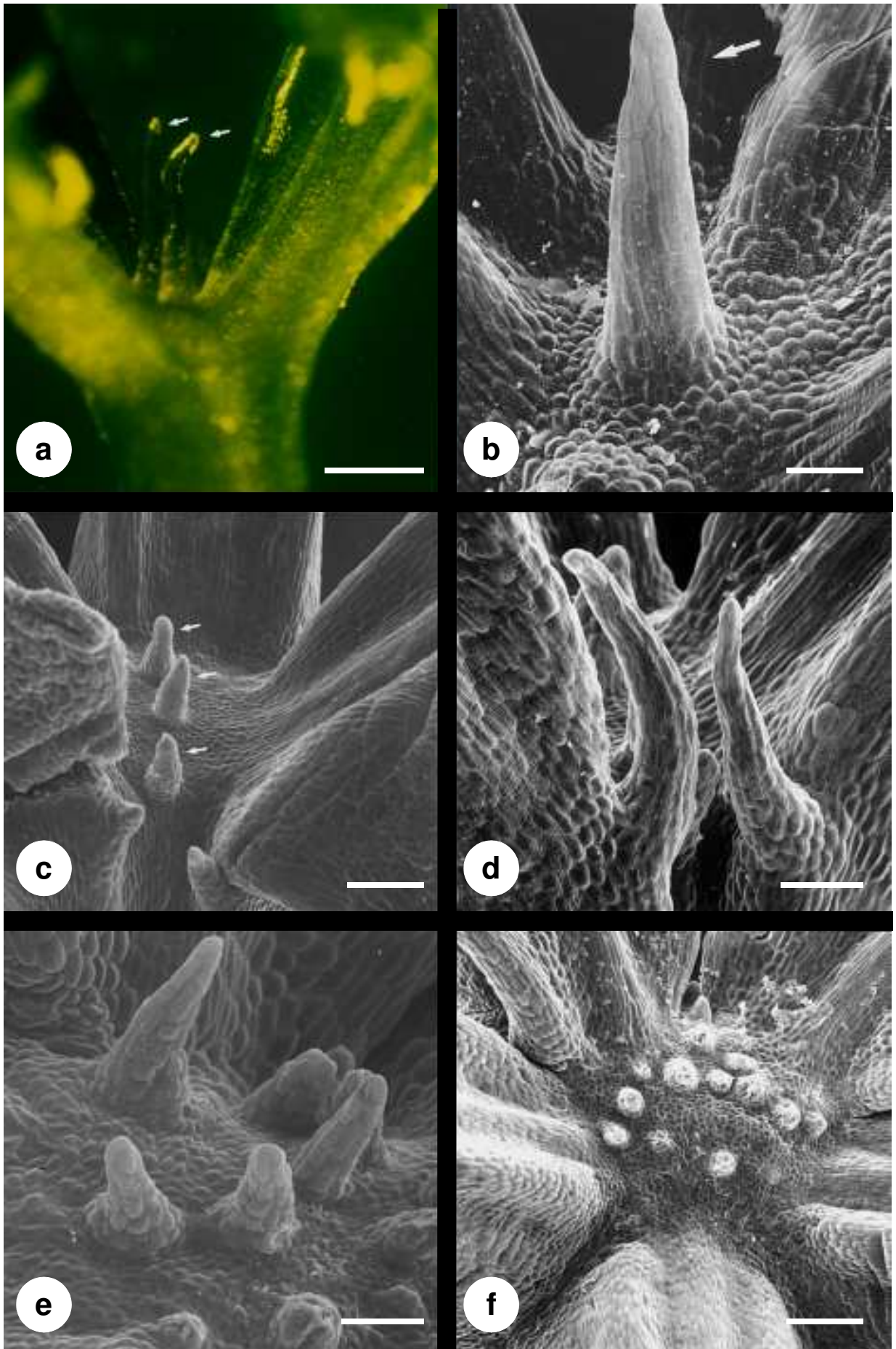


Abb. 21 a-f (vorhergehende Seite): Blattemergenzen auf der Blattrhachis von *P. ginseng*. (a)-(c) Rhachis einjähriger Pflanzen, mit einer (b), zwei (a) und drei (c) Emergenzen (Pfeile). (d) Emergenzen in Fortsetzung der Blattfurche einer einjährigen Pflanze. (e), (f) Rhachis dreijähriger Pflanzen mit zahlreichen, unterschiedlich großen Emergenzen. Maßstab entspricht 15mm in (a), 100µm in (b), 250µm in (c), 150µm in (d), 100µm in (e), 250µm in (f).

Weitere Emergenzen finden sich an der Insertionsstelle der drei Foliolae des Primärblattes von *P. ginseng* als kleine, höcker- bis hornförmige Auswüchse (Abb. 21d). Sie stehen in Verlängerung des etwas erhabenen Blattstielfurchenrandes und sind ebenfalls Bildungen der Epidermis und parenchymalem Blattgewebe und entsprechen dem anatomischen Aufbau der bereits beschriebenen mehrzelligen Emergenzen. Auf der gestauchten Rhachis finden sich Emergenzen, die senkrecht nach oben weisen. Bei einjährigen Pflanzen können zwei oder drei, meist jedoch nur eine solcher Emergenzen auftreten (Abb. 21a, b, c).

Unterschiedliche Gewebetypen charakterisieren den anatomischen Aufbau der Blattlamina. Dies läßt sich anhand von Blattquerschnitten, unterstützt durch paradermale Schnitte, dokumentieren (Abb. 22). Die Zellen der oberen Epidermis sind isodiametrisch, jedoch unterschiedlich groß (Abb. 22c). In der Aufsicht erscheinen die Zellen des epidermalen Gewebesystems ähnlich Puzzleteilchen miteinander verzahnt, die antiklinen Zellwände sind glatt. Die cutinisierten Außenwände der Epidermiszellen sind leicht verdickt gegenüber den Tangential- und inneren Radialwänden. Weiterhin sind der oberen Epidermis Wachse in unregelmäßig erscheinenden wellenförmigen Lamellen aufgelagert. Auf der Blattoberseite finden sich keine Spaltöffnungen. Das an die Epidermis zur Blattmitte hin angrenzende Gewebe ist das bei Ginsengpflanzen zweischichtig ausgeprägte, chloroplastenreiche Mesophyll. Die adaxiale, der Blattoberseite zugewandte Gewebeschicht kann als Palisadenparenchym bezeichnet werden und besteht aus einer Lage ungleichmäßig großer Zellen, die stets an die obere Epidermis angrenzen. In tangentialer Richtung erscheint diese Schicht jedoch häufig nicht durchgängig und daher unzusammenhängend (Abb. 22b, d). Abaxial grenzt an dieses lückige, einzellige Gewebe das Schwammparenchym, das durch Bildung großer Interzellularräume auffällt (Abb. 22e). Hier sind keine durchgängigen Zellreihen erkennbar und es können zwei oder drei Zellen in unregelmäßiger Folge übereinander gelagert sein. Die Zellform ist entweder isodiametrisch oder in tangentialer Richtung gestreckt. Bei *P. ginseng* sind Spaltöffnungen nur auf der Blatunterseite ausgebildet (Abb. 22b, f). Die Stomatazellen sind von Zellen der unteren Epidermis umgeben und auf den einander zugekehrten, die Öffnung bildenden Tangentialzellwänden stark verdickt und daher dem Helleborustyp zuzuordnen. Gegenüber den Zellen der oberen Epidermis sind die Zellen kleiner. Die Außenwände der Epidermiszellen sind verdickt, jedoch schwächer als bei den Epidermiszellen der Blattoberseite. Folgeblätter, die an mehrjährigen Ginsengpflanzen ausgebildet werden, sind meist fünfteilig gefingert. Sie inserieren mit kurzem Blattstiel an einem terminalen Nodus der Hauptachse. Die Blätter sind daher quirlartig an der Achse angeordnet. Der Blattnodus ist gleichzeitig der Übergang zwischen Laubtrieb und Infloreszenztrieb, der über dem Nodus inseriert. Auf der gestauchten Rhachis der fünfteilig gefiederten Blätter mehrjähriger Ginsengpflanzen, also an der Insertionsstelle der fünf kurzgestielten Foliolae lassen sich mehrere, wiederum mehrzellige Emergenzen lokalisieren (Abb. 21e, f). Sie sind von unterschiedlicher Größe und können schwach erhaben, höckerförmig oder hornartig ausgeprägt sein. Zahl und Anordnung auf der Rhachis sind offenbar individuell, es konnte keine erkennbare Ordnung festgestellt werden. Der morphologisch-anatomische

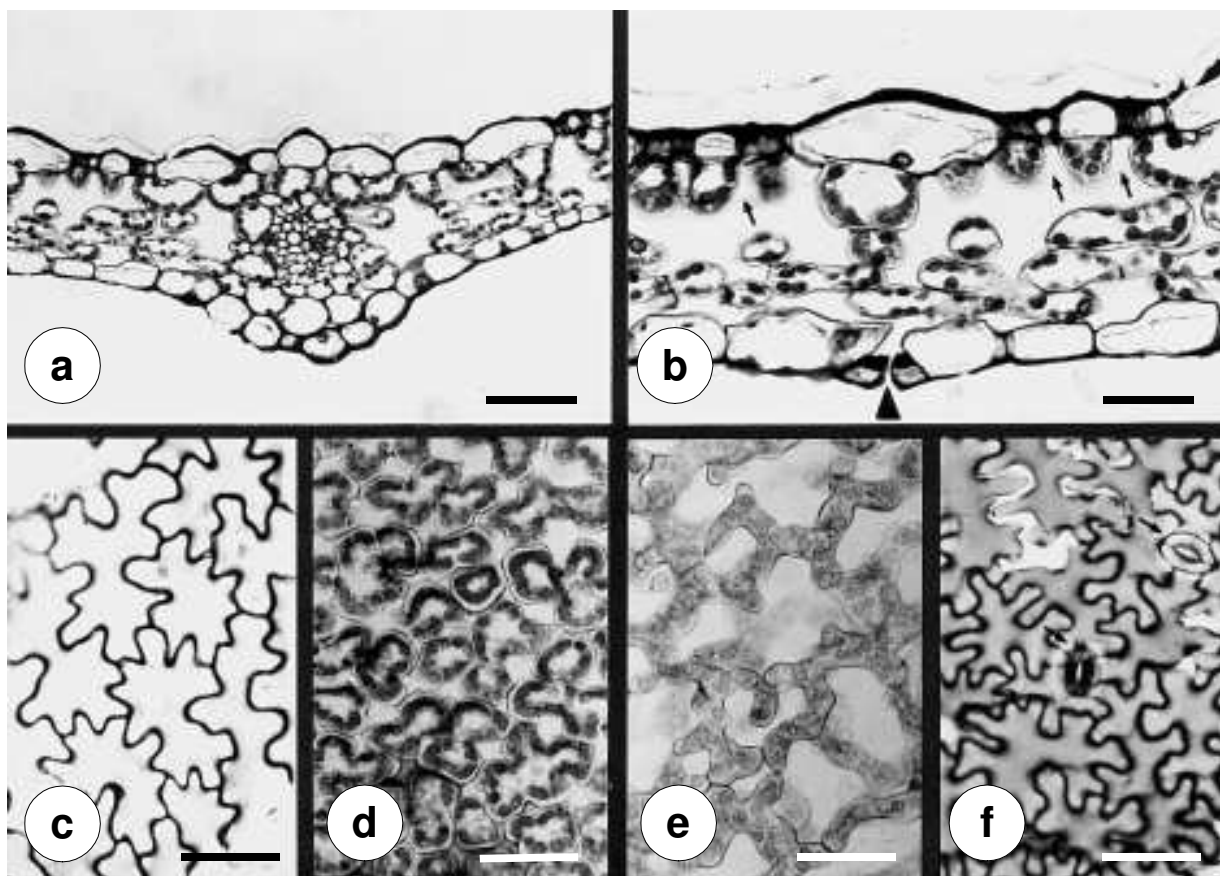


Abb. 22: Anatomie der Blätter von *P. ginseng*. (a) Querschnitt, Übersicht, (b) Ausschnitt. Beachte das lückig angeordnete Palisadenparenchym (Pfeile). Pfeilspitze: Spaltöffnung an der Blattunterseite. (c)-(f) Paradermale Schnitttrichtung. (c) Aufsicht auf die Epidermis, (d) Palisadenparenchym, Chloroplasten wandständig ausgerichtet, (e) Schwammparenchym mit großen Interzellularräumen, (f) Epidermis der Blattunterseite mit Spaltöffnungen (Pfeile). Maßstab entspricht 1mm in (a), 500 μ m (b)-(f).

Aufbau der Foliolae der Folgeblätter entspricht dem der Primärblattniedern. Die Foliolae verwelken am Ende der Vegetationsperiode. Sie werden jedoch nicht einzeln abgeworfen sondern vergehen gemeinsam mit der Hauptachse der Pflanze.

Die Erneuerungsknospen von *P. ginseng* werden von jeweils drei Knospenschuppen nach außen begrenzt, die den für die folgende Periode angelegten Luft- und Infloreszenztrieben während der zu überdauernden Wintermonate Schutz vor Kälte und mechanischen Belastungen bieten. Die äußerste Knospenschuppe ist sehr klein und umfaßt die Erneuerungsknospe nur zu etwa 50%. Die folgende zweite Schuppe ist größer und umfaßt die gesamte Basis der Knospe, während sie zum apikalen Ende der Knospe schmaler wird und dort nicht die gesamte Knospe umgibt. Die dritte, innerste Knospenschuppe stellt das größte Phyllom der Hülle dar und umschließt die Triebanlagen vollständig. Im Jugendstadium zu Beginn einer Vegetationsperiode sind Knospenschuppen von *P. ginseng* stets weißlich-gelb gefärbt und erscheinen weich und nachgiebig. Mit Fortschreiten der Saison färben sich diese Blätter zunehmend nach rotbraun und nehmen an Festigkeit zu. Histologische Untersuchungen zeigen, daß Knospenschuppen des Ginsengs stark von der Anatomie bisher beschriebener Phyllome von *P. ginseng* abweichen. Die der unteren Blattepidermis entsprechende Außenseite der Knospenschuppen wird von einem einschichtigen Epidermisgewebe gebildet. Die großlumigen Epidermiszellen, deren äußere Tangentialwände leicht verdickt sind, weisen auf der Außenseite eine wasserabstoßende Schicht auf, die sich nach Behandlung mit Sudan IV schwach orange färbt. Die Epidermis ist

nahezu frei von Stomata. Unter der Epidermis befindet sich eine zwei- bis dreischichtige Hypodermis. Hypodermale Zellwände weisen während der Vegetationsperiode in den Ecken cellulose- und pektinhaltige Auflagerungen auf und zeigen die typische Form von Eckenkollenchymen. Vor Beginn der Wintersaison wird in die Zellwände zusätzlich Suberin eingelagert und eine Korkschicht gebildet. Das dem Blattmesophyll entsprechende, sich an die Hypodermis anschließende innerste Gewebe der Knospenschuppe ist parenchymatisch und chlorophyllfrei. Als Zellinhalte finden sich stets Calciumoxalat-Drusen und Lipide. Zu Beginn der Vegetationsperiode sind viele Stärkekörner in den Mesophyllzellen enthalten, Gerbstoffe sind dagegen nur wenig vorhanden. Während der Anteil der Stärkekörner im Verlauf der Vegetationsperiode abnimmt, nimmt der Gerbstoffgehalt zu. In der Mediane der Knospenschuppen finden sich paradermal, also in Längsrichtung der Schuppe ausgerichtete Harzkanäle und Leitbündel. Die zueinander parallel verlaufenden Leitbündel sind nicht durch Anastomosen untereinander verbunden und geben den Knospenschuppen parallelnervigen Charakter. Sie sind stark reduziert und aus nur wenigen Xylem- und Phloemelementen aufgebaut. In den Knospenschuppen konnten nur wenige sklerenchymatische Bauelemente aufgezeigt werden.

Früchte

Nach Bestäubung der epigynen Blüten von *P. ginseng* kann die Befruchtung der Eizellen erfolgen. Im Anschluß an die Siphonogamie entwickeln sich gleichzeitig mit Embryo und Samengeweben aus den unterständigen Fruchtknoten apfelförmige, seitlich zusammengedrückte Früchte. Die etwa 8mm langen und 12mm breiten Früchte besitzen kurze Stiele, mit denen sie terminal an der ehemaligen Blütenstandsachse inserieren. In ihrer Gesamtheit bilden sie somit einen doldigen Fruchtstand (Abb. 23a-c). Ginsengfrüchte haben fleischigen Charakter. Sie öffnen sich nicht bei Ablösung von der Mutterpflanze und sind daher den Schließfrüchten zuzuordnen. Erst mehrere Wochen nach dem Fruchtfall vergeht das Fruchtfleisch und die Samen liegen frei auf dem Substrat. Die Fruchtknoten gehen aus jeweils zwei Fruchtblättern hervor, die miteinander verwachsen sind. Besonders hervorzuheben ist hier die Verwachsung der apikalen Fruchtblattspitzen, die als Stylopodium die Griffelsäule tragen. Stylopodium und Griffelsäule persistieren und sind daher auch an ausgereiften Ginsengfrüchten erkennbar. Im Insertionsbereich der Griffelsäule, direkt gegenüber des Fruchtstieles, ist die Fruchtwand becherförmig ausgebildet, so daß das Stylopodium in die Frucht eingesenkt erscheint. Nur die beiden auf der Griffelsäule inserierenden Narben überragen die Fruchtwand. Der Rand der becherförmigen Einsenkung ist kranzförmig von fünf zahnartigen, erhalten gebliebenen Sepalenresten umgeben (Abb. 23d, e sowie Abb. 24). In der Blüte von *P. ginseng* besteht die Fruchtknotenwand aus wenig differenziertem parenchymalem Gewebe, das von Leitgewebe durchzogen und von äußerer und innerer Epidermis begrenzt ist. Die Fruchtreifung, erkenntlich durch den Farbumschlag von grün nach rot, geht mit hohen Zellvermehrungsraten und -differenzierungen einher. Aus Fruchtknotenwand und akzessorischen Geweben entwickelt sich das Perikarp mit voneinander unterscheidbarem Exo-, Meso und Endocarp. Die zum Exocarp gehörenden Zellen der Außenepidermen von Ginsengfrüchten weisen dicke Cuticulae auf. Exocarpzellen erscheinen im Querschnitt in tangentialer Richtung etwas gestreckt und stoßen lückenlos aneinander. In unregelmäßigen Abständen finden sich als typische Idioblasten der Epidermen Stomata. In den Schließzellen der Spaltöffnungen junger Früchte sind Anreicherungen von stärkehaltigen Chloroplasten enthalten. Die übrigen Epidermiszellen beinhalten nur wenige Chloroplasten und der Nachweis von Stärkekörnern fällt negativ aus. Im Gegensatz dazu enthalten die Epidermiszellen von reifen, rot gefärbten Früchten Anthocyane, die in der

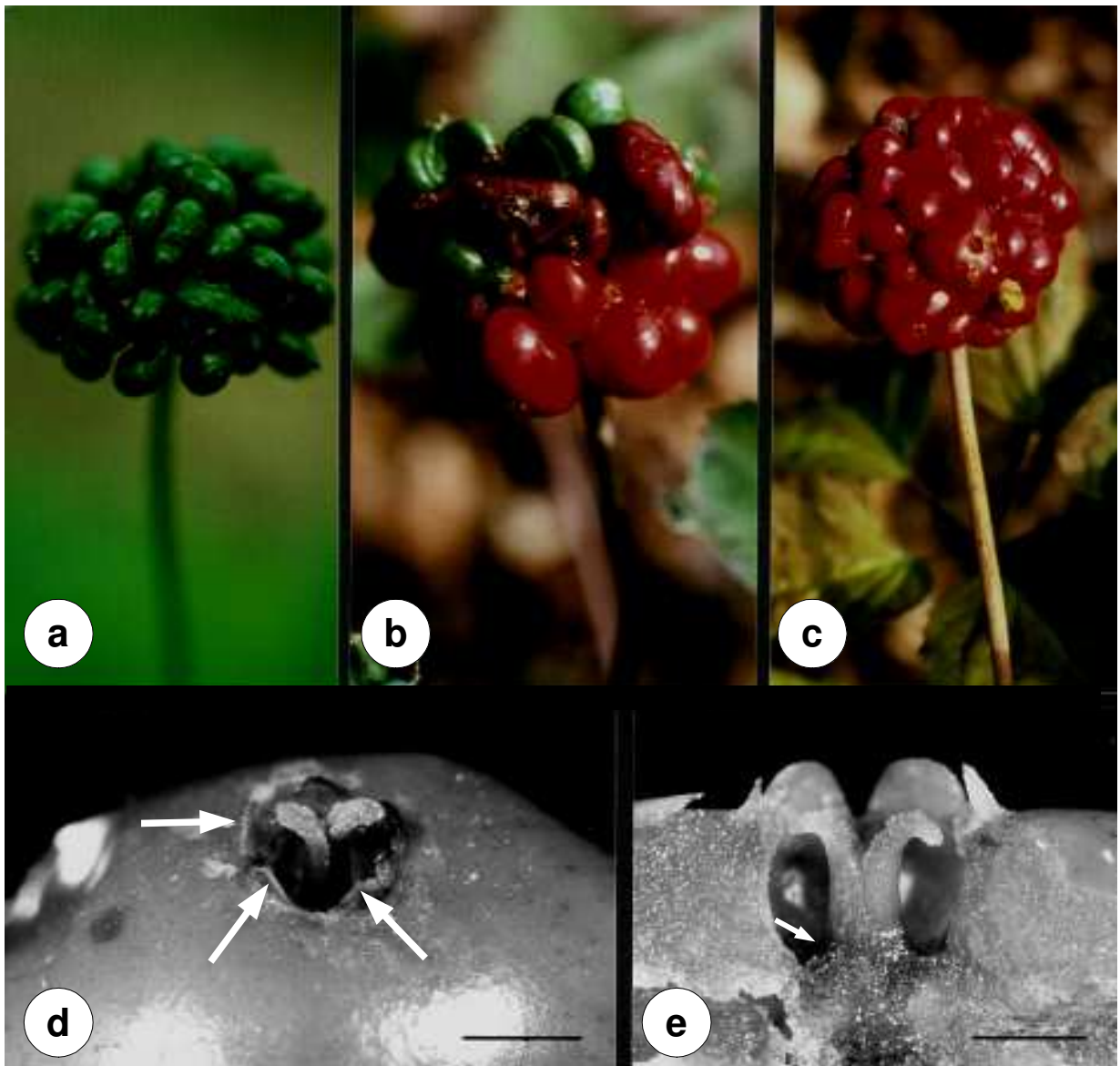


Abb. 23: Fruchtsände von *P. ginseng* in verschiedenen Reifungsstadien. (a) Unreife Früchte, (b) Reifungsbeginn, (c) reife Früchte, (d) persistierende Griffelsäule, kranzförmig umgeben von Sepalen (weiße Pfeile), (e) Schnitt durch die Fruchtmitte, weißer Pfeil: Stylopodium. Maßstab entspricht 5mm in (d), 2mm in (e).

Vakuole gelöst sind. Das Mesocarp ist aus parenchymatischen Zellen aufgebaut und von Leitgewebe durchzogen. Die Zellen des Mesocarps sind im unreifen Zustand der Früchte reich an Chloroplasten, in ausgereiften Früchten finden sich dagegen Chromoplasten. An der Grenze zum nachfolgenden Gewebe, dem Endocarp, können im Jugendstadium der Früchte zwei bis drei Zellreihen auftreten, deren Zellen Stärkekörner enthalten. Das Endocarp scheint in diesen Fällen von einer dünnen Stärkescheide umgeben. Mit zunehmender Fruchtreife sklerifiziert das Endocarp (Abb. 25). Die Zellen sind langgestreckt und in verschiedenen Ebenen und unterschiedlicher Richtung zur Fruchtoberfläche übereinandergelagert (Abb. 25b). So entsteht ein stabiles Gerüst, das dem Samen starken mechanischen Schutz bietet. Nach Abschluß der Fruchtreifung ist die Oberfläche des Steinendocarps stark skulpturiert und scheint von tiefen Gruben durchzogen (Abb. 25d). Die Versorgung der weiter zentripetal gelegenen Samengewebe ist durch Kanäle gewährleistet, durch die Leitgewebe vom Mesocarp ins Sameninnere ziehen (Abb. 25d). Zur Testa schließt das Perikarp mit der Innenepidermis ab, die aus

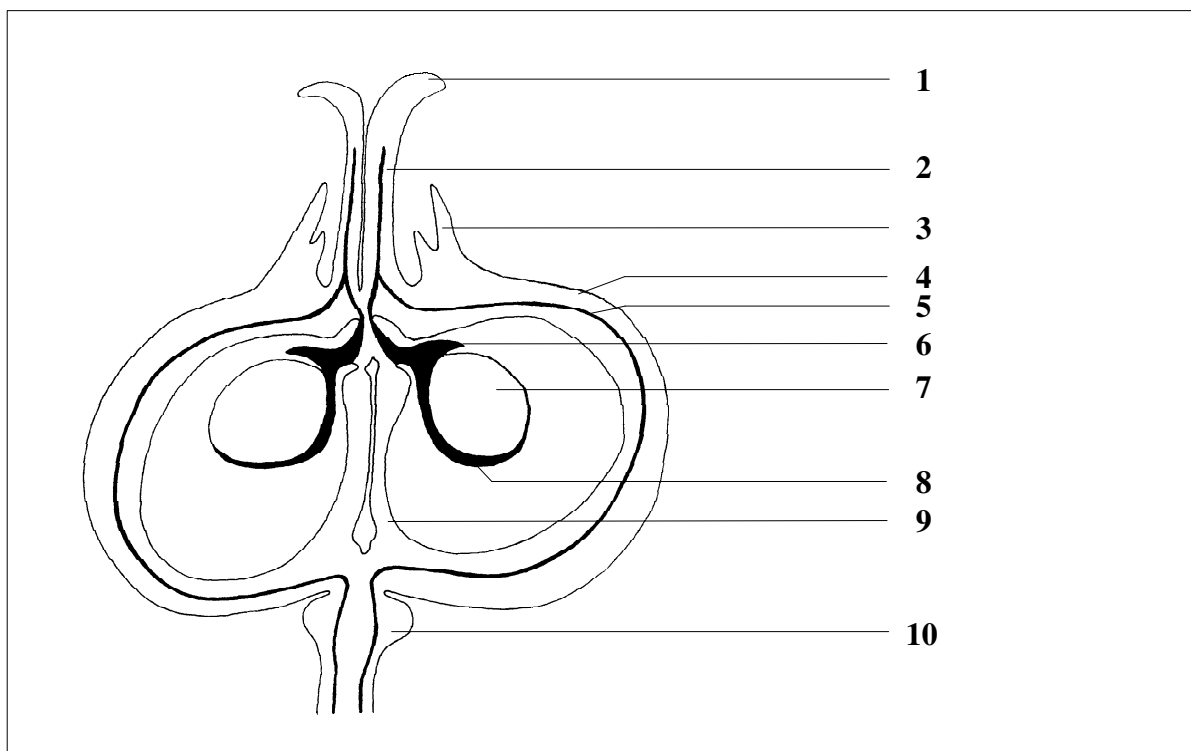


Abb. 24: Aufbau einer Ginsengfrucht, schematisch. (1) Narbe, (2) Griffelsäule, (3) Sepalen, (4) Perikarp, (5) medianes Leitgewebe, (6) Obturator, (7) Same, (8) Funikulus, (9) Scheidewand, (10) Fruchts蒂el.

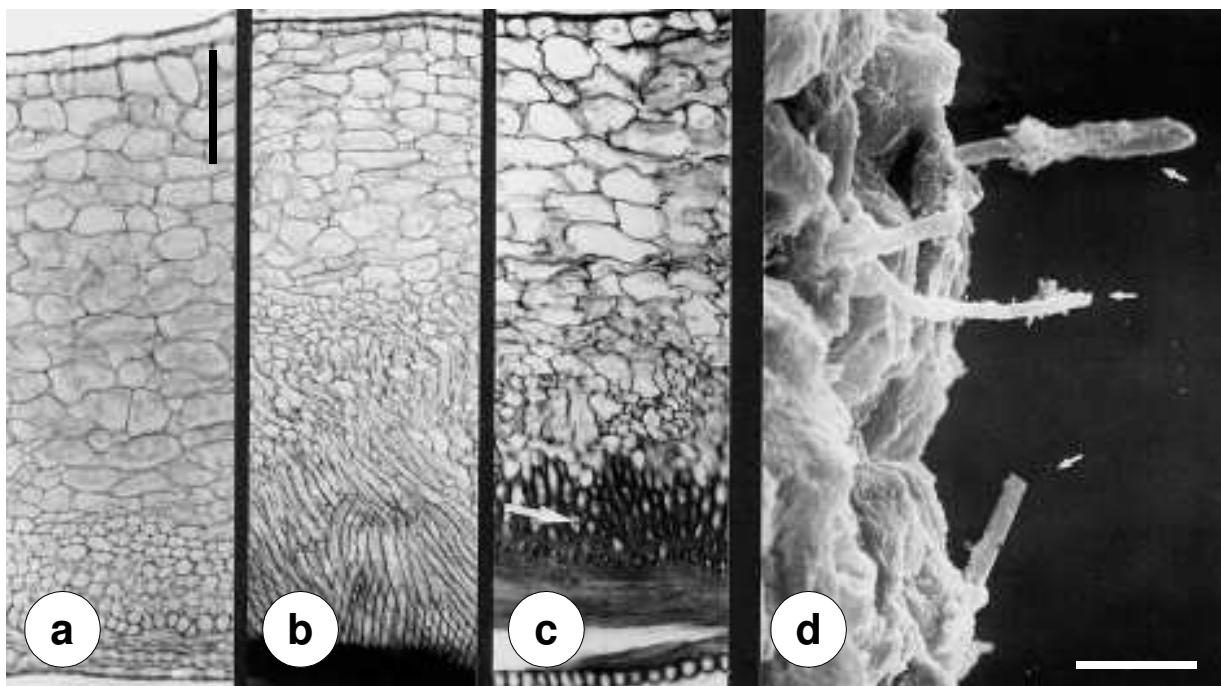


Abb. 25: Querschnitte durch Perikarprien in unterschiedlichen Reifungsstadien der Früchte von *P. ginseng*. (a) unreife Frucht, Zellen des Pericarpgewebes nicht verholzt, (b) beginnende Verholzung des Pericarps. Beachte die Ausrichtung der Zellen in verschiedenen Ebenen. (c) Stark sklerifizierte Endocarpzellen (Pfeil), (d) REM-Aufnahme der Oberfläche des Endocarps mit Leitgewebesträngen (Pfeile). Maßstab in (a) entspricht 100 μ m, gilt für (a)-(c), Maßstab in (d) entspricht 20 μ m.

kleinlumigen, im Querschnitt nahezu isodiametrisch erscheinenden Zellen besteht. Die Fruchtwand umgibt in der Regel zwei, in seltenen Fällen auch ein oder drei Fruchtfächer, die durch die aus der Fruchtblattverwachsung resultierende Scheidewand räumlich voneinander getrennt werden. Je Fruchtfach entwickelt sich aus der anatropen Samenanlage jeweils ein Same, an dessen Dorsalseite der stark ausgeprägte Funikulus gut sichtbar ist. Im Bereich der Scheidewand, nahe des Stylopodiumgewebes, finden sich Wucherungen des Funikulus, die als lockere Zellgewebe die Samen überragen und die sehr enge Mikropyle bedecken (Abb. 24). Die Zellen dieses Gewebebereiches, sind schlauchförmig und werden als den Araliales eigene Besonderheit gewertet. Sie sind mit dem Terminus Obturator belegt.

3.2 Keim- und Kultivierungserfolge

Zu Beginn der Untersuchungen mußten zunächst geeignete Keimbedingungen für das zur Verfügung stehende Saatgut von *P. ginseng* ermittelt werden. Erwartungsgemäß ergaben sich voneinander abweichende Keimraten, entsprechend der Einflußnahme getesteter Faktoren. So konnte in Gewächshäusern und regelbaren Klimakammern das Keimverhalten von *P. ginseng* bei jahreszeitlich unterschiedlicher Ausbringung des Saatgutes sowie bei Änderungen der Licht- und Temperaturverhältnisse untersucht werden. Zudem wurden Modifikationen von Keimrate und -dauer durch Gaben unterschiedlich konzentrierter Lösungen des Pflanzenhormons Gibberellinsäure (GA_3) erzielt. Weiterhin wurden Versuchsreihen im Freiland angelegt und geeignete Bedingungen für die Weiterkultivierung von Keimlingen und mehrjährigen Pflanzen ermittelt.

Keimerfolge bei Veränderung von Aussaatzeitpunkt, Temperatur und Licht

Zur Ermittlung des Keimerfolges wurden stratifizierte Ginsengsamen auf feuchtem Filterpapier in Petrischalen ausgebracht und in Klimaboxen mit verschiedenen Temperaturen und unterschiedlicher Beleuchtungsdauer von 1200-1500lx exponiert (Tab. 7). Weiterhin wurden die Versuche an drei unterschiedlichen Terminen gestartet, so daß auch der Aussaatzeitpunkt in die Auswertungen miteinbezogen werden konnte. Auffällig ist, daß bei niedrigen Umgebungstemperaturen von 7°C hohe Keimraten mit Werten bis 87% erreicht wurden, während die Keimrate bei 20°C mit Werten von maximal 37% nicht einmal halb so groß war. Die Beleuchtungsdauer ist dabei kaum von Bedeutung. Sowohl im Dauerdunkel als auch im Dauerlicht wurden hohe Keimraten erzielt. Von wesentlicher Natur ist dagegen der Zeitpunkt der Aussaat. Saatgut, das elf Monate vor dem natürlichen Keimungsbeginn ausgebracht wurde, also im Juni, keimte weder bei niedrigen noch bei hohen Temperaturen. Bei niedrigen Temperaturen wurde fünf Monate vor dem natürlichen Keimungsbeginn Keimung beobachtet, bei hohen Temperaturen erst drei Monate vor diesem Zeitpunkt. Offensichtlich spielt die Beleuchtungsdauer jedoch eine Rolle bei der Keimdauer, zumindest bei niedrigen Umgebungstemperaturen von 7°C. Bei 24-stündiger Beleuchtung verkürzte sich die Keimdauer von drei Wochen, die im Dauerdunkel benötigt wurden, auf eine Woche.

Zusammenfassend können folgende Bedingungen als förderlich für die Keimung von *P. ginseng* auf feuchtem Filterpapier genannt werden:

kleinlumigen, im Querschnitt nahezu isodiametrisch erscheinenden Zellen besteht. Die Fruchtwand umgibt in der Regel zwei, in seltenen Fällen auch ein oder drei Fruchtfächer, die durch die aus der Fruchtblattverwachsung resultierende Scheidewand räumlich voneinander getrennt werden. Je Fruchtfach entwickelt sich aus der anatropen Samenanlage jeweils ein Same, an dessen Dorsalseite der stark ausgeprägte Funikulus gut sichtbar ist. Im Bereich der Scheidewand, nahe des Stylopodiumgewebes, finden sich Wucherungen des Funikulus, die als lockere Zellgewebe die Samen überragen und die sehr enge Mikropyle bedecken (Abb. 24). Die Zellen dieses Gewebebereiches, sind schlauchförmig und werden als den Araliales eigene Besonderheit gewertet. Sie sind mit dem Terminus Obturator belegt.

3.2 Keim- und Kultivierungserfolge

Zu Beginn der Untersuchungen mußten zunächst geeignete Keimbedingungen für das zur Verfügung stehende Saatgut von *P. ginseng* ermittelt werden. Erwartungsgemäß ergaben sich voneinander abweichende Keimraten, entsprechend der Einflußnahme getesteter Faktoren. So konnte in Gewächshäusern und regelbaren Klimakammern das Keimverhalten von *P. ginseng* bei jahreszeitlich unterschiedlicher Ausbringung des Saatgutes sowie bei Änderungen der Licht- und Temperaturverhältnisse untersucht werden. Zudem wurden Modifikationen von Keimrate und -dauer durch Gaben unterschiedlich konzentrierter Lösungen des Pflanzenhormons Gibberellinsäure (GA_3) erzielt. Weiterhin wurden Versuchsreihen im Freiland angelegt und geeignete Bedingungen für die Weiterkultivierung von Keimlingen und mehrjährigen Pflanzen ermittelt.

Keimerfolge bei Veränderung von Aussaatzeitpunkt, Temperatur und Licht

Zur Ermittlung des Keimerfolges wurden stratifizierte Ginsengsamen auf feuchtem Filterpapier in Petrischalen ausgebracht und in Klimaboxen mit verschiedenen Temperaturen und unterschiedlicher Beleuchtungsdauer von 1200-1500lx exponiert (Tab. 7). Weiterhin wurden die Versuche an drei unterschiedlichen Terminen gestartet, so daß auch der Aussaatzeitpunkt in die Auswertungen miteinbezogen werden konnte. Auffällig ist, daß bei niedrigen Umgebungstemperaturen von 7°C hohe Keimraten mit Werten bis 87% erreicht wurden, während die Keimrate bei 20°C mit Werten von maximal 37% nicht einmal halb so groß war. Die Beleuchtungsdauer ist dabei kaum von Bedeutung. Sowohl im Dauerdunkel als auch im Dauerlicht wurden hohe Keimraten erzielt. Von wesentlicher Natur ist dagegen der Zeitpunkt der Aussaat. Saatgut, das elf Monate vor dem natürlichen Keimungsbeginn ausgebracht wurde, also im Juni, keimte weder bei niedrigen noch bei hohen Temperaturen. Bei niedrigen Temperaturen wurde fünf Monate vor dem natürlichen Keimungsbeginn Keimung beobachtet, bei hohen Temperaturen erst drei Monate vor diesem Zeitpunkt. Offensichtlich spielt die Beleuchtungsdauer jedoch eine Rolle bei der Keimdauer, zumindest bei niedrigen Umgebungstemperaturen von 7°C. Bei 24-stündiger Beleuchtung verkürzte sich die Keimdauer von drei Wochen, die im Dauerdunkel benötigt wurden, auf eine Woche.

Zusammenfassend können folgende Bedingungen als förderlich für die Keimung von *P. ginseng* auf feuchtem Filterpapier genannt werden:

Tab. 7: Einfluß von Temperatur- und Lichtverhältnissen auf die Keimrate von *P. ginseng*. Durchführung aller Versuche in mit feuchtem Filterpapier ausgelegten Petrischalen. *: Anzahl der Versuchswiederholungen.

Versuchs- zeitraum	Gesamtanzahl der eingesetzten Samen	Temperatur in °C	Beleuchtungs- dauer in h/d	Anzahl der Wdh.*	Erste Keimung nach ... Wochen	durch- schnittliche Keimrate in%
Juni 1996 Juni 1997	20	7	12	2	-	0
Dezember 1997 - Januar 1998	100	7	24	5	5	68
Februar 99	50	7	24	5	1	71
Februar 99	100	7	0	5	3	87
Juni 1996 - Juni 1997	24	20	12	2	-	0
Dezember 1997 - Januar 1998	80	20	12	4	-	0
Dezember 1997 - Januar 1998	15	20	24	3	-	0
Februar 1999	30	20	24	3	3	33
Februar 1999	30	20	0	3	3	37

- Aussaat von stratifiziertem Saatgut der Vorjahresernte möglichst im Zeitraum zwischen Dezember und Februar des Folgejahres,
- Einhaltung niedriger Umgebungstemperaturen um 7°C bis zum Keimbeginn
- Aufstellung der Petrischalen im Dauerdunkel für höchste Keimrate bei etwas längerer Keimdauer oder
- 24-stündige Beleuchtung mit Licht von etwa 1500lx für kurze Keimdauer mit geringerer Keimrate.

Keimerfolge bei Zusatz von Gibberellinsäure (GA₃)

Bei allen mit GA₃-Lösung behandelten Samen war bereits wenige Tage nach Gabe der Hormonlösung noch vor Durchtritt der Radicula Aufplatzen des Endocarps sowie Quellung der Samen erkennbar. Wurde in den Kontrollreihen anstelle GA₃-Lösung nur Lösungsmittel (Leitungswasser) entsprechender Menge zugesetzt, konnte keine Veränderung an den Samen festgestellt werden.

Die in dieser Versuchsreihe höchste Keimrate von 75% bei gleichzeitig kürzester Keimdauer wurde bei Zusatz von Gibberellinsäure-Lösung mit einem Gehalt von 3000ppm erzielt (Tab. 8). Mit abnehmender GA₃-Konzentration war ein Anstieg der Keimdauer zu beobachten, auch die Keimrate wurde geringer. Ohne GA₃-Gaben (Kontrollen) konnte keine Keimung herbeigeführt werden.

Tab. 8: Keimraten und Keimdauer von *P. ginseng* unter dem Einfluß verschiedener GA₃-Konzentrationen. Versuchsbedingungen: 20°C, 1200lx (12h/d) in Klimabox 1. Je Ansatz zwölf Samen, jeweils zwei Versuchswiederholungen. Versuchszeitraum: 10 Monate, Versuchsbeginn: Oktober 1996.

GA ₃ -Konzentration in ppm	durchschnittliche Keimdauer in Wochen	Keimrate in%
3000	9	75
1000	13	42
500	16	34
100	18	17
Kontrolle	-	0

Bei Auftrag der GA₃-Konzentration gegen die Keimrate im Diagramm ergibt sich eine Dosis-Effekt-Kurve (Diagramm 1). Mit zunehmender Konzentration der GA₃-Lösung nimmt die Steigung der Kurve ab, jedoch wird der Steigungswert Null nicht erreicht. Bei der höchsten Konzentration der Gibberellinsäure von 3000ppm, bei der eine fast gesättigte Hormonlösung vorliegt, konnte noch eine Steigerung der Keimrate gegenüber der vorangehenden niedrigeren Konzentration verzeichnet werden. Aus dem Kurvenverlauf wird trotz der geringen Anzahl durchgeführter Versuche deutlich, daß geringere GA₃-Dosierungen relativ größeren Effekt auf die Keimrate ausüben.

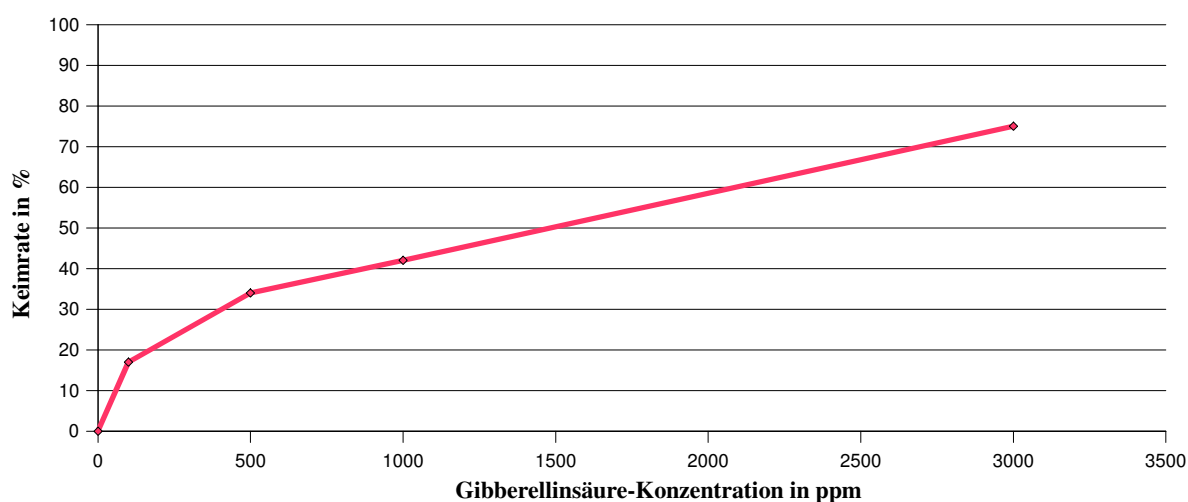


Diagramm 1: Dosis-Effekt-Kurve für die Wirkungen verschiedener Gibberellinsäure-Konzentrationen (in ppm) auf die Keimrate von stratifiziertem Saatgut von *P. ginseng* unter Klimakammer-Bedingungen (Klimabox 1).

Die dargelegten Ergebnisse konnten durch Daten der im Gewächshaus angelegten Versuchsreihen vervollständigt werden (Tab. 9). Für diese Experimente wurden die Samen in Tontöpfe ausgebracht, die mit Substrat BG befüllt waren. Samen, die im Juli 1996 mit 0,3% GA₃-Lösung

behandelt wurden, keimten unter Gewächshausbedingungen mit einer durchschnittlichen Keimrate von 36% bereits nach 19 Tagen. Wurde das zum gleichen Zeitpunkt geerntete Saatgut erst im Oktober ausgebracht und nicht mit Hormonlösung behandelt, konnte erst nach 14 Wochen Keimung beobachtet werden. Die Keimrate war mit 15% nur etwa halb so groß wie bei den mit GA₃ behandelten Samen.

Tab. 9: Keimbeginn, Keimzeitraum und Keimrate von im Gewächshaus in Substrat BG kultivierten *P. ginseng* unter dem Einfluß von Gibberellinsäure.

Versuchszeitraum	Gesamtanzahl der eingesetzten Samen	Anzahl der Versuchswiederholungen	0,3% GA ₃ -Lösung	Keimbeginn nach ...	durchschnittl. Keimrate in%
Juli 1996 - Juli 1997	45	3	+	19d	36
Oktober 1996 - Juli 1997	75	5	-	100d	15

Keimraten auf den Versuchsfeldern im Freiland

Im Frühbeet des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg konnte bei den im Februar 1999 in Tontöpfen ausgebrachten Samen bei Kultivierung in Substrat A eine Keimrate von 73,6% erreicht werden. Wurde Substrat H verwendet, lag die Keimrate bei 38,8%.

Auf der Versuchsfeldfläche im Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg entwickelten sich Mitte März 1997 lediglich drei Ginsengkeimlinge aus ca. 1000 im November des Vorjahres ausgebrachten Samen. Bereits eine Woche später waren diese Keimlinge durch Schneckenfraß zugrunde gegangen. Weitere Keimlingsentwicklung fand in den folgenden Wochen nicht mehr statt. Nach vorsichtigem Aufgraben der Beete wurden überwiegend samenlose Endocarp-Hüllen gefunden, jedoch keine keimfähigen Samen. Bei den wöchentlichen Kontrollgängen auf der Versuchsfeldfläche wurden an den Beeträndern zahlreiche *Formicidae*-Nester aufgefunden.

Bei Wischmann FloraFarm lag die durchschnittliche Keimrate in den Jahren 1996 bis 1999 bei 80% und darüber. 1997 waren allerdings große Ausfälle zu verzeichnen, die Keimrate betrug ca. 10%.

Kultivierungserfolge von Keimlingen

Bei der Kultivierung mehrjähriger Ginsengpflanzen sowie bei der Weiterkultivierung der aus Samen angezogenen Ginsengkeimlinge konnten mäßige bis gute Erfolge erzielt werden. Die Erfolge standen in engem Zusammenhang mit der Standortwahl für die Kulturen, den Licht- und Temperaturverhältnissen sowie der Bewässerung der Pflanzen während der Phase, in der die oberirdischen Pflanzenteile nicht ausgebildet sind.

Wurden Samen in den Klimakammern in mit feuchtem Filterpapier ausgelegten Petrischalen ausgebracht, zeigten die Keimlinge gegenüber den in Substrat kultivierten, ebenfalls aus Samen herangezogenen Pflanzen um etwa 50% gemindertem Längenwachstum des Primärblattes. Die Länge der Fiederblättchen war um bis zu 45% geringer ausgeprägt. Das Dickenwachstum der Hauptwurzel war deutlich minimiert. Die Keimlinge konnten etwa drei bis vier Monate auf der Filterpapier-Unterlage kultiviert werden, danach starben die Pflanzen ab.

Mehrere der auf Filterpapier ausgebrachte Keimlinge wurden nach Erreichen von ein bis zehn Millimetern Keimwurzellänge in Substrat umgesetzt. Im Verlauf der Weiterkultivierung zeigten ober- und unterirdische Organe dieser Keimlinge mit Ginsengkeimlingen aus Erdkulturen vergleichbares Längen- und Dickenwachstum. Erfolgte das Umsetzen in Substrat zu einem späteren Entwicklungszeitpunkt, z. B. nachdem der Primärblattstiel die Testa durchbrochen hatte, wurde wiederum gemindertem Wachstum der Primärblätter und des Wurzelsystems beobachtet.

Bei Bewässerung im zweitägigen Abstand der im Gewächshaus kultivierten, in der Ruhephase befindlichen Keimlinge waren Ausfälle von ca. 80% im folgenden Frühjahr zu verzeichnen. Die Ausfallrate konnte durch wöchentlich einmaliges Gießen der Pflanzen in dieser Entwicklungsphase auf 40% reduziert werden.

Kultivierungserfolge von mehrjährigen Pflanzen

In den Klimakammern 1, 2, 3 und 4 überdauerten sich die oberirdisch ausgebildeten Triebe der Ginsengpflanzen entsprechend einer Vegetationsperiode etwa fünf Monate, bevor die Blätter sich gelb verfärbten, welkten und schließlich abgeworfen wurden. Wurden die Rüben nach dem Abwerfen der Lufttriebe weiter unter Klimakammerbedingungen kultiviert, kam es im folgenden Jahr zu keinem erneuten Austrieb. Die getopften Rüben wurden daher gegen Ende eines Jahres in den Torf des Frühbeets im Botanischen Garten der Philipps-Universität eingesenkt und wie die anderen Ginsengpflanzen mit Laub und Reisig bedeckt. Dort verblieben sie bis zum Ende der kalten Jahreszeit und wurden Ende Februar des folgenden Jahres wieder in den entsprechenden Klimakammern weiterkultiviert. Die so behandelten Ginsengrüben trieben etwa vier bis sechs Wochen nach Verbringung in die Klimaboxen aus. Der gleiche Effekt konnte erzielt werden, wenn die getopften Rüben in den Wintermonaten in 4°C bis 7°C-Klimaboxen gestellt wurden.

Im Frühbeet des Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg konnten die im Jahr 1999 aus Samen gezogenen Keimlinge gut über die erste Vegetationsperiode weiterkultiviert werden. An einigen Pflanzen trat Schneckenfraß auf, der jedoch durch Einsatz von Schneckenkorn und Absammeln der Schnecken in den Morgenstunden gering gehalten werden konnte. Im darauffolgenden Jahr wurde von keiner Pflanze ein oberirdischer Trieb gebildet. In der Mitte der Vegetationsperiode, im August des Jahres 2000, wurde der Versuch abgebrochen und die Substrate wurden aus den Töpfen entleert. Waren die Töpfe mit Substrat A befüllt, konnten 68,8% weiß gefärbte, unbeschädigte Ginsengrüben aufgefunden werden, an denen jeweils eine intakte Innovationsknospe vorhanden war. Bei 31,2% der im Jahr zuvor gezählten Ginsengpflanzen waren keine Rüben mehr vorhanden. In der mit Substrat H durchgeführten Versuchsreihe lag der Wert der aufgefundenen intakten Ginsengrüben bei 37,5%.

Die vom Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg im Freiland kultivierten, zu Beginn der Arbeit 4-jährigen Ginsengpflanzen trieben jeweils im Mai der Jahre 1996 bis 2000 aus und zeigten alljährlich kräftiges, vitales Wachstum. Als einziges Problem dieser Freilandkultur trat Schneckenfraß auf, dem nach dem Austrieb in manchen Jahren bis zu 50% der oberirdisch ausgebildeten Organe zum Opfer fielen. Dies führte jedoch nicht zum Totalverlust der Pflanzen, selbst wenn der gesamte oberirdische Bereich einer Pflanze von den Schnecken vernichtet wurde. Im folgenden Jahr konnte jedoch erneute Triebbildung beobachtet werden.

Auf der Versuchsfläche des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg 1997 ausgebrachte einjährige Rüben (erhalten von der Gärtnerei Jeuthner, siehe Kapitel 2.1) trieben im

folgenden Frühjahr nicht aus. Im April 1998 wurden einige der nun zweijährigen Rüben zur Kontrolle ausgegraben. Zu diesem Zeitpunkt waren die Rüben vollturgeszent, weiß gefärbt und erschienen kräftig. Die Erneuerungsknospen waren fest geschlossen. Nachdem bis Oktober 1998 kein oberirdischer Trieb ausgebildet wurde, wurde nochmals nachgegraben. Bei dieser Kontrolle wurden weder gesunde Ginsengrüben noch verrottete Wurzelreste aufgefunden. Auf den Kulturflächen der Wischmann FloraFarm waren nur geringe Ausfälle bei zwei- und mehrjährigen Pflanzen zu verzeichnen (G. WISCHMANN, persönliche Mitteilung).

3.3 Effekte durch Inokulationen mit arbuskulären Mycorrhizapilzen

Inokulationserfolge

Durch Zusatz verschiedener AM-Pilzisolat sollte die Etablierung von Endophyten in Wurzeln von *P. ginseng* initiiert werden. Untersuchungen von in wöchentlichen Abständen regelmäßig entnommenen Wurzelproben ermöglichten Aussagen über das Vermögen der AM-Pilze, Symbiosen mit *P. ginseng* einzugehen. Gleichzeitig konnte der bis zum Eintritt in die symbiontische Lebensphase benötigte Zeitraum des jeweiligen AM-Pilzes erfaßt werden. Änderungen von Faktoren wie Inokulationszeitpunkt, Temperatur, Licht- und Substratqualität, Zusatz von GA₃-Lösungen oder Alter der Pflanze zum Zeitpunkt der Inokulation wurden ebenfalls in die Untersuchungen miteinbezogen (siehe Tab. 13a-d, Anhang B). Aus den zahlreichen durchgeführten Versuchen, in denen sich die in verschiedenster Weise kombinierten Faktoren entweder als förderlich oder hinderlich für den Inokulationserfolg bei *P. ginseng* erwiesen, können folgende Aussagen getroffen werden:

- Die in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden AM-Pilzisolat waren grundsätzlich in der Lage, sich in Wurzeln von Ginsengpflanzen zu etablieren. Dabei war es jedoch nicht unerheblich, in welchem Entwicklungsstadium sich die Pflanze befand und wie das Inokulum appliziert wurde. Gleichzeitiges Ausbringen von Saatgut oder Jungpflanzen mit Inokulum war nur dann erfolgreich, wenn sofortiger Kontakt beider zukünftiger Symbiosepartner zunächst dadurch vermieden werden konnte, daß das Inokulum etwa 5cm unterhalb der Samen oder der sich gerade entwickelnden Wurzeln plazierte wurde. Anderenfalls war mit Verlust der Pflanzen zu rechnen.
- Bei älteren Pflanzen, an denen Wurzeln unterschiedlicher Entwicklungsstadien ausgebildet waren, konnte das Inokulum dagegen ohne sichtbare Schäden an den Pflanzen direkt an die Wurzeln appliziert werden. Bei allen in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden Inokula und Mischinokula waren derart durchgeführte Inokulationen erfolgreich.
- Änderungen der zugesetzten AM-Pilzspezies, Substrat- und Lichtqualität, Temperatur oder Zusatz von Pflanzenhormonen wirkten sich prinzipiell nicht auf den Inokulationserfolg aus, wohl aber auf die Dauer bis zum ersten erfolgreichen Nachweis von Endophyten. Die Dauer der Etablierung variierte zwischen 8 und 15 Wochen (siehe Tabelle 13a-d, Anhang B).
- Wurden die Inokulationen während der Vegetationsperiode durchgeführt, war der Zeitpunkt der Inokulation unerheblich für die Dauer bis zur Ausbildung pilzlicher Strukturen.
- Bei den im Frühbeet des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg durchgeführten Topfversuchen mit den Kombinationen *A. longula*/Substrat A, *A. longula*/Substrat H und *Glomus fasciculatum*/Substrat A konnten keine Untersuchungen auf Strukturen arbuskulärer Mycorrhizapilze in den Wurzeln durchgeführt werden, da kein Keimling länger als 14 Tage überlebte.

folgenden Frühjahr nicht aus. Im April 1998 wurden einige der nun zweijährigen Rüben zur Kontrolle ausgegraben. Zu diesem Zeitpunkt waren die Rüben vollturgeszent, weiß gefärbt und erschienen kräftig. Die Erneuerungsknospen waren fest geschlossen. Nachdem bis Oktober 1998 kein oberirdischer Trieb ausgebildet wurde, wurde nochmals nachgegraben. Bei dieser Kontrolle wurden weder gesunde Ginsengrüben noch verrottete Wurzelreste aufgefunden. Auf den Kulturflächen der Wischmann FloraFarm waren nur geringe Ausfälle bei zwei- und mehrjährigen Pflanzen zu verzeichnen (G. WISCHMANN, persönliche Mitteilung).

3.3 Effekte durch Inokulationen mit arbuskulären Mycorrhizapilzen

Inokulationserfolge

Durch Zusatz verschiedener AM-Pilzisolat sollte die Etablierung von Endophyten in Wurzeln von *P. ginseng* initiiert werden. Untersuchungen von in wöchentlichen Abständen regelmäßig entnommenen Wurzelproben ermöglichten Aussagen über das Vermögen der AM-Pilze, Symbiosen mit *P. ginseng* einzugehen. Gleichzeitig konnte der bis zum Eintritt in die symbiontische Lebensphase benötigte Zeitraum des jeweiligen AM-Pilzes erfaßt werden. Änderungen von Faktoren wie Inokulationszeitpunkt, Temperatur, Licht- und Substratqualität, Zusatz von GA₃-Lösungen oder Alter der Pflanze zum Zeitpunkt der Inokulation wurden ebenfalls in die Untersuchungen miteinbezogen (siehe Tab. 13a-d, Anhang B). Aus den zahlreichen durchgeführten Versuchen, in denen sich die in verschiedenster Weise kombinierten Faktoren entweder als förderlich oder hinderlich für den Inokulationserfolg bei *P. ginseng* erwiesen, können folgende Aussagen getroffen werden:

- Die in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden AM-Pilzisolat waren grundsätzlich in der Lage, sich in Wurzeln von Ginsengpflanzen zu etablieren. Dabei war es jedoch nicht unerheblich, in welchem Entwicklungsstadium sich die Pflanze befand und wie das Inokulum appliziert wurde. Gleichzeitiges Ausbringen von Saatgut oder Jungpflanzen mit Inokulum war nur dann erfolgreich, wenn sofortiger Kontakt beider zukünftiger Symbiosepartner zunächst dadurch vermieden werden konnte, daß das Inokulum etwa 5cm unterhalb der Samen oder der sich gerade entwickelnden Wurzeln plazierte wurde. Anderenfalls war mit Verlust der Pflanzen zu rechnen.
- Bei älteren Pflanzen, an denen Wurzeln unterschiedlicher Entwicklungsstadien ausgebildet waren, konnte das Inokulum dagegen ohne sichtbare Schäden an den Pflanzen direkt an die Wurzeln appliziert werden. Bei allen in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden Inokula und Mischinokula waren derart durchgeführte Inokulationen erfolgreich.
- Änderungen der zugesetzten AM-Pilzspezies, Substrat- und Lichtqualität, Temperatur oder Zusatz von Pflanzenhormonen wirkten sich prinzipiell nicht auf den Inokulationserfolg aus, wohl aber auf die Dauer bis zum ersten erfolgreichen Nachweis von Endophyten. Die Dauer der Etablierung variierte zwischen 8 und 15 Wochen (siehe Tabelle 13a-d, Anhang B).
- Wurden die Inokulationen während der Vegetationsperiode durchgeführt, war der Zeitpunkt der Inokulation unerheblich für die Dauer bis zur Ausbildung pilzlicher Strukturen.
- Bei den im Frühbeet des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg durchgeführten Topfversuchen mit den Kombinationen *A. longula*/Substrat A, *A. longula*/Substrat H und *Glomus fasciculatum*/Substrat A konnten keine Untersuchungen auf Strukturen arbuskulärer Mycorrhizapilze in den Wurzeln durchgeführt werden, da kein Keimling länger als 14 Tage überlebte.

Auswirkung der Inokulationen auf das Keimverhalten

Die gleichzeitige Ausbringung von Ginsengsaatgut und AM-Pilzinokulum, also Inokulation zum frühest denkbaren Zeitpunkt, ermöglichte die Beobachtung der Auswirkungen von Mycorrhiza-Pilz-Verbreitungseinheiten auf das Keimverhalten von *P. ginseng*. Um Nährstoffeinflüsse auszuschließen wurde hier sterilisiertes Substrat S ohne Zugabe von Nährlösung verwendet. Gleichzeitig konnte durch die Sterilisation des Substrates ausgeschlossen werden, daß sich andere als die zugesetzten AM-Pilzsporen im Substrat befanden. Mögliche Konkurrenz durch eventuell im Substrat vorhandene Sporen anderer AM-Pilzspezies wurde somit ausgeschlossen.

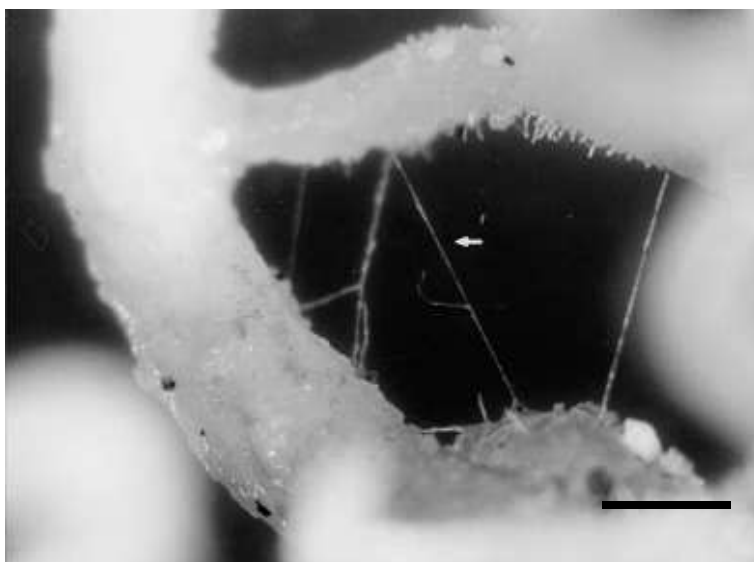


Abb. 26: Pilzhyphen (Pfeil) an den Oberflächen von Ginsengwurzeln angeheftet, sechs Tage nach der Inokulation mit *G. albidum*. Maßstab entspricht 250µm.

In einem Vorversuch wurde zunächst unter den Bedingungen in Klimakammer 2 getestet, ob und wie sich Inokulum, das in direkten Kontakt mit Primärwurzeln auskeimender Samen gebracht wird, auf die Keimung der Samen und die weitere Entwicklung der Keimlinge auswirkt. Dazu wurden zwei unterschiedliche Inokula, nämlich *G. albidum* und *G. intraradices H 11/3*, mit hohen Sporendichten von 50 bis 100 Sporen je 10g Inokulum ausgewählt und jeweils direkt an 0,5cm bis 1cm lange Primärwurzeln auskeimender Ginsengsamen appliziert. Be-

reits drei Tage nachdem die Primärwurzel mit Inokulum des AM-Pilzes *G. albidum* in direktem Kontakt stand, verfärbte sich das Meristem an der Wurzelspitze von weiß nach gelblich. Sechs Tage nach der Inokulation konnten hyaline, dünne Pilzhyphen, die sowohl auf der Substratoberfläche als auch an der Wurzeloberfläche angeheftet waren (Abb. 26), beobachtet werden. Die Wurzelspitzen und auch weitere Bereiche der Wurzeln zeigten bräunliche Verfärbungen. In den verfärbten Bereichen erschienen die Wurzelgewebe schwer geschädigt. Wurzelspitzen von mit *G. intraradices H 11/3* inokulierten Keimlingen sowie nicht inokulierter Kontrollkeimlinge zeigten dagegen keine Verfärbungen sondern behielten ihre weiße Färbung bei. Auch bei dieser Versuchsreihe mit *G. intraradices H11/3* waren Pilzhyphen auf der Substratoberfläche erkennbar, jedoch war keine Anheftung der Hyphen an die Wurzeloberflächen zu beobachten. Bei den mit *G. albidum* inokulierten Keimlingen schritten Braunfärbung und Lyse der Gewebe im Verlauf der nächsten Tage weiter fort und bedingten schließlich nach etwa drei Wochen das Absterben der Pflanze. Wurde mit *G. intraradices H11/3* inokuliert, konnten die Pflanzen über längeren Zeitraum kultiviert werden.

In dem experimentellen Versuchsansatz zu dieser Fragestellung wurde das Inokulum jeweils unter einer drei bis fünf Zentimeter hohen Substratschicht unter den auskeimenden Samen ausgebracht, so daß die jungen Wurzeln zunächst nicht in Kontakt mit dem Inokulum standen (Kapitel 2.4). Da bei Beginn des Versuches Ende März 1999 nur noch sehr wenig Saatgut zur Verfügung stand, konnten je Ansatz nur 2 bis 3 Wiederholungen durchgeführt werden. Die

Keimdauer belief sich bei Durchführung der Experimente in Klimabox 2 auf ca. vier Tage. Mit Ausnahme der Anwendung von Mischinokulum M1 konnten bei Zugabe aller zur Verfügung stehenden Inokula Keimraten von 100% erreicht werden (Diagramm 2). Wurde das Kultursubstrat mit Mischinokulum M1 versehen, wurde eine Keimrate von 50% verzeichnet. Auch ohne Inokulum-Zusatz (Kontrollen) erfolgte bei allen ausgebrachten Samen der Keimbeginn, die Keimrate lag ebenfalls bei 100%. Acht Wochen nach Inokulation konnten Besiedlungen der Ginsengwurzeln mit den jeweiligen AM-Pilzen nachgewiesen werden. Ausnahmen bildeten hierbei die mit *G. margarita* inokulierten Pflanzen, in deren Wurzeln zum Untersuchungszeitpunkt keine Endophyten aufzeigbar waren.

Ende April entwickelten sich auf der Substratoberfläche des sterilisierten Bodens Fruchtkörper von *Pezizoa ostracoderma*. Weiterhin ließ sich die Nebenfruchtform von *Acremonium spec.* identifizieren.

Keimrate in%

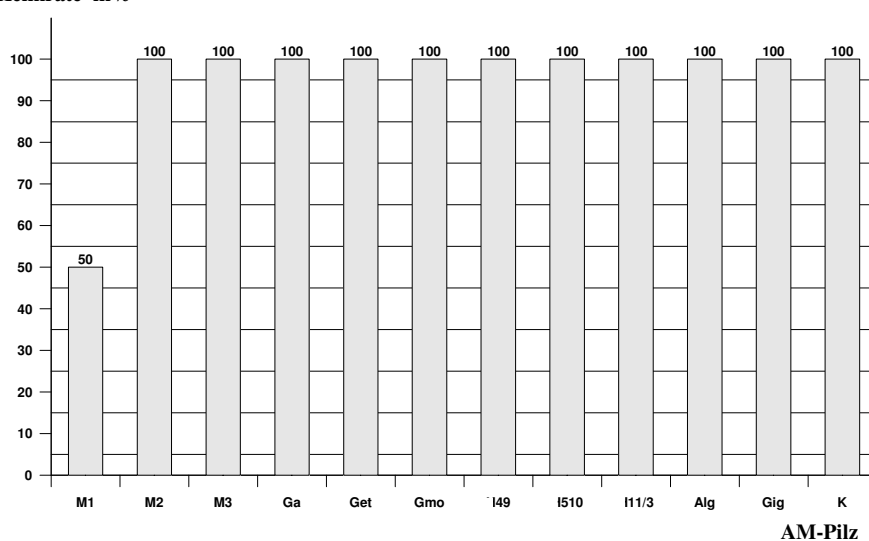


Diagramm 2: Keimrate in % von *P. ginseng* in Abhängigkeit des Zusatzes von Inokulum verschiedener AM-Pilzarten und Mischinokula unter Verwendung von Substrat S. Alg: *A. longula*, Gig: *Gigaspora margarita*, Ga: *G. albidum*, Get: *G. etunicatum*, 49: *G. intraradices H49*, 510: *G. intraradices T510*, 11/3: *G. intraradices H11/3*, Gmo: *G. mosseae*, M1, M2, M3: Mischinokula M1-M3, K: Kontrolle.

Ergänzend zu diesen Versuchen konnte die Beeinflussung der Keimrate bei Anwendung von Gibberellinsäure und Inokulum, hier des AM-Pilzes *Glomus intraradices H 11/3*, im Gewächshaus getestet werden (Tab. 9). Während der Zusatz von Inokulum des AM-Pilzes *G. intraradices H 11/3* zum Kultursubstrat keine Auswirkung auf die Keimdauer hatte, veränderte sich bei Inokulation jedoch die Keimrate. So betrug der Keimratenwert 22% bei *G. intraradices H 11/3*-Inokulation und war damit um ca. 40% geringer als in den inokulumfreien Kontrollversuchen. Im Oktober 1996 ausgebrachtes Saatgut, bei dem keine Hormonbehandlung erfolgte, benötigte 14 Wochen zur Keimung. Dabei waren die Unterschiede der in An- und Abwesenheit von AM-Pilzinokulum ermittelten Keimraten mit Werten von 14% und 15% vernachlässigbar. Die erfolgreichsten Keimbedingungen von getopften Ginsengpflanzen im Gewächshaus mit den maximalsten Keimraten von 36% konnten bei Behandlung des Saatgutes mit 0,3% GA₃-Lösung und in Abwesenheit von *G. intraradices H 11/3* erzielt werden.

Tab. 9: Keimungsbeginn, Keimungszeitraum und Keimungsrate von *P. ginseng* unter dem Einfluß von Gibberellinsäure und Zusatz von *Glomus intraradices* H 11/3 (Gewächshausversuche).

Versuchszeitraum	Gesamtanzahl der eingesetzten Samen	Anzahl der Versuchswiederholungen	AM-Pilz	0,3% GA3-Lösung	Keimbeginn nach ...	durchschnittl. Keimrate in%
Juli 1996 - Juli 1997	60	4	+	+	19d	22
Juli 1996 - Juli 1997	45	3	-	+	19d	36
Oktober 1996 - Juli 1997	75	5	-	-	100d	15
Oktober 1996 - März 1996	90	6	+	-	100d	14

Im Frühbeet des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg konnten weitere Keimungsexperimente zum Einfluß unterschiedlicher AM-Pilzspezies unter Freilandbedingungen eingerichtet werden. Da hier alle Versuchsreihen jeweils mit Substrat A sowie mit Substrat H angelegt wurden, konnten gleichzeitig Untersuchungen zur Auswirkung geringer und hoher Nährstoffverfügbarkeit auf inokuliertes Saatgut erfolgen. Die Keimrate von insgesamt 316 Samen wurde unabhängig vom Inokulationserfolg der AM-Pilze nach etwa vierwöchiger Keimdauer ermittelt.

Keimrate in %

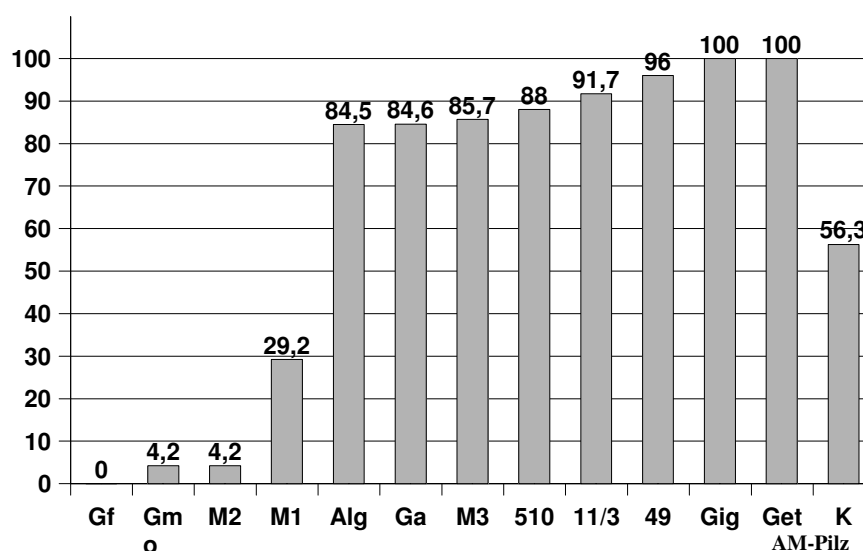


Diagramm 3: Keimrate in % von *P. ginseng* in Abhängigkeit des Zusatzes von Inokulum verschiedener AM-Pilzarten sowie Mischinokulum unter Verwendung von Substrat A. Alg: *A. longula*, Gig: *Gigaspora margarita*, Ga: *G. albidum*, Get: *G. etunicatum*, Gf: *G. fasciculatum*, 49: *G. intraradices* H49, 510: *G. intraradices* T510, 11/3: *G. intraradices* H11/3, Gmo: *G. mosseae*, M1, M2, M3: Mischinokula M1-M3, K: Kontrolle.

Unter Verwendung des nährstoffärmeren Substrates A variierten die Keimraten von allen zum Keimungserfolg durchgeführten Versuchsreihen am stärksten (Diagramm 3) und lagen je nach verwendetem AM-Pilz zwischen 0% (*G. fasciculatum*) und 100% (*G. margarita*, *G. etunicatum*). Die geringsten Keimraten von 4,2% ergaben sich bei Anwendung des AM-Pilzes *G.*

mosseae und des Mischinokulums M2. Mit 29,2% lag die Keimrate auch bei Zugabe von Mischinokulum M1 relativ niedrig. Überwiegend konnten jedoch hohe Keimraten von über 84% verzeichnet werden. Kontrollreihen ohne Zugabe von aktivem Inokulum wiesen Keimraten von 56,3% auf. Der gemittelte Keimratenwert bei Inokulum-Anwendung belief sich auf 67,5%. Damit waren die Keimraten bei Inokulum-Anwendung ca. 20% höher als die bei den Kontrollversuchen ermittelten Werte.

Wurden die erläuterten Versuche mit Substrat H angesetzt (Diagramm 4), konnten Werte von 100% Keimrate nicht erreicht werden. Die höchsten Raten von 72,5% und 67,5% ergaben sich bei Zusatz von Inokulum mit den AM-Pilzen *G. margarita*. Bei Zugabe von Verbreitungseinheiten des *G. mosseae* zum Substrat wurde der minimalste Keimratenwert mit 22,5% ermittelt. Dieses Ergebnis untertraf, ebenso wie der bei Einsatz von Mischinokulum M2 mit 29,5% ermittelte Wert, den Keimratenwert der Kontrollreihen von 30%. Insgesamt ergab sich für alle mit Inokulum-Zugabe durchgeführten Ansätze in Substrat H die durchschnittliche Keimrate von 46,4%. Damit liegt die durchschnittliche Keimrate der Versuchsreihen mit Inokulation fast 55% höher als bei den mycorrhizafreien Kontrollreihen.

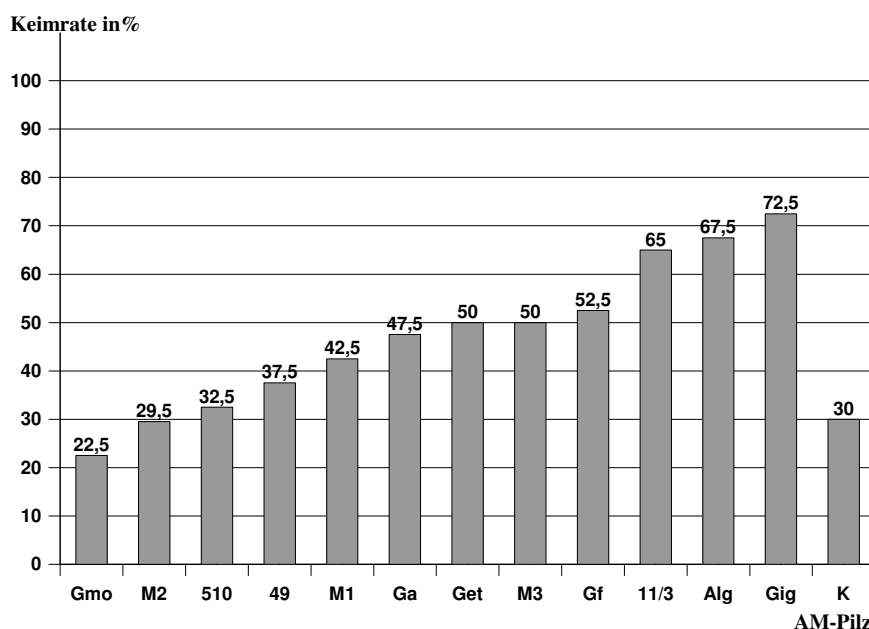


Diagramm 4: Keimrate in % von *P. ginseng* in Abhängigkeit des Zusatzes von Inokulum verschiedener AM-Pilzarten sowie Mischinokulum unter Verwendung von Substrat H. K: Kontrolle. Alg: *A. longula*, Gig: *Gigaspora margarita*, Ga: *G. albidum*, Get: *G. etunicatum*, Gf: *G. fasciculatum*, 49: *G. intraradices* H49, 510: *G. intraradices* T510, 11/3: *G. intraradices* H11/3, Gmo: *G. mosseae*, M1, M2, M3: Mischinokula M1-M3, K: Kontrolle.

Aus dem Vergleich der mit den Substraten S (Diagramm 2), A (Diagramm 3) und H (Diagramm 4) durchgeführten Versuche lassen sich folgende Ergebnisse zusammenfassend darstellen:

- Je geringer der Nährstoffgehalt des Substrates, desto höher waren die Keimraten bei den mycorrhizafreien Kontrollversuchen. Während bei Verwendung von nährstofffreiem Substrat S 100% Keimrate erreicht werden konnten, lag der Wert für Substrat A bei 56,3%, für Substrat H bei 30%.
- Der Einsatz von bestimmten AM-Pilzen ergab bei Ausbringung des Saatgutes von Pg in gedüngten Substraten durchschnittlich höhere Keimraten als ohne Inokulation. Für Substrat A wurde bei Inokulation der durchschnittliche Keimraten-Wert von 65,7% und für Substrat H 46,4% ermittelt.
- In stark gedüngter Heide-Erde erwiesen sich die Isolate von *G. margarita* und *G. etunicatum* als besonders förderlich für die Keimung, da bei deren Zusatz zum Kultursubstrat

Keimraten von jeweils 100% ermittelt werden konnten.

- In schwach gedüngter Erde konnten bei Zusatz von Verbreitungseinheiten der Pilze *G. margarita*, *A. longula*, Mischinokulum M 3, *G. etunicatum*, *G. intraradices H 49*, *G. intraradices T 510*, *G. intraradices H 11/3* und *G. albidum* hohe Keimraten von über 84% erzielt werden.

Auch auf dem uns im Herbst 1996 zur Verfügung gestellten, mit *G. intraradices H 11/3* inokulierten Beet der Wischmann FloraFarm in Walsrode wurde im Mai 1997 der Wert von 10% für die Keimrate ermittelt. Auf dem mit *G. albidum* inokulierten Beet mußte die Keimrate auf 0% festgelegt werden.

Auswirkung der Inokulationen auf die Morphologie der Wurzeln

Von den Versuchsbeeten der Wischmann FloraFarm, auf denen Ginsengsamen im Oktober 1996 nach dem in Kapitel 2.2 geschilderten Verfahren im Freiland inokuliert wurden, wurden von Juni bis Oktober des Jahres 1997 in vierwöchigen Abständen Proben einjähriger Ginsengrüben entnommen. Nachdem die erfolgreiche Etablierung der im Herbst 1996 als Inokulum ausgebrachten AM-Pilzen in den Wurzeln nachgewiesen werden konnte, wurden die Rüben morphologisch untersucht. Als Vergleichspflanzen (Kontrollen) dienten den benachbarten Beeten entnommene Ginsengpflanzen, die bis auf die nicht erfolgte Inokulation gleichen Bedingungen ausgesetzt waren. Da zur Schonung des Bestandes jeweils nur vier Proben pro Monat entnommen wurden, wurde auf genaues Vermessen der Pflanzen und statistische Auswertungen verzichtet. Dennoch lassen sich bei eingehender Betrachtung der mycorrhizierten Proben folgende Trends gegenüber mycorrhizafreien Rüben erkennen:

- Verkleinerung der Rüben
- Erhöhung der Anzahl an Seitenwurzeln

Im Juni 1998, also etwa in der Mitte der zweiten Vegetationsperiode, wurden bei 30 mit *Glomus intraradices H11/3* inokulierten Pflanzen und 6 Kontrollpflanzen von nicht inokulierten Beeten Lufttrieblänge, Hauptwurzellänge, Anzahl der Blätter, Anzahl der Fiederblätter, Länge des mittleren Fiederblattes und die Anzahl der Seitenwurzeln ermittelt und statistisch bearbeitet (Tab. 10). Um die Versuchspflanzen noch über weitere Jahre beobachten zu können, wurden die zweijährigen Pflanzen morphologisch untersucht, fotografiert und anschließend wieder an der Entnahmestelle wieder eingepflanzt.

Durch Inokulation von Ginsengpflanzen mit *G. intraradices H 11/3* auf den Versuchsbeeten in Walsrode kommt es demnach zu folgenden morphologischen Veränderungen der Pflanzen:

- Verringerung der Lufttrieblängen um 10,5% bei gleichbleibender Blatt- und Fiederblattanzahl,
- Verringerung der Fiederblattlängen um 19,6%,
- Verringerung der Hauptwurzellängen um 23,5%,
- Erhöhung der Seitenwurzelanzahlen um 38,4%,
- Verfärbung der Rüben von weiß nach braun (Abb. 27),
- Aufplatzen der Rüben in Längsrichtung.

Tab. 10: Mittelwerte verschiedener morphologisch erfaßbarer Kriterien von 30 zweijährigen Ginsengpflanzen nach Inokulation mit *G. intraradices* H11/3 (Versuchsbeete Wischmann FloraFarm). Kontrollpflanzen: unter gleichen Bedingungen aufgezogene, jedoch nicht inokulierte Pflanzen benachbarter Beete (6 Exemplare).

Inokulation	Mittlere Trieb-länge in cm	Mittlere Haupt-wurzel-länge in cm	Mittlere Anzahl der Blätter	Mittlere Anzahl der Fieder-blätter je Blatt	Mittlere Länge des größten Fieder-blattes	Mittlere Anzahl der Seiten-wurzeln	Bemerkungen
<i>G. intraradices</i> H11/3	10,2	6,2	1,8	3,7	4,5	24,5	Rüben bräunlich, in Längsrichtung aufgeplatzt
Kontrolle	11,4	8,1	1,7	3,7	5,6	17,7	Rüben schneeweiß, nicht aufgeplatzt

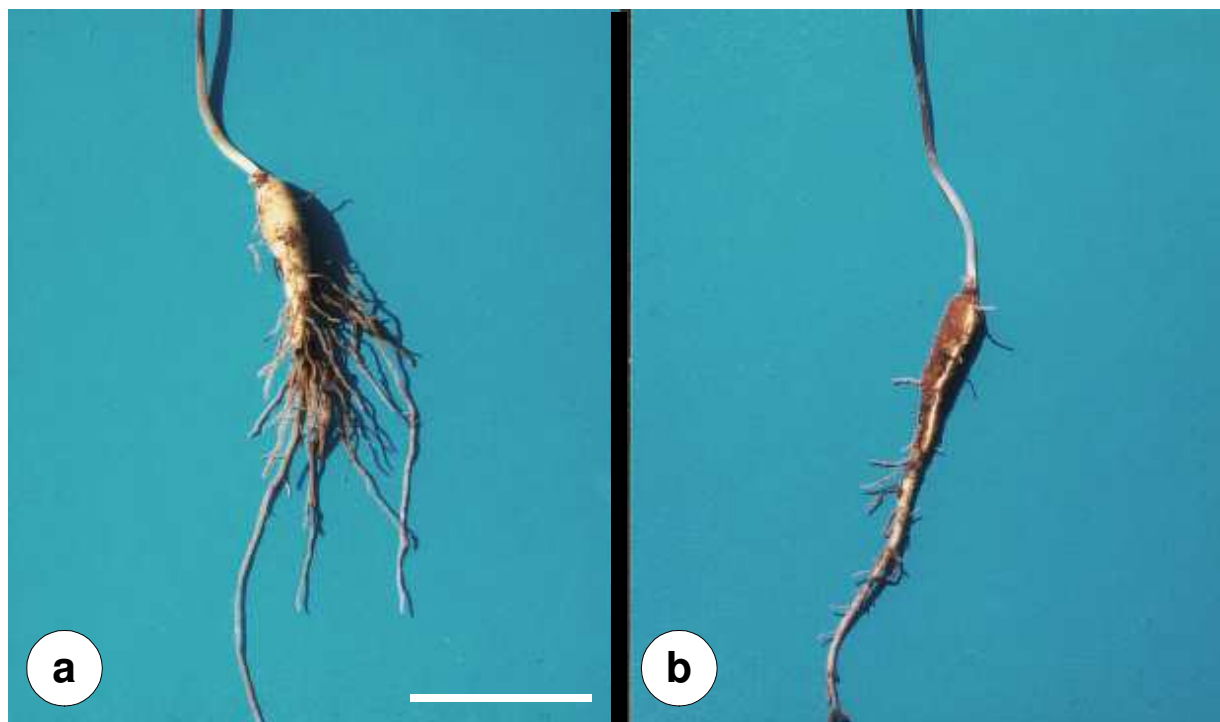


Abb. 27: Zweijährige Ginsengrüben vom Versuchsbeet der Wischmann FloraFarm. (a) ohne Inokulation, (b) inokuliert mit *G. intraradices* H11/3. Maßstab in (a) entspricht 1,5cm, gilt für (a) und (b).

Auch bei den im Frühbeet des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg durchgeführten Topfversuchen konnten ähnliche morphologische Veränderungen an inokulierten Ginsengrüben beobachtet werden. Auch farbliche Veränderungen traten an den mit verschiedenen AM-Pilzen inokulierten Ginsengrüben auf. Diese scheinen in engem Zusammenhang mit dem verwendeten Substrat und dem eingesetzten Inokulum zu stehen, da sie stets bei allen Pflanzen innerhalb einer solchen Versuchsreihe auftraten (Tab. 11). Auffällig ist, daß Verfärbungen der Seitenwurzeln oder der Hauptwurzel überwiegend dann auftraten, wenn stark aufgedüngtes Heidesubstrat verwendet wurde, selten bei Einsatz von nährstofffreiem Sand und nur zweimal bei Verwendung von Substrat A (schwach gedüngte Aussaaterde). Die intensivste Braunfärbung wurde bei Verwendung von Substrat H und Inokulation mit *G. etunicatum* beobachtet. Nur bei Inokulation mit *G. margarita* und Mischinokulum M1 behielten die Wurzeln bei allen drei verwendeten Substraten die weiße Färbung bei.

Tab. 11: Färbung von Haupt- und Seitenwurzeln einjähriger, bereits bei der Aussaat inokulierter Ginsengpflanzen

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>Substrat</i>	<i>Färbung der Hauptwurzel</i>	<i>Färbung der Seitenwurzeln</i>
Kontrolle	S	weiß	weiß
	A	weiß	weiß
	H	weiß	weiß und gelb
<i>Glomus albidum</i>	S	weiß	gelb
	A	weiß	weiß
	H	gelb	weiß
<i>Glomus intraradices H11/3</i>	S	weiß	weiß
	A	weiß	weiß
	H	gelb	weiß und gelb
<i>Glomus intraradices T510</i>	S	gelb	gelb
	A	weiß	weiß
	H	gelb	gelb
<i>Glomus intraradices H49</i>	S	weiß	gelb
	A	weiß	weiß
	H	gelb	weiß
<i>Glomus etunicatum</i>	S		
	A	weiß	weiß
	H	braun	gelb und braun
Mischinokulum 1	S	weiß	weiß
	A	weiß	weiß
	H	weiß	weiß
Mischinokulum 2	S	weiß	gelb
	A	weiß	weiß
	H	weiß	weiß
Mischinokulum 3	S	gelb	gelb
	A	gelb	weiß
	H	weiß	gelb
<i>Glomus fasciculatum</i>	S	weiß	weiß
	A		
	H	weiß	gelb
<i>Glomus mosseae</i>	S	gelb	weiß
	A	weiß	weiß
	H	weiß	gelb
<i>Gigaspora margarita</i>	S	weiß	weiß
	A	weiß	weiß
	H	weiß	weiß
<i>Acaulospora longula</i>	S	weiß	weiß
	A	gelb	weiß
	H	weiß	gelb

Auswirkung der Inokulationen auf das Pflanzenwachstum

Dem Kultursubstrat zugesetzte Verbreitungseinheiten von AM-Pilzen verursachen zumeist Veränderungen des Wachstums von *P. ginseng*. Durch morphometrische Erfassung verschiedener Wachstumskriterien konnten diese Veränderungen quantifizierbar gemacht werden. Folgende Wachstumskriterien erwiesen sich für unsere Untersuchungen besonders geeignet: Primärblattlänge, Hauptwurzellänge, Gesamtfrischgewicht, Primärblatt-Frischgewicht, Hauptwurzel-Frischgewicht, Anzahl der Seitenwurzeln erster Ordnung und Quotient aus Wurzel-Frischgewicht und Primärblatt-Frischgewicht, der root/shoot ratio. Sobald AM-Strukturen in den Wurzeln nachgewiesen werden konnten, erfolgte die Ernte der benötigten Pflanzen. Je AM-Pilzisolat wurden jeweils in Substrat S, A und H kultivierte Pflanzen untersucht. Die im folgenden angegebenen Zahlenwerte sind stets gemittelte Werte zufällig ausgewählter Stichproben. Die Stichprobengröße umfaßte, wenn nicht anders angegeben, bei Anwendung der Substrate A und H jeweils 13x5 Pflanzen (zwölf unterschiedliche Inokula, eine Kontrollreihe). Wurden die Samen in Substrat S ausgebracht, konnten je Inokulum zwei bis drei Pflanzen untersucht werden. Alle aufgenommenen Einzeldaten und Ergebnisse der statistischen Auswertungen sind in Anhang C dargestellt.

Wachstumskriterium Primärblatt-Länge (L_{PB})

Für die Gruppe der in Substrat S kultivierten, inokulierten Ginsengpflanzen wurden 5,9cm als L_{PB} -Mittelwert errechnet. Damit wiesen diese Pflanzen deutliche, überwiegend höchst signifikante L_{PB} -Zunahmen von durchschnittlich 86% gegenüber den Kontrollen auf (Diagramm 5a). Der größte, im t-Test als höchst signifikant ermittelte L_{PB} -Zuwachs von 119% (entspricht 3,8cm), konnte bei Anwendung des Inokulums *G. intraradices T 510* erzielt werden. Nach Inokulation mit den AM-Pilzen *G. mosseae*, *G. etunicatum*, *A. longula* sowie *G. albidum* wurden ebenfalls höchst signifikante L_{PB} -Werte mit 100% bis 116% Wachstumssteigerung verzeichnet. Die geringste signifikante L_{PB} -Zunahme von immerhin 1,7cm ergab sich bei Zugabe von Mischinokulum M3. Dies entspricht 53% Längenzuwachs gegenüber den Referenz-Pflanzen. Auch in den beiden Versuchsreihen mit Mischinokulum M1 und *G. margarita*, von denen zum Untersuchungszeitpunkt noch jeweils eine Pflanze zur Verfügung stand, wurden deutliche Steigerungen der L_{PB} von 91% und 53% festgestellt.

Bei der Kultivierung in Substrat A waren die Primärblätter der Referenzpflanzen ebenfalls kleiner als die der inokulierten Pflanzen, und zwar um etwa 40% (Diagramm 5b). Unter Verwendung des AM-Pilzinokulums *G. etunicatum* wurden die größten, gleichzeitig auch höchst signifikanten L_{PB} -Zunahmen von 54% erzielt. Signifikante bis höchst signifikante Werte mit Steigerungen der L_{PB} zwischen 36% und 46% ergaben sich bei Zusatz der Isolate *G. intraradices H 11/3*, Mischinokulum M1, Mischinokulum M3, *G. intraradices H 49* und *G. intraradices T 510*. Wurden die AM-Pilze *G. margarita* oder *G. albidum* eingesetzt, konnten zwar ebenfalls um etwa 1,5cm größere L_{PB} als bei den Kontrollen ermittelt werden, jedoch streuten bei diesen Versuchsreihen die Werte stark, so daß die Ergebnisse als nicht signifikant bezeichnet werden müssen. Aus der Versuchsreihe mit *G. mosseae* konnten nur von einer Pflanze Werte aufgenommen werden. Auch hier wurde L_{PB} -Zuwachs von 34% ermittelt.

Die in Substrat H angezogenen Ginsengkeimlinge erreichten bei Zugabe von AM-Pilzinokula durchschnittliche L_{PB} von 6,6cm (Diagramm 5c) und wiesen damit um etwa 32% längere Primärblätter als die Kontroll-Pflanzen auf. Bei Zusatz der Inokula *G. fasciculatum*, *G. etunicatum*, *G. albidum*, *G. intraradices H 11/3*, *G. intraradices H 49*, *G. intraradices T 510*,

L_{PB} in cm

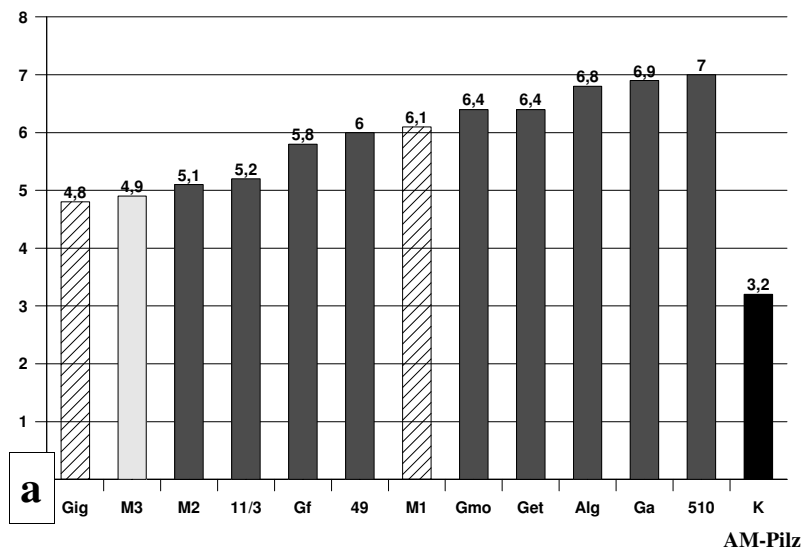


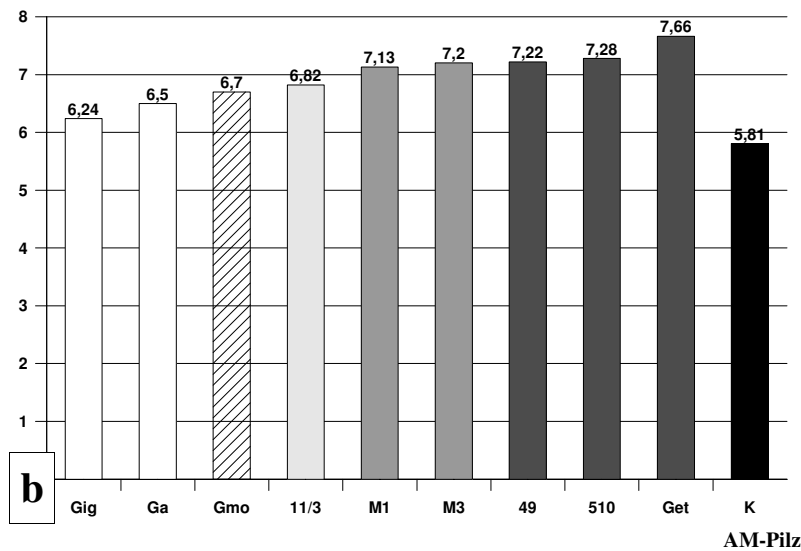
Diagramm 5: Primärblattlänge (L_{PB}) in cm von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

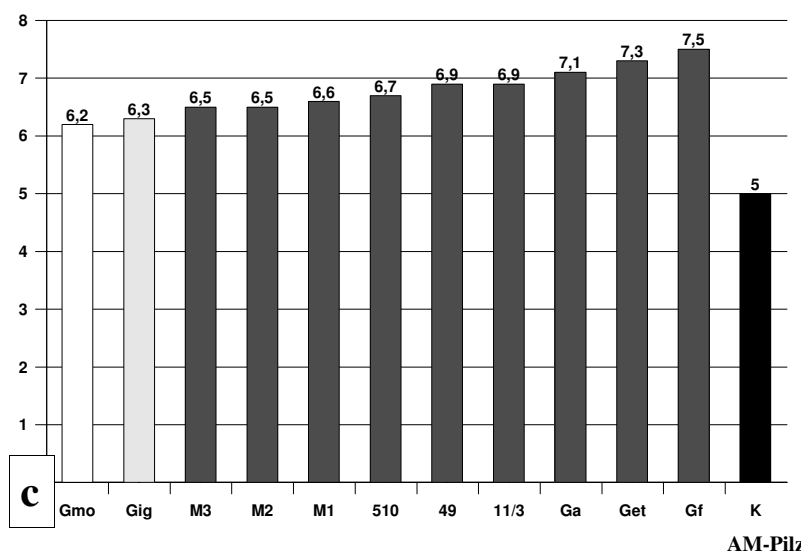
- Alg:** *A. longula*
- Gig:** *G. margarita*
- Ga:** *G. albidum*
- Get:** *G. etunicatum*
- Gf:** *G. fasciculatum*
- 49:** *G. intraradices H49*
- 510:** *G. intraradices T510*
- 11/3:** *G. intraradices H11/3*
- Gmo:** *G. mosseae*
- M1:** Mischinokulum M1
- M2:** Mischinokulum M2
- M3:** Mischinokulum M3
- K:** Kontrolle

L_{PB} in cm



Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzeldaten siehe Anhang C).

L_{PB} in cm



Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

Mischinokulum M1 bis M3 und *G. margarita* konnten höchst signifikant belegte Steigerungen der L_{PB} zwischen 26% und 50% erzielt werden. Wurde dagegen mit *G. mosseae* inokuliert, wurde ein signifikanter Längenzuwachs von 24% gegenüber den Kontrollen angezeigt. Abschließend lassen sich die Resultate für das Wachstumskriterium L_{PB} wie folgt zusammenfassen:

- Die Primärblatt-Längen inokulierter Ginsengpflanzen sind unabhängig vom Kultursubstrat größer gegenüber denen nicht inokulierter Kontrollpflanzen.
- Die Längenzunahmen der Primärblätter bei Inokulation können bei Verwendung von Substrat A und *G. etunicatum* bis zu 119% betragen, die geringste Steigerung mit signifikanten Ergebnissen bei der statistischen Überprüfung liegt bei 24%, nämlich bei Einsatz von Substrat H und *G. mosseae*.
- Während sich die L_{PB} der Referenz-Pflanzen bei Kultivierung in leicht gedüngtem Substrat A und stark aufgedüngtem Substrat H nicht unterscheiden, ist er bei Verwendung von nährstofffreiem Substrat S um 36% geringer.
- Werden nur die als höchst signifikant belegten Werte betrachtet, beträgt in Substrat S der L_{PB} -Zuwachs gegenüber der entsprechenden Referenz 115%, in Substrat A 47% und in Substrat H 37%.
- Bei Kultivierung in Substrat A sind die Werte für die Isolate *G. albidum* und *G. margarita* nicht signifikant.

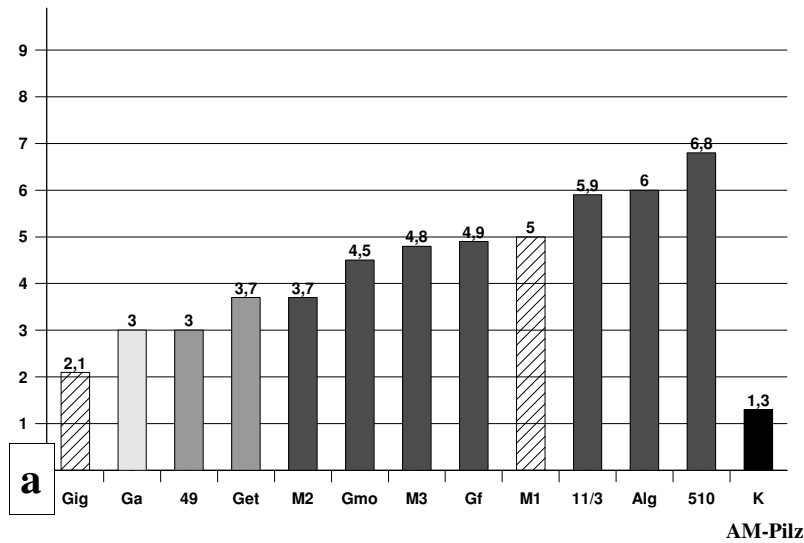
Wachstumskriterium Hauptwurzel-Länge (L_{HW})

Inokulierte und in Substrat S kultivierte Ginsengpflanzen zeigten bei bestimmten AM-Pilzen erheblich größeres L_{HW} -Wachstum gegenüber den Referenzen (Diagramm 6a). Die Längenzunahmesteigerungen betragen im Mittel 242%, unterlagen jedoch in dieser Versuchsreihe besonders großen Schwankungen. Während die L_{HW} der Referenzen bei 1,3cm lag, konnten bei Inokulation L_{HW} -Werte zwischen 2,1cm (*G. margarita*) und 6,8cm (*G. intraradices T 510*) gemessen werden. Dies entsprach einer L_{HW} -Zunahme von 61,5% und 423%. Alle Ergebnisse waren mindestens signifikant, allerdings sind die Ergebnisse der mit *G. margarita* und Mischinokulum M1 durchgeführten Versuche unter Vorbehalt zu betrachten, da sie von jeweils nur einer Pflanze stammen.

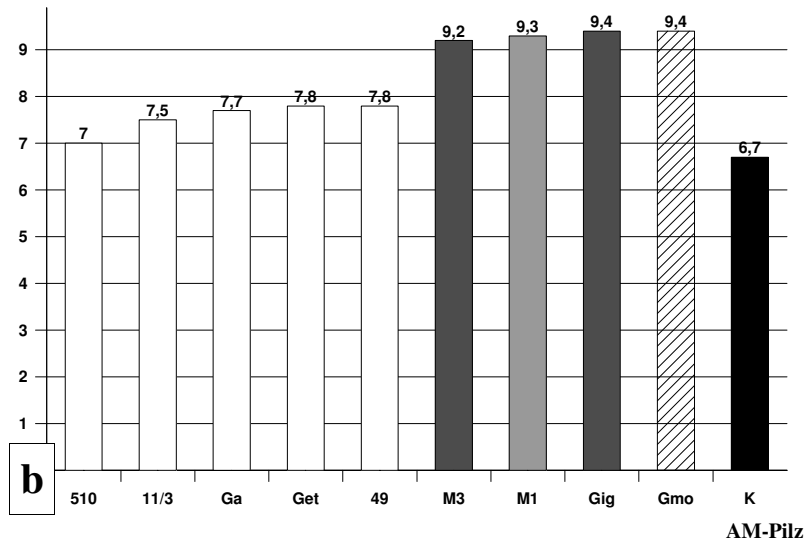
Die Werte von zusammen mit AM-Pilzen in Substrat A kultivierten Pflanzen lagen mit kalkulierten 8,5cm für den L_{HW} -Mittelwert um etwa 27% über dem Referenzwert (Diagramm 6b). Bei allen zugesetzten Inokula konnten Steigerungen der L_{HW} festgestellt werden, allerdings sind die Ergebnisse für fünf AM-Pilze, nämlich *G. intraradices T 510*, *G. intraradices H 11/3*, *G. albidum*, *G. etunicatum* und *G. intraradices H 49* nicht signifikant. Höchst signifikante Werte konnten nur bei 3 Versuchen errechnet werden, und zwar bei Zusatz der Inokula Mischinokulum M3 und *G. margarita*. Verbreitungseinheiten des letztgenannten AM-Pilzes führten bei den Versuchspflanzen gleichzeitig auch zu den größten beobachteten L_{HW} -Zunahmen, nämlich 43%.

Bei Kultivierung der Keimlinge von *P. ginseng* in Substrat H wurden im Falle der Zugabe von AM-Pilzinokula L_{HW} -Werte von etwa 4,6cm erreicht (Diagramm 6c). Gegenüber den nicht inokulierten Pflanzen, für die durchschnittlich 2,4cm L_{HW} gemessen wurden, bedeutete dies Zunahmen des Längenzuwachstums von 92%. Der größte höchst signifikante Zuwachs von ca. 163% konnte durch Anwendung von Inokulum der Spezies *G. intraradices H 11/3* erzielt werden. Geringere Längenzunahmen der Hauptwurzeln von etwa 35% mußten bei den Isolaten *G.*

L_{HW} in cm



L_{HW} in cm



L_{HW} in cm

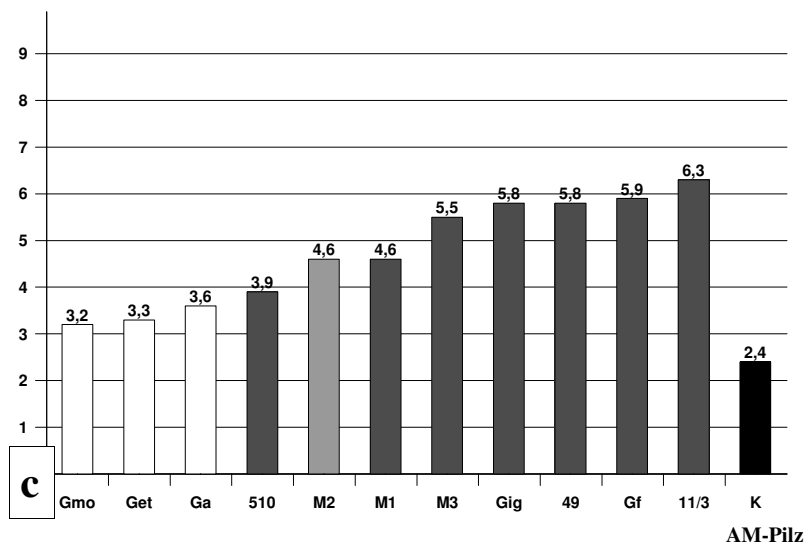


Diagramm 6: Hauptwurzellänge (L_{HW}) in cm von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

- Alg: *A. longula*
- Gig: *G. margarita*
- Ga: *G. albidum*
- Get: *G. etunicatum*
- Gf: *G. fasciculatum*
- 49: *G. intraradices H49*
- 510: *G. intraradices T510*
- 11/3: *G. intraradices H11/3*
- Gmo: *G. mosseae*
- M1: Mischinokulum M1
- M2: Mischinokulum M2
- M3: Mischinokulum M3
- K: Kontrolle

Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzel-daten siehe Anhang C).

Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

mosseae und *G. etunicatum* hingenommen werden. Allerdings konnte für die beiden letztgenannten AM-Pilze in diesem Versuch keine Signifikanz errechnet werden. Im Vergleich der bei den drei Substraten erhaltenen Werte lassen sich die Ergebnisse wie folgt resümieren:

- Die gemittelten L_{HW} -Werte der inokulierten Ginsengkeimlinge sind etwa gleich groß bei Kultivierung der Pflanzen in Substrat S und H, aber fast doppelt so groß bei Verwendung von Substrat A.
- Die nicht inokulierten Referenz-Pflanzen weisen ebenfalls bei Kultivierung in Substrat A die größten L_{HW} auf. Gegenüber den in Substrat S angezogenen Kontrollkeimlingen, deren L_{HW} etwa 1,3cm betrug, zeigten die Substrat A-Referenzen mit 6,7cm um mehr als 415% gefördertes Längenwachstum der Hauptwurzeln. Bei stärkerer Düngung, wie sie in Substrat H gegeben ist, konnten um 2,4cm oder 85% gesteigertes L_{HW} -Wachstum ermittelt werden.
- Während bei Verwendung der Substrate S und H überwiegend signifikante bis höchst signifikante L_{HW} -Werte bei den inokulierten Pflanzen errechnet werden konnten, waren bei Kultivierung in Substrat A die Hälfte der angewendeten Inokula als nicht signifikant belegt.

Wachstumskriterium Gesamt-Frischgewicht (FG_{ges})

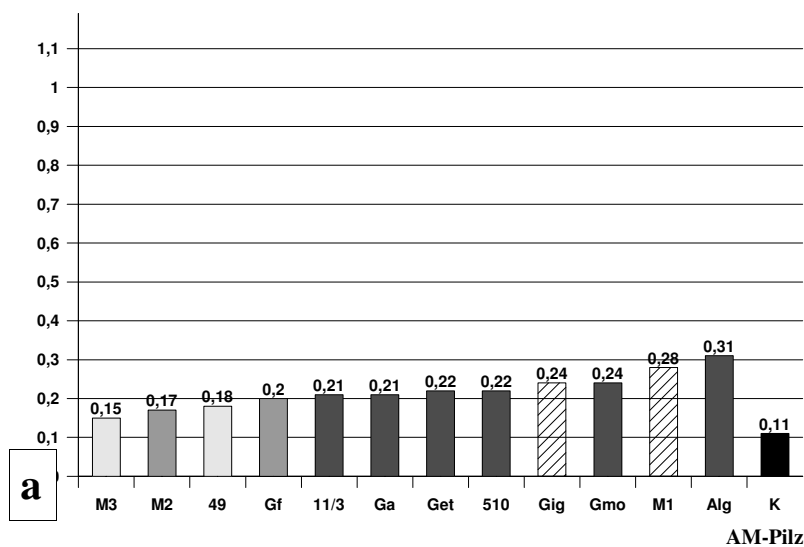
Wurden Samen von *P. ginseng* in Substrat S ausgebracht (Diagramm 7a), ließ sich bei den nicht inokulierten Kontrollpflanzen ein FG_{ges} von 110mg ermitteln. Inokulierte Ginsengkeimlinge wiesen dagegen ein durchschnittliches FG_{ges} von 220mg auf, also 100% Massenzunahme. Die größte Steigerung des FG_{ges} von ca. 182% konnte bei Zusatz des AM-Pilzisolates *A. longula* beobachtet werden. Die geringste Massenzunahme der Pflanzen von immerhin 36% ergab sich bei Zusatz von Mischinokulum M3. Alle Werte zeigen Signifikanz, auch bei den beiden Versuchreihen mit den Inokula *G. margarita* und Mischinokulum M1, die zum Untersuchungszeitpunkt jeweils nur eine Versuchspflanze beinhalteten.

Das FG_{ges} der Kontrollpflanzen, die in Substrat A kultiviert wurden, lag bei 440mg. Für inokulierte Pflanzen konnten dagegen 720mg als Mittelwert errechnet werden (Diagramm 7b). Der Zusatz des Mischinokulums M3 führte im Verhältnis zu den Referenzen zur Steigerung des FG_{ges} -Mittelwertes von 123% auf 980mg. Mit Ausnahme des Inokulums *G. intraradices* H 11/3 ergaben sich bei Anwendung von Inokula stets signifikante bis höchst signifikante Massenzunahmen zwischen 48% und 86%. Die Versuchsreihe der mit *G. mosseae* inokulierten Pflanzen lieferte wiederum nur den Wert einer Versuchspflanze. Dennoch läßt sich der hierfür ermittelte Wert von 700mg gut in die Versuchsreihe integrieren.

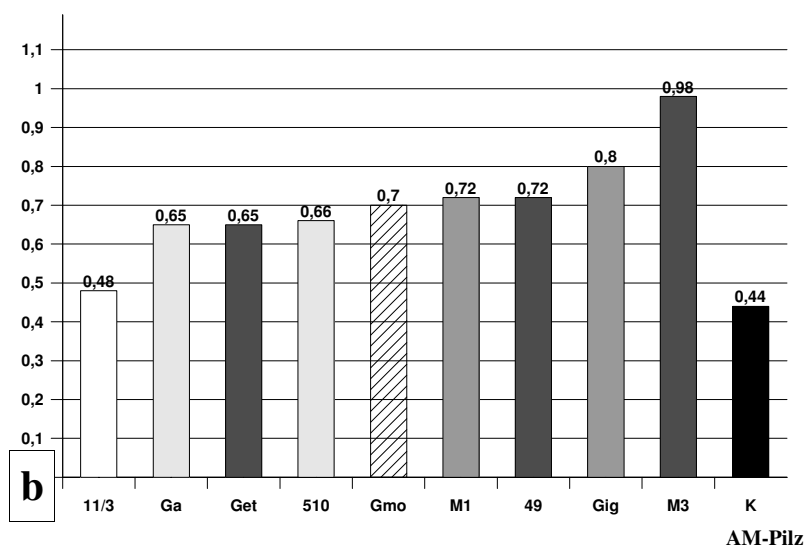
Bei Verwendung von Substrat H ergaben sich 200mg FG_{ges} für die Kontrollpflanzen (Diagramm 7c). Alle Keimlinge, denen zum Substrat AM-Pilzisolat beigemischt wurden, wiesen höhere, als signifikant bis höchst signifikant zu bezeichnende FG_{ges} auf, deren Mittelwert 385mg ergab. Dies entspricht einer Massenzunahme von ca. 93%. Durch den Vergleich der 3 Versuchsreihen untereinander ergeben sich folgende Trends:

- Bei Verwendung von Substrat A konnten die höchsten FG_{ges} -Werte erzielt werden, sowohl bei den Referenzen als auch bei den inokulierten Pflanzen.
- In mit Substrat S durchgeführten Versuchen ist das FG_{ges} der Kontrollen um den Faktor 4 größer als bei Verwendung von Substrat A, gegenüber Substrat H beträgt der Faktor 2,2.
- Bei Inokulation ergab sich bei in Substrat A kultivierten Pflanzen die geringste Steigerung der Massenzunahmen mit einem gemittelten Wert von 63%. Bei Verwendung von Substrat H lag die Steigerung bei 93% und bei Kultivierung in Substrat S bei 99%.
- Mit Ausnahme einer Versuchsreihe liegen alle Ergebnisse innerhalb des Vertrauensbereichs und sind somit signifikant bis höchst signifikant.

FG_{ges} in g



FG_{ges} in g



FG_{ges} in g

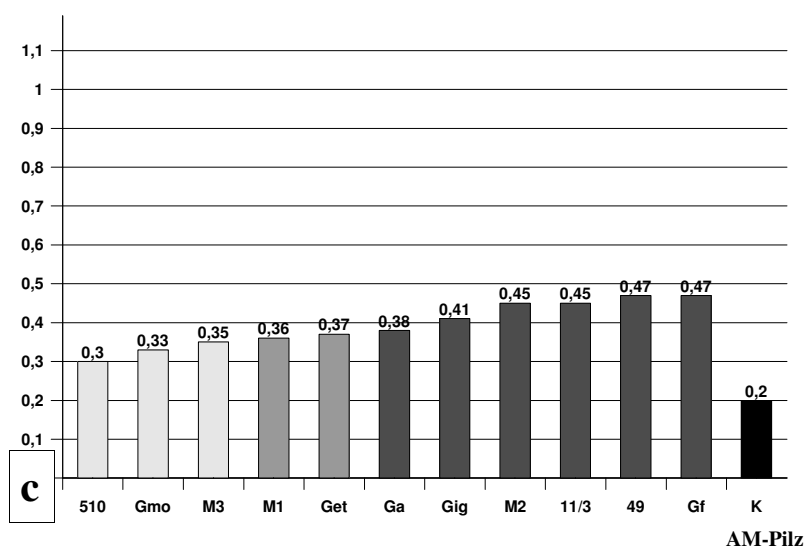


Diagramm 7: Gesamtfrischgewicht (FG_{ges}) in g von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

- Alg:** *A. longula*
- Gig:** *G. margarita*
- Ga:** *G. albidum*
- Get:** *G. etunicatum*
- Gf:** *G. fasciculatum*
- 49:** *G. intraradices H49*
- 510:** *G. intraradices T510*
- 11/3:** *G. intraradices H11/3*
- Gmo:** *G. mosseae*
- M1:** Mischinokulum M1
- M2:** Mischinokulum M2
- M3:** Mischinokulum M3
- K:** Kontrolle

Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzel-daten siehe Anhang C).

Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

Wachstumskriterium Primärblatt-Frischgewicht (FG_{PB})

Bei Betrachtung der FG_{PB} von in Substrat S gepflanzten Keimlingen zeigte sich, daß durch Zusatz von AM-Pilzisolaten nur geringe Gewichtssteigerungen von durchschnittlich 67% gegenüber den durchschnittlich 70 mg wiegenden Kontrollen erzielt werden konnten (Diagramm 8a). Der in diesem Versuch einzige signifikante Wert konnte bei Zusatz des Inokulums *A. longula* ermittelt werden. Hier ergab sich die Massenzunahme der Primärblätter von 114%. Inokulationen mit Mischinokulum M3 und *G. fasciculatum* offenbarten die geringsten, jedoch nicht signifikanten FG_{PB}-Werte mit Steigerungen von 29% oder 43%.

Wurde Substrat A verwendet, belief sich die Steigerung der FG_{PB}-Mittelwerte bei Inokulation auf 51% gegenüber den Referenzen (Diagramm 8b). Hier konnte bei Inokulation mit Mischinokulum M3 die höchst signifikante Massenzunahme von 130mg, d. h. 72% verglichen mit den Kontrollpflanzen, verzeichnet werden. Nur für Inokulum *G. intraradices H 11/3* und *G. albidum* wurden signifikante Werte ermittelt.

Auch in Substrat H kultivierte Keimlinge von *P. ginseng* zeigten nach Inokulation Steigerungen des FG_{PB} gegenüber den Referenzen von bis zu 92% (*G. intraradices H 49*, Diagramm 8c). In diesem Versuchsansatz führen nur zwei Werte zu nicht signifikanten Ergebnissen, nämlich Inokulationen mit *G. margarita*. Der geringste Wert ergab sich bei Verwendung des Inokulums Mischinokulum M 3, hier wurden sehr signifikante Zunahmen von 25% errechnet.

Im Vergleich der 3 Diagramme 8a, b und c wird deutlich, daß

- bei Verwendung von Substrat A die größten FG_{PB}-Werte sowohl bei den Referenzen als auch bei den inokulierten Pflanzen erzielt werden konnten,
- gegenüber den in Substrat S kultivierten Kontrollpflanzen bedeutend größere Massenzunahmen von 157% bei Kultivierung in Substrat A als in Substrat H mit nur 71% FG_{PB}-Zunahmen verzeichnet wurden.

Hauptwurzel-Frischgewicht (FG_{HW})

Das Frischgewicht der Hauptwurzeln von in Substrat S gepflanzten, inokulierten *P. ginseng* betrug im Mittel etwa 100mg, bei den nicht inokulierten Kontroll-Pflanzen dagegen 40mg (Diagramm 9a). Mit Ausnahme der beiden Versuchsreihen, von denen nur jeweils eine Versuchspflanze ausgewertet werden konnte, sind alle Ergebnisse mindestens signifikant, überwiegend sogar höchst signifikant. Der größte FG_{HW}-Wert von 170mg ergab sich bei Zusatz des Inokulums *A. longula*. Die geringste Massenzunahme von 30mg, d. h. 75% gegenüber den Referenz-Pflanzen, wurde mit den Mischinokula M2 und M3 erzielt. Mit Ausnahme der Inokulationen mit *G. albidum* ergaben sich auch bei Kultivierung der Ginsengpflanzen in Substrat A unter Zusatz der AM-Pilzisolate signifikante bis höchst signifikante Werte (Diagramm 9b). Mit dem Frischgewicht von 670mg konnte bei Inokulation mit Mischinokulum M3 gegenüber den Kontrollen der höchst signifikante und gleichzeitig größte Massenzuwachs von 148% verzeichnet werden. Während alle inokulierten Versuchspflanzen zwischen 33% und 148% Frischgewicht-Zuwachs aufwiesen, lag bei Verwendung des Inokulums *G. intraradices H 11/3* ein um durchschnittlich 10mg geringeres FG_{HW} als bei den Kontrollen vor. Mit Mittelwerten von ca. 200mg sind die Hauptwurzeln der in Substrat H kultivierten Pflanzen etwa 122% schwerer als die nicht inokulierten Referenzen (Diagramm 9c). Die größten Massen von 260mg konnten durch Inokulation mit *G. fasciculatum* und Mischinokulum M2 erzielt werden. Von den überwiegend höchst signifikanten Werten sind die Ansätze mit *G. intraradices T 510* nicht signifikant. Dennoch soll erwähnt werden, daß auch diese Ansätze Werte lieferten, die über den für die Kontrollen ermittelten Ergebnissen lagen.

FG_{PB} in g

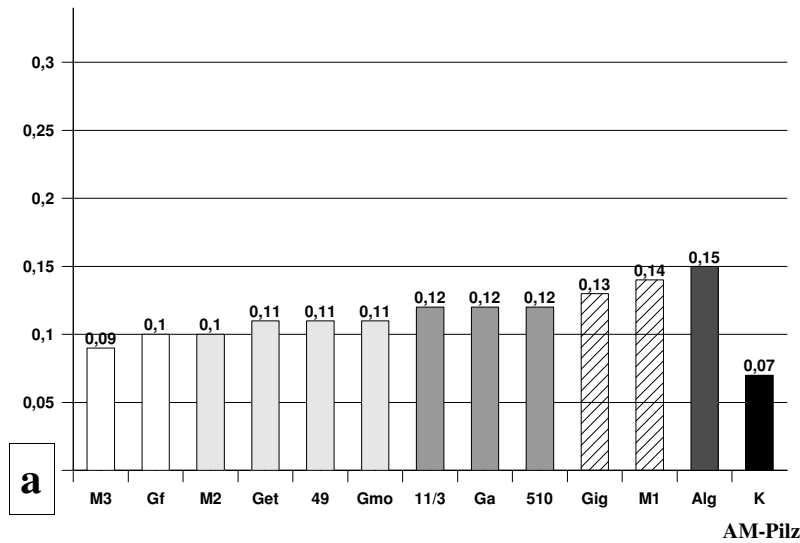


Diagramm 8: Primärblatt-Frischgewicht (FG_{PB}) in g von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

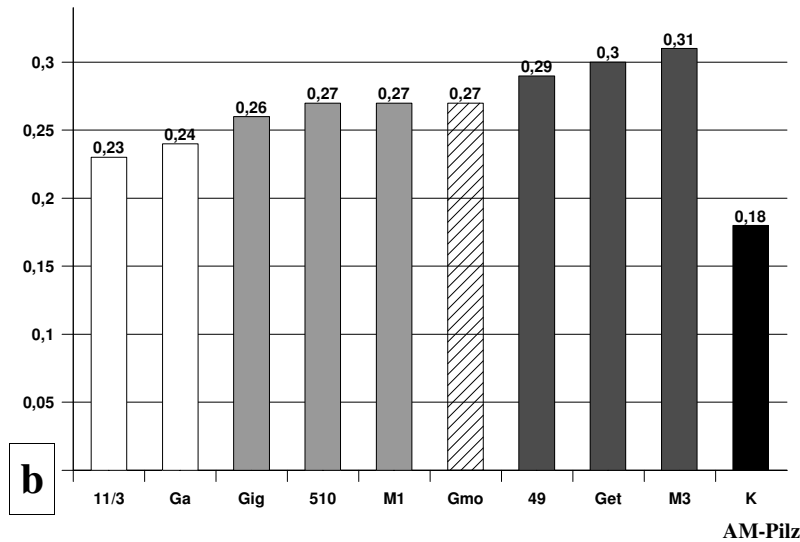
- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

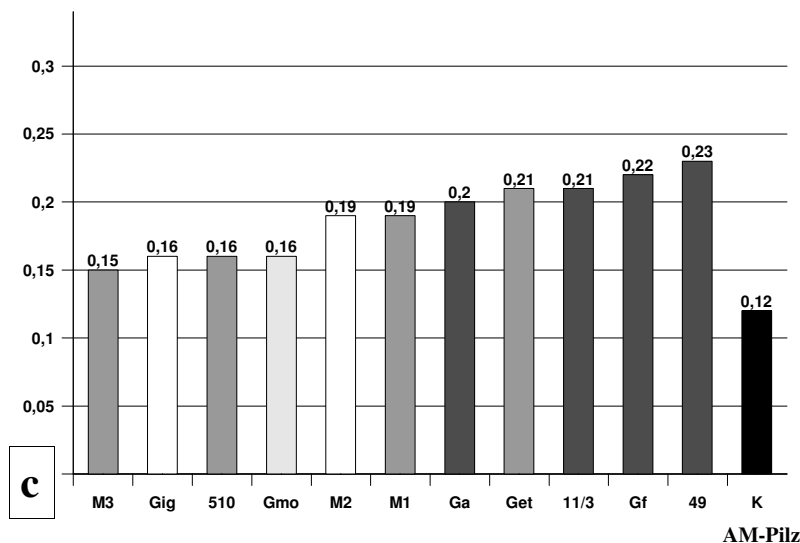
- Alg: *A. longula*
- Gig: *G. margarita*
- Ga: *G. albidum*
- Get: *G. etunicatum*
- Gf: *G. fasciculatum*
- 49: *G. intraradices H49*
- 510: *G. intraradices T510*
- 11/3: *G. intraradices H11/3*
- Gmo: *G. mosseae*
- M1: Mischinokulum M1
- M2: Mischinokulum M2
- M3: Mischinokulum M3
- K: Kontrolle

Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzel-daten siehe Anhang C).

FG_{PB} in g



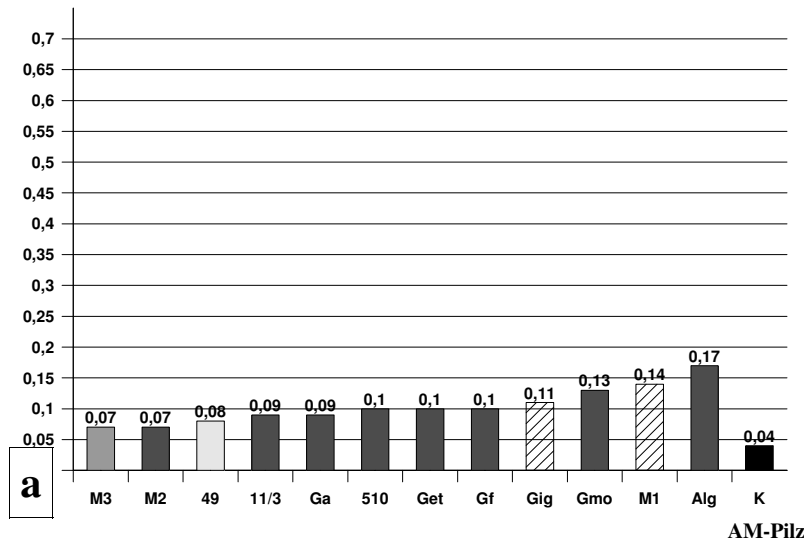
FG_{PB} in g



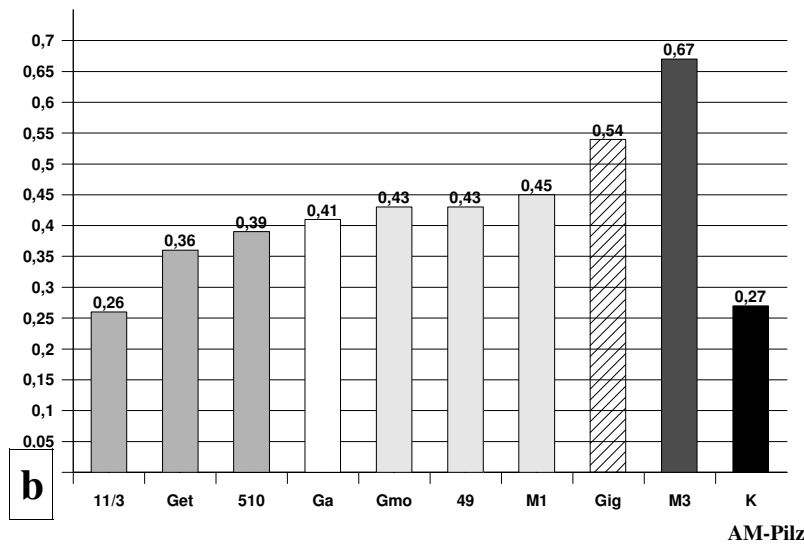
Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

FG_{HW} in g



FG_{HW} in g



FG_{HW} in g

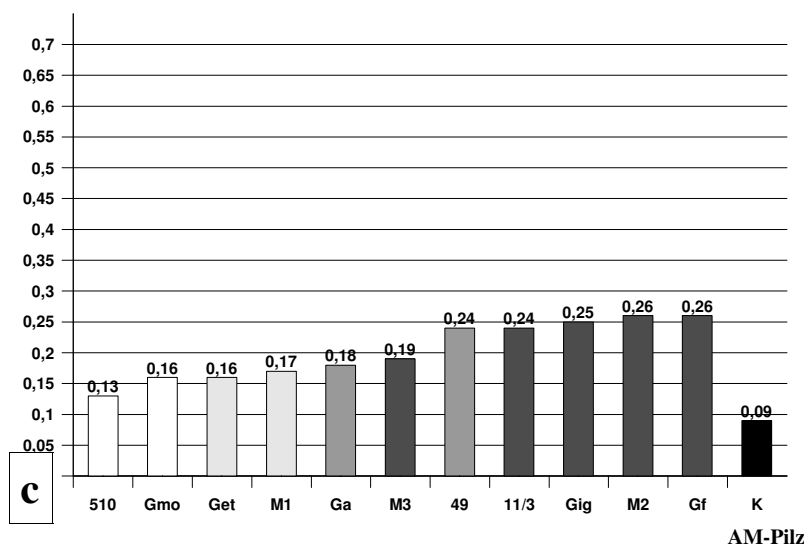


Diagramm 9: Hauptwurzel-Frischgewicht (FG_{HW}) in g von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

- Alg: *A. longula*
- Gig: *G. margarita*
- Ga: *G. albidum*
- Get: *G. etunicatum*
- Gf: *G. fasciculatum*
- 49: *G. intraradices H49*
- 510: *G. intraradices T510*
- 11/3: *G. intraradices H11/3*
- Gmo: *G. mosseae*
- M1: Mischinokulum M1
- M2: Mischinokulum M2
- M3: Mischinokulum M3
- K: Kontrolle

Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzel-daten siehe Anhang C).

Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

- Der Überblick über die mit den 3 unterschiedlichen Substraten durchgeführten Versuche zeigt,
- daß bei Kultivierung in Substrat A die größten FG_{HW} -Werte erreicht werden konnten und zwar sowohl bei den Referenzen als auch den inokulierten Pflanzen.
 - Die Hauptwurzeln der Referenz-Pflanzen in Substrat-A-Versuchen waren gegenüber den Substrat-S-Versuchen um den Faktor 6,75 schwerer, gegenüber den Substrat-H-Versuchen um den Faktor 2,25.
 - Die Steigerungen der Hauptwurzel-Massen waren ebenfalls vom verwendeten Substrat sowie dessen Nährstoffgehalt beeinflusst. In Substrat A betrug der Massenzuwachs inokulierter Pflanzen durchschnittlich 66%, in Substrat H 122% und in Substrat S 160%.

Anzahl der Seitenwurzeln erster Ordnung

Bei diesem Wachstumskriterium wurden überwiegend nicht signifikante Werte ermittelt (Diagramm 10a). So schwankte die Seitenwurzel-Anzahl bei in Sand (Substrat S) kultivierten *Panax ginseng* zwischen 5 und 13. Im Mittel wurden 9,1 Seitenwurzeln ausgebildet, doch konnten nur für drei Isolate (*G. mosseae*, *A. longula* und *G. fasciculatum*) sehr signifikante und für weitere zwei Inokula signifikante Werte ermittelt werden. Dennoch scheint der Trend der Ausbildung von anzahlmäßig mehr Seitenwurzeln bei inokulierten Pflanzen sichtbar.

Bei Kultivierung in Substrat A war sogar nur noch das für Inokulation mit *G. intraradices H 11/3* erhaltene Ergebnis signifikant, alle anderen Inokulationen ergaben nicht signifikante Werte (Diagramm 10b).

Nur bei Kultivierung in Substrat H ergaben sich für die Hälfte der verwendeten Inokula, nämlich *G. albidum*, *G. margarita*, *G. intraradices H 49*, *G. fasciculatum* und *G. intraradices H 11/3* höchst signifikante Ergebnisse, und zwar derart, daß gegenüber den Kontrollen mehr Seitenwurzeln erster Ordnung angelegt wurden (Diagramm 10c). Dies bestätigt offenbar den bereits für die Substrat-A-Versuchsreihe angenommenen Trend, daß bei Inokulation mehr Seitenwurzeln ausgebildet werden.

Relation FG_{HW} zu FG_{PB} (root/shoot ratio)

Neben dem Vergleich der Frischgewichte von Primärblättern und Wurzelsystemen unter dem Einfluß verschiedener AM-Inokula wird die Bedeutung der Mycorrhiza häufig durch den Wert der Relation von Wurzelmasse zu Primärblattmasse (root/shoot ratio) angegeben. Aus dem Vergleich der root/shoot-Werte mit den nicht inokulierten Kontrollpflanzen kann direkt ermittelt werden, welcher Teil der Pflanze bei Anwesenheit bestimmter AM-Pilze im Wachstum gefördert wird oder auch unbeeinflusst bleibt.

Die Ergebnisse der Division von FG_{HW} durch FG_{PB} wiesen bei unseren Versuchen darauf hin, daß bei Kultivierung in Substrat S der Zusatz von AM-Pilzisolaten grundsätzlich das Wurzelwachstum und die Ausbildung der Wurzelmasse von *P. ginseng* fördert (Diagramm 11a). Bei den nicht inokulierten Referenz-Pflanzen konnte der Wert 0,51 errechnet werden, während sich bei inokulierten Pflanzen zumeist höchst signifikante root/shoot-Werte zwischen 0,69 und 1,19 ergaben. Weiterhin wird deutlich, daß bei Zusatz der AM-Pilze *G. mosseae*, *A. longula* und *G. fasciculatum* die Wurzelmasse stärker im Gewicht gefördert wurde als die oberirdischen Pflanzenteile. Bei Anwendung des Inokulums Mischinokulum M1 wurden Primärblatt und Wurzel gleichermaßen gefördert, bei Anwesenheit der AM-Pilze Mischinokulum M2, *G. intraradices H 49*, Mischinokulum M3, *G. albidum*, *G. intraradices H 11/3*, *G. margarita*, *G. intraradices T 510* und *G. etunicatum* erhöhte sich die Masse der Primärblätter.

Anzahl Seitenwurzeln

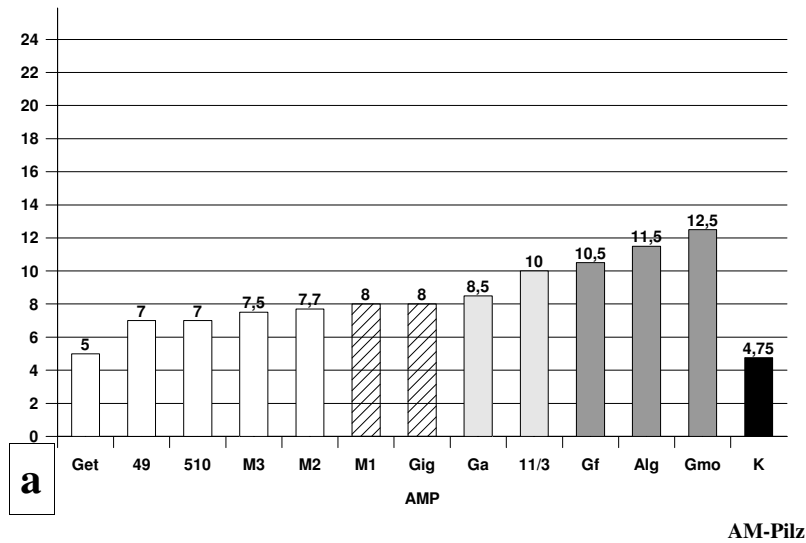


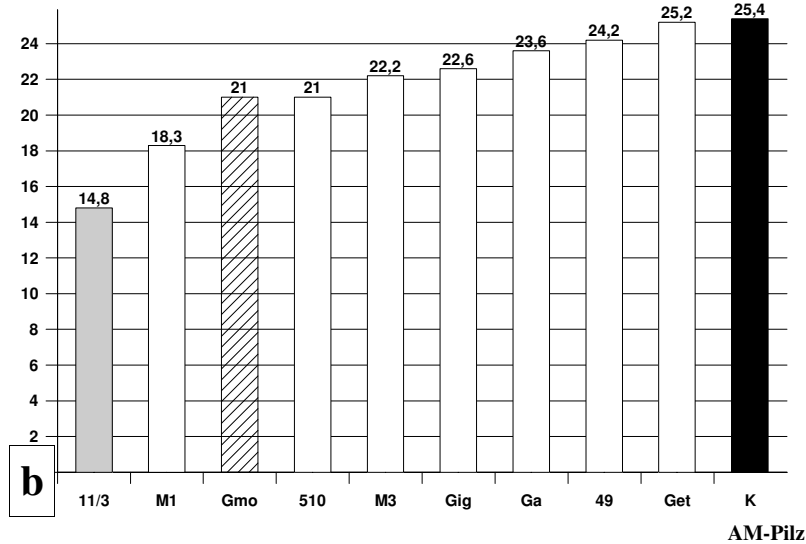
Diagramm 10: Seitenwurzel-Anzahl von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten verschiedener AM-Pilze. Verwendung von unterschiedlichen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

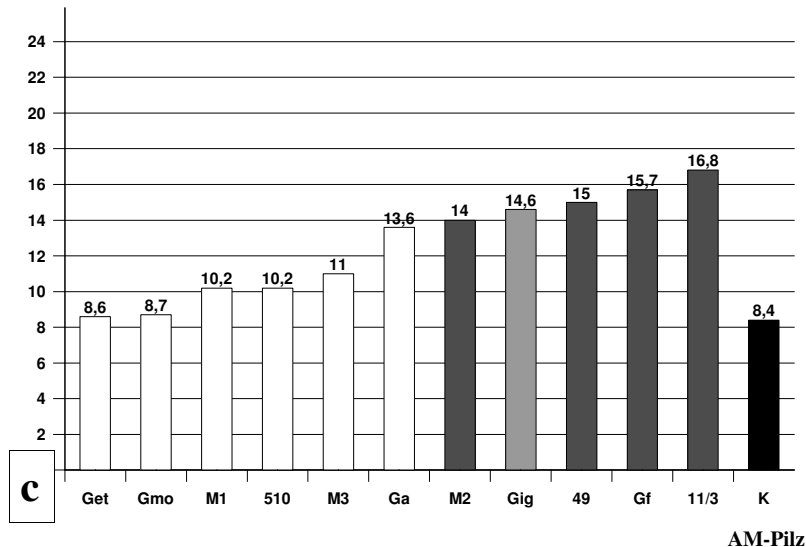
Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

- Alg: *A. longula*
- Gig: *G. margarita*
- Ga: *G. albidum*
- Get: *G. etunicatum*
- Gf: *G. fasciculatum*
- 49: *G. intraradices H49*
- 510: *G. intraradices T510*
- 11/3: *G. intraradices H11/3*
- Gmo: *G. mosseae*
- M1: Mischinokulum M1
- M2: Mischinokulum M2
- M3: Mischinokulum M3
- K: Kontrolle

Anzahl Seitenwurzeln



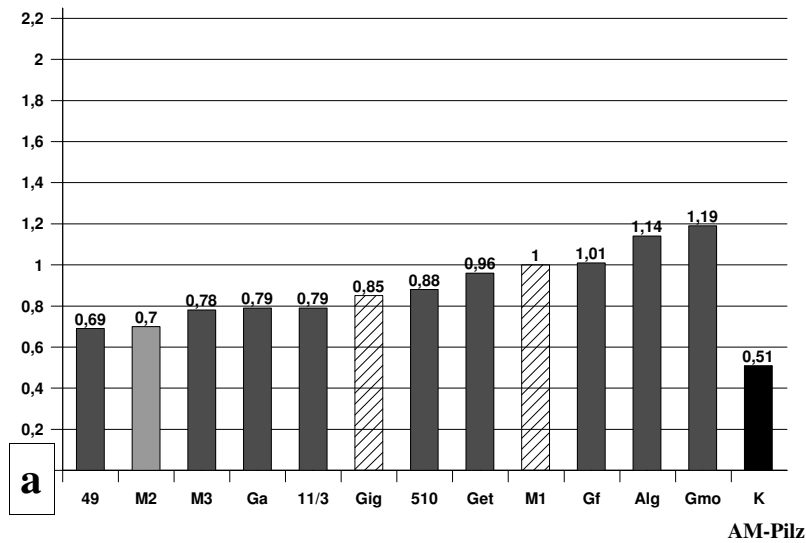
Anzahl Seitenwurzeln



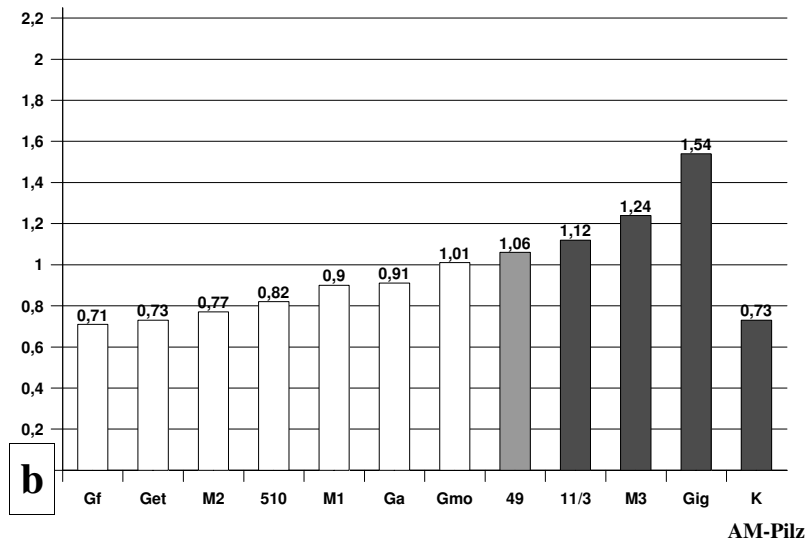
Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

root/shoot ratio



root/shoot ratio



root/shoot ratio

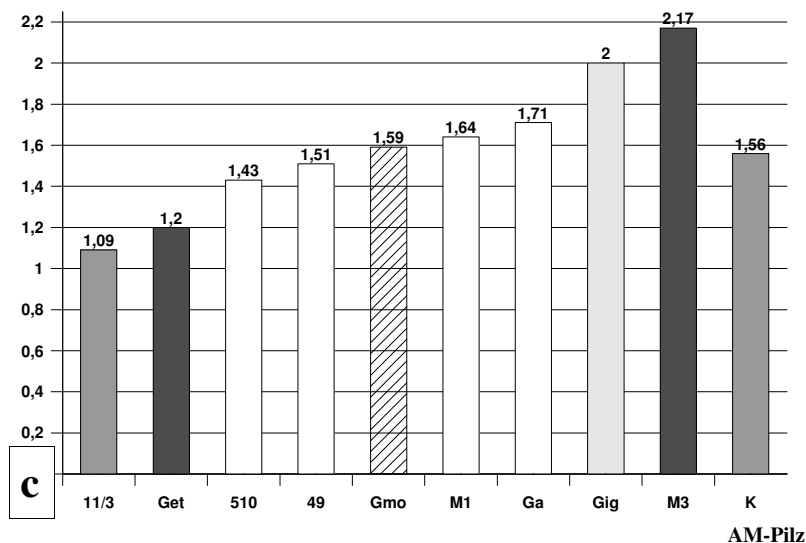


Diagramm 11: root/shoot ratio von *P. ginseng*-Keimlingen in Abhängigkeit von der Inokulation mit Verbreitungseinheiten unterschiedlicher AM-Pilze. Verwendung von verschiedenen Substraten:

- a: Substrat S
- b: Substrat A
- c: Substrat H

Verwendete Abkürzungen (x-Achse):

- Alg: *A. longula*
- Gig: *G. margarita*
- Ga: *G. albidum*
- Get: *G. etunicatum*
- Gf: *G. fasciculatum*
- 49: *G. intraradices H49*
- 510: *G. intraradices T510*
- 11/3: *G. intraradices H11/3*
- Gmo: *G. mosseae*
- M1: Mischinokulum M1
- M2: Mischinokulum M2
- M3: Mischinokulum M3
- K: Kontrolle

Auf der y-Achse sind die aus mehreren Messungen errechneten Mittelwerte aufgetragen (Einzel-daten siehe Anhang C).

Signifikanzniveaus:

- nicht signifikant
- signifikant
- sehr signifikant
- höchst signifikant
- 1 Versuchspflanze!
- Kontrolle

Bei Aussaat in Substrat A wird die Ausbildung der Wurzelmasse auch ohne Zusatz von Inokulum deutlich gefördert, es wurden root/shoot-Werte von 1,56 für die Kontrollen errechnet (Diagramm 11b). Bei Anwendung der Isolate Mischinokulum M3, *G. margarita* und *G. mosseae* war das Wurzelwachstum stärker als bei den Referenzen, bei Inokulation mit den AM-Pilzen *G. intraradices* H 49, *G. etunicatum* und *G. intraradices* H 11/3 dagegen geringer. Grundsätzlich konnte bei allen in Substrat A durchgeführten Versuchen keine Förderung der oberirdischen Pflanzenorgane festgestellt werden, auch nicht bei den als nicht signifikant ermittelten Werten für *G. intraradices* T 510, *G. intraradices* H 49, Mischinokulum M1 und *G. albidum*.

Wurde in Substrat H kultiviert, lagen die root/shoot-Werte mit Ausnahme von Inokulum *G. fasciculatum* aller inokulierten Pflanzen über den für die Kontrollen errechneten Ergebnissen (Diagramm 11c). Bei Inokulation mit *G. margarita*, Mischinokulum M3, *G. intraradices* H 11/3, *G. intraradices* H 49 und *G. mosseae* wurde die Ausbildung der Wurzelmasse höchst signifikant, sehr signifikant bei *G. mosseae*, stärker gefördert als die Ausbildung der Primärblattmasse. Diese überwog dagegen bei Zusatz der AM-Pilzinokula *G. albidum*, Mischinokulum M1, *G. intraradices* T 510, Mischinokulum M2, *G. etunicatum* und *G. fasciculatum*, allerdings erwiesen sich die letztgenannten Ergebnisse als nicht signifikant.

Durch den Vergleich der 3 Diagramme 11a, b und c läßt sich zum Ausdruck bringen, daß

- der Aufbau von Primärblatt- und Wurzelmasse in verschiedenen stark gedüngten Substraten unterschiedlich gefördert wird: in Substrat S verschiebt sich der root/shoot-Wert zugunsten der oberirdischen Pflanzenorgane, in Substrat A wird die Ausbildung der Wurzelmasse stärker gefördert. In Substrat H mit hohem Nährstoffgehalt wird zwar gewichtsmäßig mehr Primärblattmasse aufgebaut, jedoch ist die Wurzelmasse relativ gegenüber den in Substrat S kultivierten Pflanzen um nahezu 50% größer.
- in Substraten mit unterschiedlichem Nährstoffgehalt jeweils verschiedene AM-Pilzinokula besonders geeignet oder ungeeignet sein können, um den Aufbau bestimmter Pflanzenorgane zu fördern.

Prozentuale Auswertung der Wachstums-Stimulation durch AM-Pilze

Die vorangehenden Ergebnisse zur Auswirkung der Inokulationen auf das Wachstum von *P. ginseng* zeigen, daß die verwendeten AM-Pilzisolat auf die ausgewählten Wachstumskriterien jeweils unterschiedlich starken Einfluß nehmen können. Um den von einem bestimmten AM-Pilzisolat ausgehenden Wachstumsstimulus auf Ginsengpflanzen zu veranschaulichen, wurden die bereits ermittelten Werte nach der Formel

$$\frac{(X_I - X_K)}{X_K * 100\%}$$

X_I ... Mittelwert eines Wachstumskriteriums
inokulierter Pflanzen
 X_K ... Mittelwert der nicht inokulierten Kontrollen

prozentual zu den jeweiligen Werten nicht inokulierter Kontrollpflanzen ins Verhältnis gesetzt (siehe Anhang D). Anhand der auf diese Weise errechneten Ergebnisse konnten Diagramme (Diagramme 12a-m, S. 83) erstellt werden, die einen raschen Überblick über wachstumsfördernde (positive Werte) oder -hemmende (negative Werte) Eigenschaften bestimmter Pilz-Isolate auf *P. ginseng* erlauben. Gleichzeitig veranschaulichen diese Diagramme den Zusammenhang zwischen AM-Pilz, Pflanzenwachstum und Substrat sowie dessen Nährstoffgehalt.

Ergebnisse

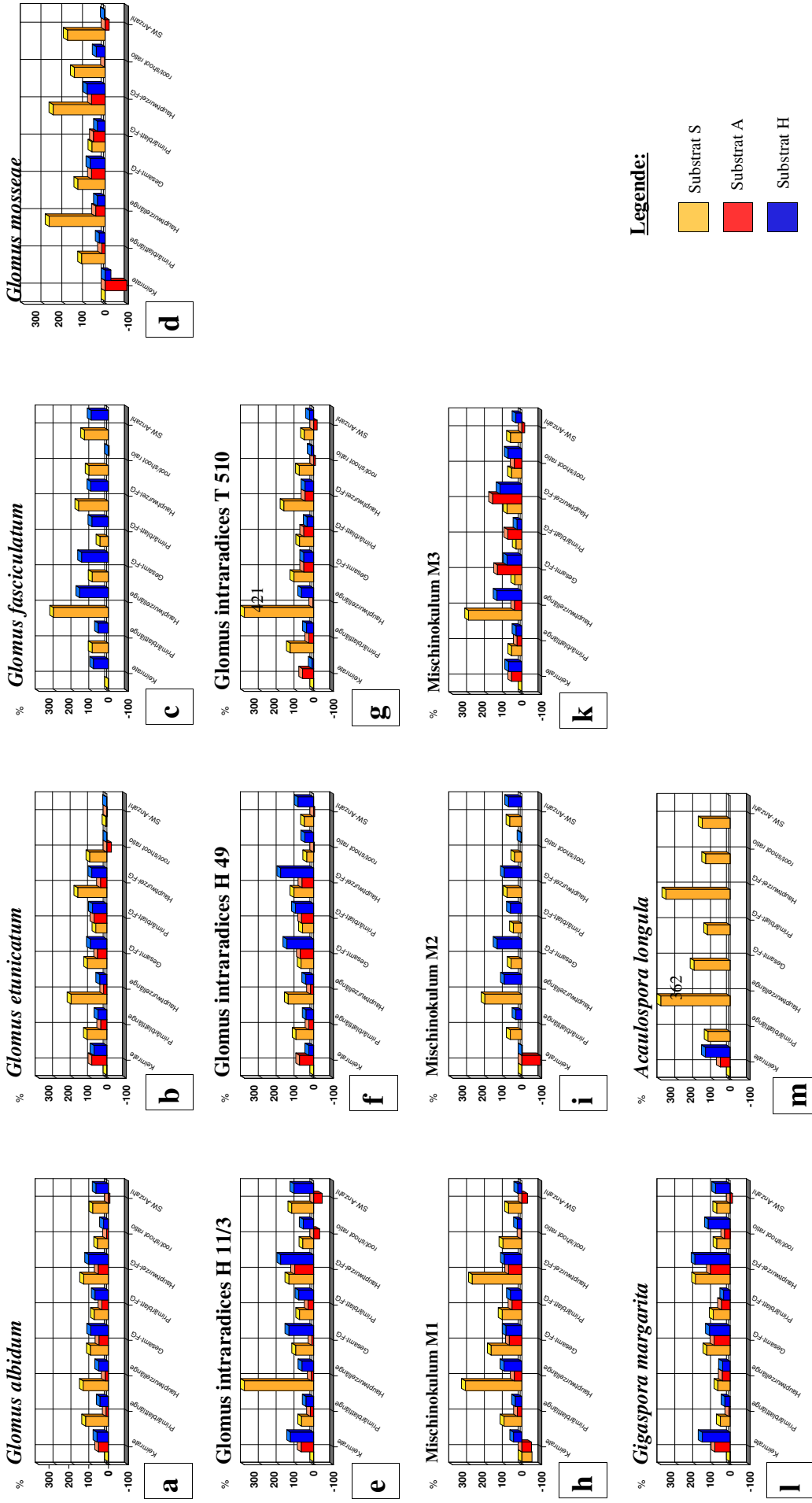


Diagramm 12: Förderung und Hemmung bestimmter Wachstumskriterien in % gegenüber nicht-inokulierten Kontrollpflanzen in % gegenüber nicht-inokulierten Kontrollpflanzen und unter Verwendung von drei Substraten unterschiedlichen Nährstoff-gehaltes

Zusammen mit dem AM-Pilzisolat *Glomus albidum* ausgebrachte Samen von *P. ginseng* zeigen mit zunehmendem Nährstoffgehalt des Substrates gesteigerte Keimraten (Diagramm 12a). Mit Ausnahme der Anzahl der Seitenwurzeln erster Ordnung konnten bei allen überprüften Wachstumskriterien im nährstoffarmen Substrat S die größten Steigerungen gegenüber den entsprechenden Kontrollpflanzen erreicht werden. Das gegenüber den Referenzen geringste Wachstum ergab sich bei Verwendung des schwach gedüngten Substrats A, wohingegen bei starker Düngung wieder stärkere Werte-Zunahmen bei den verschiedenen Wachstumskriterien beobachtbar waren. Die stets positiven Werte der root/shoot ratio offenbaren, daß *G. albidum* das Wurzelwachstum von *P. ginseng* stärker fördert als das Wachstum oberirdischer Pflanzenteile. Da die ermittelten Werte von in schwach gedüngtem Substrat A kultivierten *P. ginseng* geringer ausfallen als in nährstoff-freiem Sand und auch in stark gedüngtem Substrat H angezogenen Pflanzen, ist anzunehmen, daß *G. albidum* nicht nur bei Nährstoffarmut, sondern auch bei entsprechend starker Düngung ein Fördermaximum für *P. ginseng* insbesondere des FG_{HW} aufweist.

- Inokulationen mit *G. etunicatum* führen ebenfalls zu gesteigerten Keimraten bei in Substrat A und H kultivierten Ginsengpflanzen (Diagramm 12b). Mit Ausnahme der Keimrate und des Primärblatt-Frischgewichtes konnten bei Anwendung von Substrat S die höchsten Werte für die Wachstumskriterien erzielt werden. Im schwach gedüngten Substrat A wurden demgegenüber die niedrigsten Wachstumssteigerungen ermittelt, bei gleichzeitig höchster Keimrate in dieser Versuchsreihe. Während bei starker Düngung des Substrates gleichbleibende root/shoot-Werte gegenüber den Referenzen aufzeigbar waren, ergaben sich bei schwacher Düngung Wachstumssteigerungen zugunsten der oberirdischen Pflanzenteile, in nährstoff-freiem Sand Förderungen der Wurzelorgane. *G. etunicatum* ist daher besonders für Sandkulturen von *P. ginseng* geeignet.
- Wurde das AM-Pilzisolat *G. fasciculatum* eingesetzt, konnten gegenüber den jeweiligen Referenzen in Substrat H erhöhte, in Substrat S gleichbleibende Keimraten festgestellt werden (Diagramm 12c). Bei Verwendung der Aussaaterde kam es dagegen zu keinem Auflaufen des Saatgutes, die Keimrate lag bei Null. Bei Kultivierung in Substrat S wurden die höchsten relativen Wachstumssteigerungen für den Kriterien L_{PB} , L_{HW} , FG_{HW} , root/shoot und SW-Anzahl ermittelt, bei Kultivierung in Substrat H für die Kriterien FG_{ges} und FG_{PB} . Besonders auffällig ist die hohe relative Erhöhung der L_{HW} bei Verwendung von nährstofffreiem Substrat S. Die root/shoot-Werte zeigen an, daß die Förderung bei starker Düngung geringfügig zugunsten der Lufttriebe wertbar ist, ohne Dünger jedoch sehr zugunsten der Wurzelorgane von *P. ginseng*.
- *G. mosseae*-Inokulationen des Saatgutes führen zu wesentlich schlechteren Keimraten in Substrat A, weniger schlechten in Substrat H gegenüber den Referenzen (Diagramm 12d). Bei Sand-Kulturen sind die Keimraten bei Inokulation und Kontrollen unverändert. Kultivierungen in Substrat S ergeben bei gleichzeitiger Inokulation in allen untersuchten Wachstumskriterien die höchsten Steigerungen gegenüber den Referenzen in dieser Versuchsreihe. Die Verwendung von Substrat H war bei mehr Wachstumskriterien erfolgreicher bezüglich der relativen Steigerung gegenüber den Kontrollen, die Kriterien L_{HW} und FG_{PB} ergaben jedoch für Kultivierungen in Substrat A größere Werte. Die root/shoot-Werte liegen besonders hoch in Substrat S-Kulturen, sehr niedrig in Substrat A, etwas erhöht in Substrat H. So scheint auch *G. mosseae* zwei Wachstumsförderungs-Maxima bei *P. ginseng* zu besitzen, nämlich ein größeres in Substrat S und ein geringeres in Substrat H.

- Bei Verwendung des Pilz-Isolates *G. intraradices H 11/3* wiesen in Substrat S kultivierte Pflanzen besonders starke Förderungen der Hauptwurzellängen auf, nämlich 350% gegenüber den Referenzen (Diagramm 12e). In den Substraten A und H ist die Förderung der L_{HW} dagegen nur gering. Betrachtungen der FG_{HW} ergeben die stärkste Förderung in Substrat H, geringere Werte aber für Substrat S und A. Die Hauptwurzel zeigt also bei Kultivierung in Substrat S bei wesentlicher Steigerung des Längenwachstums relativ geringere Gewichtszunahme als in anderen Substraten. Die Keimrate wird besonders im nährstoffreichen Substrat H gesteigert. Aus den Werten der root/shoot ratio ist zu schließen, daß bei Kultivierung in Aussaaterde die Wachstumsförderung durch den AM-Pilz wesentlich zugunsten der oberirdischen Pflanzenorgane ausfällt, bei Verwendung von Substrat S und H wird demgegenüber das Wurzelwachstum gefördert. *G. intraradices H11/3* ist daher besonders geeignet für Ginsengkulturen in nährstoff-freiem sowie nährstoffreichem Substrat.
- *G. intraradices H 49* ergibt bei Verwendung des Kultursubstrates A die beste Keimratenförderung von *P. ginseng* (Diagramm 12f). Die höchsten Werte für das FG_{ges} und das FG_{HW} der Pflanze werden bei Kultivierung in Substrat H erreicht. Auch die root/shoot ratio zeigt größte Werte, wenn in Substrat H ausgesät wurde, d. h. die Förderung des Wurzelwachstums ist hier am größten. Wurde in Aussaaterde kultiviert, ergeben sich schlechtere Werte gegenüber den Kontrollen. Obwohl hier die L_{PB} die geringste Steigerung aufweist, ist der Wert der root/shoot ratio negativ. Im ganzen gesehen eignet sich das Inokulum gut für Verbesserungen der Kultivierung von *P. ginseng* in Substrat H.
- *G. intraradices T 510* erweist sich für die Förderung der L_{HW} am geeignetsten von allen durchgeführten Versuchen, wenn in Substrat S kultiviert wurde. Die Steigerungsrate gegenüber den Referenzpflanzen lag hier bei 421% (Diagramm 12g). Auch bei allen anderen Wachstumskriterien ergeben sich in diesem Substrat die höchsten Förderungen. Nur die Keimrate ist im Gegensatz zu den Kontrollen in Substrat A stärker gesteigert als in Substrat S, nämlich um 56%. Da die Keimrate in Substrat S gleich der bei den Kontrollpflanzen erzielten Rate ist, ist dieses Pilz-Isolat bestens für die Kultivierung der Ginsengpflanzen in nährstoff-freiem Substrat geeignet.
- Auch bei Verwendung des Mischinokulums M1 konnten die größten Wachstumsförderungen stets in Substrat S erzielt werden (Diagramm 12h). Besonders herausragend waren die Förderungsraten bei den Kriterien L_{HW} und FG_{HW} , allerdings mußten Keimlingsverluste von 50% hingenommen werden. Bei Kultivierung in Substrat A lagen die prozentualen Förderungen stets unter 100%, die Keimrate sowie die Seitenwurzel-Anzahl war mit jeweils negativem Wert belegt. In Substrat H ergab sich zwar die beste Keimraten-Förderung von 42% gegenüber den Kontrollen, jedoch lagen alle anderen Werte der begutachteten Kriterien unter denen der in Substrat S erzielten. Demnach ist dieses Inokulum ebenfalls gut für Kultivierungen in Sand geeignet, weniger in nährstoffangereicherten Substraten.
- Wurde Ginseng in Substrat A kultiviert und bei Aussaat Mischinokulum M2 zugesetzt, ergab sich eine äußerst geringe Keimrate mit dem negativen Wert 93 (Diagramm 12i). Im weiteren Verlauf des Versuchs starben auch die gekeimten Pflänzchen ab, so daß keine Überlebenden mehr für die Messungen zur Verfügung standen. In Sand ergab sich dagegen dieselbe Keimrate wie für die Kontrollen, gleichzeitig konnte die Steigerung der L_{HW} um 187% beobachtet werden. In Substrat H zeigten die Ginsengpflanzen besonders Steigerungen des FG_{ges} , die root/shoot ratio war sowohl bei Kultivierung in Substrat S und H positiv, also zugunsten der unterirdischen Pflanzenorgane.

- Mischinokulum M3 erwies sich als besonders förderlich für die Entwicklung der Hauptwurzel-Länge in Sand (Diagramm 12k) Die höchste Keimraten-Förderung ergab sich in Substrat H, die höchsten Werte der Kriterien FG_{HW} , FG_{PB} und FG_{ges} konnten bei Verwendung des Substrates A ermittelt werden.
- Auch wenn das Isolat *G. margarita* unter Verwendung von Substrat A am schlechtesten in allen untersuchten Wachstumskriterien gegenüber den beiden anderen Substraten abschneidet, sind auch hier deutliche Förderungen gegenüber den Kontrollpflanzen erkennbar (Diagramm 12l). Einzig die root/shoot ratio weist negative Werte auf und deutet damit Wachstumsförderungen zugunsten der oberirdischen Pflanzenteile an. In Substrat H konnten besonders gute Keimraten erzielt werden, auch die Werte der Kriterien FG_{HW} , root/shoot ratio und Seitenwurzel-Anzahl liegen relativ am höchsten in dieser Versuchsreihe. In Substrat S wurden für die Kriterien L_{PB} , L_{HW} , FG_{ges} und FG_{PB} die höchsten Förderungsraten erzielt.
- Trotz großen Steigerungen der Keimraten bei Zusatz des Inokulums *A. longula* überlebten die Keimlinge in Substrat A und H nur kurze Zeit (Diagramm 12m). Nur in Substrat S, in dem gegenüber den Referenzen keine gesteigerten Keimraten zu verzeichnen waren, konnten Messungen durchgeführt werden. Insbesondere das Frischgewicht der Hauptwurzel zeigte deutlichen Zuwachs bei Kultivierung in Substrat S, auch die weiteren Kriterien waren über 100% gefördert. Dieses Inokulum ist aufgrund des vollständigen Verlustes der aufgelaufenen Keimlinge nicht geeignet für Ginsengkulturen in nährstoffangereichertem Substrat.

Diese Versuchsreihe läßt deutlich erkennen, daß verschiedene, in Wurzeln von *P. ginseng* etablierte AM-Pilzspezies bestimmte Wachstumskriterien in Abhängigkeit vom verwendeten Substrat und dessen Nährstoffgehalt unterschiedlich fördern und auch hemmen können.

Morphologische Strukturen der AM in Wurzeln von *P. ginseng*

Strukturen arbuskulärer Mycorrhizapilze lassen sich bei *P. ginseng* nur an Seitenwurzeln nachweisen, die sich im primären Entwicklungsstadium befinden (Abb. 28). Hauptwurzeln werden, unabhängig von ihrem Entwicklungszustand, ebenso wie sekundär verdickte Seitenwurzeln grundsätzlich nicht von AM-Pilzen besiedelt. Erste Möglichkeiten zur Ausbildung der Symbiose zwischen *P. ginseng* und AM-Pilzen bieten sich daher etwa vier Wochen nach Keimungsbeginn, wenn sich an den Primärwurzeln der Keimlinge etwa ein bis drei Seitenwurzeln entwickelt haben. In den durchgeführten Versuchen ließen sich die Mycorrhizapilze frühestens acht Wochen nach Keimungsbeginn nachweisen.

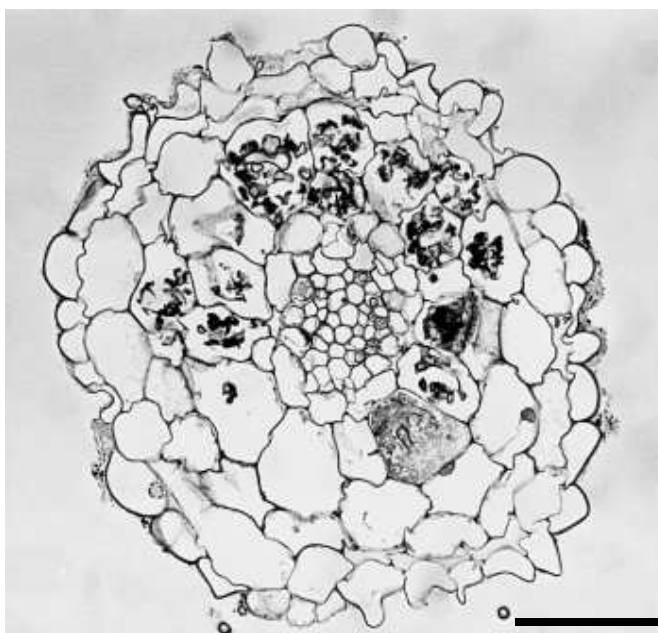


Abb. 28: Querschnitt durch eine von *G. fasciculatum* besiedelte Seitenwurzel von *P. ginseng*. Maßstab entspricht 75µm.

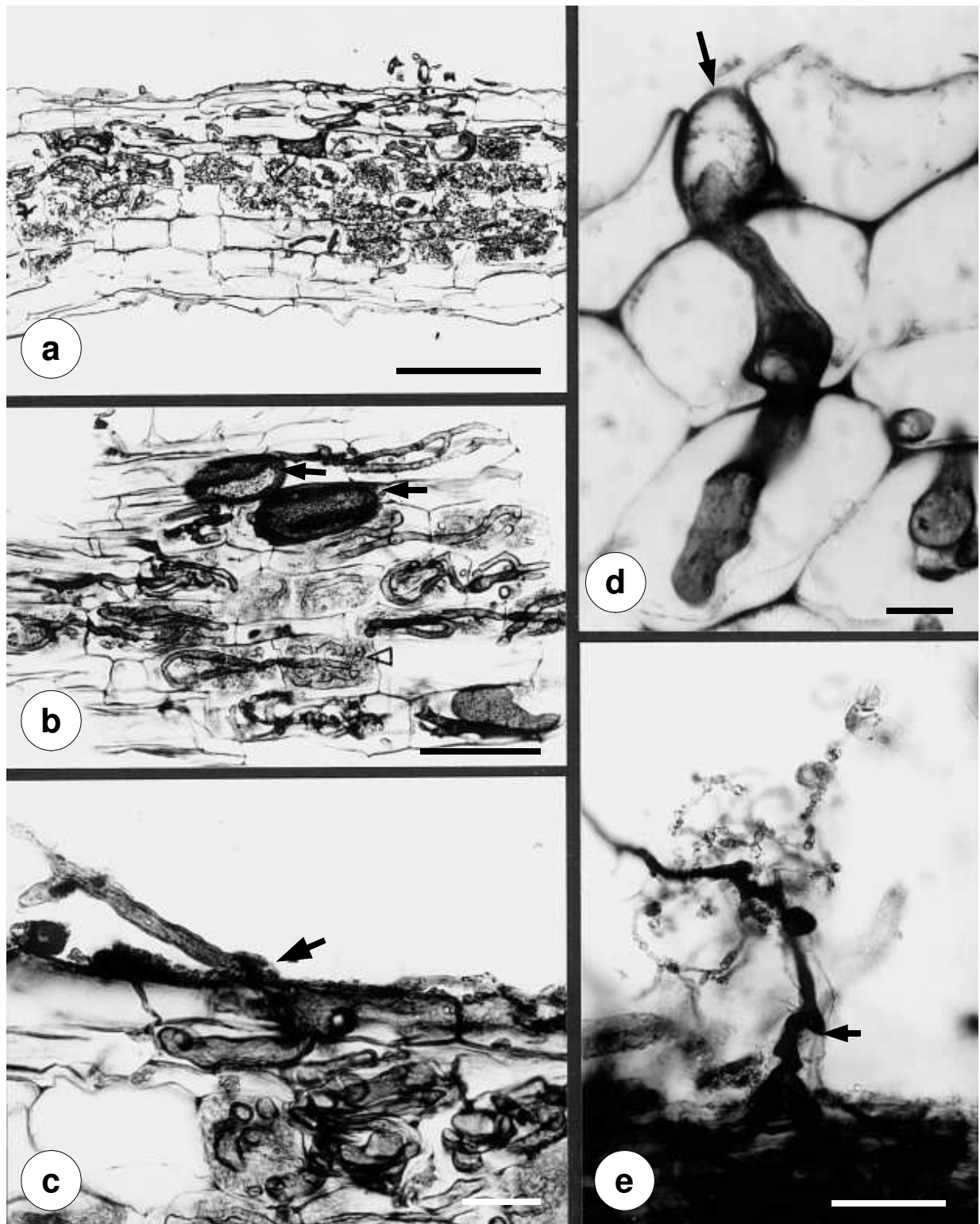


Abb. 29: Verschiedene Strukturen von AM-Pilzen der Gattung *Glomus* in Wurzeln von *P. ginseng*. (a) Übersicht, Wurzellängsschnitt mit zahlreichen „zusammengesetzten“ Arbuskeln im Rindenparenchym, (b) Ausschnitt aus dem Rindenparenchym. Pfeile: Vesikel, ungefüllte Pfeilspitze: intrazelluläre Hyphenknäuel, im äußeren Bereich des Rindenparenchyms, (c) Pfeil: Hyphe des Außenmycels penetriert die äußere Tangentialwand der Rhizodermis, (d) Pfeil: Penetration der Hyphe zwischen zwei Rhizodermiszellen, (e) Penetration eines Wurzelhaars. Pfeil: Aussackungen der Hyphen. Maßstab entspricht 30 μ m in (a), 75 μ m in (b), 250 μ m in (c), 10 μ m in (d), 75 μ m in (e).

Bei der Ausbildung der Mycorrhiza in Wurzelsystemen von Ginsengpflanzen entsteht kein regelmäßiges Besiedlungsmuster (Abb. 28 und 29a). Einige Seitenwurzeln eines Wurzelsystems können frei von Mycorrhizastrukturen sein, bei anderen wechseln sich besiedelte und pilzfreie Bereiche in unregelmäßiger Folge ab. Bei weit fortgeschrittener Infektion können benachbarte „Pilznester“ miteinander Anschluß bekommen, so daß Wurzeln dann auch großräumig besiedelt sein können. In longitudinaler Ausdehnung der Wurzeln bleiben die meristematischen Zonen der Wurzelspitzen sowie Seitenwurzelanlagen grundsätzlich pilzfrei. Die den Zentralzylinder bildenden Gewebe weisen ebenfalls keine endophytischen Strukturen auf.

Die morphologischen Strukturen wurden exemplarisch an AM-Pilzen der Gattung *Glomus* genauer untersucht. Erstes Anzeichen für eine erfolgreiche Besiedlung ist die Ausbildung von den Wurzeloberflächen anheftenden, verzweigten und anastomosierenden Hyphen. Die Hyphen wachsen in stets lockerer, unregelmäßiger Verteilung an den Wurzeloberflächen entlang und bilden das für Mycorrhizen des arbuskulären Typus charakteristische Außenmycel. Die Hyphen haben dimorphen Charakter und lassen sich in kräftige, unseptierte Stammhyphen und davon abzweigende, dünnere, in unregelmäßigen Abständen septierte Hyphen untergliedern. Stammhyphen-Durchmesser variieren bei den verschiedenen *Glomus*-Arten zwischen 3,5µm und 10µm, Seitenhyphen sind dagegen bei allen untersuchten Arten etwa 3µm dick. Während sich der Durchmesser der Seitenhyphen über längere Strecken kaum verändert, treten an den Oberflächen der Stammhyphen häufig unterschiedlich geformte Ausbuchtungen auf und lassen die Hyphendurchmesser variieren. Manche Seitenhyphen breiten sich unverzweigt in longitudinaler Richtung der Wurzeln nahezu geradlinig aus. Sie werden als „Laufhyphen“ bezeichnet.

Im weiteren Verlauf der Besiedlung finden Hyphen des Außenmycels unter Bildung von Appressorien Zugang zu den inneren Wurzelgeweben. Bei der Appressorienbildung schwellen die Außenmycelhyphen terminal an der der Wurzeloberfläche zugewandten Seite an. Die Anschwellungen sind entweder von glockenförmiger Gestalt oder werden als asymmetrische Formen mit seitlichen, lobenartigen Ausstülpungen ausgebildet. Als Eingangspforten dienen Zellen der Rhizodermis, deren Zellwände in unterschiedlicher Weise vom Pilz penetriert werden können. Liegen Rhizodermiszellen am Penetrationsort als Atrichoblasten vor, werden über die Appressorien tangentiale Außenwände durchdrungen (Abb. 29c). Bei Trichoblasten erfolgt die Anlage der Appressorien dagegen lateral oder apikal am Wurzelhaar (Abb. 29e). Bei beiden Penetrationsformen durchdringt der Endophyt nicht an der gesamten Kontaktfläche des Appressoriums die Wände der Rhizodermiszellen. Der Penetrationsbereich ist kreisförmig, hat etwas geringeren Durchmesser als die infizierende Hyphe und liegt etwa im Zentrum des Appressoriums. Nach der Zellwandpassage nimmt die Hyphe ihren ursprünglichen Durchmesser wieder an. Appressorienbildende Hyphen erscheinen daher an Zellwandpassagestellen eingeschnürt. Als dritte Möglichkeit der Penetration können Hyphen des Außenmycels auch zwischen zwei aneinandergrenzenden Rhizodermiszellen, die dann an den Mittellamellen auseinanderweichen, in die Wurzel eindringen (Abb. 29d). Hier unterbleibt dann die Appressorienbildung an der Wurzeloberfläche. Die Hyphe schwillt flaschenförmig im Bereich der radialen Rhizodermiszellwände an und drängt diese mechanisch auseinander. Vereinzelt konnten kleine, mehrfach aufeinanderfolgende appressorienartige Anschwellungen an den der Wurzel zugewandten Oberflächen der Außenmycelhyphen beobachtet werden. Diese interkalaren Hyphenanschwellungen stehen oft in direktem Kontakt mit Rhizodermiszellen, häufig befinden sie sich auch in geringem Abstand zur Wurzeloberfläche und berühren diese nicht. Penetrationen gehen von derartigen Anschwellungen jedoch nicht aus.

Nach erfolgreicher Penetration gestaltet sich die weitere Ausbreitung der Hyphen in den Geweben der Wurzelrinde in Abhängigkeit vom Penetrationsort. Wurde die tangentiale Außenwand eines Rhizodermisatrichoblasten durchdrungen, bildet die Hyphe nach der Zellwandpassage eine oder mehrere S-förmige Schleifen, die tangential zur Wurzeloberfläche orientiert sind. Sie erstrecken sich meist bis an die radialen Wände der penetrierten Zellen und können das Zellumen nahezu vollständig ausfüllen. Nur selten dringt die Hyphe geradlinig, ohne Schleifenbildung zum Zentrum hin ausgerichtet vor, um dann durch die tangentiale Innenwand der Rhizodermiszelle in die subrhizodermale Schicht einzudringen. Nach Penetration eines Wurzelhaares breitet sich die Hyphe im Inneren der Wurzelhaarzelle unter Ausbildung mehrerer, ungleichförmiger Aussackungen bis zur Basis des Trichoblasten vor. Die Hyphe kann sich im Wurzelhaar verzweigen und bildet schließlich wiederum glockenförmige Appressorien an der tangentialen Innenwand der Rhizodermiszelle aus. Wurden im ersten Besiedlungsschritt zwei nebeneinandergelegene Rhizodermiszellen auseinandergedrängt, kann die radiale Wand einer Rhizodermiszelle oder die äußere Tangentialwand der sich zentripetal anschließenden Exodermiszelle penetriert werden.

In der Exodermis verlaufen die Hyphen in großen, lockeren Schleifen (Abb. 29b), die meist longitudinal der Wurzel ausgerichtet sind. Manchmal werden auch die radialen Wände mehrerer nebeneinanderliegender Zellen der Exodermis vom Pilz penetriert, so daß sich der Endophyt zunächst über wenige Zellen lokal begrenzt bidirektional-tangential ausbreitet.

Die Hyphen dringen von der Exodermis rasch in das sich zentripetal anschließende Cortexgewebe vor, dessen Zellen sowohl in tangentialer als auch in radialer Richtung besiedelt werden. Aneinandergrenzende Rindenzellen werden wiederum unter Ausbildung von Appressorien penetriert. Die saugnapfförmigen Erweiterungen der sogenannten Innenappressorien sind wesentlich geringer als die der Außenappressorien, häufig sogar kaum als solche erkennbar. Die Zellwandpassage verläuft auch hier unter Verringerung des Hyphendurchmessers, der nach der Durchdringung wieder den ursprünglichen Umfang annimmt.

AM-Pilzhyphen liegen in Zellen des Cortexgewebes von Ginsengwurzeln in charakteristisch stark gewundener Form vor und bilden sogenannte „Hyphenknäuel“ (Abb. 29b). Interessanterweise nimmt der Grad der Knäuelung, also die Anzahl und Dichte der Schleifen und Windungen je Cortexzelle in zentripetaler Richtung zu. An den stark geknäuelten Hyphen sind zudem zahlreiche, zäpfchen- und papillenförmige Ausbuchtungen an den Hyphenoberflächen vorhanden, die den lockeren Hyphenschleifen in den äußeren Wurzelbereichen fehlen. In den äußeren Zellagen des Cortexgewebes wird von den Hyphen deutlich die Längsrichtung der Wurzel als Wachstumsrichtung bevorzugt. Im Wurzelquerschnitt sind daher in den äußeren Gewebeschichten überwiegend quer getroffene Hyphen erkennbar. In den mittleren und besonders in den inneren Zellagen des Cortex können dagegen lateral von den geknäuelten Hyphen in unregelmäßigen Abständen häufig mehrere kurze Seitenhyphen abzweigen, die sich ihrerseits mehrmals hintereinander verzweigen. Bei jeder neuen Verzweigung werden die Hyphendurchmesser geringer, so daß sie schließlich mit lichtoptischen Methoden nicht mehr aufgelöst werden können. Auf diese Weise entstehen in jeder Cortexzelle mehrere fein verzweigte, bäumchenartige Strukturen, die als zusammengesetzte Arbuskel („arbuscles composées“) bezeichnet werden (Abb. 29a). Bereits wenige Tage nach ihrer Entstehung kollabieren die feinen apikalen Verästelungen der Arbuskel. Der Degenerationsprozeß setzt sich in basipetaler Richtung fort und die laterale Seitenhyphe, der „Träger“ des Arbuskels, wird durch ein Septum von der Hyphe abgegrenzt. Schließlich werden die kollabierten Bereiche lysiert und erscheinen im Lichtmikroskop als einheitlich anfärbbare, verklumpte „Aggregate“. Unterschiedliche Ent-

wicklungsstadien der Arbuskel können zum gleichen Zeitpunkt in benachbarten Rindenzellen und auch in ein- und derselben Zelle vorhanden sein.

Die Ausbildung von Vesikeln ist nicht immer zu beobachten, was von verschiedenen Faktoren abhängig zu sein scheint. Werden sie ausgebildet, finden sich die Vesikel interkalar oder terminal an Hyphen als blasige Auftreibungen überwiegend in den mittleren und innersten Cortexschichten (Abb. 29b). Sie können das gesamte Lumen von Cortexzellen ausfüllen und rundlich, oval, zylindrisch, spindel- oder zitronenförmig gestaltet sein. Häufig weisen die Vesikel auch Einschnürungen oder seitliche Ausbuchtungen auf. Neu gebildete Vesikel sind von einer dünnen Wand umgeben und beinhalten zahlreiche Lipidtröpfchen, die in granuläres Cytoplasma eingebettet sind. Ältere Vesikel zeichnen sich durch dickere Wände aus und beinhalten häufig einen einzelnen, großen Lipidtröpfchen.

Die endophytischen Strukturen werden bei *P. ginseng* ausschließlich intrazellulär angelegt. Sie sind daher nicht in den Interzellularräumen der Wurzelgewebe auffindbar. Mit Calciumoxalat-kristallen angefüllte Idioblasten sind ebenfalls frei von pilzlichen Strukturen. Die innerste Zellschicht des Cortex, die Endodermis, kann nicht vom Pilz durchdrungen werden und stellt sich dem Pilz als eine natürliche Ausbreitungsbarriere entgegen.

Zwischen den verschiedenen Inokula mit AM-Pilzen der Gattung *Glomus* können lediglich feine Unterscheidungsmerkmale gefunden werden, die sich auf die Größenverhältnisse der Hyphen und Vesikel beschränken (siehe Anhang E). Größere Strukturunterschiede ergeben sich hingegen auf Ebene der Gattungen *Glomus*, *Acaulospora* und *Gigaspora*. Von diesen beiden Gattungen standen allerdings nur wenige besiedelte Wurzeln von *P. ginseng* zur Verfügung, so daß eine genaue Untersuchung der morphologischen Besonderheiten nicht durchgeführt werden konnte. Auffällig war jedoch die ausbleibende intraradikale Vesikelbildung bei Inokulation der Wurzeln mit *Gigaspora margarita*. Die Hyphen wiesen zäpfchenartige Aussackungen mit großer Häufigkeit auf. Hyphen mit sich über längere Strecken nur geringfügig veränderndem Durchmesser sind daher selten auffindbar.

Die dargelegten morphologischen Betrachtungen lassen deutlich erkennen, daß verschiedene Arten und Gattungen arbuskulärer Mycorrhizapilze in Wurzeln von *P. ginseng* den *Paris*-Typ ausbilden. Etablierten sich die in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden AM-Pilzspezies jedoch in Wurzeln von *Tagetes*- oder *Zea*-Pflanzen, wurden ausschließlich Strukturen des *Arum*-Typs beobachtet. Charakteristika des *Arum*-Typs sind sich im Wurzelgewebe überwiegend interzellulär ausbreitende Hyphen, die meist geradlinig in longitudinaler Richtung der Wurzel verlaufen. Von diesen interzellulären Hyphen werden sowohl lateral als auch terminal kurze Seitenhyphen gebildet, die die Wände von Cortexzellen durchdringen. Dort wird jeweils ein einziges Arbuskel ausgebildet, das das gesamte Lumen der Zelle nahezu vollständig ausfüllen kann. Intrazelluläre Hyphenknäuel oder zusammengesetzte Arbuskel werden nicht angelegt. Vesikel sind überwiegend interzellulär auffindbar.

Sporendichten von Bodenproben aus Freiland-Kulturen

Auf den Ackerflächen der Wischmann FloraFarm wurden an mehreren verschiedenen, zufällig ausgewählten Punkten Bodenproben entnommen und auf das Vorhandensein von AM-Pilzsporen untersucht. Nach dem in Kapitel 2.2 beschriebenen Verfahren konnten dabei unterschiedliche Anzahlen keimfähiger Sporen ermittelt werden (vgl. Tab. 12). Zusätzlich wurden *Tagetes*-Samen in den entnommenen Substraten ausgebracht, um die Fähigkeit der enthaltenen Sporen zur Besiedlung von *Tagetes*-Wurzeln in Form eines „Biotests“ festzustellen.

Tab. 12 Anzahl keimfähiger Sporen je 100g Substrat aus Bodenproben, die an verschiedenen Stellen der Ackerflächen der Wischmann FloraFarm entnommen wurden. *: Biotest mit *Tagetes*-Pflanzen (siehe Text); +: mit AM-Pilzen besiedelte Wurzeln vorhanden, (+): mit AM-Pilzen besiedelte Wurzeln vorhanden, jedoch nur in geringem Maße.

Datum der Proben-Entnahme	Herkunft der Bodenprobe	durchschnittl. Anzahl keimfähiger Sporen/100g Substrat	Proben-Mittelwert	Besiedlungsfähigkeit der Sporen*
17.10.96	Ginsengacker, direkt nach der Inokulation mit <i>G. intraradices</i> H11/3	I: 70 II: 72 III: 68	70	+
28.01.99	Ginsengacker, inokuliert mit <i>G. intraradices</i> H11/3 im Oktober 1996	I: 154 II: 150 III: 158	154	+
16.07.99	Ginsengacker, inokuliert mit <i>G. intraradices</i> H 11/3 im Oktober 1996	I: 63 II: 53	58	+
17.10.96	Ginsengacker, direkt nach der Inokulation mit <i>G. albidum</i>	I: 36 II: 34	35	+
16.07.99	Ginsengacker, inokuliert mit <i>G. albidum</i> im Oktober 1996	I: 31 II: 38 III: 33	34	+
16.07.99	Ginsengacker „alte Anlage“, nicht inokulierte 5-6 jährige Pflanzen	I: 13 II: 24	19	(+)
16.07.99	Grasland, ca. 5m vom Ginsengacker entfernter Standort	I: 256 II: 186	221	+
16.07.99	Ginsengacker „Neue Anlage“, nicht inokuliertes einjährige Pflanzen	I: 11 II: 6	9	(+)

Mit 221 Sporen/100g Substrat konnte die größte Anzahl keimfähiger AM-Pilzsporen in Proben festgestellt werden, die etwa 5m von den Ginsengkulturen entfernt entnommen wurden. Die Vegetation bestand hier aus verschiedenen Süßgräsern wie *Poa annua*, *Lolium perenne*, *Agropyron repens* und verschiedenen Begleitpflanzen (*Plantago media*, *Stellaria media*).

Bodenproben von Ginsengkulturen, die vor der Aussaat im Oktober 1996 mit *G. intraradices* H 11/3-Inokulum versehen wurden, wiesen am Tag der Inokulation Sporendichten von 70 Sporen/100g Substrat auf. Etwa drei Monate vor Beginn der dritten Vegetationsperiode des Ginsengs hatte sich die Sporendichte des Substrates etwas mehr als verdoppelt. Drei Monate nach Beginn der dritten Vegetationsperiode war die Sporendichte wieder rückläufig und pendelte um den Wert bei Versuchsbeginn ein.

Im Anschluß an die Inokulation mit *G. albidum* im Oktober 1996 konnte die Sporendichte von 35 Sporen/100g Substrat ermittelt werden. Drei Jahre nach der Inokulation wurde für diese

Beete, auf denen sich in diesem Zeitraum keine Ginsengpflanzen entwickelten, die nahezu gleich gebliebene Sporenanzahl von 34 Sporen/100g Substrat festgestellt.

Im Oktober 1999 entnommene Bodenproben der „alten Anlage“, auf der fünf- und sechsjährige Pflanzen ohne Zusatz von Mycorrhizapilzinokula kultiviert wurden, wiesen mit durchschnittlich 19 Sporen/100g Substrat nur sehr geringe Sporendichten auf. In den Wurzeln der dort kultivierten Ginsengpflanzen waren keine Mycorrhiza-Strukturen nachweisbar.

Zusätzlich wurden in den entnommenen Bodenproben entsprechende Substrate *Tagetes*-Samen ausgebracht. Sechs Wochen nach der Keimung ergaben Untersuchungen der entnommenen Wurzeln, daß in allen Fällen die Besiedlung mit Mycorrhizapilzen stattgefunden hatte. Allerdings war die Besiedlungsintensität bei den auf den nicht inokulierten Flächen entnommenen Proben im Gegensatz zu den anderen Proben sehr gering. Da nur wenig Substrat zur Verfügung stand, wurde auf die Quantifizierung der Besiedlungsintensitäten verzichtet. Einziges Kriterium dieses Versuches war, ob die im Substrat enthaltenen Sporen grundsätzlich auch die Fähigkeit zur Besiedlung von *Tagetes*-Wurzeln besitzen.

4 DISKUSSION

Die dargelegten Ergebnisse morphologisch-anatomischer Untersuchungen an *P. ginseng* erweitern die bestehenden Kenntnisse über Habitus und Gewebeaufbau. ANDERSON ET AL. (1993) und ZEUSKE & WEBER (1998) betonen, daß für *P. ginseng* und *P. quinquefolius* zwar zahlreiche Studien über Ökologie, Fortpflanzung, chemische Inhaltsstoffe, medizinische Wirkungen, Wachstum, Ertrag und Physiologie vorliegen, Informationen über Anatomie und Morphologie dagegen äußerst lückenhaft sind. In Koreanischer Literatur ist nach CHOI & SHIN (1982) überaus wenig, und in Chinesischer Literatur kaum mehr über die Morphologie der Ginsengpflanze zu finden. Die letztgenannten Autoren zitieren IMMAMURA (1632), der die Morphologie der Pflanze in seinem Buch „Geschichte der Ginsengpflanze“ bereits vor nahezu 400 Jahren bearbeitet hat, die vielen „Unzulänglichkeiten“ seiner Beschreibungen sind der damaligen Zeit entsprechend verständlich. HU (1980) unterstreicht die Wichtigkeit der Anwendung korrekter morphologischer Bezeichnungen für die Ginsengpflanze, da hierdurch sowohl bei Anbauern als auch bei Wissenschaftlern die Verständigung erleichtert wird und „dubiose statements“ vermieden werden. „All too often, the morphologist stops at the point where the more searching study of the underlying physiological-genetical factors really begins; nevertheless, he performs a vital service: he indicates what is there to be investigated. But one can also think of excellently conceived physiological studies that have obviously been undertaken without an adequate knowledge of the observable morphogenetic developments. Somewhere between these extremes we ought to do better!“ (Zitat Ende, GIFFORD & FOSTER 1996). Morphologie und Anatomie der Pflanze werden heute, obwohl sie Gebiete elementarer Grundlagenforschung der Botanik sind, oftmals stiefmütterlich behandelt, und in diesem Zusammenhang ist *P. ginseng* geradezu ein Paradebeispiel. Nachfolgend wird gezeigt, daß bei *P. ginseng* übliche botanische Termini unzutreffend sein können und aufgrund außergewöhnlicher morphologisch-anatomischer Verhältnisse häufig fehlerhaft angewendet werden.

Diasporen von *P. ginseng* bestehen aus Embryo-, Endosperm- und Testageweben, die von stark lignifizierten, dunkelbraun gefärbten Endocarpium umschlossen sind. Erst nach dem Öffnen des Steingehäuses wird die zarte, dünnhäutige Testa erkennbar. In der Literatur werden die Verbreitungseinheiten der Gattung *Panax* häufig als „Samen“ bezeichnet, ohne nähere Auseinandersetzung mit dem Vorhandensein von Samenschale und Steinendocarp (MAKINO 1936, WEBER 1938, SCHULZ 1958, KIM 1964, HARA 1970, KIM 1978, ANDERSON ET AL. 1993). YOUN (1987) spricht die Ginsengdiasporen als „Samenkerne, die getrocknet werden, damit sich die Samenschale so rasch wie möglich nach dem Pflücken der Beeren öffnet“ an. LUBBOCK (1892) beobachtet bereits Ende des 19. Jahrhunderts, daß das Endocarpium von Araliaceae-Früchten in der Regel holzig, krustig oder knorpelig erscheint und im Gegensatz zur Testa nur selten membranös ausgebildet ist. HARMS (1896) spricht das Vorkommen von sogenannten „Pyrenen“ bei den Steinfrüchten der Araliaceae an, insbesondere bei den Arten *Hedera helix*, *Irvingia australiana* sowie *Panax ornifolium*, jedoch nicht explizit für *P. ginseng*. Bei den Araliaceae weisen die Früchte, so BAUMANN-BODENHEIM (1955), unterschiedliche Baupläne auf, die sich jedoch in einer typologisch-phylogenetische Reduktionsreihe anordnen lassen. Der Autor gibt an, daß bei der überwiegenden Zahl der Araliaceae „clausicarpe Schichtkapseln“ vorkommen, bei denen „mehr oder weniger unterständige Carpelle einer Frucht miteinander verwachsen sind, deren meist steinfrüchtiges Pericarp geschlossen bleibt“. HU (1980) erkennt morphologi-

sche Gemeinsamkeiten zwischen Ginsengdiasporen und Verbreitungseinheiten des Holunders (*Sambucus spec.*). Aufgrund der Einbettung der Samen in verholztes Endocarp bezeichnet sie die Diasporen beider Arten, wie HARMES (1896), als „Pyrenen“. Obwohl CHOI & SHIN (1982) erkennen, daß die Fruchtwand ein hartes Endocarp ausbildet, sprechen sie die Verbreitungseinheiten der Ginsengpflanze als Samen an. Für den Amerikanischen Ginseng wird von LEWIS & ZENGER (1982) das Vorkommen von „steinigem Endocarp“ beschrieben, und die Verbreitungseinheiten werden als „Pyrenen“ bezeichnet. In der vorliegenden Arbeit durchgeführte histologische Untersuchungen belegen, daß *Panax*-Diasporen sowohl eine sich im Lauf der Samenentwicklung verändernde Testa besitzen, als auch von stark sklerifiziertem Endocarp umgeben sind. Da das Steingehäuse bis zu 22 Monate nach der Fruchtreife erhalten bleibt, ist die Bezeichnung „Pyrene“ für die Verbreitungseinheiten des Ginsengs durchaus zutreffend. Der Terminus „Same“ kann nur angewendet werden, wenn das Steinendocarp entfernt ist.

Nach Einwirkung der ersten Kälteperiode kann sich das Endocarp der Ginsengpyrenen entlang einer Sollbruchnaht öffnen, so daß das Gehäuse muschelartig aufklappt. Häufig öffnet sich das Endocarp erst nach der zweiten Kälteperiode. Die Reifung der bei Fruchtreife unvollständig entwickelten Embryonen verläuft nicht synchron, so daß mehrere embryonale Entwicklungsstadien gleichzeitig angetroffen werden können. Samengewicht, Embryolänge und Öffnung des Steingehäuses korrelieren offensichtlich (KIM 1964). Auch der Feuchtigkeitsgehalt des die reifenden Pyrenen umgebenden Mediums, dessen Temperatur sowie verschiedene Chemikalien wirken sich unterschiedlich auf das Embryowachstum aus und korrelieren mit dem Zeitpunkt der Endocarpöffnung (KIM 1964). JO & WON (1998) berichten, daß bereits nach durchschnittlich 60 Tagen das Endocarp von Ginsengsamen geöffnet wird, nämlich wenn das Verhältnis von Embryolänge/Endospermlänge mindestens 20% beträgt. Die Sollbruchstelle des Endocarps erweicht bis zu diesem Zeitpunkt unter natürlichen Bedingungen durch Einwirkung von Mikroorganismen, und durch Turgorerhöhung im Samen platzt das Steingehäuse auf (JO & WON 1998). BARANOV (1966) berichtet, daß einige Samen bereits acht Monate nach Ausbringen der Saat keimen, während die von LEWIS & ZENGER (1982) durchgeführten populationsbiologischen Studien an *P. quinquefolius* ergaben, daß durchschnittlich 20 Monate bis zur Keimung vergehen. Das Saatgut für die hier durchgeführten Versuche wurde uns nach bereits erfolgter erster Stratifizierung zur Verfügung gestellt. Es konnte nicht immer nachvollzogen werden, zu welchem Zeitpunkt das Saatgut geerntet wurde, auch über Herkunft und Transportbedingungen wurden keine näheren Angaben gemacht. Da sich einige Pyrenen erst nach der zweiten Kälteperiode öffneten, kann vermutet werden, daß das Saatgut aus unterschiedlichen Ernten stammte. Auch Temperatureinflüsse und Schwankungen der Luftfeuchte während des Transportes oder die Anwendung von Beizmitteln (H. WISCHMANN, pers. Mitteilung) können als die den Öffnungszeitpunkt des Steingehäuses verzögernde oder zumindest hemmende Faktoren in Betracht gezogen werden. Weiterhin können die von LEWIS & ZENGER (1982) berichteten populationsdynamisch bedingten Faktoren mit der asynchronen Reifung der Embryonen sowie den zeitlich unterschiedlichen Endocarpöffnungen in Zusammenhang stehen.

Die beiden Kotyledonen der Ginsengpflanze verbleiben in der Samenschale, die häufig noch während der Keimung vom aufgeplatzten Endocarp umgeben ist. Selten werden ein oder beide Kotyledonen aus der Samenschale gezogen und erreichen die Substratoberfläche. In diesem Fall ergrünen die zuvor weißlich gefärbten Kotyledonen. VASSILCHENKO (1935) und WEBER (1938) konnten ebenfalls beobachten, daß die Kotyledonen von Ginsengpflanzen nicht über die Substratoberfläche erhoben werden. Wir stimmen mit beiden Autoren überein. Gelangen die

Keimblätter in seltenen Fällen aus unbekanntem Gründen doch an die Substratoberfläche wird von heterotropher Ernährung des Keimlings auf autotrophe Ernährungsweise „umgeschaltet“.

Bereits im reifen Embryo, noch bevor der Keimungsvorgang beginnt, ist das dreiteilig gefiederte Primärblatt der Keimpflanze vollständig ausgebildet. Es erscheint als einziges Blatt über der Substratoberfläche und terminiert gleichzeitig das Wachstum in der ersten Vegetationsperiode der Pflanze. Über dem kotyledonaren Insertionsbereich findet sich lateral an der Basis des Primärblattstieles ein im Querschnitt V-förmiges Meristem. Es ist transversal zum Insertionspunkt der Kotyledonen orientiert und verbleibt wie der Kotyledonarnodus unterirdisch. Im Verlauf der Keimung kann dieses Meristem, das in longitudinaler Richtung des Embryos nur geringe Ausdehnung hat, zunehmend weniger nachgewiesen werden. In seltenen Fällen bleibt es jedoch nach abgeschlossener Keimung als minimales Restmeristem bestehen. Auch VASSILCHENKO (1935) und WEBER (1938) berichten, daß in der ersten Vegetationsperiode von Ginsengpflanzen lediglich ein dreiteilig gefiedertes Blatt an der Substratoberfläche erscheint. Beide Autoren bezeichnen dieses Blattorgan als „erstes Blatt“. Generell wird der Insertionsbereich der Kotyledonen als Beginn der Sproßachse definiert, unter dem Kotyledonarnodus befindet sich definitionsgemäß die Primärwurzel (HU 1980). HU (1980) geht daher davon aus, daß die Sproßachse von Ginsengkeimlingen sehr kurz ist und unter der Substratoberfläche verbleibt und oberirdisch im ersten Jahr ein „dreigeteiltes Blatt“ erscheint. CHOI & SOH (1996) nennen die über dem Insertionspunkt der Kotyledonen gelegenen Bereiche von somatischen Embryonen „Plumula“. KLOTZ (1985) erläutert, daß Blätter immer seitlich am Vegetationskegel angelegt werden sowie seitlich an der Sproßachse stehen und wertet dies als „stärkstes Argument für die Einheit in der Mannigfaltigkeit“ der Blattorgane. Somit wäre für Ginsengkeimlinge zu schließen, daß der oberirdisch erscheinende Bereich nicht als Sproßachse mit drei Blättchen, die an deren Spitze entspringen, bezeichnet werden kann, sondern als ein dreiteilig gefiedertes Blatt. Wie andere Dikotyledonenembryonen besitzen auch Embryonen von *P. ginseng* ein epikotyledonares Meristem. Dieses stellt jedoch kein Apikalmeristem dar, sondern geht zumeist in der Bildung der in der ersten Vegetationsperiode der Pflanze oberirdisch erscheinenden Organe vollständig auf. In Übereinstimmung mit KLOTZ (1985) gehen wir davon aus, daß alle aus dem Keimungsvorgang hervorgehenden, oberirdisch erscheinenden Bereiche das Primärblatt der Pflanze darstellen. Eine Sproßachse mit Apikalmeristem im üblichen botanischen Verständnis existiert demnach bei Keimlingen und einjährigen Ginsengpflanzen nicht. Da das Bildungsmeristem des Primärblattes keinem Sproßvegetationskegel entspricht, sollte hier der Terminus „Primärblatt-Primordium“ eingeführt werden.

Werden Ginsengsamen oder -pyrenen mit Gibberellinsäure behandelt, kann es zur Ausbildung einer zweiten Achse kommen, die der Hauptachse der Pflanze homolog ist. Die zweite Achse steht stets transversal zu den Kotyledonen und inseriert auf Höhe des Kotyledonarnodus. Nachdem das Wachstum der zweiten Achse beendet ist, kann kein Meristem im Bereich des kotyledonaren Nodus mehr aufgefunden werden. Verschiedene Autoren führten bereits Experimente mit unterschiedlichen Gibberellinsäure-Konzentrationen und verschieden langen Einwirkungszeiten des Pflanzenhormons an Samen von *P. ginseng* durch (KIM 1964, BARANOV 1966, LEE 1986). Bei diesen Versuchen stand die Verkürzung der langen Embryoreifungszeit im Vordergrund. Keiner der Autoren berichtet von veränderter Keimlingsmorphologie. Das in seltenen Fällen nach Ausbildung des Primärblattes bestehende Restmeristem hat offensichtlich zu geringer Ausmaße, um ohne Anstoß von außen zur weiteren Organbildung beizutragen. Gibberellinsäure ist jedoch in der Lage, das Restmeristem zur Ausbildung eines weiteren, „zweiten Primärblattes“ anzuregen. Nach dessen Bildung ist das Meristem vollständig aufgebraucht.

Da das Restmeristem nicht die Größe des Primärblatt-Primordiums hat, hat das „zweite Primärblatt“ stets kleinere, manchmal unvollständige Fiederblättchen. Diese Beobachtungen stützen die oben genannten Ergebnisse und belegen, daß bei Ginsengkeimlingen keine Sproßachse mit Apikalmeristem existiert.

Anatomische Untersuchungen an Embryonen zeigen, daß die Hauptachse, also der Primärblattstiel, drei Leitbündel aufweist. Der Primärblattstiel ist nicht rund, sondern gegenüber der Verwachsungsstelle der Kotyledonen V-förmig nach innen eingebuchtet. Blattstiele älterer Ginsengpflanzen weisen zwischen drei und fünf Leitbündel auf, deren Xylemanteil zur Blattoberseite weist. Querschnitte durch Lufttriebe zeigen dagegen annähernd kreisrunde Form und viele, ringförmig angeordnete Leitbündel, deren Xylemanteil zum Zentrum des Triebes ausgerichtet ist.

Wir nehmen an, daß Anordnung und Anzahl der Leitbündel im Blattstiel weitere Hinweise auf die Identität des Primärblattes liefern. Die V-förmige Einbuchtung könnte der beim Ginsengblatt an den basalen Stielabschnitten vorhandenen Blattstielfurche entsprechen. Die Dreizahl der Leitbündel läßt darauf schließen, daß jedes der drei Fiederblättchen von je einem Leitbündel innerviert wird. Bei älteren Pflanzen, die ja zumeist fünf Fiederblättchen aufweisen, liegen dementsprechend fünf Leitbündel vor. Die Vielzahl der Leitbündel in Lufttrieben ist damit nicht vereinbar.

Bei ein- und mehrjährigen Ginsengpflanzen werden bereits ab etwa August eine oder mehrere Innovationsknospen am apikalen Pol der Hauptwurzel, unter der Substratoberfläche, angelegt. Diese enthalten ein zentrales Meristem, das sich bis zum Herbst in sämtliche Pflanzenorgane differenziert, die im folgenden Frühjahr oberirdisch erscheinen. Etwa ab Ende Oktober ist in den Erneuerungsknospen kein Meristem mehr auffindbar. Innovationsknospen von im Herbst geernteten Ginsengpflanzen enthalten sowohl Laubblätter als auch Stengel und jeweils eine Blütendolde mit vollständig ausgebildeten Blüten (WEBER 1938). Auch HU (1980) stellt fest, daß Blüte und Blätter einer reifen Ginsengpflanze aus einer einzigen Knospe gleichzeitig hervorgehen. AHN ET AL. (1985) untersuchen die Wachstumsphasen der Innovationsknospen genauer und berichten, daß die Differenzierung der Gewebe in der Knospe etwa fünf Monate - etwa von Juni bis Oktober - andauert. Sproßachse und Blätter sind bereits Anfang September vollständig angelegt, die Differenzierung der Blütenorgane ist Mitte September abgeschlossen (AHN ET AL. 1985). Bei den meisten Angiospermae wird der vegetative Apex im Samen geformt, der reproduktive Apex entwickelt sich dagegen erst am Beginn der Blühsaison. VON PHILIPSON (1949) durchgeführte Studien zeigen, daß vegetative und generative Meristeme in der Regel auch unterschiedliche Formen haben. Im Gegensatz zu den Ergebnissen von PHILIPSON (1949) scheinen sich bei *P. ginseng* sowohl vegetative als auch reproduktive Organe aus einem Meristem zu entwickeln, das zentral in der Innovationsknospe angelegt ist. Allerdings geht auch hier die Bildung der vegetativen Organe der Entstehung der Blütenorgane voraus (AHN ET AL. 1985), so daß eine rasche Umbildung der Meristemform vom „vegetativen Apex“ zum „generativen Apex“ im Sinne PHILIPSONS (1949) durchaus denkbar ist. Das zentrale Meristem der Innovationsknospen geht offensichtlich vollständig in der Bildung der oberirdisch erscheinenden Organe auf. Die im Frühjahr austreibende Pflanze besitzt somit - wie auch die Keimlingspflanzen - kein Apikalmeristem. Das Wachstum der mehrjährigen Ginsengpflanze wird demnach in ähnlicher Weise wie das der Keimlinge terminiert, und zwar bereits in der Innovationsknospe. Der Austrieb der Ginsengpflanze im Frühjahr wird lediglich durch Streckungswachstum bewältigt, weitere Differenzierungen entfallen. Für die Pflanze bedeutet dies, daß sie am Beginn der Vegetationsperiode besonders schnell die Assimilationsorgane an

die Substrat-oberfläche bringen kann und daß die Blüten sehr schnell befruchtungsfähig werden. Als nachteilig muß die Unfähigkeit zur Neubildung von verlorenen Organen angesprochen werden. Wird die Pflanze nach dem Austrieb frühzeitig durch Tierfraß oder -tritt stark geschädigt, ist die Reproduktion für die Pflanze in dieser Saison unmöglich. Da die oberirdischen Organe mehrjähriger Ginsengpflanzen keine apikalen Vegetationskegel aufweisen, sollte von der Bezeichnung „Sproßachse“ Abstand genommen werden, da dieser Begriff üblicherweise das Vorhandensein von Apices impliziert. Wir schlagen daher je nach Ausprägung die Termini „Lufttrieb“, „Blatttrieb“ oder „Blütenstandtrieb“ vor.

Das weißlich oder gelblich-braun gefärbtes Wurzelsystem von *P. ginseng* weist allorhize Radikation mit dominanter, sekundär verdickter und persistierender Hauptwurzel auf. Das Hypokotyl bildet den apikalen Bereich der Hauptwurzel. Als Reservestoffe werden in der Hauptwurzel Stärkekörner gespeichert. RAUH (1950) und WEBER (1953) sprechen Pfahlwurzeln oder im Wurzelsystem dominierende Hauptwurzeln als Rüben an, sobald sie durch sekundäres Dickenwachstum verdickt werden. Für TROLL (1954) und KUTSCHERA (1960) bildet dagegen die Speicherung von Reservestoffen in Haupt- oder Primärwurzeln das ausschlaggebende Kriterium für die Verwendung des Terminus „Rübe“. Sowohl TROLL (1937) als auch RAUH (1950) und ESAU (1969) betonen, daß am Aufbau einer Rübe stets Teile der Sproßachse, meist das Hypokotyl, beteiligt sind. Bei Keimlingen von *P. ginseng* elongiert das Hypokotyl und wird zum Teil der fleischigen Hauptwurzel (HU 1980). KUTSCHERA & SOBOTIK (1992) sehen die erste Aufgabe der Wurzel in der Aufnahme des Überschusses der vom Sproß gebildeten Assimilate und deren Speicherung, weiterhin die Verlagerung der Stoffe in Lebensräume mit geeigneten Temperaturen sowie die Rückführung der Assimilate in den Sproß. Alle von den Autoren genannten Kriterien für die Verwendung des Terminus „Rübe“ treffen auf die Hauptwurzel von *P. ginseng* zu. Insbesondere die massive Einlagerung von Stärkekörnern als Reservestoffe deutet darauf hin, daß Ginsengrüben an langandauernde Winterruhe angepaßt sind. Gleichzeitig können die Reservestoffe für den Aufbau der vegetativen und generativen Organe im Frühjahr rasch mobilisiert werden.

Von den lateralen Seitenwurzeln, die sich bis zur dritten oder vierten Ordnung weiter verzweigen können, werden besonders die distalen und proximalen in ihrem Wachstum besonders gefördert und zusätzlich sekundär verdickt. Weitere laterale Seitenwurzeln sind in der Regel nicht verdickt, sondern behalten über die gesamte Vegetationsperiode ihren primären Zustand bei. Aufgrund der besonderen Förderungsweise des Wachstums bestimmter Seitenwurzeln erhält die Ginsengrübe die Form einer menschenähnlichen Gestalt (LEE 1992). Förderung bestimmter Seitenwurzeln konnte auch bei den beiden perennierenden Rübenpflanzen *Bryonia alba* und *Gentiana lutea* beobachtet werden (TROLL 1937). KUTSCHERA (1960) geht jedoch davon aus, daß Rübenpflanzen eher dünne Seitenwurzeln besitzen. Vermutlich dienen die sekundär verdickten Seitenwurzeln, wie die Hauptwurzel, der Einlagerung und Speicherung von Reservestoffen. Außerdem erweitert die Pflanze auf diese Weise die Möglichkeiten, weitere Seitenwurzelanlagen auszubilden, die nach ihrer Entwicklung im primären Zustand Nährstoffe aus dem umgebenden Substrat absorbieren.

Der anatomische Bau von Ginsengwurzeln entspricht in der Anordnung der Gewebe dem der meisten Araliaceae und damit auch der überwiegenden Zahl der Dicotyledonenwurzeln. Auffällig sind Sekretkanäle, die bei primärer Bildungsweise den Protoxylempolen opponiert sind. Sekundäre Sekretkanäle werden mit dem Einsetzen des sekundären Dickenwachstums sowohl vom Kambium als auch vom Phellogen gebildet. Auch LIU ET AL. (1993) erwähnen, daß primäre

Harzkanäle in Ginsengwurzeln einmalig angelegt werden. Während die primären Kanäle vom Perizykel abstammen, werden die sekundären vom Kambium gebildet (LIU ET AL. 1993). Anzahl der gebildeten Sekretkanäle und Wurzelumfang korrelieren bei *Panax ginseng* (LIU ET AL. 1990). Ausführungen MOENICKES (1924) zufolge stehen bei der Araliaceae *Hedera helix* auch Wurzeldurchmesser und Entstehungsbeginn von Sekretkanälen im primären Rindenparenchym in engem Zusammenhang. Sie entstehen seinen Beobachtungen zufolge schizogen aus besonderen Zellen, die im Parenchym lokalisiert sind. In späteren Entwicklungsstadien sollen sich die sekundären „Harzgänge“ in der äußeren Zelllage des Rindenparenchyms und „in der Nähe des Korkgewebes“ bilden (MOENICKES 1924). TRÉCUL (1867A, B) weist (sekundäre) Harzkanäle ausschließlich in sekundären Rinden von Araliaceae-Wurzeln nach. TIEGHEM (1870) beschreibt Harzkanäle als Bildungen des Perizykels oder, im sekundären Stadium, des mehrschichtigen Kambiums. Der Autor berichtet weiterhin, daß die Harzkanäle bei Araliaceae stets den Gefäßen opponiert und daher regelmäßig angeordnet sind. APOSTOLIDES (1995) beobachtet die Bildung von sekundären Harzkanälen im Kambium und in äußeren Zellagen des Bastparenchyms sekundär verdickter Wurzeln. SCHAAT (1997) zeigt bei *Panax quinquefolius*, daß primäre Sekretkanäle in zwei- bis dreilagigen Bereichen des Perizykels junger Wurzeln gebildet werden und den Xylempolen opponiert sind. Bildungen sekundärer Sekretkanäle erfolgen nach SCHAAT (1997) in Periderm und Kambium und setzen mit dem sekundären Dickenwachstum der Wurzel ein. Für die Umbelliflorae ist das Vorhandensein von Sekretkanälen charakteristisch (GRAHAM 1966). Ihre Anordnung ist bei den Apiaceae gleichmäßiger als bei den Araliaceae. LIU ET AL. (1990) stellen Abhängigkeiten zwischen Anzahl der Sekretkanäle, Wachstumsbedingungen und Wurzelumfang fest, und berichten von einer Zunahme der Sekretkanäle mit Zunahme des Dilatationswachstums.

Die Zellen des Perizykels sind in jungen Wurzeln von *P. ginseng* gegenüber den Phloemelementen einlagig, gegenüber den Xylemelementen hingegen zwei- bis dreilagig. Nach GUTTENBERG (1968) ist der Perizykel junger Angiospermenwurzeln zumeist einlagig ausgebildet. Mehrlagige Bereiche sind hingegen Orte der schizogen entstehenden primären Sekretkanäle und finden sich insbesondere bei Araliaceae, Apiaceae, Pittosporaceae und Hypericaceae GUTTENBERG (1968). Auch in Wurzeln von *Celtis*, *Morus*, *Salix*, *Castanea* und *Calycanthus* sollen nach ESAU (1969) mehrlagige Perizykelgewebe auffindbar sein. Die von ZEUSKE (1996) untersuchten Araliaceae *Fatsia*, *Hedera*, *Fatshedera* und *Schefflera* weisen dagegen ausschließlich einlagige Perizykel in jungen Wurzeln auf. Die von APOSTOLIDES (1995) gefundenen Verhältnisse des Perizykelgewebes von *P. ginseng* stimmen mit den in dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen überein. Auch die von SCHAAT (1996) an *P. quinquefolius* beobachteten Anordnungen der Zellen im Perizykel sind mit unseren Ergebnissen für den Koreanischen Ginseng identisch. Da unter Berücksichtigung der Ergebnisse der zitierten Autoren bei verschiedenen Araliaceae unterschiedliche Typen der Perizykelgewebe vorliegen, kann aus deren Ausprägung kein familientypisches Merkmal für die Araliaceae hergeleitet werden.

Weisen Wurzeln von *P. ginseng* sekundäres Dickenwachstum auf, gehen die primären Rindengewebe sowie primäre Abschlußgewebe zugrunde. Zellen des Perizykels bilden durch perikline Teilungen sekundäres Abschlußgewebe in Form von Tiefenperiderm. Bereits TIEGHEM (1870, 1871) beobachtet die endogene Peridermbildung bei verschiedenen Araliaceae-Wurzeln und bemerkt den Verlust des primären Rindenparenchyms im sekundären Entwicklungsstadium der Wurzeln. APOSTOLIDES (1995) beschreibt ebenfalls die Bildung von Tiefenperiderm im Perizykel von *P. ginseng*, SCHAAT (1997) kann gleiches für den Amerikanischen Ginseng *P. quinquefolius* berichten. ZEUSKE (1996) beobachtet dagegen bei verschiedenen Araliaceae-Arten die

Ausbildung von Oberflächenperiderm an Adventivwurzeln. GÜSSOW (1900) findet bei verschiedenen Araliaceae-Arten ebenfalls Oberflächenperidermen in Sproßachsen und Blättern. Nach WAISEL (1995) kann sich Periderm in Sproßachsen unabhängig vom Kambium bilden. Bei *Malus pumila*, *Nerium oleander*, *Pyrus communis* und *Viburnum lantana* geht das Sproßachsenphellogen aus der Epidermis hervor, bei *Ailanthus altissima*, *Aristolochia sp.* und *Acacia raddiana* sind subepidermale Zellagen für die Phellogenbildung verantwortlich WAISEL (1995). Für ESAU (1969) stehen Lebensdauer der primären Wurzelrinde und Differenzierungsgrad der Pflanze in kausalem Zusammenhang. Bei geringem sekundären Dickenwachstum werden nach ihrer Ansicht häufiger Oberflächenperidermen gebildet. Die Hypothese von ESAU (1969) findet in den hier dargelegten Ergebnissen Bestätigung. Das reduzierte Wurzelsystem der Ginsengpflanze mit der rübenartigen, stark sekundär verdickten Hauptwurzel wird als progressiver Entwicklungszustand verstanden und korreliert mit Tiefenperidermbildung.

Verschiedene Querschnitte durch sekundär verdickte Ginsengwurzeln weisen große, rhexigen entstandene Risse im sekundären Rindengewebe (hauptsächlich im Bastbereich) auf, die unregelmäßig geformt und verteilt sind. Diese in Querschnitten sichtbaren Risse sind laut LIU ET AL. (1993) am häufigsten, wenn die Ginsengpflanze fruchtet. Dann ist auch der Glucosegehalt im pflanzlichen Gewebe am größten, der Stärkegehalt jedoch am geringsten. Die Autoren sehen zwischen saisonal bedingten Änderungen von Carbohydraten und stickstoffhaltigen Komponenten in temperierten Klimaten strenge Korrelationen mit der Überlebensstrategie der Pflanze im Winter.

Nicht alle Seitenwurzeln, die im Verlauf einer Vegetationsperiode gebildet wurden, gehen in den sekundären Zustand über. Verbleiben sie im primären Stadium, gehen sie etwa ab Ende September zugrunde. Ab Anfang Juli werden an sekundär verdickten und den Winter überdauernden Seitenwurzeln Wurzelprimordien angelegt. Die Primordien wachsen nach ihrer Entstehung nur wenige Millimeter und stagnieren gegen Ende der Vegetationsperiode in ihrem Wachstum. Erst zu Beginn der nächsten Saison nehmen sie das Wachstum wieder auf, durchbrechen die sie umgebende Korkschicht und wachsen zu jungen Seitenwurzeln aus. Anpassungen von Wurzeln und Wurzelsystemen an saisonal bedingte Veränderungen wurden unter anderem auch für *P. ginseng* von LIU ET AL. (1993) untersucht. Die Autoren gliedern die untersuchten Arten in drei Typen und ordnen *P. ginseng* dem „partiellen Erneuerungstyp“ zu. Sie beobachten, daß Haupt- und sekundär verdickte Nebenwurzeln der Ginsengpflanze in den Wintermonaten bestehen bleiben, während nicht verdickte Wurzeln zugrunde gehen. Die „winter root primordia“, Wurzelprimordien, deren Entstehung bereits Ende Juni bis Anfang Juli initialisiert wird, sind ab Mitte Oktober dormant. Durch verkorkte Zellagen und Harzeinlagerungen geschützt treten sie in die Winterruhe ein, um dann Ende Mai bis Mitte Juni zu neuen Seitenwurzeln auszuwachsen. LIU ET AL. (1993) bemerken weiterhin, daß mit der Bildung der Wurzelprimordien die Basis der bestehenden lateralen Wurzeln „zu welken beginnt“, was schließlich zum Absterben der Seitenwurzel führt. Unsere histologischen Untersuchungen bestätigen die Beobachtungen von LIU ET AL. (1993). Die Strategie der alljährlichen Neubildung oberirdischer Organe aus Innovationsknospen findet sich auch in der alljährlichen Wurzelneubildung wieder. Sowohl oberirdische als auch unterirdische Pflanzenorgane, die nur durch aufwendige, besondere morphologische Strukturen die Winterperiode überleben könnten, werden gegen Ende der „günstigen“ Jahreszeit abgestoßen. Lediglich die mit reichlich Reservestoffen angereicherte Hauptwurzel und die sekundär verdickten Seitenwurzeln überdauern den Winter.

So braucht die Pflanze keinen physiologisch aufwendigen Frostschutz aufzubauen, sondern ist durch die oberen Bodenhorizonte geschützt. Wie bei der Innovationsknospe kann die Pflanze durch die bereits angelegten, ausdifferenzierten Wurzelprimordien am Beginn der Vegetationsperiode schnell neue Nährstoffe und Wasser aufnehmen. Gegenüber Nährstoffkonkurrenten bieten sich der Ginsengpflanze somit nicht zu unterschätzende Vorteile.

Insbesondere die apikalen Bereiche der Hauptwurzel, aber auch Seitenwurzeln, weisen mit zunehmendem Alter der Ginsengpflanze immer ausgeprägter erscheinende Querrunzelungen auf, die Ausprägungen der Kontraktionen der Wurzeln sind. WEBER (1938), BARANOV (1966), LIU ET AL. (1993) und APOSTOLIDES (1995) beobachten an *P. ginseng*, ANDERSON ET AL. (1993) und SCHAAT (1997) an *P. quinquefolius* ebenfalls Querrunzelungen als Ausdruck häufiger Kontraktionen der Haupt-, Seiten- und Nebenwurzeln und werten dies als Anpassung der Ginsengpflanzen an die kalte Jahreszeit. RIMBACH (1929), TROLL (1937), ESAU (1969), und PÜTZ (1996A) weisen darauf hin, daß Wurzelkontraktionen typische Merkmale perennierender Pflanzen und Geophyten sind und besonders bei Monokotyledonae, aber auch bei Fabaceae, Oxalidaceae und Apiaceae (PÜTZ 1996A, B) vorkommen. Mit Hilfe der „kontraktilen Wurzeln“ sind Pflanzen befähigt, die dicht unter der Substratoberfläche befindlichen Erneuerungsknospen in tiefere Bodenschichten zu ziehen. Da sich Temperatur- oder Wassergehaltsschwankungen in tieferen Bodenschichten geringer sind, werden empfindliche Überdauerungsorgane von Pflanzen dort vor Kälteeinwirkungen oder trockenen Sommerperioden wirksam geschützt. Bei *P. ginseng* stellt die Fähigkeit zur Kontraktion der Rübe und der Seitenwurzeln somit neben dem Einziehen der oberirdischen Triebe und dem Abwerfen junger Seitenwurzeln eine weitere Anpassung an die kalte Jahreszeit dar.

Die Ginsengpflanze besitzt am apikalen Pol der Rübe einen Bereich, an dem alljährlich die Innovationsknospen ausgebildet werden. Die Innovationsknospen besitzen jeweils ein Vorblatt, das sowohl adossierte als auch nicht adossierte Stellung haben kann. Über diesen Bereich, der sich stets unter der Substratoberfläche befindet, finden sich in der Literatur vielfältige Interpretationen und Unstimmigkeiten in der Anwendung der Fachtermini. So erkennt MAKINO (1936, zitiert in KIM 1978) an *P. ginseng* ein kurzes Rhizom, das die Sproßachse(n) produziert. KIM (1978) erläutert dazu, daß an diesem Rhizom die Erneuerungsknospen angelegt werden. Während WEBER (1938) berichtet, daß Ginsengwurzeln „am oberen Ende einen Stengelrest tragen“, schreibt BARANOV (1966), daß die „Ginsengwurzel von einem unterirdischen Sproß gekrönt“ sei und ein unterirdisches, vertikales Rhizom besitze. Am Apex des Rhizoms, so BARANOV (1966), sitzen Innovationsknospen. MADAUS (1976) beschreibt das unterirdische, Innovationsknospen bildende Organ von *P. ginseng* als „langes, kriechendes Rhizom mit fünf bis sieben Zentimeter langen, möhrenartig-knolligen Wurzeln, die nach unten in eine dicke Wurzel auslaufen“. HU (1976) spricht das von ihr später als Rhizom beschriebene Organ als „Lu-t'ou“ (engl. „rough head“) an. HARA (1970) nutzt bei *Panax*-Arten die augenscheinlich unterschiedlich ausgebildeten Rhizome zur systematischen Einteilung. Die Arten sind jedoch seiner Ansicht nach sehr variabel und können je nach Standort unterschiedliche Rhizomtypen, auch an einem Individuum aufweisen. Bei einigen Arten, nicht jedoch bei *P. ginseng*, stirbt das Rhizom vom Ende her ab. *P. ginseng* entwickelt dagegen, und das ist für HARA (1970) das Kriterium zur Abgrenzung von den anderen *Panax*-Arten, das sehr kurze Rhizom nicht weiter und ist wenig variabel in dessen Morphologie. Vom Vorkommen eines unterirdischen Rhizoms mit terminaler Knospe bei *P. ginseng* spricht HU (1977, 1978). Sie weist darauf hin, daß viele ostasiatische Ginsengarten kriechende Stolone mit vergrößerten Nodi besitzen oder aber gestauchte horizontale Rhizome aufweisen, die anstelle fleischiger Wurzeln als Speicherorgane dienen. Nordamerika-

nische Arten haben dagegen fleischige Wurzeln (HU 1978). Die Autorin gibt weiterhin an, daß *P. quinquefolius*, *P. wangianus*, *P. ginseng*, *P. pseudoginseng* und *P. zingiberensis* sowie *P. trifolius* (HU 1980) aufrechte Rhizome haben, die mit jeweils einer fleischigen Wurzel verbunden sind. *P. japonicus* besitzt dagegen ein horizontales Rhizom und gestauchte, kurze Internodien. *P. elegantior* hat ein dünnes Rhizom mit elongierten Internodien und vergrößerten Nodi und erscheint daher perlschnurartig. Dem Rhizom von *P. ginseng* entspringt eine subterminale Knospe (HU 1977). Als „sympodiales Rhizom“ bezeichnen LEWIS & ZENGER (1982) das unterirdische, knospenbildende Organ von *P. quinquefolius*, da die Blätter der Pflanze an der Insertionsstelle keine Achselknospen aufweisen. Deutlich von der Rübe abgesetzte, rhizombildende Sproßteile werden von APOSTOLIDES (1995) an *P. ginseng* erkannt. Im Zusammenhang mit den vielfältigen Interpretationen für das Innovationsknospen-bildende Organ des Ginsengs läßt sich die Frage nach der Lebensform der Pflanze diskutieren. So stellt sich die Frage, ob *P. ginseng* als Rübengeophyt oder Rhizomgeophyt gelten muß. TROLL (1937) definiert Rhizome als unterirdisch wachsende, verdickte Sproßachsen mit mehr oder minder stark gestauchten Internodien. Es sind zudem Speicherorgane, die sekundär homorhiz bewurzelt werden. Wichtiges Merkmal von Rhizompflanzen ist, so TROLL (1937), das Absterben der Hauptwurzel und das Fehlen eines allorhizen Wurzelsystems. Weitere charakteristische Merkmale oder Kriterien für Rhizome sind überwiegend horizontales Wachstum, deren Genese, Bau des Vegetationspunktes, periphere Leitbündelanordnung, Vorhandensein von Blattorganen und Blattnarben, kurze Internodien, Absterben älterer Segmente im Lauf der Entwicklung. Im Gegensatz dazu ist bei Rübengeophyten die Hauptwurzel unter Beteiligung des Hypokotyls zur Speicherwurzel umgebildet und stets sekundär verdickt (TROLL 1937). Zudem sind die Erneuerungsknospen von Rübengeophyten nicht zur homorhizen Bewurzelung befähigt und bilden keine sproßbürtigen Wurzeln. TROLL (1937) stellt weiterhin fest, daß sich das Dickenwachstum der Rübe auch auf den Bereich der basalen Knospen an der Hauptachse erstrecken kann und auf diese Weise die Stammbasis zum Ausdauern befähigt, wie es sich bei *Bryonia alba* zeigt. Auch das Epikotyl ist am Aufbau des Rübenkopfes beteiligt (TROLL 1954), der sich „als solcher schon durch seine Beblätterung bzw. die Blattnarben zu erkennen gibt“. Während sich APOSTOLIDES (1995) aufgrund der Beteiligung von Hypokotyl und Primärwurzel am Aufbau des perennierenden Rübenkörpers von Ginsengpflanzen für die Bezeichnung „Rübengeophyt“ ausspricht, erklären YOSHIE & YOSHIDA (1989) *P. ginseng* als „Rhizomgeophyt“. SCHAAT (1997) erläutert hingegen, daß die Bezeichnung der Lebensform von *Panax* davon abhängt, ob der als Rhizom angesprochene unterirdische Sproßbereich zur Rübe gezählt wird oder nicht. Dies ist ihrer Ansicht nach weitgehend Auffassungssache und davon abhängig, ob ein ungewöhnlicher Aufbau des Rhizoms oder die untypische Gestaltung des Epikotyls angenommen wird. Wir sind der Ansicht, daß der Terminus „Rübengeophyt“ für die Ginsengpflanze zutreffend ist, da wir keine homorhize Bewurzelung feststellen konnten, die Allorhizie des Wurzelsystems auch bei alten Pflanzen gewahrt bleibt, die Hauptwurzel persistiert und Speicherstoffe einlagert und die Innovationsknospen unfähig sind zur Verselbständigung (da ihnen die Fähigkeit zur homorhizen Radikation abgeht). Wir schließen uns weiterhin TROLL (1937) an, der die apikalen Bereiche der Rübe als aus Hypokotyl, Kotyledonarknoten, dem Epikotyl und der Basis der Primärachse hervorgegangen versteht. Der apikale Pol einer Ginsengrube sollte daher als „Rübenkopf“ (TROLL 1937) oder mit den von HU (1976) genannten asiatischen Worten als „Lu-t'ou“ bezeichnet werden.

Wenige Millimeter über der Übergangsregion zwischen Lufttrieben und Wurzelsystem befindet sich der Bildungsbereich der Innovationsknospen. Dieser Bereich ist zur Hauptachse des Lufttriebes durch Korkgewebe abgegrenzt, das sich als nur wenige Mikrometer dicke, horizontale Platte charakterisieren läßt. Dieses Korkgewebe, das bereits frühzeitig entwickelt wird, ist als Schutzgewebe für die apikalen Bereiche der Rübe zu verstehen. Da die oberirdischen Organe alljährlich an der Basis absterben, muß an dieser Stelle zwangsläufig ein Schutz- oder Abschlußgewebe vorhanden sein, das die darunter gelegenen Bereiche schützt.

Mehrjährige Ginsengpflanzen besitzen in der Regel drei bis fünf fünfteilig gefingerte Blätter, die quirlständig an der einstämmigen Achse des Lufttriebes inserieren. SCHULZ (1958) erklärt, daß die bis zum Grunde handförmig geteilten Blätter der Ginsengpflanze dem Wurzelhals entspringen. Verschiedene Autoren fassen hingegen den gesamten oberirdischen Trieb als ein zusammengesetztes Blatt auf, das bei älteren Pflanzen eine „epiphyll Infloreszenz“ trägt (HU 1980). CHOI & SHIN (1982) untergliedern die zusammengesetzten Blätter mehrjähriger Pflanzen aufgrund unterschiedlicher morphologischer Ausprägungen in sieben verschiedene Gruppen. Sie stellen fest, daß die Blattformen von an unterschiedlichen Standorten entnommenen Proben keine signifikanten Unterschiede aufweisen. Allerdings sind die Typen A, B und C in allen Populationen häufiger vertreten als die Typen D, E, F und G.

Auf der Oberseite der Fiederblätter befinden sich mehrzellige Emergenzen. Sie sind senkrecht zur Blattoberfläche orientiert und lassen sich auf den dickeren Blattleitbündeln und an den Blatträndern, jeweils zwischen den Einbuchtungen zweier Blattzähnen, finden. Weitere Emergenzen unterschiedlicher Größe und Anzahl finden sich bei mehrjährigen Pflanzen auf der gestauchten Blattrhachis, bei einjährigen Pflanzen sind in Verlängerung der Blattstielfurche meist zwei höcker- bis hornförmige Emergenzen erkennbar. Auch HU (1977) beschreibt „steife Haare entlang der randlichen Blattnerven“, geht jedoch nicht näher auf deren Anatomie oder Funktion ein. Während tote, auf Blattoberflächen inserierende Haare die Funktion des Verdunstungsschutzes und der Reflexion von Sonnenlicht haben, ist die Bedeutung lebender Trichome und Emergenzen meist unbekannt. Treten sie in großer Anzahl auf, kann Oberflächenvergrößerung der Epidermis vermutet werden. Haben die Haare Anschluß an das Leitgewebe, können Nektarsekretion und Guttation nicht ausgeschlossen werden. Funktion und Bedeutung der von uns untersuchten mehrzelligen Emergenzen der Ginsengblätter sind unbekannt. Verdunstungsschutz und Reflexion scheiden aufgrund der geringen Anzahl als Diskussionspunkt aus. Die Emergenzen haben Anschluß an Leitgewebe, jedoch konnte zu keinem Zeitpunkt Sekretion beobachtet werden.

Das Mesophyll der Blätter von *P. ginseng* ist zweischichtig. Die Zellen des der Blattoberseite zugekehrten Palisadenparenchyms stoßen nahezu lückenlos aneinander, während das aus zwei bis drei Zelllagen bestehende Schwammparenchym große Interzellularräume ausbildet. METCALFE & CHALK (1950) stellen ebenfalls fest, daß das Mesophyll von Araliaceae-Blättern häufig einlagige Palisadenparenchymschichten aufweist. Wie auch BERNHARD (2000, pers. Mitteilung) zeigen kann, bildet offensichtlich das Mesophyll von Araliaceae aufgrund unterschiedlichster Ausprägungen kein familientypisches Merkmal.

Die Innovationsknospen von *P. ginseng* sind von jeweils drei Knospenschuppen umgeben, deren anatomischer Aufbau sich stark vom Aufbau anderer Phyllome von *P. ginseng* unterscheidet. Die Knospenschuppen sind nicht gleich gestaltet, sondern nehmen an Größe zum Zentrum der Erneuerungsknospe hin zu. YOSHIE & YOSHIDA (1989) gliedern Knospen in drei Typen, die sich im Grad der Differenzierung zwischen Knospenschuppen und Laubblättern

unterscheiden. Typ C, dem von den Autoren auch *P. japonicus* zugeordnet wird, weist große Unterschiede zwischen der Morphologie der Knospenschuppen und den von diesen umgebenen Blättern auf. Auch Pflanzen wie *Trillium spec.*, *Chloranthus japonicus* oder *Paris tetraphylla* können diesem Typ zugeordnet werden und zeigen als weitere Gemeinsamkeit die Ausbildung von maximal zehn, häufig quirlständigen Blättern. Zumeist werden Blüten und Blätter in der Knospe fertig ausdifferenziert (YOSHIE & YOSHIDA 1989). Die Autoren vertreten die Ansicht, daß zwischen Dormanz, Differenzierung der Knospenschuppen von den Laubblättern und der Lebensform der Pflanze enge Korrelationen bestehen. Dies trifft auch auf *P. ginseng* zu. Die von den Laubblättern stark unterschiedlichen Knospenschuppen des Koreanischen Ginsengs schützen die Neuanlagen vor Austrocknung, niedrigen Temperaturen und mechanischen Belastungen während der Ruhephase und unterstreichen die Anpassung der Pflanze an kalte, unvorteilhafte Jahreszeiten.

Das Pericarp der im reifen Stadium rotgefärbten Früchte der Ginsengpflanzen ist dreiteilig gegliedert. Das äußere Exocarp ist dünnhäutig, das Mesocarp fleischig und das Endocarp stark lignifiziert. In der Mehrzahl der Studien über *Panax* werden die Früchte als „Beeren“ (WEBER 1938, SCHLIEBS 1958, SCHULZ 1958, MADDAUS 1976, SCHÖPFER 1976, KIM 1978, YOUN 1987) oder „beerenartig“ (HU 1980) bezeichnet. Wenige Autoren, wie CHOI & SHIN (1982) sowie LEWIS & ZENGER (1982) sprechen die Früchte hingegen als „Steinfrüchte“ an. Aufgrund der in der vorliegenden Arbeit durchgeführten Untersuchungen an Testa und Pericarpium der Ginsengpflanze kann gut dokumentiert werden, daß das Steingehäuse der Diasporen der lignifizierten, innersten Schicht der Fruchtwand entspricht. Somit müssen die Früchte als „Steinfrüchte“ bezeichnet werden und nicht als „Beeren“, bei denen das Endocarp fleischig ausgeprägt ist.

Ginsengsamen benötigen bis zu 18 Monate, bevor sie nach der Fruchtreife unter natürlichen Bedingungen auskeimen, da die Embryonen von *P. ginseng* zum Zeitpunkt der Fruchtreife noch nicht vollständig ausgebildet sind. In diesem Zeitraum müssen zwei Kälteperioden durchlaufen werden, bevor die Keimung beginnt. Dormanz von Samen kann durch strukturelle, chemische und physiologische Faktoren verursacht werden (WERKER 1997), beispielsweise Impermeabilitäten der Samenhülle für Wasser, Sauerstoff oder Kohlendioxid (CROCKER & BARTON 1953, WERKER 1997). Weiterhin können Samenhüllen mechanische Barrieren für den Durchtritt der Radicula bilden, als Filter für die Keimung auslösende Lichtqualitäten oder -quantitäten dienen oder den Verlust von im Embryo vorhandenen Keimungshemmstoffen behindern (WERKER 1997). WERKER (1997) berichtet weiter, daß „schlafende, rudimentäre Embryonen“ bei 15 Dicotyledonae und fünf Monocotyledonae bekannt sind. In der Dormanzphase finden unter Abbau der Reservestoffe Embryowachstum und -differenzierung, zelluläre Morphogenese und Organogenese statt. Nach DUCAMP (1901) gilt für Araliaceae-Embryonen die „Hypothese uniformer Entwicklung“, die drei Stadien umfaßt. Erst im dritten Stadium finden bei Araliaceae demnach zelluläre Morphogenese und Organogenese statt, die in der Bildung der oberirdisch erscheinenden Bereiche der Pflanzenachse resultieren. Auch für *Panax* ist die lange Zeit, die zwischen Fruchtreife und Keimung vergeht, bekannt (OHWI 1965, BARANOV 1966, HU 1980, WERKER 1997). JO & WON (1998) konnten zeigen, daß das Embryowachstum von *P. ginseng* beschleunigt wird, wenn das Steinendocarp frühzeitig vom Samen entfernt wird. Die Autoren vermuten, daß in diesem Falle Wasser und Sauerstoff leichter aufgenommen werden können. Sie finden keinerlei Hinweise darauf, daß die rudimentären Ginsengembryonen Keimhemmstoffe produzieren.

Bei den in dieser Arbeit durchgeführten Keimungsversuchen wurden beste Keimerfolge erzielt, wenn das stratifizierte Saatgut der Vorjahresernte möglichst im Zeitraum zwischen Dezember und Februar des Folgejahres ausgebracht wurde und bis zum Keimbeginn niedrige Umgebungstemperaturen von etwa 7°C eingehalten wurden. Wurden mit feuchtem Filterpapier ausgelegte Petrischalen im Dauerdunkel aufgestellt, konnte die höchste Keimrate erreicht werden, während 24-stündige Beleuchtung mit 1500lx die Keimdauer verkürzte, jedoch die Keimrate minderte. JO & WON (1998) führen ebenfalls Versuche zur Keimung von *P. ginseng* durch und können zeigen, daß die optimale Temperatur der zweiten Kälteperiode bei 15°C liegt, während OHSUMI & MIAZAWA (1956) 20°C angeben. JO & WON (1998) beobachteten hingegen, daß die Pyrenen bei diesen Temperaturen im Frühjahr nicht zur Keimung kommen. Hohe Luftfeuchtigkeiten wirken sich ebenfalls hemmend auf die Keimung von *P. ginseng* aus (JO & WON 1998). Die natürliche Dormanz von Ginsengpyrenen, die durch das Vorhandensein von unterentwickelten Embryonen hervorgerufen wird, kann durch Variation der Umgebungstemperaturen, Lichtverhältnisse, Luftfeuchtigkeit oder Aussaatzeitpunkt geringfügig verkürzt werden. Die genannten Faktoren sind jedoch für die Keimraten von entscheidender Bedeutung.

Durch Behandlung von Ginsengpyrenen mit Gibberellinsäure, die bei 20°C und 1200lx (12h/d) exponiert wurden, konnte einerseits die Keimdauer herabgesetzt werden, andererseits wurde die Keimrate erhöht. Sowohl Keimdauer als auch -rate korrelieren mit der Konzentration der verwendeten Gibberellinsäure-Lösungen. Verkürzung der Keimdauer von Ginsengsaatgut ist das Anliegen vieler Anbauer (BARANOV 1966). GRUSHVITZKY & LIMAR (1965) beobachten, daß die Keimrate durch den Einsatz von 0,05 bis 1% Gibberellinsäure von 50% bis 70% auf 90% bis 100% gesteigert werden kann. Auch in Zellkulturen aus Ginsengwurzeln wirken Pflanzenhormone wie Benzyladenin wachstumssteigernd (INOMATA ET AL. 1995), allerdings nicht der Zusatz von 0,5mg GA₃/l. INOMATA ET AL. (1995) stellten jedoch fest, daß sich der Ginsenosidgehalt bei Zusatz von Gibberellinsäure zum Kulturmedium verringert. PHARIS & KING (1985) berichten dagegen in einem Review, daß bei zahlreichen Pflanzenarten verschiedene Gibberelline in der frühen Embryogenese und für die Reifung unterentwickelter Embryonen notwendig sind. Werden Gibberelline zu einem falschen Zeitpunkt der Entwicklung oder in ungeeigneter Konzentration zugesetzt, kann es auch zur Hemmung des Embryonenwachstums kommen (YEUNG & SUSSEX 1979). In der vorliegenden Arbeit wurde das Pflanzenhormon Gibberellinsäure (GA₃) eingesetzt, um Versuchsmaterial für morphologische und anatomische Untersuchungen rasch verfügbar zu machen. Dabei konnte gezeigt werden, daß deren Zusatz durchaus lohnend sein kann, um Keimdauer und -rate von Ginsengpyrenen günstig zu beeinflussen. Weiterführende und ausführlichere Versuchsansätze zu dieser Thematik, unter Berücksichtigung weiterer Gibberelline und Pflanzenhormone, die in unterschiedlichen Konzentrationen und zu verschiedenen Zeitpunkten der Embryo- und Samenentwicklung zugegeben werden, erscheinen vielversprechend.

Bei den verschiedenen Versuchsansätzen in Klimakammern und Freiland wurden sehr unterschiedliche Keimraten erzielt. Während in den Klimakammern unter Verwendung von Sand im Jahr 1999 stets 100% der Pyrenen auskeimten, kamen in Topfkulturen im Frühbeet 73,6% der in Substrat A ausgebrachten Pyrenen zur Keimung, in Substrat H 38,8%. Auf dem Versuchsacker des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg lag die Keimrate bei zwei aufeinanderfolgenden Aussaaten in den Jahren 1996 und 1997 jeweils bei 0%. Wischmann FloraFarm, von denen das Saatgut für unsere Versuche zur Verfügung gestellt wurde, erzielten in den Jahren 1996, 1998 und 1999 jeweils durchschnittlich 80% Keimrate, im Jahr 1997 hingegen lediglich 10%. Im Verlauf der Untersuchungen konnten die Auslöser für

die Schwankungen der Keimraten nicht ermittelt werden. So konnte nicht nachvollzogen werden, ob das von Wischmann FloraFarm zur Verfügung gestellte Saatgut stets von gleicher Herkunft und Qualität war. Mit Sicherheit beeinflussten auch Substratqualität und Klima - hier insbesondere die ungewöhnlich großen Niederschlagsmengen im Herbst des Jahres 1998 sowie die im Februar 1999 herrschenden Nachtfröste mit Temperaturen bis -12°C - die Keimung. In den Freilandversuchen kann auch der Einfluß von Tieren nicht ausgeschlossen werden. Die am Rand des Versuchsfeldes aufgefundenen zahlreichen *Formicidae*-Nester lassen vermuten, daß das Saatgut von diesen Tieren als Nahrungsquelle verwendet wurde, zumal auch nach intensivem Nachforschen im Sommer nach der Aussaat weder Pyrenen noch leere Endocarphüllen aufgefunden wurden.

Inokulationen von Ginsengwurzeln mit den zur Verfügung stehenden Inokula waren in Freiland- und Gewächshauskulturen sowie in Klimakammern überwiegend erfolgreich. Sie resultierten in gut nachweisbaren, sich im Cortextgewebe etablierenden AM-Pilzen. HAN ET AL. (1996) berichten ebenfalls von erfolgreicher Besiedlung der Wurzeln von *P. ginseng* in Freilandkulturen nach Inokulationen mit der AM-Pilzspezies *Acaulospora longula*. In Gewächshauskulturen konnten APOSTOLIDES (1995) und ZEUSKE ET AL. (1999) durch gezielte Inokulationen mit *Glomus intraradices*, *G. albidum* und *G. mosseae* die Etablierung der Mycorrhizapilze in Wurzeln mehrjähriger Ginsengpflanzen erreichen. Ebenso erfolgreich waren DOMEY ET AL. (1997), die *P. ginseng* mit Verbreitungseinheiten von *G. intraradices* inokulierten. UEDA ET AL. (1992) zeigen, daß Wurzeln von *P. ginseng* an natürlichen Standorten in Japan zu 26% mycorrhiziert vorliegen, treffen jedoch keine Aussage über die Spezies der wurzelbesiedelnden AM-Pilze. PARK (2000, persönliche Mitteilung) nimmt an, daß es sich bei den Endophyten in Ginsengwurzeln natürlicher Standorte in Korea um die Spezies *Glomus mosseae* handelt. Auch Wurzeln des nahe verwandten Amerikanischen Ginsengs, *P. quinquefolius*, sind in der Lage, mit verschiedenen AM-Pilzen Symbiosen auszubilden (McDOUGALL & LIEBTAG 1928, SEO & ANDERSON 1990, PETERSON & FARQUHAR 1994, WHITBREAD ET AL. 1995, WHITBREAD ET AL. 1996, SCHAAT 1997, ZEUSKE ET AL. 1999). In diesen Ergebnissen manifestiert sich die bekannte Annahme, daß AM-Pilze geringe Wirtsspezifitäten aufweisen (SMITH 1980). *P. ginseng* kann offensichtlich nicht nur mit Arten der Gattung *Glomus* Symbiosen eingehen, sondern auch mit Pilzen der Gattungen *Acaulospora* und *Gigaspora*. Verlässliche, durch PCR-Methoden (DIÉDHIU ET AL. 2000) gestützte Artbestimmungen der Mycorrhizapilze in Ginsengwurzeln, die am natürlichen Standort entnommen wurden, liegen bisher nicht vor. Somit kann über möglicherweise bevorzugte Assoziationen zwischen *Panax* und AM-Pilz keine Aussage getroffen werden. Es ist jedoch nicht auszuschließen, daß Pflanzen verschiedener Standorte mit unterschiedlichen, den jeweils ökologischen Standortverhältnissen angepaßten AM-Pilzen in Symbiose stehen. Hierbei sind besonders die jeweils vorliegenden Pflanzengesellschaften ausschlaggebend.

Von besonderer Bedeutung für den Inokulationserfolg waren die Art der Inokulation sowie das Alter der Pflanze zum Inokulationszeitpunkt. Wurde Inokulum bestimmter AM-Pilze in direkten Kontakt mit frisch auskeimenden Primärwurzeln gebracht, konnten bereits nach sechs Tagen Anheftungen von Hyphen an den Wurzeloberflächen sowie bräunliche Verfärbungen der jungen Primärwurzelspitzen beobachtet werden. Bereits kurze Zeit später starben die Keimlinge ab. Wurde jedoch zwischen dieses Inokulum und keimende Pyrenen eine etwa 5cm dicke Substratschicht gegeben und dadurch direkter Kontakt zwischen jungen Wurzeln und Inokulum

zunächst vermieden, blieben Verfärbungen aus und die Etablierung der Pilze verlief erfolgreich. Bei älteren Pflanzen konnte das Inokulum direkt an die Wurzeln appliziert werden, ohne daß sichtbare Schäden an Wurzeln und Pflanzen auftraten. Ähnliche Verhältnisse beobachten auch ALLEN ET AL. (1989) an Sämlingen der üblicherweise mycorrhizafreien *Salsola kali*. Ein bis zwei Tage nach Inokulation mit AM-Pilzen treten ebenfalls braune Verfärbungen an den jungen Wurzeln auf. ALLEN ET AL. (1989), die kompatible und nicht kompatible Assoziationen zwischen Pilz und Pflanze unterscheiden, erklären diese Braunfärbung durch Phenolakkumulation, die in Wurzeln nicht kompatibler Beziehungen zwischen Pilz und Pflanze als Inhibitoren des Pilzwachstums auftreten. Die Autoren berichten zudem von verkürzter Dauer zwischen Inokulation und Ausbildung von Außenmycel an den Wurzeln von *Salsola kali*. Die gleichen Beobachtungen machten FRANCIS & READ (1995) an inokulierten Keimpflanzen von *Arabis hirsuta*. Auch Wurzelmeristeme von *Echium vulgare* können zerstört werden, sobald sie in Kontakt mit AM-Pilzen treten (FRANCIS & READ 1995). Die Autoren vermuten, daß die Meristeme der Wurzelspitzen vom Pilz befallen werden und daß es dadurch zur Hemmung des Keimwurzelwachstums kommt. Symbiosen zwischen AM-Pilzen und Pflanzenwurzeln sind nach FRANCIS & READ (1995) nicht immer mutualistischer Natur, sondern es existieren auch kommensalistische, fakultative und antagonistische Beziehungen. Mutualistische Symbiosen setzen eine hohe Kompatibilität der Partner voraus, Antagonisten sind nicht kompatibel. SMITH (1980) erwähnt das Vorkommen antagonistischer Symbiosen in gleicher Weise, zieht jedoch als mögliche Auslöser bestimmte Änderungen der Umweltverhältnisse in Betracht. Zudem kann, besonders in frühen pflanzlichen Entwicklungsphasen, Konkurrenz um Kohlenstoff zwischen Pflanze und AM-Pilz entstehen, bei der die Bilanz für die Pflanze negativ ist. Weiterhin besteht die Möglichkeit, daß ein Zuviel an Phosphat, das der Pflanze durch den Pilz vermehrt zur Verfügung gestellt wird, toxisch auf die pflanzlichen Gewebe wirkt (SMITH 1980). Abwehrreaktionen von Pflanzenzellen gegenüber Krankheitserregern, die mit Verbräunung der Gewebe einhergehen, sind kein unbekanntes Thema. Meist wird in vom Erreger kontaktierten Zellen verstärkt Kallose gebildet, in die Produkte des Phenyl-Propan-Stoffwechsels wie Phenole und Lignin-ähnliches Material als Imprägnierung eingelagert werden (FREYTAG & HAHLBROCK 1992). Durch diese und weitere Mechanismen, wie den hypersensitiven Zelltod, wird das Eindringen des nicht kompatiblen Organismus in die Pflanze verhindert. MÜNZENBERGER & STRACK (2000) teilen mit, daß der Gehalt von Phenolen in den Feinwurzeln von *Larix spec.* vermindert wird, sobald die Besiedelung mit kompatiblen Mycorrhizapilzen erfolgt. Es kann davon ausgegangen werden, daß Mycorrhizahyphen nicht in der Lage sind, Testae von Samen zu durchdringen und in den Keimprozeß einzugreifen. Werden auch keine aktiven, diesen Prozeß inhibierenden Komponenten von den Hyphen ausgeschieden, schreitet die Keimung unbeeinflusst von den AM-Pilzen voran, bis die Primärwurzel in das Substrat vordringt. Erst dann können Hyphen mit dem Keimling interagieren und je nach Kompatibilitätsgrad mutualistische oder antagonistische Symbiosen ausbilden. Die bei *Panax ginseng* beobachteten variierenden Keimraten bei Zusatz unterschiedlicher AM-Pilzinokula, im Zusammenhang mit der bei geringen Keimraten einhergehenden Braunfärbung der Primärwurzeln, können weitere Hinweise auf die von FRANCIS & READ (1995) und SMITH (1980) angenommenen antagonistischen Symbiosen geben. Eine weiterführende Erklärung für die Inhibition des Wachstums der Keimlingswurzeln durch bestimmte AM-Pilze könnte die Inkompatibilität der Primärwurzel für dieses Mycorrhizapilze sein, die ja auch in späteren Entwicklungsstadien grundsätzlich frei von Mycorrhizapilzen ist. In den hier durchgeführten Versuchen wurde der Kontakt der nicht

kompatiblen Primärwurzeln mit dem Inokulum verhindert und die Keimwurzeln entwickelten sich zunächst unbeeinflusst vom AM-Pilz. Erst die zu späterem Zeitpunkt ausgebildeten kompatiblen Seitenwurzeln der Pflanze trafen in den tieferen Erdschichten auf die Verbreitungseinheiten der Pilze und konnten auf diese Weise mutualistische Symbiosen eingehen.

Der Grad der Wurzelbesiedlung durch Endophyten, gemessen am Anteil besiedelter Wurzelbereiche, ist nicht gleichmäßig. Er kann sowohl bei Verwendung verschiedener als auch gleicher Inokula stark bei den Pflanzenindividuen variieren, auch wenn jeweils gleiche Sporendichten eingesetzt wurden. Änderungen von Lichtqualität, Temperatur, Inokulationszeitpunkt, oder Zusatz von Pflanzenhormonen wirken sich nicht auf Besiedlungsgrad oder Inokulationserfolg aus, wohl aber auf die Dauer bis zum ersten erfolgreichen Nachweis von Endophyten in Wurzeln von *P. ginseng*. Während BRUNDRETT (1991) davon ausgeht, daß Sporen die wichtigsten Verbreitungseinheiten von Mycorrhizapilzen sind, gehen RIVES ET AL. (1980) und MCGEE (1987) davon aus, daß neben Blastosporen, Chlamyosporen und Azygosporen in erster Linie Fragmente besiedelter Wurzeln, die Hyphen und Vesikel enthalten, und Bodenhyphen als Verbreitungseinheiten in Frage kommen und sogar zu besonders rascher Kolonisierung der Wurzeln führen (siehe auch DANIELS & SKIPPER 1982). Auch BIERMANN & LINDERMAN (1983) stellen fest, daß intraradicale Vesikel und besiedelte Wurzelfragmente das Inokulumpotential bezüglich der Besiedlungsfähigkeit erhöhen. Daher vertreten die letztgenannten Autoren die Meinung, daß die Sporendichte in Substraten nicht brauchbar ist für Infektionsvergleiche unterschiedlicher AM-Pilzspezies. Diese Aussage wird durch DODD (1994) gestützt, der ebenfalls geringe Korrelation zwischen Sporendichte und Besiedlungsrate feststellt und bereits im Boden vorhandenes Hyphennetzwerk als „chief source of inoculum“ bezeichnet. TOMMERUP (1983) hält die Angabe von Sporendichten als Vergleichsgrundlage verschiedener Versuche ebenso für problematisch und weist auf die natürliche Dormanz von Sporen hin. Sie ist von der Spezies und vom Feuchtigkeitsgehalt des umgebenden Substrates abhängig. Daher muß diese Ruhezeit bei allen Versuchen, in denen mit Sporendichten gearbeitet wird, stets in Betracht gezogen werden; über die Dauer bis zur Besiedlung der Wurzeln und die Effektivität des Inokulums läßt sich somit nur schwer eine Aussage treffen (TOMMERUP 1983). Neben der Bodenfeuchte beeinflussen auch Temperatur und pH die Sporenkeimung, von DANIELS & TRAPPE (1980) nachgewiesen an *Glomus epigaeus*, während die Sporendichte keinen Effekt auf die Sporenkeimung hat. BELLGARD (1992) erläutert gleichfalls das Vorkommen von dormanten AM-Pilzsporen. Sie weist darauf hin, daß Sporendichten auch abhängig von Standort und Umweltbedingungen sind und in natürlichen Ökosystemen standortbedingt gering ausgeprägt können. Saisonale Veränderungen von Sporendichten und Wurzelbesiedlungen konnten LIEPINA & SKUJINS (2000) beobachten. Den Aussagen der Autoren zufolge besteht keine Korrelationen zwischen Wurzelinfektion und Sporendichte, jedoch mit Blütezeit und vegetativer Wachstumsperiode der Pflanze. Daher schließen LIEPINA & SKUJINS (2000) Rückschlüsse von der ermittelten Sporenzahl auf die Besiedlungsfähigkeit eines Inokulums aus. Im Gegensatz dazu finden JENSEN & JAKOBSEN (1980) Sporenanzahlen mit Infektionsintensitäten korreliert. Von einem weiteren Zeitfaktor, der bei der Ermittlung von Etablierungsdauer von Endophyten nach der Inokulation berücksichtigt werden muß, ist nach GIOVANNETTI & CITERNESI (1993) und NAGAHASHI & DOUDS (1997) auszugehen. Sie ermittelten bei verschiedenen AM-Pilzspezies unterschiedliche Zeiträume, die zur Formation der Appressorien benötigt werden. Wir stimmen darin überein, daß Sporendichten ein unzureichendes Kriterium zur Bestimmung des Infektionspotentials von Inokula sind und nicht mit dem Besiedlungsgrad korrelieren. Die zur Bestimmung der Besied-

lungseffektivität zu berücksichtigenden, mit Sicherheit artabhängigen Faktoren wie Dauer natürlicher Dormanzen, saisonale und umweltbedingte Abhängigkeiten der Sporenkeimung, notwendige Abundanzen der Endophyten, Dauer der Appressorienbildung, Geschwindigkeit des Hyphenwachstums und geeignete Lagerungsbedingungen von Inokula sowie besonders geeignete Erntezeitpunkte in der Inokulumproduktion sind nahezu unbekannt. Daher besteht großer Forschungsbedarf, um Versuche mit arbuskulären Mycorrhizapilzen quantifizierbar zu machen. Die in dieser Studie gemachten Angaben über die verwendeten Sporendichten dürfen daher nicht im Zusammenhang mit der Besiedlungsdauer als quantifizierendes Maß für die Besiedlungseffektivität der Inokula gesehen werden. Sie wurden dennoch in dieser Arbeit benutzt, um Vergleiche mit der einschlägigen Literatur zu ermöglichen, in der dieses „Maß“ auch neuerdings häufig auffindbar ist. Studien des Besiedlungsgrades wurden aus den genannten Gründen hier nicht intensiviert.

Die Samen von *P. ginseng* verfügen über einen großen Anteil an Nährgewebe. Hieraus ergibt sich die Frage, ob ein Zusammenhang mit der Mycorrhizierungsabhängigkeit der Pflanze ableitbar ist, denn die Besiedlung der Wurzeln erfolgte frühestens acht Wochen nach Entfaltung des Primärblattes. Mit Ansteigen von Samengrößen soll nach ALLSOPP & STOCK (1992) auch die Unabhängigkeit der sich entwickelnden Keimlinge von der Mycotrophie zunehmen. Da die Embryonen vom Transfer der Speicherstoffe aus Kotyledonen und Endosperm abhängig sind, besteht auch für KOIDE (1991), ALLSOPP & STOCK (1992), PEAT & FITTER (1993) und MUTHUKUMAR & UDAIYAN (2000) bei kleinen Samen, die wenig Nährstoffe aufweisen, starke Abhängigkeit der Keimlinge von der Mycorrhizierung. Andererseits nehmen ALLSOPP & STOCK (1995) an, daß aus großen Samen auch Sämlinge mit großem Wurzelsystem hervorgehen, was die Pflanze von arbuskulären Mycorrhizapilzen unabhängig macht. Pflanzen mit geringem Reservestoffvorrat im Samen könnten jedoch auch in der Lage sein, die wenigen Nährstoffe effizienter zu nutzen und wären damit weniger auf AM-Pilze angewiesen (MENGE ET AL. 1978). Bei Ginsengpflanzen ist das Endosperm bald nach Entwicklung der Keimwurzel aufgebraucht, und es werden Reserveproteine aus den unterirdisch verbleibenden, photosynthetisch inaktiven Kotyledonen aufgebraucht. Daher ist die Pflanze in diesem Stadium sicherlich unabhängig von Nährstofflieferanten wie den Mycorrhizapilzen. Sind alle Reservestoffe aufgebraucht, die Primärblätter aber noch nicht photosynthetisch aktiv, könnte die Besiedlung mit AM-Pilzen sogar problematisch werden. Zu diesem Zeitpunkt sind eventuell zu wenig Kohlenstoffe im pflanzlichen Gewebe vorhanden, die zusätzlich durch die frühzeitige Besiedlung von den AM-Pilzen aufgebraucht werden. Je nach Ausmaß des angenommenen C-Mangels wäre das Absterben der Keimlinge nicht auszuschließen. Es ist nicht von der Hand zu weisen, daß die Pflanze Mechanismen besitzt, die den Zeitpunkt der Besiedlung zumindest durch kompatible AM-Pilze steuern. Nicht kompatible Pilze könnten befähigt sein, diese Mechanismen zu umgehen oder auszuschalten, um dann in aggressiver Weise die Wurzel zu besiedeln. Nach kurzzeitiger Nutzung der Kohlenstoffquelle wären sie in der Lage, den eigenen Lebenszyklus mit Vesikelbildung rasch abzuschließen (siehe hierzu auch ALLEN ET AL. 1989).

An einjährigen Ginsengpflanzen konnte gezeigt werden, daß die in dieser Arbeit zur Verfügung stehenden Inokula hinsichtlich der Stimulation verschiedener Wachstumskriterien wie Primärblatt- und Hauptwurzellänge, Frischgewichte, root/shoot ratio oder Anzahl der Seitenwurzeln unterschiedlich effektiv sind. Während die meisten AM-Pilze sich als wachstumssteigernd gegenüber den nicht inokulierten Kontrollpflanzen erweisen, können auch Wachstumsdepressionen nach Inokulation mit bestimmten AM-Pilzen beobachtet werden. Zahlreiche Autoren

teilen mit, daß arbuskuläre Mycorrhizapilze sehr spezifisch in ihrer Effektivität sein können und unterschiedlich auf das Wachstum bestimmter Pflanzenarten wirken oder sich in alternativen Ökosystemen ungleich verhalten (MOSSE 1972, SANDERS ET AL. 1977, SCHENCK & PÉREZ 1990, SMITH ET AL. 2000, STREITWOLF-ENGEL ET AL. 2000, JOSHI ET AL. 2000, CALVENTE ET AL. 2000). Auch RAVNSKOV & JAKOBSEN (1995) unterscheiden in Bezug auf die symbiontischen Partner Wirt/Pilz-Interaktionen in ihrer funktionalen Kompatibilität. Immer wieder beobachtbare Wachstumsdepressionen von Pflanzen nach der Besiedlung mit AM-Pilzen werden von THOMSON ET AL. (1986), SCHENCK & PÉREZ (1990) und JOSHI (2000) durch Konkurrenz um Photosyntheseprodukte zwischen Pilz und Pflanze interpretiert. Seit unterschiedliche Wachstumsstimuli mycorrhizierter Pflanzen mit dem pilzlichen Genotyp in Verbindung gebracht werden (PLENCHETTE ET AL. 1982, HAAS & KRIKUN 1985, DEHNE 1987, FELDMANN 2000), scheint die Diskussion der unterschiedlichen Effektivitäten von AM-Pilzen auch auf molekularbiologischer Ebene gerechtfertigt. Wir gehen davon aus, daß AM-Pilze trotz ihrer geringen Wirtsspezifität dennoch Spezifitäten im Hinblick auf ihre Wachstumsstimulation aufweisen, also funktionale und physiologische Kompatibilitäten besitzen. Dabei kann die von vielen Autoren angenommene Konkurrenz um Photosyntheseprodukte von besonderer Bedeutung sein. Je nach Grad der funktionalen Kompatibilität würden bei wenig kompatiblen Interaktionen Wachstumsdepressionen der Pflanze durch vermehrten Verbrauch von Kohlenstoffverbindungen durch den Pilz entstehen. Zunehmende pflanzliche Wachstumssteigerungen wären hingegen mit erhöhter Kompatibilität und geringem C-Verbrauch durch den Endophyten erklärbar.

Die von einem bestimmten Inokulum ausgelösten Keimraten und Wachstumsstimulationen einjähriger Ginsengpflanzen werden durch Verwendung unterschiedlicher Substrate modifiziert. So konnte die höchste Keimrate jeweils bei Verwendung von nährstofffreiem Substrat S erreicht werden, die absolut größten Werte für die Wachstumskriterien bei Verwendung von Substrat A mit jeweils unterschiedlichen Inokula. Gegenüber den nicht inokulierten, mycorrhizafreien Pflanzen von *P. ginseng* waren die Wachstumsstimulationen besonders deutlich darstellbar und schwankten zwischen -93% (Depression gegenüber Kontrolle) und 421% (Zuwachs gegenüber Kontrolle). Die Wachstumsstimulation zeigt in unseren Experimenten deutliche Abhängigkeit vom Nährstoffgehalt des Substrates und dem verwendeten Inokulum. Bereits MOSSE (1972) erkennt, daß die symbiotische Effektivität von AM-Pilzen durch den Substrattyp modifiziert wird, und es kann davon ausgegangen werden, daß AM-Pilzarten oder -stämme an Nährstoffkonzentrationen im Boden unterschiedlich angepaßt sind (HAYMAN ET AL. 1976, DEHNE 1987). In diesem Zusammenhang wurde von GERDEMANN (1975) der Begriff „mycorrhizal dependency“ (MD) eingeführt. Er gibt in Abhängigkeit von der Bodenfruchtbarkeit die Notwendigkeit einer bestimmten Pflanzenart an, eine Symbiose mit AM-Pilzen eingehen zu müssen um maximales Wachstum oder maximalen Ertrag zu erzielen. Demzufolge muß die MD durch Substrate mit unterschiedlichen P-Gehalten für verschiedene Pflanzenarten bestimmt werden. Diese Erkenntnisse bilden die Grundlage für die Kritik von MOSSE ET AL. (1981), die die ökologische Relevanz vieler bis zu diesem Zeitpunkt durchgeführter Nährstoffexperimente in Frage stellen. In ihrer Langzeitstudie zeigen JENSEN & JAKOBSEN (1980), daß AM-Pilze bei unterschiedlichem Gehalt des Substrates an Phosphat- und Stickstoffverbindungen vorkommen können, Pilzhäufigkeit und Nährstoffregime jedoch negativ korrelieren (siehe auch SMITH 1980). DEHNE (1987) schließt daraus, daß hohe Gaben von Düngemitteln die Ausbildung der AM drastisch reduzieren können. Ist jedoch ein hoher Nährstoffanteil natürlicherweise im Boden vorhanden, können AM-Pilze auch bei hoher P/N-Düngung existieren (DEHNE

1987, TROUVELOT ET AL. 1987). Etwas genauer geben FURLAN & BERNIER-CARDOU (1989) die Wirkung von N, K und P auf die Pilze an. In ihren Untersuchungen an Zwiebeln (*Allium spec.*) stimulieren Stickstoffverbindungen die Kolonisierung der Wurzeln mit den Endophyten, Kalium wirkt positiv auf die Sporulation, während Phosphate beide Parameter reduzieren. Aus etwas anderem Blickwinkel betrachten ANDERSON & LIBERTA (1989) die Situation. Sie erzielen durch P-Zusatz bei zu 40,8% verpilzten Pflanzen reduziertes Pflanzenwachstum, während zu 0,7% mycorrhizierete Pflanzen durch Phosphate nicht im Wachstum gemindert werden. TAWARAYA ET AL. (1998) vermuten einen direkten Zusammenhang zwischen Reduktion der Kolonisierungsrate durch P-Erhöhung und verminderter Ausbildung von Appressorien an den Pilzhyphen. GIOVANNETTI ET AL. (1994A, B) berichten über Interaktionen zwischen Wirt, Pilz und Substrat. Sie mutmaßen, daß schon in der frühen Prä-Infektionsphase der Kontakt der symbiontsichen Partner durch diese Interaktionen beeinflußt, und unterschiedlich verbessert oder verhindert wird. Die Reaktion der Mycorrhizapilze auf hohe Nährstoffgaben könnte andererseits auch vom Nährstoffgehalt der Pflanze bestimmt sein (MENGE ET AL. 1978, HEPPEL 1983B). Physiologische Faktoren und Aspekte werden zur weiteren Erklärung dieser Beobachtungen nötig sein und müßten noch weiter erforscht werden. Aus den zitierten und den hier durchgeführten Experimenten geht jedoch deutlich hervor, daß Assoziationen mit AM-Pilzen stets Drei-Wege-Interaktionen sind. Daher sollte bei zukünftigen Untersuchungen neben Wirt und Pilz auch nach edaphischen Verhältnissen, ökologischen und physiologischen Adaptationen und genetischen Variabilitäten differenziert werden.

Die Morphologie der Ginsengwurzeln kann sich unter dem Einfluß von AM-Pilzen verändern. So besteht bei mycorrhizierten einjährigen Ginsengpflanzen nach unseren Auswertungen ein geringfügig ausgeprägter, häufig nicht signifikanter Trend zur Ausbildung größerer Seitenwurzelanzahlen und zur Verkleinerung der Hauptwurzeln. BAYLIS (1975) geht davon aus, daß Pflanzen mit grobem Wurzelsystem, das aus sogenannten „magnolioiden Wurzeln“ aufgebaut ist, arbuskuläre Mycorrhizapilze benötigen, um adäquate Mengen an Phosphaten aufnehmen zu können. *Schizachyrium scoparium* zeigt bei Infektion mit AM-Pilzen Reduktion der Total-Wurzellänge und entwickelt dickere Wurzeln (ANDERSON & LIBERTA 1992). WEBER (1999, persönliche Mitteilung) geht davon aus, daß Ginsengpflanzen aufgrund des reduzierten Wurzelsystems mycorrhiziert sein müssen, um die benötigten Nährstoffmengen aus dem Substrat über lange Zeiträume aufnehmen zu können. LINDERMAN (1994) berichtet hingegen, daß sich die Morphologie der mit AM-Pilzen besiedelten Wurzeln kaum verändert. Die für inokulierte Ginsengpflanzen erkannten Trends zur Änderung der Morphologie stehen mit den meisten Publikationen in Einklang. Allerdings konnten bisher lediglich Vermutungen über die Ursachen der Veränderungen geäußert werden. Möglicherweise üben die Hyphen der AM-Pilze durch die Penetration der Rhizodermis Reize aus, die auf Wachstums- und Verzweigungsaktivitäten oder den pflanzlichen Stoffwechsel stimulierend wirken.

Bei im Freiland bereits bei der Aussaat mit *G. intraradices* H11/3 inokulierten Ginsengpflanzen manifestieren sich in der zweiten Vegetationsperiode die oben genannten Trends. Gleichzeitig können Verringerungen der Lufttrieb- und Fiederblattlängen, Verfärbung der Hauptwurzeln von weiß nach braun und Aufplatzen der Rüben in Längsrichtung der Hauptwurzeln beobachtet werden. An diesen zweijährigen Pflanzen scheinen mehrere, bereits diskutierte Faktoren gemeinsam auf die Morphologie der Wurzeln zu wirken. Offensichtlich ist das verwendete Inokulum im Zusammenwirken mit stark gedüngtem Heidesubstrat nicht kompatibel für *P. ginseng*, wodurch es zu Verringerung der Lufttrieb- und Fiederblattlängen kommt. Die beobachtete Braunfärbung könnte mit der bereits für Keimlinge diskutierten

Abwehrreaktion der Rhizodermiszellen in kausalem Zusammenhang stehen. Auch Einlagerungen von Gerbstoffen oder Eisenverbindungen in das Wurzelgewebe können hier nicht ausgeschlossen werden. Ein Grund für das beobachtete Aufplatzen der Rüben könnte ein durch die etablierten AM-Pilze zu großer Nährstoffinflux sein, dem das Wurzelgewebe osmotisch nicht gewachsen ist. Auch erhöhte Teilungsaktivität der kambialen Zellen in tangentialer Richtung, also Umfangserweiterung, mit der das Cortexgewebe nicht Schritt halten kann, wäre denkbar.

Alle verwendeten Inokula, sowohl der Gattungen *Glomus* als auch der Gattungen *Acaulospora* und *Gigaspora* bilden nahezu gleiche Strukturen in den Wurzeln von *P. ginseng* aus, die dem von GALLAUD (1905) beschriebenen *Paris*-Typ entsprechen. Werden dieselben AM-Pilze für Inokulationen von *Tagetes*-Wurzeln verwendet, entwickeln sie sich dort stets nach dem *Arum*-Typ (GALLAUD 1905). Bereits BARRET (1958) beobachtet, daß *Rhizophagus* in Wurzeln von *Solanum* und *Heterocallis* den *Paris*-Typ ausbildet, in *Zea*-Wurzeln jedoch den *Arum*-Typ. Er schließt daraus, daß die Pflanze, nicht der Endophyt die Wirt-Pilz Beziehungen bestimmt. BOULLARD (1953) führt Untersuchungen an Wurzeln verschiedener Araliaceae unter dem Aspekt durch, besondere Ausprägungen endophytischer Strukturen als Merkmal der Pflanzenfamilie charakterisieren zu können. Auch MAEDA (1954) vertritt die Meinung, daß unterschiedliche Ausbildungen der Mycorrhizastrukturen in engen Zusammenhang mit der Systematik der Höheren Pflanzen gebracht werden können. Im Verwandtschaftskreis der Gentianales ergeben sich für die verschiedenen Familien jeweils typische Merkmale der AM-Morphotypen (WEBER ET AL. 1994), was die Hypothese von MAEDA (1954) stützt. Allerdings finden WEBER (1984) innerhalb der Gentianaceae und ZEUSKE ET AL. (1999) bei den Araliaceae unterschiedliche AM-Strukturen. Diese Ergebnisse widerlegen die zuvor aufgestellte Hypothese jedoch nicht unbedingt, denn in beiden Pflanzenfamilien bestehen deutliche Progressionsreihen von ursprünglichen zu fortschrittlichen Formen, und die Ausprägung der Mycorrhizastrukturen wandelt sich im Einklang mit diesen phylogenetischen Progressionen. Somit kann der Mycorrhizatypus durchaus geeignet sein, zumindest Hinweise auf die verwandtschaftlichen Verhältnisse der Höheren Pflanzen zu geben (UNTCH 1995). In diesem Zusammenhang stellt sich die Frage nach dem Verursacher des Strukturwandels. Wurde bei der funktionalen Kompatibilität der AM-Pilze das pilzliche Genom näher in Betracht gezogen, zeigen JACQUELINET-JEANMOUGIN & GIANINAZZI-PEARSON (1983), DEMUTH & WEBER 1990 und WEBER ET AL. 1995, daß der AM-Morphotypus von der Pflanze beeinflusst wird. Nicht zweifelsfrei geklärt werden konnte jedoch, ob diese Beeinflussung im Zusammenhang mit der Wurzelanatomie, unterschiedlichen Zellwandstrukturen (GIANINAZZI 1991) oder Pflanzeninhaltsstoffen (WEBER 1990, WEBER & KRÄMER 1994, TIEMANN ET AL. 1994, WEBER ET AL. 1994, WEBER ET AL. 1995, ZEUSKE 1996) steht oder durch das pflanzliche Genom gesteuert wird (GIANINAZZI 1991). Neuerdings wird auch von der Ausbildung unterschiedlicher AM-Typen in bestimmten Pflanzenarten berichtet, wodurch die bisherigen Annahmen in Frage gestellt werden. So finden SÖDERSTRÖM ET AL. (1996) in Wurzeln junger *Petroselinum*- und *Daucus*-Pflanzen den *Arum*-Typ, während in späteren Entwicklungsstadien der Pflanzen Merkmale des *Paris*-Typs ausgebildet werden. Verschiedene AM-Pilze sind aber auch in der Lage, unterschiedliche AM-Morphotypen in *Lycopersicon*-Wurzeln zu entwickeln (CAVAGNARO ET AL. 2000). Auch VAASEN (2000) findet in *Cynodon dactylon* unterschiedliche Ausprägungen der AM-Morphotypen.

Neben den untersuchten unterschiedlichen Effektivitäten der verschiedenen Mycorrhizapilze auf das durch unterschiedliche Kriterien erfaßte Wachstum von Ginsengpflanzen und dessen Modifikation bei Verwendung von Substraten mit veränderten Nährstoffgehalten werden in der

Literatur weitere Nutzeffekte von etablierten arbuskulären Mycorrhizapilzen beschrieben. So beschäftigen sich zahlreiche Autoren mit einem Aspekt, der im Rahmen dieser Arbeit nicht berücksichtigt werden konnte, nämlich der Entwicklung von Resistenzen oder zumindest Toleranzen gegenüber Pathogenen, die durch Besiedlung der Wurzeln durch AM-Pilze erreicht werden (SCHÖNBECK 1979, DAVIS & MENGE 1980, HAYMAN 1983, DEHNE 1982, ZAMBOLIM & SCHENCK 1983, BAGYARAJ 1984, BAATH & HAYMAN 1984, LAND ET AL. 1993, LINDERMAN 1994, NEWSHAM ET AL. 1995, HAN ET AL. 1996). Mit zweijährigen Ginsengpflanzen wurden Versuche zu dieser Thematik bereits durchgeführt. So konnte die Zugabe von *Glomus albidum*, *Acaulospora longular* oder *Gigaspora margarita* den durch den Befall mit *Fusarium solani* hervorgerufenen hohen „disease index“ vermindern (KIM & LEE 1994). Da es unter dem Einfluß bestimmter AM-Pilze bei einigen Wirtspflanzen auch zu einer Verschlechterung des Krankheitsbildes kommen kann (DAVIS & MENGE 1980) ist es notwendig, vor dem Einsatz von Inokula in großen Ansätzen zunächst mehrere unterschiedliche Inokula in ihrer diesbezüglichen Wirkung intensiv zu testen. Für den durch zahlreiche Pathogene gefährdeten Ginseng (ELLANSKAYA ET AL. 1995, WHITBREAD ET AL. 1995) wäre ein funktionell kompatibler AM-Pilz, der die Befallsrate durch Pathogene zuverlässig mindert, von unschätzbarem Wert.

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit zeigen, daß die Inokulation von Ginsengpflanzen mit funktionell kompatiblen arbuskulären Mycorrhizapilzen vielversprechend ist. Allerdings muß an dieser Stelle noch einmal ausdrücklich darauf hingewiesen werden, daß es vermutlich keine speziell bevorzugte, besonders effizient wirkende Kombination zwischen *Panax ginseng* und einer bestimmten AM-Pilzspezies gibt. Daher kann auf Grundlage der durchgeführten Experimente keine allgemeingültige Aussage darüber getroffen werden, welche AM-Pilze für Inokulationen von Ginsengkulturen besonders geeignet sind. Dies muß individuell unter spezieller Berücksichtigung des Substrates vom in Frage kommenden Kulturland in Versuchsreihen ausgetestet werden. Die hier dargestellte Vorgehensweise bei den im Frühbeet durchgeführten „Topfversuchen“ (siehe Kapitel 2.1, 2.2) ist für diese Bioassays bestens geeignet. Als Kriterium für die Auswahl des unter den gegebenen Standortbedingungen effektivsten Inokulums sollten bei *P. ginseng* insbesondere Keimraten und Hauptwurzelfrischgewichte dienen.

Die Übertragung der in den „Topfversuchen“ beobachteten Effekte zur Verbesserung der Kulturergebnisse gelingt nicht ohne weiteres. Werden die effektiven Inokula künstlich im Freiland ausgebracht, können durch die Komplexität des Systems bis dahin nicht berücksichtigte Faktoren und Prozesse wirksam werden, die förderliche Effekte der AM-Pilze unterbinden. Bei dem von uns angewendeten Inokulationsverfahren (Kapitel 2.2) auf dem im Herbst des Jahres 1996 von Wischmann FloraFarm zur Verfügung gestellten Versuchsbeet war die Inokulation mit *G. intraradices* H 11/3 erfolgreich. Die untersuchten Seitenwurzeln der inokulierten Pflanzen waren zu etwa 30% mycorrhiziert. Allerdings wurden im Mai 1997 lediglich Keimraten von 10% ermittelt, bei Inokulation mit *G. albidum* mußte die Keimrate auf 0% festgelegt werden. Im Gegensatz hierzu wurden in den 1999 durchgeführten Topfversuchen mit *G. intraradices* H 11/3 Keimraten von 65% erzielt, mit *G. albidum* 47,5%. Viele Autoren setzen sich mit den Schwierigkeiten der praktischen Anwendung von Mycorrhizapilzen unter Freilandbedingungen auseinander und meistern diese mit unterschiedlichem Erfolg (MENGE 1983, BACKHAUS & FELDMANN 1999). So sind „gute Infektionsraten“ im Freiland nur mit hohen Mengen an Inokulum erreichbar (SCHENCK & PÉREZ 1990). SCHENCK & SEQUEIRA (1987) weisen in diesem Zusammenhang darauf hin, daß die Produktion der benötigten Inokulummengen, die nur mit Hilfe

lebenden Pflanzenmaterials möglich ist, in gleichbleibender Qualität und Quantität nicht immer gewährleistet werden kann. Bei der in Gewächshauskulturen stattfindenden Inokulumproduktion ist außerdem die Gefahr der Anreicherung von Pathogenen gegeben (SCHENCK & PÉREZ 1990), die bei Ausbringung des Inokulums in den Freilandkulturen massive Schäden bewirken können. Aus diesem Grunde werden seit mehreren Jahren Methoden der substratfreien Vermehrung der AM-Pilze und deren Kopplung an anorganisches Material erprobt (MILLNER & KITT 1992, HOWELER ET AL. 1982, SYLVIA & HUBBELL 1986, BÉCARD & PICHÉ 1989, KONG ET AL. 1995, BALTRUSCHAT 1987). Da das Inokulum in Abhängigkeit von der Pflanzenart in bestimmter Weise plaziert werden muß, jedoch für diese besonderen Arbeitsgänge kaum geeignete Maschinen existieren (SCHENCK & PÉREZ 1990), besteht in dieser Hinsicht weiterer Forschungsbedarf. Der Arbeitsaufwand des von uns angewendeten Inokulationsverfahrens ist auf kleineren Ackerflächen durchaus vertretbar. Im Gegensatz zu den von SCHENCK & PÉREZ (1990) angenommenen „hohen Inokulummengen“ konnte in den von uns im Freiland durchgeführten Inokulationen gezeigt werden, daß auch geringe Mengen von 7l *G. intraradices* H 11/3 (60 Sporen/10g Inokulum) auf 75m² durchaus erfolgreich sein können. Ist die Inokulummenge geringer oder liegt eine kleinere Sporendichte vor, kann die Etablierung der Endophyten ausbleiben. Dies könnte auch die Begründung für die fehlgeschlagenen Inokulationen mit *G. albidum* sein, da hier nur 5l Inokulum/75m² mit einer Sporendichte von 30 Sporen/10g Inokulum eingesetzt wurden. Da das Inokulum vor der Anwendung nicht auf mögliche Verunreinigungen mit Pathogenen getestet wurde, könnte der Mißerfolg bei den Freilandversuchen mit *G. albidum* auch hiermit im Zusammenhang stehen.

In den Topfversuchen erwiesen sich die drei Mischinokula ebenfalls als unterschiedlich effektiv. Besonders Mischinokulum 3, das Verbreitungseinheiten der AM-Pilze *Gigaspora margarita*, *Glomus fasciculatum* und *G. mosseae* enthielt, war bezüglich der Frischgewichte und der root/shoot ratio besonders förderlich, wenn schwach gedüngtes Substrat A verwendet wurde. Während mit diesem Inokulum auch annehmbare Keimraten erzielt wurden, waren die Keimraten bei den beiden anderen Mischinokula sehr gering. Die Verwendung von Mischinokula wird mehrfach in der Literatur diskutiert. PEARSON ET AL. (1993) sind der Ansicht, daß „einheimische“ AM-Pilze häufig ineffektiv für viele Kulturpflanzen sind und plädieren daher für die Einbringung geeigneter, im Vorfeld getesteter Inokula. Auch ÖPIK ET AL. (2000) stellen fest, daß „unvorteilhafte AM-Pilzgesellschaften“ existieren können, die für das Fehlen bestimmter Pflanzenarten verantwortlich sind. Wird Inokulum vom Originalstandort an solche „Mangelstandorte“ verbracht, können sich mit den AM-Pilzen auch die zuvor abwesenden Pflanzen wieder etablieren. Ein „Cocktail“ aus verschiedenen AM-Pilzen, kombiniert mit den bereits im Boden vorhandenen arbuskulären Mycorrhizapilzen, erscheinen SCHENCK & PÉREZ (1990) am vielversprechendsten für die Inokulation von Freilandkulturen. Da verschiedene AM-Pilzarten und -Stämme unterschiedliche Besiedlungszeitpunkte haben können und auch innerhalb einer Sporenpopulation unterschiedliche Genotypen mit unterschiedlicher Wirkung vorliegen können, wird eine positive Wirkung auf die Pflanzen forciert. Zudem kann auch die gleichzeitige Infektion verschiedener AM-Pilzarten Vorteile für die Pflanzen bringen (HAYMAN & STOVOLD 1979, BÄRTSCHI ET AL. 1981). Die Erstellung von Mischungen verschiedener Spezies der AM-Pilze erscheint auch uns durchaus zweckmäßig. Die Mischungen müssen jedoch ebenso wie die verschiedenen Spezies vor der Anwendung im Freiland in Bioassays getestet werden.

Für das Einbringen der AM-Pilze in Freilandkulturen werden zwei weitere Möglichkeiten von mehreren Autoren vorgeschlagen. NEWMAN ET AL. (1992), der Pflanzengesellschaften auf

Mycorrhiza untersuchte, gibt zu bedenken, daß sich in der Natur Sämlinge meist neben gesunden, älteren Pflanzen entwickeln. Von diesen Pflanzen besteht die Möglichkeit der Neuinfektion der Sämlingswurzeln, indem Kontakte zwischen den Wurzeln von Pflanzen verschiedener Altersstufen aufgebaut werden. Dadurch soll eine schnelle Besiedlung der Wurzeln möglich sein (NEWMAN ET AL. 1992, MARTINS 1992, TOMMERUP 1992). WEBER ET AL. (1998B) schlagen daher vor, *Epilobium angustifolium* L. als „Ammenpflanze“ zwischen Monokulturen von *P. ginseng* anzubauen. Die Autoren halten diese Pflanze für besonders geeignet, da AM-Pilze in den Wurzeln dieser Onagraceae in überdurchschnittlich ausgiebiger Form den *Arum*-Typ ausbilden. Die Pflanze ermöglicht es dem Pilz, sich „ordnungsgemäß“ zu reproduzieren, reichert den Boden mit ständig neuen Sporen und Vesikeln an und kann daher den Ginsengpflanzen als ständiger Inokulumlieferant dienen. Die zweite Möglichkeit, AM-Pilze gezielt in Freilandkulturen einzubringen wird in der Vorinokulation der Pflanzen im Gewächshaus gesehen, die nach der Anzuchtphase mit dem gut in den Wurzeln etablierten Endophyten im Freiland ausgebracht werden. HAAS & KRIKUN (1987) bezeichnen das Einbringen von AMP-Inokulum in Sämlings-Substrat und anschließenden Transfer der Sämlinge ins Feld als „elegante Inokulationstechnik“. Auch LAND & SCHÖNBECK (1991) propagieren frühzeitige Infektion von Pflanzen durch AM-Pilze, die unter anderem im Zusammenhang mit Pathogenbefall besondere Wichtigkeit erlangt (KHAN 1972, KHAN 1975, MOSSE 1977, WATERER & COLTMAN 1987 LINDERMAN 1988, CORDIER ET AL. 2000). MENGE (1983) berichtet von 220% Ertragssteigerung bei Vorinokulation von Weizen. Beide Methoden sind für die Einbringung von AM-Pilzen in Monokulturen von *P. ginseng* geeignet. Allerdings könnten bei der Bepflanzung der Ginsengplantagen mit *E. angustifolium* Probleme bei maschineller Ernte der Ginsengwurzeln auftreten, da die Pflanze ein sehr dichtes Wurzelsystem entwickelt. Versuche hierzu werden derzeit in Canada mit *P. quinquefolius* durchgeführt (WEBER 2000, mündliche Mitteilung). Vorinokulation der Ginsengpflanzen im Gewächshaus scheint neben der Etablierung der Endophyten im Substrat geeignet, die Pflanzen in ihrer empfindlichsten Phase von vielen schädlichen Umwelteinflüssen fern zu halten. Erst wenn die Pflanzen erstarkt sind, z. B. im Frühjahr vor Beginn der zweiten Vegetationsperiode, werden sie ins Freiland gebracht. Dieser Schritt ist allerdings sehr arbeitsintensiv und kann vermutlich nicht durch Einsatz von Maschinen erleichtert werden. Daher sollten Analysen zu den vorgeschlagenen Inokulationsverfahren erstellt werden, die Kosten und Nutzen in Relation stellen.

Untersuchungen des Substrates der Freilandkulturen in Walsrode mit einem Bestand von fünf- bis sechsjährigen Ginsengpflanzen ergeben eine Sporendichte von durchschnittlich 19 Sporen/100g Substrat. Handelt es sich um Bestände einjähriger Pflanzen, beträgt die Sporendichte 9 Sporen/100g Substrat. Im vom Acker fünf Meter entfernten Grasland konnte hingegen eine Dichte von etwa 221 Sporen/100g Substrat ermittelt werden. Im Januar des dritten Jahres nach Inokulation des Versuchsbeetes mit *G. intraradices* H11/3 waren etwa doppelt so viele lebensfähige Sporen wie direkt nach der Inokulation nachweisbar. Im Juli dagegen konnte eine Sporendichte ermittelt werden, die unter dem Ausgangswert lag. Die Sporendichte von *G. albidum* weist drei Jahre nach der Inokulation, offenbar saisonal unbeeinflusst, etwa den gleichen Wert wie bei Versuchsbeginn auf. Die von WEBER (1998) und WEBER ET AL. (1998B) in Kanada durchgeführten Untersuchungen an kultiviertem Amerikanischem Ginseng (*P. quinquefolius*) deuten darauf hin, daß die AM-Sporendichte auf nicht inokulierten Flächen im Verlauf der Zeit ständig abnimmt und der Boden an Sporen verarmt. Die Autoren vermuten, daß die Ausprägung des AM-Morphotyps in Ginsengwurzeln als *Paris*-Typ auf eine bemerkenswerte Abhängigkeit dieser Pflanzen von AM-Pilzen hinweist. Auch liegt die Vermutung

nahe, daß ausschließlich intrazellulär ausgebildete AM-Pilzstrukturen stärker der Kontrolle durch die Pflanze unterliegen als solche, die auch die Interzellularräume besiedeln, also den *Arum*-Typ ausbilden (JACQUELINET-JEANMOUGIN & GIANINAZZI-PEARSON 1983, WEBER 1984). Möglicherweise können Ginsengpflanzen den AM-Pilz derart kontrollieren, daß er Nährstoffe mit besonders hoher Intensität abgibt und seine Fähigkeit zur Reproduktion stark eingeschränkt wird. Dies manifestiert sich in der geringen Anzahl von neugebildeten Sporen und Vesikeln und erklärt die Verarmung des Substrates an AM-Sporen. Intensivierung der Landwirtschaft mindert die Infektion von Kulturpflanzen mit arbuskulären Mycorrhizapilzen und pflanzenbauliche Maßnahmen wie Bodenbearbeitung, Einsatz von Pestiziden, Fungiziden und Düngemitteln können ebenfalls die Abundanz von AM-Pilzen bis hin zur Ausrottung verändern (NEMEC 1974, MENGE ET AL. 1978, RONCADORI & HUSSEY 1982, ALLEN & BOOSALIS 1983, MENGE 1983, TRAPPE ET AL. 1984, HAYMAN 1987). Pestizide können aber auch Abundanzen von AM-Pilzen fördern oder sich inhärent verhalten (OCAMPO & HAYMAN 1980, WYSS ET AL. 1992, ABD-ALLA & OMAR 2000). Insbesondere die oberen Bodenschichten bis zu einer Tiefe von 15cm enthalten die Verbreitungseinheiten der AM-Pilze und sind Störungen durch die Bodenbearbeitung besonders ausgesetzt (CLARKE & MOSSE 1981, O'HALLORAN ET AL. 1986, BELLGARD 1992, JASPER ET AL. 1992, MILLER & MCGONIGLE 1992). Zudem konnten JAKOBSEN & JENSEN 1981 zeigen, daß die Infektionen mit AM-Pilzen reduziert werden, wenn Strohmulch ausgebracht wird. Obwohl die AM-Pilze nachweislich in den Wurzeln von *P. ginseng* unter Ausbildung des *Paris*-Typs etabliert waren, konnten sie sich, wie die gleichbleibende und zeitweise sogar doppelt so große Anzahl der Sporen im Substrat zeigt, offensichtlich doch reproduzieren. Eine mögliche Erklärung für den saisonalen Anstieg der Sporendichte vor Vegetationsbeginn ergibt sich im Zusammenhang mit dem besonderen Verhalten der Seitenwurzeln von *P. ginseng*. Der Pilz besiedelt etwa acht bis 15 Wochen nach der Inokulation die Seitenwurzeln und unterliegt dort bis zum Ende der Vegetationsperiode der Kontrolle der Pflanze, was sich durch die Ausprägung des *Paris*-Typs dokumentieren läßt. Vor Beginn der kalten Jahreszeit werden die Gewebe an der Insertionsstelle der besiedelten, nicht sekundär verdickten Seitenwurzeln jedoch zerstört (vgl. Abb. 17a, b). Die Seitenwurzeln werden also von der Hauptwurzel getrennt, befinden sich aber in direkter Umgebung der Ginsengpflanze. Der in der Wurzel etablierte Pilz, der nun von der Pflanze keine Nährstoffe mehr bekommt, wird bestrebt sein, schnellstmöglichst den Lebenszyklus abzuschließen und das weniger empfindliche Überdauerungsstadium der Spore zu erreichen. Zu Beginn der folgenden Vegetationsperiode wachsen neue Seitenwurzeln. Diese gehen zumeist aus direkt über der Insertionsstelle der im Vorjahr abgestoßenen Seitenwurzel angelegten Primordien hervor und durchdringen das in diesem Bereich mit Sporen und Wurzelfragmenten angereicherte Substrat. Von diesen Verbreitungseinheiten können die Wurzeln der Ginsengpflanze erneut besiedelt werden. Somit könnte sich *P. ginseng*, zumindest innerhalb der ersten Vegetationsperioden, sein eigenes Inokulum produzieren, das gleichzeitig auch an den „richtigen“ Stellen plaziert wird. Es ist denkbar, daß sich dieser Mechanismus nach mehreren Vegetationsperioden erschöpft, und der Boden in unmittelbarer Umgebung von Ginsengpflanzen an Verbreitungseinheiten und Sporen von AM-Pilzen verarmt. Dies müßte in den folgenden Jahren durch Analysen der Sporendichten vom inokulierten Acker kontrolliert werden. Eine weitere Interpretationsmöglichkeit für den hier beobachteten zeitweiligen Anstieg der Sporendichten drei Jahre nach Inokulation ergibt sich, wenn die bereits erwähnte, zuweilen auftretende hemmende Wirkung von AM-Pilzinokulum auf junge Ginsengpflanzen betrachtet wird. Bestimmte AM-Pilze könnten, gerade wenn sie zusätzlich appliziert werden, den größeren

Nutzen aus der Symbiose ziehen, also antagonistisch wirken und sich daher in den ersten Vegetationsperioden der Pflanze gut reproduzieren. Erst in späteren Jahren könnte die erstarrende Pflanze gegenüber dem Pilz den stärkeren Nutzen aus der Symbiose ziehen. In diesem Fall würde sich die Symbiose vom Antagonismus zum Commensalismus verändern. Die geringe Sporendichte in den von nicht inokulierten Ackerflächen in Walsrode mit Beständen ein- und mehrjähriger Ginsengpflanzen läßt sich auch mit der intensiven landwirtschaftlichen Bearbeitung wie Aufschüttung der Beete, Düngung und Einsatz von Polyram Combi und Previcur erklären. Auch können durch die bei Neuanlage von Ginsengbeeten massiven Störungen der oberen Bodenschichten die von heimischen AM-Pilzen im Boden zuvor gut etablierten Hyphennetze zerstört werden. Das Einbringen von Stallmist und weitere Bodenverbesserungsmaßnahmen verändern den Nährstoffgehalt des Substrates nachhaltig. Zudem werden in den folgenden Jahren Fungizide in geringen Mengen eingesetzt. In Übereinstimmung mit der zitierten Literatur gehen wir davon aus, daß diese pflanzenbaulichen Maßnahmen ebenso wie das Abdecken der Beete mit Stroh die drastische Minderung der Sporendichten verursachen.

Die hier durchgeführten Versuche zeigen, daß gezielte Inokulation durchaus Verbesserungen im Ginsenganbau bewirken können. Jedoch besteht hinsichtlich der Integration von AM-Pilzen in moderne Verfahren der Pflanzenproduktion allgemein großer Forschungsbedarf. Es werden von verschiedenen Arbeitsgruppen und Unternehmen bereits Anstrengungen unternommen, die vielversprechenden Ergebnisse von kleinen experimentellen Ansätzen in betriebsgerechte Größenordnungen umzusetzen (FELDMANN 1998, BACKHAUS & FELDMANN 1999). Die vorgestellten Ergebnisse dieser Arbeit sind daher als Grundlage und Motivation für weitere derartige Forschungen zu verstehen.

5 ZUSAMMENFASSUNG

Im ersten Teil der vorliegenden Arbeit wird gezeigt, daß die bei *P. ginseng* üblicherweise angewandten Termini den Besonderheiten der Pflanze in Anatomie und Morphologie nicht immer gerecht werden.

Diasporen des Ginsengs bestehen aus Samen, die zusammen mit dem stark lignifizierten Endocarp verbreitet werden. Da dieses Steingehäuse bis zu 22 Monate nach der Fruchtreife erhalten bleibt, müssen *Panax*-Diasporen als Pyrenen bezeichnet werden. Der Begriff des Samens kann nur angewendet werden, wenn das Steinendokarp nicht mehr vorhanden ist.

Das bereits am reifen Embryo noch vor Keimungsbeginn vollständig ausgebildete, dreiteilig gefiederte Primärblatt ist das einzige assimilierende Organ in der ersten Vegetationsperiode und terminiert das Wachstum der Ginsengpflanze. Es geht aus dem epikotyledonaren Meristem hervor, das in dessen Bildung vollständig aufgeht. Eine Sproßachse mit Apikalmeristem im üblichen botanischen Verständnis existiert demnach bei Keimlingen und einjährigen Ginsengpflanzen nicht. Da das Bildungsmeristem des Primärblattes keinem Sproßvegetationspol entspricht, wird der Begriff „Primärblatt-Primordium“ vorgeschlagen.

Am apikalen Pol der Hauptwurzel, unter der Substratoberfläche, werden Innovationsknospen angelegt. Diese enthalten ein Meristem, das sich in der Differenzierung sämtlicher oberirdisch erscheinender Organe erschöpft. Mehrjährige Ginsengpflanzen weisen also keine oberirdischen, apikalen Vegetationspole auf. Von der Bezeichnung „Sproßachse“ sollte daher Abstand genommen werden. Für oberirdische Organe der Ginsengpflanze wird daher, je nach Ausprägung, die Verwendung der Begriffe „Lufttrieb“, „Blatttrieb“ und „Infloreszenztrieb“ angeregt.

Die sekundär verdickte, persistierende Hauptwurzel des allorhizen Wurzelsystems von *P. ginseng* wird aufgrund der nachgewiesenen Reservestoffe und der Beteiligung von Teilen der Triebachse am Aufbau des apikalen Bereiches als Rübe bezeichnet.

Der apikale Bereich der Ginsengrübe, an dem die Innovationsknospen inserieren, wird aus Hypokotyl, Kotyledonarnodus, Epikotyl und der Basis der Primärachse gebildet. Der für diesen Bereich angewendete Terminus „Rhizom“ wird von uns abgelehnt. Aufgrund der persistierenden, Speicherstoffe einlagernden Hauptwurzel des allorhizen Wurzelsystems und da die Erneuerungsknospen nach Trennung von der Mutterpflanze nicht zur homorhizen Bewurzelung befähigt sind, bezeichnen wir diesen Bereich als Rübenkopf.

Ginsengfrüchte dürfen aufgrund des lignifizierenden Endocarps definitionsgemäß nicht als Beeren bezeichnet werden. Es wird gezeigt, daß sie als Steinfrüchte angesprochen werden müssen.

Aus Keimungsexperimenten geht hervor, daß die natürliche Dormanz von Ginsengpyrenen durch Variation der Umgebungstemperaturen, Lichtverhältnisse, Luftfeuchtigkeit oder Aussaatzeitpunkt geringfügig verkürzt werden kann. Die genannten Faktoren sind jedoch für die Keimraten von entscheidender Bedeutung. Stärkeren Einfluß auf Keimdauer und -rate nimmt die Behandlung der Pyrenen mit Gibberellinsäure.

Im zweiten Teil der Arbeit wird die Bedeutung der Mycorrhiza im Ginsenganbau mit Hilfe von Inokulationen der Pflanzen mit verschiedenen AM-Pilzen hinterfragt. Inokulationen mit den zur Verfügung stehenden AM-Pilzen der Gattungen *Glomus*, *Acaulospora* und *Gigaspora* ver-

laufen überwiegend erfolgreich. Es wird jedoch beobachtet, daß Art der Inokulation sowie das Alter der Pflanze zum Inokulationszeitpunkt von besonderer Bedeutung für den Inokulationserfolg sind. Es wird diskutiert, ob die Symbiose bei jungen Pflanzen antagonistischen Charakter hat, also der Nutzen vermutlich mehr auf der Seite des Pilzes liegt, bei älteren Pflanzen Mutualismus oder auch Commensalismus (Vorteil auf Seite der Pflanze) vorliegt.

Es kann nachgewiesen werden, daß verschiedene AM-Pilzinokula hinsichtlich der Stimulation verschiedener Wachstumskriterien unterschiedlich effektiv sind. Während sich die meisten AM-Pilze gegenüber nicht inokulierten Kontrollpflanzen als wachstumssteigernd erweisen, können nach Inokulation mit bestimmten AM-Pilzen auch Wachstumsdepressionen beobachtet werden. Durch Verwendung von Substraten unterschiedlicher Qualität und verschiedenen Nährstoffgehalten werden Modifikationen der Wachstumsstimuli hervorgerufen.

Die durchgeführten Inokulationsversuche bestätigen die Annahme, daß sich die Morphologie der Ginsengwurzeln unter dem Einfluß von AM-Pilzen verändern kann. Der Trend zur Ausbildung größerer Anzahlen von Seitenwurzeln und zur Verkleinerung der Hauptwurzeln wird beobachtet. Weiterhin stellen wir Verringerungen der Lufttrieb- und Fiederblattlängen, Verfärbungen der Rüben von weiß nach braun und Aufplatzen der Rüben in Längsrichtung fest.

Die Nutzbarkeit von AM-Pilzen im Ginsenganbau wird diskutiert.

6 LITERATUR

- Abbott, L. K. & Robson, A. D.** (1979): A quantitative study of the spores and anatomy of mycorrhizas formed by a species of *Glomus*, with reference to its taxonomy. *Austral. J. Bot.* 27: 363-375.
- Abd-Alla, M. H. & Omar, S. A.** (2000): The impact of pesticides on arbuscular mycorrhizal and nitrogen-fixing symbioses in legumes. In: Weber, H. Chr., Imhof, S. and Zeuske, D. (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis: 22*. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Ahn, Sang Deuk, Choi, Kwang Tae, Chung, Chan Moon & Kwon, Woo Saeng** (1985): Study on the acceleration of breeding cycle of ginseng plant. I. Histological study on the development of bud of ginseng being cultivated in phytotron. *Korean J. Breed.* 17 (4): 316-320.
- Allen, E. B., Allen, M. F., Helm, D. J., Trappe, J. M., Molina, R. & Rincon, E.** (1995): Patterns and regulation of mycorrhizal plant and fungal diversity. *Pl. & Soil* 170: 47-62.
- Allen, M. F. & Boosalis, M. G.** (1983): Effects of two species of VA mycorrhizal fungi on drought tolerance of winter wheat. *New Phytol.* 93: 67-76.
- Allen, M. F., Allen, E. B. & Friese, C. F.** (1989): Responses of the non-mycotrophic plant *Salsola kali* to invasion by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 111: 45-49.
- Allen, M. F. & Allen, E. B.** (1992): Mycorrhizae and plant community development: Mechanisms and patterns. In: C. G. Carroll & D. T. Wicklow (eds), *The Fungal Community: Its Organisation and Role in the Ecosystem*: 455-479. Dekker, New York.
- Allsopp, N. & Stock, W. D.** (1992): Mycorrhizas, seed size, and seedling establishment in a low nutrient environment. In: D. J. Read, D. H. Lewis, A. H. Fitter & I. J. Alexander (eds), *Mycorrhizas in Ecosystems*: 59-64. CAB International, Wallingford.
- Allsopp, N. & Stock, W. D.** (1995): Relationships between seed reserves, seedling growth and mycorrhizal responses in 14 related shrubs (Rosidae) from a low-nutrient environment. *Funct. Ecol.* 9: 248-254.
- Anderson, R. C. & Liberta, A. E.** (1989): Growth of little bluestem (*Schizachyrium scoparium*) (Poaceae) in fumigated and non-fumigated soils under various inorganic nutrient conditions. *Amer. J. Bot.* 76: 95-104.
- Anderson, R. C. & Liberta, A. E.** (1992): Influence of supplemental inorganic nutrients on growth, survivorship, and mycorrhizal relationships of *Schizachyrium scoparium* (Poaceae) grown in fumigated and unfumigated soil. *Amer. J. Bot.* 79: 406-414.
- Anderson, R. C., Fralish, J. S., Armstrong, J. E. & Benjamin, P. K.** (1993): The ecology and biology of *Panax quinquefolium* L. (Araliaceae) in Illinois. *Amer. Midl. Naturalist* 129: 357-372.
- Apostolides, P.** (1995): Morphologie und Anatomie der unterirdischen Organe von *Panax ginseng* C. A. MEYER (Araliaceae). Diplomarbeit, Marburg.

- Azcón-Aguilar, C. & Barea, J. M.** (1996): Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens - an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza* 6: 457-464.
- Azcón-Aguilar, C. & Barea, J. M.** (1998): Saprophytic growth of arbuscular mycorrhizal fungi. In: A. Varma & B. (eds) Hock, *Mycorrhiza. Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Second edition: 391-408. Springer, New York.
- Baath, E. & Hayman, S.** (1984): No effect of VA mycorrhiza on red core disease of strawberry. *Trans. Br. mycol. Soc.* 82: 534-536.
- Backhaus, G. F. & Feldmann, F. (eds)** (1999): Arbuskuläre Mycorrhiza in der Pflanzenproduktion: Praxisbeispiele und Perspektiven. *Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem, Heft 363*: 1-106. Parey Buchverlag, Berlin.
- Bärtschi, H., Gianinazzi-Pearson, V. & Vegh, I.** (1981): Vesicular-arbuscular mycorrhiza formation and root disease (*Phytophthora cinnamomi*) development in *Chamaecyparis lawsoniana*. *Phytopath. Z.* 102: 213-218.
- Bagyaraj, D. J.** (1984): Biological interactions with VA mycorrhiza fungi. In: C. L. Powell & D. J. Bagyaraj (eds), *VA Mycorrhiza*: 131-153. CRC Press, Boca Raton, Florida.
- Baltruschat, H.** (1987): Application of expanded clay as carrier for VAM-spores by a modified pneumatic individual seeding drill. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 16. Univ. of Florida, Gainesville.
- Baranov, A.** (1966): Recent advances in our knowledge of the morphology, cultivation and uses of ginseng (*Panax ginseng* C. A. MEYER). *Econ. Bot.* 20: 403-406.
- Barrett, J. T.** (1958): Synthesis of mycorrhiza with pure cultures of *Rhizophagus*. *Phytopathology* 48: 391
- Baumann-Bodenheim, M. G.** (1955): Ableitung und Bau bicarpellat-monospermer und pseudomonocarpellater Araliaceen- und Umbelliferen-Früchte. *Ber. Schweiz. Bot. Ges.* 65: 481-510.
- Baylis, G. T. S.** (1975): The magnolioid mycorrhiza and mycotrophy in root systems derived from it. In: F. E. Sanders, B. Mosse & P. B. Tinker (eds), *Endomycorrhizas*: 373-389. Acad. Press, London.
- Bécard, G. & Piché, Y.** (1989): Fungal growth stimulation by CO₂ and root exudates in vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Appl. Environm. Microbiol.* 55: 2329-2335.
- Bécard, G., Douds, D. D. & Pfeffer, P. E.** (1992): Extensive in vitro hyphal growth of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in the presence of CO₂ and flavonols. *Appl. Environm. Microbiol.* 58(3): 821-825.
- Bellgard, S. E.** (1992): The propagules of VAMF capable of initiating VAM infection after topsoil disturbance. *Mycorrhiza* 1: 147-152.
- Bianciotto, V. & Bonfante, P.** (1998): Presymbiotic versus symbiotic phase in arbuscular endomycorrhizal fungi. In: A. Varma & B. (eds) Hock, *Mycorrhiza. Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Second edition: 229-251. Springer, New York.

- Bick, H.** (1998): Grundzüge der Ökologie. Fischer-Verlag, Stuttgart, Jena, Lübeck, Ulm.
- Biermann, B. & Linderman, R. G.** (1983): Use of vesicular-arbuscular mycorrhizal roots, intraradical vesicles and extraradical vesicles as inoculum. *New Phytol.* 95: 97-105.
- Boerner, R. E. J.** (1992): Plant life span and response to inoculation with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. II. Species from weakly mycotrophic genera. *Mycorrhiza* 1: 163-167.
- Bonfante, P. & Perotto, S.** (1995): Strategies of arbuscular mycorrhizal fungi when infecting host plants. *New Phytol.* 130: 3-21.
- Bonfante-Fasolo, P.** (1984): Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In: C. L. Powell & D. J. Bagyaraj (eds), *VA Mycorrhiza*: 5-33. CRC Press, Boca Raton, Florida.
- Boullard, B.** (1953): Les champignons endophytes des Araliacées. *Bull. Soc. Bot. France* 100: 75-77.
- Brekhman, I. I.** (1975): The ancient ginseng and the future of pharmacology. *Symp. Geront.* Lugano, Switz.
- Brundrett, M.** (1991): Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advances Ecol. Res.* 21: 171-313.
- Caesar, W.** (1991): Ginsengwurzel in Europa. *Deutsche Apotheker-Zeitung* 19: 935-941.
- Caesar, W.** (1998): 1. Europäischer Ginseng-Kongreß. *Deutsche Apotheker-Zeitung* 51/52: 100-101.
- Calvente, R., Garcia, L., Azcón-Aguilar, C. & Barea, J. M.** (2000): Effect of different arbuscular mycorrhizal fungi on growth and defence-related enzymatic activities in olive plantlets. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 50. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Cavagnaro, T., Gao, L., Smith, F. A. & Smith, S.** (2000): The influence of fungal identity on the morphology of arbuscular mycorrhizas formed by six species of fungi and *Lycopersicon esculentum*. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 53. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Choi, Kwang-Tae & Shin, Hee-Seuk** (1982): Morphological characteristics of inflorescence, flowering bud, fruit and leaf of Korean ginseng. *Korean J. Ginseng Sci.* 6 : 67-74.
- Choi, Yong Eui & Soh, Woong Young** (1996): The role of excision on somatic embryogenesis from mature ginseng zygotic embryos. *Phytomorph.* 46: 151-159.
- Cordier, C., Talavera, M. & Barea, J.-M.** (2000): Bioprotection effect of mycorrhizal colonisation against *Meloidogyne incognita* infection in tomato plants. In: H. Chr. Weber, S. Imhof, and D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 58. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Crocker, W. & Barton, L. V.** (1953): Physiology of seeds. An introduction to the experimental study of seed and germination. F. Verdoorn (ed.), *A new series of plant science books.* 29: 1-267. Chron. Bot. Comp., Waltham, Mass.
- Daft, M. J. & Nicolson, T. H.** (1969): Effect of *Endogone* mycorrhiza on plant growth. II. Influence of soluble phosphate on endophyte and host in maize. *New Phytol.* 68: 945-952.
- Daft, M. J. & Nicolson, T. H.** (1974): Arbuscular mycorrhizas in plants colonizing coal wastes in Scotland. *New Phytol.* 73: 1129-1138.

- Daniell, T., Husband, B., Fitter, A. & Young, P.** (1998): Evidence for host preference in arbuscular mycorrhizal fungi from agricultural systems. In: U. Ahonen-Jonnarth, E. Danell, P. Fransson, O. Karen, B. Lindahl, I. Rangel & R. Finlay, *Programme and abstracts, Second International Conference on Mycorrhiza, July 5-10 1998, Uppsala, Sweden*: 48. Swedish University of Agricultural Science, Uppsala.
- Daniels, B. A. & Trappe, J. M.** (1980): Factors affecting spore germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus epigaeus*. *Mycologia* 72: 457-471.
- Daniels, B. A. & Skipper, H. D.** (1982): Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In: N. C. Schenck (ed.), *Methods and Principals of Mycorrhizal Research*: 29-35. APS Press, St. Paul, Minn.
- Davis, R. M. & Menge, J. A.** (1980): Influence of *Glomus fasciculatus* and soil phosphorus on Phytophthora root rot of citrus. *Phytopathology* 70: 447-452.
- Dehne, H.-W.** (1982): Interaction between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and plant pathogens. *Phytopathology* 72: 1115-1119.
- Dehne, H.-W.** (1987): Management of VAM mycorrhizae in temperate crops. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 5-6. Univ. of Florida, Gainesville.
- Demuth, K. & Weber, H. Chr.** (1990): Strukturelle Inkompatibilität der vesikulär-arbuskulären Mycorrhizapilze in Enzianen (Gentianaceae). *Angew. Bot.* 64: 247-252.
- Diédhiou, P. M., Oerke, E.-C. & Franken, P. Dehne, H.-W.** (2000): Identification of *Glomus* species by ITS-DNA analysis and morphological criteria. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 65. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Dodd, J. C.** (1994): Approaches to the study of the extraradical mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi. In: S. Gianinazzi & H. Schüepp (eds), *Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems*: 147-166. Birkhäuser, Basel, Boston, Berlin.
- Domey, S. & Weber, H. Chr.** (1997): Einfluss einer VA-Mycorrhizierung auf die Entwicklung und Ernährung einjähriger Ginseng-Pflanzen (*Panax ginseng* C. A. MEYER). In: W. Mehrbach, *Rhizosphärenprozesse, Umweltstreß und Ökosystemstabilität 7. Borkheider Seminar zur Ökophysiologie des Wurzelraumes*: 29-37. Teubner Verlagsgesellschaft, Stuttgart, Leipzig.
- Dornes, T.** (1998): Untersuchungen zur Morphologie und Anatomie an Wurzeln einiger ausgewählter Arten aus der Ordnung Capparales unter besonderer Berücksichtigung der Mykorrhiza. Diplomarbeit, Marburg.
- Ducamp, L.** (1901): Recherches sur l'embryologie des Araliacées. *Ann. Sci. Nat., Bot., Sér. 8*, 15: 311-402.
- Ellanskaya, I. A., Sokolova, E. V. & Kurchenko, I. N.** (1995): Mycobiota of *Panax ginseng* during cultivation. *Ukrains'k. Bot. Zurn.* 52: 671-677.
- Esau, K.** (1969): Pflanzenanatomie. G. Fischer, Stuttgart.

- Feldmann, F.** (1991): Die Mycorrhiza des Kautschukbaumes *Hevea spec.* Vorkommen am Naturstandort und in Plantagen. Wirkung auf das Resistenzverhalten. Dissertation, Braunschweig.
- Feldmann, F. & Boyle, C.** (1997): Mutualism - neutralism - parasitism: variability of the effectiveness of arbuscular mycorrhizal single spore strains. In: *Second International Congress on Symbiosis, April 13-18, 1997*: 24. Marine Biological Laboratory, Woods Hole, MA.
- Feldmann, F.** (1998): Symbiontentechnologie in der Praxis. Arbuskuläre Mycorrhiza im Gartenbau. 1-79. Thalacker Medien, Braunschweig.
- Feldmann, F.** (2000): Directed modifications of genotype frequencies in AMF populations: a key process for the handling of functional diversity that is strain inherent. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 71. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Fitter, A. H.** (1977): Influence of mycorrhizal infection on competition for phosphorus and potassium by two grasses. *New Phytol.* 79: 119-125.
- Francis, R. & Read, D. J.** (1995): Mutualism and antagonism in the mycorrhizal symbiosis, with special reference to impacts on plant community structure. *Can. J. Bot.* 73: 1301-1309.
- Frank, B.** (1885): Ueber die auf Wurzelsymbiose beruhende Ernährung gewisser Bäume durch unterirdische Pilze. *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 3: 128-144.
- Franken, P.** (1998): Trends in molecular studies of AM fungi. In: A. Varma & B. (eds) Hock, *Mycorrhiza. Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*. Second edition: 37-49. Springer,
- Freytag, S. & Hahlbrock, K.** (1992): Abwehrreaktionen von Pflanzen gegen Pilzbefall. *BIUZ* 22,3: 135-142.
- Furlan, V. & Fortin, J. A.** (1973): Formation of endomycorrhizae by *Endogone calospora* on *Allium cepa* under three different temperature regimes. *Naturaliste Canad.* 100: 467-477.
- Furlan, V. & Bernier-Cardou, M.** (1989): Effects of N, P and K on formation of vesicular-arbuscular mycorrhizae, growth and mineral nutrient content. *Pl. & Soil* 113: 167-174.
- Gallaud, I.** (1905): Études sur les mycorrhizes endotrophes. *Rev. Gén. Bot.* 17: 7-48, 66-85, 123-136, 223-239, 313-325, 423-433, 479-496.
- Gerdemann, J. W. & Nicolson, T. H.** (1963): Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 46: 235-244.
- Gerdemann, J. W.** (1968): Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Annual Rev. Phytopathol.* 6: 397-418.
- Gerdemann, J. W.** (1975): Vesicular-arbuscular mycorrhizae. In: J. G. Torrey & D. T. Clarkson (eds), *The Development and Function of Roots*: 575-591. Acad. Press, London.
- Gerlach, D.** (1984): Botanische Mikrotechnik. - Eine Einführung. G. Thieme, Stuttgart.
- Gianinazzi, S.** (1991): Vesicular-arbuscular (endo-)mycorrhizas - cellular biochemical and genetic aspects. *Agric. Eco-Syst. Environm.* 35: 105-119.
- Gianinazzi-Pearson, V., Branzanti, B. & Gianinazzi, S.** (1989): In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis* 7: 243-256.

- Gifford, E. M. & Foster, A. S.** (1996): Morphology and evolution of vascular plants. Freeman & Company, New York.
- Giovannetti, M. & Lioi, L.** (1990): The mycorrhizal status of *Arbutus unedo* in relation to compatible and incompatible fungi. *Can. J. Bot.* 68: 1239-1244.
- Giovannetti, M. & Citernesi, A. S.** (1993): Time-course of appressorium formation on host plants by arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycol. Res.* 97: 1140-1142.
- Giovannetti, M., Sbrana, C. & Logi, C.** (1994A): Early process involved in host recognition by arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 127: 703-709.
- Giovannetti, M., Sbrana, C., Citernesi, A. S., Avio, L., Gollotte, A., Gianinazzi-Pearson, V. & Gianinazzi, S.** (1994B): Recognition and infection process, basis for host specificity of arbuscular mycorrhizal fungi. In: S. Gianinazzi & H. Schüepp (eds), *Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems*: 61-72. Birkhäuser, Basel, Boston, Berlin.
- Gonçalves, M. T. & Martins-Loução, M. A.** (1998): Is Paris type a plant strategy for controlling AM colonisation levels?. In: U. Ahonen-Jonnarh, E. Danell, P. Fransson, O. Karen, B. Lindahl, I. Rangel & R. Finlay, *Programme and abstracts, Second International Conference on Mycorrhiza, July 5-10 1998, Uppsala, Sweden*: 72. Swedish University of Agricultural Science, Uppsala.
- Graham, S. A.** (1966): The genera of Araliaceae in the southeastern United States. *J. Arnold Arbor.* 47: 126-136.
- Grushvitzky, I. B. & Limar, R. C.** (1965): Effect of gibberellin acid on the after-ripening and germination of seeds with an underdeveloped embryo. *Bot. Zurn. (Moscow & Leningrad)* 50: 215-217.
- Güssow, F.** (1900): Beiträge zur vergleichenden Anatomie der Araliaceae. Dissertation, Marburg.
- Guttenberg, H. von** (1968): Der primäre Bau der Angiospermenwurzel. In: K. Linsbauer (Begr.), *Handbuch der Pflanzenanatomie* 8: 1-472. Gebr. Borntraeger, Berlin.
- Haas, J. H. & Krikun, J.** (1985): Efficacy of endomycorrhizal-fungus isolates and inoculum quantities required for growth response. *New Phytol.* 100: 613-621.
- Haas, J. H. & Krikun, J.** (1987): Management of VAM in irrigated crops. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 7-9. Univ. of Florida, Gainesville.
- Han, Ki-Don, Lee, Sang Sun, Kim, Sung Ho & Lee, Min Woong** (1996): Effects of beneficial microorganisms and mycorrhizal fungus colonized rhizoplane on the suppression of root rot pathogen, *Fusarium solani*. *Korean J. Mycol.* 24: 38-48.
- Hara, H.** (1970): On the Asiatic species of the genus *Panax*. *J. Jap. Bot.* 47: 197-212.
- Harley, J. L. & Smith, S. E.** (1983): Mycorrhizal symbiosis. Acad. Press, London, New York.
- Harley, J. L. & Harley, E. L.** (1987): A check-list of mycorrhiza in the British flora. *New Phytol. (Suppl.)* 105: 1-102.

- Harms, H.** (1896): Zur Kenntnis der Gattungen *Aralia* und *Panax*. Bot. Jahrb. Syst. 23: 1-23.
- Hayman, D. S.** (1974): Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. New Phytol. 73: 71-80.
- Hayman, D. S., Barea, J. M. & Azcon, R.** (1976): Vesicular-arbuscular mycorrhiza in southern Spain: its distribution in crops growing in soil of different fertility. Phytopathol. Medit. 15: 1-6.
- Hayman, D. S. & Stovold, G. E.** (1979): Spore populations and infectivity of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in New South Wales. Austral. J. Bot. 27: 227-233.
- Hayman, D. S.** (1982): Influence of soils and fertility on activity and survival of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. Phytopathology 72: 1119-1125.
- Hayman, D. S.** (1983): The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. Can. J. Bot. 61: 944-963.
- Hayman, D. S.** (1987): VA mycorrhizas in field crop systems. In: G. R. Safir (ed.), *Ecophysiology of VA mycorrhizal plants*: 171-192. CRC Press, Boca Raton, Florida.
- Hepper, C. M. & Smith, G. A.** (1976): Observations on the germination of *Endogone* spores. Trans. Brit. Mycol. Soc. 66: 189-194.
- Hepper, C. M.** (1983A): Limited independent growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus in vitro. New Phytol. 93: 537-542.
- Hepper, C. M.** (1983B): The effect of nitrate and phosphate on the vesicular-arbuscular mycorrhizal infection on lettuce. New Phytol. 93: 389-399.
- Hepper, C. M.** (1987): VAM spore germination and hyphal growth in vitro, prospects for axenic culture. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 172-174. Univ. of Florida, Gainesville.
- Hetrick, B. A. D., Wilson, G. W. T. & Hartnett, D. C.** (1989): Relationship between mycorrhizal dependence and competitive ability of two tallgrass prairie grasses. Can. J. Bot. 67: 2608-2615.
- Howeler, R. H., Asher, C. H. & Edwards, D. G.** (1982): Establishment of an effective endomycorrhizal association on cassava in flowing solution culture and its effects on phosphorus nutrition. New Phytol. 90: 229-238.
- Hu, S. Y.** (1976): The genus *Panax* (Ginseng) in chinese medicine. Econ. Bot. 30: 11-28.
- Hu, S. Y.** (1977): A contribution to our knowledge of ginseng. Amer. J. Chin. Med. 5: 1-23.
- Hu, Shiu Ying** (1978): The ecology, phytogeography and ethnobotany of ginseng. In: *Proc. 2nd Int. Ginseng Symposium, Seoul*: 149-157.
- Hu, Shiu Ying** (1980): Biological and cytological foundation for better ginseng to more people. In: *Proc. 3rd Int. Ginseng Symposium, 1980, Korea Ginseng Research Institute, Seoul, Korea*: 171-179.
- Imhof, S. & Weber, H. Chr.** (1997): Root anatomy and mycotrophy (AM) of the achlorophyllous *Voyria truncata* (STANDLEY) STANDLEY & STEYERMARK (Gentianaceae). Bot. Acta 110: 127-134.

- Inomata, S., Gozu, Y. & Yokoyama, M.** (1995): Effects of phytohormones on the growth and ginsenosides production of *Panax ginseng* roots transformed by *Agrobacterium rhizogenes*. *Natural Medicines* 49: 343-345.
- Jacquelinet-Jeanmougin, S. & Gianinazzi-Pearson, V.** (1983): Endomycorrhizas in the Gentianaceae. I. The fungi associated with *Gentiana lutea* L. *New Phytol.* 95: 663-666.
- Jakobsen, I. & Jensen, A.** (1981): Influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza and straw mulch on growth of barley. *Pl. & Soil* 62: 157-161.
- Jakobsen, I.** (1995): Transport of phosphorous and carbon in VA mycorrhizas. In: A. Varma & B. Hock (eds), *Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*: 297-324. Springer, Berlin.
- Jalali, B. L. & Domsch, K. H.** (1975): Effects of systemic fungitoxicants on the development of endotrophic mycorrhiza. In: F. E. Sanders, B. Mosse & P. B. Tinker (eds), *Endomycorrhizas*: 619-626. Acad. Press, London.
- Jasper, D. A., Abbott, L. K. & Robson, A. D.** (1992): Soil disturbance in native ecosystems - the decline and recovery of infectivity of VA mycorrhizal fungi. In: D. J. Read, D. H. Lewis, A. H. Fitter & I. J. Alexander (eds), *Mycorrhizas in Ecosystems*: 151-155. CAB International, Wallingford.
- Jensen, A. & Jakobsen, I.** (1980): The occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhiza in barley and wheat grown in some Danish soils with different fertilizer treatments. *Pl. Soil* 55: 403-414.
- Jo, J. & Won, J.** (1998): Seed germination of Korean ginseng (*Panax ginseng* C. A. MEYER). In: H. Chr. Weber, D. Zeuske & S. Imhof (eds), *Ginseng in Europe, Proceedings of the First European Ginseng Congress*: 71-77. Philipps-Universität Marburg, Germany.
- Joshi, N., Vlek, P. L. G. & Moawad, A. M.** (2000): Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on the growth and P uptake of maize. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 96. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Khan, A. G.** (1972): The effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal associations on growth of cereals. *New Phytol.* 71: 613-619.
- Khan, A. G.** (1975): Growth effects of VA mycorrhiza on crops in the fields. In: F. E. Sanders, B. Mosse & P. B. Tinker (eds), *Endomycorrhizas*: 419-435. Acad. Press, London.
- Kim, I.-H.** (1978): Botanical characteristics of ginseng. In: Hyo-Won Bae (ed.), *Korean Ginseng*: 45-58. Korea Ginseng Research Institute, Seoul.
- Kim, J. H.** (1964): Studies on the growth of embryo of ginseng (*Panax ginseng*). *J. Nat. Acad. Sci. Korea. Nat. Sci. Ser.* 5: 18-23.
- Kim, S. I. & Lee, M. W.** (1994): Establishment of rhizosphere microbes for plant protection on soil-borne diseases: Beneficial antagonist and its mode of action toward ginseng root rot pathogen. *Korean J. Mycol.* 22: 50-61.
- Kleinschmidt, G. D. & Gerdemann, J.W.** (1972): Stunting of citrus seedlings in fumigated nursery soils related to the absence of endomycorrhizae. *Phytopathology* 62: 1447-1453.
- Klotz, G.** (1985): Zur Typologie des Blattes. *Flora* 176: 189-196.

- Knöbel, M. & Weber, H. Chr.** (1988): Vergleichende Untersuchungen zur Mycotrophie bei *Gentiana verna* L. und *Voyria truncata* (STAND.) STAND. & STEY. (Gentianaceae). Beitr. Biol. Pflanzen 63: 463-477.
- Koide, R. T.** (1991): Tansley Review No. 29. Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. New Phytol. 117: 365-386.
- Kong, L.-W., Fan, Z.-W. & Lü, X.-L.** (1995): Studies on no-soil cultivation of ginseng. In: Hai-Xue Kuang & et al. (eds), '95 Intern. Conf. Ginseng Allied Plants: 174-175. Harbin, China.
- Kough, J. L., Gianinazzi-Pearson, V. & Gianinazzi, S.** (1987): Depressed metabolic activity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi after fungicide applications. New Phytol. 106: 707-715.
- Kutschera, L.** (1960): Wurzelatlas mitteleuropäischer Ackerunkräuter und Kulturpflanzen. DLG, Frankfurt.
- Kutschera, L. & Sobotik, M.** (1992): Wurzelatlas mitteleuropäischer Grünland-Pflanzen. Anatomie. G. Fischer, Stuttgart.
- Lambert, D. H., Cole, H. & Baker, D. E.** (1980): Adaption of vesicular-arbuscular mycorrhizae to edaphic factors. New Phytol. 85: 513-520.
- Land, S. & Schönbeck, F.** (1991): Influence of different soil types on abundance and seasonal dynamics of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of North Germany. Mycorrhiza 1: 39-44.
- Land, S., Alten, H. von & Schönbeck, F.** (1993): The influence of host plant, nitrogen fertilization and fungicide application on the abundance and seasonal dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of northern Germany. Mycorrhiza 2: 157-166.
- Lee, D. W.** (1986): Unusual strategies of light absorption in rain-forest herbs. In: T. J. Givnish (ed.), *On the Economy of Plant Life Form and Function*: 105-131. Cambridge Univ. Press, Cambridge.
- Lee, F. C.** (1992): Facts about ginseng. The elixir of life. Hollym, Elizabeth, NJ.
- Leung, A. Y.** (1991): Ginseng. Chinesische Heilkräuter - Diederichs gelbe Reihe. 80-89. Eugen Diederichs, München.
- Lewis, W. H. & Zenger, V. E.** (1982): Population dynamics of the american ginseng *Panax quinquefolium* (Araliaceae). Amer. J. Bot. 69: 1483-1490.
- Liepina, L. & Skujins, J.** (2000): Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhiza in Latvia. In: H. Chr. Weber, Imhof, S. and Zeuske, D. (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 120. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Linderman, R. G. & Call, C. A.** (1977): Enhanced rooting of woody plant cuttings by mycorrhizal fungi. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102 (5): 629-632.
- Linderman, R. G.** (1988): Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: The mycorrhizosphere effect. Phytopathology 78: 366-371.
- Linderman, R. G.** (1994): Role of VAM fungi in biocontrol. In: F. L. Pflieger & R. G. Linderman (eds), *Mycorrhizae and Plant Health*: 1-25. APS Press, St. Paul, Minn.

- Liu, M., Li, R.-J. & Liu, M.-Y.** (1990): The initiation and pattern of growth of resin ducts in the main roots of ginseng, *Panax ginseng*. *Phytomorph.* 40: 17-20.
- Liu, M., Li, R.-J. & Liu, M.-Y.** (1993): Adaptive responses of roots and root systems to seasonal changes. *Environm. Exp. Bot.* 33: 175-188.
- Lubbock, J.** (1892): Araliaceae. In: *A contribution to our knowledge of seedlings*: 40-43. Kegan Paul, Trech, Trübner, London.
- Madaus, G.** (1976): Lehrbuch der Biologischen Heilmittel II. 1457-1462. Georg Olms, Hildesheim.
- Maeda, M.** (1954): The meaning of mycorrhiza in regard to systematic botany. *Kumamoto J. Sci.* 3: 57-84.
- Makino, M.** (1936): Description of Ginseng Morphology. *Research on Plant Taxonomy*.
- Martins, A.** (1992): The role fo the external mycelial network of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: a study of carbontransfer between plants interconnected by a common mycelium. *Mycorrhiza* 2: 69-73.
- Mather, K.** (1954): *Statistische Analysen in der Biologie*. 1-466. Springer-Verlag, Wien,
- Maunder, M.** (2000): litt. to IUCN/SSC Wildlife Trade Programme. Cambridge, UK.
- McDougall, W. B. & Liebtag, C.** (1928): Symbiosis in a deciduous forest. *Bot. Gaz.* 86: 226-234.
- McGee, P. A.** (1987): Alteration of growth of *Solanum opacum* and *Plantago drumondii* and inhibition of regrowth of hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi from dried root pieces by manganese. *Pl. & Soil* 101: 227-233.
- Meloh, K.-A.** (1963): Untersuchungen zur Biologie der endotrophen Mycorrhiza bei *Zea mays* L. und *Avena sativa* L. *Arch. Mikrobiol.* 46: 369-381.
- Menge, J. A., Nemeč, S., Davis, R. M. & Minassian, V.** (1977): Mycorrhizal fungi associated with citrus and their possible interactions with pathogens. *Proc. Int. Soc. Citricult.* 3: 872-876.
- Menge, J. A., Steirle, D., Bagyaraj, D. J., Johnson, E. L. V. & Leonard, R. T.** (1978): Phosphorus concentrations in plants responsible for inhibition of mycorrhizal infection. *New Phytol.* 80: 575-578.
- Menge, J. A.** (1983): Utilization of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in agriculture. *Can. J. Bot.* 61: 1015-1024.
- Metcalf, C. R. & Chalk, L.** (1950): Araliaceae. *Anatomy of the Dicotyledons.* 2: 725-735. Clarendon Press, Oxford.
- Meyer, C. A.** (1842): Ueber den Ginschen, vorzüglich über die botanischen Charaktere desselben und der zunächst verwandten Arten der Gattung *Panax*. *Repert. f. Pharmacie u. practische Chemie in Russland* 1: 516-528.
- Miller, M. H. & McGonigle, T.P.** (1992): Soil disturbance and the effectiveness of arbuscular mycorrhizas in an agricultural ecosystem. In: D. J. Read, D. H. Lewis, A. H. Fitter & I. J. Alexander (eds), *Mycorrhizas in ecosystems*: 156-163. CAB International, Wallingford.

- Millner, P. D. & Kitt, D. G.** (1992): The Beltsville method for soilless production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 2: 9-15.
- Moenicke, A.** (1924): Zur Frage der Harzbildung bei den Umbelliferen-, Compositen- und Araliaceenwurzeln. *Bot. Arch.* 5: 91-109.
- Morandi, D., Branzanti, B. & Gianinazzi-Pearson, V.** (1992): Effect of some plant flavonoids on in vitro behaviour of an arbuscular mycorrhizal fungus. *Agronomie* 12: 811-816.
- Morton, J. B. & Benny, G. L.** (1990): Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471-491.
- Mosse, B.** (1972): The influence of soil type and *Endogone* strain on the growth of mycorrhizal plants in phosphate deficient soils. *Rev. Écol. Biol. Sol* 9: 529-537.
- Mosse, B.** (1973): Advances in the study of vesicular-arbuscular mycorrhiza. *Annual Rev. Phytopathol.* 11: 171-196.
- Mosse, B.** (1977): Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. X. Responses of *Stylosanthes* and maize to inoculation in unsterile soils. *New Phytol.* 78: 277-288.
- Mosse, B., Stribley, D. P. & LeTacon, F.** (1981): Ecology of mycorrhizae and mycorrhizal fungi. In: M. Alexander (ed), *Advances in Microbial Ecology*, Vol. 5: 137-210. Cornell University Ithaca, Plenum Press, New York and London.
- Münzenberger, B. & Strack, D.** (2000): Phenolics in larch fine roots during the interaction with mycorrhizal fungi of different compatibility. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 155. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Muthukumar, T. & Udaiyan, K.** (2000): The role of seed reserves in arbuscular mycorrhizal formation and growth of *Leucaena leucocephala* (LAM.) DE WIT. and *Zea mays* L. *Mycorrhiza* 9: 323-330.
- Nagahashi, G. & Douds, D. D. jr.** (1997): Appressorium formation by AM fungi on isolated cell walls of carrot roots. *New Phytol.* 136: 299-304.
- Nemec, S.** (1974): Populations of *Endogone* in strawberry fields in relation to root rot infection. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 62: 45-49.
- Newman, E. I., Eason, W. R., Eissenstat, D. M. & Ramos, M. I. R. F.** (1992): Interactions between plants: the role of mycorrhizae. *Mycorrhiza* 2: 47-53.
- Newsham, K. K., Fitter, A. H. & Watkinson, A. R.** (1995): Arbuscular mycorrhiza protect an annual grass from root pathogenic fungi in the field. *J. Ecol.* 83: 991-1000.
- Ocampo, J. A. & Hayman, D. S.** (1980): Effects of pesticides on mycorrhiza in field-grown barley, maize and potatoes. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 74: 413-416.
- Ocampo, J. A., Martin, J. & Hayman, D. S.** (1980): Influence of plant interactions on vesicular-arbuscular mycorrhizal infections. I. Host and non-host plants grown together. *New Phytol.* 84: 27-35.

- Öpik, M., Moora, M., Zobel, M. & Sen, R.** (2000): Communities of symbiotic soil fungi - are they important for the establishment of rare plant?. In: H. Chr. Weber, S. Imhof and D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 162. Philipps-University of Marburg, Germany.
- O'Halloran, I. P., Miller, M. H. & Arnold, G.** (1986): Absorption of P by corn (*Zea mays* L.) influenced by soil disturbance. *Can. J. Soil Sci.* 66: 287-302.
- Ohsumi, T. & Miyazawa, Y.** (1956): Study on the dehiscence and germination of *Panax ginseng* seed. *Nogyo-oyobi Engei* 31: 1129-1130.
- Pearson, J. N., Abbott, L. K. & Jasper, D. A.** (1993): Mediation of competition between two colonizing VA mycorrhizal fungi by the host plant. *New Phytol.* 123: 93-98.
- Peat, H. J. & Fitter, A. H.** (1993): The distribution of arbuscular mycorrhizas in the British flora. *New Phytol.* 125: 845-854.
- Pei, S.** (2000): litt. to IUCN/SSC Wildlife Trade Programme. Cambridge, UK.
- Peterson, R. L. & Farquhar, M. L.** (1994): Mycorrhizas - integrated development between roots and fungi. *Mycologia* 86: 311-326.
- Pharis, R. P. & King, R. W.** (1985): Gibberellins and reproductive development in seed plants. *Ann. Rev. Pl. Physiol.* 36: 517-568.
- Philipson, W. R.** (1949): The ontogeny of the shoot apex in dicotyledons. *Biol. Rev. Cambridge Philos. Soc.* 24: 21-50.
- Phillips, J. M. & Hayman, D. S.** (1970): Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 55: 158-162.
- Plenchette, C., Fortin, J. A. & Furlan, V.** (1982): Effects of different endomycorrhizal fungi on five host plants grown on calcined montmorillonite clay. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 107: 535-538.
- Pütz, N.** (1996A): Development and function of contractile roots. In: Y. Waisel, A. Eshel & U. Kafkafi (eds), *Plants Roots. The Hidden Half*: 859-874. Dekker, New York.
- Pütz, N.** (1996B): Underground plant movement. III. The corm of *Sauromatum guttatum* (WALL.) SCHOTT (Araceae). *Flora* 191: 275-282.
- Ratnayake, M., Leonard, R. T. & Menge, J. A.** (1978): Root exudation in relation to supply of phosphorus and its possible relevance to mycorrhizal formation. *New Phytol.* 81: 543-552.
- Rauh, W.** (1950): *Morphologie der Nutzpflanzen*. Quelle & Meyer, Heidelberg, Wiesbaden.
- Ravnskov, S. & Jakobsen, I.** (1995): Functional compatibility in arbuscular mycorrhizas measured as hyphal P transport to the plant. *New Phytol.* 129: 611-618.
- Read, D. J.** (1991): Mycorrhizas in ecosystems. *Experientia (Basel)* 47: 376-391.
- Rhodes, L. H. & Gerdemann, J. W.** (1980): Nutrient translocation in vesicular-arbuscular mycorrhizae. In: C. B. Cook, P. W. Pappas & E. D. Rudolph (eds), *Cellular Interactions in Symbiosis and Parasitism*: 173-195. Ohio State Univ. Press, Columbus.
- Rhodes, L. H.** (1981): The use of mycorrhizae in crop production systems. *Outlook Agric.* 10: 275-281.

- Rimbach, A.** (1929): Die Verbreitung der Wurzelverkürzungen im Pflanzenreich. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 47: 22-31.
- Rives, C. S., Muhammad, I. B. & Liberta, A. E.** (1980): Effects of topsoil storage during surface mining on the viability of VA mycorrhiza. Soil Sci. 129: 253-257.
- Roncadori, R. W. & Hussey, R. S.** (1982): Mycorrhizae in interactions with other microorganisms. A. Endomycorrhizae. In: N. C. Schenck (ed.), *Methods and Principals of Mycorrhizal Research*: 219-224. APS Press, St. Paul, Minn.
- Sanders, F. E., Tinker, P. B., Black, R. L. B. & Palmerly, S. M.** (1977): The development of endomycorrhizal root systems. I. Spread of infection and growth-promoting effects with four species of vesicular-arbuscular endophyte. New Phytol. 78: 257-268.
- Schaat, A.** (1997): Untersuchungen zur Morphologie, Anatomie und Mycorrhiza an den Wurzeln von *Panax quinquefolius* L. (Araliaceae). Diplomarbeit, Marburg.
- Schaede, R.** (1962): Die Pflanzlichen Symbiosen. VI. Mykorrhizen. 125-227. G. Fischer, Stuttgart.
- Schenck, N. C.** (1981): Can mycorrhizae control root diseases?. Pl. Dis. 65: 231-234.
- Schenck, N. C. & Sequeira, J. O.** (1987): Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agroecosystems. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 2-4. Univ. of Florida, Gainesville.
- Schenck, N. C. & Pérez, Y.** (1990): Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. Synergistic Publications, Gainesville.
- Schlicht, A.** (1889): Beitrag zur Kenntniss der Verbreitung und der Bedeutung von Mycorrhizen. Landw. Jahrb. 18: 479-506.
- Schliebs, H.-D.** (1958): Interessantes über Ginseng. Deutsche Apotheker-Zeitung 98: 1279-1280.
- Schömmer, F.** (1949): Kryptogamen-Praktikum. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart.
- Schönbeck, F.** (1979): Endomycorrhiza in relation to plant diseases. In: B. Schippers & W. Gams (eds), *Soilborne Plant Pathogens*: 271-280. Acad. Press, London.
- Schöpfer, J.** (1976): Neuestes aus der Ginseng-Forschung / *Panax ginseng* C. A. MEYER, Chemie und Wirkung - eine Übersicht. Deutsche Apotheker-Zeitung 116: 1-7.
- Schulz, B.** (1958): Über Gin-seng (*Panax ginseng* C. A. M.). Österr. Apotheker-Zeitung 12: 272-275.
- Simon, L., Bousquet, J., Lévesque, R. C. & Lalonde, M.** (1993): Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. Nature 363: 67-69.
- Smith, F. A. & Smith, S. E.** (1996): Mutualism and parasitism: diversity in function and structure in the "arbuscular" (VA) mycorrhizal symbiosis. Advances Bot. Res. 22: 1-43.
- Smith, F. A. & Smith, S. E.** (1997): Structural diversity in (vesicular)-arbuscular mycorrhizal symbioses. New Phytol. 137: 373-388.

- Smith, F. A., Jakobsen, I. & Smith, S. E.** (2000): Functional diversity in arbuscular mycorrhizal fungi. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 191. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Smith, S. E.** (1980): Mycorrhizas of autotrophic higher plants. *Biol. Rev. Cambridge Philos. Soc.* 55: 475-510.
- Smith, S. E. & Read, D. J.** (1997): Mycorrhizal symbiosis. Acad. Press, San Diego.
- Söderström, B., Dickson, S., Smith, F. A. & Smith, S. E.** (1996): Arum-type and Paris-type of endomycorrhiza in some plant-AM fungus species combinations. In: *Program and Abstracts, First International Congress on Mycorrhizae*: 111. University of California, Berkeley, California.
- Stahl, E.** (1900): Der Sinn der Mycorrhizenbildung. *Jahrb. Wiss. Bot.* 34: 539-668.
- Streitwolf-Engel, R., van der Heijden, M. G. A., Wiemken, A. & Iain, R.** (2000): Co-occurring arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) affect clonal reproduction of plants. In: H. Chr. Weber, S. Imhof & D. Zeuske (eds), *Programs, Abstracts and Papers of the Third International Congress on Symbiosis*: 201. Philipps-University of Marburg, Germany.
- Sylvia, D. M. & Hubbell, D. H.** (1986): Growth and sporulation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in aeroponic and membrane systems. *Symbiosis* 1: 259-267.
- Tawaraya, K., Hashimoto, K. & Wagatsuma, T.** (1998): Effect of root exudate fractions from P-deficient and P-sufficient onion plants on root colonisation by the arbuscular mycorrhizal fungus *Gigaspora margarita*. *Mycorrhiza* 8: 67-70.
- Tester, M., Smith, S. E. & Smith, F. A.** (1987): The phenomenon of "nonmycorrhizal" plants. *Can. J. Bot.* 65: 419-431.
- Thomson, B. D., Robson, A. D. & Abbott, L. K.** (1986): Effects of phosphorus on the formation of mycorrhizas by *Gigaspora calospora* and *Glomus fasciculatum* in relation to root carbohydrates. *New Phytol.* 103: 751-765.
- Tieghem, P. van** (1870): Recherches sur la symétrie de structure des plantes vasculaires. La racine. Ombellifères. *Ann. Sci. Nat., Bot., Sér.* 5 13: 223-234.
- Tieghem, P. van** (1871): Araliacées. *Ann. Sci. Nat., Bot., Sér.* 5 13: 231-234.
- Tiemann, C., Demuth, K. & Weber, H. Chr.** (1994): Zur Symbiose von *Cynanchicum vincetoxicum* (L.) PERS., *Asclepias curassavica* L. und *Ceropegia woodii* SCHL. (Asclepiadaceae) mit Mycorrhiza-Pilzen (VAM). *Flora* 189: 1-6.
- Tommerup, I. C.** (1983): Spore dormancy in vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 81: 37-45.
- Tommerup, I. C. & Sivasithamparam, K.** (1990): Zygosporangia and asexual spores of *Gigaspora decipiens*, an arbuscular mycorrhizal fungus. *Mycol. Res.* 94: 897-900.
- Tommerup, I. C.** (1992): The role of mycorrhiza in plant populations and communities. Hypha-hypha interactions of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and the consequences for population biology. *Mycorrhiza* 1: 123-125.
- TRAFFIC Europe (ed)** (2000): litt. to TRAFFIC International. Cambridge, UK.

- TRAFFIC Europe (ed)** (2000): Trade impacts on wild populations of Far-Eastern Ginseng *Panax ginseng* - a review, in press.
- Trappe, J. M.** (1977): Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Annual Rev. Phytopathol.* 15: 203-222.
- Trappe, J. M., Molina, R. & Castellano, M.** (1984): Reactions of mycorrhizal fungi and mycorrhiza formation to pesticides. *Annual Rev. Phytopathol.* 22: 331-359.
- Trécul, A.** (1867_A): Des vaisseaux propres dans les Araliacées. *Compt. Rend. Hebd. Séances Acad. Sci.* 64: 886-893, 990 - 997.
- Trécul, A.** (1867_B): Des vaisseaux propres dans les Araliacées. *Ann. Sci. Nat., Bot., Sér.* 5 7: 54-72.
- Troll, W.** (1937): Vergleichende Morphologie der höheren Pflanzen. *Vegetationsorgane.* 1: 1-955. Gebr. Borntraeger, Berlin.
- Troll, W.** (1954): Praktische Einführung in die Pflanzenmorphologie. Erster Teil: Der vegetative Aufbau. G. Fischer, Jena.
- Trouvelot, A., Gianinazzi, S. & Gianinazzi-Pearson, V.** (1987): Screening of VAM fungi for phosphate tolerance under simulated field conditions. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza:* 39. Univ. of Florida, Gainesville.
- Ueda, T., Hosoe, T., Kubo, S. & Nakanishi, I.** (1992): Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales) in Japan. II. A field survey of vesicular-arbuscular mycorrhizal association with medicinal plants in Japan. *Trans. Mycol. Soc. Japan* 33: 77-86.
- Untch, H. & Weber, H. Chr.** (1995): Strukturen der Mycorrhiza (AM) bei *Ceropegia dichotoma* HAW., *Ceropegia fusca* BOLLE und *Periploca laevigata* AIT. (Asclepiadaceae). *Beitr. Biol. Pflanzen* 69: 129-140.
- Vaasen, Anja** (2000): Mycorrhizastrukturen an ausgewählten Arten der Poaceae. Diplomarbeit, Marburg
- Vassilchenko, I. T.** (1935): On the germination of *Panax ginseng* C. A. M. seeds. *Bot. Zurn. SSSR* 20: 242-244.
- Waisel, Y.** (1995): Developmental and functional aspects of the periderm. M. Iqbal (ed.), *The Cambial Derivatives.* In: K. Linsbauer (Begr.) *Handbuch der Pflanzenanatomie.* 9, 4: 293-315. Gebr. Borntraeger, Berlin.
- Walker, C. & Trappe, J. M.** (1993): Names and epithets in the Glomales and Endogonales. *Mycol. Res.* 97: 339-344.
- Walker, C.** (1995): AM or VAM: What's in a word?. In: A. Varma & B. Hock (eds), *Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology:* 25-26. Springer, Berlin.
- Wang, H., Fan, J., Yang, X., Fan, G., Liou, Q. & Dai, H.** (1995): A study on ginseng cultivation under forest conditions and its physiological and ecological characteristics. In: W. G. Bailey, C. Whitehead, J. T. A. Proctor & J. T. Kyle (eds), *The Challenges of the 21st Century. Proc. Int. Ginseng Conf., Vancouver 1994:* 452-462.

- Waterer, D. & Coltman, R.** (1987): Response of container-grown peppers to VAM at two levels of soil solution phosphorus. In: D. M. Sylvia, L. L. Hung & J. H. Graham (eds), *Mycorrhiza in the Next Decade. Proc. 7th North Amer. Conf. on Mycorrhiza*: 40. Univ. of Florida, Gainesville.
- WCMC (ed)** (2000): Status report for *Panax ginseng*, 10 Feb 2000.
- Weber, H.** (1953): Die Bewurzelungsverhältnisse der Pflanzen. Herder, Freiburg.
- Weber, H. Chr.** (1984): "Radix Gentianae": Vom Enziandestillat zur Grundlagenforschung. *Biol. Rundschau* 22: 379-381.
- Weber, H. Chr.** (1990): Zur strukturellen Inkompatibilität bei der Symbiose von Enzianen mit VAM-Pilzen. Sonderforschungsbereich 305. Ökophysiologie: Verarbeitung von Umweltsignalen. Finanzierungsantrag 1991/92/93. Marburg, 554-566.
- Weber, H. Chr. & Krämer, M.** (1994): VA-Mycorrhiza bei Menyanthaceae. *Beitr. Biol. Pflanzen* 68: 351-362.
- Weber, H. Chr., Imhof, S. & Kendzior, B.** (1994): *Voyria tenella* Hook. (Gentianaceae): Endglied einer bemerkenswerten Progressionsreihe mycotropher Lebensweisen. In: *Botanikertagung 1994, Bayreuth*: 229.
- Weber, H. Chr., Klahr, A. & Marron-Heimbuch, M.** (1995): Anatomical structures of the VA mycorrhiza in the Apocynaceae (Gentianales). *Bot. Acta* 108: 525-534.
- Weber, H. Chr., Zeuske, D. & Imhof, S. (eds)** (1998A): Ginseng in Europe. Proceedings of the First European Ginseng Congress. 1-243. Philipps-Universität Marburg, Germany.
- Weber, H. Chr., Alexander, S. & Imhof, S.** (1998B): The enrichment of ginseng garden soils with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In: H. Chr. Weber, D. Zeuske & S. Imhof, *Ginseng in Europe, Proceedings of the First European Ginseng Congress*: 59-66. Philipps-Universität, Marburg, Germany.
- Weber, H. Chr.** (1998): The presence and importance of VAM spores in the soil of ginseng gardens. In: H. Hoon, J. C. Kang & C. K. Young, *Advances in Ginseng Research. Proceedings of the 7th International Symposium on Ginseng, Seoul, September 22-25, 1998*: 90-93. The Korean Society of Ginseng, Seoul.
- Weber, U.** (1938): Radix Ginseng, eine Droge mit brunsterregenden (östrogenen) Eigenschaften. *Süddeutsche Apotheker-Zeitung* 67: 645-648, 657-658, 667-669.
- Werker, E.** (1997): Seed anatomy. In: K. Linsbauer (Hrsg.), *Handbuch der Pflanzenanatomie 10*: 1-424. Gebr. Borntraeger, Berlin.
- Werner, D.** (1992): Symbiosis of plants and microbes. Chapman & Hall, New York, London.
- Whitbread, F., Peterson, R. L. & Reeleder, R.** (1995): The mycorrhizal associations of *Panax quinquefolium* (American ginseng) in commercial production. In: W. G. Bailey, C. Whitehead, J. T. A. Proctor & J. T. Kyle (eds), *The Challenges of the 21st Century. Proc. Int. Ginseng Conf., Vancouver 1994*: 187-193.
- Whitbread, F., McGonigle, T. P. & Peterson, R. L.** (1996): Vesicular-arbuscular mycorrhizal associations of American ginseng (*Panax quinquefolius*) in commercial production. *Can. J. Bot.* 74: 1104-1112.

- Winter, A. G.** (1951): Untersuchungen über die Verbreitung und Bedeutung der Mycorrhiza bei kultivierten Gramineen und einigen anderen landwirtschaftlichen Nutzpflanzen. *Phytopath. Z.* 17: 421-432.
- Wischmann, H. & Wischmann, G.** (1995): Ginsenganbau nach dem SL-Verfahren. 1-44. Wischmann FloraFarm GmbH, Walsrode.
- Wood, T. & Cummings, B.** (1992): Biotechnology and the future of VAM commercialization. M. F. Allen (ed.), *Mycorrhizal Functioning*: 468-487. Chapman & Hall, New York, London.
- Wyss, P., Boller, T. & Wiemken, A.** (1992): Testing the effect of biological control agents on the formation of vesicular arbuscular mycorrhiza. *Pl. & Soil* 147: 159.
- Yeung & Sussex** (1979): Embryogeny of *Phaseolus coccineus*: the suspensor and the growth of the embryoproper in vitro. *Z. Pflanzenphysiol.* 91: 423-433.
- Yoshie, F. & Yoshida, S.** (1989): Wintering forms of perennial herbs in the cool temperate regions of Japan. *Can. J. Bot.* 67: 3563-3569.
- Youn, Young-Soo** (1987): Analytisch vergleichende Untersuchungen von Ginsengwurzeln verschiedener Provenienzen. Dissertation, Berlin.
- Zambolim, L. & Schenck, N. C.** (1983): Reduction of the effects of pathogenic, root-infecting fungi on soybean by the mycorrhizal fungus, *Glomus mosseae*. *Phytopathology* 73: 1402-1405.
- Zeuske, D.** (1996): Vergleichende morphologische und anatomische Untersuchungen an Wurzeln ausgewählter Araliaceae. Diplomarbeit, Marburg.
- Zeuske, D. & Weber, H. Chr.** (1998): Anatomical and morphological investigations of *Panax ginseng* C. A. MEYER (Araliaceae) at different developmental stages with special reference of the underground organs. In: H. C. Weber, D. Zeuske and S. Imhof, *Ginseng in Europe, Proceedings of the First European Ginseng Congress*: Philipps-Universität Marburg, Germany.
- Zeuske, D., Schaat, A. & Weber, H. Chr.** (1999): Progressive series related to mycotrophy in Araliaceae - Ginseng (*Panax spec.*) as a final stage?. *Syst. Geogr. Pl.* 68: 85-93.
- Zhuravlev, Y. N. & Kolyada, A. S.** (1996): Araliaceae - Ginseng and others. G.B. Eljakov, Russian Academy of sciences far east branch; Institute of Biology & Soil science; Station "Gornotajezhnaya", Vladivostok.
- Zobel, M., Moora, M. & Haukioja, E.** (1997): Plant coexistence in the interactive environment: arbuscular mycorrhiza should not be out of mind. *Oikos* 78: 202-208.

7 PUBLIKATIONSLISTE DER AUTORIN

Die mit * gekennzeichneten Veröffentlichungen sind Bestandteil dieser Arbeit:

Publikationen:

Zeuske, D. (1996): Vergleichende morphologische und anatomische Untersuchungen an Wurzeln ausgewählter Araliaceae. Diplomarbeit, Marburg.

Zeuske, D., Schaat, A., Apostolides, P. & Weber, H. Chr. (1997) : Ginseng (*Panax spec.*) as a final stage of a progression line of arbuscular mycorrhiza (AM) in Araliaceae. In: Smets, E., Ronse Decraene, L. P. & Robbrecht E. (eds), *13th Symposium Morphology, Anatomy and Systematic. Program and Abstracts*. Scripta Bot. Belgica 15: 171. National Bot. Garden of Belgium, Meise.

* **Zeuske, D. & Weber, H. Chr.** (1998): Anatomical and morphological investigations of *Panax ginseng* C. A. MEYER (Araliaceae) at different developmental stages with special reference of the underground organs. In: Weber, H. Chr, Zeuske, D. & Imhof, S. (eds), *Ginseng in Europe. Proceedings of the First European Ginseng Congress: 79-91*. Philipps-Universität Marburg, Germany.

Zeuske, D., Schaat, A. & Weber, H. Chr. (1999): Progressive series related to mycotrophy in Araliaceae - Ginseng (*Panax spec.*) as a final stage?. *Systematics and Geography of Plants* 68: 85-93.

* **Zeuske, D. & Weber, H. Chr.** (2000): Growth stimulation of *Panax ginseng* C. A. Meyer (Araliaceae) arising from AMF-isolate inoculation. In: Weber, H. Chr., Imhof, S. & Zeuske, D. (eds), *Programs, abstracts and papers of the Third International Congress on Symbiosis: 238*. Philipps-University of Marburg, Germany.

* **Zeuske, D. & Weber, H. Chr.** (2000): Growth stimulation of *Panax ginseng* C. A. Meyer (Araliaceae) arising from AMF-isolate inoculation. *Symbiosis* 29: 213-230.

Mitherausgeberin von:

Weber, H. Chr., Zeuske, D. & Imhof, S. (eds) (1998): Ginseng in Europe. Proceedings of the First European Ginseng Congress, Philipps-Universität Marburg, Germany.

Weber, H. Chr., Imhof, S. & Zeuske, D. (eds) (2000): Programs, abstracts and papers of the Third International Congress on Symbiosis, Philipps-University of Marburg, Germany.

8 ANHANG

Anhang A : Substrate, deren Zusammensetzung und Nährstoffgehalte

Substrat A: Fruchstrofer Erde - Typ A (Aussaat)

<i>Komponente/Nährstoff</i>	<i>Anteil/Gehalt</i>
Hochmoortorf, wenig bis mäßig zersetzt, H ₂ -H ₄ und H ₄ -H ₆	65,00%
Vulkanton (Vogelsberg)	15,00%
Perlite	20,00%
pH	05.06.00
Leitfähigkeit	≤ 1,6
N (als Langzeitdünger)	80-120 mg/l
davon pflanzenverfügbar	100-300 mg/l
P ₂ O ₅	80-120 mg/l
davon pflanzenverfügbar	100-300 mg/l
K ₂ O	100-150 mg/l
davon pflanzenverfügbar	150-400mg/l

Substrat H: Bodenuntersuchung vom 24.10.96 der LUFA Hameln: „Neue Anlage“ der Wischmann FloraFarm Walsrode („Heideerde“)

<i>Komponente/Nährstoff</i>	<i>Anteil/Gehalt</i>
Bodenart	1S
pH	7
N	*
P ₂ O ₅	32mg/100g = 376mg/l**
K ₂ O	53mg/100g = 624mg/l
Mg	10mg/100g = 118mg/l
Cu	4,3mg/kg = 5mg/l
B	0,61mg/kg = 0,7mg/l
Mn	7,6mg/100g = 89mg/l

* : N-Gehalt nicht bestimmt. Vor Aussaat wurden 70-100t/ha Stallmist ausgebracht, die den N-Bedarf decken.

** : Umrechnungsfaktor 11,76. 100g lufttrockenes Substrat H entsprechen einem Volumen von 85 ml.

Substrat S: Flußsand, Korngröße zwischen 500 und 1500µm.

Anhang B: Inokulationserfolge**Tab. 13a:** Inokulationserfolge im Gewächshaus. *: Werte nicht bestimmt, -: Nachweis negativ.

Inokulations-Zeitpunkt	AM-Pilz(e) (Spezies)	Licht in lx	Temperatur in °C	GA3 in ppm	Substra t	Alter der Pflanze zum Inokulations- Zeitpunkt	Erster AM-Nachweis (in Wochen)
04.06.96	<i>G. intraradices H11/3</i>	bis 15000	21-24	0	BG	Samen	24
	<i>G. intraradices H11/3</i>	*	21-24	0	A	mehrfährige Pflanze	16
		bis 15000	21-24	3000	BG	Samen	-

Tab. 13b: Inokulationserfolge in den Klimakammern.

Inokulations-Zeitpunkt	AM-Pilz(e) (Spezies)	Licht in lx	Temperatur in °C	GA3 in ppm	Substra t	Alter der Pflanze zum Inokulations- Zeitpunkt	Erster AM-Nachweis (in Wochen)
09.02.00	<i>A. longula</i>	4200	17	0	A	2jährige Rüben	11
	<i>Gigaspora margarita</i>	4200	17	0	A	2jährige Rüben	11
28.01.99	<i>G. albidum</i>	2500	17	0	S	Keimlinge, direkter Kontakt mit Inokulum!	-
	<i>G. intraadices H 11/3</i>	2500	17	0	S	Keimlinge, direkter Kontakt mit Inokulum!	-
19.01.99	<i>G. albidum</i>	1000	7	0	S	Keimlinge, direkter Kontakt mit Inokulum!	-
	<i>G. intraadices H 11/3</i>	1000	7	0	S	Keimlinge, direkter Kontakt mit Inokulum!	-
26.03.99	<i>Glomus mosseae</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Glomus fasciculatum</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Glomus albidum</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	Mischinokulum M1	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	Mischinokulum M2	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	Mischinokulum M3	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Gigaspora margarita</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Acaulospora longula</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Glomus etunicatum</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Glomus intraradices H11/3</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
	<i>Glomus intraradices H49</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8
<i>Glomus intraradices T510</i>	4200	17	0	S	Keimlinge	8	

Tab. 13c: Inokulationserfolge auf den Versuchsfeldern der Wischmann FloraFarm.

Standort	Inokulations - Zeitpunkt	AM-Pilz(e) (Spezies)	Licht in lx	Temperatur in °C	GA3 in ppm	Substra t	Alter der Pflanze zum Inokulations- Zeitpunkt	Erster AM-Nachweis (in Wochen)
Wischmann FloraFarm	17.10.96	<i>G. intraradices</i> <i>H11/3</i>	T _F ***		0	H	Samen	22
	17.10.96	<i>G. albidum</i>	T _F ***		0	H	Samen	-

Tab. 13d: Inokulationserfolge im Frühbeet (Freiland Botanischer Garten der Philipps-Universität Marburg).

Inokulations-Zeitpunkt	AM-Pilz(e) (Spezies)	Licht in lx	Temperatur in °C	GA3 in ppm	Substra t	Alter der Pflanze zum Inokulations- Zeitpunkt	Erster AM-Nachweis (in Wochen)
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>H11/3</i>	T _F ***		0	A	Samen	12
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>H11/3</i>	T _F ***		0	H	Samen	12
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>T 510</i>	T _F ***		0	A	Samen	14
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>T 510</i>	T _F ***		0	H	Samen	12
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>H 49</i>	T _F ***		0	A	Samen	14
17.02.99	<i>G. intraradices</i> <i>H 49</i>	T _F ***		0	H	Samen	12
17.02.99	<i>G. albidum</i>	T _F ***		0	A	Samen	14
17.02.99	<i>G. albidum</i>	T _F ***		0	H	Samen	12
17.02.99	<i>G. etunicatum</i>	T _F ***		0	A	Samen	14
17.02.99	<i>G. etunicatum</i>	T _F ***		0	H	Samen	12
24.02.99	<i>G. mosseae</i>	T _F ***		0	A	Samen	15
24.02.99	<i>G. mosseae</i>	T _F ***		0	H	Samen	13
24.02.99	<i>G. fasciculatum</i>	T _F ***		0	A	Samen	-
24.02.99	<i>G. fasciculatum</i>	T _F ***		0	H	Samen	13
24.02.99	<i>Mischinokulum</i> <i>M1</i>	T _F ***		0	A	Samen	15
24.02.99	<i>Mischinokulum</i> <i>M1</i>	T _F ***		0	H	Samen	15
24.02.99	<i>Mischinokulum</i> <i>M2</i>	T _F ***		0	A	Samen	15
24.02.99	<i>Mischinokulum</i> <i>M2</i>	T _F ***		0	H	Samen	13
	<i>A. longula</i>				A		15
					H		15
11.03..99	<i>G. margarita</i>	T _F ***		0	A	Samen	15
11.03..99	<i>G. margarita</i>	T _F ***		0	H	Samen	13
11.03..99	<i>Mischinokulum</i> <i>M3</i>	T _F ***		0	A	Samen	15
11.03..99	<i>Mischinokulum</i> <i>M3</i>	T _F ***		0	H	Samen	13

Anhang C: Einzeldaten und statistische Auswertungen zu Kapitel 3.3: „Auswirkung der Inokulationen auf das Pflanzenwachstum“

VAM-Pilz	Substrat	L _{PB} in cm	L _{HW} in cm	FG _{ges} in g	FG _{PB} in g	FG _{HW} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
Kontrolle	S	2,70	0,90	0,09	0,06	0,03	8,00	0,50
Kontrolle	S	4,35	2,93	0,17	0,11	0,06	6,00	0,53
Kontrolle	S	2,55	0,60	0,07	0,05	0,02	3,00	0,50
Kontrolle	S	3,15	0,75	0,09	0,06	0,03	2,00	0,50
Mittelwert		3,19	1,30	0,11	0,07	0,04	4,75	0,51
Standardabweichung		<i>0,81586</i>	<i>1,09686</i>	<i>0,04435</i>	<i>0,02708</i>	<i>0,01732</i>	<i>2,75379</i>	<i>0,01500</i>
Varianz		<i>0,66563</i>	<i>1,20310</i>	<i>0,00197</i>	<i>0,00073</i>	<i>0,00030</i>	<i>7,58333</i>	<i>0,00023</i>
<i>Glomus albidum</i>	S	7,10	4,00	0,21	0,12	0,09	10,00	0,75
<i>Glomus albidum</i>	S	6,60	1,90	0,20	0,11	0,09	7,00	0,82
Mittelwert		6,85	2,95	0,21	0,12	0,09	8,50	0,79
Standardabweichung		<i>0,35355</i>	<i>1,48492</i>	<i>0,00707</i>	<i>0,00707</i>	<i>0,00000</i>	<i>2,12132</i>	<i>0,04950</i>
Varianz		<i>0,12500</i>	<i>2,20500</i>	<i>0,00005</i>	<i>0,00005</i>	<i>0,00000</i>	<i>4,50000</i>	<i>0,00245</i>
t-Test		<i>5,81</i>	<i>1,59</i>	<i>2,99</i>	<i>2,19</i>	<i>4,23</i>	<i>1,66</i>	<i>11,46</i>
Signifikanz		***	*	***	**	***	*	***
<i>G. intraradices H11/3</i>	S	5,10	4,60	0,21	0,12	0,09	7,00	0,75
<i>G. intraradices H11/3</i>	S	5,20	7,10	0,20	0,11	0,09	13,00	0,82
Mittelwert		5,15	5,85	0,21	0,12	0,09	10,00	0,79
Standardabweichung		<i>0,07071</i>	<i>1,76777</i>	<i>0,00707</i>	<i>0,00707</i>	<i>0,00000</i>	<i>4,24264</i>	<i>0,04950</i>
Varianz		<i>0,00500</i>	<i>3,12500</i>	<i>0,00005</i>	<i>0,00005</i>	<i>0,00000</i>	<i>18,00000</i>	<i>0,00245</i>
t-Test		<i>3,20</i>	<i>4,05</i>	<i>2,99</i>	<i>2,19</i>	<i>4,23</i>	<i>1,90</i>	<i>11,46</i>
Signifikanz		***	***	***	**	***	*	***
<i>G. intraradices T510</i>	S	5,10	5,90	0,21	0,11	0,10	4,00	0,91
<i>G. intraradices T510</i>	S	9,60	5,30	0,27	0,14	0,13	7,00	0,93
<i>G. intraradices T510</i>	S	6,20	9,10	0,18	0,10	0,08	10,00	0,80
Mittelwert		6,97	6,77	0,22	0,12	0,10	7,00	0,88
Standardabweichung		<i>2,34592</i>	<i>2,04287</i>	<i>0,04583</i>	<i>0,02082</i>	<i>0,02517</i>	<i>3,00000</i>	<i>0,07000</i>
Varianz		<i>5,50333</i>	<i>4,17333</i>	<i>0,00210</i>	<i>0,00043</i>	<i>0,00063</i>	<i>9,00000</i>	<i>0,00490</i>
t-Test		<i>3,07</i>	<i>4,63</i>	<i>3,35</i>	<i>2,47</i>	<i>4,30</i>	<i>1,03</i>	<i>10,66</i>
Signifikanz		***	***	***	**	***	n.s.	***
<i>G. intraradices H49</i>	S	6,90	3,10	0,24	0,12	0,12	7,00	1,00
<i>G. intraradices H49</i>	S	6,60	3,00	0,18	0,11	0,07	8,00	0,64
<i>G. intraradices H49</i>	S	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		6,75	3,05	0,21	0,12	0,10	7,50	0,82
Standardabweichung		<i>0,21213</i>	<i>0,07071</i>	<i>0,04243</i>	<i>0,00707</i>	<i>0,03536</i>	<i>0,70711</i>	<i>0,25456</i>
Varianz		<i>0,04500</i>	<i>0,00500</i>	<i>0,00180</i>	<i>0,00005</i>	<i>0,00125</i>	<i>0,50000</i>	<i>0,06480</i>
t-Test		<i>5,76</i>	<i>2,13</i>	<i>2,76</i>	<i>2,19</i>	<i>2,99</i>	<i>1,32</i>	<i>2,82</i>
Signifikanz		***	**	**	**	***	n.s.	***

VAM-Pilz	Substrat	L _{PB} in cm	L _{HW} in cm	FG _{ges} in g	FG _{PB} in g	FG _{HW} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
<i>G. etunicatum</i>	S	6,50	4,50	0,21	0,10	0,11	5,00	1,10
<i>G. etunicatum</i>	S	6,30	2,90	0,22	0,11	0,09	5,00	0,82
Mittelwert		6,40	3,70	0,22	0,11	0,10	5,00	0,96
Standardabweichung		0,14142	1,13137	0,00707	0,00707	0,01414	0,00000	0,19799
Varianz		0,02000	1,28000	0,00005	0,00005	0,00020	0,00000	0,03920
t-Test		5,22	2,51	3,29	1,70	4,53	0,12	5,23
Signifikanz		***	**	***	*	***	n.s.	***
Mischinokulum M1	S	6,10	5,00	0,28	0,14	0,14	8,00	1,00
Mischinokulum M1	S	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		-	-	-	-	-	-	-
Standardabweichung		-	-	-	-	-	-	-
Varianz		-	-	-	-	-	-	-
t-Test		-	-	-	-	-	-	-
Signifikanz		-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	S	5,50	6,10	0,20	0,10	0,09	13,00	0,90
<i>G. fasciculatum</i>	S	6,10	3,70	0,19	0,09	0,10	8,00	1,11
Mittelwert		5,80	4,90	0,20	0,10	0,10	10,50	1,01
Standardabweichung		0,42426	1,69706	0,00707	0,00707	0,00707	3,53553	0,14849
Varianz		0,18000	2,88000	0,00005	0,00005	0,00005	12,50000	0,02205
t-Test		4,09	3,27	2,69	1,22	4,50	2,24	7,62
Signifikanz		***	***	**	n.s.	***	**	***
<i>G. mosseae</i>	S	6,90	5,60	0,26	0,12	0,14	16,00	1,17
<i>G. mosseae</i>	S	5,90	3,30	0,22	0,10	0,12	9,00	1,20
Mittelwert		6,40	4,45	0,24	0,11	0,13	12,50	1,19
Standardabweichung		0,70711	1,62635	0,02828	0,01414	0,01414	4,94975	0,02121
Varianz		0,50000	2,64500	0,00080	0,00020	0,00020	24,50000	0,00045
t-Test		4,70	2,91	3,81	1,89	6,61	2,60	46,65
Signifikanz		***	***	***	*	***	**	***
Mischinokulum M2	S	5,90	3,20	0,22	0,13	0,09	11,00	0,69
Mischinokulum M2	S	5,20	3,20	0,17	0,11	0,06	8,00	0,55
Mischinokulum M2	S	4,10	4,80	0,13	0,07	0,06	4,00	0,86
Mittelwert		5,07	3,73	0,17	0,10	0,07	7,67	0,70
Standardabweichung		0,90738	0,92376	0,04509	0,03055	0,01732	3,51188	0,15524
Varianz		0,82333	0,85333	0,00203	0,00093	0,00030	12,33333	0,02410
t-Test		2,88	3,10	2,00	1,53	2,65	1,24	2,55
Signifikanz		***	***	*	*	***	n.s.	**
<i>Gigaspora margarita</i>	S	4,80	2,10	0,24	0,13	0,11	8,00	0,85
<i>Gigaspora margarita</i>	S	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		-	-	-	-	-	-	-
Standardabweichung		-	-	-	-	-	-	-
Varianz		-	-	-	-	-	-	-
t-Test		-	-	-	-	-	-	-
Signifikanz		-	-	-	-	-	-	-

VAM-Pliz	Substrat	L _{pb} in cm	L _{hw} in cm	FG _{ges} in g	FG _{pb} in g	FG _{hw} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
Mischinokulum M3	S	6,10	4,70	0,17	0,10	0,07	7,00	0,70
Mischinokulum M3	S	3,60	4,90	0,13	0,07	0,06	8,00	0,86
Mittelwert		4,85	4,80	0,15	0,09	0,07	7,50	0,78
Standardabweichung		1,76777	0,14142	0,02828	0,02121	0,00707	0,70711	0,11314
Varianz		3,12500	0,02000	0,00080	0,00045	0,00005	0,50000	0,01280
t-Test		1,70	4,25	1,27	0,67	2,25	1,32	5,42
Signifikanz		*	***	n.s.	n.s.	**	n.s.	***
<i>Acaulospora longula</i>	S	6,40	9,00	0,30	0,14	0,16	14,00	1,14
<i>Acaulospora longula</i>	S	7,10	3,00	0,32	0,15	0,17	9,00	1,13
Mittelwert		6,75	6,00	0,31	0,15	0,17	11,50	1,14
Standardabweichung		0,49497	4,24264	0,01414	0,00707	0,00707	3,53553	0,00707
Varianz		0,24500	18,00000	0,00020	0,00005	0,00005	12,50000	0,00005
t-Test		5,49	2,34	6,06	3,65	9,74	2,63	53,82
Signifikanz		***	**	***	***	***	**	***
Kontrolle	A	5,85	8,78	0,49	0,18	0,31	36,00	1,71
Kontrolle	A	6,08	6,75	0,47	0,20	0,27	18,00	1,33
Kontrolle	A	5,03	7,20	0,18	0,08	0,11	8,00	1,50
Kontrolle	A	6,75	6,00	0,53	0,23	0,30	41,00	1,33
Kontrolle	A	5,33	4,73	0,55	0,19	0,36	24,00	1,92
Mittelwert		5,81	6,69	0,44	0,18	0,27	25,40	1,56
Standardabweichung		0,67024	1,49578	0,15093	0,05683	0,09513	13,37161	0,25568
Varianz		0,44922	2,23737	0,02278	0,00323	0,00905	178,8000	0,06537
<i>Glomus albidum</i>	A	8,10	9,10	0,97	0,35	0,62	26,00	1,77
<i>Glomus albidum</i>	A	7,30	8,40	0,93	0,33	0,60	22,00	1,82
<i>Glomus albidum</i>	A	5,70	5,40	0,47	0,20	0,27	16,00	1,35
<i>Glomus albidum</i>	A	5,10	8,00	0,39	0,13	0,26	22,00	2,00
<i>Glomus albidum</i>	A	6,30	7,80	0,50	0,19	0,31	32,00	1,63
Mittelwert		6,50	7,74	0,65	0,24	0,41	23,60	1,71
Standardabweichung		1,20830	1,39929	0,27535	0,09539	0,18185	5,89915	0,24276
Varianz		1,46000	1,95800	0,07582	0,00910	0,03307	34,80000	0,05893
t-Test		1,12	1,14	1,48	1,29	1,55	0,28	0,99
Signifikanz		n.s.	n.s.	*	n.s.	*	n.s.	n.s.
<i>G. intraradices H11/3</i>	A	7,60	5,40	0,65	0,30	0,35	18,00	1,17
<i>G. intraradices H11/3</i>	A	5,90	9,00	0,52	0,23	0,30	15,00	1,30
<i>G. intraradices H11/3</i>	A	6,50	8,40	0,68	0,26	0,42	19,00	1,62
<i>G. intraradices H11/3</i>	A	8,40	6,60	0,40	0,27	0,13	8,00	0,48
<i>G. intraradices H11/3</i>	A	5,70	8,00	0,17	0,09	0,08	14,00	0,89
Mittelwert		6,82	7,48	0,48	0,23	0,26	14,80	1,09
Standardabweichung		1,15195	1,46014	0,20792	0,08216	0,14536	4,32435	0,43113
Varianz		1,32700	2,13200	0,04323	0,00675	0,02113	18,70000	0,18587
t-Test		1,70	0,84	0,35	1,21	0,18	1,69	2,08
Signifikanz		*	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	*	**

AMP	Substrat	L _{pb} in cm	L _{hw} in cm	FG _{ges} in g	FG _{pb} in g	FG _{hw} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
<i>G. intraradices</i> T510	A	6,80	6,50	0,81	0,28	0,53	19,00	1,89
<i>G. intraradices</i> T510	A	7,90	8,80	0,91	0,33	0,58	28,00	1,76
<i>G. intraradices</i> T510	A	8,20	6,90	0,72	0,34	0,38	18,00	1,12
<i>G. intraradices</i> T510	A	7,20	8,80	0,32	0,15	0,17	16,00	1,13
<i>G. intraradices</i> T510	A	6,30	4,20	0,56	0,25	0,31	24,00	1,24
Mittelwert		7,28	7,04	0,66	0,27	0,39	21,00	1,43
Standardabweichung		0,77910	1,90866	0,23137	0,07649	0,16622	4,89898	0,36833
Varianz		0,60700	3,64300	0,05353	0,00585	0,02763	24,00000	0,13567
t-Test		3,20	0,32	1,78	2,21	1,45	0,69	0,65
Signifikanz		***	n.s.	*	**	*	n.s.	n.s.
<i>G. intraradices</i> H49	A	7,30	7,70	0,92	0,36	0,56	29,00	1,56
<i>G. intraradices</i> H49	A	7,80	10,60	0,84	0,35	0,49	35,00	1,40
<i>G. intraradices</i> H49	A	7,00	8,30	0,63	0,24	0,38	25,00	1,58
<i>G. intraradices</i> H49	A	7,00	6,40	0,68	0,26	0,42	20,00	1,62
<i>G. intraradices</i> H49	A	7,00	5,80	0,55	0,23	0,32	12,00	1,39
Mittelwert		7,22	7,76	0,72	0,29	0,43	24,20	1,51
Standardabweichung		0,34928	1,87430	0,15241	0,06221	0,09370	8,75785	0,10724
Varianz		0,12200	3,51300	0,02323	0,00387	0,00878	76,70000	0,01150
t-Test		4,18	1,00	2,92	2,97	2,75	0,17	0,39
Signifikanz		***	n.s.	***	***	***	n.s.	n.s.
<i>G. etunicatum</i>	A	7,90	9,20	0,70	0,29	0,41	22,00	1,41
<i>G. etunicatum</i>	A	8,10	8,30	0,64	0,31	0,32	25,00	1,03
<i>G. etunicatum</i>	A	7,10	8,00	0,72	0,32	0,41	24,00	1,28
<i>G. etunicatum</i>	A	8,60	6,00	0,70	0,31	0,39	23,00	1,26
<i>G. etunicatum</i>	A	6,60	7,60	0,51	0,25	0,26	32,00	1,04
Mittelwert		7,66	7,82	0,65	0,30	0,36	25,20	1,20
Standardabweichung		0,80187	1,17558	0,08591	0,02793	0,06611	3,96232	0,16471
Varianz		0,64300	1,38200	0,00738	0,00078	0,00437	15,70000	0,02713
t-Test		3,96	1,33	2,70	4,24	1,70	0,03	2,60
Signifikanz		***	n.s.	***	***	*	n.s.	***
Mischinokulum M1	A	7,60	7,20	0,81	0,30	0,52	15,00	1,73
Mischinokulum M1	A	8,00	9,40	0,83	0,31	0,52	16,00	1,68
Mischinokulum M1	A	5,80	11,30	0,53	0,21	0,32	24,00	1,52
Mischinokulum M1	A	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum M1	A	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		7,13	9,30	0,72	0,27	0,45	18,33	1,64
Standardabweichung		1,17189	2,05183	0,16773	0,05508	0,11547	4,93288	0,10970
Varianz		1,37333	4,21000	0,02813	0,00303	0,01333	24,33333	0,01203
t-Test		2,09	2,10	2,44	2,37	2,45	0,86	0,54
Signifikanz		**	**	**	**	***	n.s.	n.s.

AMP	Substrat	L _{PE} in cm	L _{HW} in cm	FG _{ges} in g	FG _{PE} in g	FG _{HW} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
<i>G. fasciculatum</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		-	-	-	-	-	-	-
Standardabweichung		-	-	-	-	-	-	-
Varianz		-	-	-	-	-	-	-
t-Test		-	-	-	-	-	-	-
Signifikanz		-	-	-	-	-	-	-
<i>G. mosseae</i>	A	6,70	9,40	0,70	0,27	0,43	21,00	1,59
<i>G. mosseae</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. mosseae</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. mosseae</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. mosseae</i>	A	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		-	-	-	-	-	-	-
Standardabweichung		-	-	-	-	-	-	-
Varianz		-	-	-	-	-	-	-
t-Test		-	-	-	-	-	-	-
Signifikanz		-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum 2	A	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum 2	A	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum 2	A	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum 2	A	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum 2	A	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		-	-	-	-	-	-	-
Standardabweichung		-	-	-	-	-	-	-
Varianz		-	-	-	-	-	-	-
t-Test		-	-	-	-	-	-	-
Signifikanz		-	-	-	-	-	-	-
<i>Gigaspora margarita</i>	A	6,80	8,00	0,90	0,28	0,62	18,00	2,21
<i>Gigaspora margarita</i>	A	7,20	11,60	0,95	0,31	0,64	23,00	2,06
<i>Gigaspora margarita</i>	A	4,80	9,30	0,35	0,16	0,19	16,00	1,19
<i>Gigaspora margarita</i>	A	5,70	9,40	0,98	0,31	0,67	37,00	2,16
<i>Gigaspora margarita</i>	A	6,70	8,60	0,81	0,24	0,57	19,00	2,38
Mittelwert		6,24	9,38	0,80	0,26	0,54	22,60	2,00
Standardabweichung		0,97622	1,36455	0,25859	0,06285	0,19791	8,44393	0,46739
Varianz		0,95300	1,86200	0,06687	0,00395	0,03917	71,30000	0,21845
t-Test		0,82	2,97	2,64	2,22	2,73	0,40	1,86
Signifikanz		n.s.	***	***	**	***	n.s.	*

AMP	Substrat	L _{pb} in cm	L _{hw} in cm	FG _{ges} in g	FG _{pb} in g	FG _{hw} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
Mischinokulum M3	A	6,50	12,20	1,25	0,41	0,84	35,00	2,05
Mischinokulum M3	A	7,00	8,70	1,26	0,31	0,95	23,00	3,06
Mischinokulum M3	A	7,10	8,60	0,68	0,27	0,41	17,00	1,52
Mischinokulum M3	A	7,80	9,00	0,91	0,31	0,60	14,00	1,94
Mischinokulum M3	A	7,60	7,40	0,82	0,25	0,57	22,00	2,28
Mittelwert		7,20	9,18	0,98	0,31	0,67	22,20	2,17
Standardabweichung		<i>0,51478</i>	<i>1,79499</i>	<i>0,26063</i>	<i>0,06164</i>	<i>0,21778</i>	<i>8,04363</i>	<i>0,56877</i>
Varianz		<i>0,26500</i>	<i>3,22200</i>	<i>0,06793</i>	<i>0,00380</i>	<i>0,04743</i>	<i>64,70000</i>	<i>0,32350</i>
t-Test		<i>3,68</i>	<i>2,38</i>	<i>4,01</i>	<i>3,57</i>	<i>3,80</i>	<i>0,46</i>	<i>2,19</i>
Signifikanz		***	***	***	***	***	n.s.	**
Kontrolle	H	5,40	2,10	0,25	0,14	0,12	13,00	0,89
Kontrolle	H	4,28	3,00	0,25	0,14	0,11	9,00	0,83
Kontrolle	H	6,08	2,33	0,31	0,16	0,15	10,00	0,95
Kontrolle	H	4,88	2,40	0,14	0,09	0,05	7,00	0,50
Kontrolle	H	4,20	2,25	0,06	0,05	0,02	3,00	0,50
Mittelwert		4,97	2,42	0,20	0,12	0,09	8,40	0,73
Standardabweichung		<i>0,78963</i>	<i>0,34501</i>	<i>0,10035</i>	<i>0,04506</i>	<i>0,05339</i>	<i>3,71484</i>	<i>0,21778</i>
Varianz		<i>0,62352</i>	<i>0,11903</i>	<i>0,01007</i>	<i>0,00203</i>	<i>0,00285</i>	<i>13,80000</i>	<i>0,04743</i>
<i>G. albidum</i>	H	7,20	2,00	0,49	0,26	0,23	14,00	0,88
<i>G. albidum</i>	H	6,80	3,50	0,30	0,15	0,15	11,00	1,00
<i>G. albidum</i>	H	8,20	4,50	0,36	0,19	0,16	14,00	0,84
<i>G. albidum</i>	H	7,40	4,50	0,45	0,21	0,25	17,00	1,19
<i>G. albidum</i>	H	5,70	3,50	0,32	0,19	0,12	12,00	0,63
Mittelwert		7,06	3,60	0,38	0,20	0,18	13,60	0,91
Standardabweichung		<i>0,91542</i>	<i>1,02470</i>	<i>0,08264</i>	<i>0,04000</i>	<i>0,05541</i>	<i>2,30217</i>	<i>0,20657</i>
Varianz		<i>0,83800</i>	<i>1,05000</i>	<i>0,00683</i>	<i>0,00160</i>	<i>0,00307</i>	<i>5,30000</i>	<i>0,04267</i>
t-Test		<i>3,87</i>	<i>2,45</i>	<i>3,13</i>	<i>3,12</i>	<i>2,67</i>	<i>2,66</i>	<i>1,30</i>
Signifikanz		***	***	***	***	***	***	n.s.
<i>G. intraradices H11/3</i>	H	6,70	6,70	0,42	0,22	0,19	19,00	0,86
<i>G. intraradices H11/3</i>	H	6,70	6,40	0,48	0,20	0,28	16,00	1,40
<i>G. intraradices H11/3</i>	H	7,10	5,90	0,45	0,22	0,23	15,00	1,05
<i>G. intraradices H11/3</i>	H	7,20	4,90	0,47	0,21	0,26	14,00	1,24
<i>G. intraradices H11/3</i>	H	6,60	7,40	0,44	0,21	0,22	20,00	1,05
Mittelwert		6,86	6,26	0,45	0,21	0,24	16,80	1,12
Standardabweichung		<i>0,27019</i>	<i>0,93434</i>	<i>0,02387</i>	<i>0,00837</i>	<i>0,03507</i>	<i>2,58844</i>	<i>0,20628</i>
Varianz		<i>0,07300</i>	<i>0,87300</i>	<i>0,00057</i>	<i>0,00007</i>	<i>0,00123</i>	<i>6,70000</i>	<i>0,04255</i>
t-Test		<i>5,07</i>	<i>8,63</i>	<i>5,42</i>	<i>4,68</i>	<i>5,11</i>	<i>4,15</i>	<i>2,88</i>
Signifikanz		***	***	***	***	***	***	***

AMP	Substrat	L _{PB} in cm	L _{HW} in cm	FG _{ges} in g	FG _{PB} in g	FG _{hw} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
<i>G. intraradices T510</i>	H	6,10	5,40	0,19	0,09	0,09	10,00	1,00
<i>G. intraradices T510</i>	H	6,10	3,70	0,34	0,18	0,16	9,00	0,89
<i>G. intraradices T510</i>	H	8,40	3,50	0,45	0,23	0,22	14,00	0,96
<i>G. intraradices T510</i>	H	6,60	5,20	0,28	0,15	0,12	14,00	0,80
Mittelwert		6,74	3,90	0,30	0,16	0,13	10,20	0,82
Standardabweichung		0,95551	1,49833	0,10183	0,05070	0,05975	4,14729	0,22454
Varianz		0,91300	2,24500	0,01037	0,00257	0,00357	17,20000	0,05042
t-Test		3,20	2,16	1,50	1,52	1,17	0,72	0,60
Signifikanz		***	**	*	*	n.s.	n.s.	n.s.
<i>G. intraradices H49</i>	H	7,00	6,80	0,43	0,22	0,22	17,00	1,00
<i>G. intraradices H49</i>	H	7,00	5,70	0,64	0,29	0,36	21,00	1,24
<i>G. intraradices H49</i>	H	7,30	5,60	0,55	0,25	0,30	14,00	1,20
<i>G. intraradices H49</i>	H	6,00	4,50	0,27	0,14	0,13	8,00	0,93
<i>G. intraradices H49</i>	H	7,00	6,50	0,45	0,23	0,21	15,00	0,91
Mittelwert		6,86	5,82	0,47	0,23	0,24	15,00	1,06
Standardabweichung		0,49800	0,89833	0,13900	0,05505	0,08849	4,74342	0,15405
Varianz		0,24800	0,80700	0,01932	0,00303	0,00783	22,50000	0,02373
t-Test		4,53	7,91	3,47	3,46	3,33	2,45	2,70
Signifikanz		***	***	***	***	***	***	***
<i>Glomus etunicatum</i>	H	7,30	2,20	0,31	0,23	0,08	5,00	0,35
<i>Glomus etunicatum</i>	H	8,30	5,90	0,55	0,26	0,29	14,00	1,12
<i>Glomus etunicatum</i>	H	6,30	3,00	0,37	0,21	0,16	10,00	0,76
<i>Glomus etunicatum</i>	H	7,50	2,00	0,29	0,18	0,11	4,00	0,61
<i>Glomus etunicatum</i>	H	6,90	3,50	0,31	0,17	0,14	10,00	0,82
Mittelwert		7,26	3,32	0,37	0,21	0,16	8,60	0,73
Standardabweichung		0,74027	1,56429	0,10714	0,03674	0,08081	4,09878	0,28279
Varianz		0,54800	2,44700	0,01148	0,00135	0,00653	16,80000	0,07997
t-Test		4,74	1,26	2,50	3,62	1,52	0,08	0,01
Signifikanz		***	n.s.	***	***	*	n.s.	n.s.
Mischinokulum M1	H	6,90	5,50	0,55	0,25	0,29	17,00	1,16
Mischinokulum M1	H	6,60	1,90	0,19	0,14	0,05	4,00	0,36
Mischinokulum M1	H	7,50	5,30	0,42	0,21	0,21	11,00	1,00
Mischinokulum M1	H	4,60	5,90	0,25	0,12	0,13	10,00	1,08
Mischinokulum M1	H	7,50	4,50	0,40	0,21	0,19	9,00	0,90
Mittelwert		6,62	4,62	0,36	0,19	0,17	10,20	0,90
Standardabweichung		1,19457	1,60375	0,14342	0,05413	0,08989	4,65833	0,31686
Varianz		1,42700	2,57200	0,02057	0,00293	0,00808	21,70000	0,10040
t-Test		2,58	3,00	2,04	2,22	1,80	0,68	0,97
Signifikanz		***	***	**	**	*	n.s.	n.s.

AMP	Substrat	L _{PB} in cm	L _{HW} in cm	FG _{ges} in g	FG _{PB} in g	FG _{HW} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
<i>G. fasciculatum</i>	H	7,70	7,50	0,61	0,27	0,34	18,00	1,26
<i>G. fasciculatum</i>	H	8,20	5,60	0,35	0,19	0,16	12,00	0,84
<i>G. fasciculatum</i>	H	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. fasciculatum</i>	H	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		7,50	5,93	0,47	0,22	0,26	15,67	0,71
Standardabweichung		0,81854	1,42945	0,13051	0,04619	0,09165	3,21455	0,69013
Varianz		0,67000	2,04333	0,01703	0,00213	0,00840	10,33333	0,47628
t-Test		4,34	5,52	3,34	3,03	3,40	2,80	0,06
<i>G. mosseae</i>	H	7,90	2,40	0,44	0,21	0,23	11,00	1,10
<i>G. mosseae</i>	H	6,30	4,70	0,29	0,15	0,14	7,00	0,93
<i>G. mosseae</i>	H	4,50	2,60	0,25	0,12	0,12	8,00	1,00
<i>G. mosseae</i>	H	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. mosseae</i>	H	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		6,23	3,23	0,33	0,16	0,16	8,67	1,01
Standardabweichung		1,70098	1,27410	0,10017	0,04583	0,05859	2,08167	0,08544
Varianz		2,89333	1,62333	0,01003	0,00210	0,00343	4,33333	0,00730
t-Test		1,47	1,42	1,70	1,33	1,82	0,11	2,05
Signifikanz		*	n.s.	*	n.s.	*	n.s.	**
Mischinokulum M2	H	5,80	3,80	0,28	0,16	0,12	10,00	0,75
Mischinokulum M2	H	6,70	5,60	0,52	0,21	0,31	15,00	1,48
Mischinokulum M2	H	7,10	4,30	0,55	0,21	0,34	17,00	1,62
Mischinokulum M2	H	-	-	-	-	-	-	-
Mischinokulum M2	H	-	-	-	-	-	-	-
Mittelwert		6,53	4,57	0,45	0,19	0,26	14,00	0,77
Standardabweichung		0,66583	0,92916	0,14799	0,02887	0,11930	3,60555	0,77666
Varianz		0,44333	0,86333	0,02190	0,00083	0,01423	13,00000	0,60320
t-Test		2,86	4,86	2,87	2,62	2,80	2,08	0,10
Signifikanz		***	***	***	***	***	**	n.s.
<i>Gigaspora margarita</i>	H	7,20	4,40	0,45	0,16	0,29	15,00	1,81
<i>Gigaspora margarita</i>	H	6,30	8,00	0,45	0,17	0,28	16,00	1,65
<i>Gigaspora margarita</i>	H	6,00	4,50	0,28	0,14	0,14	13,00	1,00
<i>Gigaspora margarita</i>	H	6,90	7,20	0,42	0,16	0,26	14,00	1,63
<i>Gigaspora margarita</i>	H	5,20	4,80	0,44	0,17	0,27	15,00	1,59
Mittelwert		6,32	5,78	0,41	0,16	0,25	14,60	1,54
Standardabweichung		0,78549	1,69174	0,07259	0,01225	0,06140	1,14018	0,31109
Varianz		0,61700	2,86200	0,00527	0,00015	0,00377	1,30000	0,09678
t-Test		2,71	4,36	3,72	2,11	4,34	3,57	4,72
Signifikanz		***	***	***	**	***	***	***

AMP	Substrat	L_{PB} in cm	L_{HW} in cm	FG_{ges} in g	FG_{PB} in g	FG_{HW} in g	Anzahl SW	root/shoot ratio
Mischinokulum M3	H	6,50	6,20	0,29	0,14	0,15	10,00	1,07
Mischinokulum M3	H	6,50	4,00	0,27	0,11	0,16	5,00	1,45
Mischinokulum M3	H	5,00	4,10	0,45	0,17	0,28	18,00	1,65
Mischinokulum M3	H	7,30	7,00	0,21	0,13	0,08	2,00	0,62
Mittelwert		6,48	5,46	0,35	0,15	0,19	11,00	1,24
Standardabweichung		<i>0,90111</i>	<i>1,34090</i>	<i>0,12759</i>	<i>0,03899</i>	<i>0,09317</i>	<i>7,87401</i>	<i>0,40667</i>
Varianz		<i>0,81200</i>	<i>1,79800</i>	<i>0,01628</i>	<i>0,00152</i>	<i>0,00868</i>	<i>62,00000</i>	<i>0,16538</i>
t-Test		<i>2,82</i>	<i>4,92</i>	<i>1,98</i>	<i>1,35</i>	<i>2,17</i>	<i>0,67</i>	<i>2,47</i>
Signifikanz		***	***	**	n.s.	**	n.s.	***

Anhang D: Ergebnisse der prozentualen Auswertung von Förderung und Hemmung bestimmter Wachstumskriterien gegenüber nicht inokulierten Kontrollpflanzen

Substrat S

AM-Pilzisolat	Keim-rate	L_{PB}	L_{HW}	FG_{ges}	FG_{PB}	FG_{HW}	root/shoot	SW-Anzahl
<i>G. mosseae</i>	0	101	242	118	57	225	133	163
Mischinokulum M2	0	59	187	55	43	75	37	61
<i>G. intraradices T 510</i>	0	118	421	100	71	150	73	47
<i>G. intraradices H 49</i>	0	89	128	64	57	100	35	47
Mischinokulum M1	-50	91	285	155	100	250	96	68
<i>G. albidum</i>	0	115	127	91	71	125	55	79
<i>G. etunicatum</i>	0	101	185	100	57	150	88	5
Mischinokulum M3	0	52	269	36	29	75	53	58
<i>G. fasciculatum</i>	0	82	277	82	43	150	98	121
<i>G. intraradices H 11/3</i>	0	61	350	91	71	125	55	111
<i>A. longula</i>	0	112	362	182	114	325	124	142
<i>G. margarita</i>	0	50	62	118	86	175	67	68

Substrat A

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>Keim-rate</i>	<i>L_{PB}</i>	<i>L_{HW}</i>	<i>FG_{ges}</i>	<i>FG_{PB}</i>	<i>FG_{HW}</i>	<i>root/shoot</i>	<i>SW-Anzahl</i>
<i>G. mosseae</i>	-93	15	41	59	50	59	2	-17
Mischinokulum M2	-93	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. intraradices T 510</i>	56	25	5	50	50	44	-8	-17
<i>G. intraradices H 49</i>	71	24	16	64	61	59	-3	-5
Mischinokulum M1	-48	23	39	64	50	67	5	-28
<i>G. albidum</i>	50	12	16	48	33	52	10	-7
<i>G. etunicatum</i>	78	32	17	48	67	33	-23	-1
Mischinokulum M3	52	24	37	123	72	148	39	-13
<i>G. fasciculatum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. intraradices H 11/3</i>	63	17	12	9	28	96	-30	-42
<i>A. longula</i>	50	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. margarita</i>	78	7	40	82	44	100	28	-11

Substrat H

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>Keim-rate</i>	<i>L_{PB}</i>	<i>L_{HW}</i>	<i>FG_{ges}</i>	<i>FG_{PB}</i>	<i>FG_{HW}</i>	<i>root/shoot</i>	<i>SW-Anzahl</i>
<i>G. mosseae</i>	-25	25	33	65	33	78	38	3
Mischinokulum M2	-2	31	89	125	58	89	5	67
<i>G. intraradices T 510</i>	8	36	61	50	33	44	12	21
<i>G. intraradices H 49</i>	25	38	40	135	92	167	45	79
Mischinokulum M1	42	33	91	80	58	89	23	21
<i>G. albidum</i>	58	42	49	90	67	100	25	62
<i>G. etunicatum</i>	67	46	37	85	75	78	0	2
Mischinokulum M3	67	30	126	75	25	111	70	31
<i>G. fasciculatum</i>	75	51	145	135	83	89	-3	87
<i>G. intraradices H 11/3</i>	117	38	59	125	75	167	53	100
<i>A. longula</i>	125	-	-	-	-	-	-	-
<i>G. margarita</i>	142	27	39	105	33	178	111	74

Anhang E: Tabellarischer Vergleich struktureller Merkmale von AM-Pilzen der Gattung *Glomus* in Wurzeln von *P. ginseng*

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>Penetration</i>		
	<i>Penetrationsbereich in der Rhizodermis</i>	<i>Penetrationshyphen-Durchmesser bei Zellwandpassage in μm</i>	<i>Hyphenverlauf in Rhizodermis (R) und Hypodermis (H)</i>
<i>G. albidum</i>	tangentiale Außenwand, interrhizodermal	6,6	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. etunicatum</i>	interrhizodermal	3,3	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. mosseae</i>	interrhizodermal	5 Anschwellungen bis 14,9	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. fasciculatum</i>	interrhizodermal	3,3	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. intraradices H11/3</i>	tangentiale Außenwand	3,3	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. intraradices H 49</i>	tangentiale Außenwand, interrhizodermal	3,3	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen
<i>G. intraradices T 510</i>	Wurzelhaare	5	R: zentrifugal, H: tangential mit Schlaufen

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>Außenmycel</i>			
	<i>Stammhyphen-Durchmesser in μm</i>	<i>Seitenhyphen-Durchmesser in μm</i>	<i>Art der Anastomosenbildung</i>	<i>Form der Appressorien</i>
<i>G. albidum</i>	6,6	3,3	Y, H	flächig
<i>G. etunicatum</i>	5	3,3	Y, H	flächig, erhaben
<i>G. mosseae</i>	5	3,3	Y, H	flächig
<i>G. fasciculatum</i>	3,3	3,3	Y	flächig
<i>G. intraradices H11/3</i>	5	3,3	Y, H	flächig
<i>G. intraradices H 49</i>	5	3,3	Y, H	flächig
<i>G. intraradices T 510</i>	6,6	3,3	Y, H	flächig

<i>AM-Pilzisolat</i>	<i>intrazelluläre Hyphen</i>			
	<i>Hyphen-Durchmesser in μm</i>	<i>Schlaufen (S)- und Knäuel (K)-bildung</i>	<i>Hyphen-Durchmesser bei Passage der Cortezellen</i>	<i>Anschwellungen (A) oder Zäpfchen-bildung (Z) auf Hyphenoberflächen</i>
<i>G. albidum</i>	3,3	S: R, H; K: C		A: bis 9,9 μm ; Z: äC
<i>G. etunicatum</i>	4,7	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 13,4 μm ; Z: äC
<i>G. mosseae</i>	6,6	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 13,4 μm ; Z: äC
<i>G. fasciculatum</i>	5	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 8,3 μm ; Z: äC
<i>G. intraradices H11/3</i>	5	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 8,3 μm ; Z: äC
<i>G. intraradices H 49</i>	5	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 13,4 μm ; Z: äC
<i>G. intraradices T 510</i>	5	S: R, H; K: C	3,3	A: bis 13,4 μm ; Z: äC

DANKSAGUNG

Ich bedanke mich bei

Prof. Dr. Hans Christian Weber für die Möglichkeit, die überaus interessante Ginsengpflanze nach meinen eigenen Vorstellungen in seiner Arbeitsgruppe zu bearbeiten,

Gesine und Heinrich Wischmann von der FloraFarm Walsrode für die Bereitstellung der Ginsengsaat, für die Überlassung zweier Ginsengbeete als Versuchsflächen, die Betreuung „meiner“ Pflanzen sowie die stets freundliche Gesprächsbereitschaft in Fragen des Ginsenganbaus,

Dr. Vivienne Gianinazzi-Pearson von der BEG (INRA/CNRS Dijon Cedex) und **Dr. Henning von Alten** (Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, Universität Hannover) für die Überlassung der Startinokula verschiedener AM-Pilze,

Christine Rees und **Harald Wilhelm** sowie allen Angestellten des Botanischen Gartens der Philipps-Universität Marburg, die mir bei der Kultivierung der Ginsengpflanzen wertvolle Ratschläge geben konnten und die Versuchspflanzen fachgerecht betreuten,

Gudrun Debruck und **Renate Happel** für Hilfe, Geduld und aufmunternde Worte beim stundenlangen Unkraut jäten auf dem Versuchsfeld im Botanischen Garten der Philipps-Universität Marburg,

Katharina Dörr für die hervorragende technische Assistenz und die stets freundliche Hilfe bei alltäglich anfallenden Laborarbeiten,

Hans-Peter Nickel, der mir bei allen - immer im unpassendsten Augenblick auftretenden - Problemen mit dem Rechner immer weiterhelfen konnte, stets diskussionsbereit war und geduldig die „Macken“ einer gestreßten Doktorandin ertrug,

meinen Eltern **Ilse und Hans Zeuske**, die mich in jeder Hinsicht unterstützt haben und mir diese Promotion ermöglichten. Ohne ihre stetige, liebevolle Hilfe wäre diese Arbeit nicht möglich gewesen.



Erklärung

Ich versichere, daß ich meine Dissertation

„Morphologisch-anatomische Untersuchungen an *Panax ginseng* C. A. MEYER
(Araliaceae) und die Bedeutung arbuskulärer Mycorrhizapilze im Ginsenganbau“

selbständig, ohne unerlaubte Hilfe, angefertigt und mich dabei keiner anderen als der von mir ausdrücklich bezeichneten Quellen und Hilfen bedient habe.

Die Dissertation wurde in der jetzigen oder einer ähnlichen Form noch bei keiner anderen Hochschule eingereicht und hat noch keinen sonstigen Prüfungszwecken gedient.

Marburg, den 08.11.2000