



DR 2 0111

**Untersuchungen am Feinwurzelsystem mykotropher  
Waldbäume im Montiggler Wald und am Ritten,  
Provinz Bozen**

**Monitoring von Ektomykorrhizen**

**Im Rahmen des UN ECE Projektes**

**INTERNATIONAL COOPERATIVE PROGRAMME ON INTEGRATED  
MONITORING OF AIR POLLUTION EFFECTS**

Im Auftrag der:

Autonomen Provinz Bozen, in der Person des Landeshauptmannes und Landesrates für Forstwirtschaft, Dr. Luis Durnwalder.

Durchgeführt vom:

Institut für Mikrobiologie, Technikerstraße 25, 6020 Innsbruck;  
R. Pöder, B. Pernfuß, W. Rieneck und S. Thurner

## INHALTSVERZEICHNIS

	Seite	
<b>1</b>	<b>EINLEITUNG</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>ZIELSETZUNG</b>	<b>4</b>
<b>3</b>	<b>KURZCHARAKTERISIERUNG DER UNTERSUCHUNGSFLÄCHEN</b>	<b>5</b>
3.1	Untersuchungsfläche MONTIGGL	5
3.2	Untersuchungsfläche RITTEN	6
<b>4</b>	<b>MATERIAL UND METHODEN</b>	<b>7</b>
4.1	Probenentnahme von Fein- und Feinstwurzeln	7
4.1.1	<i>Entnahmebereiche - Horizonte</i>	7
4.1.2	<i>Lagerung des Probenmaterials und Probenaufbereitung</i>	7
4.2	Bestimmung des Feinwurzelanteils (Biomasse)	8
4.3	Bestimmung der lebenden, mykorrhizierten Wurzelspitzen	8
4.3.1	<i>Anzahl von <i>Cenococcum geophilum</i></i>	9
4.3.2	<i>Aktive mykorrhizierte Wurzelspitzen pro Gewichtseinheit Biomasse</i>	9
4.4	Anzahl der lebenden nicht mykorrhizierten Wurzelspitzen	10
4.5	Mykorrhizafrequenz	10
4.6	Ektomykorrhizatypen in den Einzelproben	10
4.7	Zusammenfassung - Quantitative Untersuchungen	11
4.8	Statistische Verfahren	11
4.9	Ektomykorrhizen (EM) - Qualitative Untersuchungen	11
4.9.1	<i>Präparations und Untersuchungstechniken</i>	12
4.9.2	<i>Mantelstrukturen - Terminologie</i>	13
4.10	Zusammenfassung - Qualitative Untersuchungen	13
<b>5</b>	<b>ERGEBNISSE</b>	<b>14</b>
5.1	Quantitative Untersuchungen	14
5.1.1	<i>Untersuchungsfläche MONTIGGL</i>	14
5.1.2	<i>Untersuchungsfläche RITTEN</i>	18

5.2	Qualitative Untersuchungen	23
5.2.1	<i>Untersuchungsfläche MONTIGGL</i>	23
5.2.2	<i>Untersuchungsfläche RITTEN</i>	23
	<i>Tafeln I - V</i>	24
6	<b>DISKUSSION</b>	34
7	<b>ZUSAMMENFASSUNG</b>	36
8	<b>LITERATUR</b>	37
9	<b>ANHANG</b>	40

## 1 EINLEITUNG

In den meisten Ländern Europas werden heute mehr oder weniger ausgeprägte Waldschäden beobachtet. Es gilt als unumstritten, daß das "Waldsterben" bzw. die abnehmende Vitalität des Ökosystemes "Wald" auf zahlreiche verschiedene, einzeln oder komplex miteinander gekoppelt wirkende, exogene Faktoren zurückzuführen ist. Lokale, regionale und globale Belastungen durch Immissionen (im weitesten Sinne) beeinflussen durch anorganische und organische Schadstoffe primär die Vegetation. Der langsam fortschreitende, chronische Abbau der Vitalität in allen Entwicklungsstadien eines einzelnen Baumes (und seiner Mykobionten) endet, nach Überschreiten einer kritischen Schwelle, irreversibel mit dem Absterben (SCHLECHTE 1986; JANSEN & DEIGHTON 1990). Über eine allgemeine Abnahme von Mykorrhizapilzen wurde bereits mehrfach berichtet (BENKERT 1982; ARNOLDS 1985, 1988, 1989; DERBSCH & SCHMITT 1987).

Von diesen Schäden sind nicht alle Baumarten in derselben Art und Weise betroffen. Baumarten mit obligater Ektomykorrhiza wie Fichte, Tanne und Buche reagieren wesentlich sensibler als solche ohne Pilzpartner (z.B. Esche und Robinie). Die Ursachen dieser Schädigung sind nach wie vor Gegenstand aktueller Forschung.

Unter "Mykorrhiza" versteht man die symbiontische Wechselbeziehung zwischen Pflanzenwurzeln und Pilzen. Je nach Art und Intensität des Kontaktes beider Partner unterscheidet man im wesentlichen zwischen ekto- und endotrophen Mykorrhizen.

Ektomykorrhizen (EM) werden von verschiedenen Basidio-, Asco- und Zygomyceten sowie Fungi Imperfecti gebildet. Ihre morphologischen Strukturen, ihre physiologischen Fähigkeiten und ihr Anpassungsvermögen sind ebenso unterschiedlich wie ihr Nutzen für die Pflanze (AGERER et al. 1986). Die Ektomykorrhiza ist dadurch charakterisiert, daß das Myzelium des symbiontischen Pilzpartners (Mycobiont) auf den Oberflächen der Wirtszellen lebt, also nicht in die Zellen eindringt. Das Hyphensystem umhüllt in Form eines "Mantels" die Feinwurzeln. Die Zellen der mykorrhizierten Wurzelrinde haben somit keinen direkten Kontakt zu den Nährstoffen des Bodens. Nährstoffe und Wasser müssen den EM-Pilzmantel passieren. Das ausgedehnte Pilzmyzel ermöglicht dem Phycobionten in vielen Fällen ein effizientes Wachstum infolge einer verbesserten Nahrungsaufnahme. Darüberhinaus können im Pilzmantel erhebliche Mengen von Nährsalzen gespeichert werden (HARLEY & SMITH 1983). Die gespeicherten Nährstoffe ermöglichen Pflanzen an suboptimalen Standorten wie z.B. in Hochlagen eine rasche Aktivierung des Stoffwechsels zu Beginn der Wachstumsperiode (MEYER 1989). Des weiteren kann der Pilzmantel als wirksamer Schutz gegen Infektionen betrachtet werden, welche beispielsweise durch Arten der Gattung *Phytium* und *Phytophthora* hervorgerufen werden können (MARX 1971).

Eine weitere typische Eigenschaft der Ektomykorrhiza besteht darin, daß die Feinwurzeln der Pflanze zu stärkerer Verzweigung und zur Ausbildung charakteristisch geformter, meist leicht keulenförmig angeschwollener Kurzwurzeln angeregt werden. Diese morphologischen Veränderungen werden durch Auxine (IES-Derivate, Gibbereline, Cytokinine) und Wachstumsregulatoren hervorgerufen, welche vom Mycobionten synthetisiert werden (MOSER 1959, HORAK 1964).

Die Ausbildung der Ektomykorrhiza stellt einen subtilen Prozeß dar, der durch ein komplexes Gefüge interagierender Faktoren kontrolliert wird. So werden EM nur an jungen Wurzeln, die sich in einem bestimmten Wachstumsstadium befinden, gebildet. Alle Faktoren, die negativ auf die Bildung neuer Wurzeln einwirken, reduzieren auch die Mykorrhizabildung. Unabhängig vom Einfluß des hormonellen Status der Symbiosepartner wird die Neubildung von Feinwurzeln z.B. auch durch eine verminderte photosynthetische Kapazität behindert. Letztere wiederum kann durch den Einfluß von Luftschadstoffen reduziert sein.

Ektomykorrhizen sind strikt aerob, sie kommen nur in Böden bzw. Bodenschichten mit ausreichender Sauerstoffversorgung vor. Die Atmungsrate verpilzter Wurzeln ist meist wesentlich höher als jene unverpilzter. In tieferen Bodenschichten, bei starker Bodenverdichtung oder in extrem nassen Böden kommen kaum noch Mykorrhizen vor.

Einen weiteren entscheidenden Faktor für die Ausbildung der Mykorrhizen stellt der Mineralstoffgehalt des Bodens, insbesondere der Stickstoffgehalt, dar.

In Abhängigkeit von verschiedenen anderen Bodeneigenschaften gibt es ein optimales Stickstoffangebot für eine maximale Mykorrhizafrequenz. Die Entwicklung der Mykorrhizen wird durch einen extremen Mangel an Stickstoff - ebenso wie durch ein Überangebot - stark negativ beeinflusst (BECKJORD et al. 1985, DANIELSON et al. 1984, DIXON et al. 1985, MEYER 1985).

Besonders in geschädigten Wäldern wird ein bemerkenswerter Rückgang von Mykorrhizapilzen (Fruchtkörper) und eine gleichzeitige, wenn auch weniger drastische, Zunahme holzabbauender (holzerstörender) Pilze festgestellt. Mehr oder weniger unverändert bleibt die Zahl der Saprophyten (SCHLECHTE 1984). Diese Veränderung der Populationsmuster scheint ein Indiz dafür zu sein, daß die beobachteten Waldschäden und eine Verschlechterung der Lebensbedingungen der Mykobionten in einem ursächlichen Zusammenhang stehen. Wie mykosoziologische Untersuchungen jüngerer Datums zeigen, ist jedoch zu berücksichtigen, daß sich sowohl im Experiment als auch unter ungestörten, naturnahen Bedingungen das wirtsbaumspezifische EM-Spektrum laufend mit dem Alter des einzelnen Baumes bzw. des Bestandes verändert (LAST et al. 1983; JANSEN & DIGHTON 1990).

U.a. belegen aktuelle Untersuchungen in Waldschadensgebieten einen Rückgang der Ektomykorrhizen-Artenvielfalt zugunsten eines zuweilen massiven Auftretens des Ektomykorrhiza-

bildners *Cenococcum geophilum* bei gleichbleibender Mykorrhizafrequenz (PIGOTT 1982, BLASCHKE 1986, HOLOPAINEN 1989, MEIER 1991). Hiervon betroffen sind vor allem Waldstandorte unter dem Einfluß hoher Luftverschmutzung, Bodenversauerung und Wasserstreß (z.B. längere Trockenperioden). Entscheidend dafür dürfte die große Anpassungsfähigkeit von *C. geophilum* an extreme Bedingungen sein. Welche Bedeutung der Rückgang der Ektomykorrhiza-Artenvielfalt bei gleichzeitigem Vormarsch von *C. geophilum* für die betroffenen Wirtspflanzen hat, ist noch weitgehend ungeklärt oder umstritten. So wird *C. geophilum* einerseits für die Beimpfung von Aufforstungsflächen in Betracht gezogen (SHAW & SIDLE 1983), zeigt aber unter Streßbedingungen ein für Mykorrhizapilze untypisches, massives Kolonisieren von Langwurzeln sowie ein ungewohnt aggressives Verhalten wie intrazelluläres Eindringen und Abbau von Rinden- und Epidermiszellen der Pflanzenwurzeln (HOLOPAINEN 1989, PONGE 1990, THURNER & PÖDER 1994).

## 2 ZIELSETZUNG

Im Rahmen der Konvention über weittragende grenzüberschreitende Luftverunreinigungen (Convention on Long-range Transboundary Air Pollution) hat die United Nations Economic Commission for Europe (UN ECE) 1989 ein internationales Pilot-Projekt "International Cooperative Programme on Assessment and Integrated Monitoring of Air Pollution Effects on Forests" (=IMP) zur "ganzheitlichen Überwachung" von Waldökosystemen eingeleitet. Das Integrated Monitoring Programm kann als ein Ökosystem-Überwachungs-Programm, welches für tiefgreifende Verlaufsstudien verschiedenster Art geeignet ist, definiert werden und umfaßt Messungen und Untersuchungen in den Bereichen der Meteorologie, der Luft-, Boden- und Gewässerqualität (Feststellung von Schadstoffeinträgen), der Standortserkundung sowie der Flora und Fauna von Waldökosystemen.

Das Ziel dieser Arbeit soll eine möglichst repräsentative Erhebung des Istzustandes zweier Versuchsflächen in der Provinz Bozen bezüglich des Feinwurzelstatus mykotropher Waldbäume sein. Im Rahmen der oben genannten multidisziplinären Studie, welche den Einfluß von Immissionen aus der Luft auf Wälder erforschen soll, werden verschiedene Waldbestände auch hinsichtlich ihres Mykorrhizabesatzes untersucht. Von Interesse sind u.a. eine Erhebung von quantitativen Daten bezüglich des Mykorrhizierungsgrades von Fein- und Feinstwurzeln sowie qualitative Untersuchungen, welche die Dokumentation dominanter Mykorrhizatypen bzw. der EM-Typenvielfalt in den Versuchsflächen ermöglichen soll.

Die Erarbeitung von brauchbaren Datensätzen als Basis für eine realistische Abschätzung von Systemveränderungen im Feinwurzelbereich ist an zahlreiche Voraussetzungen geknüpft. Die Probenaufbereitung (Waschen, Fraktionieren, Entfernen von Fremdwurzeln) und -auswertung (quantitative und qualitative Beurteilung der Wurzelspitzen, etc.) muß, nahezu ausschließlich, unmittelbar händisch bzw. visuell erfolgen und ist deshalb sehr zeitaufwendig. Die Methodik ist verbesserungswürdig, wobei allgemein akzeptierte Vorschläge für eine standardisierte Anwendung bis heute fehlen. Neben allgemeinen Vorbedingungen wie beispielsweise die Auswahl repräsentativer Untersuchungsflächen, Stichprobenanzahl, etc. sind für ein effizientes EM-Monitoring insbesondere methodische Konzepte sowie die Auswahl der zu messenden Parameter von besonderer Relevanz (PÖDER & PERNFUSS 1994). Der Auswahl der Meßparameter bzw. der gewünschten Kennziffern müssen neben wissenschaftstheoretischen Überlegungen ebenfalls ökonomische Kriterien zugrunde gelegt werden (vgl. MANUAL FOR INTEGRATED MONITORING, 1993).

### 3 KURZCHARAKTERISIERUNG DER UNTERSUCHUNGSSFLÄCHEN

In enger Zusammenarbeit der Autonomen Provinz Bozen, Assessorat für Forstwirtschaft und der benachbarten Autonomen Provinz Trient, Istituto Sperimentale di S.Michele all'Adige wurden 1992 in jeder Provinz zwei Langzeit-Untersuchungsflächen ausgewählt und als der klimatisch "kühlen Subalpinstufe des Fichtenwaldes (am Ritten) und der "wärmebegünstigten" Collinstufe der Eichenwaldbuschzone (bei Montiggl) angehörend bestimmt.

Detaillierte Daten zu Lage, Geologie und Vegetation der Untersuchungsflächen können bei der Autonomen Provinz Bozen, Assessorat für Forstwirtschaft eingesehen werden.

#### 3.1 Untersuchungsfläche MONTIGGL

Seehöhe: 543 m.

Bodentyp: Parabraunerde auf Porphyrgestein;

Der Wald ist als "*Quercetum pubescentis*" ("Flaumeichen - Mannaeschen - Buschwaldgebiet) anzusprechen, der oberhalb eines Fichtenwaldgürtels am Kleinen Montiggler See im Bereich einer felsdurchsetzten Kuppe liegt.

Vorherrschende Baumarten im Bereich der Probenahmepunkte: (M = Montiggl; Zahl = Baum-Nr.)

---

M 10	<i>Pinus silvestris</i> , <i>Quercus pubescens</i>
M 19	<i>Pinus silvestris</i> , <i>Quercus pubescens</i>
M 17	<i>Quercus pubescens</i>
M 2	<i>Quercus pubescens</i> ( <i>Fraxinus ornus</i> )
M 15	<i>Quercus pubescens</i> ( <i>Fraxinus ornus</i> )
M 13	<i>Pinus silvestris</i> , <i>Fraxinus ornus</i> und <i>Quercus pubescens</i> ;
M 9	<i>Pinus silvestris</i> , <i>Quercus pubescens</i> und <i>Fraxinus ornus</i> ( <i>Ostrya carpinifolia</i> )
M 4	<i>Quercus pubescens</i> und <i>Pinus silvestris</i> ;
M 1	<i>Pinus cembra</i> , <i>Quercus pubescens</i> und <i>Fraxinus ornus</i>
M 16	<i>Quercus pubescens</i> ( <i>Fraxinus ornus</i> )

---

### 3.2 Untersuchungsfläche RITTEN

Seehöhe: 1720 m.

Bodentyp: humöser Podzol auf Porphyrgestein mit Moränenresten und Quarzablagerungen.

Der Waldbestand wird als "*Piceetum subalpinum*", ein eher kälteliebender subalpiner Fichtenwald, beschrieben, wobei neben Fichten auch Zirben und Lärchen vorkommen.

Vorherrschende Baumarten im Bereich der Probenahmepunkte: (R = Ritten; Zahl = Baum-Nr.)

---

R 24	<i>Pinus cembra</i>
R 25	<i>Picea abies</i>
R 12	<i>Picea abies</i>
R 23	<i>Pinus cembra</i>
R 6	<i>Picea abies</i>
R 7	<i>Picea abies</i>
R 8	<i>Picea abies</i>
R 2	<i>Picea abies</i>
R 3	<i>Picea abies</i>
R 4	<i>Picea abies</i>

---

## 4 MATERIAL UND METHODEN

### 4.1 Probenentnahme von Fein- und Feinstwurzeln

#### 4.1.1 Entnahmebereich - Horizonte

Verschiedene Autoren (z.B. KERN et al. 1961; KARIZUMI 1968) konnten zeigen, daß die Horizontalverteilung der Feinst- und Feinwurzeln (Durchmesser < 1 mm bzw. 1-2 mm; im folgenden als "Feinwurzeln" zusammengefaßt) zwischen den Bäumen eines Bestandes (abgesehen vom unmittelbaren Stockbereich) weitgehend gleichmäßig ist. Dies gilt nur unter der Voraussetzung, daß Bestandesschluß und Boden einheitlich sind, ein Umstand, der bei unseren Probenflächen nur teilweise zutrif.

Die Proben wurden ungeachtet solcher Inhomogenitäten jeweils in ca. 1.5 bis 2 m Abstand eines mitherrschenden Baumes entnommen (= im "Traufenbereich").

Da die vertikale Verteilung der mykorrhizierten Feinwurzeln nicht zu unseren Untersuchungszielen gehörte, wurden bei allen Probenwerbungen die Horizonte bis durchschnittlich 6-8 cm Tiefe beprobt. Diese Angaben berücksichtigen nicht die 0.5 bis 2 cm starken  $O_L$ -Horizonte, welche vor dem Einsetzen des 100 ml-Stechzylinders (5.6 mal 4 cm) weitgehend entfernt wurden.

Eine detaillierte Beschreibung der Bodenprofile der Versuchsflächen stehen bei der Autonomen Provinz Bozen, Assessorat für Forstwirtschaft, zur Verfügung.

Die Beprobungen der Versuchsflächen erfolgten im Frühjahr (Montiggl - 12. 5. 1993; Ritten - 8. 6. 1993) und im Herbst (Montiggl - 15. 10. 1993; Ritten - 22. 9. 1993). Aus den Versuchsflächen wurden jeweils 20 Proben (2 pro markiertem Baum) gezogen. Eine annähernd gleich große Anzahl von, nicht auf Volumen geeichten, Proben wurde zusätzlich aus den  $O_F$ - und  $O_H$ -Horizonten "händisch" gezogen, um für die qualitativen Analysen weiteres Vergleichsmaterial zu beschaffen.

#### 4.1.2 Lagerung des Probenmaterials und Probenaufbereitung

Die Bodenproben wurden in luftdurchlässigen Gefrierbeuteln bei 4°C (Klimakammer) bis zur Fixierung gelagert (maximal 7 Tage).

Die Feinwurzeln wurden händisch, unter fließendem, leicht temperiertem Leitungswasser aus den Bodenproben gewaschen. Bereits beim Waschen wurde der Großteil an Schwach-, Grob- und Fremdwurzeln aussortiert (Wurzelkategorien nach KÖSTLER et al. 1968).

Fixierlösung - FAA (AGERER 1991): Äthanol-Formol-Eisessig- $H_2O$  (20:6:1:40)

#### 4.2 Bestimmung des Feinwurzelanteils (Biomasse)

Auf Grund der weitgehenden Inhomogenität des Baumbestandes, vor allem in den Flächen mit der "wärmeliebenden" Flora des "Mannaeschen-Flaumeichen-Buschwaldgebietes", war eine exakte Differenzierung der Feinwurzeln der verschiedenen Baumarten methodisch nicht möglich. Ungeachtet dessen, daß in den jeweiligen Stichproben auch die Feinwurzeln entfernt stehender Baumarten gefunden werden können, ist die morphologische Unterscheidung der Feinwurzeln mehrerer Laubholzarten (Eiche, Kastanie, Hopfenbuche, etc.) äußerst schwierig.

Die nach der o.a. Behandlung noch vorhandenen Fremdwurzeln wurden nach folgenden Kriterien unter einer Stereolupe aussortiert: abgesehen von Schwach- und Grobwurzeln (vgl. oben) wurden die Wurzeln von Gräsern und Kräutern (fein, hyalin, nicht verholzend) entfernt; trotz enger Assoziationen (Verwachsungen, Knäuelbildung) von mykorrhizierten Baumwurzeln mit nicht näher bestimmbar Wurzelabschnitten, welche keinerlei mykorrhizierte Wurzelspitzen zeigten, wurden letztere als "nicht mykotrophe" Wurzeln angesprochen und ebenfalls ausgesondert. Hierzu ist zu bemerken, daß derart enge Assoziationen, mehrerer Zentimeter langer, mykorrhizierter und gänzlich unmykorrhizierter Wurzelsysteme, potentiell mykotropher Bäume (inkl. *Corylus*) sehr unwahrscheinlich erscheint.

Nach der Bestimmung der Anzahl lebender (aktiver) EM unter einer Stereolupe wurde das Wurzelmaterial im Trockenschrank bei 105°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und gewogen.

Diese Methode entspricht nicht einer exakten Bestimmung der Biomasse, da feinste bzw. mikroskopisch kleine anorganische und organische Verunreinigungen (z.B. stark an Hyphen haftende Bodenpartikel) das Trockengewicht erhöhen. Der besonders sorgfältig durchgeführte Reinigungsprozeß sollte jedoch diesen Fehler in Grenzen, vor allem aber konstant halten.

#### 4.3 Bestimmung der lebenden, mykorrhizierten Wurzelspitzen

Eine möglichst realitätsnahe Beurteilung des jeweiligen Status der Wurzelspitzen kann für die Kategorie "lebend - aktiv" mit größerer Sicherheit erfolgen als für die Kategorie "tot - inaktiv". Dies mag paradox erscheinen, die Praxis zeigt jedoch, daß beispielsweise tote Wurzelspitzen einen peniblen Waschvorgang selten in intakter Form überstehen. Morsche oder ausgehöhlte Spitzen zerbrechen leicht beim Hantieren (auch während des Zählvorgangs), weswegen in manchen Proben ein exaktes Quantifizieren abgestorbener Wurzelspitzen nicht möglich ist (PÖDER & PERNFUSS 1994).

Die in ähnlich strukturierte Chargen fraktionierten Wurzeln (Abschnitte von Langwurzeln, Mykorrhizasysteme an Feinst- oder Feinwurzeln) wurden stereomikroskopisch (Stereolupe WILD HEERBURG mit Zoomobjektiv; max. Vergr. x 40) untersucht. Auch bei besonders

dicht gepackten, ineinander verflochtenen "Mykorrhizaknäueln" wurden Gewichtsanteile ausgezählt und die jeweils tatsächliche Anzahl an Wurzelspitzen errechnet bzw. geschätzt.

Die oft schwierige Unterscheidung zwischen abgestorbenen und vitalen Wurzelspitzen wurde nach folgenden Kriterien vorgenommen:

Stark geschrumpfte Oberfläche und verletzte Gewebestellen (= fortschreitende Zersetzung des Pilzmantels bzw. Abbau des Wurzelgewebes).

Oberflächlich relativ gut erhaltene Wurzelspitzen mit "morscher" Gewebestruktur zerfallen bei geringer mechanischer Beanspruchung (Präpariernadel).

Bei einem Teil der älteren Kurzwurzeln stirbt nur der Pilzmantel und das Rindenparenchym ab, während der Zentralzylinder am Leben bleibt und später zu einer Langwurzel auswächst. Derartige Kurzwurzeln konnten auf Grund der stereomikroskopischen Beobachtungen meist nicht zur Kategorie "lebend" gereiht werden.

Von Tieren (Wurzelläuse, Nematoden, etc.) angefressene Wurzeln.

Unter der Lupe ist bei stärkerer Vergrößerung in Aufsicht auf die Wurzelspitze oder an Bruchstellen oft nur mehr ein ausgehöhltes Mantel-Rindenparenchym-Gerüst zu erkennen.

#### 4.3.1 Anzahl von *Cenococcum geophilum*

Die schwarzen *Cenococcum*-Mykorrhizen sind unter einer Lupe relativ leicht zu identifizieren (vgl. Tafel III, Foto 9). Ihr Anteil an den gesamten, in den Einzelproben vorgefundenen, aktiven Mykorrhizen wurde exakt ausgezählt.

#### 4.3.2 Aktive mykorrhizierte Wurzelspitzen pro Gewichtseinheit Biomasse

Diese Kennziffer läßt bei vergleichenden Untersuchungen eine Reihe von Aussagen zu. Hohe Werte implizieren - insofern sie statistisch signifikant sind - z.B. eine höhere Mykorrhizafrequenz sowie einen höheren Verzweigungsindex. Die Relativierung "pro Gewichtseinheit" (z.B. "EM pro Gramm Biomasse") berücksichtigt den Umstand, daß einer gleich großen Anzahl von EM je Bodenvolumen ein sehr unterschiedlicher Fein(st)wurzelgehalt zugrunde liegen kann.

Die Anzahl der aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen pro Gramm Trockensubstanz wurde aus den vorher ermittelten Daten über die Anzahl der aktiven Mykorrhizen und das Trockengewicht der Wurzelbiomasse pro 100 ml Probe errechnet.

#### 4.4 Anzahl der lebenden nicht mykorrhizierten Wurzelspitzen

Die Anzahl der lebenden nicht mykorrhizierten Wurzelspitzen (ohne Pilzmantel und Verdickung, mit Wurzelhaaren, etc.) in den Einzelproben wurde anhand von Wurzelfractionen (ähnlich strukturierte Chargen, vgl. 4.3) exakt ausgezählt und die jeweils tatsächliche Anzahl errechnet bzw. geschätzt.

#### 4.5 Mykorrhizafrequenz

Die Mykorrhizafrequenz (MF) bezieht sich auf den Prozentanteil der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen an der Gesamtzahl (100%) aller lebenden Wurzelspitzen und stellt somit ein Maß für den Mykorrhizierungsgrad von Wurzelsystemen dar.

Die Mykorrhizafrequenz wurde aus den vorher ermittelten Daten über die Anzahl der aktiven Mykorrhizen und die Anzahl der aktiven nicht mykorrhizierten Wurzelspitzen pro 100 ml Einzelprobe errechnet.

#### 4.6 Ektomykorrhizatypen in den Einzelproben

Für eine möglichst gute Einschätzung der jeweiligen Typenvielfalt in den Versuchsflächen wurden (neben der Beurteilung der händisch gezogenen Nebenproben, vgl. Punkt 4.9) während des Auszählens der Wurzelspitzen auch Aufzeichnungen über Anzahl und Typen der in den Einzelproben vorkommenden Ektomykorrhizen geführt. Die verschiedenen "Typen" wurden aufgrund ihrer Wuchsform und der Farbe und Oberflächenbeschaffenheit des Pilzmantels (Vorhandensein von Hyphenschleiern, Rhizomorphen, etc.) unterschieden.

Aus diesen Daten konnte die durchschnittliche Anzahl von dominierenden Mykorrhizatypen in den einzelnen Stichproben (100 ml) ermittelt werden.

#### 4.7 Zusammenfassung - Quantitative Untersuchungen

Bestimmung des Feinwurzelanteils (Trockensubstanz) in 100 ml Boden

Bestimmung der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden

Anzahl von *Cenococcum geophilum*

Anzahl der lebenden nicht mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden

Ektomykorrhizotypen in den Einzelproben

Folgende Kennziffern wurden errechnet:

Prozentueller Anteil von aktiven *Cenococcum*-Mykorrhizen an der Gesamtzahl (100%) der aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen in den Einzelproben

Aktive mykorrhizierte Wurzelspitzen pro Gewichtseinheit Biomasse (Trockensubstanz)

Mykorrhizafrequenz (MF)

#### 4.8 Statistische Verfahren

In jeder Untersuchungsfläche wurden im Frühjahr und Herbst (vgl. Pkt. 4.1.1) jeweils 20 Proben gezogen. Die Datenanalyse erfolgte mit den PC-Programmen "LOTUS 123" (Lotus) und "XACT" (Scilab). Errechnet wurden jeweils Mittelwert ( $\bar{x}$ )  $\pm$  Standardabweichung (s) und der Standardfehler des Mittelwertes. Ein Vergleich der Mittelwerte ( $n = 20$ ) der jeweiligen Frühjahrs- und Herbstdaten wurde mit dem Student's t-Test vorgenommen. Signifikanzniveaus bzw. Irrtumswahrscheinlichkeiten ( $p$ ) sind bei Bedarf im Text angeführt.

#### 4.9 Ektomykorrhizen (EM) - Qualitative Untersuchungen

Von den frischen, händisch entnommenen EM- bzw. Feinwurzelproben wurden, z.T. schon am Standort (Handlupe), Verzweigungstyp, Farbe und Oberflächenbeschaffenheit (glatt, rau, Rhizomorphen) notiert. Das ungewaschene und somit mechanisch unbeeinflusste Material wurde in FAA Lösung fixiert und bei 4°C bis zur Auswertung gelagert.

Die in den 100 ml Stechzylinderproben enthaltenen, bereits gewaschenen und fixierten Feinwurzeln wurden stereomikroskopisch untersucht (in Petrischalen mit Leitungswasser). Einzelne Exemplare von EM-Systemen wurden für weitere Untersuchungen entnommen (Rückführung ins Fixiermittel; Lagerung bei 4°C).

Wie schon einleitend erwähnt, können bei Untersuchungen im Freiland die morphologischen (später auch anatomischen) Befunde nur in seltenen Fällen zu einer Zuordnung der EM zu einer bestimmten Pilzart führen. Ein und derselbe Mykorrhizotyp kann z.B. je nach Alter eine stark unterschiedliche Färbung zeigen. Abziehende Hyphen oder Rhizomorphen können unterschiedlich stark ausgeprägt sein oder, je nach Entwicklungsstadium, auch gänzlich fehlen. Andererseits findet man oft eindeutige strukturelle Unterschiede (Mantelarchitektur) bei oberflächlich (Farbe, Oberflächenbeschaffenheit) sehr ähnlichen Typen.

Die Klassifikation der in dieser Arbeit unterschiedenen EM beruht im wesentlichen auf der Feststellung bzw. Beschreibung der folgenden Merkmale (vgl. AGERER 1987-1990):

Farbe (Tageslichtqualität)

Verzweigungsart

Oberflächenbeschaffenheit (glatt, rau, abziehende Hyphen, Rhizomorphen)

Mantelstärke und Mantelstruktur

Ausbildung des Hartigschen Netzes

Hyphenstrukturmerkmale (Pigmentation, Ornamentation, Schnallen, Zystiden, Setae)

Eine mögliche, wesentlich aufwendigere Charakterisierung wie z.T. bei AGERER (1986; 1987-1990) ist vom Untersuchungsziel her nicht gerechtfertigt und im Rahmen eines angewandten EM-Monitoring auch nicht durchführbar.

#### *4.9.1 Präparations- und Untersuchungstechniken*

Längs- und Tangentialschnitte (Dünnschnitte bis ca. 15 µm Dicke) wurden mit einem REICHERT Gefriermikrotom angefertigt.

Alle lichtoptischen Untersuchungen (Hellfeld, Interferenzkontrast nach NOMARSKI) wurden mit einem LEITZ DIAPLAN Forschungsmikroskop vorgenommen (halbapochromatische Objektive PL FLUOTAR 10x, 25x, 40x und 100x Öl; Okulare PERIPLAN GF 12.5x; Foto-

system LEITZ VARIO ORTHOMAT 2). Als Film wurde KODAK Ektachrome 64T verwendet.

Angaben zur Farbe im mikroskopischen Bild beziehen sich ausschließlich auf Hellfeldbeobachtungen unter Verwendung eines Blaufilters (ca. Tageslichtqualität). Von wenigen Ausnahmen abgesehen wurde für die Mikrofotografien Interferenzkontrast verwendet.

Für Makrofotografien wurde ein PL-Objektiv (2.5x) verwendet und mit Kaltlichtquellen (Intralux 5000 - VOLPI) ausgeleuchtet (Präparate in Leitungswasser).

Alle anderen Präparate wurden in aqua dest. oder in 2%iger KOH untersucht.

Spezielle Färbungen, ausgenommen die Anwendung von Baumwollblau in Milchsäure zur Kontrastierung des Pilzmantels und des Hartigschen Netzes, wurden im allgemeinen nicht vorgenommen. Für eine übersichtliche Beurteilung der Gewebestrukturen erscheinen uns die o. a. Techniken als ausreichend.

#### 4.9.2 Mantelstrukturen - Terminologie

Als Prosenchym bzw. Plectenchym wird ein (in Mantelaufsicht) mehr oder weniger dichtes Geflecht aus langgestreckten Hyphen bezeichnet. Im Quer- und Längsschnitt ist eine aus Einzelhyphen bestehende Struktur noch gut zu erkennen.

Ein Synenchym (von manchen Autoren auch als "Pseudoparenchym" bezeichnet) liegt vor, wenn ein Hyphengeflecht (in Aufsicht oder Schnitt) aus wenig gestreckten bis isodiametrischen geformten Zellen besteht. Interhyphalräume sind nicht oder kaum zu erkennen. Die Struktur ähnelt der eines pflanzlichen Parenchyms.

Übergänge zwischen beiden Strukturtypen sind oft schwer zu erkennen.

#### 4.10 Zusammenfassung - Qualitative Untersuchungen

Beschreibung makro- und mikroskopischer Merkmale relativ häufig auftretender bzw. charakteristischer Mykorrhizatypen unter Anwendung verschiedener lichtoptischer Verfahren.

Untersuchung der Feinwurzelanatomie ausgewählter Mykorrhizasysteme.

Beobachtung flächenspezifischer Assoziationen von Mykorrhizatypen (Populationsmuster).

## 5 ERGEBNISSE

Eine zusammenfassende graphische Darstellung wesentlicher quantitativer und qualitativer Ergebnisse ist in den Abb. 9 - 12 auf Seite 22 dokumentiert.

### 5.1 Quantitative Untersuchungen

#### 5.1.1 Untersuchungsfläche MONTIGGL

Die, die untersuchten Parameter betreffenden, Ergebnisse sind in Tabelle 1 aufgelistet und in den Abbildungen 1 - 4 graphisch dargestellt. Die für jede der 10 Probenstellen angegebenen Werte entsprechen dem Mittelwert zweier Stichproben. Der Mittelwert und die Standardabweichung aller ermittelten Daten ( $n = 20$ ) sind im unteren Teil der Tabelle angeführt. Die zugrundeliegenden Einzelwerte können den Tabellen 3 - 4 im Anhang (vgl. Punkt 9) entnommen werden.

Der durchschnittliche **Feinwurzelgehalt** (Trockensubstanz) in den 100 ml Bodenproben beträgt 0.737 Gramm pro Probe im Frühjahr und 0.671 Gramm für jene im Herbst. Diese ca. 9%ige Abnahme ist wahrscheinlich signifikant ( $p \leq 0.05$ ).

Sowohl die durchschnittliche **Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden** als auch der **Mykorrhizierungsgrad** der Feinwurzeln (Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen pro Gramm Trockensubstanz) sanken bis zum Herbst auf jeweils ca. 35% der Frühlingswerte. Die Werte für das Frühjahr und für den Herbst unterscheiden sich somit hochsignifikant ( $p \leq 0.001$ ).

Der Prozentanteil der **lebenden *Cenococcum*-Mykorrhizen** an der Gesamtzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen lag im Frühjahr und im Herbst bei ca. 30%.

Trotz der unterschiedlich deutlichen Verringerung der Biomasse und der Wurzelspitzen während Frühjahr und Herbst stieg die **Mykorrhizafrequenz** (Prozentanteil der aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen an der Gesamtzahl der aktiven Wurzelspitzen in den Einzelproben) geringfügig (nicht signifikant) von 97% auf 100% an.

Bei allen ermittelten Datensätzen ( $n = 20$ ) liegt die Standardabweichung zwischen 40% und 80%. Dieser Umstand ist vor allem auf die natürliche Streuung und die Inhomogenität der Probeflächen (Bodenbeschaffenheit, mikroklimatische Verhältnisse, etc.) zurückzuführen.

Tab. 1; Zusammenfassung der Werte der am Feinwurzelsystem ermittelten Parameter für die Probenfläche MONTIGGL. Die Daten für Frühjahr (F) und Herbst (H) sind einander gegenüber gestellt. Die angegebenen Werte stellen jeweils den Mittelwert der pro markiertem Baum (M1 - M19) erzeugten 2 Stichproben dar. Die Standardabweichungen (s) beziehen sich jeweils auf die Werte aller 20 Einzelproben (Anhang, Tab. 3 - 4).

robe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden		Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen / Gramm Trockengewicht		Prozentanteil von <i>Cenococcum</i> an der Gesamtzahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen		Mykorrhizafrequenz		Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden		Anzahl dominierender Mykorrhizatyphen in 100 ml Boden	
	F	H	F	H	F	H	F	H	F	H	F	H
M 1	142	142	763	157	8	20	98	97	0.427	0.888	3	4
M 2	1463	423	1122	423	20	26	99	100	1.352	1.096	4	5
M 4	680	232	918	349	28	27	100	100	0.703	0.716	5	4
M 9	1269	717	2104	989	18	5	94	100	0.630	0.662	5	4
M 10	463	212	827	512	12	21	94	100	0.680	0.432	2	3
M 13	1069	184	1334	269	60	52	94	100	0.821	0.368	4	3
M 15	1504	122	2280	230	6	23	99	100	0.660	0.526	5	4
M 16	368	225	589	340	37	48	95	100	0.845	0.692	3	3
M 17	906	612	1942	850	51	29	99	100	0.467	0.937	4	3
M 19	725	163	1115	417	41	54	98	99	0.791	0.395	4	4
$\bar{x}$	859	307	1299	477	28	31	97	100	0.737	0.671	4	3
s (n=20)	520	256	765	300	20	17	4	1	0.295	0.332	1	1

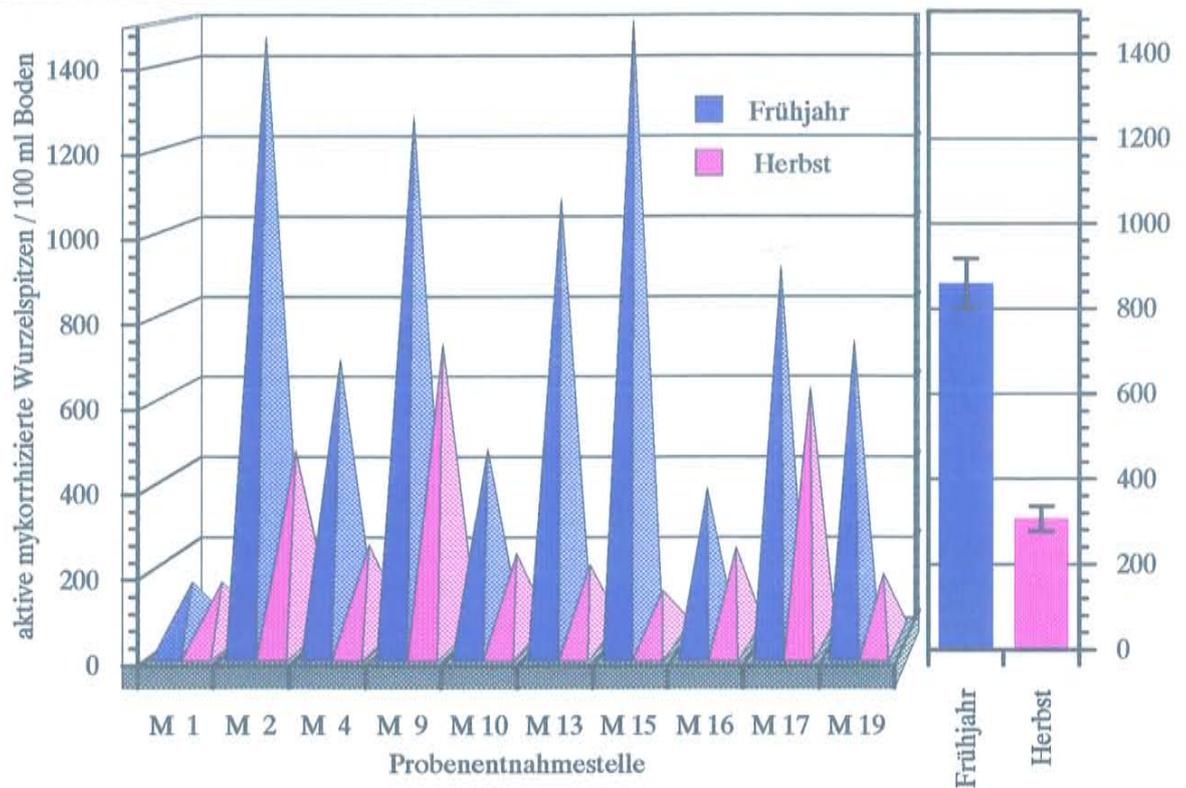


Abb. 1: Anzahl der lebenden Ektomykorrhizen pro 100 ml Boden - Probefläche "Montigg!" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

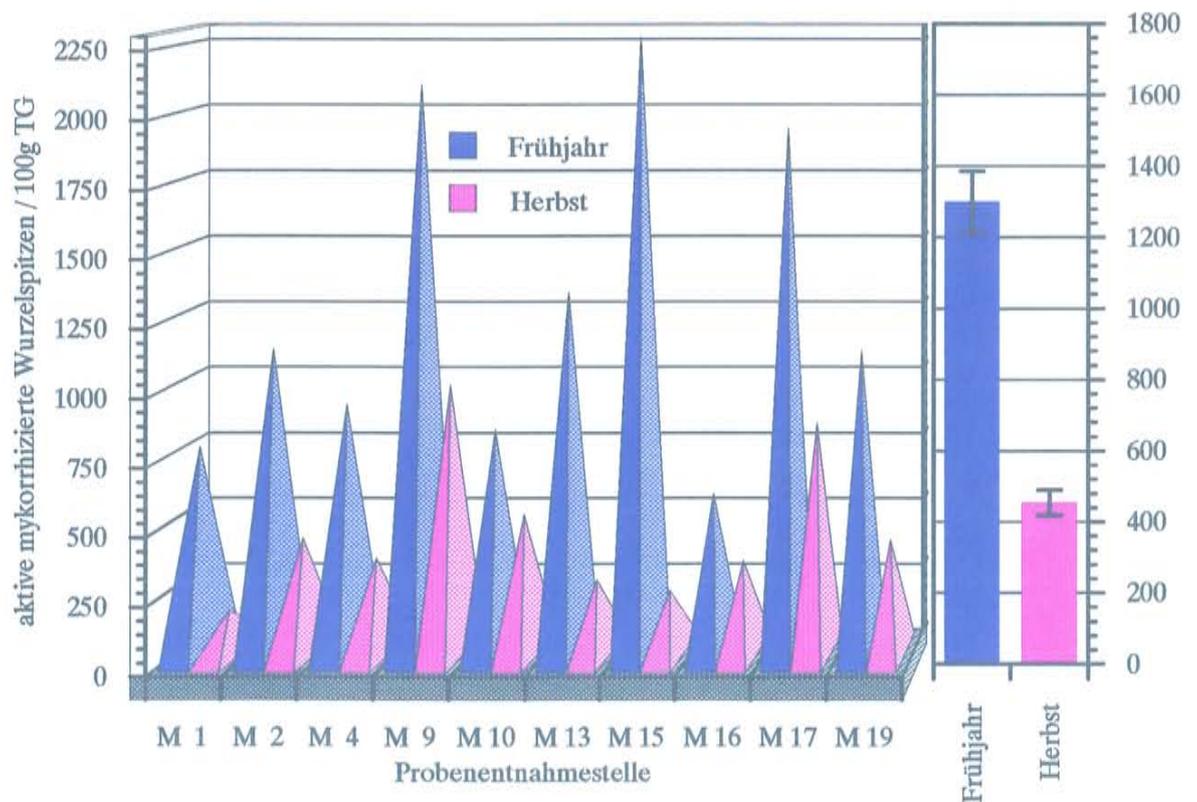


Abb. 2: Anzahl der lebenden Ektomykorrhizen pro 100 g Trockensubstanz - Probefläche "Montigg!" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

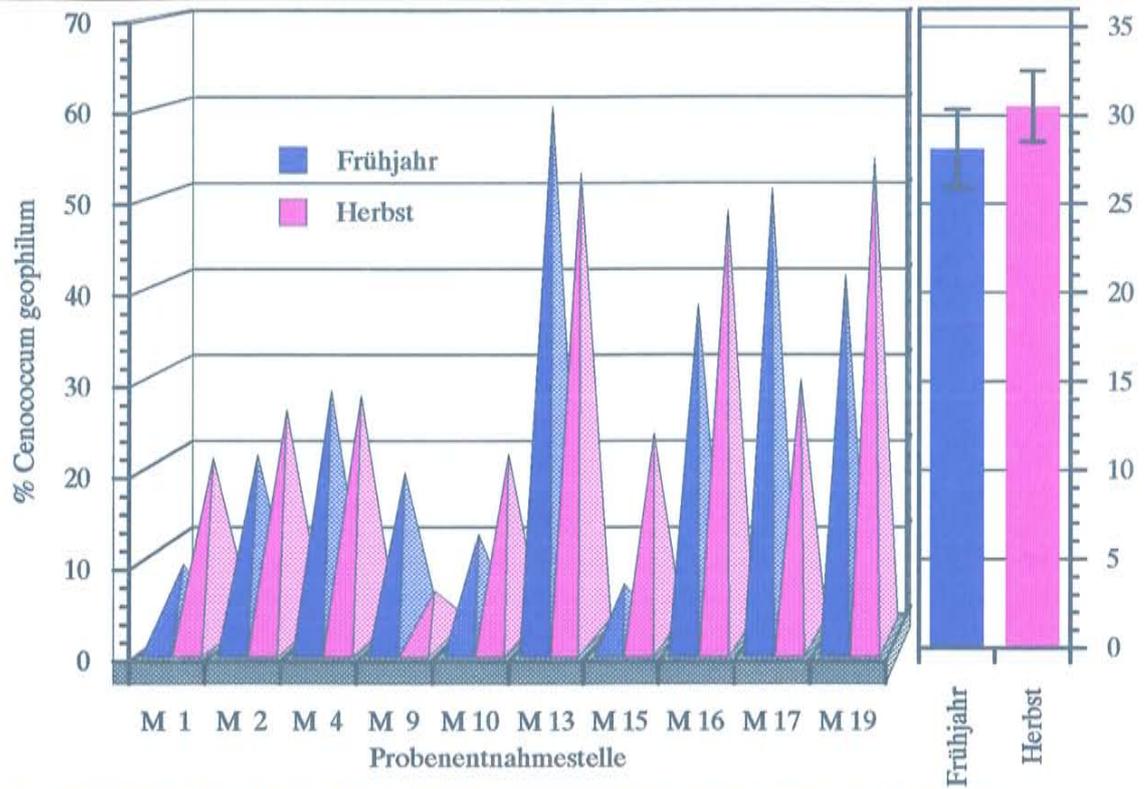


Abb.3: Prozentueller Anteil der aktiven *Cenococcum geophilum* - EM an den aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen - Probenfläche "Montigg!" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

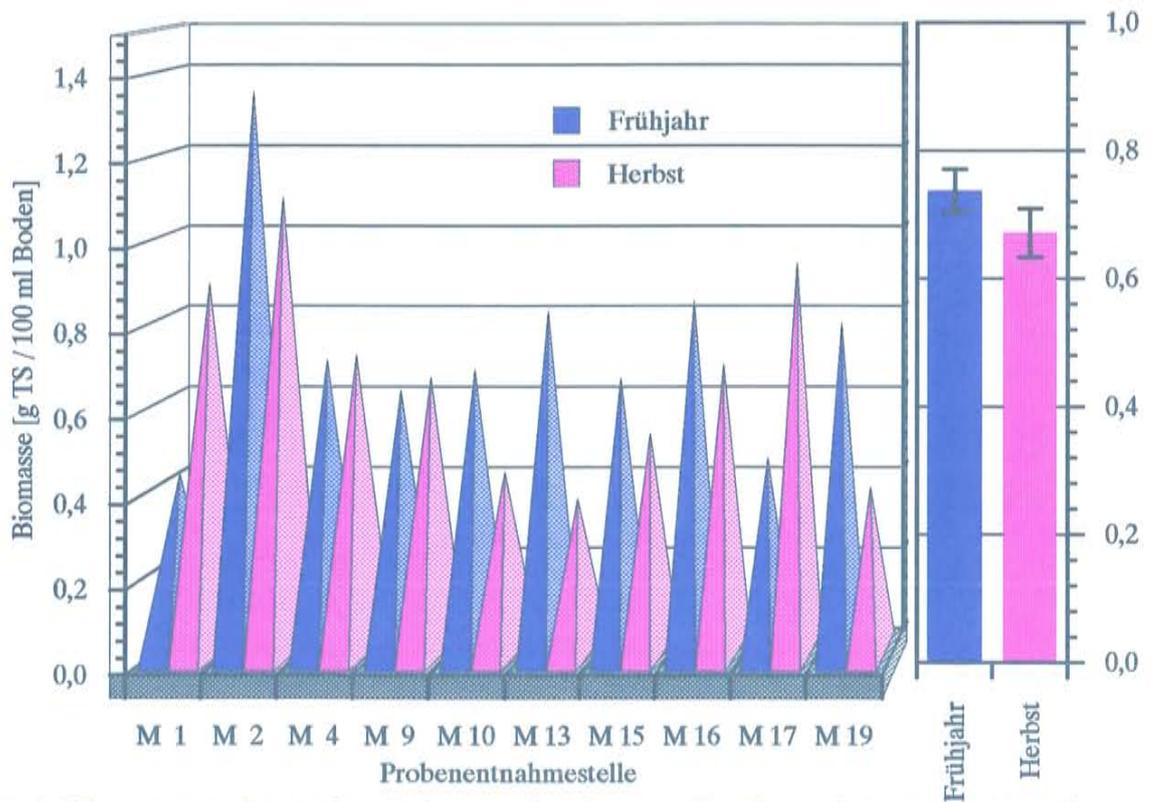


Abb. 4: Biomasse mykotropher Feinwurzeln [Gramm Trockensubstanz pro 100 ml Boden] - Probenfläche "Montigg!" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

### 5.1.2 Untersuchungsfläche RITTEN

Die gemessenen bzw. errechneten Werte sind in Tabelle 2 und den Abbildungen 5 - 8 dargestellt. Alle ermittelten Einzelwerte können den Tabellen im Anhang entnommen werden.

Die durchschnittliche Trockensubstanz der mykotrophen Feinst- und Feinwurzeln in 100 ml Boden (**Feinwurzelgehalt**) betrug im Frühjahr 0.838 Gramm und im Herbst 0.713 Gramm. Die beiden Mittelwerte sind jedoch nicht signifikant verschieden ( $p > 0.05$ ).

Die **Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden** sank von durchschnittlich 1097 um ca. 50% auf 516 gezählte Spitzen. Die Abnahme ist damit ebenso signifikant ( $p > 0.01$ ) wie in der Untersuchungsfläche Montiggl.

Ebenso nahm der **Mykorrhizabesatz**, welcher sich aus den beiden oben erwähnten Parametern errechnet, von 1276 aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen pro Gramm Feinwurzelgehalt um ca. 40% auf 774 ab. Der für die Probennahme im Herbst errechnete Mittelwert unterscheidet sich signifikant ( $p \leq 0.01$ ) von jenem, für das Frühjahr ermittelten Wert.

Im Gegensatz zur Versuchsfläche Montiggl konnte hier eine wahrscheinlich signifikante Verringerung ( $p \leq 0.05$ ) der **aktiven *Cenococcum*-Mykorrhizen** im Verhältnis zu den gesamten aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen von 31% auf 12% verzeichnet werden.

Betreffend die **Mykorrhizafrequenz** konnten mit 97% im Frühjahr und 99% im Herbst keine großen Veränderungen ermittelt werden.

Tab. 2: Zusammenfassung der Werte der am Feinwurzelsystem ermittelten Parameter für die Probenfläche RITTEN. Die Daten für Frühjahr (F) und Herbst (H) sind einander gegenüber gestellt. Die angegebenen Werte stellen jeweils den Mittelwert der pro markiertem Baum (R2 - R29) erzielten 2 Stichproben dar. Die Standardabweichungen (s) beziehen sich jeweils auf die Werte aller 20 Einzelproben (Anhang, Tab. 5 - 6).

robe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden		Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen / Gramm Trockengewicht		Prozentanteil von <i>Cenococcum</i> an der Gesamtzahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen		Mykorrhizafrequenz		Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden		Anzahl dominierender Mykorrhizotypen in 100 ml Boden	
	F	H	F	H	F	H	F	H	F	H	F	H
R 2	591	203	1079	419	59	5	96	100	0.559	0.431	4	4
R 3	978	375	962	849	23	27	100	98	1.021	0.426	5	6
R 4	1108	835	1559	952	26	19	99	100	0.754	0.715	4	4
R 5	863	715	997	1171	31	10	100	100	0.825	0.750	4	5
R 6	1334	330	1615	469	1	5	88	99	0.902	0.747	4	4
R 7	1032	802	1396	1120	23	8	98	99	0.810	0.896	4	5
R 8	1197	724	1389	1189	29	9	99	100	0.866	0.715	5	4
R 12	1947	452	1365	787	83	22	98	100	1.072	0.553	3	3
R 24	732	343	1025	358	9	8	99	99	0.661	1.011	4	3
R 29	1192	379	1370	427	26	10	98	100	0.914	0.893	4	4
$\bar{x}$	1097	516	1276	774	31	12	97	99	0.838	0.713	4	4
s (n=20)	701	384	500	59	39	9	5	1	0.294	0.281	1	1

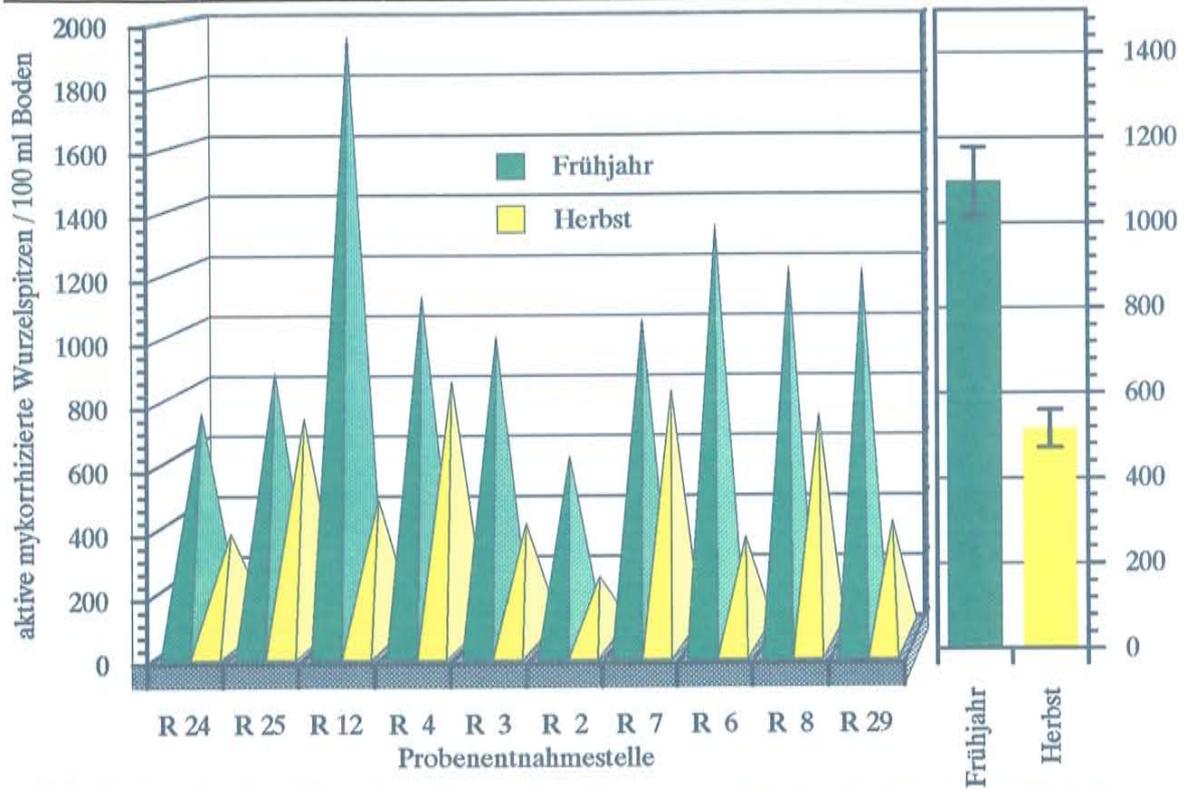


Abb. 5: Anzahl der lebenden Ektomykorrhizen pro 100 ml Boden - Probefläche "Ritten" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

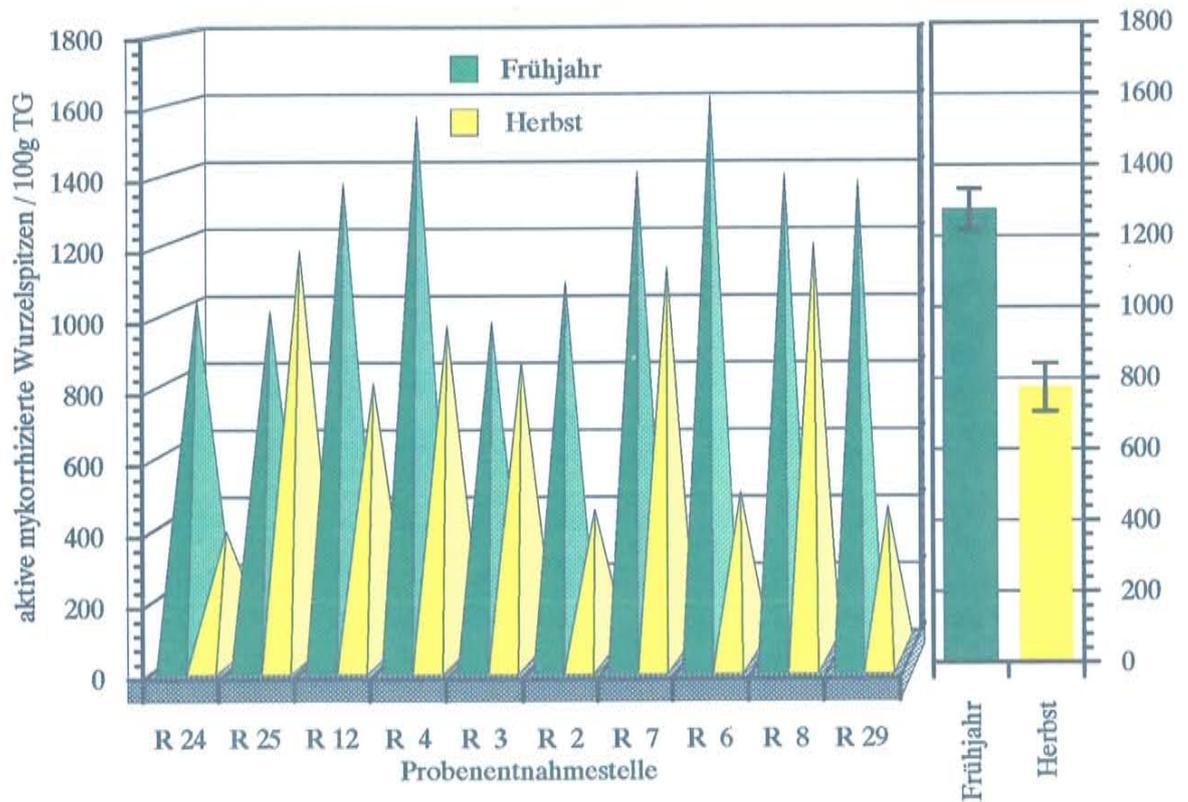


Abb. 6: Anzahl der lebenden Ektomykorrhizen pro 100 g Trockensubstanz - Probefläche "Ritten" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

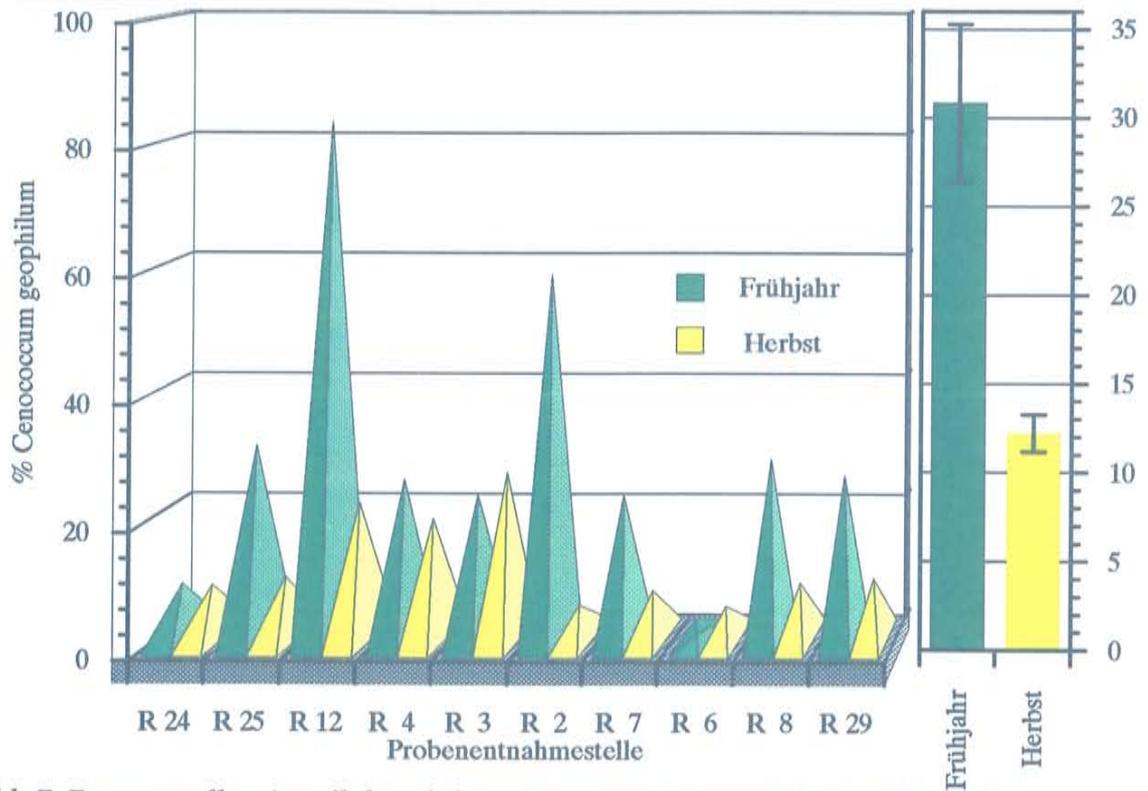


Abb. 7: Prozentueller Anteil der aktiven *Cenococcum geophilum* - EM an den aktiven mykorrhizierten Wurzelspitzen - Probenfläche "Ritten" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

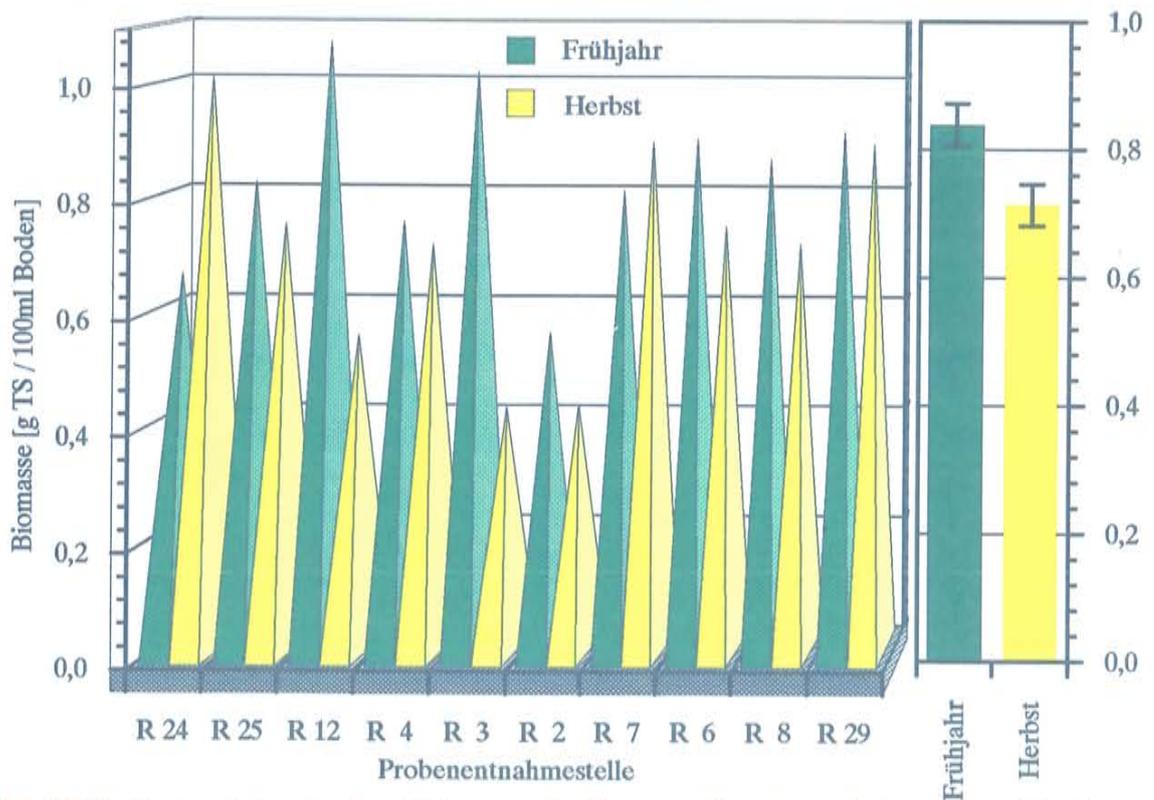


Abb. 8: Biomasse mykotropher Feinwurzeln [Gramm Trockensubstanz pro 100 ml Boden] - Probenfläche "Ritten" (Abweichungsbalken entspricht Standardfehler)

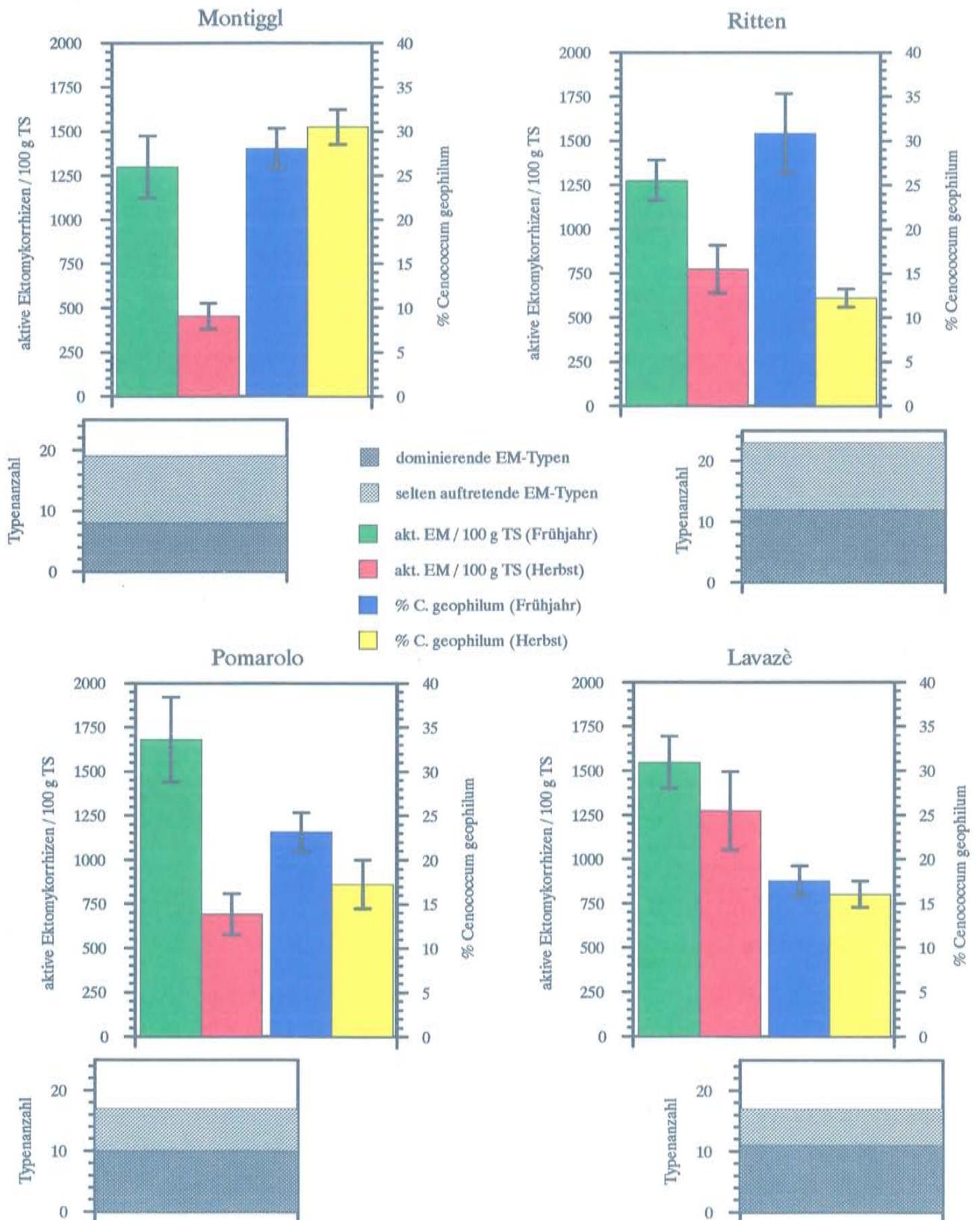


Abb. 9-12: Mykorrhizierungsgrad, Frequenz von *Cenococcum graniforme* und Ekto-mykorrhizen-Typenvielfalt in den vier Untersuchungsflächen (Abweichungsbalken = Standardfehler)

## 5.2 Qualitative Untersuchungen

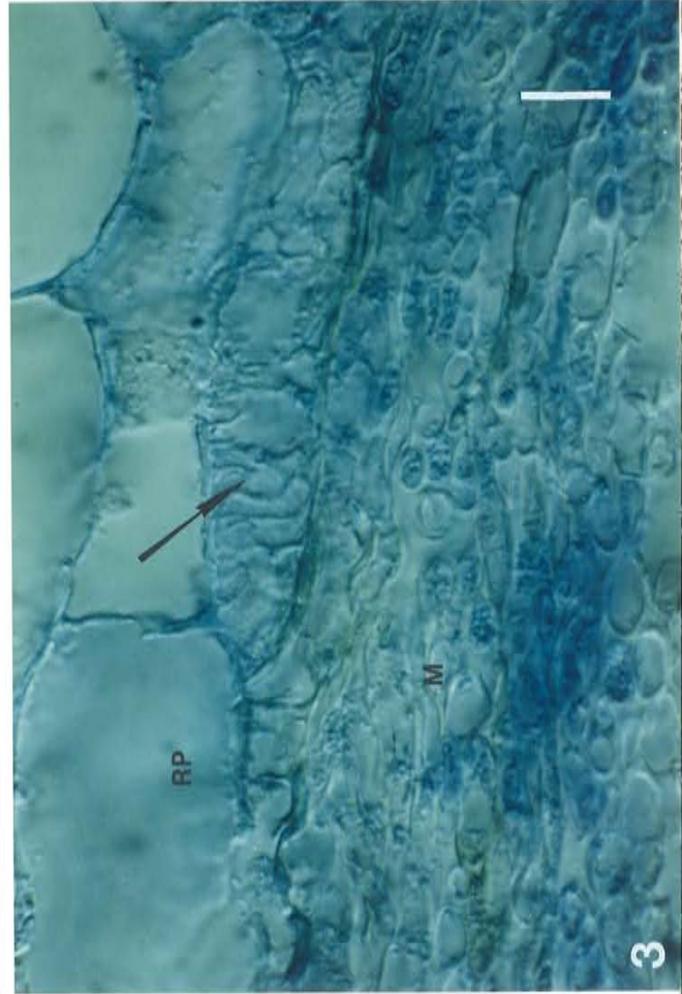
### 5.2.1 Untersuchungsfläche MONTIGGL

In den einzelnen 100 ml Bodenproben konnten durchschnittlich 4 (im Frühjahr) bzw. 3 (im Herbst) dominierende EM-Typen festgestellt werden. Das heißt, daß in den einzelnen Stichproben die jeweilige Mykorrhizafrequenz zu über 90% durch nur 3 bis 4 unterschiedliche EM-Typen erzielt wurde (vgl. Tab. 1), wobei jeweils einer dieser EM-Typen als *Cenococcum geophilum* identifiziert werden konnte (vgl. 30% *Cenococcum-EM*; Pkt. 5.1.1). Insgesamt konnten in der Untersuchungsfläche jedoch 19 unterschiedliche Typen registriert werden, von denen 8 Typen relativ häufig gefunden wurden (vgl. Taf. I - IV).

### 5.2.2 Untersuchungsfläche RITTEN

Auch hier konnten durchschnittlich 4 EM-Typen pro 100 ml Probe für beide Entnahmezeitpunkte beobachtet werden. Im Gegensatz zu Montiggl hat jedoch der Anteil an *Cenococcum* bis zum Herbst deutlich abgenommen (von durchschnittlich 31% auf 12%).

Insgesamt konnten 23 EM-Typen unterschieden werden, von denen 12 Typen relativ häufig auftraten (vgl. Taf. I - IV). Auffallend häufig waren *Elaphomyces*-Mykorrhizen (*E. granulatus* Fr.; vgl. AGERER 1987 - 1991) in der Untersuchungsfläche vertreten.



## TAFEL I

## Foto 1 - 2:

Typ 1.- Nicht identifizierte (*Russula spp.?*) "creme- bis blaßgelbliche, glatte EM-Form". Die Abbildungen zeigen unterschiedliche Wuchsformen dieses Typs, der vorwiegend in Montiggl und Pomarolo gefunden wurde. Auf *Pinus silvestris* sind die Mykorrhizen typisch dichotom verzweigt (= "Gabelmykorrhizen"); (MS = 1 mm bzw. 0.5 mm).

## Foto 3:

Typ 1.- Längsschnitt (Färbung: Baumwollblau). Der Bildausschnitt zeigt einen mehr oder weniger pseudoparenchymatisch strukturierten Pilzmantel (M) und einige Rindenparenchymzellen (RP). Das Hartigsche Netz war in diesem Präparat schwach entwickelt, ist jedoch auf einer Zelle des RP (Pfeil) in Aufsicht abgebildet (MS = 10 µm).

## Foto 4:

Typ 2.- *Cenococcum geophilum* Fr. und Typ 3.- *Piloderma croceum* Erikss. & Hjortst. Zwei eng benachbarte Wurzelspitzen eines einfachen bzw. unverzweigten EM-Systems wurden von den beiden Pilzarten in ihrer typischen Ausprägung kolonisiert (vgl. AGERER 1987 - 1991). Die lebhaft gelben *Piloderma*-Mykorrhizen bilden u.a. deutliche Rhizomorphen (= Hyphenstränge) aus, deren einzelne Hyphen dicht mit feinkörnigen Corticrocin-Kristallen (= gelbes Pigment) und größeren, nadelförmigen, hyalinen Kristallen besetzt sind. Beide EM-Typen haben ein breites Wirtsspektrum (Laub- und Nadelhölzer). Sie waren in allen Probeflächen häufig, wobei die schwarzen *Cenococcum*-Mykorrhizen an allen mykotrophen Baumarten der Untersuchungsgebiete nachgewiesen werden konnten (MS = 0.5 mm).



## TAFEL II

## Foto 5:

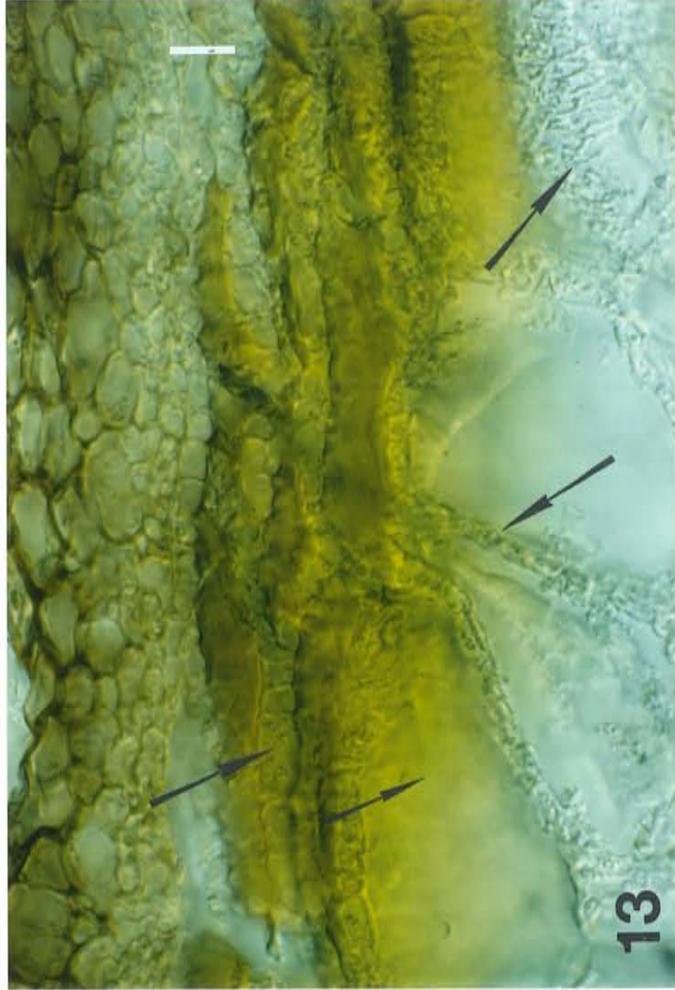
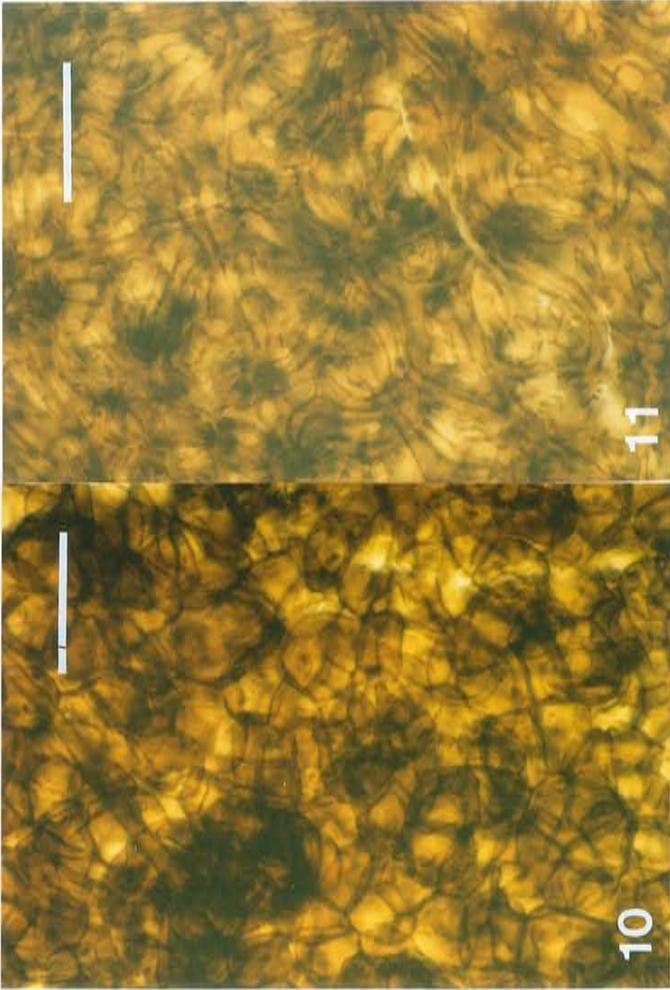
Typ 4.- Nicht identifizierte "feinfilzige, amethystfarbene Form". Die typische, aber meist zart ausgeprägte Amethystfärbung ist sehr vergänglich und kommt in der Abbildung kaum zum Ausdruck (vgl. Wurzelspitze links im Bild). Mantel- und Hyphenstrukturen ähneln einem von *Laccaria amethystina* (Bolt.) Murr. gebildeten EM-Typ (vgl. AGERER 1987 - 1991). Die Art kommt in Nadel- und Laubwald vor und war am Ritten relativ häufig nachzuweisen (MS = 0.5 mm).

## Foto 6 - 7:

Typ 5.- Nicht identifizierte "ockerbräunliche Form mit stark entwickeltem weißen bis gelblichen Hyphenschleier und Rhizomorphen". Die Art war in allen Probenflächen häufig und ist bezüglich ihrer farblichen Nuancierung sehr variabel (hell ockergelblich bis ockerbraun, z.T. mit zart rosa Stich, etc.). Eine Differenzierung der verschiedenen Formen in mehrere Arten war uns auch aufgrund anatomischer Untersuchungen nicht möglich (MS = 0.5).

## Foto 8:

Typ 6.- Nicht identifizierte "schmutzig ockerliche, glatte, schwärzende Form". Farbe und Oberflächenbeschaffenheit unterscheiden diesen Typ nicht von zahlreichen weiteren EM-Typen. Als Besonderheit kann jedoch die auffallende blauschwärzliche Verfärbung verletzter Mantelstellen gelten (MS = 0.5 mm).



9

11

10

13

12

## TAFEL III

## Foto 9 - 13:

Typ 7.- Nicht identifizierte "schwarze, behaarte Form mit körniger Oberfläche". Dieser in allen Probeflächen mehr oder weniger häufige Typ ähnelt in seiner Morphologie und Anatomie weitgehend der von BERG & GRONBACH in AGERER 1987 - 1991 beschriebenen *Piceirhiza nigra*.

## Foto 9:

Typisch dichotom verzweigtes EM-System an *Pinus silvestris* (monopodial an *Picea*). Die abziehenden Hyphen sind verzweigt, relativ dickwandig (Wand ca.  $1 \mu\text{m}$ ), glatt und tragen Schnallen an den Hyphensepten. Sie entspringen aus blasigen Zellen der Manteloberfläche. Anhand dieser charakteristischen Hyphen ist die Art leicht von den ebenfalls schwarzen *Cenococcum*-Mykorrhizen zu unterscheiden (MS =  $0.5 \text{ mm}$ ).

## Foto 10 - 11:

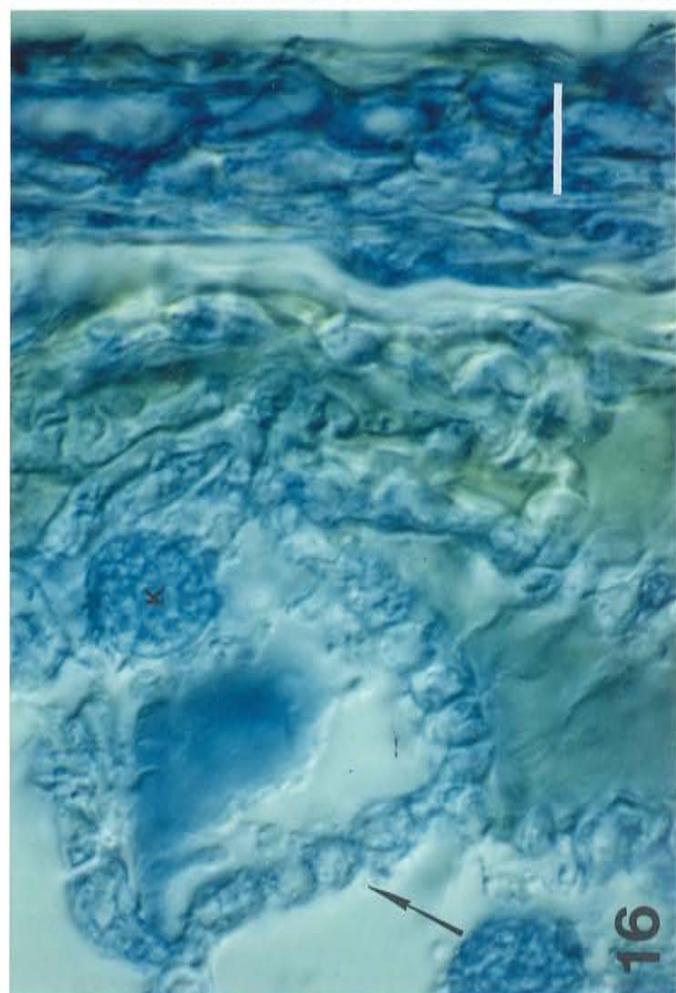
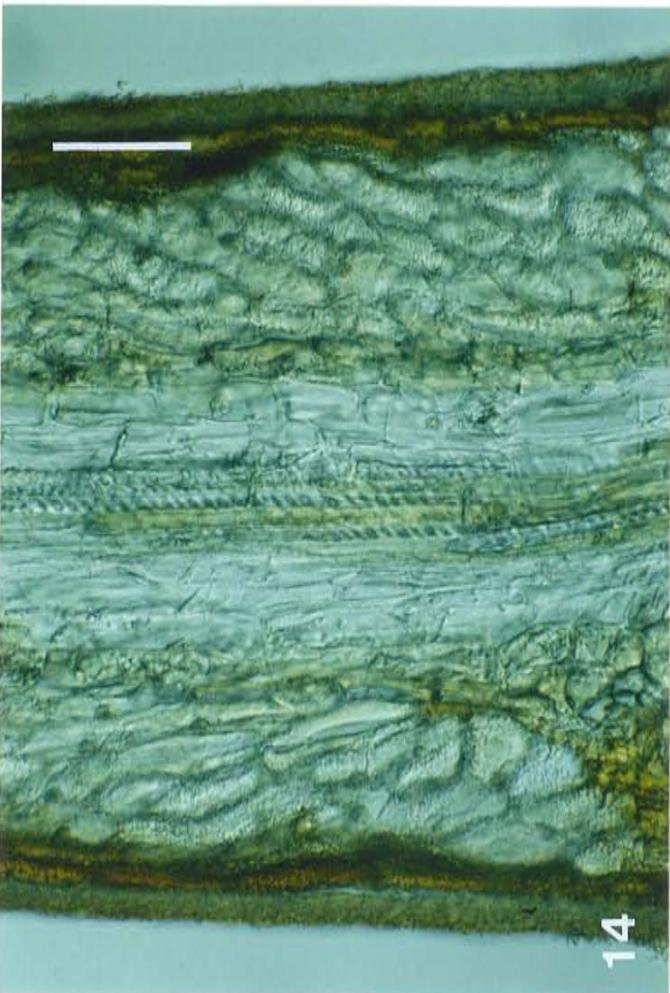
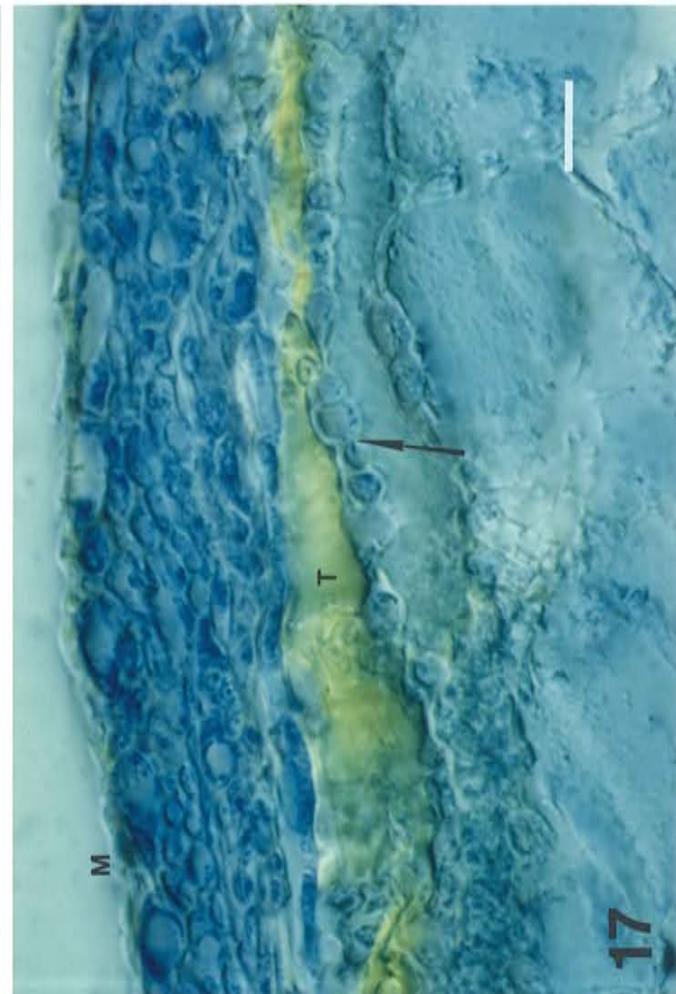
Abb. 10 zeigt die Manteloberfläche (Aufsicht; Mantelpräparat) des aus kugeligen bis breit ellipsoidischen Zellen (Durchmesser bis ca.  $35 \mu\text{m}$ ) bestehenden synenchymatischen Mantels (Durchlicht, Hellfeld). Gegenübergestellt (Abb. 11) ist die Mantelinnenansicht (MS =  $50 \mu\text{m}$ ).

## Foto 12:

Längsschnitt im Bereich des Zentralzylinders. Das Hartigsche Netz ist gut entwickelt und reicht - wie für Nadelbaummykorrhizen typisch - mehrere Zellagen tief bzw. bis zum Zentralzylinder (MS =  $100 \mu\text{m}$ ).

## Foto 13:

Mantelausschnitt (Längsschnitt). Deutlich erkennbar ist das Hartigsche Netz (Pfeile) zwischen und auf den Parenchymzellen. Die Zellen in der Bildmitte erscheinen aufgrund von Gerbstoffeinlagerungen ockergelb ("Tanninzellen" unterhalb des Pilzmantels); (MS =  $10 \mu\text{m}$ ).



## TAFEL IV

## Foto 14 - 17:

Typ 8.- Nicht identifizierte "orange, glatte Form". Dieser lebhaft orange-gelb gefärbte Typ war am Ritten relativ häufig (ebenso in Lavazé und sporadisch in Pomarolo). Morphologisch-anatomisch ähnelt die Art Typen, die von Vertretern der Russulales gebildet werden, z.B. *Lactarius*-Mykorrhizen; es konnten jedoch keine milchführenden Hyphen (Lactiferen) im Pilzmantel nachgewiesen werden.

## Foto 14:

Mykorrhizierte Wurzelspitze (*Picea abies*) im Längsschnitt (Zentralzylinderbereich). Gut zu erkennen sind die Tanninzellen unterhalb des Pilzmantels. Das Hartigsche Netz ist gut entwickelt und reicht bis zum Zentralzylinder. In der Bildmitte sind typisch strukturierte Elemente des Xylem angeschnitten (MS = 100  $\mu\text{m}$ ).

## Foto 15:

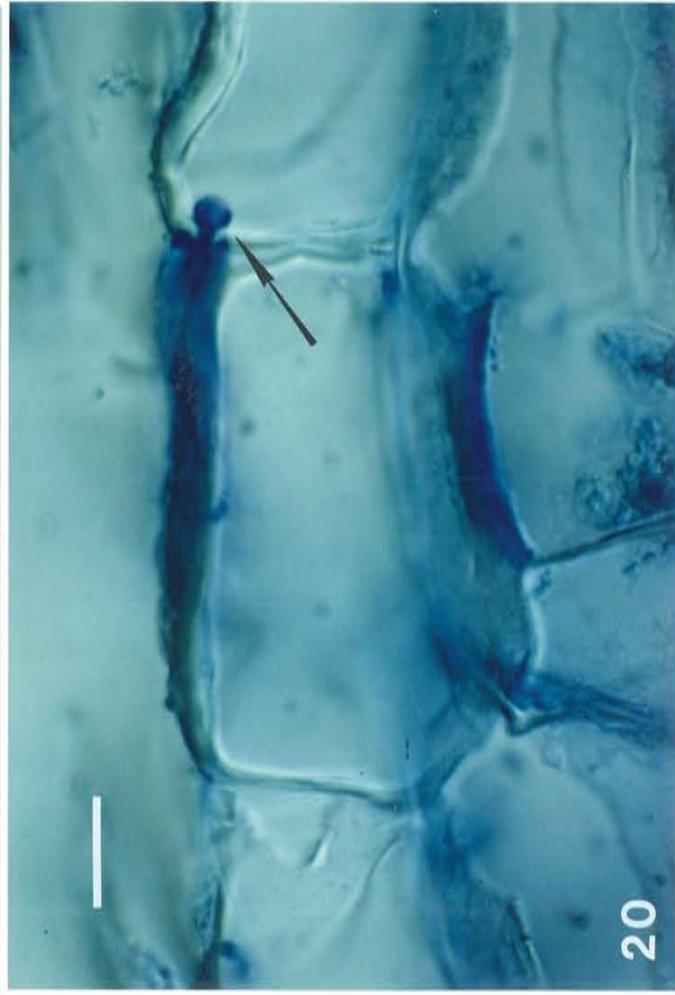
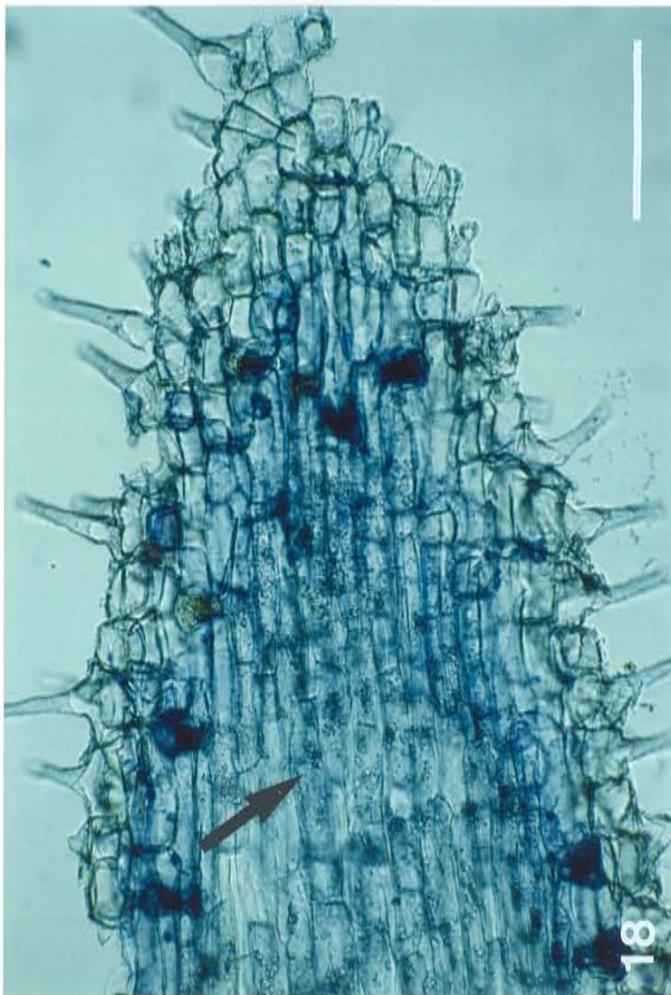
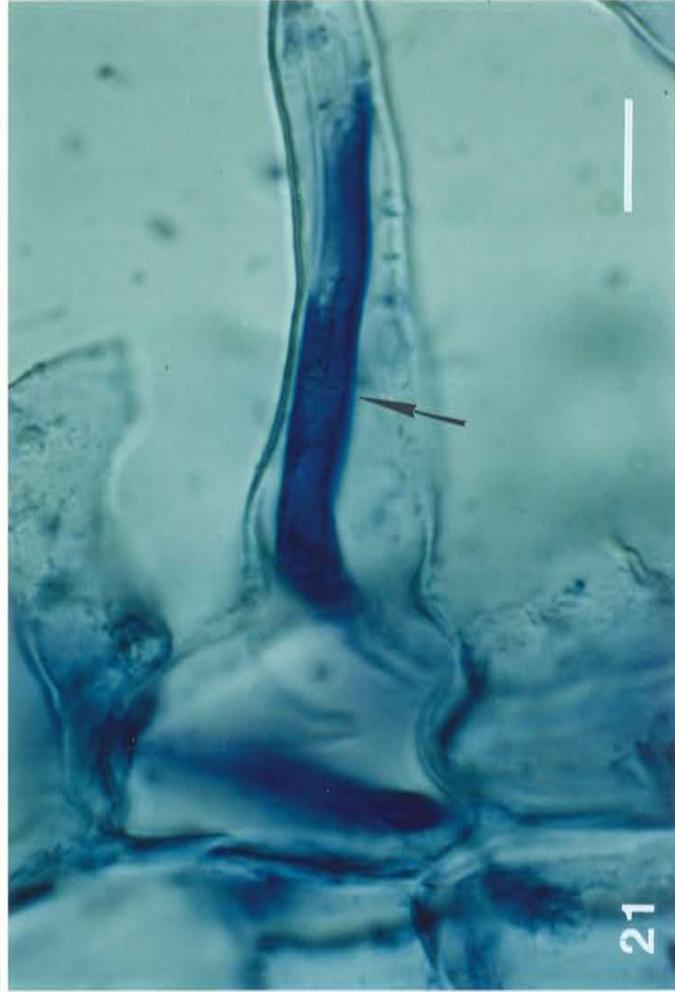
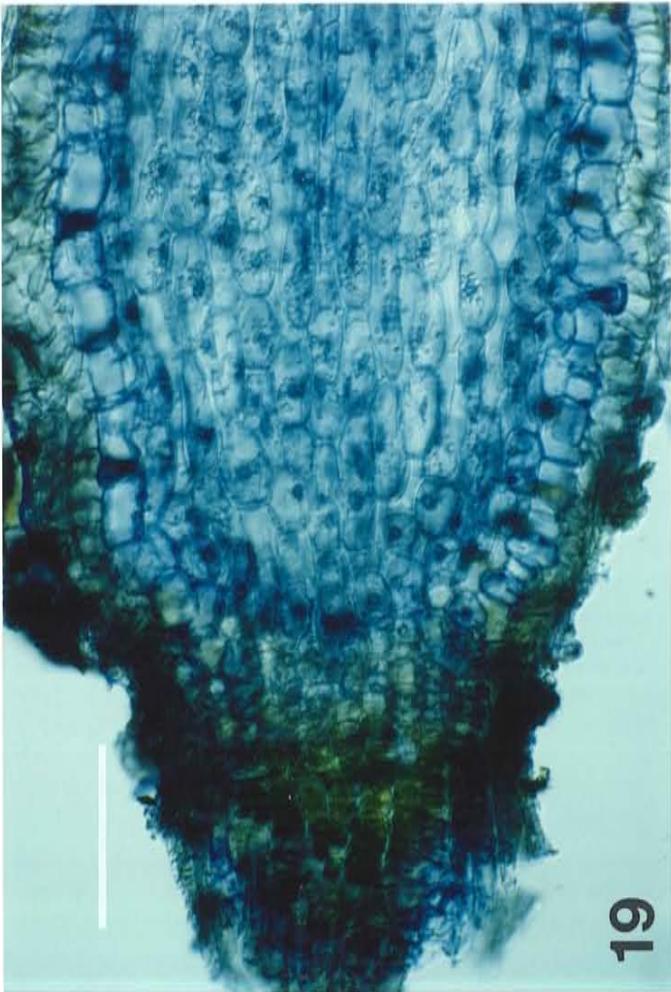
Irregulär monopodial verzweigtes EM-System (MS = 1 mm).

## Foto 16:

Mantelausschnitt (Längsschnitt; Färbung: Baumwollblau). Die Mantelstruktur ist als mehr oder weniger synenchymatisch anzusprechen. Die im Schnitt vorwiegend elliptischen, seltener hyphigen Zellen sind bezüglich ihrer Größe ziemlich variabel und scheinen in eine amorphe Matrix eingebettet zu sein. In einer vom Hartigschen Netz (Pfeil) umsäumten Parenchymzelle ist ein für Fichtenwurzeln typischer, großer, runder Zellkern (K) zu erkennen (MS = 10  $\mu\text{m}$ ).

## Foto 17:

Mantelstrukturen (M) und Tanninzellen (T) im Längsschnitt (Färbung: Baumwollblau). Das Hartigsche Netz ist durch einen Pfeil markiert (MS = 10  $\mu\text{m}$ ).



## TAFEL V

**Foto 18 - 21:**

Nicht mykorrhizierte Wurzelspitzen von *Quercus pubescens* im Längsschnitt (Färbung: Baumwollblau).

**Foto 18:**

Die Schnittebene liegt oberhalb des Zentralzylinders; dadurch ist das Spitzenmeristem nicht abgebildet und die im Bild rechts gelegene Spitze erscheint unvollständig (Schnittartefakt). Trotzdem wird deutlich, daß die Feinwurzel bis an ihre Spitze mit Wurzelhaaren besetzt ist. Die Vitalität der Wurzelspitze wird auch durch die reichlich vorhandenen Speicherstoffe (Agglomerate feinkörniger Strukturen in den Parenchymzellen; Pfeil) deutlich (MS = 100  $\mu\text{m}$ ).

**Foto 19:**

Inbesondere in den Herbst-Proben konnten zahlreiche Wurzelspitzen mit Trockenschäden beobachtet werden. Inwieweit solche Wurzelspitzen gänzlich absterben, ist im Einzelfall nur schwer zu beurteilen. Die Spitze der abgebildeten Feinwurzel ist auf einer Länge von nur 0.2 mm stark in Mitleidenschaft gezogen (verdorrt). Im dahinter liegenden Bereich erscheinen die Parenchymzellen jedoch äußerst vital (MS = 100  $\mu\text{m}$ ).

**Foto 20 - 21:**

Anhand stichprobenartiger Untersuchungen an unmykorrhizierten, vital erscheinenden Wurzelspitzen konnten mehrfach Infektionen durch eine nicht identifizierte Pilzart festgestellt werden. Die wenig massiven Infektionen betrafen vorwiegend die Wurzelhaare (Abb. 21; der Pfeil markiert ein Hyphenseptum) und Zellen der Wurzelepidermis. In Abb. 20 ist eine intrazelluläre Hyphe, welche die Zellwand zwischen zwei Epidermiszellen durchdringt, dargestellt (Pfeil). Nach dem Durchdringen der Zellwand - der Penetrationskanal ist nur ca. 1.5  $\mu\text{m}$  breit - erweitert sich die Hyphe knopfartig (MS = 10  $\mu\text{m}$ ).

## 6 DISKUSSION

Bemerkenswert ist die allgemeine (hoch)signifikante Abnahme "aktiver mykorrhizierter Wurzelspitzen" (Anzahl EM) und ein damit verbundener, ebenso signifikant niedrigerer Mykorrhizierungsgrad (Anzahl EM pro Gramm (TG) mykotrophe Feinwurzeln) in beiden Untersuchungsflächen während der Sommermonate. Dieser Umstand ist umso bemerkenswerter, da im selben Zeitraum die Feinwurzelbiomasse weniger deutlich abnahm und die Mykorrhizafrequenz konstant hoch blieb (97% - 100%). Abgesehen von der einfachen statistischen Interpretation der Daten, auf welche weiter unten kurz eingegangen wird, zeigen die ermittelten Durchschnittswerte, daß sich die Verhältnisse am Feinwurzelsystem bereits innerhalb weniger Monate gravierend verändern können. Dies verdeutlicht, daß selbst die Feststellung eines "Istzustandes" längerfristig, vielleicht mit Probennahmen über mehrere Jahre, geplant werden sollte. Im vorliegenden Fall erscheint es naheliegend, die Veränderungen auf den Einfluß von ungünstigen Klimafaktoren zurückzuführen (z.B. Trockenstreß). Für eine solche Annahme sprechen auch die relativ zahlreichen Trockenschäden, welche insbesondere in den Herbstproben an den Wurzelspitzen (vgl. Tafel V) festgestellt werden konnten. Dies gilt vor allem für den Montiggler Wald, wo auch der höchste durchschnittliche Prozentsatz (30%) des weitgehend trockenresistenten *Cenococcum* gefunden werden konnte. In diesem Zusammenhang sei nochmals darauf verwiesen, daß nur aktive, gesund erscheinende Wurzelspitzen gezählt wurden. Abgestorbene bzw. schwer geschädigte Wurzelspitzen - insofern sie nicht beim Waschen verloren gingen - erniedrigen die Biomasse (TG mykotrophe Feinwurzeln) nicht oder kaum. Neubildungen, also junge, vitale Wurzelspitzen, waren in den Herbstproben selten.

Aufgrund inhomogener Randbedingungen (Bodenbeschaffenheit, Mikroklima, unterschiedliche Baumarten, etc.) ist bei derartigen Untersuchungen im allgemeinen mit relativ hohen Standardabweichungen zu rechnen (vgl. PÖDER et al. 1993). Dies war auch bei den vorliegenden Untersuchungen der Fall. Weiterführende statistische Analysen (z.B. Varianzanalysen, Vertrauensgrenzen von Populationsmittelwerten, etc.) waren im Rahmen unseres Auftrages nicht durchzuführen. Entsprechende Analysen können bzw. sollten zur Absicherung der bisherigen Ergebnisse noch ausgeführt werden.

Für eine qualitative Auswertung standen, unter Berücksichtigung der händisch gezogenen Parallelproben, jeweils bis zu 80 Proben pro Untersuchungsfläche zur Verfügung. Dieser relativ hohe Stichprobenumfang sollte eine gute "Abschätzung" der jeweiligen EM-Typenvielfalt erlauben: Eine exakte Erfassung aller tatsächlich vorkommenden EM-Typen sowie deren exakte Quantifizierung ist, zumindest derzeit, aus methodischen Gründen undurchführbar. Selbst neue Konzepte auf der Basis molekularbiologischer Verfahren werden erst innerhalb der nächsten Jahre ihre Anwendbarkeit bezüglich der oben erwähnten Zielvorstellungen unter Beweis stellen müssen. Zur Zeit, so scheint es, steht uns nur ein klassisches Methodenarsenal zur Ver-

fügung, dessen sinnvoller Einsatz vor allem durch die jeweilige Erfahrung und Beobachtungsgabe der EM-Forscher/innen bestimmt wird.

Unseren Abschätzungen zufolge konnten am Ritten insgesamt 23 unterschiedliche EM-Typen beobachtet werden, von denen zumindest 12 Typen relativ häufig in der Probenfläche auftraten (Montiggl: 19 Typen, 8 davon häufig). Diese häufigen bzw. dominierenden EM-Typen mykorrhizierten ca. 90% aller gezählten Wurzelspitzen. Auch im Vergleich zu den Untersuchungsflächen "Pomarolo" und "Lavazè" war die Artenvielfalt am Ritten am höchsten. Erstaunlich dabei ist, daß in den einzelnen 100 ml Proben durchschnittlich nur 4 Typen aus dem Pool der jeweils dominierenden EM-Typen (z.B. 12 am Ritten; vgl. oben) vorkommen. So wurde beispielsweise im Montiggler Wald im Durchschnitt nahezu jede dritte Wurzelspitze durch *C. geophilum* mykorrhiziert. Da angenommen werden darf, daß das potentielle Artenspektrum mykorrhizabildender Pilzarten in den Untersuchungsflächen weitaus umfangreicher ist, läßt sich obiges Phänomen nur durch den Einfluß selektiver Bedingungen während der *in situ*-Mykorrhizasynthese-Prozesse erklären. Inwieweit solche "selektiven Bedingungen" vor dem Hintergrund wechselnder Randbedingungen (z.B. Trockenstreß) auf ein bestimmtes Verhalten der Symbiosepartner zurückzuführen sind, muß eine Fragestellung zukünftiger Forschung bleiben.

## 7 ZUSAMMENFASSUNG

Im Rahmen des "International Cooperative Programme on Integrated Monitoring of Air Pollution Effects (UN ECE) wurden auch Untersuchungen (Ektomykorrhiza-Monitoring) am Feinwurzelsystem mykotropher Waldbäume im Montiggler Wald (*Quercetum pubescentis*) und am Ritten (*Piceetum subalpinum*) durchgeführt. In jeder Untersuchungsfläche wurden jeweils im Frühjahr und im Herbst 1993 zwanzig 100 ml Bodenproben im Traufenbereich markierter Bäume aus den obersten Bodenhorizonten (ohne O<sub>L</sub>-Horizont) gezogen und im wesentlichen folgende Parameter bestimmt:

- Biomasse (TG) mykotropher Feinwurzeln in 100 ml Boden
- Anzahl der lebenden bzw. aktiven Ektomykorrhizen (= mykorrhizierte Wurzelspitzen) in 100 ml Boden (vgl. Bestimmung des "Mykorrhizierungsgrades" pro Gramm Biomasse)
- Anzahl aktiver, nicht mykorrhizierter Wurzelspitzen pro 100 ml Boden (vgl. Bestimmung der Mykorrhizafrequenz)
- Anzahl der aktiven *Cenococcum*-Mykorrhizen in 100 ml Boden (vgl. prozentueller Anteil von *C. geophilum* an der Gesamtanzahl aller mykorrhizierten Wurzelspitzen)
- Abschätzung der EM-Typenvielfalt pro Untersuchungsfläche

Ziel der Untersuchung war die Ermittlung eines "Istzustandes", welcher die Grundlage für zukünftige, vergleichende Untersuchungen bilden sollte.

Festgestellt wurde eine (hoch)signifikante Abnahme aktiver Ektomykorrhizen während der Sommermonate und ein damit verbundener, ebenso signifikant geringerer Mykorrhizierungsgrad in den Herbstproben beider Untersuchungsflächen. Die höchste Frequenz des weitgehend trockenresistenten *Cenococcum* konnte im Montiggler Wald und in den Frühjahrsproben am Ritten gemessen werden (ca. 30% aller Wurzelspitzen). Am Ritten konnten insgesamt 23 unterschiedliche EM-Typen beobachtet werden, von denen 12 Typen häufig auftraten. Weniger ausgeprägt war die Artenvielfalt mit 19 Typen (8 davon häufig) im Montiggler Wald.

Die Ergebnisse zeigen, daß sich die Verhältnisse am Feinwurzelsystem bereits innerhalb weniger Monate gravierend verändern können. Als mögliche Ursache wird der Einfluß ungünstiger Klimaverhältnisse (Trockenstreß) diskutiert.

## 8 LITERATUR

- AGERER, R. (1986a) - Studies on ectomycorrhizae II. - Introducing remarks on characterisation and identification. *Mycotaxon* 26: 473-492.
- (1986b) - Studies on ectomycorrhizae III. - Mycorrhizae formed by four fungi in the genera *Lactarius* and *Russula* on spruce. *Mycotaxon* 27: 1-59.
- (ed.) (1987-1991) - Colour Atlas of Ectomycorrhizae, 1st-4th edn. Einhorn-Verlag, Schwäbisch Gmünd.
- (1991) - Characterisation of ectomycorrhizae. In: Norris, J. R. et al. (eds.). *Methods in Microbiology*. Vol. 23. Academic Press, London: 25 -73.
- AGERER, R., BRAND, E. & GRONBACH (1986) - Die exakte Kenntnis der Ektomykorrhizen als Voraussetzung für Feinwurzeluntersuchungen im Zusammenhang mit dem Waldsterben. *Allgemeine Forst Zeitschrift* 20/1986: 497-503, 509.
- ARNOLDS, E. (ed.) (1985) - Veränderungen in de paddestoelenflora (Mycoflora). *Weten. meded. Konin. Neder. Natuurhist. Ver.* 167:1-101.
- (1988) - The changing macromycete flora in the Netherlands. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 90:391-406.
- (1989) - Changes in the frequency and distribution of macromycetes in the Netherlands in relation to a changing environment. *Atti IV Convengo Intern. Mic.* 1987. Borgo Val di Taro 1989. E. Borghi-C.S.P.F.M., pp. 163-232.
- BABEL, U. (1969) - Humusprofilbeschreibung. Ergebnisse d. Solling-Projekts, o.O..
- BECKJORD, P. R., MELHUISH, J. H. & McINTOSH, M. S. (1985) - Effects of nitrogen and phosphorus fertilization on growth and formation of ectomycorrhizae of *Quercus alba* and *Quercus rubra* seedlings by *Pisolithus tinctorius* and *Scleroderma aurantium*. *Can. J. Bot.* 63/1985: 1677-1680.
- BENKERT, D. (1982) - Vorläufige Liste der verschollenen und gefährdeten Großpilzarten der DDR. *Boletus* 6:21-32.
- BLASCHKE, H. (1986) - Vergleichende Untersuchungen über die Entwicklung mykorrhizierter Feinwurzeln von Fichten in Waldschadensgebieten. *Forstw. Cbl.* 105: 477 - 487.
- CHILVERS, G. A. (1968) - Some distinct types of eucalypt mycorrhizae. *Austr. Journ. Bot.* 16: 49-70.
- DANIELSON, R. M., GRIFFITHS, C. & PARKINSON, L. (1984) - Effects of fertilization on the growth and mycorrhiza development of container-grown jack pine seedling. *For. Sci.* 30/1984: 828-835.
- DERBSCH, H. & SCHMITT, J. A. (1987) - Atlas der Pilze des Saarlandes. Teil 2: Nachweise, Ökologie, Vorkommen und Beschreibungen. "Aus Natur und Landschaft im Saarland", Sonderband 3, Saarbrücken:1-816.

- DIXON, R. K., BEHRENS, G. T., GARETT, H. E., COX, G. S. & SANDER, I. L. (1985) - Synthesis of ectomycorrhizae on container-grown oak seedlings. *South. J. Appl. For.* 9/1985: 95-99.
- DOMINIK, T. (1969) - Key to ectotrophic mycorrhizae. *Folia Forestalia Polonica, SERIA A, ZESZYTY* 15/1969: 309ff.
- GODBOUT, G. & FORTIN, J. A. (1985) - Classification of ectomycorrhizae: what's new and what to do. *Proc. NACOM VI*: 186-188.
- (1985a) - Synthesized ectomycorrhizae on aspen: fungal genus level of structural characterization. *Can. J. Bot.* 63: 252-262.
- HARLEY, J. L. & SMITH, S. E. (1983) - *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic-Press, London, New York.
- HOLOPAINEN, T. (1989) Ecological and ultrastructural responses of scots pine mycorrhizas to industrial pollution. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 28: 185-189.
- HORAK, E. (1964) - Die Bildung von IES-Derivaten durch ektotrophe Mykorrhizapilze (*Phlegmacium spp.*) von *Picea abies* Karsten. *Phytopath. Zt.* 51:491-515.
- JANSEN, A. E. & DEIGHTON J. (1990) - Effects of air pollutants on ectomycorrhizae. *Air Poll. Res. Rep.* 30:1-58.
- KARIZUMI, N. (1968) - Estimation of root biomass in forests by the soil block sampling. *Methods of productivity studies in root systems and rhizosphere organisms. Intern. Symp. USSR*: 79-86
- KERN, K., MOLL, G. & BRAUN, H. J. (1961) - Wurzeluntersuchungen in Rein- und Mischbeständen des Hochschwarzwaldes. *Allgem. Forst-Jagdztg.* 132/1961: 241-260.
- KÖSTLER, J. N., BRÜCKNER, E. & BIBELRIETHER, H. (1968) - Die Wurzeln der Waldbäume. *Verl. Paul Parey, Hamburg*, (1968).
- LAST, F. T., MASON, P. A., WILSON, J. & DEACON, J. W. (1983) - Fine roots and sheathing mycorrhizae: their formation, function and dynamics. *Plant & Soil* 71:9-21.
- MANUAL FOR INTEGRATED MONITORING (1993) UN ECE Convention on long-range transboundary air pollution. *Environmental Report 5*. Environmental Data Centre, National Board of Waters and the Environment (eds), Helsinki: pp 114.
- MARX, D. H. (1971) - Ektomykorrhizae as biological deterrents to pathogenic root infections. 1. *North Am. Conf. on Mycorrhizae* (ed. E. HACSKAYLO). U.S. Dept. Agric., Forest Serv., Misc. publ. 1189: 81-96.
- MEIER, S. (1991) - Quality versus quantity: optimizing evaluation of ectomycorrhizae for plants under stress. *Environ. Pollut.* 59: 315 - 324.

- MEJSTRIK, V. K. & KRAUSE, H. H. (1973) - Uptake of  $^{32}\text{P}$  by *Pinus radiata* roots inoculated with *Suillus luteus* and *Cenococcum graniforme* from different sources of available phosphate. *New Phytol.* 72: 137 - 140.
- MEYER, F. H. (1985) - Einfluß des Stickstoff-Faktors auf den Mykorrhizabesatz von Fichtensämlingen im Humus einer Waldschadensfläche. *Allg. Forstzeitschrift* 40/1985: 208-219.
- (1989) - Fungi and decline of forests. In *Atti del IV Convegno Internazionale di Micologia 1987*. Borgo Val di Taro. E. Borghi - C.S.P.L.F.M., pp. 53-82.
- MOSER, M. (1959) - Beiträge zur Kenntnis der Wuchsstoffbeziehungen im Bereich ektotropher Mykorrhizen. *Arch. Mikrobiol.* 34/1959: 251-269.
- MOSER, M. (1963) - Ascomyceten in "Kleine Kryptogamenflora" (ed.) GAMS, H., VEB Gustav Fischer Verlag Jena.
- PIGOTT, C. D. (1982) - Survival of mycorrhiza formed by *Cenococcum geophilum* Fr. in dry soils. *New Phytol.* 92: 513 - 517.
- PONGE, J. F. (1990) - Ecological study of a humus by observing a small volume. *Eur. J. For. Path.* 20: 290 - 303.
- PÖDER, R. (1993) - in SCHINNER, F., ÖHLINGER, R., KANDELER, E., MARGESIN, R., - *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. 2. erweiterte Auflage, Springer Verlag, Berlin Heidelberg New York
- PÖDER, R. et al. (1993) - "Mykorrhiza - Untersuchungen an Waldbäumen" Lebensraum Vorarlberg (in press).
- PÖDER, R. & PERNFUSS, B. (1994) - "Monitoring von Ektomykorrhizen" *Bodenbiologie in Österreich*, Nov. 4/5, 1993, Linz (in press).
- SCHLECHTE, G. (1984) - Struktur und Biomassedynamik der Basidiomyceten-Flora in geschädigten Waldökosystemen am Beispiel eines Fichtenforstes im Hils. *Ber. Forschungszentrum Waldökosysteme* 3/1984: 131-134.
- SCHLECHTE, G. (1986) - Zur Mykorrhizapilzflora in geschädigten Forstbeständen. *Z. f. Mykol.* 52:225-232.
- SHAW, C. G. & SIDLE, R. C. (1983) - Evaluation of planting sites common to a southeast Alaska clear-cut. Available inoculum of the ectomycorrhizal fungus *Cenococcum geophilum*. *Can. J. For. Res.* 13: 9 - 11.
- THURNER, S. & PÖDER, R. (1994) - Konkurrenzverhalten von *Amanita muscaria* und *Cenococcum geophilum* bei *in-vitro* Ektomykorrhizasynthesen an *Picea abies*. *Sydowia* (in press).

ab. 3: MONTIGGL (Frühjahr) - Zusammenfassung der Einzelwerte

robe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzel- spitzen in 100 ml Boden	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzel- spitzen / Gramm Trockengewicht	Prozentanteil von Wurzel- <i>Cenococcium</i> an der Gesamt- zahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen	Mykorrhizafrequenz	Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden	Anzahl dominierender Mykorrhizatyphen in 100 ml Boden
M1	198	1404	4	100	0.141	3
	86	121	13	96	0.712	2
M2	1795	1490	9	100	1.205	4
	1130	755	32	97	1.498	3
M4	1131	1478	15	100	0.765	5
	229	358	41	100	0.640	4
M9	1293	2555	18	98	0.506	6
	1246	1652	19	90	0.754	3
M10	794	1496	13	100	0.531	2
	132	159	10	89	0.828	2
M13	1347	1767	45	100	0.762	4
	792	900	75	89	0.880	3
M15	1572	2404	8	99	0.654	5
	1436	2156	4	100	0.666	4
M16	536	1005	25	99	0.533	2
	199	172	50	90	1.157	3
M17	921	2006	58	97	0.459	4
	890	1878	43	100	0.474	4
M19	266	272	46	99	0.977	3
	1184	1957	36	96	0.605	5
$\bar{x}$	859	1299	28	97	0.737	4
s	520	765	20	4	0.295	1

ab. 4: MONTIGGL (Herbst) - Zusammenfassung der Einzelwerte

Probe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen / Gramm Trockengewicht	Prozentanteil von <i>Cenococcum</i> an der Gesamtzahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen	Mykorrhizafrequenz	Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden	Anzahl dominierender Mykorrhizotypen in 100 ml Boden
M 1	100	149	33	95	0.673	3
M 2	183	166	7	100	1.102	4
M 4	390	436	18	100	0.895	4
M 9	1138	1396	0	99	0.815	3
M 10	187	375	6	100	0.508	5
M 13	183	537	58	100	0.341	2
M 15	154	269	25	100	0.572	5
M 16	202	251	53	100	0.803	2
M 17	870	556	39	100	1.565	3
M 19	190	395	59	99	0.480	4
	136	439	49	100	0.310	3
$\bar{x}$	307	477	31	100	0.671	3
s	256	300	17	1	0.332	1

Tab. 5: RITTEN (Frühjahr) - Zusammenfassung der Einzelwerte

Probe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzel- spitzen in 100 ml Boden	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzel- spitzen / Gramm Trockengewicht	Prozentanteil von <i>Cenococcium</i> an der Gesamt- zahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen	Mykorrhizafrequenz	Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden	Anzahl dominierender Mykorrhizotypen in 100 ml Boden
R2	475	1156	2	95	0.411	4
R3	708	1002	115	97	0.706	3
R4	890	994	0	99	0.895	5
R6	1066	930	46	100	1.146	4
R7	1025	1126	35	99	0.910	3
R8	1191	1992	16	100	0.598	5
R12	1257	1104	1	76	1.139	5
R24	1411	2125	0	99	0.664	3
R25	794	1686	25	99	0.471	4
R29	1270	1106	21	98	1.148	4
$\bar{x}$	1008	1428	28	100	0.706	4
s	1385	1350	30	97	1.026	5
	3676	2356	12	98	1.560	2
	218	373	154	99	0.584	3
	346	705	2	100	0.491	3
	1118	1346	16	98	0.831	5
	1406	1570	2	99	0.896	4
	319	424	60	100	0.753	3
	1507	1196	42	97	1.260	4
	877	1544	11	100	0.568	4
$\bar{x}$	1097	1276	31	97	0.838	4
s	701	500	39	5	0.294	1

Tab. 6: RITTEN (Herbst) - Zusammenfassung der Einzelwerte

robe	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen in 100 ml Boden	Anzahl der lebenden mykorrhizierten Wurzelspitzen / Gramm Trockengewicht	Prozentanteil von <i>Cenococcum</i> an der Gesamtzahl der mykorrhizierten Wurzelspitzen	Mykorrhizafrequenz	Trockengewicht (Gramm) der mykotrophen Fein- und Feinstwurzeln in 100 ml Boden	Anzahl dominierender Mykorrhizatyphen in 100 ml Boden
R 2	66	316	11	100	0.209	3
	340	521	0	100	0.652	4
R 3	138	346	28	97	0.399	5
	612	1351	26	100	0.453	6
R 4	128	261	30	100	0.491	3
	1542	1644	9	100	0.938	4
R 6	366	377	1	100	0.971	4
	293	561	9	98	0.522	3
R 7	475	404	1	100	1.177	5
	1129	1836	14	99	0.615	5
R 8	1192	2079	9	100	0.573	4
	256	298	9	100	0.857	3
R 12	693	854	28	100	0.812	2
	211	720	16	100	0.293	3
R 24	343	276	0	99	1.246	2
	342	441	17	99	0.776	3
R 25	565	557	11	100	1.014	4
	866	1785	9	99	0.485	5
R 29	238	263	8	100	0.905	4
	520	590	12	100	0.881	4
$\bar{x}$	516	774	12	99	0.713	4
s	384	589	9	1	0.281	1