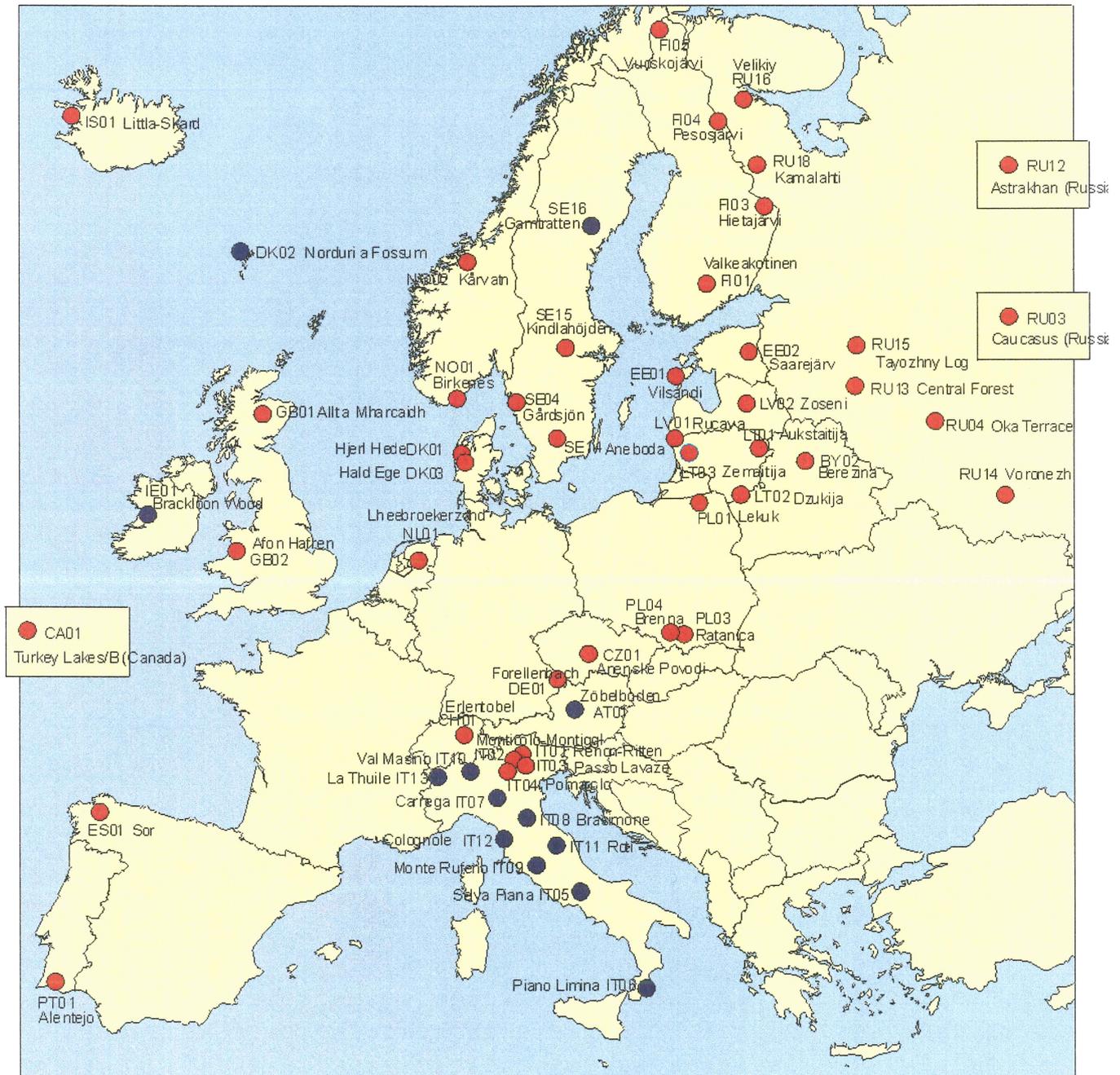




UN-ECE CONVENTION ON LONG-RANGE TRANSBOUNDARY OF AIR POLLUTION

INTERNATIONAL COOPERATIVE PROGRAMME ON INTEGRATED MONITORING ON AIR POLLUTION EFFECTS ON ECOSYSTEMS



**Bodenmikrobiologische Untersuchungen
an den Standorten IT01 Ritten - IT02 Montiggel**
Bodenmikrobiologie - Bodenenzymatik

Erhebungsjahr 1993

Univ. Prof. Dr. F. SCHINNER
Institut für Mikrobiologie – Universität Innsbruck

Univ. Prof. Dr. F. Schinner

c/o

Institut für Mikrobiologie

Universität Innsbruck

BODENMIKROBIOLOGISCHE UNTERSUCHUNGEN IM RAHMEN
DES PROJEKTES "INTERNATIONAL COOPERATIVE PROGRAMME
ON ASSESSMENT AND INTEGRATED MONITORING OF AIR
POLLUTION EFFECTS ON FORESTS-IMP"

Im Auftrag des Forstwirtschaftsinspektorates Bozen

Endbericht 1993

Bodenmikrobiologie, Bodenenzymatik

Wissenschaftliche Mitarbeit
Mag. Dr. Wilfried von Mersi

1 Einleitung.....	1
2 Material und Methoden.....	3
2.1 Charakterisierung der Versuchsflächen	3
2.1.1 Untersuchungsfläche Montiggl	3
2.1.2 Untersuchungsfläche Rittner Horn	3
2.2 Probenahme und Probenvorbereitung	3
2.3 Bodenmikrobiologische Meßparameter	4
2.3.1 Bodenatmung (Isermeyer 1952, mod. nach Jäggi 1976)	4
2.3.1.1 Prinzip	4
2.3.1.2 Ausführung der Bestimmung	4
2.3.2 Substrat-Induzierte-Atmung (Anderson und Domsch 1978)	5
2.3.2.1 Prinzip	5
2.3.2.2 Ausführung der Bestimmung	5
2.3.3 Dehydrogenaseaktivität (Thalman 1968) mod.	5
2.3.3.1 Prinzip	5
2.3.3.2 Ausführung der Bestimmung	6
2.3.4 Xylanaseaktivität (Schinner und von Mersi 1990)	6
2.3.4.1 Prinzip	6
2.3.4.2 Ausführung der Bestimmung	6
2.3.5 Saure Phosphataseaktivität (Tabatabai und Bremner 1969)	7
2.3.5.1 Prinzip	7
2.3.5.2 Ausführung der Bestimmung	7
2.3.6 Arylsulfataseaktivität (Tabatabai und Bremner 1970)	8
2.3.6.1 Prinzip	8
2.3.6.2 Ausführung der Bestimmung	8
2.3.7 Proteaseaktivität (Ladd und Butler 1972)	9
2.3.7.1 Prinzip	9
2.3.7.2 Ausführung der Bestimmung	9

2.3.8 Nitrifikationsumsatz (Beck 1976)	10
2.3.8.1 Prinzip	10
2.3.8.2 Ausführung der Bestimmung	10
2.3.9 Keimzahlbestimmungen	12
2.3.9.1 Gesamtbakterienzahl	13
2.3.9.2 Gesamtanzahl Pilze	13
2.3.9.3 Gesamtanzahl Proteinabbauer	14
2.3.9.4 Gesamtanzahl Nitratreduzierer	15
2.3.9.5 Gesamtanzahl Celluloseabbauer	16
2.3.9.6 Gesamtanzahl Phosphor mobilisierender Mikroorganismen	17
2.3.10 Bestimmung von Ergosterol (Zelles et al. 1987) mod.	18
2.3.10.1 Prinzip	18
2.3.10.2 Ausführung der Bestimmung	18
2.4 Bodenchemische, -physikalische Meßparameter	19
2.4.1 Organische Substanz	19
2.4.2 Maximale Wasserkapazität	19
2.5 Auswertung der Ergebnisse, Statistische Verfahren	19
3 Ergebnisse und Diskussion.....	21
3.1 Bodenatmung	22
3.2 Substrat-Induzierte-Atmung	25
3.3 Dehydrogenaseaktivität	29
3.4 Xylanaseaktivität	31
3.5 Saure Phosphataseaktivität	34
3.6 Arylsulfataseaktivität	38
3.7 Proteaseaktivität	40
3.8 Nitrifikationsumsatz	43
3.9 Keimzahlbestimmungen	46
3.9.1 Gesamtbakterienzahl	46

3.9.2 Gesamtanzahl Pilze	49
3.9.3 Gesamtanzahl Proteinabbauer	52
3.9.4 Gesamtanzahl Nitratreduzierer	55
3.9.5 Gesamtanzahl Celluloseabbauer	58
3.9.6 Gesamtanzahl Phosphor mobilisierender Mikroorganismen	61
3.10 Ergosterolgehalt	64
4 Vergleich mit Untersuchungsflächen in der Prov. Trient	67
5 Zusammenfassung.....	74
6 Literatur.....	77
7 Anhang.....	81

Abkürzungen

TPF:	Triphenylformazan
GLC:	Glucose
p-NP:	p-Nitrophenol
Tyr äqui:	Tyrosinäquivalente
Cfu:	Colony forming units
OS:	Organische Substanz
h:	Stunde
mod:	modifiziert

1 EINLEITUNG

Die wichtigsten biologischen Prozesse im Boden wie Mineralisation, Mobilisierung, Immobilisierung, N_2 -Fixierung Nitrifikation, Nitratreduktion, Denitrifikation und zahlreiche Transformationen im C-, P- und S-Kreislauf sind das Ergebnis mikrobiologischer Aktivitäten. Diese biologischen Abläufe unterliegen dem Einfluß verschiedener Faktoren wie den geogenen Eigenschaften, dem Klima und den Nutzungseingriffen des Menschen. Das natürliche Klima, wie Wärmeklima, Feuchteklima, Lichtklima, und das mechanische Klima (Wind, Schneedruck) wurde vom Menschen bisher nicht entscheidend verändert. Wohl aber wurde durch anthropogene Aktivitäten das chemische Klima großräumig verändert. In Mitteleuropa sind die Eintragsraten von Säuren, Schwermetallen und organischen Stoffen in Waldökosysteme um den Faktor 100 oder mehr höher als in von Menschen unberührten Gebieten (Ulrich 1984). Über Niederschläge werden in Deutschland durchschnittlich 7 Kilomol Protonen pro Jahr und Hektar in den Boden eingebracht (Matzner und Ulrich 1984). Eine derartige Erhöhung von Eintragsraten bleibt nicht ohne Einfluß auf das Ökosystem. Protoneneinträge wirken sich auf die Nährstoffumsetzungen im Boden negativ aus (Binkley und Richter 1987), indem die chemischen, physikalischen und biologischen Eigenschaften verändert werden. Die Zerstörung der Ton-Humus-Komplexe durch eine intensivere Verwitterung der Tonminerale, die Mobilisierung pflanzentoxischer Aluminium- und Schwermetallionen in der Bodenlösung des Wurzelraumes, und die damit verbundene Auswaschung basisch wirkender und für die Ernährung wichtiger Kationen (besonders Calcium und Magnesium) in das Grundwasser, müssen als direkte Folgen der hohen Deposition von anthropogen erzeugten Säuren und Säurebildnern angesehen werden. Dies bewirkt u.a. eine Hemmung der Mineralisationsrate und damit der CO_2 -Produktion von Waldböden (Evans et al. 1981, Klein et al. 1984). Pflanzen sind von der Freisetzung von Nährstoffen aus der organischen Substanz abhängig, da sich ein Großteil des Feinwurzelsystems im Humuskörper befindet. Die durch Immissionen verursachten ungünstigen Nährstoffverhältnisse im Boden führen zu einer mangelhaften Nährstoffversorgung der Bäume.

Mit Hilfe bodenbiologischer Untersuchungsmethoden ist eine Charakterisierung oder Qualitätsbeurteilung verschiedener Böden möglich. Die Bestimmungen allgemeiner biologischer Kenngrößen wie der CO_2 -Freisetzung oder der O_2 -Aufnahme, des ATP-Gehaltes sowie der Wärmefreisetzung geben quantitative Informationen über die Leistungsfähigkeit vorhandener Populationen im Boden wieder. Sie drücken den

physiologischen Zustand der Zellen aus. Die mikrobielle Biomasse ist eine relativ empfindliche und labile Fraktion der organischen Substanz. Eine Änderung im Gehalt der mikrobiellen Biomasse weist auf Veränderungen im Boden hin, noch bevor chemische Analysen dies nachweisen können (Powlson und Brookes 1987).

Die Erfassung dieser allgemeinen mikrobiologischen Leistungen reicht nicht aus, um die gesamte biologische Aktivität und die Fruchtbarkeit eines Bodens zu charakterisieren (Nannipieri et al. 1990). Verschiedene spezifische Parameter, wie die Messung einzelner Enzymaktivitäten, die Bestimmung der N-Mineralisation oder der S-Oxidation sind für die Erfassung und Beurteilung der qualitativen Aktivitäten im Boden notwendig.

Bodenenzyme sind maßgeblich an der Mineralisierung der organischen Substanz und an der Verfügbarkeit von Pflanzennährstoffen beteiligt. Die Messung individueller Enzymaktivitäten gibt uns Auskunft über Umsetzungspotentiale in den Nährstoffkreisläufen und Abbauprozessen des Bodens. Die hohe Sensitivität der Bodenenzyme gibt auch Aufschluß über den Einfluß verschiedener Pflanzenschutz- und Düngungsmaßnahmen auf die biologische Aktivität eines Bodens, und damit auf eine Komponente der Bodenfruchtbarkeit. Als Bodenfruchtbarkeitsindikatoren eignen sich besonders die Katalase-, Dehydrogenase-, Protease- und Xylanaseaktivität sowie die Nitrifikationsrate. In Verbindung mit anderen biologischen Kenngrößen werden sie als Index für die metabolische Aktivität der Bodenorganismen herangezogen.

Die Aufgabe vorliegender Untersuchungen war es, zwei unterschiedliche Waldstandorte Südtirols, mit Hilfe eines umfassenden bodenmikrobiologischen Methodenspektrums zu charakterisieren. Die dabei erzielten Ergebnisse dienen sowohl internationalen Vergleichen, als auch späteren Vergleichen über ökosystemare Veränderungen im eigenen Lande. Neben bodenmikrobiologischen Untersuchungen wurden im Rahmen dieses Projektes ("International Cooperative Programme on Assessment and Integrated Monitoring of Air Pollution Effects on Forests-IMP") auch Untersuchungen in den Bereichen der Meteorologie, der Luft-, Boden- und Gewässerqualität, der Standortserkundung sowie der Flora und Fauna durchgeführt. Mit Hilfe späterer Erhebungen erhofft man sich durch eventuelle Umweltbelastungen verursachte Veränderungen im klimatischen Bereich sowie im Nährstoff- und Energiehaushalt von Waldökosystemen aufzuzeigen.

2 MATERIAL UND METHODEN

2.1 Charakterisierung der Versuchsflächen

Die im Rahmen dieses Forschungsauftrages untersuchten Waldstandorte wurden vom Forstwirtschaftsinspektorat Bozen ausgewählt. Sie sind sehr verschieden und repräsentieren weitverbreitete und forstlich bedeutsame Waldtypen Südtirols.

2.1.1 Untersuchungsfläche Montiggl

Die Fläche Montiggl befindet sich oberhalb eines Fichtenwaldgürtels am Kleinen Montiggler-See im Bereich einer felsdurchsetzten Kuppe über Porphyry in 543 m Seehöhe. Der Bodentyp ist eine Parabraunerde. Die Pflanzengesellschaft entspricht einem Flaumeichen-Mannaeschen-Buschwald (*Quercetum pubescentis*). Im Unterwuchs dominieren Schneeheide, Schnee-Hainsimse, Habichtskraut und Salomonsiegel.

2.1.2 Untersuchungsfläche Rittner Horn

Diese Fläche befindet sich unterhalb des Rittner Horns, in der Nähe der dortigen Luftmeßstation über Porphyry in einer Seehöhe von 1720 m. Der Bodentyp ist ein einfacher Podzol. Die Pflanzengesellschaft entspricht einem subalpinen Fichtenwald (*Piceetum subalpinum*). Im Unterwuchs dominieren Preiselbeere, Heidelbeere, Habichtskraut, Wald-Wachtelweizen, Arnika und Wald-Erdbeere.

2.2 Probenahme und Probenvorbereitung

Die Probenentnahmen erfolgten zu zwei verschiedenen Terminen, im Frühjahr und im Herbst 1993. Die Versuchsfläche Montiggl wurde im Mai und Oktober, jene am Rittner Horn im Juni und September beprobt. Je Versuchsfläche wurden 10 Einzelproben mit einem Spaten entnommen. Die Entnahmestellen der Bodenproben wurden so gewählt, daß sie gleichmäßig über die Versuchsfläche verteilt waren. Die Bodenproben wurden aus dem A_h-Horizont der Böden entnommen.

Bis zur Aufarbeitung wurde das Material in offenen Plastiksäcken bei +4°C gelagert. Die Humusauflagen der Standorte waren meist stark von Wurzeln und Grobbestandteilen durchsetzt. Um Zufälligkeiten bei der Probenentnahme am Standort auszuschließen, wurden die entnommenen Proben durch ein Sieb mit 2 mm Maschenweite gestrichen. Dadurch wurden filzige Humusauflagen stark aufgelockert, zerkleinert und gut durchmischt. Bei Bedarf wurden die Böden durch Ausbreiten auf Filterpapier bei Raumtemperatur bis auf einen siebfähigen Wassergehalt getrocknet. Für die Bestimmung der Bodenatmung, Substrat-Induzierten-Atmung, des Nitrifikationsumsatzes und der verschiedenen Keimzahlen wurde die maximale Wasserkapazität bestimmt, und der Wassergehalt des Bodens durch Besprühen mit destilliertem Wasser auf 50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität eingestellt.

2.3 Bodenmikrobiologische Meßparameter

Als Grundlage für die praktische Durchführung der Analysen diente das Methodenbuch von Schinner et al. (1993). Da einzelne Methoden modifiziert wurden, werden die Versuchsdurchführungen im folgenden detailliert wiedergegeben.

2.3.1 Bodenatmung (Isermeyer 1952, mod. nach Jäggi 1976)

2.3.1.1 Prinzip

Das vom Boden abgegebene CO₂ wird während einer Inkubationszeit von 22 Stunden bei 22°C in einem geschlossenen System an Natronlauge gebunden, mit BaCl₂ gefällt und die unverbrauchte Natronlauge zurücktitriert. Daraus kann die Menge an produziertem CO₂ berechnet werden.

2.3.1.2 Ausführung der Bestimmung

15 g naturfeuchter Boden werden in ein feinmaschiges Nylonnetzchen eingewogen und in 1 l Weckgläser mit Gummiringen eingehängt, in die vorher 20 ml 0,1 M Natronlauge pipettiert worden sind. Die Gläser werden mit Deckel und einer Universalklammer verschlossen und 22 Stunden bei 22°C inkubiert. Anschließend werden die Netzchen entfernt und das absorbierte CO₂ wird durch Zusatz von 5 ml Bariumchlorid-Lösung (1 N) als Bariumcarbonat ausgefällt. Die unverbrauchte Natronlauge wird nach Zugabe von 250 µl Phenolphthalein-Lösung mit einer 0,1 M HCL titriert.

Die Bestimmung erfolgt in zweifacher Ausführung. Die Blindwerte (Ansatz ohne Boden) werden dreifach angesetzt.

2.3.2 Substrat-Induzierte-Atmung (Anderson und Domsch 1978)

2.3.2.1 Prinzip

Der methodische Ansatz erfolgt wie bei der Bodenatmung (2.3.1), nur wurde dem Boden ein Überschuß an Glucose (0,4%) zugesetzt. Die Mineralisierungsrate wird durch die Freisetzung von CO₂ bei einer Temperatur von 22°C, optimaler Feuchtigkeit und in einer Zeit von 4 Stunden ermittelt.

2.3.2.2 Ausführung der Bestimmung

30 g naturfeuchter Boden werden in ein 250 ml Becherglas eingewogen und mit 120 mg Glucose gut gemischt. Anschließend werden je 15 g in zwei feinmaschige Nylonnetzchen eingewogen. Nach einer Ruhephase von 1,45 Stunden (nach Zugabe der Glucose) werden die Proben in mit 20 ml 0,1 M Natronlauge gefüllte 1 l Weckgläser mit Gummiringen gehängt. Die Gläser werden mit Deckel und einer Universalklammer verschlossen und 4 Stunden bei 22°C inkubiert. Anschließend werden die Netzchen entfernt und das absorbierte CO₂ wird durch Zusatz von 5 ml Bariumchloridlösung (1 N) als Bariumcarbonat ausgefällt. Die unverbrauchte Natronlauge wird nach Zugabe von 250 µl Phenolphthalein-Lösung mit einer 0,1 M HCL titriert.

Die Bestimmung erfolgt in zweifacher Ausführung. Die Blindwerte (Ansatz ohne Boden) werden dreifach angesetzt.

2.3.3 Dehydrogenaseaktivität (Thalman 1968) mod.

2.3.3.1 Prinzip

Das Prinzip der Methode besteht darin, daß das Bodenmaterial mit einer Triphenyltetrazoliumchlorid-Lösung versetzt wird und 16 Stunden bei 25°C bebrütet wird. Das freigesetzte Triphenylformazan (TPF) wird mit Aceton extrahiert und photometrisch bei 546 nm gemessen.

2.3.3.2 Ausführung der Bestimmung

3 g naturfeuchtes Bodenmaterial werden in drei Reagenzgläser (2 cm Durchmesser, mind. 30 ml Volumen) eingewogen. Zu zwei Proben werden 5 ml 2,3,5-Triphenyltetrazoliumchlorid-Lösung (1,5%) zugesetzt (Vollproben). Zu einer Probe werden nur 5 ml Trispuffer (0,1 M pH 7,8) pipettiert (Leerprobe). Nach dem Mischen werden die Reagenzgläser mit Gummistopfen verschlossen und 16 Stunden bei 25°C inkubiert. Zur Extraktion des gebildeten Triphenylformazan werden die Proben mit 25 ml Aceton (p.A.) versetzt und 2 Stunden im Dunkeln stehen gelassen. Alle 30 Minuten werden sie am Circomix kräftig geschüttelt. Anschließend werden die Suspensionen in einem halbdunklen Raum filtriert.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 1, 2, 5 und 10 ml Triphenylformazan-Lösung (0,1 mg TPF ml⁻¹) in fünf Reagenzgläser pipettiert und mit Aceton (p.A.) auf 30 ml ergänzt. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 100, 200, 500 und 1000 µg TPF im Ansatz.

Die Extinktion der Filtrate sowie der Standards werden innerhalb 1 Stunde bei 546 nm photometrisch gegen den Blindwert gemessen.

2.3.4 Xylanaseaktivität (Schinner und von Mersi 1990)

2.3.4.1 Prinzip

Zur Bestimmung dieser Enzymaktivität wird das Bodenmaterial unter optimierten Bedingungen (50°C, pH: 5,5) mit Xylan als Substrat inkubiert. Aus dem Reaktionsansatz werden mit einer modifizierten Ferrizyanidmethode die abgespaltenen, reduzierenden Zucker bei 690 nm kolorimetrisch erfaßt. Dies ermöglicht die Erfassung der potentiellen Xylanaseaktivität.

2.3.4.2 Ausführung der Bestimmung

4 g naturfeuchter Boden werden in drei 100 ml Erlenmeyerkolben eingewogen. Zwei Kolben werden mit 15 ml Xylansuspension (1,2%) und 15 ml Acetatpuffer (2 M, pH 5,5) versetzt (Vollproben), zur Leerprobe werden nur 15 ml Acetatpuffer (2 M, pH 5,5) pipettiert. Die Kolben werden mit Gummistopfen verschlossen, kurz geschüttelt und 24 Stunden bei 50°C inkubiert. Nach der Inkubation wird die Leerprobe mit 15 ml Xylansuspension (1,2%) versetzt. Sämtliche Proben werden kurz geschüttelt und sofort filtriert. Je nach zu erwartender Xylanaseaktivität werden 0,5 ml Filtrat in einen 100 ml

Erlenmeyerkolben pipettiert und mit dest. Wasser auf 25, 35, 50 bzw. 100 ml aufgefüllt. Zur Analyse werden 1 ml des verdünnten Filtrates, 1 ml Reagenz A (Natriumcarbonat-Kaliumcyanid-Lösung) und 1 ml Reagenz B (Kaliumhexacyanoferrat-III-Lösung) in ein Reagenzglas pipettiert. Dieses wird mit Cap-o-Test verschlossen, gut geschüttelt und für 15 Minuten in ein kochendes Wasserbad gestellt. Anschließend werden die Proben 5 Minuten in einem Wasserbad (20°C) auf Raumtemperatur abgekühlt. Daraufhin pipettiert man zur Reaktionsmischung 5 ml Reagenz C (Eisen-III-Ammoniumsulfat-Natriumdodecylsulfat-H₂SO₄-Lösung), mischt und läßt die Proben 60 Minuten zur Entwicklung des Berliner Blaus bei Raumtemperatur stehen. Die Extinktion der Proben wird innerhalb von 30 Minuten bei 690 nm photometrisch gegen den Blindwert gemessen.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 0,1, 0,3, 0,5 und 0,8 ml Glucose-Lösung (28 mg Glucose in 1000 ml dest. Wasser) in fünf Reagenzgläser pipettiert und mit dest. Wasser auf 1 ml aufgefüllt. Diese Lösungen werden in derselben Weise angefärbt wie die Voll- und Leerproben (siehe oben). Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 2,8, 8,4, 14 und 22,4 µg Glucose im Ansatz.

2.3.5 Saure Phosphataseaktivität (Tabatabai und Bremner 1969)

2.3.5.1 Prinzip

Zur Bestimmung der sauren Phosphataseaktivität werden Bodenproben nach Zugabe einer gepufferten p-Nitrophenylphosphat-Lösung 1 Stunde bei 37°C inkubiert. Die enzymatisch freigesetzte Menge an p-Nitrophenol (p-NP) wird mit Natronlauge angefärbt und kolorimetrisch bei 400 nm bestimmt.

2.3.5.2 Ausführung der Bestimmung

1 g naturfeuchter Boden wird in drei 100 ml Erlenmeyerkolben eingewogen. Zwei Kolben werden mit 1 ml p-Nitrophenylphosphat-Dinatriumsalz-Hexahydrat-Lösung und 4 ml modifizierten Universalpuffer (pH 6,5) versetzt (Vollproben), zu den Leerproben werden nur 4 ml modifizierter Universalpuffer (pH 6,5) pipettiert. Die Kolben werden mit Gummistopfen verschlossen, kurz geschüttelt und 1 Stunde bei 37°C inkubiert. Nach der Inkubation werden zu Voll- und Leerproben 1 ml Calciumchlorid-Lösung (0,5 M) und 4 ml Natronlauge (0,5 M) pipettiert, die Leerproben werden zusätzlich mit 1 ml p-Nitrophenylphosphat-Dinatriumsalz-Hexahydrat-Lösung versetzt. Voll- und Leerproben werden mit 90 ml dest. Wasser verdünnt, kurz geschüttelt und filtriert. Je nach

zu erwartender Phosphataseaktivität werden die Farblösungen 1:2, 1:5 bzw. 1:10 mit dest. Wasser verdünnt.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 1, 2, 3, 4 und 5 ml Nitrophenol-Lösung ($20 \mu\text{g p-Nitrophenol ml}^{-1}$) in sechs Reagenzgläser pipettiert und mit dest. Wasser auf 5 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 1 ml Calciumchlorid-Lösung (0,5 M) und 4 ml Natronlauge (0,5 M) werden die Standards geschüttelt und durch doppelte Faltenfilter (Schleicher & Schüll) filtriert. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 20, 40, 60, 80 und 100 $\mu\text{g p-Nitrophenol (p-NP)}$ im Ansatz.

Die Extinktion von Voll- und Leerproben sowie der Standards wird photometrisch bei 400 nm gegen den Blindwert gemessen.

2.3.6 Arylsulfataseaktivität (Tabatabai und Bremner 1970)

2.3.6.1 Prinzip

Zur Bestimmung dieser Enzymaktivität wird das Bodenmaterial nach Zusatz einer p-Nitrophenylsulfat-Lösung 1 Stunde bei 37°C inkubiert. Das enzymatisch abgespaltene Nitrophenol wird mit Natronlauge angefärbt und bei 420 nm photometrisch bestimmt.

2.3.6.2 Ausführung der Bestimmung

1 g naturfeuchter Boden wird in drei 100 ml Erlenmeyerkolben eingewogen. Zwei Kolben werden mit 1 ml Kalium-p-Nitrophenylsulfat-Lösung und mit 4 ml Acetatpuffer (0,5 M, pH 5,8) versetzt (Vollproben), zu den Leerproben werden nur 4 ml Acetatpuffer (0,5 M, pH 5,8) pipettiert. Die Kolben werden mit Gummistopfen verschlossen, kurz geschüttelt und 1 Stunde bei 37°C inkubiert.

Nach der Inkubation werden alle Kolben mit 25 ml dest. Wasser versetzt, zur Leerprobe wird zusätzlich 1 ml Kalium-p-Nitrophenylsulfat-Lösung pipettiert. Die Suspensionen werden geschüttelt und sogleich durch Faltenfilter filtriert. 6 ml Filtrat werden mit 4 ml Natronlauge (0,5 M) versetzt.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 1, 2, 3, 4 und 5 ml Nitrophenol-Lösung ($0,1 \text{ mg p-Nitrophenol ml}^{-1}$) in sechs Reagenzgläser pipettiert und mit dest. Wasser auf 5 ml aufgefüllt. Anschließend werden 25 ml dest. Wasser zugesetzt. 6 ml der Mischung werden entnommen und in eine entsprechende Anzahl von Reagenz-

gläser pipettiert. Die Anfärbung wird mit 4 ml Natronlauge (0,5 M) durchgeführt. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 20, 40, 60, 80 und 100 μg p-Nitrophenol (p-NP) im Ansatz.

Die Intensität der entstehenden Gelbfärbung von Voll- und Leerproben, sowie der Standards kann sofort bei 420 nm gegen den Blindwert photometrisch gemessen werden.

2.3.7 Proteaseaktivität (Ladd und Butler 1972)

2.3.7.1 Prinzip

Zur Bestimmung der Proteaseaktivität werden die Bodenproben nach Zugabe von Na-Caseinat als Substrat 2 Stunden bei 50°C inkubiert. Die enzymatisch freigesetzten Aminosäuren werden mit Trichloressigsäure extrahiert und nach Färbung mit Folin-Ciocalteu'schem Reagenz bei 700 nm kolorimetrisch erfaßt.

2.3.7.2 Ausführung der Bestimmung

1 g naturfeuchter Boden wird in drei 100 ml Erlenmeyerkolben eingewogen. In jeden Kolben werden 5 ml Trispuffer (0,05 M, pH 8,1) pipettiert und zu zwei der drei Kolben zusätzlich 5 ml Caseinsuspension (2%). Die Kolben werden mit Gummistopfen verschlossen, kurz geschüttelt und 2 Stunden am Rundschüttler (150 Upm) bei 50°C inkubiert. Nach der Inkubation werden zu den Leerproben 5 ml Caseinsuspension (2%) und zu jedem Kolben 5 ml Trichloressigsäure (0,92 M) pipettiert. Anschließend werden die Proben kurz geschüttelt und filtriert.

5 ml der Filtrate werden in Reagenzgläser übertragen, die bereits 7,5 ml Alkali-reagenz (Natriumcarbonat-Kupfer-Kaliumnatriumtartrat-Lösung) enthalten. Auf Grund sehr hoher Enzymaktivität werden einige Filtrate mit Trispuffer (0,05 M, pH 8,1) 1:5 verdünnt. Anschließend setzt man 5 ml Folin-Ciocalteu-Reagenz hinzu und schüttelt.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 0,2, 0,5, 1,0, 2,0 und 3,0 ml Tyrosin-Lösung (500 μg Tyrosin ml^{-1}) in sechs Reagenzgläser pipettiert und mit Trispuffer (0,05 M, pH 8,1) auf 5 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 5 ml Caseinsuspension (2%) und 5 ml Trichloressigsäure (0,92 M) werden die Standards geschüttelt, filtriert und in gleicher Weise angefärbt wie die Bodenfiltrate. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 100, 250, 500, 1000 und 1500 μg Tyrosin im Ansatz.

Genau 1,5 Stunden nach Folinzugabe werden die Proben und die Standards bei 700 nm gegen den Blindwert der Eichung photometrisch gemessen.

2.3.8 Nitrifikationsumsatz (Beck 1976)

2.3.8.1 Prinzip

Zur Bestimmung der Nitrifikation wurde der Boden auf einen Wassergehalt von 50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität eingestellt und mit einer Ammoniumsulfat-Lösung versetzt. Als Nitrifikationsleistung wurde nur die Oxidation der Substratvorlage gewertet. Die Proben wurden 14 bzw. 21 Tage bei 25°C bebrütet. Jeweils vor und nach der Inkubation wurde der Gehalt an Nitrat in K_2SO_4 -Extrakten bestimmt. Der Gehalt an austauschbaren Ammonium wurde nur nach der Inkubation in K_2SO_4 -Extrakten bestimmt.

2.3.8.2 Ausführung der Bestimmung

10 g naturfeuchter Boden (50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität) werden in vier 100 ml Erlenmeyerkolben eingewogen und tropfenweise mit 1 ml Ammoniumsulfat-Lösung (75,7 mM) versetzt. Zwei der vier Kolben werden mit Wattestopfen verschlossen und 2 Wochen (Proben Montiggl) bzw. 3 Wochen (Proben Rittner Horn) bei 25°C inkubiert. Der Flüssigkeitsverlust der inkubierten Proben wird nach Differenzwägung jede Woche ergänzt. Die restlichen beiden Proben werden sofort ausgewertet. Zur Auswertung werden sämtliche Proben mit 100 ml Kaliumsulfat-Lösung (1%) versetzt, mit Gummistopfen verschlossen und 1 Stunde stehen gelassen. Alle 20 Minuten werden sie kräftig geschüttelt. Anschließend werden sie durch Faltenfilter filtriert.

Die Bestimmung von Nitrat erfolgt sowohl zum Zeitpunkt 0 (Proben welche nicht inkubiert werden), als auch nach der Inkubation von 2 bzw. 3 Wochen. Die Bestimmung von Ammonium erfolgt nur von den inkubierten Proben.

Je nach zu erwartender Nitratkonzentration werden 1, 10 bzw. 20 ml Filtrat in ein Reagenzglas pipettiert und mit Kaliumsulfat-Lösung (1%) auf 20 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 1 ml Schwefelsäure (10%) werden die Proben kräftig geschüttelt (Vollproben). Zur Bestimmung der Leerproben werden in ein Reagenzglas zusätzlich zwei Stück verkupferte Zinkgranalien gegeben und läßt die Proben zur Reduktion des Nitrats über Nacht stehen.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 1, 5, und 10 ml Kaliumnitrat-Lösung ($10 \mu\text{g Nitrat-N ml}^{-1}$) in vier Reagenzgläser pipettiert und mit Kaliumsulfat-Lösung (1%) auf 20 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 1 ml Schwefelsäure (10%) werden die Standards geschüttelt. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 10, 50 und $100 \mu\text{g Nitrat-N}$ im Ansatz.

Genau 15 Minuten nach Zugabe der verdünnten Schwefelsäure werden die Proben und die Standards bei 210 nm gegen den Blindwert der Eichung photometrisch gemessen.

Je nach zu erwartender Ammoniumkonzentration werden 2,5 bzw. 5 ml Filtrat in ein Reagenzglas pipettiert und mit Kaliumsulfat-Lösung (1%) auf 50 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 4 ml Phenol-Gebrauchs-Lösung (Phenol-NaOH-Lösung) und 3 ml Natriumhypochlorit-Lösung (0,9% aktives Chlor) werden die Proben kräftig geschüttelt.

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 3, 6, 12 und 18 ml Ammoniumchlorid-Gebrauchslösung ($10 \mu\text{g Ammonium-N ml}^{-1}$) in fünf Reagenzgläser pipettiert und mit Kaliumsulfat-Lösung (1%) auf 50 ml aufgefüllt. Nach Zugabe von 4 ml Phenol-Gebrauchs-Lösung (Phenol-NaOH-Lösung) und 3 ml Natriumhypochlorit-Lösung (0,9% aktives Chlor) werden die Proben kräftig geschüttelt. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 30, 60, 120 und $180 \mu\text{g Ammonium-N}$ im Ansatz.

Nach 30 Minuten werden alle Lösungen bei 623 nm gegen den Blindwert der Eichung photometrisch gemessen.

2.3.9 Keimzahlbestimmungen

Prinzip

Von einer Bodensuspension wird eine Verdünnungsreihe angelegt; 0,1 ml der geeigneten Verdünnungsstufen werden auf Nähragar in Petrischalen ausgespatelt. Aus den zu sichtbaren Kolonien herangewachsenen Mikroorganismen wird unter Berücksichtigung der Bodenverdünnung die Lebendzellzahl ermittelt.

Ausführung der Bestimmung

10 g naturfeuchter Boden (50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität) werden in einen sterilen 500 ml Erlenmeyerkolben eingewogen, mit 90 ml steriler Ringerlösung (1/4 stark) versetzt und 15 Minuten bei 200 Upm geschüttelt (Verdünnungsstufe in der Petrischale 10^{-2}). Nach Absetzen der groben Partikel (max. 20 Sekunden) werden mit einer 1000 μ l Kolbenhubpipette 1 ml des Überstandes entnommen und in ein Verdünnungsröhrchen pipettiert, welches bereits 9 ml sterile Verdünnungslösung (0,9% NaCl) enthält (Verdünnungsstufe in der Petrischale 10^{-3}). Nach kurzem, kräftigen Schütteln des wiederverschlossenen Röhrchens wird aus diesem Röhrchen mit einer 1000 μ l Kolbenhubpipette 1 ml entnommen und in ein weiteres Verdünnungsröhrchen mit 9 ml steriler Verdünnungslösung (0,9% NaCl) transferiert (Verdünnungsstufe in der Petrischale 10^{-4}). Je nach Substrat (Bodenproben Montiggl bzw. Rittner Horn) und den verschiedenen nachzuweisenden physiologischen Gruppen (Bakterien, Pilze, Proteinabbauer, Cellulosezerersetzer, Phosphormobiliserer, Nitratreduzierer) ist die Verdünnungsreihe bis zur Verdünnung 10^{-6} fortzusetzen.

Zwei Verdünnungsstufen (diese werden in Vorversuchen ermittelt; optimal sind Kolonienzahlen von 20 bis 200 pro Agarplatte) werden weiter bearbeitet. Mit einer 100 μ l Kolbenhubpipette wird aus den Verdünnungsröhrchen jedesmal 0,1 ml entnommen und auf die verschiedenen vorgetrockneten Nähr-Agarplatten (jeweils zwei) pipettiert und mit dem Drigalski-Spatel gleichmäßig verteilt. Nach der Inkubation wird aus Kolonienzahl, Verdünnungsfaktor und Probenmenge die Keimzahl pro g organischer Substanz berechnet (Cfu g⁻¹ OS).

2.3.9.1 Gesamtbakterienzahl

Für die Untersuchung der Gesamtbakterienzahl wurde ein STANDARD-I NÄRMEDIUM verwendet:

Pepton aus Fleisch	7,8 g
Pepton aus Casein	7,8 g
Hefeextrakt	3,0 g
NaCl	6,0 g
Glucose	1,0 g
Agar	17,0 g
Dest. Wasser	1000 ml
pH	7,0

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt zwischen 10^{-4} und 10^{-5} (Endverdünnung in der Petrischale). Anschließend werden die Platten umgedreht (Deckel nach unten) und stapelweise im Brutschrank bei 30°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 2 Tagen werden die Kolonien gezählt. Für die Berechnung der Gesamtbakterienzahl werden nur solche Verdünnungsstufen herangezogen, aus denen sich zwischen 20 und 200 Kolonien pro Platte bilden konnten.

2.3.9.2 Gesamtanzahl Pilze

Für die Untersuchung der Gesamtanzahl an Pilzen wurde ein MALZAGAR verwendet:

Malzextrakt	30,0 g
Pepton aus Sojamehl	3,0 g
Agar	17,0 g
Dest. Wasser	1000 ml
pH	5,6

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt für die Bodenproben aus Montiggl zwischen 10^{-4} und 10^{-5} (Endverdünnung in der Petrischale),

für jene vom Rittner Horn zwischen 10^{-3} und 10^{-4} (Endverdünnung in der Petrischale). Anschließend werden die Platten umgedreht (Deckel nach unten) und stapelweise im Brutschrank bei 30°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 2 Tagen werden die Kolonien gezählt. Für die Berechnung der Gesamtanzahl an Pilzen werden nur solche Verdünnungsstufen herangezogen, aus denen sich zwischen 20 und 200 Kolonien pro Platte bilden konnten.

2.3.9.3 Gesamtanzahl Proteinabbauer

Der Nachweis von Mikroorganismen mit proteolytischen Fähigkeiten erfolgte mit einem Selektivmedium (Nährboden b nach Moser 1963, supplementiert mit 0,5% Gelatine). Im Diffusionsbereich der proteolytischen Enzyme treten im sonst trüben Nährboden klare Aufhellungshöfe hervor.

NÄHRBODEN B NACH MOSER (1963) mod.:

Pepton aus Fleisch	4,0 g	
Hefeextrakt	0,4 g	
Gelatine	5,0 g	
Glucose	10,0 g	
Maltose	20,0 g	
KH_2PO_4	1,0 g	
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	1,0 g	
$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,5 ml	(0,4% Lsg.)
$\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	1,0 ml	(2,0% Lsg.)
$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0,5 ml	(2,0% Lsg.)
$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	5,0 ml	(0,2 M Lsg.)
Agar	15,0 g	
Dest. Wasser	993,0 ml	
Thiaminiumdichlorid H_2O	50,0 μg	
Biotin	1,0 μg	
Inosit	50,0 mg	
Streptomycin	10,0 mg	
Bacitracin	10,0 mg	

Die Glucose wird getrennt autoclaviert. Vitamine und Antibiotika werden dem autoclavierten Medium steril zugegeben.

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt für die Bodenproben aus Montiggl zwischen 10^{-5} und 10^{-6} (Endverdünnung in der Petrischale), für jene vom Rittner Horn zwischen 10^{-4} und 10^{-5} (Endverdünnung in der Petrischale). Anschließend werden die Platten umgedreht (Deckel nach unten) und stapelweise im Brutschrank bei 30°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 3 Tagen werden die Kolonien mit klaren Aufhellungshöfen gezählt. Für die Berechnung der Gesamtanzahl an Proteinabbauern werden nur solche Verdünnungsstufen herangezogen, aus denen sich zwischen 20 und 200 Kolonien pro Platte bilden konnten.

2.3.9.4 Gesamtanzahl Nitratreduzierer

Die Gesamtanzahl an Nitratreduzierern der untersuchten Bodenproben erfolgte mit einem Selektivmedium, welches nur Nitrat als N-Quelle aufwies. Jene Mikroorganismen, die sich auf solchen Medien entwickeln werden als Nitratreduzierer bezeichnet.

Selektivmedium zum Nachweis von Nitratreduzierern :

Glucose	10,0 g
KNO_3	1,0 g
K_2HPO_4	0,5 g
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,2 g
Spurenelementlsg.	20,0 ml
Agar suprapur	15,0 g
Dest. Wasser	980,0 ml

Spurenelementlösung:

$\text{Fe(II)SO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,50 g/l
$\text{Mn(II)SO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0,23 g/l
ZnCl_2	0,20 g/l
$\text{Cu(II)SO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0,05 g/l
$\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0,30 g/l

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt für die Bodenproben aus Montiggl zwischen 10^{-3} und 10^{-4} (Endverdünnung in der Petrischale), für jene vom Rittner Horn zwischen 10^{-2} und 10^{-3} (Endverdünnung in der Petrischale). Anschließend werden die Platten umgedreht (Deckel nach unten) und stapelweise im Brutschrank bei 30°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 3 Tagen werden die Kolonien gezählt. Für die Berechnung der Gesamtanzahl an Nitratreduzierern werden nur solche Verdünnungsstufen herangezogen, aus denen sich zwischen 20 und 200 Kolonien pro Platte bilden konnten.

2.3.9.5 Gesamtanzahl Celluloseabbauer

Das Prinzip der Methode besteht darin, daß man die Kolonienzahl auf einem Agarmedium ermittelt, in dem Cellulose die einzige Kohlenstoffquelle ist.

Für die Untersuchung der Gesamtanzahl an Celluloseabbauern wurde ein CELLULOSEAGAR nach Puskinskaja (1954) verwendet:

KH_2PO_4	1,0 g
$(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$	1,0 g
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0,5 g
NaCl	0,5 g
Agar suprapur	15,0 g
Dest. Wasser	1000 ml

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt für die Bodenproben aus Montiggl zwischen 10^{-4} und 10^{-5} (Endverdünnung in der Petrischale), für jene vom Rittner Horn zwischen 10^{-3} und 10^{-4} (Endverdünnung in der Petrischale). Nach dem Beimpfen legt man auf die Agaroberfläche eine sterile Filterpapierscheibe (Durchmesser 45 mm, Firma Ederol) und drückt diese mit einer sterilen Pinzette so an, daß das Papier dem Agar dicht anhaftet. Die Schalen werden bei 25°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 2 Wochen werden die auf den Filterpapierscheiben heranwachsenden Kolonien gezählt.

2.3.9.6 Gesamtanzahl Phosphor mobilisierender Mikroorganismen

Die Feststellung der Gesamtanzahl an Phosphormobilisierern der in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben erfolgte mit einem Selektivmedium, welches das phosphorhaltige Mineral Apatit enthält. Dieses kann von phosphatasebildenden Mikroorganismen abgebaut werden. Die mikrobielle Phosphorlösung wird durch Aufhellungshöfe im sonst trüben Nährboden sichtbar.

Folgendes Selektivmedium wurde zum Nachweis von Phosphormobilisierern verwendet (Illmer 1992):

Glucose	4,0 g
Saccharose	4,0 g
(NH ₄) ₂ SO ₄	0,5 g
KCl	0,5 g
MgSO ₄ 7H ₂ O	0,2 g
Fe ^(III) Cl	Spur
NaCl	0,2 g
Bodenextrakt	25,0 ml
Hydroxylapatit	0,5 g
Agar suprapur	15,0 g
Dest. Wasser	975,0 ml
pH	7,0

Zur Herstellung des Bodenextraktes werden 125 g naturfeuchter Ackerboden mit 500 ml dest. Wasser vermischt und über Nacht am Rundschüttler bei 200 Upm geschüttelt. Nach dieser Zeit wird die Bodensuspension bei 8000 Upm abzentrifugiert und anschließend über Faltenfilter abfiltriert. Die Sterilisation des Bodenextraktes erfolgt im Autoclaven bei 121°C für 20 Minuten.

Die Beimpfung der Agarplatten erfolgte wie unter 2.3.9 angegeben. Die geeignete Verdünnung für die in dieser Arbeit untersuchten Bodenproben liegt für die Bodenproben aus Montiggl zwischen 10⁻⁴ und 10⁻⁵ (Endverdünnung in der Petrischale), für jene vom Rittner Horn zwischen 10⁻³ und 10⁻⁴ (Endverdünnung in der Petrischale). Anschließend werden die Platten umgedreht (Deckel nach unten) und stapelweise im Brutschrank bei 30°C inkubiert. Nach einer Inkubationszeit von 3 Tagen werden die Kolonien mit klaren Aufhellungshöfen gezählt. Für die Berechnung der Gesamtanzahl an

Phosphormobilisierern werden nur solche Verdünnungsstufen herangezogen, aus denen sich zwischen 20 und 200 Kolonien pro Platte bilden konnten.

2.3.10 Bestimmung von Ergosterol (Zelles et al. 1987) mod.

2.3.10.1 Prinzip

Das Ergosterol der Bodenpilze wird mit KOH verseift, im Scheidetrichter mit n-Hexan extrahiert, im Rotationsverdampfer bei 40°C eingetrocknet und anschließend in Methanol aufgenommen. Der Nachweis erfolgt mittels HPLC bei 282 nm.

2.3.10.2 Ausführung der Bestimmung

2 g naturfeuchter Boden werden in einen 100 ml Erlenmeyerkolben mit Schraubverschluß eingewogen und mit 2 g KOH Plätzchen versetzt. Nach Zugabe von 20 ml Methanol (p.A.) und 5 ml Ethanol werden die Kolben verschlossen, kurz geschüttelt und 30 Minuten bei 70°C im Wasserbad unter leichtem Schütteln inkubiert. Nach dem Abkühlen werden die Proben mit 5 ml dest. Wasser versetzt und kurz geschüttelt.

Die Bodensuspension wird über einen Faltenfilter (Schleicher & Schüll) in einen 250 ml Scheidetrichter dekantiert. Der Rückstand wird zweimal mit 20 ml Methanol (p.A.) gewaschen. Diese Waschlösung wird ebenfalls in den Scheidetrichter überführt.

Nach Ausschütteln (ca. 1 Minute) mit 30 ml n-Hexan (p.A.) wird die Hexan-Phase am Rotationsverdampfer bei 40°C getrocknet. Der Rückstand wird in 2 ml Methanol (p.A.) aufgenommen und anschließend durch Membranfilter (0,2 µm) filtriert. Der Nachweis von Ergosterol erfolgt mittels HPLC.

HPLC-Analysenbedingungen

Säule: Hypersil ODS 5 µ

Detektor: UV-Detektor bei 282 nm (LKB Bromma, Typ 2141)

Laufmittel: 93% Methanol (p.A.) 30 Minuten im Ultraschallbad entgasen

Durchfluß des Laufmittels: 1,2 ml min⁻¹ (HPLC Pump, LKB Bromma, Typ 2150)

Säulendruck: ca. 110 bar

Säulentemperatur: 30°C

Laufzeit: 30 Minuten

Probenmenge: 25 µl, automatische Injektion mittels Autosampler (LKB Bromma, Typ 2157)

Zur Erstellung der Eichkurve werden 0 (Blindwert), 50, 100 und 200 μl der Eichlösung (20,4 mg Ergosterol, der Firma Fluka Art. Nr. 45480, 100 ml^{-1} Methanol p.A.) in HPLC-Vials gefüllt und mit Methanol (p.A.) auf 1000 μl aufgefüllt. Die einzelnen Eichpunkte entsprechen 0, 1, 2 und 4 μg Ergosterol ml^{-1} .

Als Maß für die pilzliche Biomasse im Boden wird die Konzentration an Ergosterol pro g organische Substanz berechnet. Die Ergosterolkonzentration wird aus der Eichkurve abgelesen. Zur Erstellung der Eichkurve werden die Peakhöhen der Eichpunkte im Chromatogramm der HPLC gegen die Ergosterolkonzentration aufgetragen.

2.4 Bodenchemische, -physikalische Meßparameter

2.4.1 Organische Substanz

Das trockene Bodenmaterial wird bei 430°C ausgeglüht, der Gehalt an organischer Substanz wird nach Differenzwägung bestimmt.

1 g trockener Boden (Trocknung bei 80°C) wird in Porzellanschalen eingewogen (Tara vorher bestimmen) und bei 430°C 3 Stunden ausgeglüht. Die Proben werden im Exsikkator über ein Trockenmittel abgekühlt und anschließend gewogen.

2.4.2 Maximale Wasserkapazität

Die maximale Wasserkapazität wurde nach Schlichting und Blume (1966) bestimmt. Für die Bestimmung der Basalatmung, der mikrobiellen Biomasse, des Nitrifikationsumsatzes und der verschiedenen Keimzahlen wurden die Böden auf 50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität eingestellt. Dies geschah durch Antrocknen auf Filterpapier bei Raumtemperatur oder Besprühen des Bodens mit destilliertem Wasser.

2.5 Auswertung der Ergebnisse, Statistische Verfahren

Bodennmikrobiologische Daten wurden, in Anlehnung an die Bodenchemie, in der Regel auf das Bodentrockengewicht bezogen. Die mikrobiologischen Umsetzungen

sind jedoch stark vom Gehalt des Bodens an organischer Substanz abhängig. Der Grund hierfür liegt darin, daß die oben genannten Parameter die Ernährungsbasis für sämtliche physiologisch (enzymatisch) aktiven heterotrophen Mikroorganismen darstellt. Deshalb wäre für mikrobiologische Untersuchungen die organische Substanz die "natürlichere" Bezugsgröße. Für ökologische Untersuchungen stellen diese Parameter eine sinnvolle Bezugsgröße dar. In der vorliegenden Arbeit wurde daher die organische Substanz als Bezugsgröße angegeben.

Die Verteilung der Meßergebnisse wurde mit den "Notsched Box-and-Whisker" Diagrammen dargestellt (Statgraphics software 1988).

3 ERGEBNISSE UND DISKUSSION

Mit dem umfangreichen Datenmaterial und der Vielzahl der untersuchten bodenbiologischen Parameter sollte gezeigt werden, daß zur Charakterisierung eines Bodens neben den Nährstoffgehalten und den physikalischen Eigenschaften auch bodenbiologische und -biochemische Parameter herangezogen werden können. Es wurde versucht die verschiedenen Bodentypen und Humusformen an Hand von mikrobiologischen Aktivitäten zu charakterisieren und zu vergleichen. Die anschauliche Darstellungsweise der "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme ermöglicht ein schnelles Erkennen von Schwerpunkten und Verschiebungen einzelner Parameter.

Wie bereits angedeutet wurden die Meßparameter auf die organische Substanz des Bodens bezogen. Damit wird ein sinnvoller Vergleich von Böden mit unterschiedlichen chemischen (organische Substanz, Gesamt-Kohlenstoff) und physikalischen Eigenschaften (Bodenstruktur, Bodendichte) möglich.

Ferner kann mit diesen Diagrammen auch auf die Variabilität bzw. Heterogenität der untersuchten Parameter hingewiesen werden. Im Gegensatz zu Acker- und Wiesenböden, weisen Waldböden schon auf kleinster Fläche einen sehr unterschiedlichen Bodenaufbau auf. Da stofflich sehr verschiedene Substrate wie Holz, Blätter, Zweige oder Wurzelexsudate anfallen, die nicht gleichmäßig verteilt werden, sind entsprechend streuende biologische Aktivitäten zu erwarten.

Mit diesen Diagrammen kann also Statistik graphisch dargestellt werden. Die Aussagekraft dieser statistischen Darstellung liegt in der Verteilung der Meßwerte zum Median.

Der Querstrich in der Mitte des Blockes stellt den Median der gemessenen Werte dar. Der Median ist dem Mittelwert der Werte gleichzusetzen, sofern diese normalverteilt sind.

Der Vertrauensbereich des Medians wird durch die Schenkel, die vom Median ausgehen dargestellt. Dieser ist ein berechnetes Intervall, in dem mit 95%iger Wahrscheinlichkeit der Median zu finden ist. Je kürzer die Schenkel, um so näher liegen die Werte am Median. Der berechnete Vertrauensbereich ist somit ein Maß für die Verteilung von Meßwerten. Kurze Schenkel und ein enger Block bedeuten demnach einheitliche Meßwerte innerhalb einer Untersuchungsfläche. Werden mehrere Blöcke miteinander verglichen, so kann an Hand des Vertrauensbereiches festgestellt werden,

inwieweit zwischen den verschiedenen Blöcken signifikante Unterschiede bestehen. Bei einer Überlappung des Vertrauensbereiches (die Blöcke liegen auf gleicher Höhe) liegen keine signifikanten Unterschiede vor. Die Mediane unterscheiden sich nicht. Überlappen sich hingegen die Vertrauensbereiche nicht (die Blöcke liegen in unterschiedlicher Höhe) so bestehen signifikante Unterschiede. Die Mediane sind voneinander verschieden.

Die Längsstriche, die von den Schenkeln ausgehen begrenzen das obere und untere Quartil und vollenden den Block. In diesem Block sind 50% der Werte integriert, die dem Median am nächsten sind. Die Form des oberen und unteren Quartils ermöglicht eine Aussage über die Verteilung der Meßwerte ober- und unterhalb des Medians. Sind beide Quartile von gleicher Größe, sind die Werte um den Median symmetrisch verteilt. Dies bedeutet, daß die untersuchte Meßgröße gleichmäßig in der Untersuchungsfläche verteilt ist. Ist die Größe bzw. die Länge der Quartile unterschiedlich, so werden asymmetrische Verhältnisse in einer Untersuchungsfläche aufgezeigt.

Die Längsstriche, die von der Ober- und Unterseite des Blockes ausgehen zeigen die Minimum- und Maximumwerte an. Die Länge dieser Striche ist ein weiteres Maß für die Verteilung von Meßwerten.

Statistisch gesicherte Ausreißer werden durch Punkte dargestellt. Diese und die Minimum- und Maximumwerte anzeigenden Längsstriche umfassen die restlichen 50% der untersuchten Meßwerte.

3.1 Bodenatmung

Die mikrobielle Bodenatmung (Bodenrespiration) wird als die Abgabe von CO_2 aus naturfeuchten Böden (50 bis 60% der maximalen Wasserkapazität) durch Bakterien, Pilze, Algen und Protozoen definiert. Die Bodenatmung resultiert aus dem Abbau von organischer Substanz (z.B. Streu von Laub- und/oder Nadelbäumen). Diese bodenbiologische Aktivität setzt sich aus zahlreichen Einzelaktivitäten zusammen, wobei die Kohlendioxidbildung die Endstufe der Kohlenstoffmineralisierung ist. Unter ungestörten Bedingungen (keine Zugabe von Nährstoffen usw.) stellt sich im Boden ein ökologisches Gleichgewicht zwischen den Organismen und deren Tätigkeit ein. Die Respiration in diesem Zustand wird als Grundatmung oder basale Atmung bezeichnet. Da diese Meßgröße von der Verfügbarkeit bodeneigener Energie- und Nährstoffquellen abhängig ist, kann auf die Mineralisierungsrate der organischen Substanz unter den gegebenen (physiko-chemischen) Bedingungen geschlossen werden. Bei einer Störung des Gleich-

gewichtetes, z.B. durch Zufuhr organischer Substanz, beobachtet man eine veränderte Bodenatmung infolge eines intensiveren Wachstums und einer verstärkten Mineralisierungstätigkeit der Mikroorganismen. Diese verstärkte Atmung äußert sich in einer Anlauf-, Beschleunigungs-, Exponential-, Verzögerungs-, Stationär- und Abnahmephase (Freytag 1977). Die CO_2 -Freisetzung eines Bodens ist daher ein Maß für die bodenbiologische Aktivität in ihrer Gesamtheit.

Die Böden in Montiggel und am Rittner Horn waren durch eine signifikant verschiedene CO_2 -Freisetzung gekennzeichnet. So war der Median beider Flächen signifikant verschieden, die Vertrauensbereiche überlappten sich nicht (Abb.1-2). Die knappe und symmetrische Darstellung der Blöcke wies auf eine gleichmäßige CO_2 -Freisetzung in den beiden Untersuchungsflächen hin (Abb.1). Dies deutete einerseits auf gleichmäßige Bodenverhältnisse hin und andererseits auf eine einheitlich verteilte Mikroflora. Bei der Herbst-Probenentnahme zeigte die CO_2 -Freisetzung der Böden aus Montiggel jedoch größere Schwankungen auf (Abb.2). Dies wurde durch eine unterschiedliche Größe der beiden Quartile, ober- und unterhalb des Medians, durch weite Vertrauensbereiche sowie durch extreme Maxima- und Minimawerte deutlich.

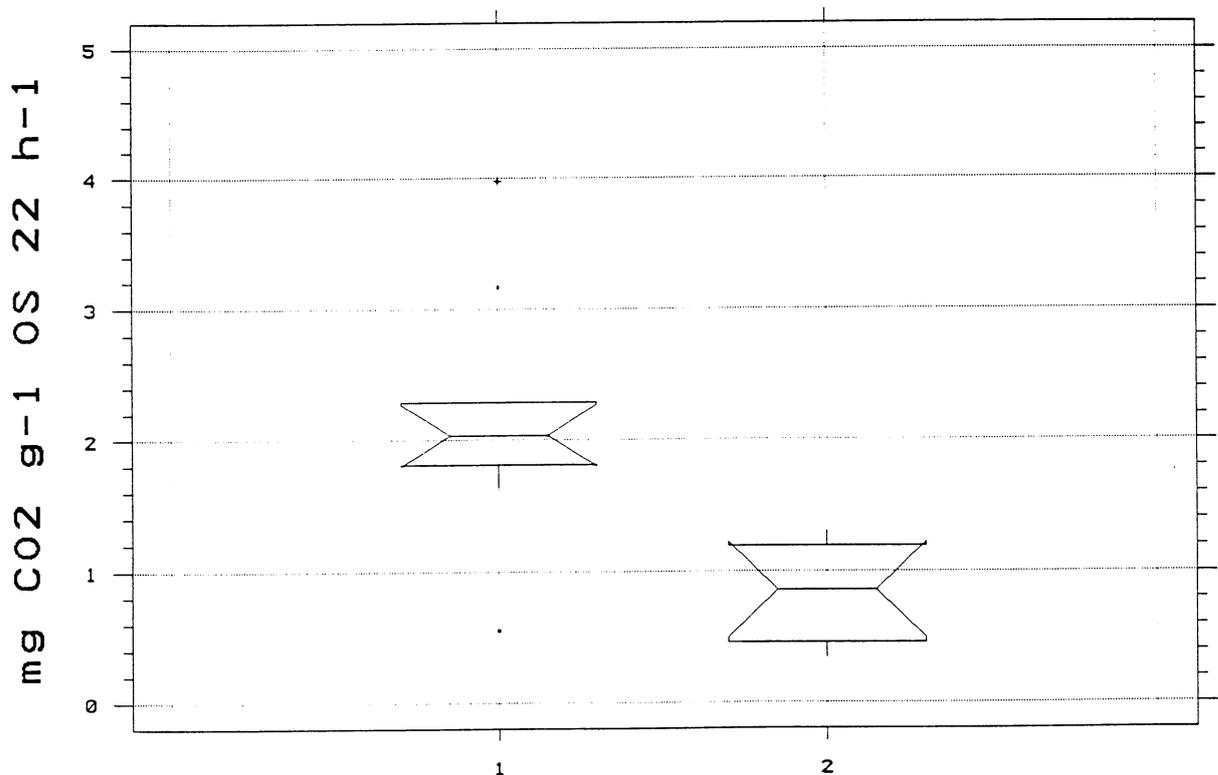


Abb.1: "Notsched Box-and-Whiskers" der Bodenatmung, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggel 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

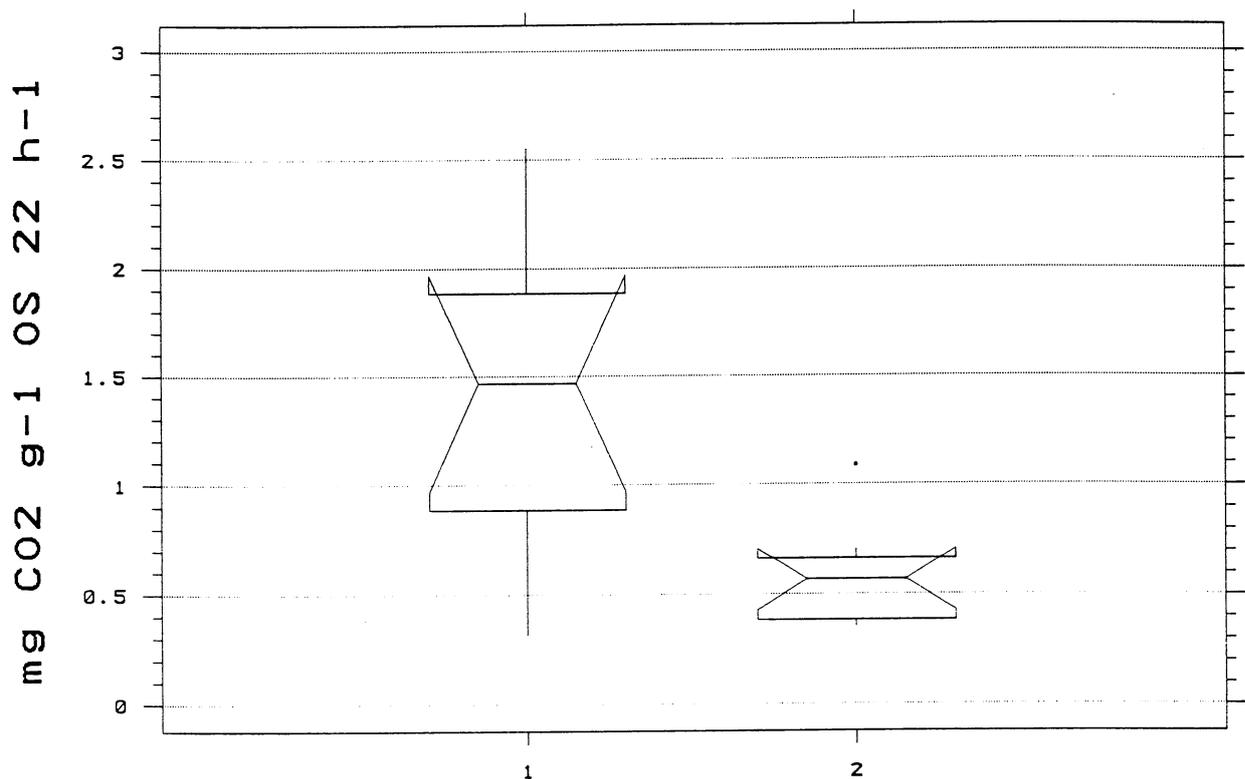


Abb.2: "Notsched Box-and-Whiskers" der Bodenatmung, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die Bodenproben beider Versuchsflächen ergaben bei der Frühjahrsaufnahme, im Vergleich zur Herbstaufnahme, deutlich höhere CO_2 -Werte (Abb.3). Dafür verantwortlich könnten optimale Temperatur- und Feuchtigkeitsverhältnisse im Frühjahr sein.

Die Bodenatmung, sowie auch alle anderen bodenbiologischen Parameter sind äußeren Einflüssen wie Temperatur, Wassergehalt, Niederschlag, Nährstoffversorgung und jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Welche Umweltfaktoren dabei die Hauptrolle spielen hängt weitgehend vom Bodentyp und der Vegetationsdecke ab (Dutzler-Franz 1977). Diese biologischen Abläufe kommen besonders in den komplex aufgebauten Waldböden zu tragen. Trockenheit und Temperaturverhältnisse zeigten nach Rastin et al. (1988) einen nachhaltigen Einfluß auf die Enzymaktivitäten eines Buchenwaldes. So ließ eine Trockenperiode die Enzymaktivitäten absinken und auch niedrige Temperaturen im Winter hatten einen negativen Einfluß. Bestätigt wurden diese Untersuchungen von Wilhelmi und Rothe (1990) an Fichtenböden; sie konnten ebenfalls einen engen Zusammenhang zwischen Temperatur und CO_2 -Freisetzung feststellen.

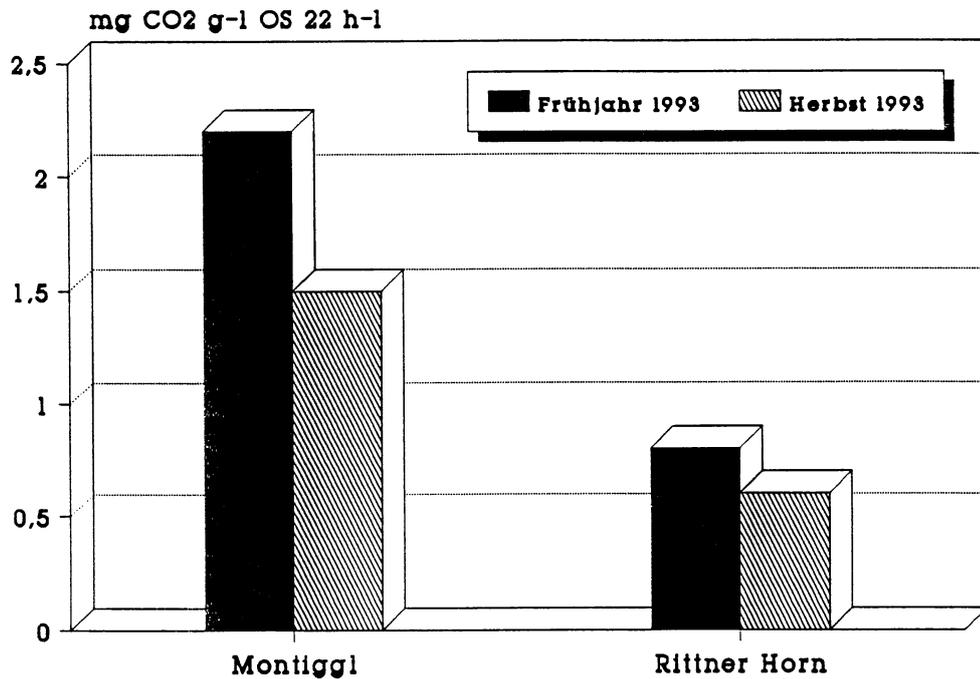


Abb.3: Bodenatmung im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.2 Substrat-Induzierte-Atmung

Mikroorganismen kommen im Boden in großer Vielfalt und hoher Dichte vor. Bakterien und Pilze stellen die Masse der Mikroorganismen, Protozoen und Algen sind meist in geringer Anzahl vorhanden. Der Anteil des Biomasse-Kohlenstoffes am organischen Kohlenstoff eines Bodens wird mit 1 bis 3% angegeben (Sparling 1985). Vergleichende Biomasseuntersuchungen wirtschaftlich genutzter Böden in Bayern zeigten, daß der Anteil der stoffwechselaktiven mikrobiellen Biomasse an der organischen Substanz des Bodens in Ackerböden 1 bis 5% und in Wiesenböden 2 bis 8% beträgt (Beck et al. 1992).

Die Leistungen der Bodenmikroflora sind für die Bodenfruchtbarkeit und das Funktionieren von Ökosystemen vielfältig und entscheidend. So sind sie an der Mineralisation von pflanzlicher, tierischer, mikrobieller und organisch-synthetischer Substanzen und damit an der Mobilisierung anorganischer Nähr- und Spurenstoffe beteiligt. Neben diesen Abbauleistungen sind Mikroorganismen auch an Syntheseleistungen beteiligt. Wie

z.B. am Aufbau mikrobieller Biomasse, an der Synthese von Huminstoffen und bodenbindenden Substanzen, sowie an der Immobilisierung von Nährstoffen.

In dieser Arbeit wurden zur Erfassung der mikrobiellen Biomasse folgende Methoden angewendet: Keimzählungen auf festen Nährmedien, Bestimmung von Ergosterol und die Substrat-Induzierte-Atmung. Unter der Substrat-Induzierten-Atmung versteht man die CO₂-Freisetzung aus Bodenmaterialien nach Zugabe einer leicht verfügbaren C-Quelle z.B. Glucose. Da nach Zugabe von Glucose zum Boden die anfängliche CO₂-Produktionsrate der dort vorhandenen aktivierbaren Mikroflora entspricht, stellt dieser Meßparameter ein Maß für die mikrobielle Biomasse dar. Wie die Basalatmung, so ist auch die Substrat-Induzierte-Atmung ein Maß für die allgemeine Aktivität der Zersetzer im Boden und damit für die Mineralisierungsrate.

In den vergangenen Jahren gewannen indirekte Biomassebestimmungsmethoden zunehmend an Bedeutung. Die Methoden erfordern einen relativ geringen Zeitaufwand und erlauben eine gute Reproduzierbarkeit. Eine genaue Differenzierung zwischen dem ruhenden und dem aktiven Anteil der mikrobiellen Biomasse im Boden ist zumeist nicht möglich. Bakterielle und pilzliche Biomasse können nicht unterschieden werden.

So wie die CO₂-Freisetzung, so waren auch die Werte der mikrobiellen Biomasse in den Böden der Untersuchungsfläche Montiggl deutlich höher als jene der Böden am Rittner Horn (Abb.4-5). Die Mediane und deren Vertrauensbereiche waren signifikant höher, sie überlappten sich nicht. Die stärkere Mineralisation der Waldstreu in Montiggl wurde auf die günstigen klimatischen Bedingungen, auf die unterschiedliche Streuqualität auf den deutlich verschiedenen Unterwuchs und die damit verbundene Durchwurzelung des Bodens sowie auf einen anderen Bodentyp zurückgeführt. Die außergewöhnlich hohen Biomassewerte der Böden aus Montiggl wiesen auf einen hohen Gehalt an metabolisch aktiven Mikroorganismen im Boden hin. Eine verstärkte Mineralisierung der organischen Substanz und damit gute Nährstoffverfügbarkeit wurde aufgezeigt.

Auffallend war die stark asymmetrische Verteilung der mikrobiellen Biomasse in Montiggl, während am Rittner Horn eine gleichmäßigere Verteilung der mikrobiellen Biomasse deutlich wurde. Daraus muß geschlossen werden, daß die Menge an ruhender oder inaktiver Organismen, die mit dieser Methode miterfaßt werden, in den Böden von Montiggl unterschiedlich verteilt waren.

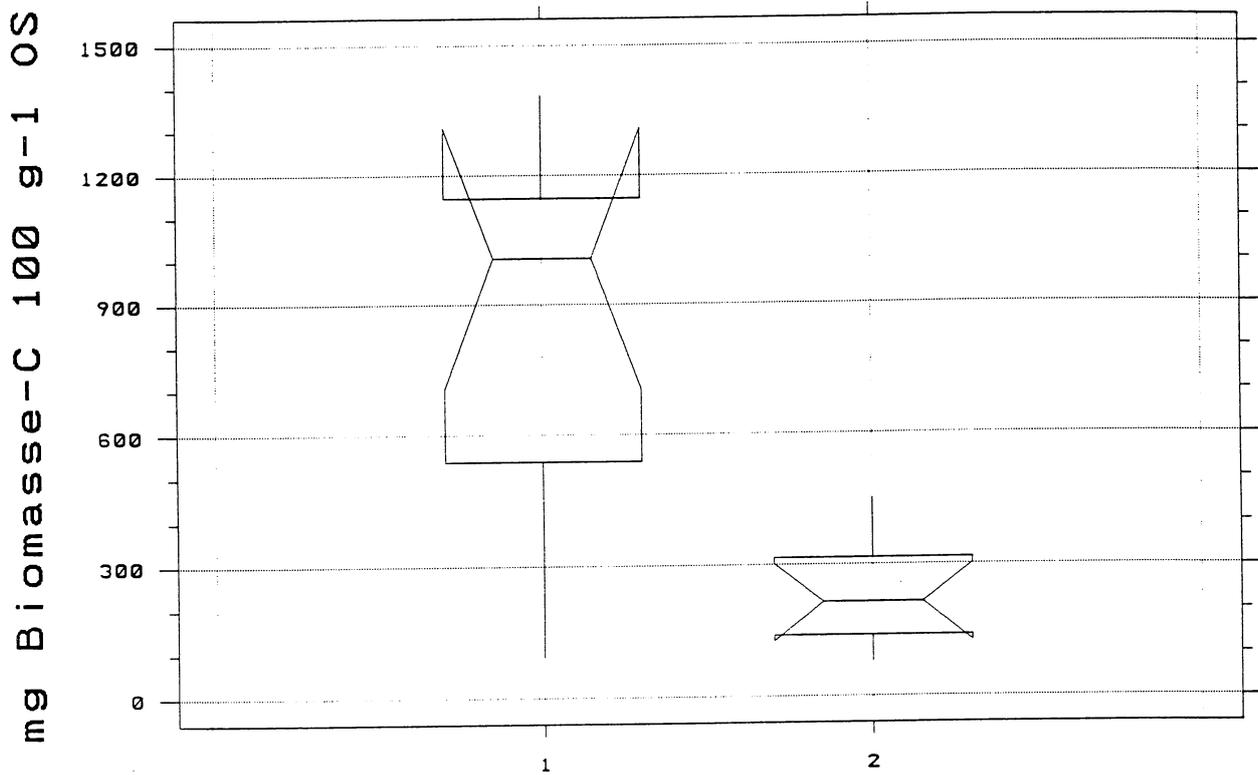


Abb.4: "Notsched Box-and-Whiskers" der Substrat-Induzierten-Atmung, Probenentnahme Frühjahr 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

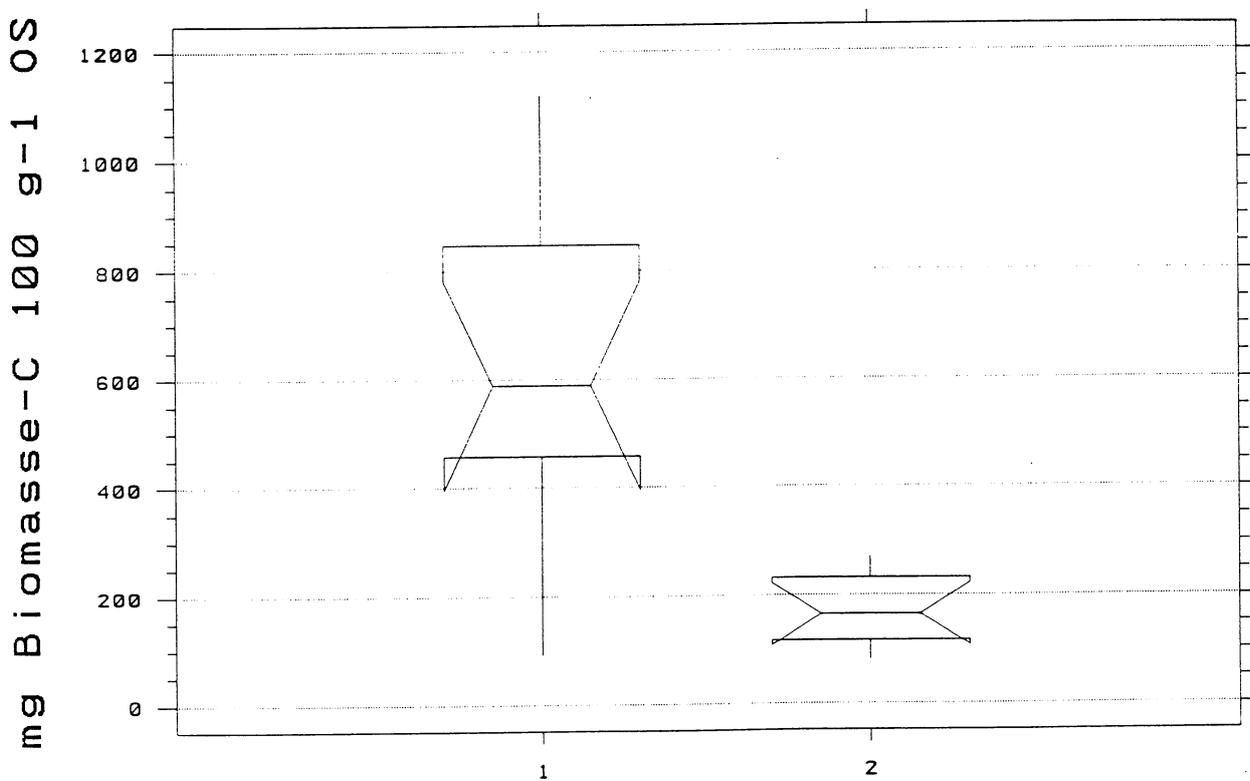


Abb.5: "Notsched Box-and-Whiskers" der Substrat-Induzierten-Atmung, Probenentnahme Herbst 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die Biomassewerte der Böden vom Rittner Horn müssen hingegen als sehr niedrig eingestuft werden. Eine geringe Verfügbarkeit von Nährstoffen (N, P, K) könnte die Ursache sein.

Möglicherweise stehen die hohen Werte der Bodenatmung und der mikrobiellen Biomasse in einem indirekten Zusammenhang mit den Individuenzahlen der großen Bodentiere (Regenwürmer, Asseln, Doppelfüßer). Die bodenzoologischen Untersuchungen von Dr. Meyer könnten darüber Aufschluß geben. Untersuchungen von Haimi und Huhta (1990) belegen, daß die mikrobielle Bodenatmung eines rohumushaltigen Waldbodens durch die Anwesenheit von Regenwürmern um 15 bis 18% gesteigert wird. Aber auch die N-Mineralisation und der pH-Wert wird durch die Regenwürmer positiv beeinflusst.

Für die höheren Mineralisierungsraten im Frühjahr könnten ein günstigeres Feuchteregime und ein gesteigertes Angebot an leicht abbaubaren Substraten, die sich im Winter durch moderaten Enzymaufschluß und Frostdesintegration angesammelt haben, verantwortlich sein (Abb.6). So wird z.B. die Bodenatmung und die mikrobielle Biomasse stark durch das Substratangebot, Feuchtigkeit und Temperatur beeinflusst (Anderson 1975; Wardle und Parkinson 1990).

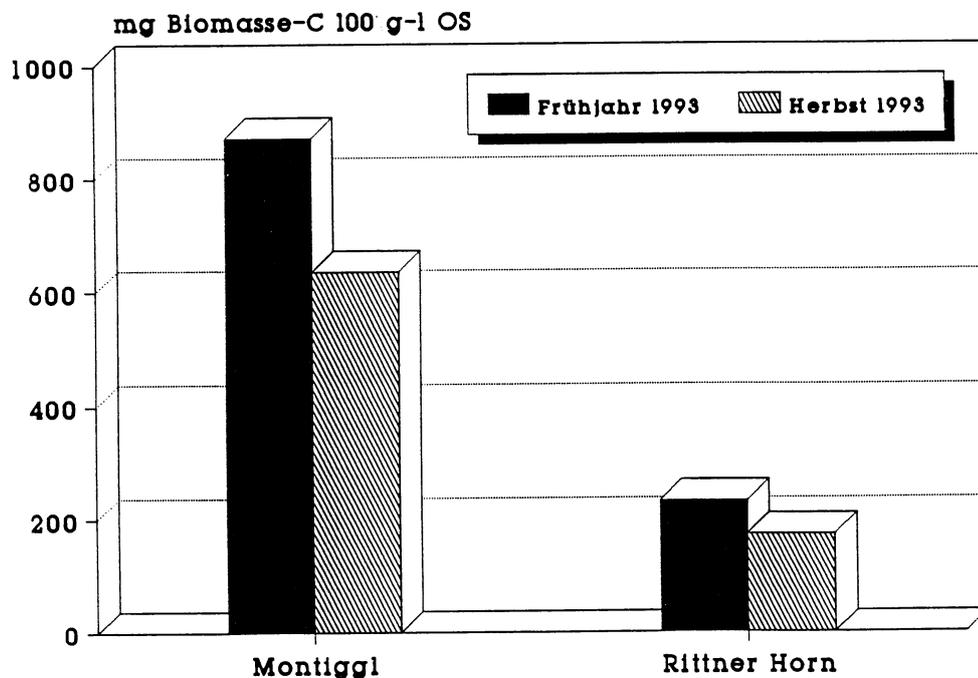


Abb.6: Substrat-Induzierte-Atmung im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggel und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.3 Dehydrogenaseaktivität

Dehydrogenasen werden zu den Oxidoreduktasen gezählt und bewirken die Oxidation organischer Verbindungen durch Abspaltung von zwei Wasserstoffatomen. Viele spezifische Dehydrogenasen übertragen den abgespaltenen Wasserstoff auf eines der beiden Co-Enzyme NAD oder NADP. Durch diese Co-Enzyme wird der Wasserstoff in die Atmungskette eingeschleust oder ist an reduktiven Vorgängen von Biosyntheseprozessen beteiligt. Die Dehydrogenaseaktivität eines Bodens resultiert daher aus der Aktivität verschiedener Dehydrogenasen, welche ein wesentlicher Bestandteil des Enzymsystems sämtlicher Mikroorganismen sind (Enzyme des Atmungsstoffwechsels, des Citratzyklus und des Stickstoffstoffwechsels). Somit dient die Dehydrogenaseaktivität als Indikator für biologische Redoxsysteme und kann als Maß für die Intensität mikrobieller Stoffumsetzungen im Boden angesehen werden. Oft zeigen sich gute Korrelationen mit der mikrobiellen Biomasse.

Die Dehydrogenaseaktivität zeigte besonders in den Böden der Untersuchungsfläche Montiggl große Inhomogenitäten auf (Abb.7-8). Lange asymmetrische Blöcke, weite Vertrauensbereiche für den Median, extreme Maximum- und Minimumwerte waren charakteristisch für die Meßwerte dieser Parabraunerdeböden. Im Herbst 1993 schwankten die Meßwerte in einem Bereich von 3 bis 2200 $\mu\text{g TPF g}^{-1} \text{OS h}^{-1}$. Dies deutete auf eine unterschiedliche Humusbeschaffenheit und damit auf unterschiedliche Nährstoffverhältnisse hin. Dies könnte in charakteristischer Weise die mikrobiellen Aktivitäten des Bodens beeinflußt haben. Die "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme spiegelten diese wechselnden Gegebenheiten sehr deutlich wider. Die Gründe für die stark schwankenden Dehydrogenasewerte könnten auch darin liegen, daß größere Mengen an Eisen(II)-Verbindungen oder Sulfiden in einzelnen Bodenproben eine Reduktion von TTC verursachten. Diese chemische (nicht mikrobielle) TTC-Reduktion kann bei der Analyse von Waldböden nicht immer gänzlich eliminiert werden.

Die Podzolböden der Fläche am Rittner Horn zeigten hingegen eine einheitlich niedrige Dehydrogenaseaktivität. In einzelnen Bodenproben lag diese an der Nachweisgrenze. Die "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme zeigten für diese Böden eine geringe Streuung der Meßwerte um den Median, obere und untere Quartile waren entsprechend klein. Die niedrigen Dehydrogenasewerte waren sicherlich die Folge der geringen pH-Werte dieser Böden (4,5 bis 5,5), denn die Dehydrogenaseaktivität ist in sauren Böden stark erniedrigt.

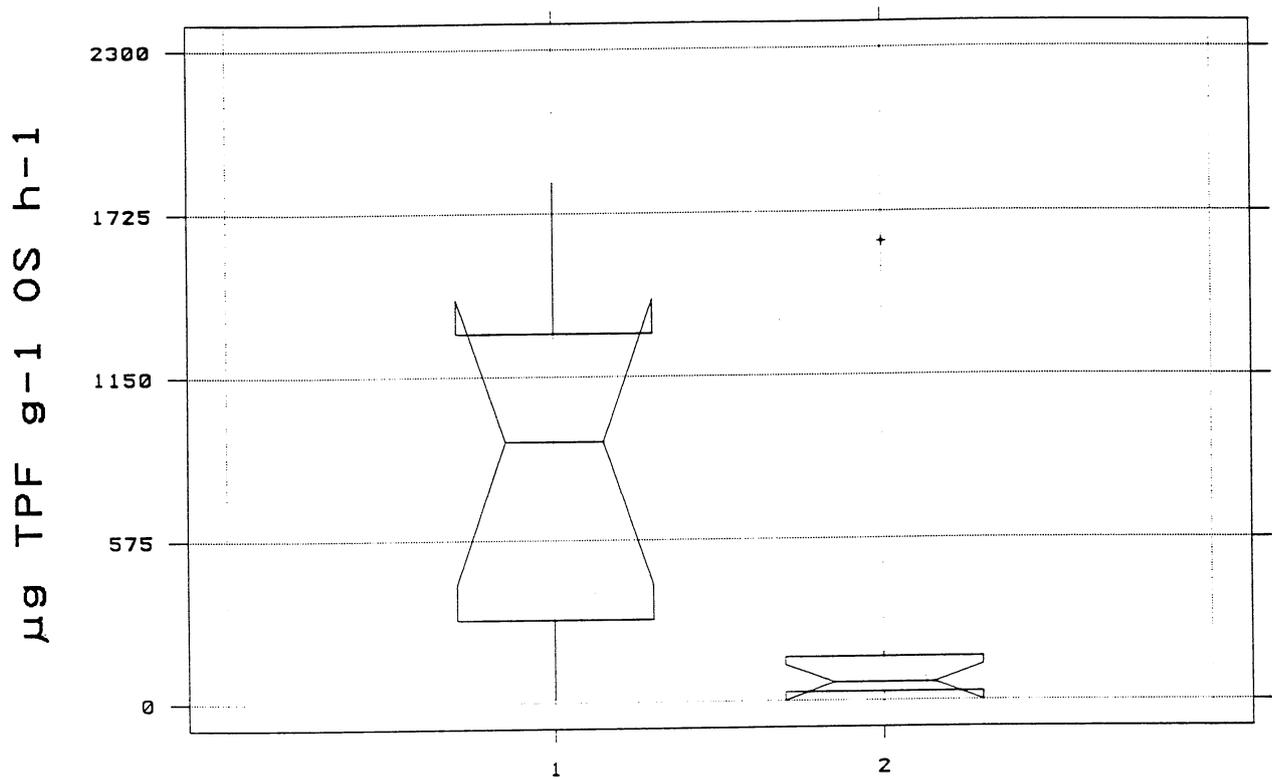


Abb.7: "Notsched Box-and-Whiskers" der Dehydrogenaseaktivität, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

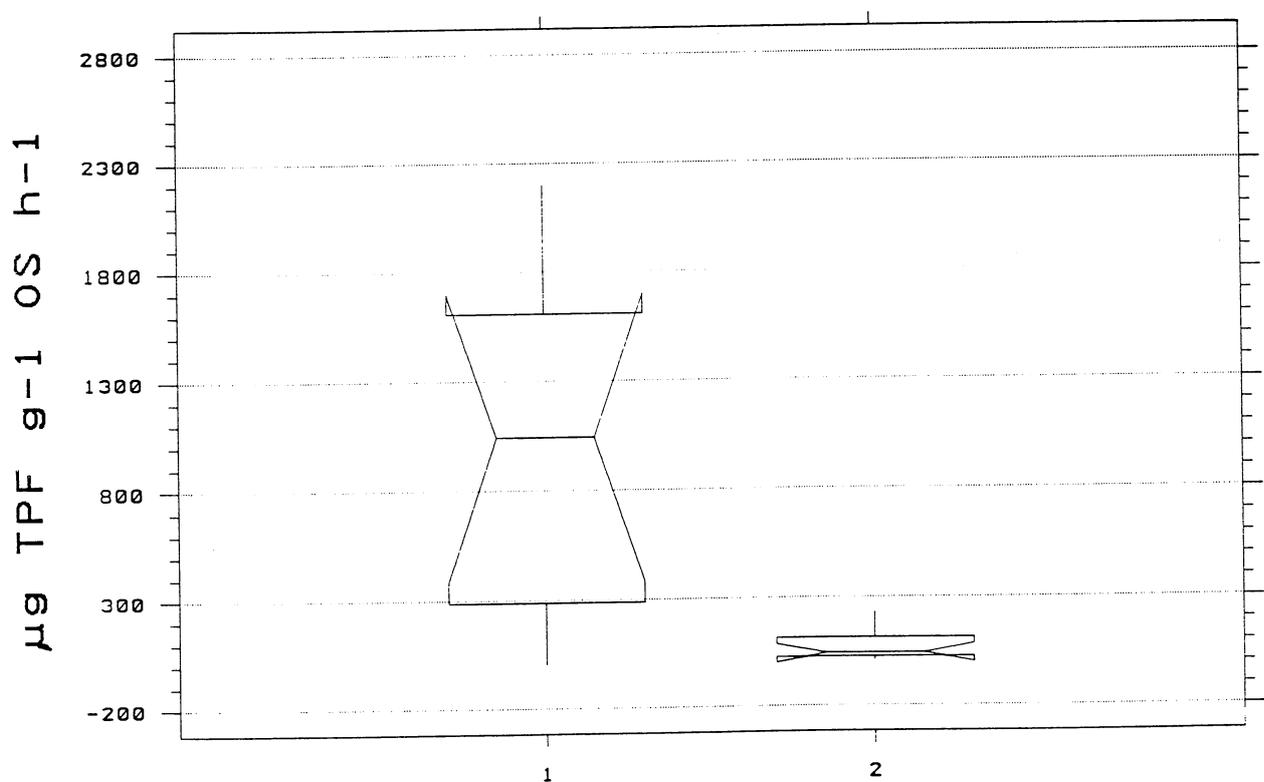


Abb.8: "Notsched Box-and-Whiskers" der Dehydrogenaseaktivität, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die Dehydrogenaseaktivität der Bodenproben aus Montiggl wies bei der zweiten Probenahme im Herbst 1993 die höchsten Werte auf (Abb.9). Damit zeigte diese bodenbiologische Aktivität einen entgegengesetzten Verlauf auf als die Bodenatmung und die mikrobielle Biomasse. Nur die Dehydrogenasewerte der Böden am Rittner Horn zeigten ein Frühjahrsoptimum.

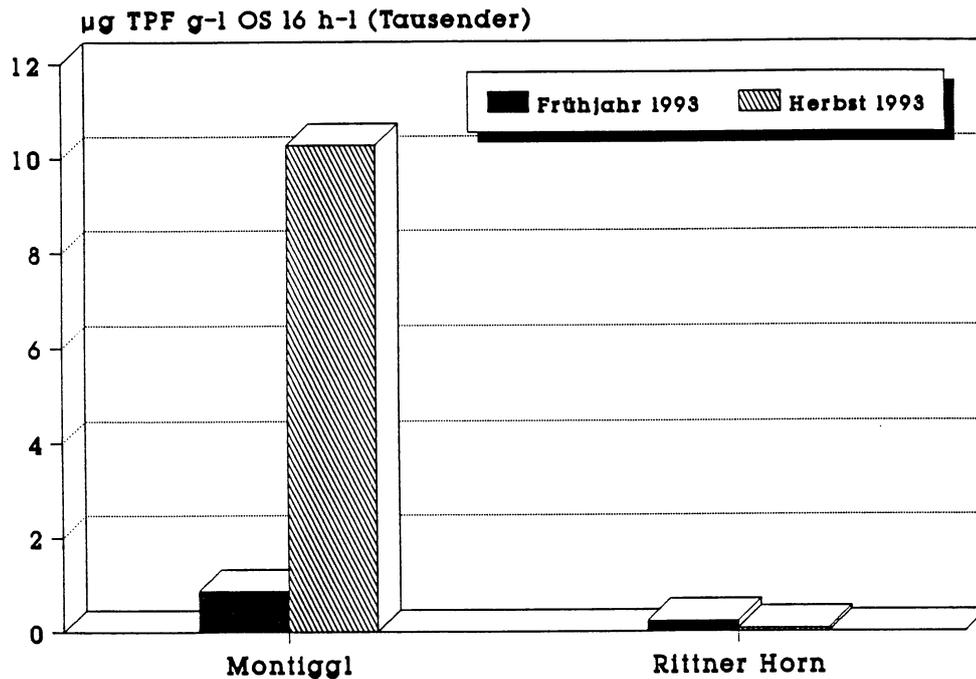


Abb.9: Dehydrogenaseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.4 Xylanaseaktivität

Ein großer Teil der Zellwandsubstanz der höheren Pflanzen besteht aus Xylan. Es ist ein Stützpolymer und Reservestoff von Pflanzen. Xylan ist das mengenmäßig zweitwichtigste Kohlenstoffpolymer der Natur. Da es in Laubholz etwa 20 bis 25% und in Koniferenholz etwa 7 bis 12% der gesamten Trockenmasse ausmacht, und es außerdem mit den Pflanzenrückständen weitgehend unzersetzt in den Boden gelangt ist Xylan eines der wichtigsten Nahrungsquellen für die Mikroflora des Bodens. Xylane sind aus verschiedenen Pentosen (Xylose, Arabinose), Hexosen (Glucose, Mannose, Galactose) und Uronsäuren aufgebaut. Xylan gehört neben Araban, Galaktan und Mannan zur Gruppe der wasserunlöslichen Hemizellulosen. Xylan ist leichter verwertbar als Cellu-

lose. An der Xylanzerersetzung sind überwiegend Pilze (*Aspergillus*, *Penicillium* u.a.) aber auch Bakterien (*Clostridium*, *Pseudomonas*) beteiligt. Außerhalb der Zelle wird Xylan durch eine Endoxylanase zu Oligosacchariden und durch eine Exoxylanase zu reduzierenden Monomeren abgebaut. Neben Xylose können weitere Produkte wie Xylobiose, Xylotriase, Xyloetraose und Xylopentaose entstehen.

Die Xylanase ist neben der Cellulase das wichtigste Enzym des primären Streuabbaus. Da der Gesamtkomplex der Cellulasen schwieriger zu erfassen ist, wird der Bestimmung der Xylanaseaktivität häufig der Vorzug gegeben. Die Bestimmung dieser Enzymaktivität erfolgt über den Nachweis der abgespaltenen reduzierenden Zucker. Die Spaltprodukte reagieren mit K-Hexacyanoferrat-III in Verbindung mit Metallsalzen zu blaugefärbten und photometrisch meßbaren Verbindungen.

Die Parabraunerdeböden der Fläche Montiggel wiesen gegenüber den Böden am Rittner Horn signifikant höhere Xylanasewerte auf (Abb.10-11). Da mit Ausnahme der Phosphataseaktivität sämtliche in dieser Arbeit untersuchten bodenbiologischen Meßparameter in den Montiggler Böden höhere Werte aufwiesen wurde eine gut ausgebildete C-, S- und N-Mineralisation und damit eine rasche Verwertung der leicht abbaubaren Streukomponente angedeutet. Dies wies auf eine ausreichende Nährstoffversorgung hin.

Diese Ergebnisse stehen in Einklang mit den Ergebnissen von Dutzler-Franz (1977). Beim Vergleich verschiedener Waldböden wurden in Böden mit Podzolierung oder Vergleyung und saurer Bodenreaktion die geringsten mikrobiellen und enzymatischen Aktivitäten nachgewiesen. In verschiedenen Waldhumusformen nahm demnach die biologische Aktivität in folgender Reihenfolge zu: Rohhumus < Moder < moderiger Mull < Rendzina Mull.

Die signifikant niedrigeren, aber dennoch gut ausgebildeten Xylanasewerte der Podzoböden vom Rittner Horn waren die Folge einer relativ hohen Anzahl an Pilzen, die in diesen Böden nachgewiesen wurden ($1,3 \cdot 10^6$ Cfu g⁻¹ OS). In Podzolen wird der mikrobielle Abbau der Streustoffe überwiegend durch Pilze betrieben, die an saures Mileu mit häufiger Austrocknung angepaßt sind (Rehfuess 1990). Unter diesem Gesichtspunkt sind die gut ausgebildeten Xylanaseaktivitäten zu bewerten. Die Hauptproduzenten dieser Enzyme sind der pilzlichen Bodenmikroflora zuzuordnen.

Die statistische Darstellung der Meßwerte zeigte mit Ausnahme der Montiggler Böden vom Herbst 1993 einheitliche Bodenverhältnisse und somit symmetrisch verteilte Aktivitäten auf (Abb.10-11). Die Verteilung der Meßwerte um den Median war gleichmäßig mit geringer Streuung, obere und untere Quartile waren entsprechend symmetrisch

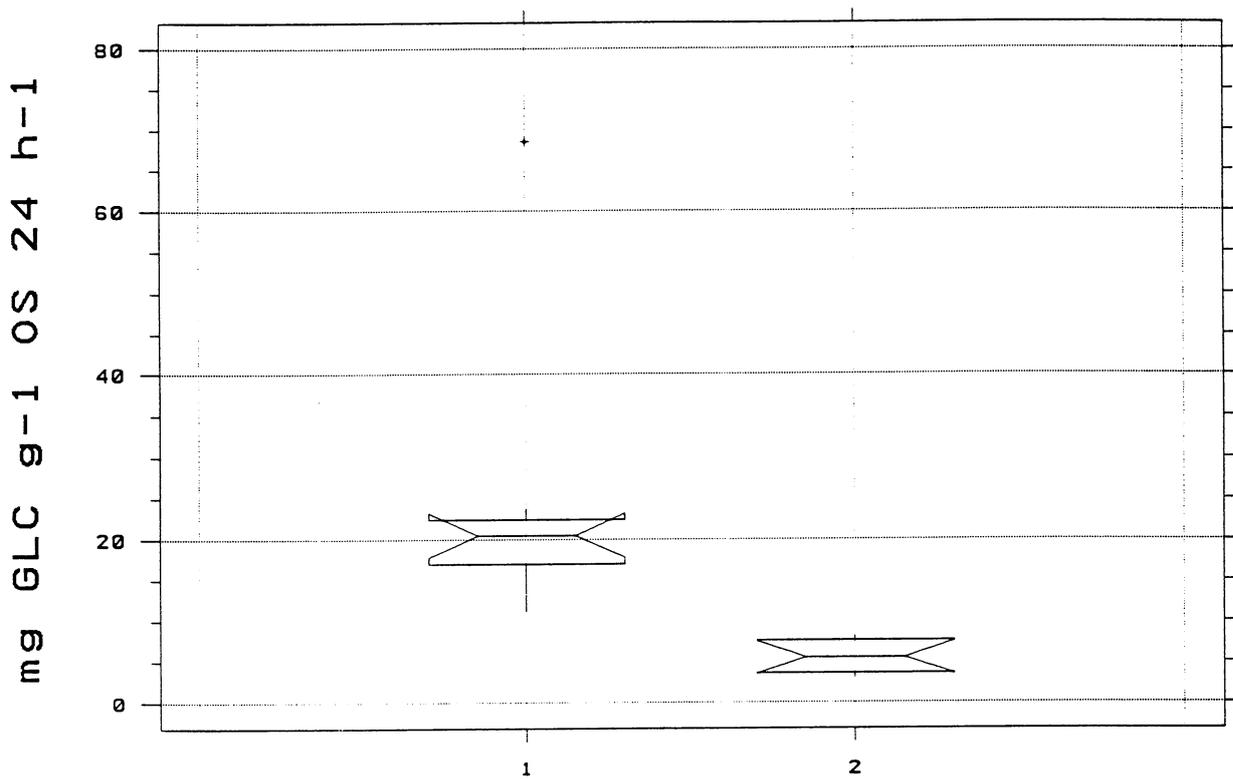


Abb.10: "Notsched Box-and-Whiskers" der Xylanaseaktivität, Probenentnahme Frühjahr 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

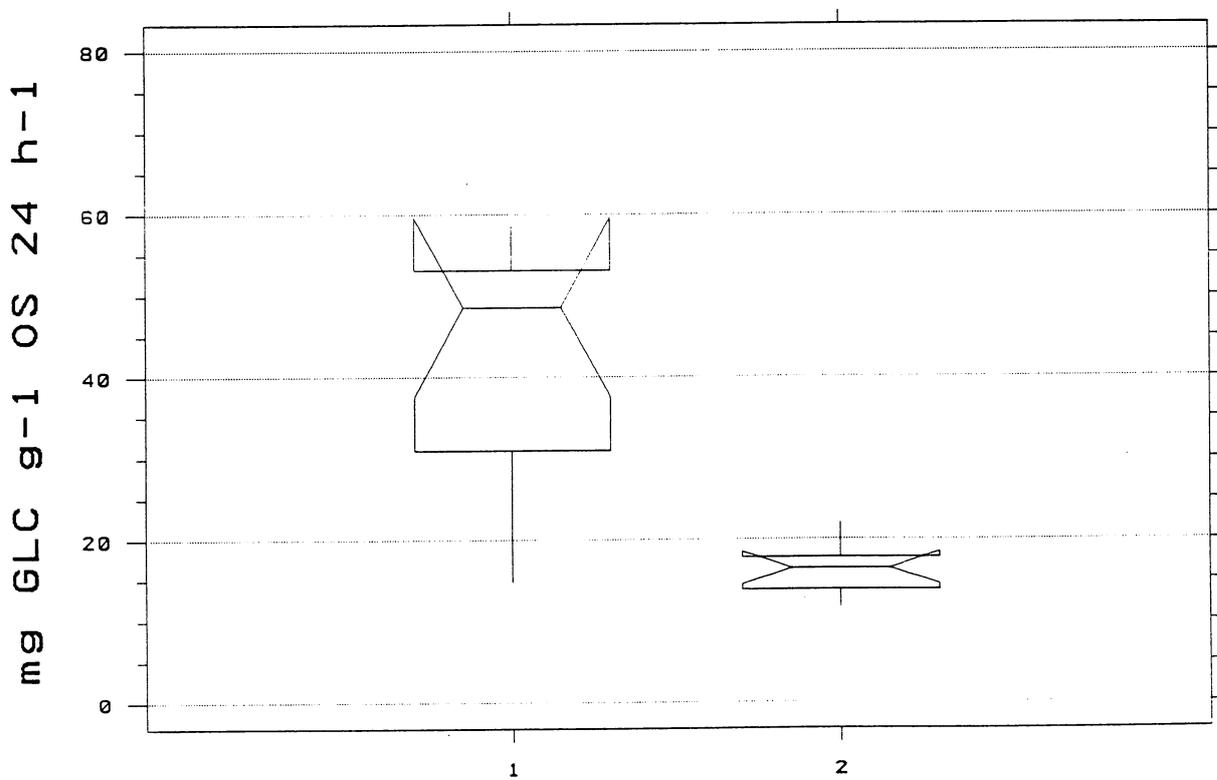


Abb.11: "Notsched Box-and-Whiskers" der Xylanaseaktivität, Probenentnahme Herbst 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

und klein. Dies wies daraufhin, daß innerhalb dieser Untersuchungsfläche für die Xylanaseaktivität ausgeglichene Nährstoffverhältnisse vorlagen.

So wie z.T. die Dehydrogenaseaktivität so zeigte auch die Xylanaseaktivität im Herbst höhere Werte als im Frühjahr. Daraus muß geschlossen werden, daß für diese Aktivitäten im Vergleich zur Bodenatmung und zur mikrobiellen Biomasse im Herbst bessere Bedingungen vorherrschten (bezüglich Feuchte und Temperatur) als im Frühjahr. Aber auch der zunehmende Streufall gegen den Herbst und die damit verbundene Substratzunahme wird für die starke Bildung dieses Enzyms verantwortlich sein.

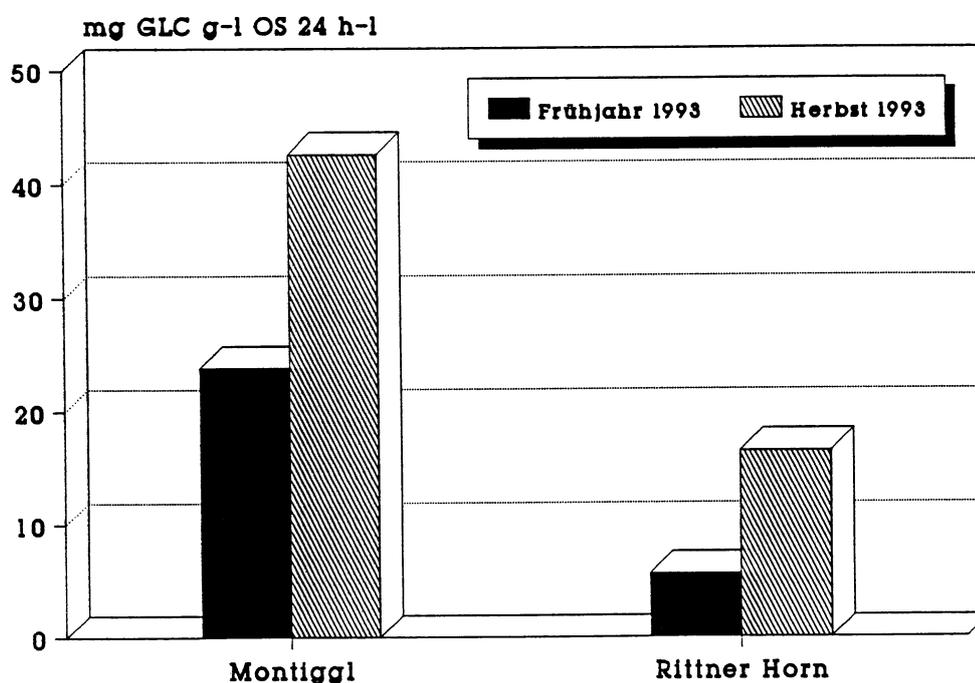


Abb.12: Xylanaseaktivität im A_h -Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.5 Saure Phosphataseaktivität

Auf die Bedeutung von Phosphatasen für die Pflanzenernährung wurde vielfach hingewiesen (Dalal 1977, Speir und Ross 1978, Dick und Tabatabai 1987). In den meisten Böden ist der organisch gebundene P-Anteil höher als der anorganische. Unter den organischen Phosphorsäureestern bildet Phytansäure bzw. Phytin einen Hauptanteil im Boden (Halstead und McKercher 1975, Speir und Ross 1978). Phosphatasen sind an

der Mineralisierung der organischen Phosphorverbindungen zu Orthophosphat im Boden beteiligt. Die Pflanzenverfügbarkeit der organischen Phosphorfraktion hängt von der Aktivität dieser Enzyme ab. Da Pflanzen nur anorganischen Phosphor aufnehmen können, und da ein großer Teil des Gesamt-Phosphors organisch gebunden ist, spielt die Mineralisation des organisch gebundenen Phosphors für die Pflanzenernährung eine große Rolle. Phosphatasen sind induzierbare Enzyme, die vor allem bei geringer Verfügbarkeit von Phosphat verstärkt gebildet werden. Pflanzenwurzeln, Pilze und Bakterien sind an der Bildung der Phosphatasen beteiligt.

Der Name "Phosphatase" bezeichnet eine Gruppe von Enzymen, die sowohl Ester als auch Anhydride der Phosphorsäure hydrolysieren. Im Boden liegen verschiedene Phosphatasen vor (Tabatabai 1982): Phosphomonoesterasen (z.B. Phytase), Phosphodiesterasen (z.B. Nucleasen), Phosphotriesterasen, Polyphosphatasen (z.B. ATPase).

Die Phosphomonoesterasen unterscheiden sich neben ihrer Substratspezifität auch in ihrem pH-Optimum. So kann im Boden zwischen einer sauren und einer alkalischen Phosphatase unterschieden werden.

Bezüglich der Phosphataseaktivität konnte zwischen beiden Untersuchungsflächen keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen werden (Abb.13-14). Dies im Gegensatz zu den übrigen untersuchten Meßparametern. Die Mediane und deren Vertrauensbereiche lagen im selben Bereich und überlappten sich. Die Phosphatasewerte beider Flächen zeigten eine asymmetrische Verteilung der Werte um den Median, wobei sich eine größere Anzahl von Werten im unteren Quartil (Abb.13) bzw. im oberen Quartil befanden (Abb.14). Die größte Streuung der Werte um den Median und somit den größten Vertrauensbereich zeigten die Phosphatasewerte der Böden vom Rittner Horn im Frühjahr 1993. Aufgrund ihrer deutlich inhomogeneren Verteilung unterscheidet sich die Phosphataseaktivität deutlich von den zuvor genannten Parametern. Damit wurde deutlich, daß für den P-Kreislauf andere Faktoren als für den C- und N-Kreislauf ausschlaggebend sein könnten

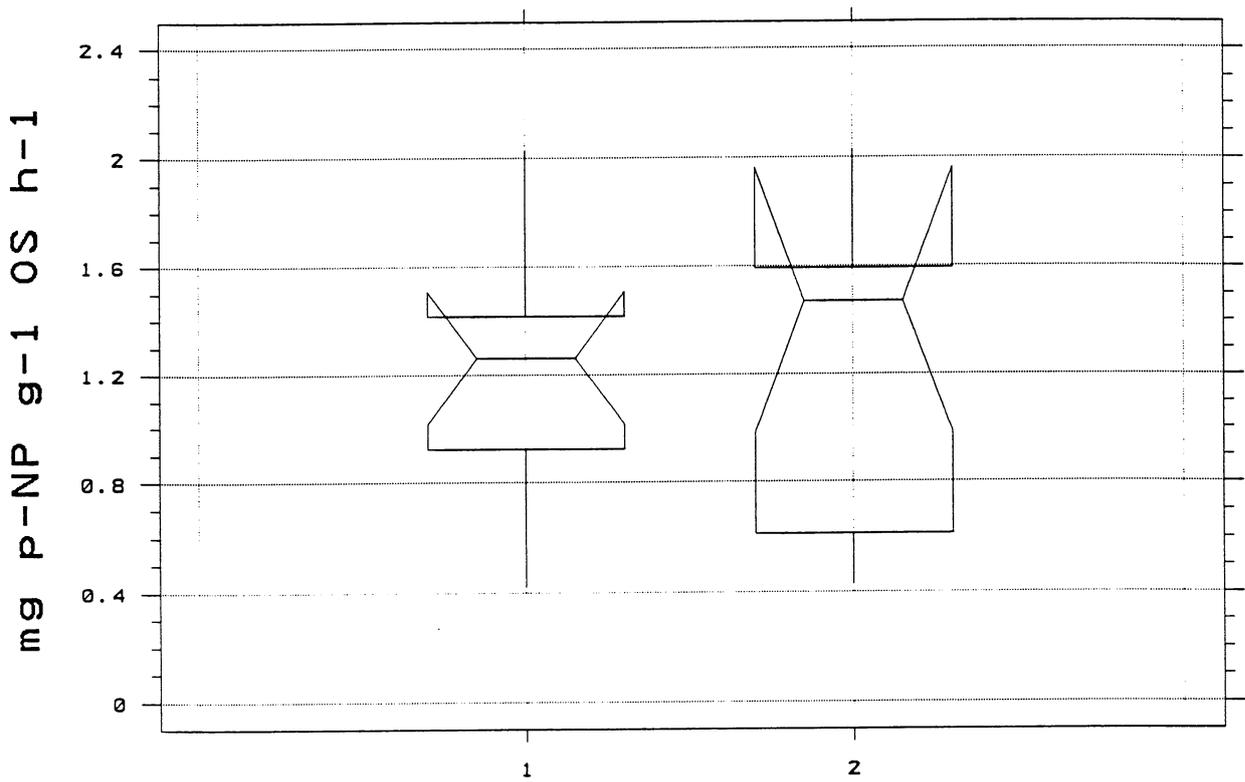


Abb.13: "Notsched Box-and-Whiskers" der Phosphataseaktivität, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

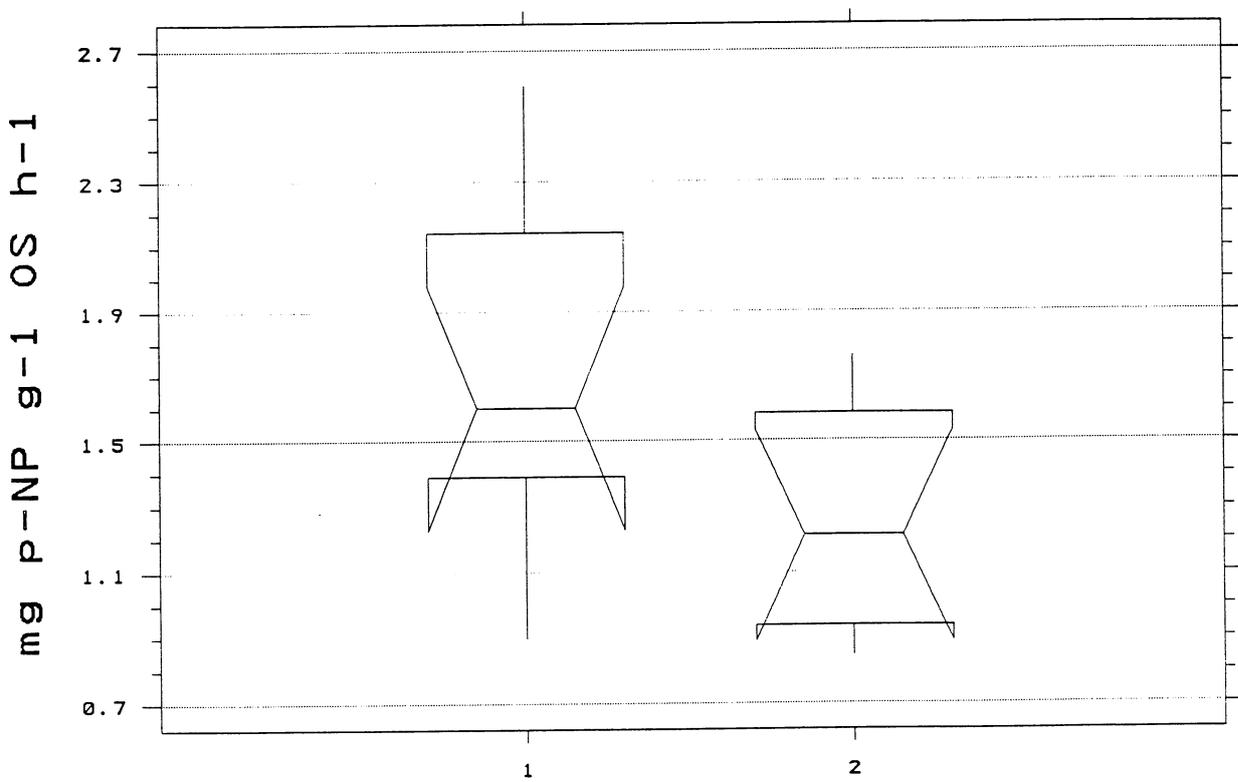


Abb.14: "Notsched Box-and-Whiskers" der Phosphataseaktivität, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die Phosphatasewerte beider Untersuchungsflächen müssen als sehr hoch eingestuft werden. Trasar-Cepeda und Gil-Sotres (1987), Haynes und Swift (1988), sowie Fox und Comerford (1992) sehen die Phosphataseaktivität in engem Zusammenhang mit dem Gehalt an verfügbaren Phosphor der Böden. Die Regulation dieses Enzyms erfolgt durch eine Endprodukthemmung, so deuten hohe Phosphataseaktivitäten auf einen Mangel an pflanzenverfügbaren Phosphor hin. Dies könnte durch die chemischen Bodenuntersuchungen bestätigt werden. Bestätigt sich dies nicht, so muß der Phosphor so gebunden sein, daß er für die Mikroorganismen nicht mehr verfügbar ist. Bei sehr sauren Böden kann das Phosphat an die Eisen- und Aluminiumionen des Mineralhorizontes gebunden werden, welche weitgehend schwermobilisierbare Verbindungen darstellen (Finck 1976, Rehfuess 1990). Weiters kann sich das Phosphat im sauren A_h -Horizont an Humin- und Fulvosäuren binden und somit für die Mikroorganismen nur schwer verfügbar sein, was ebenfalls die hohe Phosphataseaktivität erklären könnte.

Die Phosphataseaktivität der Bodenproben von Montiggli wiesen im Herbst ihr Aktivitätsoptimum auf. Die Phosphataseaktivität der Bodenproben vom Rittner Horn zeigte zwischen den beiden Aufnahmen keine großen Unterschiede.

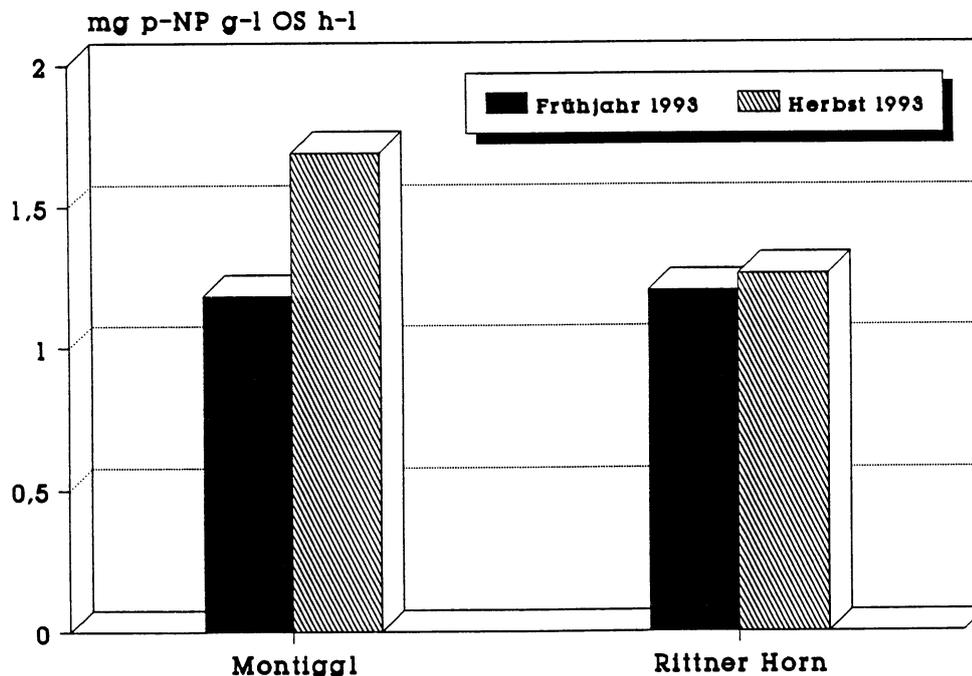


Abb.15: Phosphataseaktivität im A_h -Horizont der Bodenproben aus Montiggli und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.6 Arylsulfataseaktivität

Sulfatasen sind bei der Mineralisierung schwefelhaltiger Verbindungen im Boden von Bedeutung. Organisch gebundener Schwefel wird durch Sulfatasen zu Sulfat oxidiert, welches von den Pflanzen oder Mikroorganismen aufgenommen werden kann. Sulfatasen werden hpts. von Mikroorganismen gebildet. Sie liegen im Boden als Exoenzyme vor und weisen eine enge Beziehung zur organischen Substanz auf. In der Natur kommen verschiedene Sulfatasetypen vor. Die wichtigste ist die Arylsulfatase. Sie katalysiert die Hydrolyse eines Arylsulfatanions durch Spaltung der O-S-Bindung. Die Aufnahme von Sulfat und den Einbau in S-haltige Aminosäuren ist mit einer Reduktion des Schwefels verbunden und wird auch als assimilatorische Sulfatreduktion bezeichnet.

Die Sulfatasewerte beider Untersuchungsflächen zeigten z.T. eine asymmetrische Verteilung und somit große Streuung (Abb.16-17). Die "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme waren z.T durch weite Vertrauensbereiche, große obere und untere Quartile, durch extreme Maxima- und Minimawerte, sowie durch Ausreißer geprägt. Dies könnte auf wechselnde geologische Gegebenheiten, und den damit auf engstem Raum wechselnden chemischen Eigenschaften (pH-Wert, Gesamt-N, Gesamt-C) hinweisen. In Montiggl könnte die Ursache für die große Streuung aber auch ein inhomogenes Kleinrelief sein, welches je nach Zusammensetzung der Streu (Flaumeichen, Mannaesche, Kastanie, Fichte) entstanden ist.

Konnten im Frühjahr zwischen beiden Untersuchungsflächen signifikante Unterschiede nachgewiesen werden, so waren diese im Herbst nicht mehr nachweisbar. Die Vertrauensbereiche der Mediane überlappten sich.

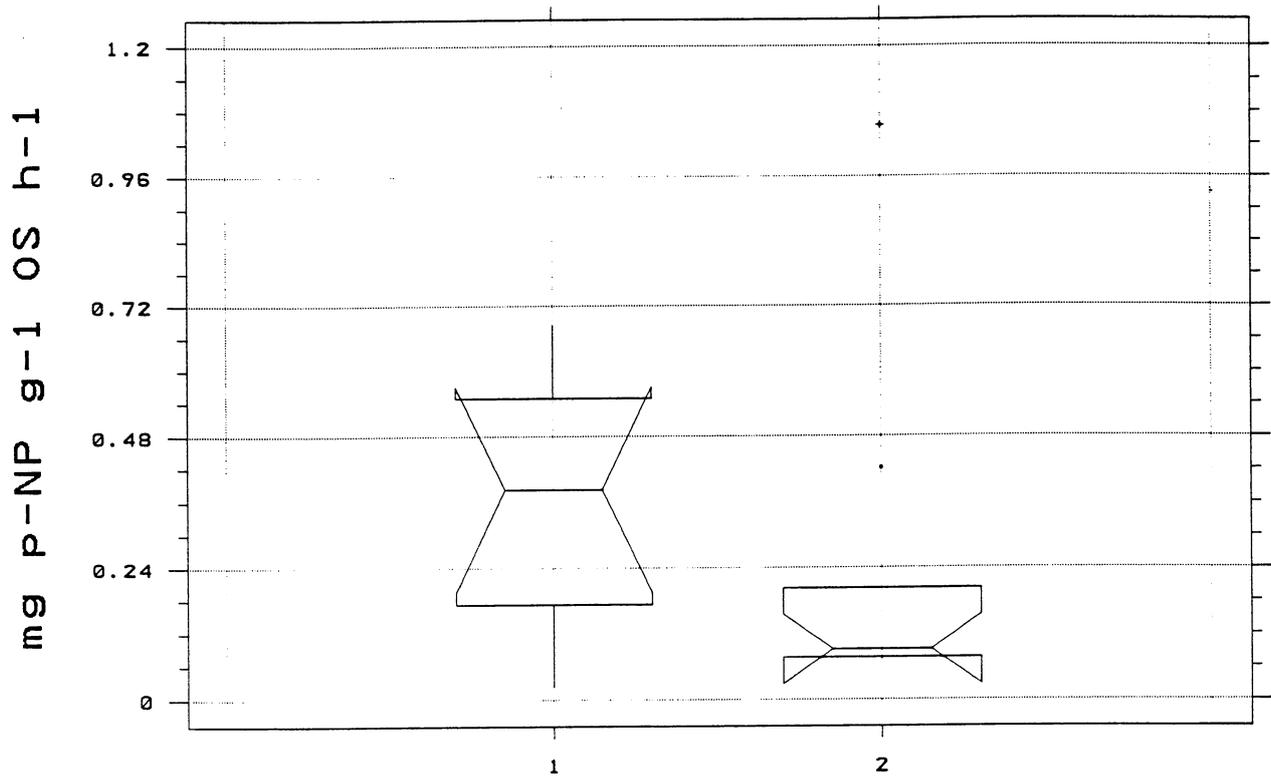


Abb.16: "Notsched Box-and-Whiskers" der Arylsulfataseaktivität, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

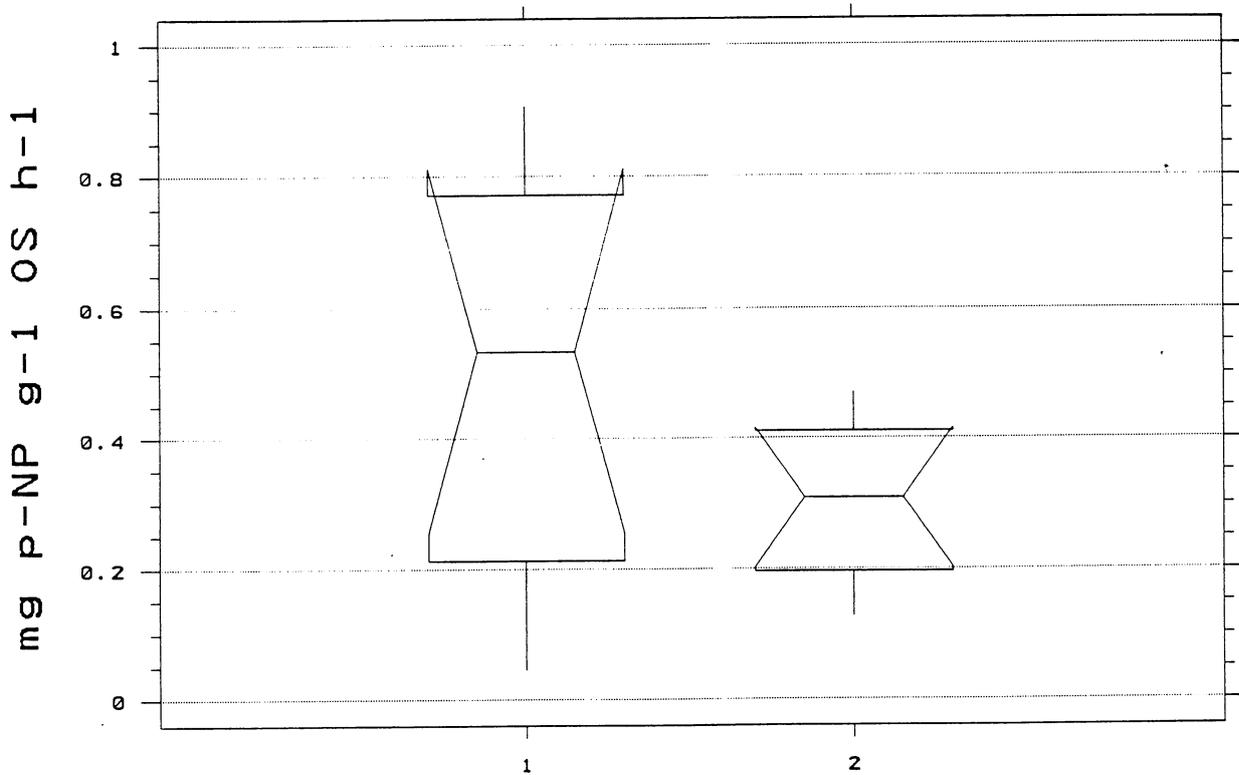


Abb.17: "Notsched Box-and-Whiskers" der Arylsulfataseaktivität, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Auch konnten im Herbst deutlich höhere Aktivitäten als im Frühjahr nachgewiesen werden (Abb.18).

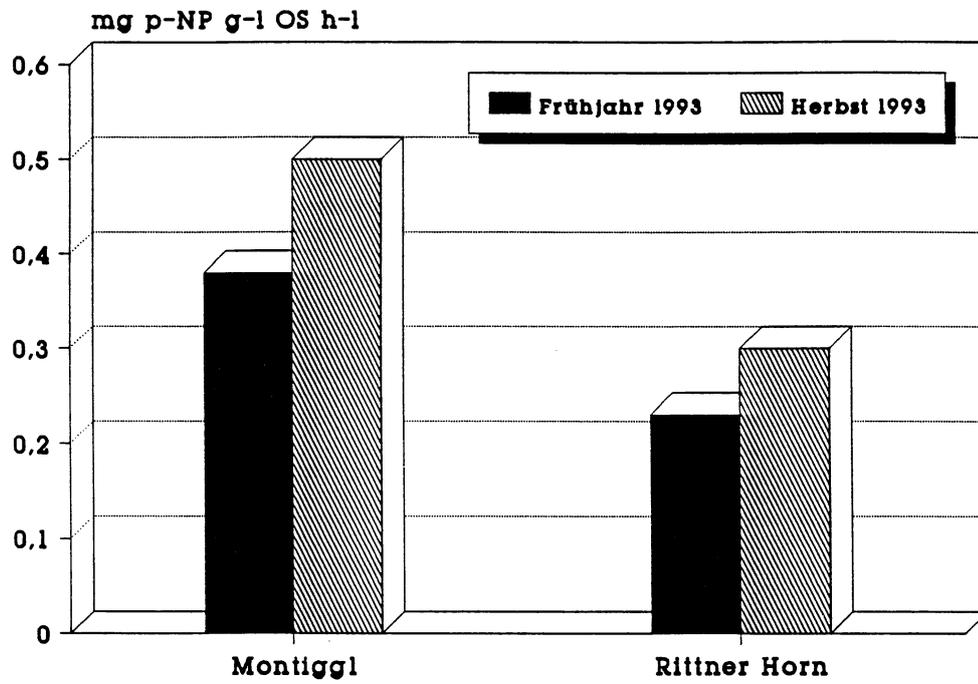


Abb.18: Arylsulfataseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.7 Proteaseaktivität

Proteine stellen im Boden eine leicht mobilisierbare Stickstoffquelle dar. Proteine sind stickstoffhaltige Makromoleküle, die als Strukturbausteine von Tieren, Pflanzen und Mikroorganismen fungieren. Da der organisch gebundene Stickstoff im Boden zu einem Drittel in Form von Proteinen vorliegt und diese von Proteasen zu Polypeptiden, Oligopeptiden und Aminosäuren hydrolysiert werden, nehmen diese Enzyme im Stickstoffkreislauf eine Schlüsselrolle ein. Die so gebildeten Aminosäuren können einerseits der Zelle als Proteinsynthese dienen, oder sie werden aufgenommen und mineralisiert. Der Abbau von Aminosäuren wird durch Abspaltung von NH₄⁺ (Desaminierung) und CO₂ (Decarboxilierung) eingeleitet. Als Endprodukt wird Ammonium gebildet.

Proteasen werden im Boden vor allem von Bakterien und Pilzen gebildet. Die von Mikroorganismen ausgeschiedenen Proteasen können durch Adsorption an Huminstoffe und an Tonminerale stabilisiert werden (Loll und Bollag 1983). Durch Bindung der Proteasen an verschiedene Kohlenhydrate ist ein zusätzlicher Schutz möglich (Sarkar et al. 1980). Charakteristisch für Proteasen ist weiters ihre hohe Beständigkeit gegenüber dem Angriff von zugesetzten proteolytischen Enzymen (Ladd 1972, Mayaudon et al. 1975). Proteasen sind im Unterschied zu anderen Enzymen (wie z.B. der Urease) jedoch gegenüber Austrocknung sehr empfindlich (Speir und Ross 1981).

Die Proteaseaktivität beider Untersuchungsflächen zeigte große Unterschiede auf. In den Parabraunerdeböden von Montiggl wurden bei beiden Aufnahmen signifikant höhere Werte ermittelt als in den Podzölböden vom Rittner Horn (Abb.19-20). Die Meßwerte der Böden aus Montiggl waren aber durch eine extreme Streuung um den Median charakterisiert. Die Meßwerte der Böden vom Rittner Horn waren hingegen enger und damit symmetrischer um den Median verteilt.

Wie bereits angedeutet wird die stärkere Mineralisation der Waldstreu in Montiggl auf die günstigen klimatischen Bedingungen, auf den deutlich verschiedenen Unterwuchs und die damit verbundene Durchwurzelung des Bodens sowie auf einen anderen Bodentyp zurückgeführt. So zeigten Untersuchungen von Franz (1973) und Dutzler-Franz (1977) deutliche Abhängigkeiten einiger Enzymaktivitäten im Boden (z.B. Protease) von der Vegetationsdecke.

So wie die Bodenatmung, die mikrobielle Biomasse und z.T. die Dehydrogenaseaktivität so zeigte auch die Proteaseaktivität im Herbst gegenüber dem Frühjahr geringere Werte auf (Abb.21). Die hohen Frühjahrswerte dürften auf ein besseres Feuchterigeme und auf ein höheres Angebot von Proteinen durch Absterben eines Teiles der Bodentiere durch den Winter hinweisen.

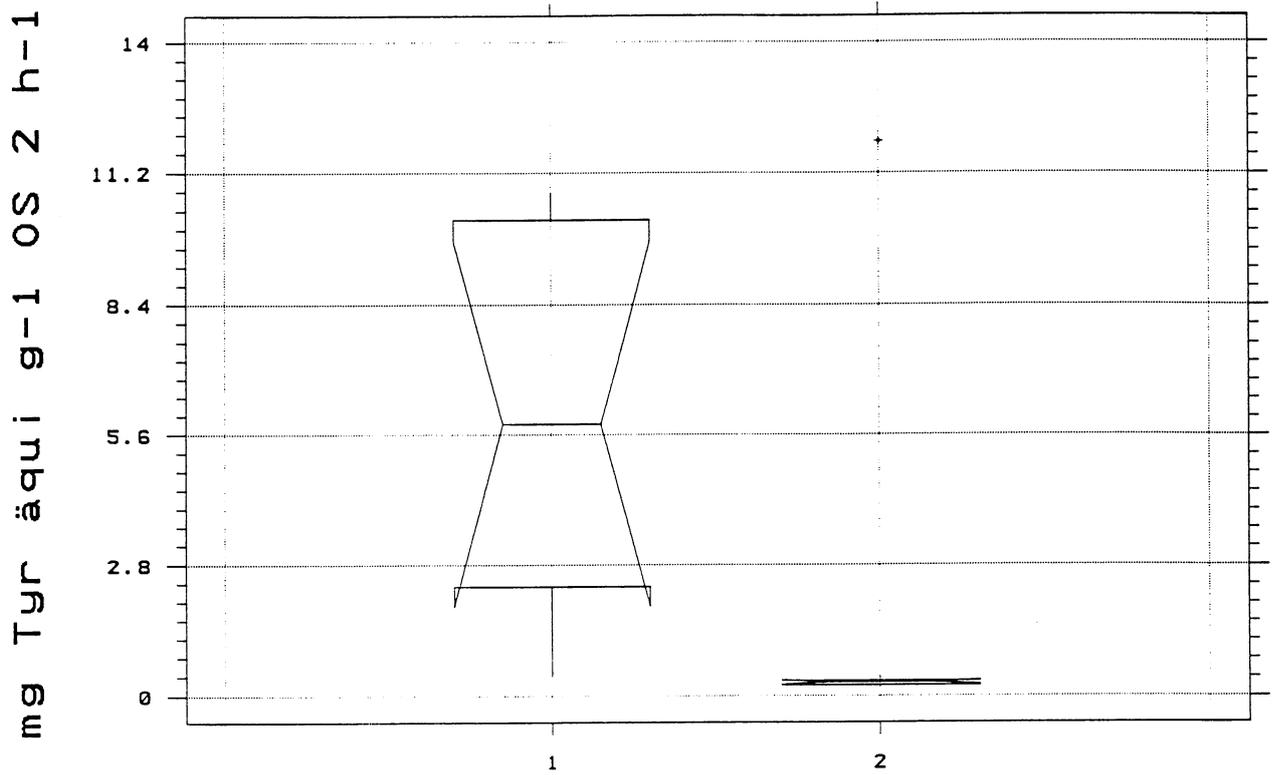


Abb.19: "Notsched Box-and-Whiskers" der Proteaseaktivität, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

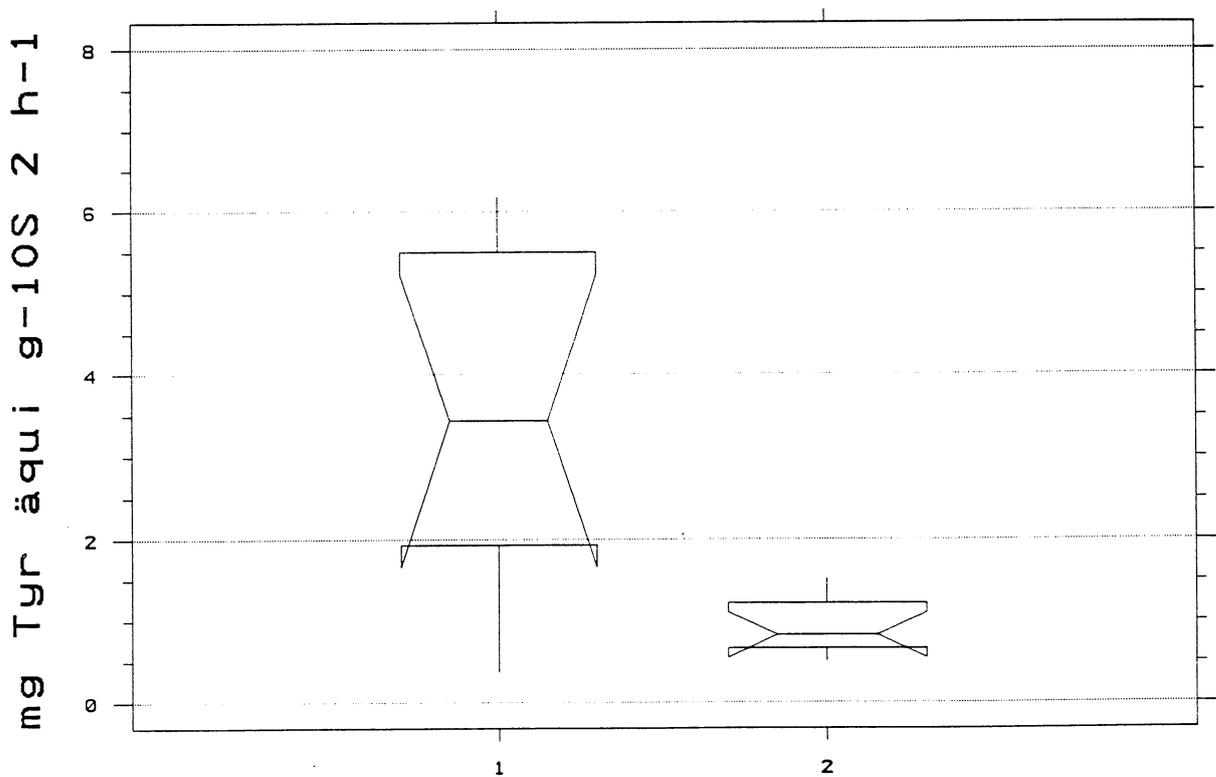


Abb.20: "Notsched Box-and-Whiskers" der Proteaseaktivität, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

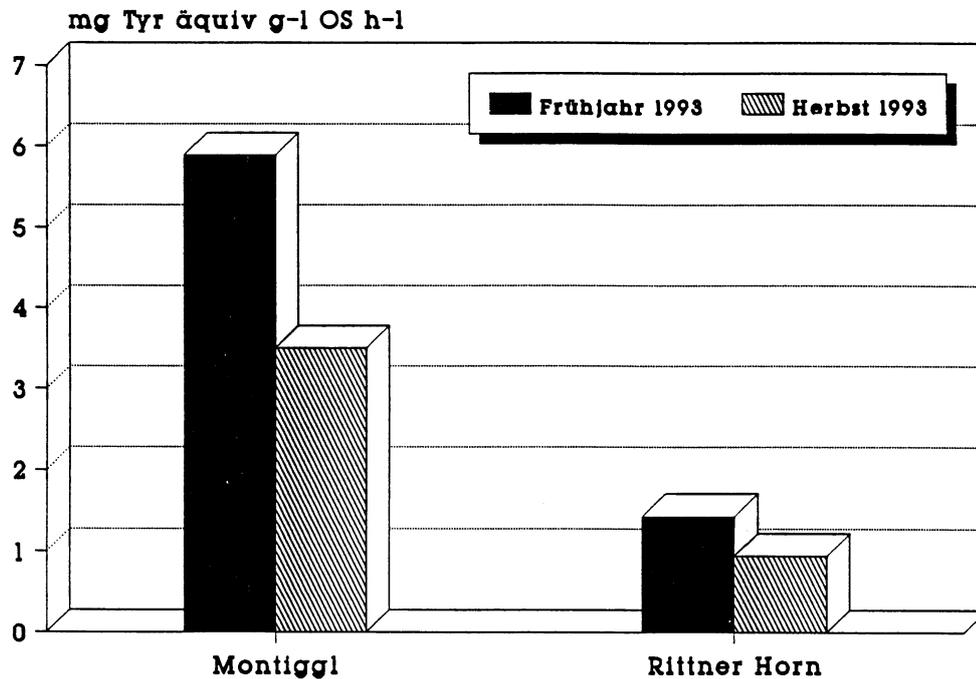


Abb.21: Proteaseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.8 Nitrifikationsumsatz

Die Messung des Nitrifikationsumsatzes, der Oxidation von Ammonium über Nitrit zum Nitrat, gibt Auskunft über die N-Mineralisation und die N-Verfügbarkeit in Böden. Kenntnisse über diese Verhältnisse in Waldökosystemen sind sowohl für den Stickstoffkreislauf als auch in Hinblick auf eine mögliche Gewässereutrophierung nach Forstdüngung wünschenswert.

In Böden ist die Messung des Nitrifikationsumsatzes nur als Netto-Größe möglich, das heißt es wird die Veränderung des Gehaltes an verfügbaren Nitrat bzw. Ammonium über die Zeit bestimmt.

Die Meßwerte des Nitrifikationsumsatzes lagen in den Böden von Montiggl an der Nachweisgrenze, in den Böden vom Rittner Horn sogar darunter (Abb.22-23).

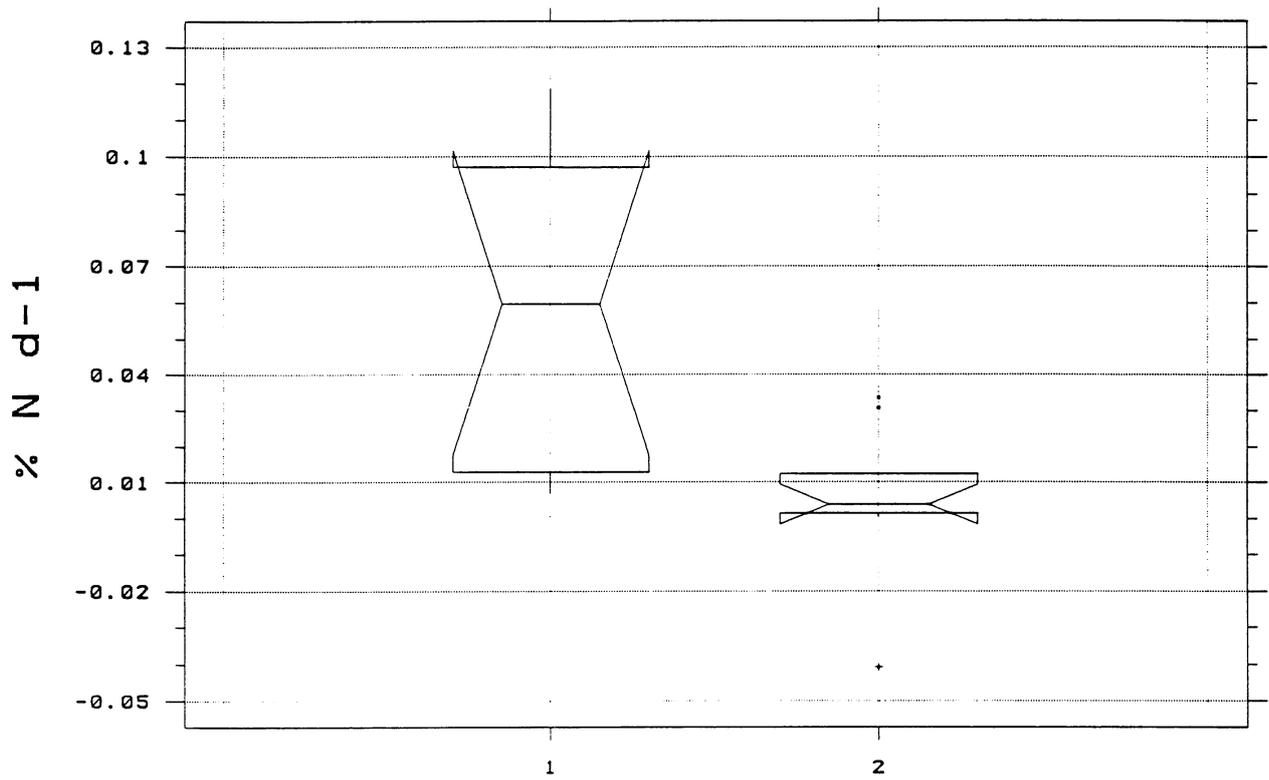


Abb.22: "Notsched Box-and-Whiskers" des Nitrifikationsumsatzes, Probenentnahme Frühjahr 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

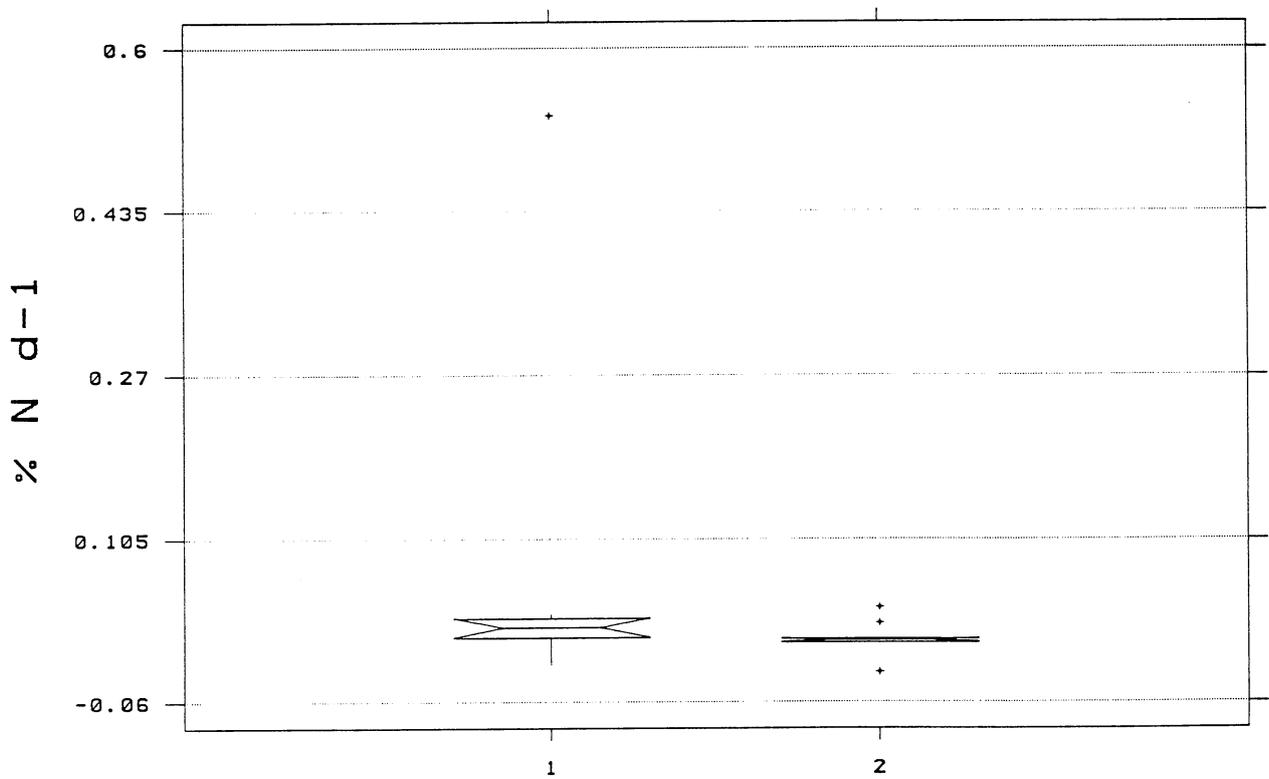


Abb.23: "Notsched Box-and-Whiskers" des Nitrifikationsumsatzes, Probenentnahme Herbst 1993
 1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die extrem niedrige Nitrifikationsleistung dieser Böden kann in erster Linie auf die zu niedrigen pH-Werte (4,5 bis 5,5) zurückgeführt werden. Die Leistungsfähigkeit der autotrophen Nitrifizierer wird stark durch das Boden-pH beeinflusst (Alexander 1961, Francis 1982, Brown 1985). Bei pH-Werten unter 5 ist der Nitrifikationsumsatz vernachlässigbar gering. Aber auch andere Faktoren wie die Streuqualität, Temperatur, Bodenfeuchte sowie die Verfügbarkeit von Ammonium oder Phosphor können für eine nicht vorhandene Nitrifikation verantwortlich sein (White und Gosz 1987).

In diesem Zusammenhang wird auf die Arbeit von Rangeley und Knowles (1988) verwiesen, welche in ungedüngten sauren Torfböden (pH:3,5; C/N-Verhältnis:29) keine Nitrifikation nachweisen konnten. Dies wurde hauptsächlich auf die Säureempfindlichkeit der Ammonium-Oxidierer (*Nitrosomonas*) zurückgeführt, da wohl Nitrit-Oxidierer (*Nitrobacter*), nicht aber Ammonium-Oxidierer nachgewiesen wurden.

Die Werte des Nitrifikationsumsatzes lassen zwischen den beiden Aufnahmen keine Unterschiede erkennen (Abb.24). Der Nitrifikationsumsatz scheint von klimatischen Verhältnissen kaum beeinflusst zu werden.

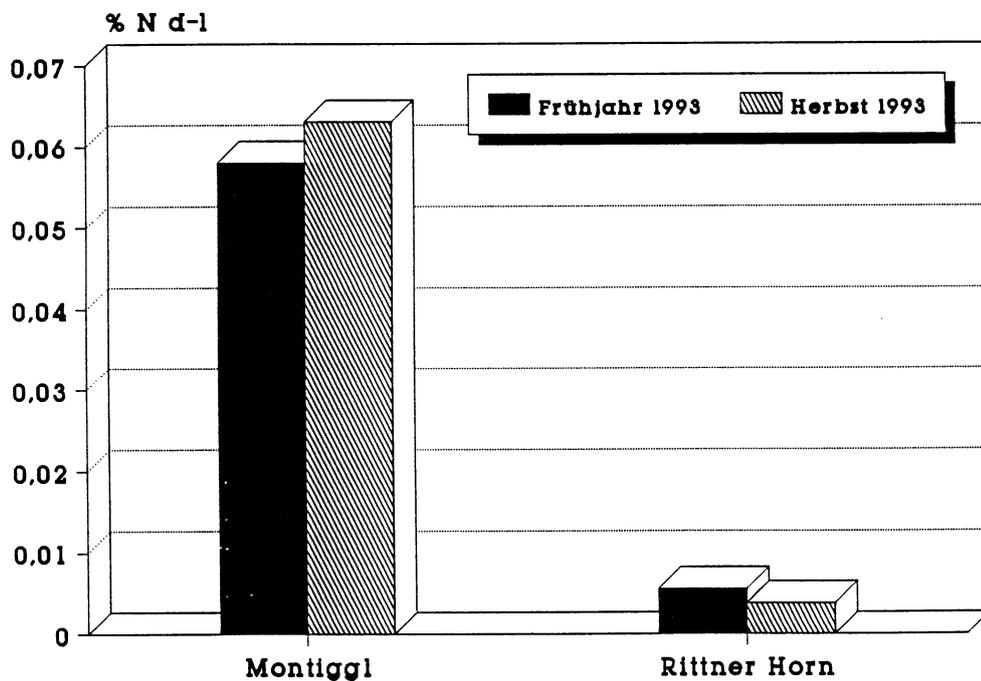


Abb.24: Nitrifikationsumsatz im A_h -Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9 Keimzahlbestimmungen

Eine Bestimmung der Zahl der Mikroorganismen muß von Suspensionen ausgehen, in welchen die Organismen nicht an Partikel gebunden sind. Die Isolierung der Organismen aus komplexen Matrices (z.B. Boden) ist schwierig und nie vollständig durchführbar. Für vergleichbare Untersuchungen sind immer dieselben Extraktionsmethoden anzuwenden. Im allgemeinen wird das Material in eine Lösung mit oberflächenaktiver Substanz (z.B. Ringerlösung) gegeben und mechanisch geschüttelt. Nach Sedimentation der größten Partikel werden die Verdünnungen hergestellt und auf der Oberfläche von Agarplatten mit einem Drigalski-Spatel ausgespatelt (Spatelplattenverfahren).

Als Keim bezeichnet man einen vermehrungsfähigen Mikroorganismus, unabhängig von seinem aktuellen Stadium. Es zählen also auch Ruhestadien, wie z.B. keimfähige Sporen dazu. Bei den in dieser Arbeit durchgeführten Methoden wird die Vermehrung der Keime makroskopisch festgestellt (Kolonien), so daß nicht mehr unterschieden werden kann, ob der verursachende Keim eine einzelne Zelle oder ein Zellaggregat war. Aus diesem Grund ist bei diesen Verfahren besonders auf gute Trennung von Aggregaten zu achten (Verwendung von Detergenzien). Bei den hier beschriebenen Methoden mit Koloniebildung spricht man daher auch von "koloniebildenden Einheiten", oder "Colony forming units" (= Cfu).

3.9.1 Gesamtbakterienzahl

Unter den Bodenmikroorganismen sind Bakterien zur quantitativen Erfassung durch Zählung besonders geeignet. Dabei ist zu berücksichtigen, daß Bakterien im Boden nicht gleichmäßig verteilt sind und schon auf engstem Raum zahlenmäßig große Unterschiede auftreten. Außerdem ist die bakterielle Biomasse in Abhängigkeit von den wechselnden physikalisch-chemischen Bedingungen innerhalb kurzer Zeiträume starken Fluktuationen unterworfen.

Bakterien bevorzugen eine neutrale bis basische Umgebung, kolonisieren und zersetzen vor allem proteinreiche Substrate, seltener auch stickstoffarmes Pflanzenmaterial und haben eine kurze Vegetationszeit (wenige Stunden). Die Anzahl der Bakterienzellen kann enorm groß sein und stellt mit 10^6 bis 10^9 Individuen pro Gramm Boden eine der wichtigsten Organismengruppe des Bodens dar.

Die Böden des Standortes Montiggl zeigten bei beiden Aufnahmen bezüglich der Gesamtbakterienzahl eine große Streuung auf (Abb.25-26). Die asymmetrische Verteilung der Werte um den Median, große obere und untere Quartile ließen wie bei den Meßwerten der mikrobiellen Biomasse, der Dehydrogenase- und Phosphataseaktivität auf unterschiedliche Nährstoffverhältnisse und unterschiedliche Dichte an Mikroorganismen schließen. Hervorgerufen durch die unterschiedliche Dicke des A_h -Horizontes, unterschiedliche Durchwurzelung und die Bedeckung mit Streu, welche an den einzelnen Entnahmestellen differierte. Die Heterogenität der Böden ist auch am stark wechselnden Kleinrelief dieses Standortes zu erkennen.

Eine symmetrisch, knappe Darstellung ergab sich hingegen bei der Zusammenfassung der Meßwerte vom Rittner Horn. Dies bestätigt die Ergebnisse der meisten übrigen Meßparameter. Die Podzolböden vom Rittner Horn wiesen für Mikroorganismen ausgeglichene Nährstoffverhältnisse auf. Ein homogener, einheitlicher Bestand wurde angedeutet.

(X 1.0E7)

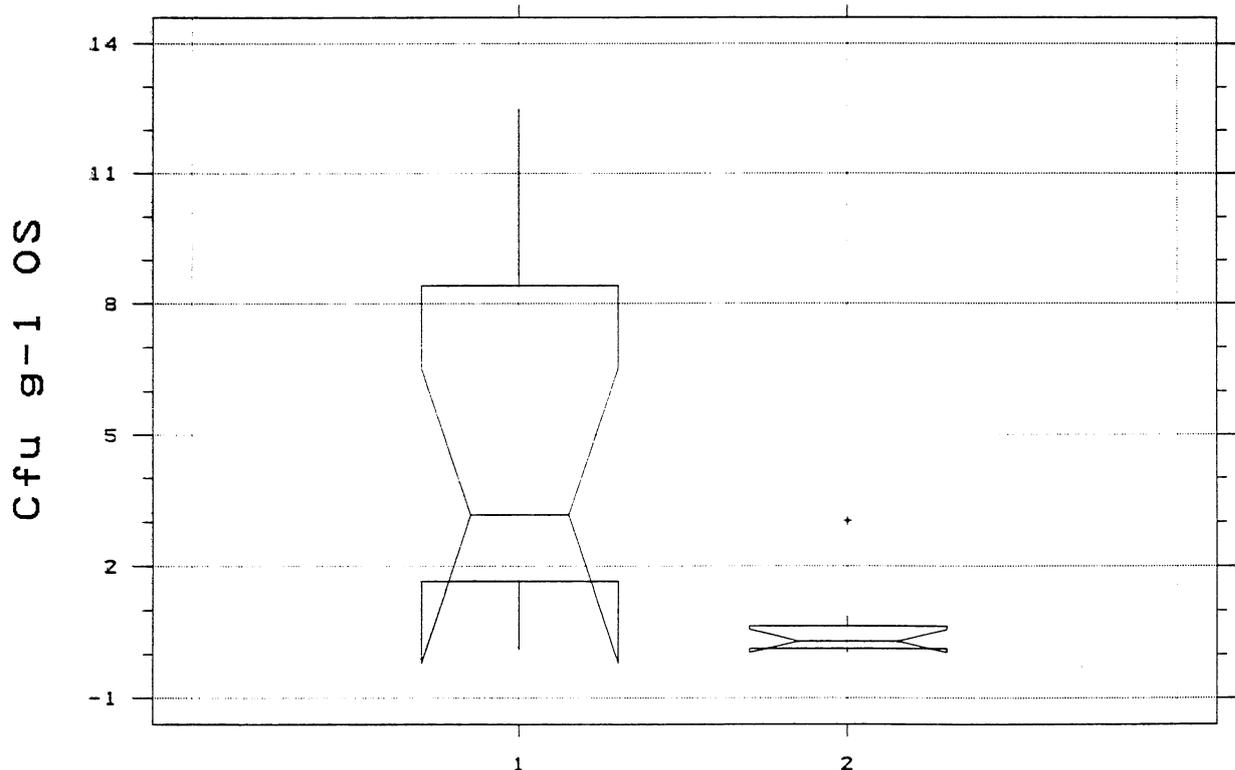


Abb.25: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtbakterienzahl, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

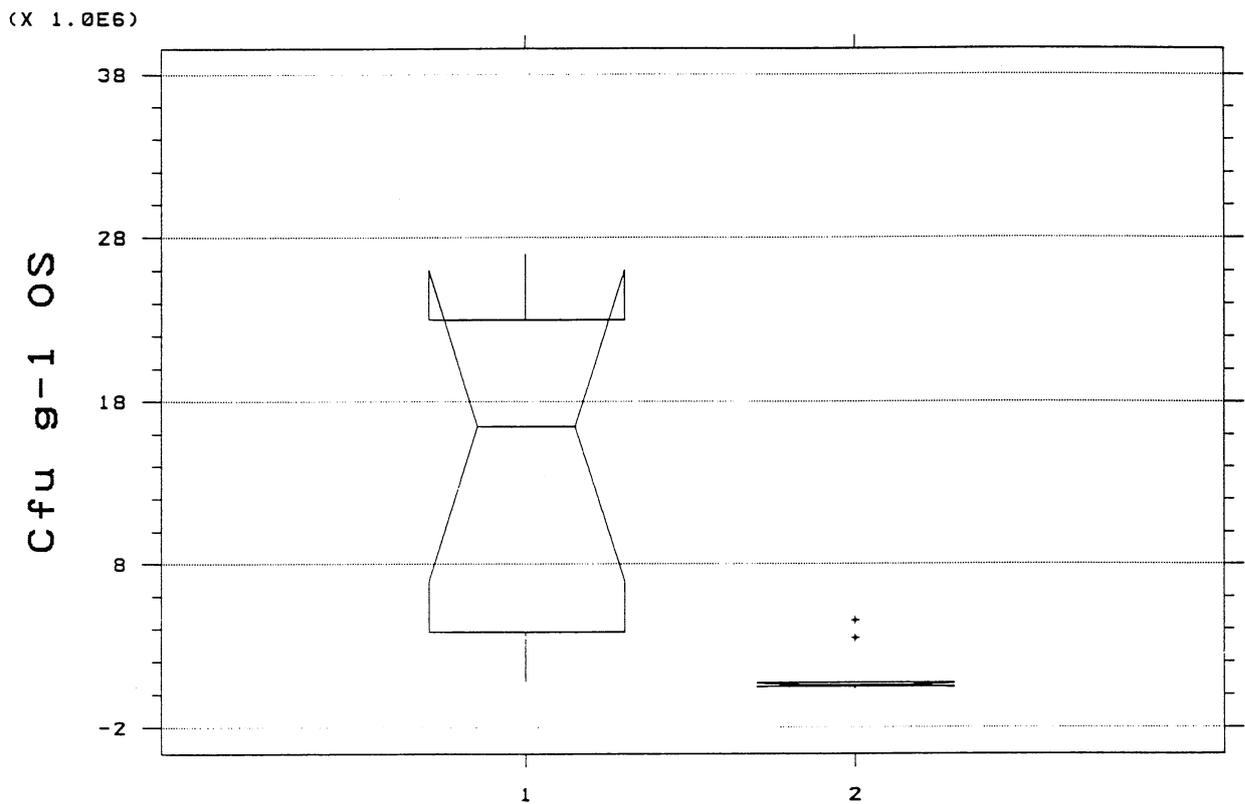


Abb.26: "Notched Box-and-Whiskers" der Gesamtbakterienzahl, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Wie die Werte der Bodenatmung und der mikrobiellen Biomasse so zeigten auch die Meßwerte der Gesamtbakterienzahl im Frühjahr höhere Werte als im Herbst (Abb.27). Temperatur, Feuchtigkeit und das reichere Angebot an aufgeschlossenem Substrat könnten auch diesen Parameter entscheidend beeinflusst haben.

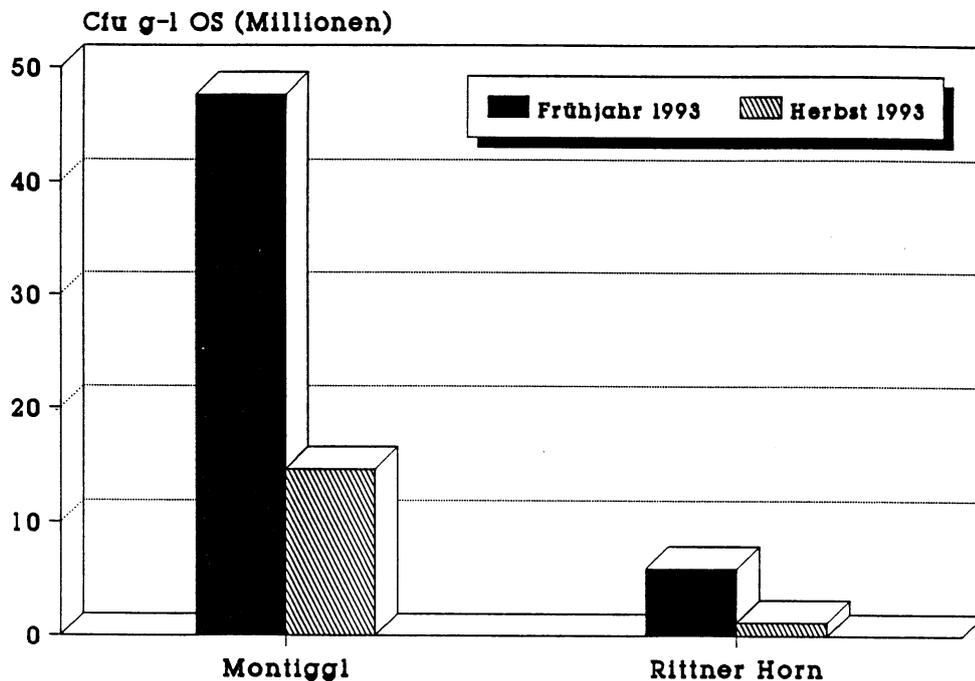


Abb.27: Gesamtbakterienzahl im A_n-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9.2 Gesamtanzahl Pilze

Zahlreiche direkte und indirekte Verfahren wurden zur Quantifizierung der pilzlichen Biomasse des Bodens entwickelt. Eine gebräuchliche Methode ist das Spatelplattenverfahren.

Pilze bevorzugen eine eher neutrale bis saure Umgebung und sind wesentlich am Abbau der organischen Substanz des Bodens beteiligt. Die Anzahl Pilzindividuen in Böden ist methodisch schwer zu fassen, ist aber etwa 50 bis 500mal geringer als diejenige der Bakterien. Dagegen kann die Biomasse der Pilze bis 5mal größer sein als die der Bakterien. Pro Liter Boden findet man bis zu 300 m Pilzmycel.

Ein Vergleich der Darstellungsmuster der "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme zwischen Gesamtanzahl Bakterien (Abb.25) und Gesamtanzahl Pilze (Abb.28) zeigte ein ähnliches Bild. Die Meßwerte der Böden von Montiggl waren, im Vergleich zu denen vom Rittner Horn, z.T. signifikant höher und zeigten eine größere Streuung

auf. Die größere Anzahl an Bakterien und Pilzen könnte, wie bereits mehrmals angedeutet, mit einer besseren Nährstoffverfügbarkeit (Ca, Mg, K, Na, P) in den Parabraunerdeböden von Montiggl in Zusammenhang stehen. Die bodenchemischen Analysen könnten diese Aussagen bestätigen.

Die hohe Anzahl an Bakterien und Pilzen unterstreicht die verstärkte Mineralisation und Humifikation der Streu in diesen Böden. Die Immobilisierung und Mineralisierung von Nährstoffen durch die bakterielle und pilzliche Biomasse spielt für die Pflanzenernährung eine große Rolle. Daher beeinflusst die mikrobielle Biomasse die Bodenfruchtbarkeit und somit ein intaktes Ökosystem (Raghubanshi 1991).

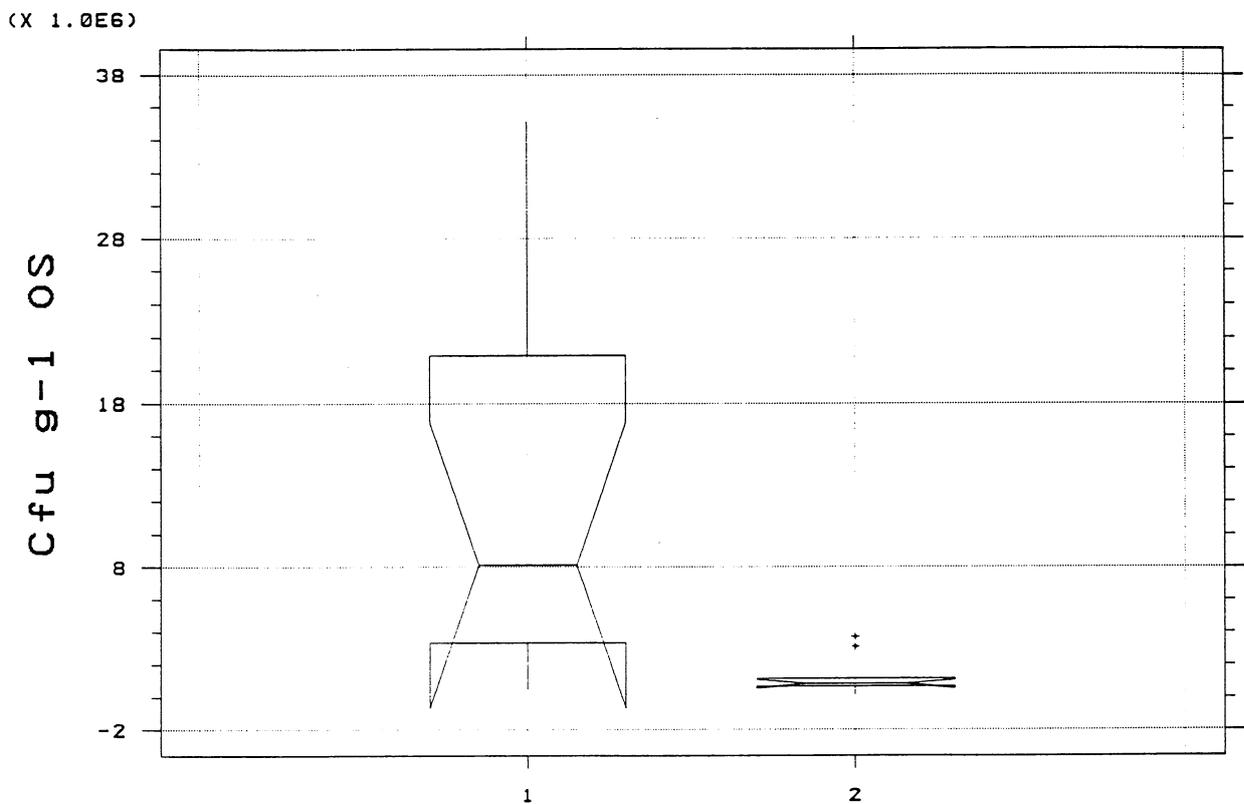


Abb.28: "Notched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Pilzen, Probenentnahme Frühjahr 1993
1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

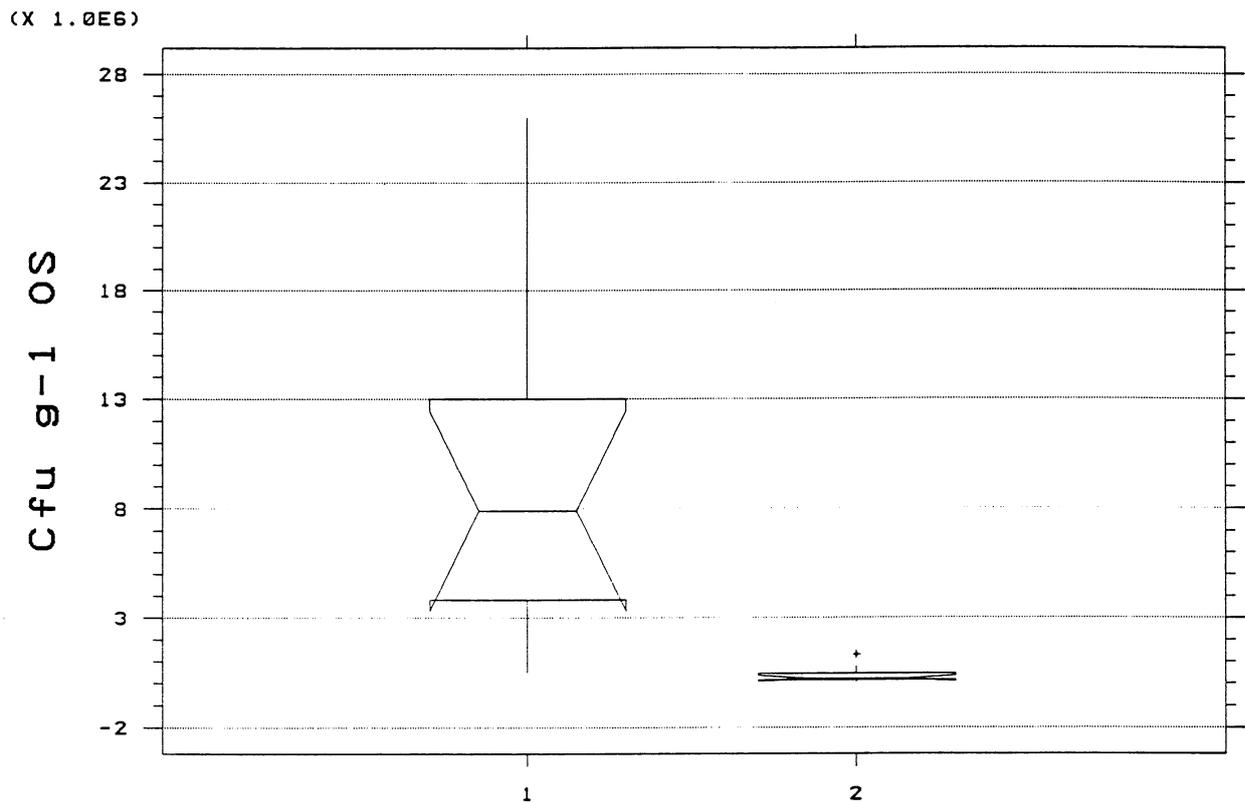


Abb.29: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Pilzen, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Die Gesamtanzahl an Pilzen veränderte sich in den Bodenproben von Montiggl zwischen den beiden Aufnahmen nicht (Abb.30). In den Böden vom Rittner Horn hingegen wurden im Frühjahr deutlich mehr Pilze nachgewiesen. Dies steht im Einklang mit dem Frühjahrsoptimum der Bodenatmung und der mikrobiellen Biomasse. Daraus ist zu schließen, daß ein Großteil dieser mikrobiellen Aktivitäten der pilzlichen Bodenmikroflora zuzuordnen ist.

Als Alternative zur Bestimmung koloniebildender Einheiten von Pilzen wurde Ergosterol (3.10) als pilzlicher Biomasseindikator bestimmt.

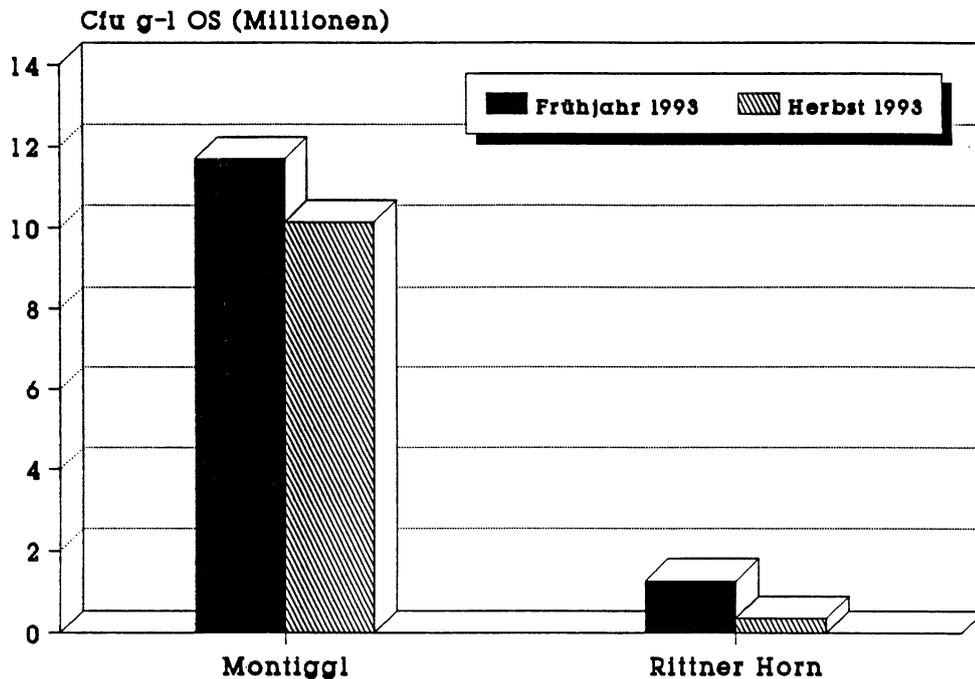


Abb. 30: Gesamtanzahl an Pilzen im A_1 -Horizont der Bodenproben aus Montiggli und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9.3 Gesamtanzahl Proteinabbauer

Die Mikroorganismen können die polymeren Ausgangssubstanzen (z.B. Eiweiße) nicht aufnehmen, sie scheiden Exoenzyme aus, die eine hydrolytische Spaltung bewirken. Von den vielfältigen enzymatischen Abbauleistungen besitzen praktisch alle Mikroorganismen proteolytische Fähigkeiten. So spalten Endopeptidasen vorzugsweise Innenglieder einer Peptidkette und Exopeptidasen spalten die Endglieder ab. Auf diese Weise werden Proteine zu Aminosäuren und Ammonium gespalten.

Besonders starke Proteinabbauer sind die Bakteriengattungen *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Streptomyces* und Pilzgattungen wie *Penicillium* und *Aspergillus*.

In Laborversuchen läßt sich mit einfachen Testserien relativ leicht überprüfen, ob bestimmte Mikrobenstämme über die Fähigkeit der Eiweißzersetzung verfügen. Handelt es sich um Eiweißzersetzer, so gelingt ihnen die Zersetzung der Proteine und es zeigt sich eine Hofbildung im sonst trüben Nährmedium.

Bakterien und Pilze zersetzen Eiweiße erst dann mit größerer Intensität, wenn keine der leichter verwertbaren Kohlenhydrate mehr zur Verfügung stehen. Andererseits werden gelöste Proteine sehr leicht durch organische oder anorganische Bestandteile adsorbiert. Besonders eine Komplexbildung der Proteine mit Tonmineralien (Kaolin, Montmorillonit u.a.) dürfte den Eiweißabbau hemmen. In diesem Zusammenhang weist Alexander (1961) auf eine Hemmung des Proteinabbaues in Sandböden bei gleichzeitigem Vorhandensein von Montmorillonit hin. Die Schutzfunktion der Tone wird durch eine starke Adsorption der Proteine, an und zwischen den Kristallschichten erklärt. Aber auch die Enzyme selbst können an den Tonmineralien adsorbieren und in ihrer Aktivität gehemmt werden (Ladd 1978, Makboul und Ottow 1979).

Verlauf und Geschwindigkeit der Eiweißspaltung wird stark durch die Bodenreaktion beeinflusst. Denn wie beim Abbau der Aminosäuren so ist auch beim Proteinabbau die Wirkungsweise der spezifischen Enzyme der Eiweißzersetzer vom pH-Wert des Bodens abhängig.

Die "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme zeigten die große Streuung an Proteinabbauern in der Untersuchungsfläche Montiggl (Abb.31-32). Dies wies auf die Variabilität bzw. Heterogenität der Böden dieser Fläche hin. In den Podzoliböden der Fläche am Rittner Horn lag die Anzahl der Proteinabbauer an der Nachweisgrenze. Die statistische Darstellung deutete auf eine einheitlich geringe Anzahl von Proteinabbauern hin. Vergleicht man die Blöcke der beiden Flächen miteinander, so erkennt man, daß sie sich in unterschiedlicher Höhe befinden und somit signifikant verschieden sind.

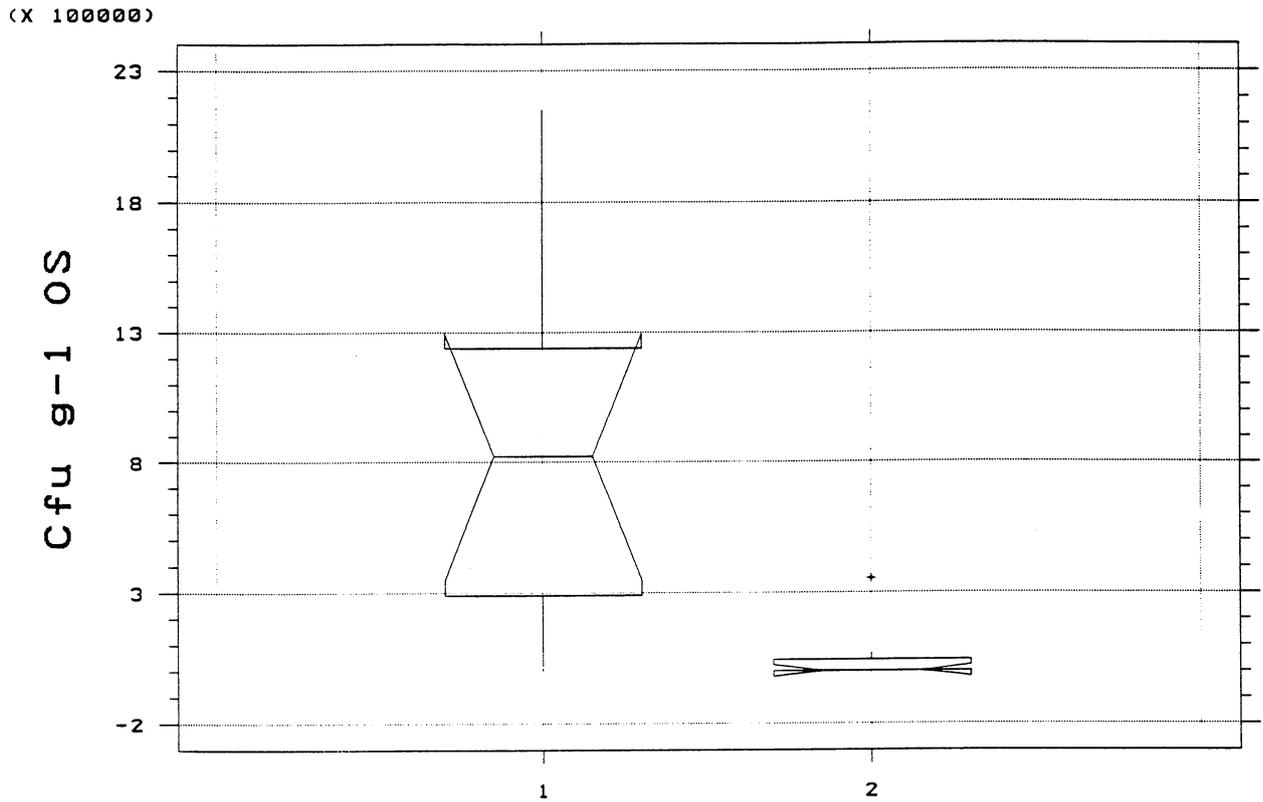


Abb.31: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Proteinabbauern, Probenentnahme Frühjahr 1993. 1-Fläche Montiggl 2-Fläche Rittner Horn

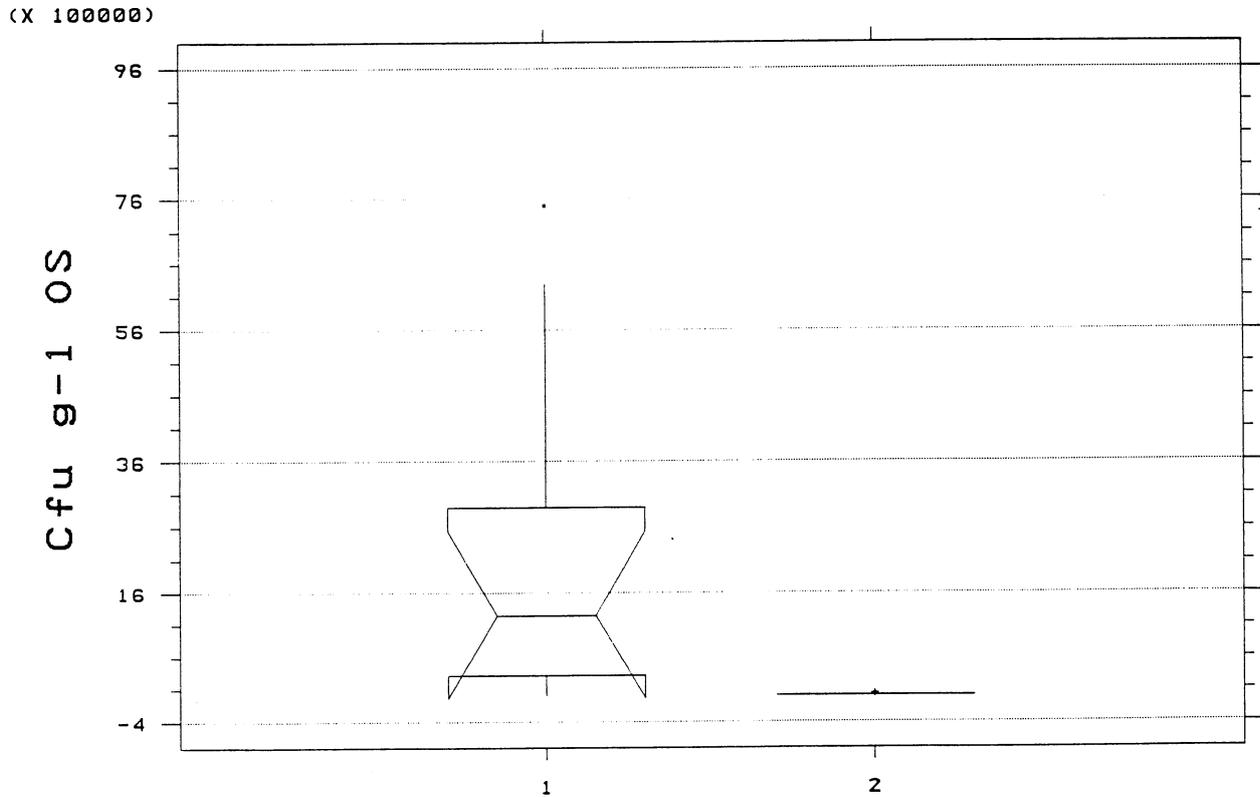


Abb.32: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Proteinabbauern, Probenentnahme Herbst 1993. 1-Fläche Montiggl 2-Fläche Rittner Horn

In der Fläche Montiggl war die Anzahl der Proteinabbauer im Herbst höher als im Frühjahr (Abb.33). In den Böden am Rittner Horn konnten hingegen im Frühjahr eine größere Anzahl von Proteinabbauern nachgewiesen werden als im Herbst.

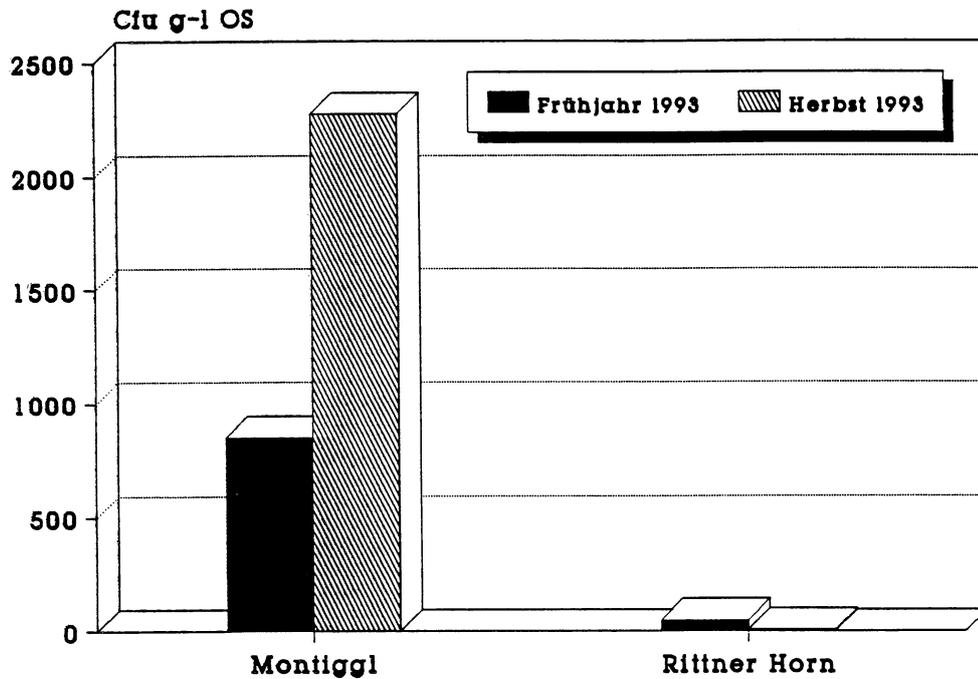


Abb. 33: Gesamtanzahl an Proteinabbauern im A₁-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9.4 Gesamtanzahl Nitratreduzierer

Viele Mikroorganismen sind in der Lage Nitrat als N-Quelle zu nutzen. Dies wird als assimilatorische Nitratreduktion (auch Nitratassimilation) bezeichnet. Das Ziel dabei ist Ammonium zu gewinnen, welches für die Synthese von Aminosäuren und anderen stickstoffhaltigen Zellbestandteilen benötigt wird. Die Reduktion von Nitrat über Nitrit zu Ammonium erfolgt durch zwei verschiedene Reduktasen. Erstere, die Nitrat-Reduktase B, liegt im Cytoplasma vor, und seine Bildung wird induziert, wenn Nitrat als einzige N-Quelle im Nährmedium vorliegt. Das zweite Enzym die Nitrit-Reduktase reduziert Nitrit zu Ammonium.

Zu einer Nitratreduktion sind zahlreiche Bakterien aus den Gattungen *Pseudomonas*, *Xanthomonas*, *Achromobacter* und Actinomyceten wie *Streptomyces* befähigt.

Bei den Bakterien handelt es sich um aerobe Arten, die in der Lage sind, unter anaeroben Bedingungen Nitrat als terminalen H-Acceptor zu benutzen. Beispielsweise werden bei *Micrococcus denitrificans* unter aeroben Bedingungen die assimilatorischen Enzyme aktiviert und es kommt zur assimilatorischen Nitratreduktion: $\text{NO}_3 \rightarrow \text{NO}_2 \rightarrow \text{NH}_4$; während des Wachstums unter anaeroben Bedingungen wird jedoch das dissimilatorische Enzym aktiviert und es kommt zur dissimilatorischen Nitratreduktion (Denitrifikation): $\text{NO}_3 \rightarrow \text{NO}_2 \rightarrow \text{N}_2\text{O} \rightarrow \text{N}_2$.

Die statistische Darstellung der Ergebnisse der beiden Flächen ließ so wie bei den übrigen bodenbiologischen Aktivitäten deutliche Unterschiede erkennen. Die "Notsched Box-and-Whisker" Diagramme zeigten für die Böden in Montiggl weite Vertrauensbereiche für den Median und große Minimum- und Maximumwerte (Abb.34-35). Da die Größe des oberen und unteren Quartils mehr oder weniger gleich war, waren die Werte um den Median symmetrisch verteilt. Dies bedeutete, daß die untersuchte Meßgröße gleichmäßig in der Untersuchungsfläche verteilt war. Die Anzahl von Nitratreduzierern in den Böden vom Rittner Horn ist noch gleichmäßiger verteilt und signifikant niedriger als jene in den Böden von Montiggl.

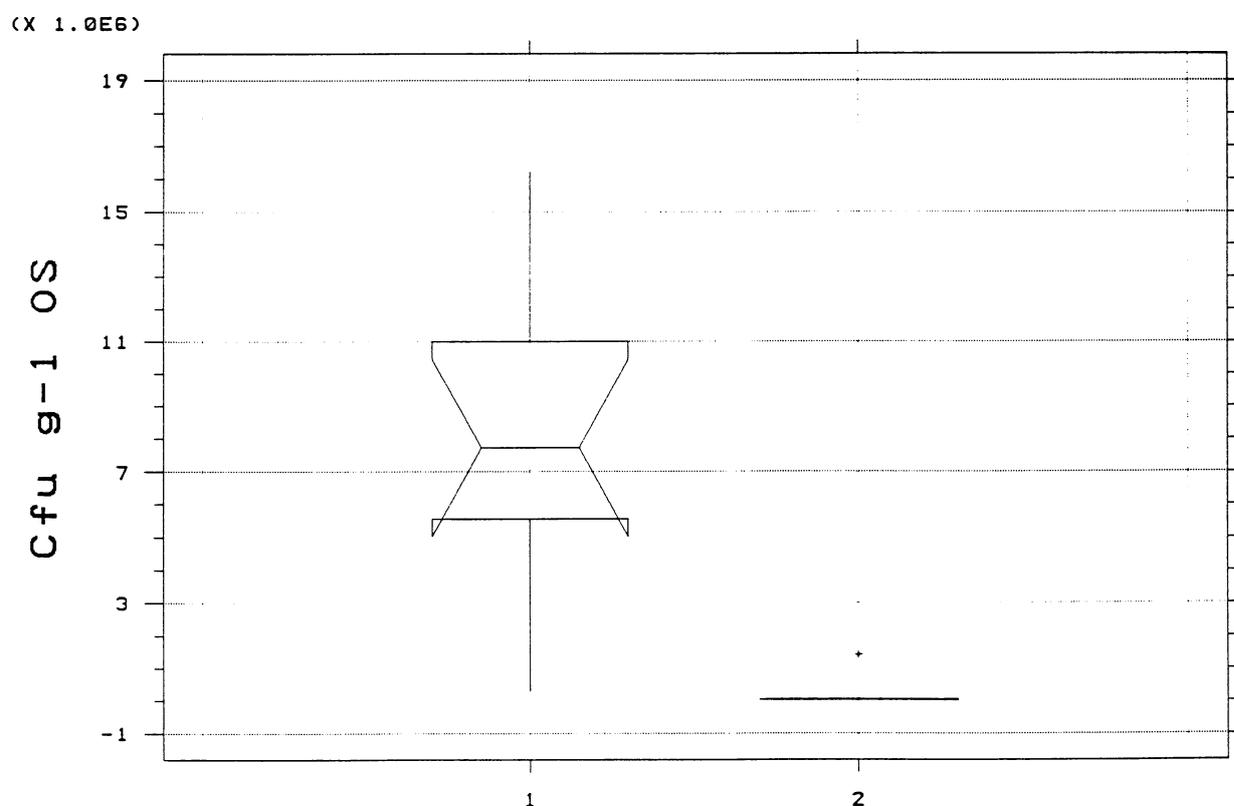


Abb.34: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Nitratreduzierern, Probenentnahme Frühjahr 1993. 1-Fläche Montiggl 2-Fläche Rittner Horn

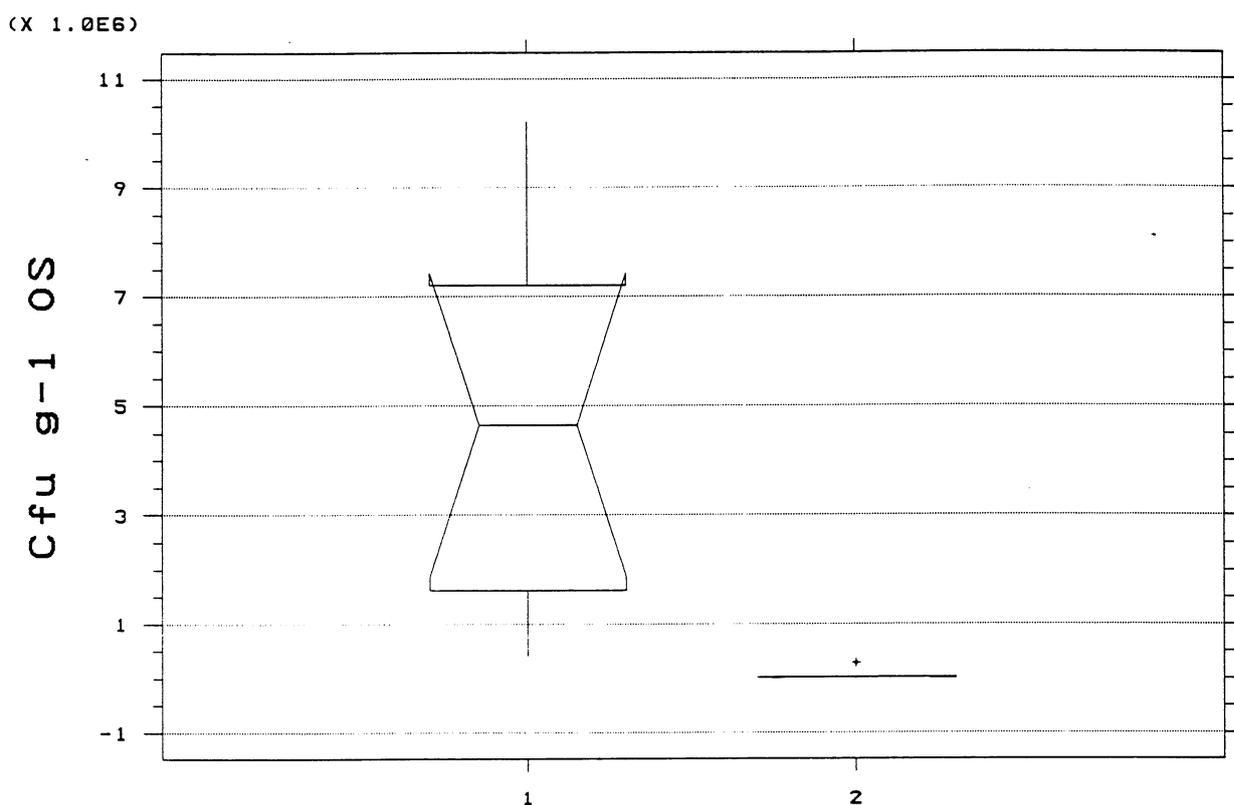


Abb.35: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Nitratreduzierern, Probenentnahme Herbst 1993. 1-Fläche Montiggl 2-Fläche Rittner Horn

So wie die Gesamtanzahl an Bakterien, Pilzen, Protein- und Celluloseabbauern so war auch die Anzahl an Nitratreduzierern in den Böden vom Rittner Horn im Frühjahr deutlich höher als im Herbst (Abb.36). Dieses Frühjahrsoptimum zeigte sich in den Böden von Montiggl nur zum Teil.

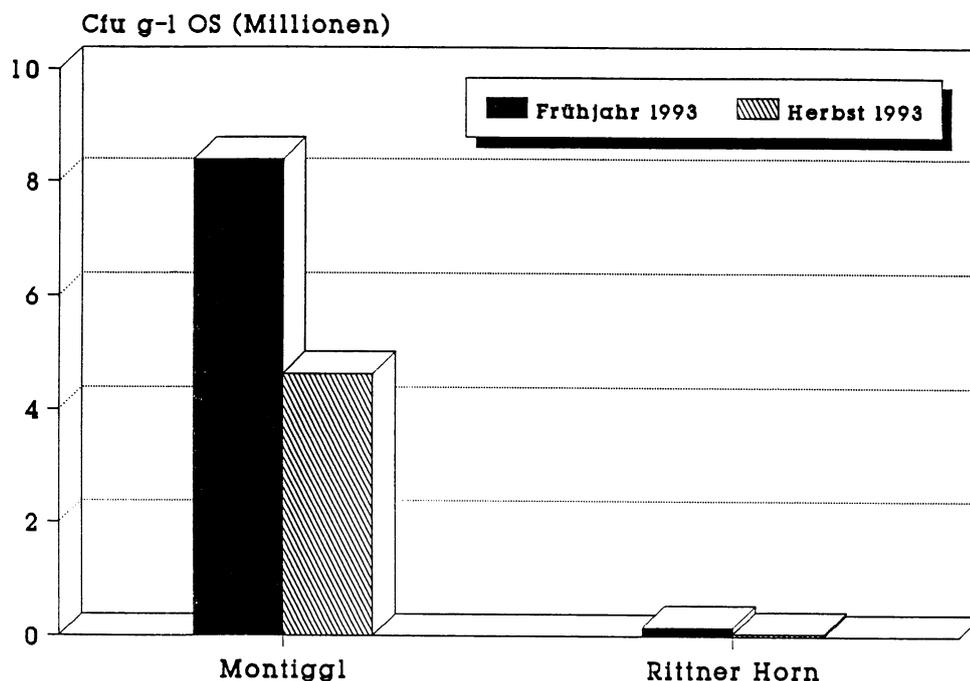


Abb.36: Gesamtanzahl an Nitratreduzierern im A_n -Horizont der Bodenproben aus Montiggli und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9.5 Gesamtanzahl Celluloseabbauer

Cellulose ist der mengenmäßig wichtigste organische Naturstoff. Pflanzen bestehen zu 40 bis 70% aus Cellulose. Der mikrobielle Abbau dieser Verbindung erfolgt durch mindestens drei verschiedene Enzyme, die synergistisch wirken (Enari und Markkanen 1977). Die Endo- β -1,4-glucanasen (C_x -Cellulasen oder Carboxymethylcellulasen) spalten die β -1,4-Bindungen innerhalb des Cellulosemoleküls. An den freien Enden der Kettenabschnitte greifen die Exo- β -1,4-glucanasen (C_1 -Cellulasen) an und es entsteht das Disaccharid Cellobiose. Die β -1,4-Glucosidasen (Cellobiasen) bauen schließlich die Cellobiose unter Bildung von Glucose ab.

In Anbetracht der großen Mengen Cellulose kommt deshalb den Mikroorganismen, die Cellulasen produzieren, größte Bedeutung zu. Der Abbau erfolgt sowohl unter aeroben als auch unter anaeroben Bedingungen. Die aerobe Cellulosezersetzung, welche weitaus wichtiger ist, erfolgt durch einige wenige Bakterien (*Cellulomonas*, *Cytophaga*)

und eine große Vielfalt von Pilzen. Dazu gehören vor allem Bodenbewohner, wie *Chaetomium*, *Peziza*, *Nectria*, *Trichoderma*, *Aspergillus* u.a.

Die Zersetzung der Cellulose wird sowohl durch den Wassergehalt des Bodens als auch durch seinen pH-Wert stark beeinflusst. In stark durchnässten Böden übernehmen die Bakterien den Celluloseabbau, in trockeneren Böden sind überwiegend Pilze daran beteiligt. Ist der pH-Wert des Bodens niedrig, so sind ebenfalls die Pilze wichtige Cellulosezerersetzer. Bakterien entfalten ihre größte Aktivität in neutralen oder schwach sauren Böden.

Die statistische Darstellung der Meßwerte zeigte im Vergleich zu den übrigen Keimzahlbestimmungen relativ enge Blöcke und somit einheitliche Meßwerte innerhalb beider Untersuchungsflächen (Abb.37-38). Nur bei der Herbstaufnahme zeigten die beiden Flächen signifikante Unterschiede auf. Die Anzahl der Celluloseabbauer war in den Parabraunerdeböden von Montiggl signifikant höher.

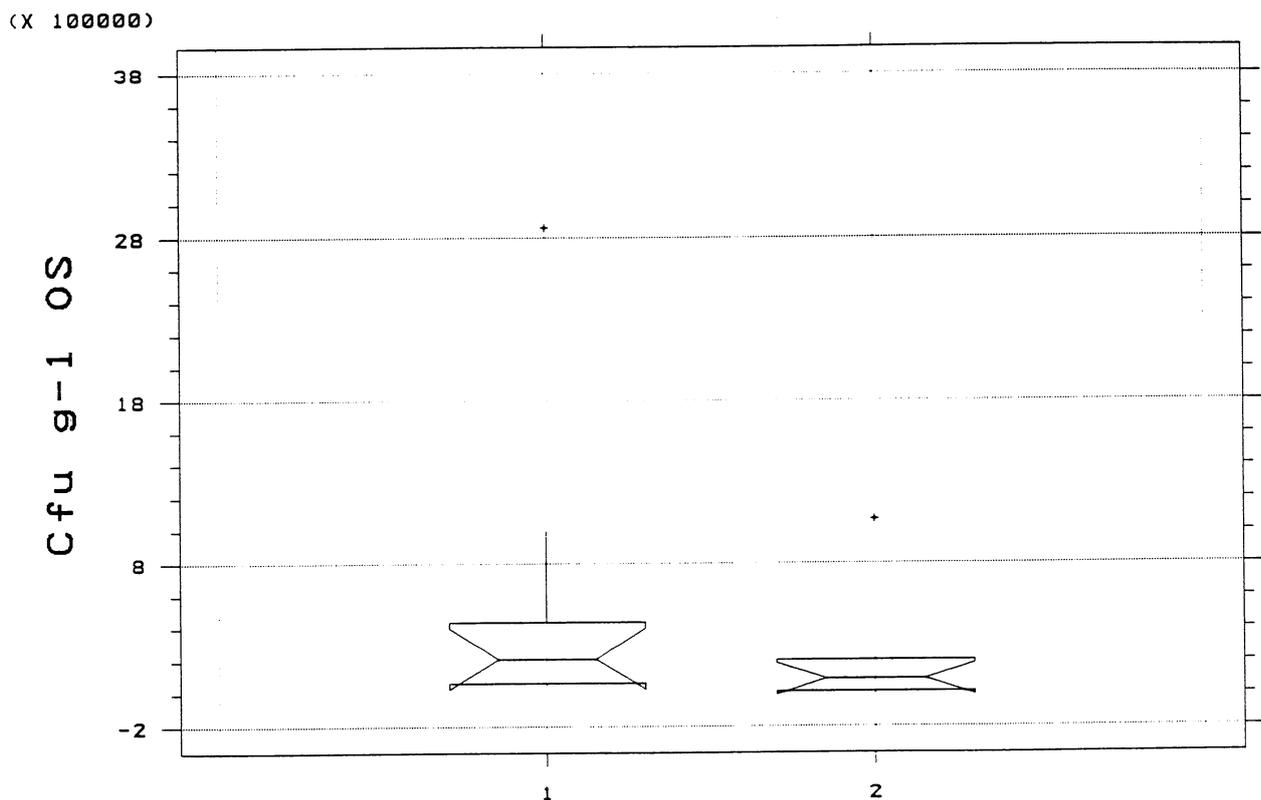


Abb.37: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Celluloseabbauern, Probenentnahme Frühjahr 1993. 1-Fläche Montiggl 2-Fläche Rittner Horn

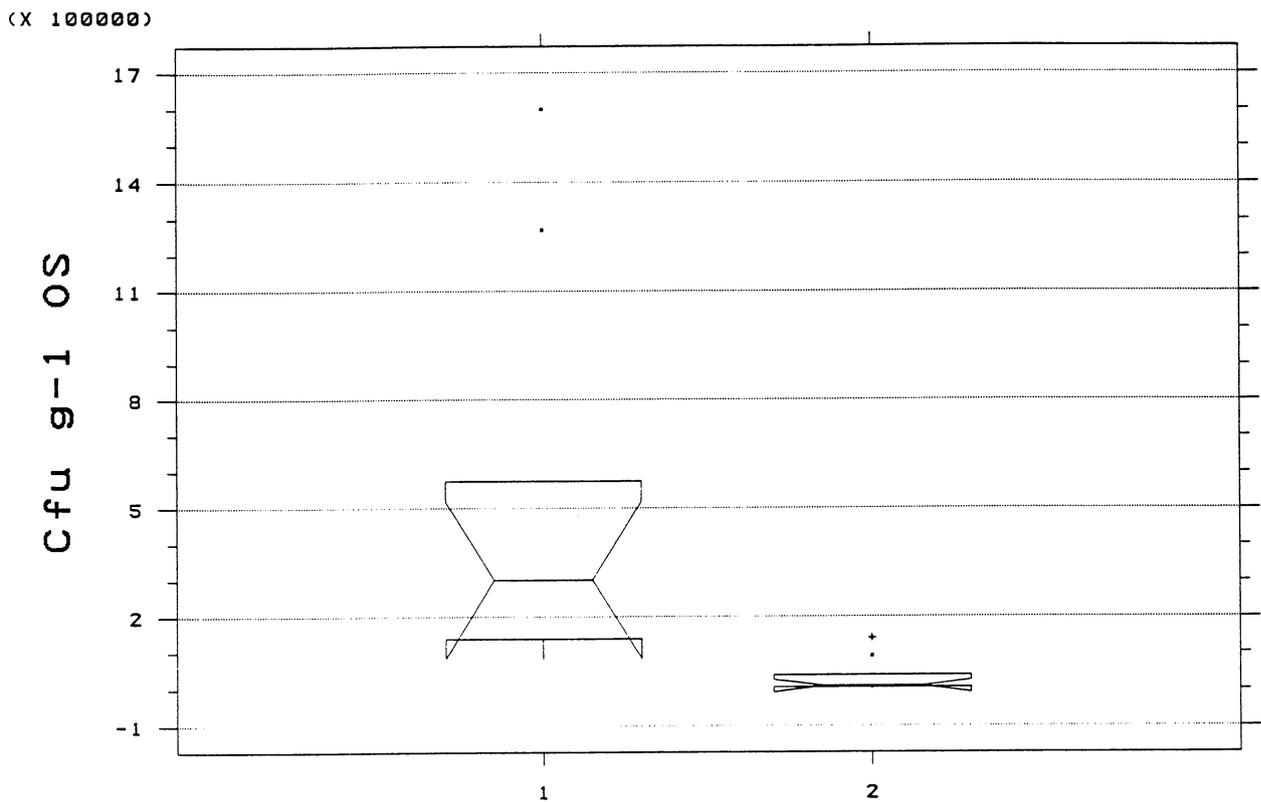


Abb.38: "Notched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Celluloseabbauern, Probenentnahme Herbst 1993. 1-Fläche Montiggel 2-Fläche Rittner Horn

Wiederum zeigte sich in den Böden der Fläche am Rittner Horn ein größerer Unterschied zwischen beiden Aufnahmen als in den Böden von Montiggel (Abb.39). Die klimatischen Bedingungen im Frühjahr und die bessere Streuqualität führten zu höheren Keimgehalten.

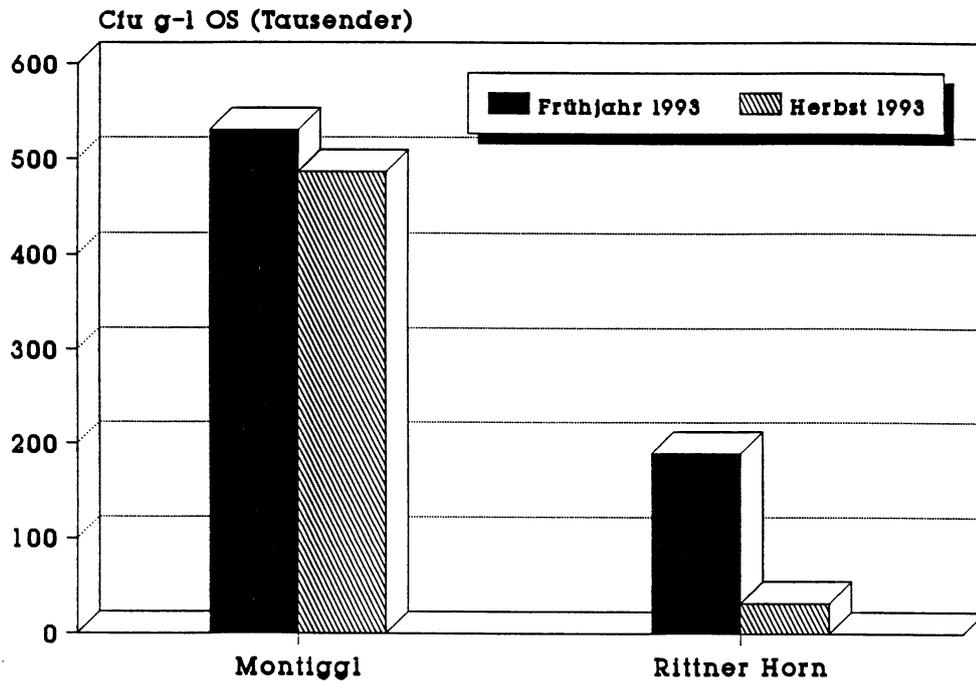


Abb.39: Gesamtanzahl an Celluloseabbauern im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggli und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.9.6 Gesamtanzahl Phosphor mobilisierender Mikroorganismen

Der Phosphor-Gehalt von Böden liegt meist zwischen 0,02 bis 0,08%. Der pflanzenverfügbare Anteil in Mineralböden ist sehr gering (0,1%), da der überwiegende Teil des Phosphors in Form von unlöslichen anorganischen Orthophosphaten, und zwar vor allem im Apatit und Brushit vorliegt (Scheffer und Schachtschabel 1992).

Das beim Abbau von Apatit durch heterotrophe Mikroorganismen freigesetzte Phosphat wird teilweise durch Pflanzen und Bodenorganismen aufgenommen und so in organische Verbindungen eingebaut. Die Hauptfraktion (10 bis 50%) des organisch gebundenen Phosphors bilden Inositphosphate (z.B. Phytin), welche wegen ihrer Komplexbildung mit Fe³⁺, Al³⁺ und Ca²⁺ schlecht abbaubar sind und daher angereichert werden (Gisi 1990).

Für die Sicherstellung der Phosphorversorgung ist eine rasche und andauernde Mobilisation von Phosphor aus anorganischen und organischen P-Quellen notwendig.

Dabei kommt den Mikroorganismen in der unmittelbaren Wurzelnähe (Rhizosphärenorganismen, Mykorrhiza) für die Phosphorversorgung eine entscheidende Rolle zu.

Die mikrobielle Phosphorlösung erfolgt wahrscheinlich direkt über eine Ausscheidung von Protonen (Illmer 1992). Das freigesetzte Phosphat präzipitiert anschließend an organische und anorganische Bestandteile. Die so entstandenen Phosphorverbindungen (anorganische Orthophosphate und organische Komplexe) können von den Mikroorganismen wieder gelöst werden.

Untersuchungen von Illmer (1992) haben ergeben, daß phosphatlösende Mikroorganismen (*Pseudomonas* sp. PII8/89, *Penicillium aurantiogriseum*) in der Lage sind, die Phosphorversorgung der Pflanze zu verbessern und die pflanzenverfügbare Phosphorfraction und die gebildete Phytobiomasse zu vergrößern.

Die Abbildungen 40 und 41 ließen deutlich erkennen, daß die Verteilung von phosphatlösenden Mikroorganismen in den Parabraunerdeböden der Fläche Montiggl auf große Variabilität bzw. Heterogenität hindeutete. Im Gegensatz dazu ließen die Werte der Podzolböden vom Rittner Horn eine gleichmäßige Verteilung der untersuchten Mikroorganismen erkennen. Die Blöcke waren kleiner und z.T. symmetrisch aufgebaut. Wie bereits mehrmals angekündigt deuteten asymmetrische und weite Blöcke auf wechselnde Nährstoffverhältnisse und auf unterschiedliche Bedingungen für Mikroorganismen hin. Die Böden vom Rittner Horn wiesen mit der geringen Streuung der Meßwerte auf einheitliche Nährstoff- und Bodenverhältnisse hin.

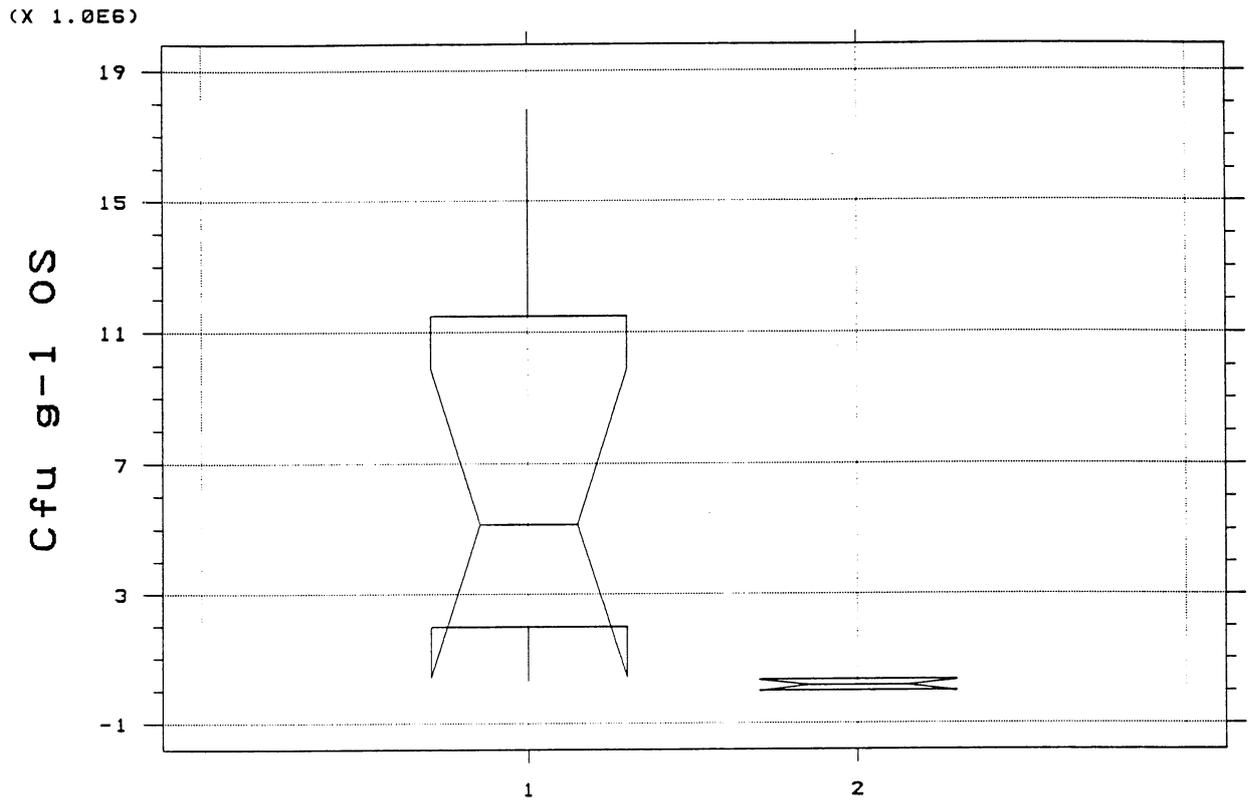


Abb.40: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Phosphormobilisierern, Probenentnahme Frühjahr 1993. 1-Fläche Montigl 2-Fläche Rittner Horn

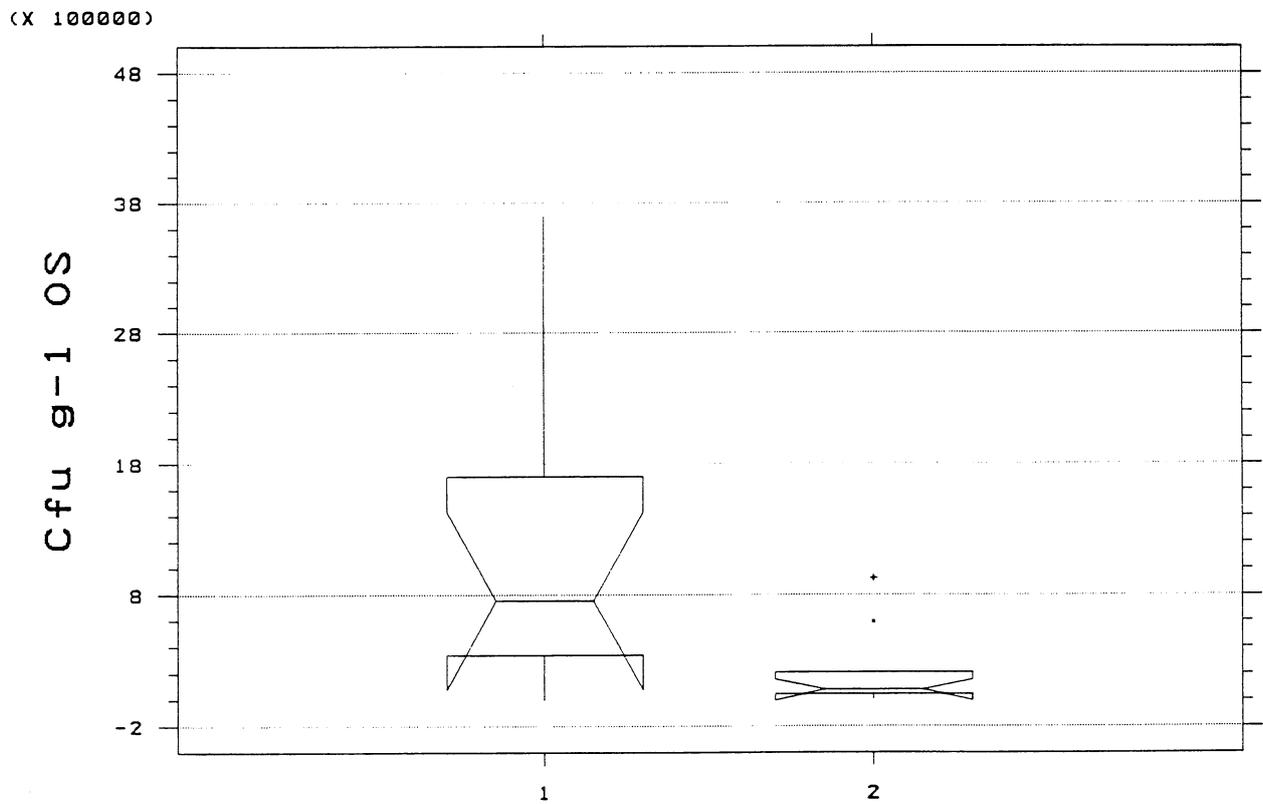


Abb.41: "Notsched Box-and-Whiskers" der Gesamtanzahl an Phosphormobilisierern, Probenentnahme Herbst 1993. 1-Fläche Montigl 2-Fläche Rittner Horn

Die Anzahl der Phosphormobilisierer sank in den Böden von Montiggli gegen den Herbst hin ab, während in den Böden vom Rittner Horn die Anzahl mehr oder weniger gleich blieb (Abb.42).

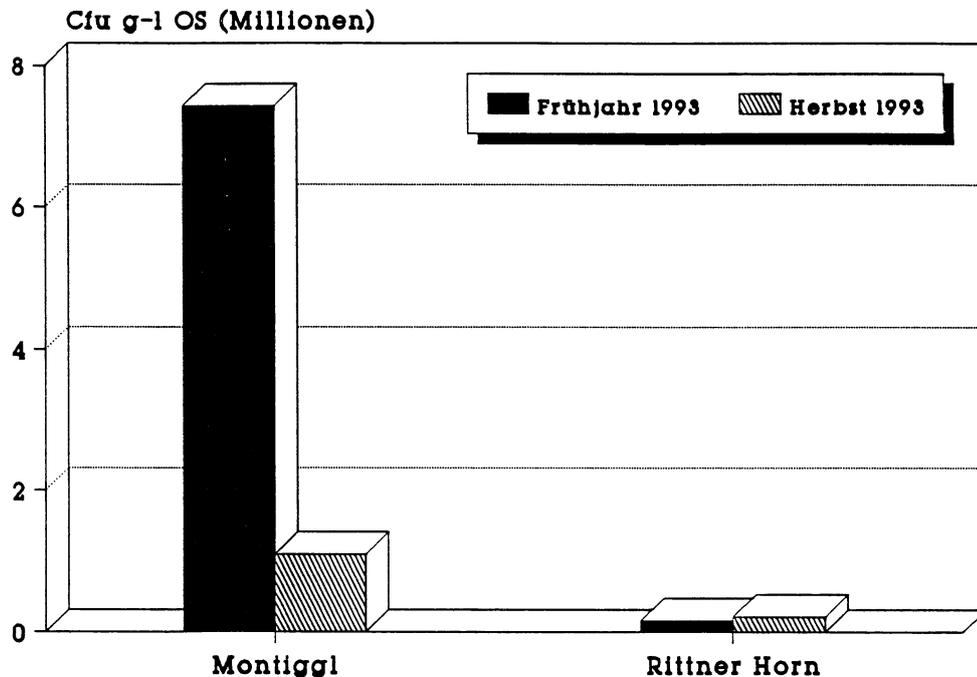


Abb.42: Gesamtanzahl an Phosphormobilisierern im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggli und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

3.10 Ergosterolgehalt

Pilze spielen im Boden eine bedeutende Rolle, besonders bei der Mineralisation schwer abbaubarer organischer Substanzen, wie Cellulose und Lignin. Neben der Bestimmung der Gesamtanzahl an Pilzen (3.9.2) wurde im Rahmen dieser Untersuchungen eine weitere Methode zur direkten Bestimmung der pilzlichen Biomasse durchgeführt, nämlich die Bestimmung von Ergosterol. Sterole machen bis zu 1% der Trockensubstanz der Pilze aus, wobei Ergosterol bei der Mehrzahl der Pilze quantitativ überwiegt. Es kommt in geringem Anteil in höheren Pflanzen und kaum in anderen Mikroorganismen vor (Weete 1974). Ergosterol tritt vor allem in Mycelwänden auf, über deren Verbleib und Umsetzung im Boden ist wenig bekannt.

Die Bestimmung des Ergosterols hat den Vorteil, daß damit die "metabolisch aktive" Biomasse erfaßt wird. Die Analyse von lebendem und totem Mycel ergab, daß in letzterem Ergosterol nicht mehr zu finden war. Demnach ist verständlich, daß die Ergosterolkonzentration in luftgetrockneten Böden abnimmt, während die Inkubation des Bodens mit Glucose die Ergosterolkonzentration erhöht (West et al. 1987). West et al. (1987) ermittelten Ergosterolkonzentrationen zwischen 0,2 (Ackerboden) und 13,9 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Grünlandboden). In den verschiedenen Humusauflagen konnten Ergosterolkonzentrationen bis 300 $\mu\text{g g}^{-1}$ trockenen Boden gemessen werden (Zelles et al. 1987). West et al. (1987) schlagen Ergosterol als sensitiven Indikator für die Biomasse der Pilze im Boden vor.

Die statistische Darstellung der Meßwerte ließ deutliche Unterschiede zwischen den beiden Aufnahmen erkennen (Abb.43-44). Die Verteilung der Meßwerte war bei der ersten Aufnahme, im Frühjahr 1993, z.T. sehr einheitlich mit einer geringen Streuung. Im Herbst 1993 hingegen waren besonders die Werte der Fläche Montiggl von einer großen Streuung und Inhomogenität geprägt. Auch zeigten sich signifikante Unterschiede zwischen beiden Flächen nur im Frühjahr, nicht aber im Herbst. Die fehlende Korrelation zwischen der Ergosterolkonzentration und der Gesamtanzahl an Pilzen (siehe 3.9.2) ist darauf zurückzuführen, daß wegen des hohen methodischen Aufwandes nur die Hälfte der Bodenproben zur Ergosterolanalyse herangezogen wurden (insgesamt 6).

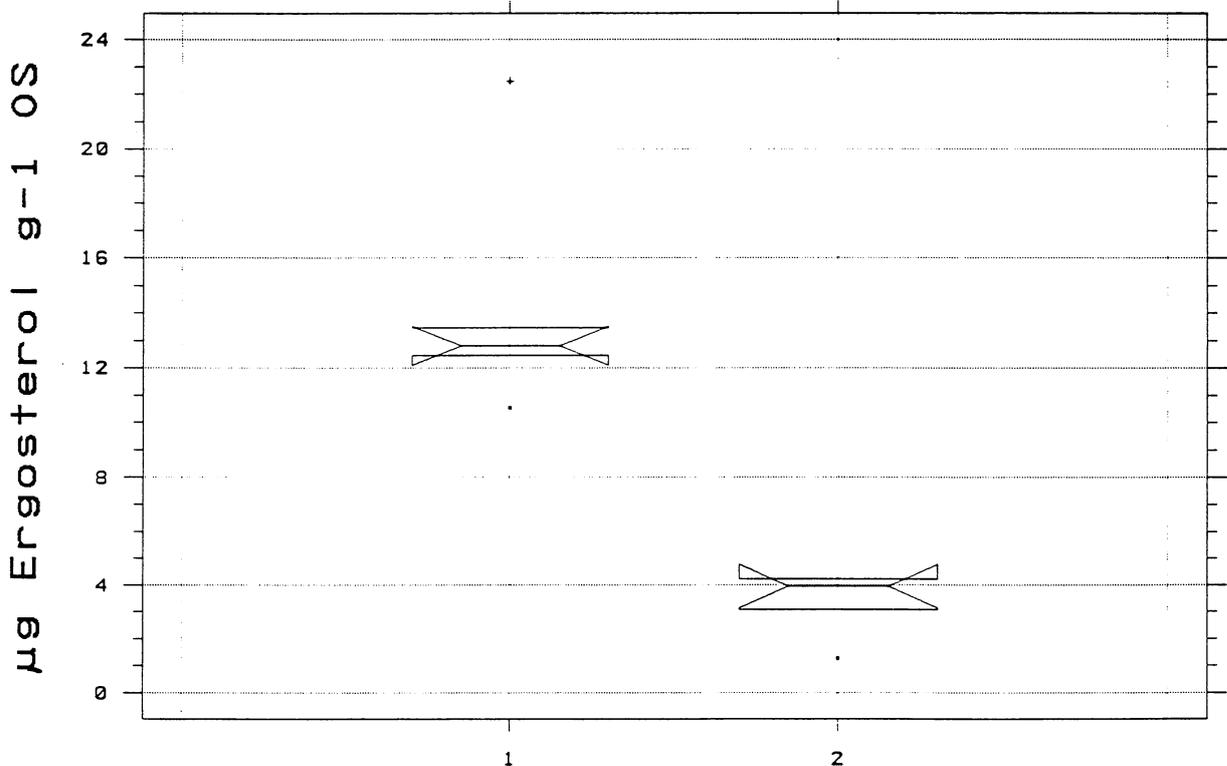


Abb.43: "Notsched Box-and-Whiskers" des Ergosterolgehaltes, Probenentnahme Frühjahr 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

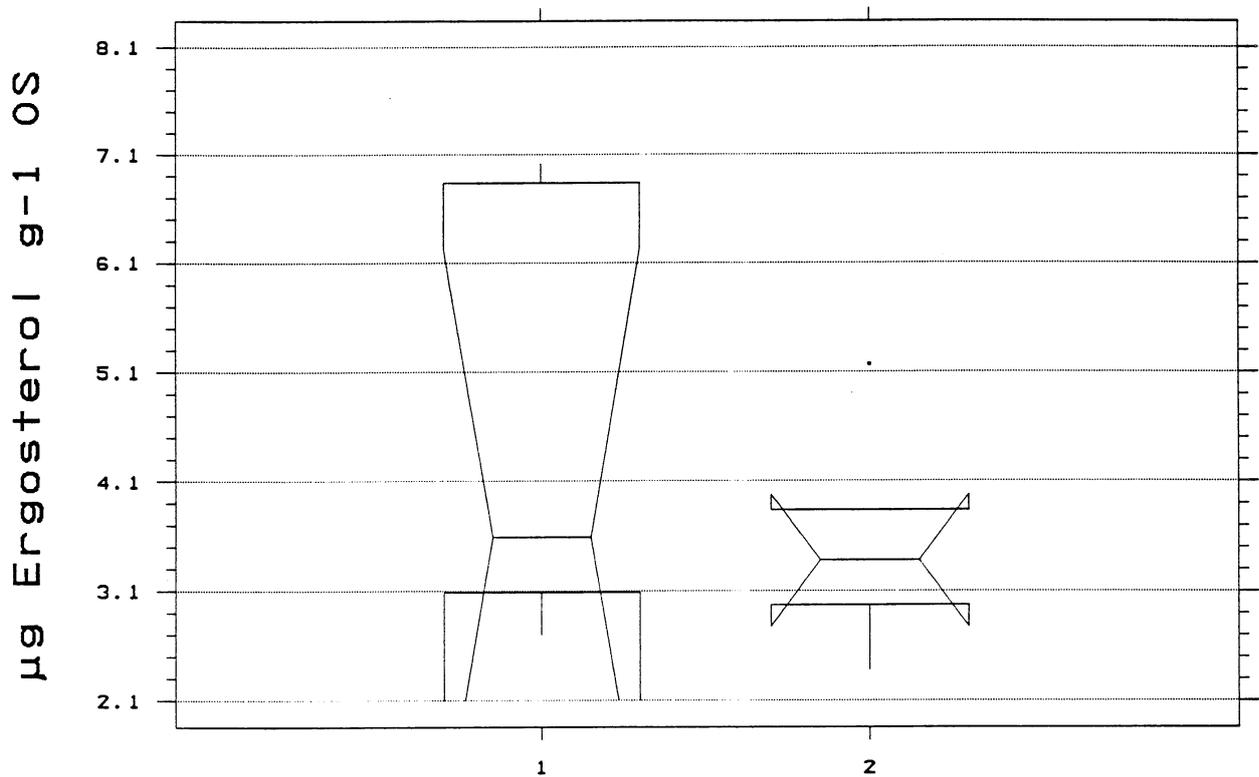


Abb.44: "Notsched Box-and-Whiskers" des Ergosterolgehaltes, Probenentnahme Herbst 1993

1-Untersuchungsfläche Montiggl 2-Untersuchungsfläche Rittner Horn

Dies dürfte auch der Grund dafür sein, weshalb die deutliche Abnahme des Ergosterolgehaltes in den Böden von Montiggl (Abb.45) gegen den Herbst hin sich nicht in einer deutlichen Abnahme der Gesamtanzahl an Pilzen (Abb.30) widerspiegelte.

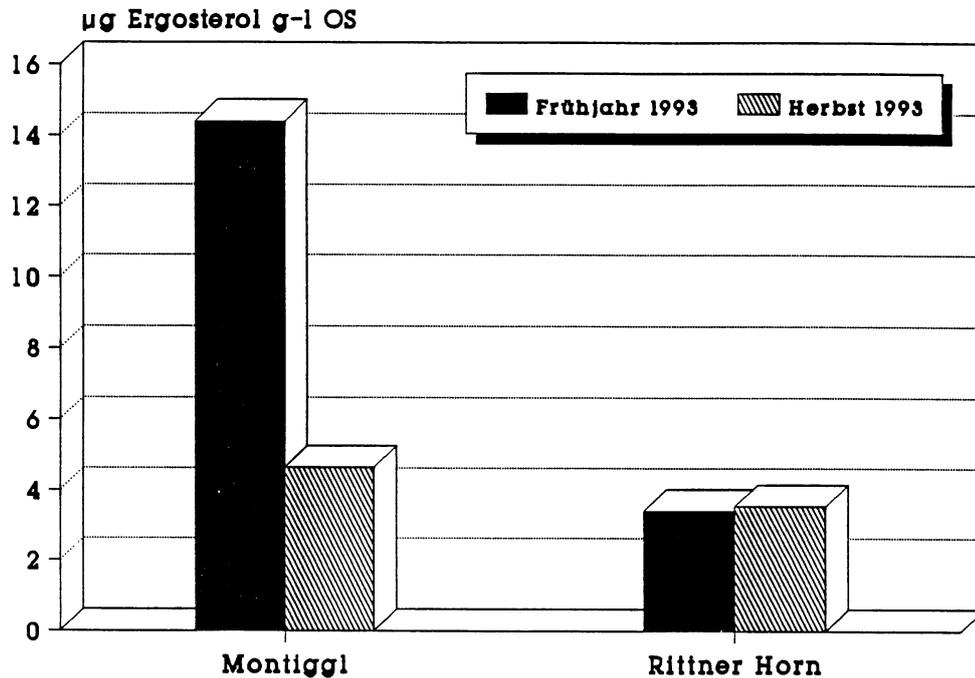


Abb.45: Ergosterolkonzentration im A_n-Horizont der Bodenproben aus Montiggl und vom Rittner Horn, Frühjahr und Herbst 1993

4 VERGLEICH MIT UNTERSUCHUNGSFLÄCHEN IN DER PROV. TRIENT

In diesem Abschnitt werden die Meßwerte ausgewählter Parameter mit jenen von Untersuchungsflächen in der Prov. Trient verglichen. Auch von diesen Langzeit-Versuchsflächen befindet sich eine in der klimatisch "kühlen" Subalpinstufe des Fichtenwaldes "*Piceetum subalpinum*" (Lavaze Joch), und die andere in der "wärmebegünstigten" kollinen Stufe der Eichenbuschwaldzone "*Quercetum pubescentis*" (Pomarolo). Die übersichtliche Gegenüberstellung der Aktivitäten der vier verschiedenen Böden in Form von Blockdiagrammen ermöglicht einen Vergleich von Böden mit unterschiedlichen biologischen, chemischen und physikalischen Eigenschaften.

Die Konzentrationen und Aktivitäten der mikrobiellen Biomasse und der Bodenatmung der Parabraunerdeböden von Montiggl waren auch im Vergleich zu den untersuchten Böden im Trentino sehr gut ausgeprägt (Abb.46-47). In den Böden von Pomarolo wurden zwar höhere Werte nachgewiesen, dennoch wiesen die Montiggler

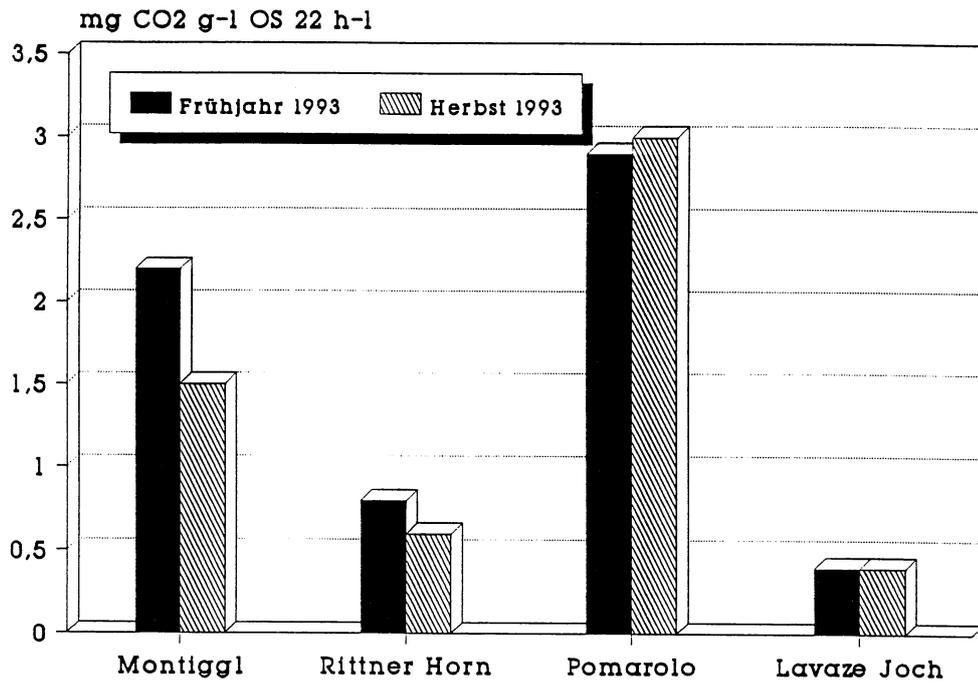


Abb.46: Bodenatmung im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch; Frühjahr und Herbst 1993

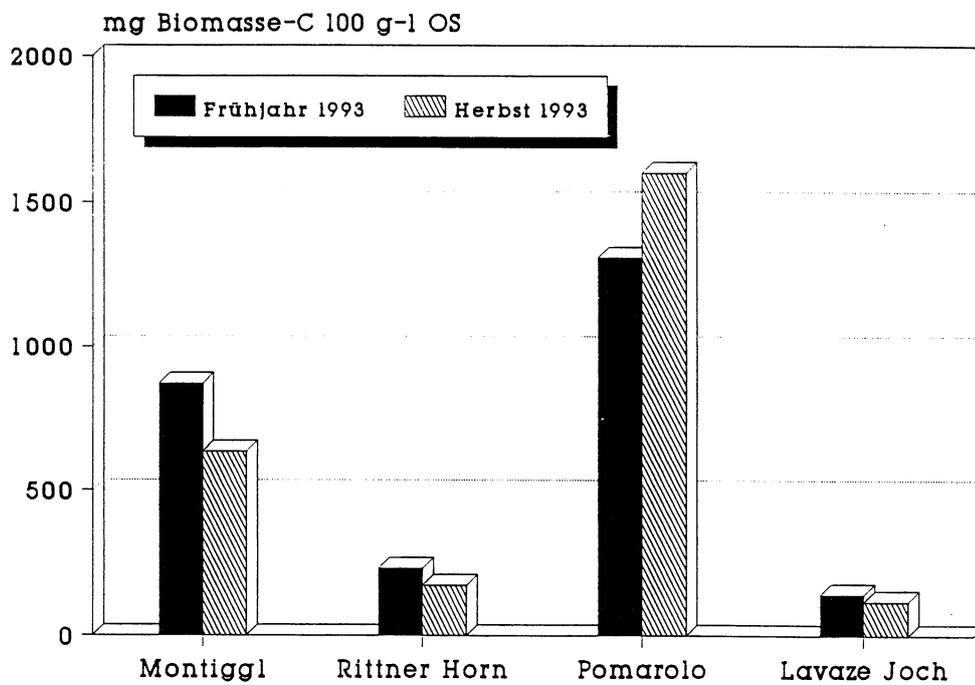


Abb.47: Substrat-Induzierte-Atmung im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch; Frühjahr und Herbst 1993

Böden eine intensive Mineralisation auf. Diese intensiven Abbaubedingungen waren, wie in Pomarolo, die Folge optimaler Bodeneigenschaften wie z.B. Textur, Feuchtigkeit, Temperatur, Bodenreaktion... . Für die hohen Mineralisierungsraten der Bodenproben von Montiggl und Pomarolo könnten demnach ein günstigeres Feuchteregime und ein gesteigertes Angebot an leicht abbaubaren Substraten verantwortlich sein. So wird z.B. die Bodenatmung und die mikrobielle Biomasse stark durch Feuchtigkeit, Temperatur und Verdichtung beeinflusst (Anderson 1975, Wardle und Parkinson 1990).

Abbildung 48 zeigt die Xylanaseaktivität der Böden sämtlicher Untersuchungsflächen. Auffallend waren einerseits die hohen Werte der Böden Montiggl und Pomarolo und andererseits die gegenüber dem Frühjahr signifikant höheren Herbstaktivitäten. Diese Gegebenheiten wurden bereits eingehend interpretiert (siehe 3.4). Die Aktivitäten der Rohhumusstandorte Rittner Horn und Lavaze Joch waren gut ausgeprägt und wiesen auf einen intensiven C-Metabolismus hin.

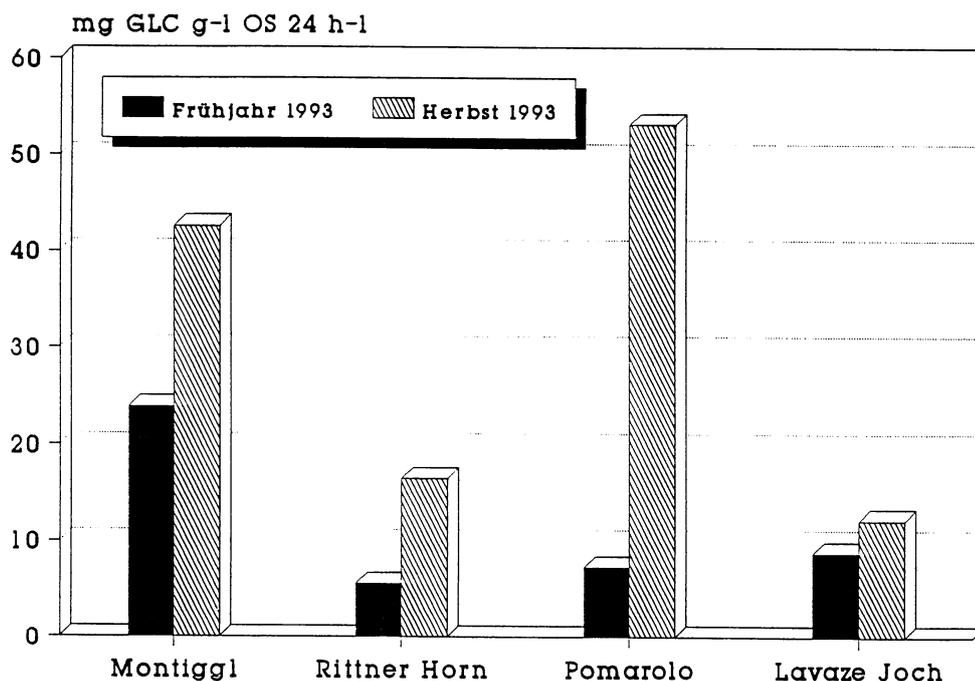


Abb.48: Xylanaseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch; Frühjahr und Herbst 1993

Die Analyse der Phosphataseaktivität deutete daraufhin, daß sämtlich untersuchte Böden, mit Ausnahme jener vom Lavaze Joch, einen mehr oder weniger starken P-Mangel aufwiesen (Abb.49). Die Aktivitäten der oben genannten Standorte lagen in

einem hohen Bereich. So wie die Xylanaseaktivität, so zeigte auch die Phosphataseaktivität in den Böden von Montiggl und Pomarolo im Herbst höhere Aktivitäten als im Frühjahr.

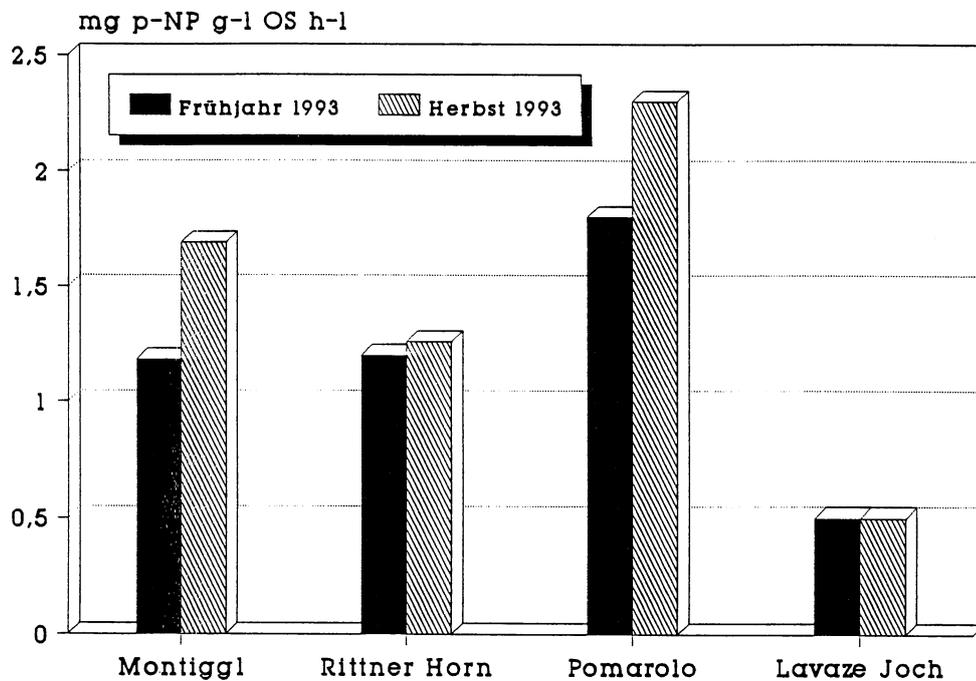


Abb.49: Phosphataseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch; Frühjahr und Herbst 1993

Die Proteaseaktivitäten der Böden von Montiggl und Pomarolo waren im Vergleich zu denen am Rittner Horn und am Lavaze Joch sehr gut ausgeprägt (Abb.50). Dies zeigte, daß in diesen Böden neben einer intensiven C-Mineralisation auch ein nachweisbarer Stickstoffabbau erfolgte. Im Falle von Pomarolo wurde dies durch einen nennenswerten Nitrifikationsumsatz bestätigt. Der damit freigesetzte Stickstoff wird entweder durch die Vegetation gebunden oder im ungünstigeren Fall in Form von Nitrat in das Grundwasser ausgetragen und damit anderen Ökosystemen zugeführt.

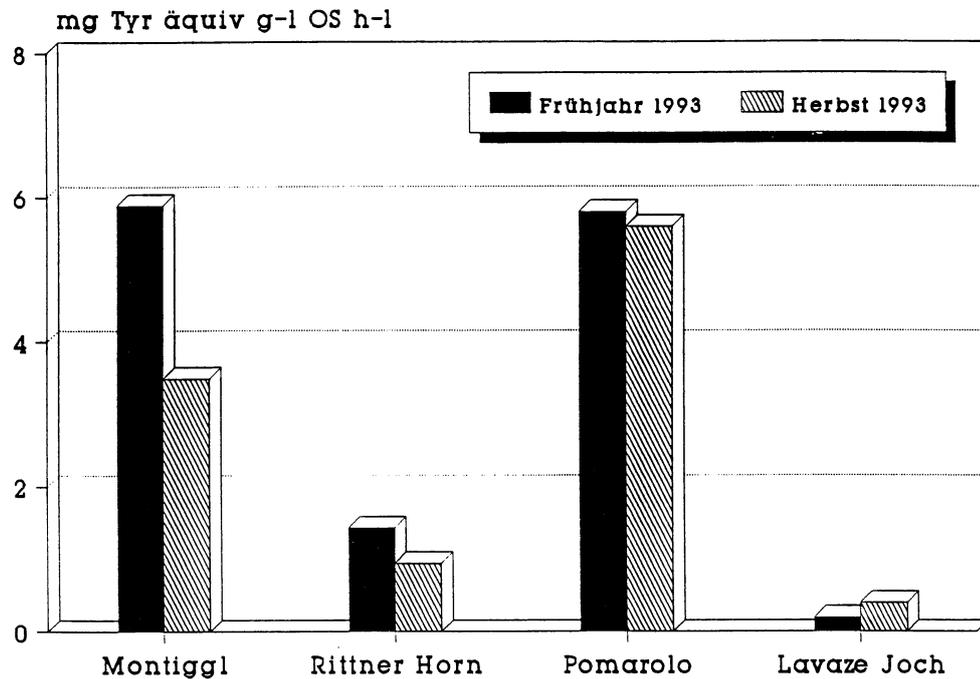


Abb.50: Proteaseaktivität im A_h-Horizont der Bodenproben aus Montiggl, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch, ; Frühjahr und Herbst 1993

Von sämtlichen untersuchten Bodenproben wiesen allein jene von Pomarolo eine nennenswerte biologische Nitrifikation auf (Abb.51). In den Böden der übrigen Standorte waren nur geringe Nitrifikationsraten zu verzeichnen, so daß man hier von einer Inaktivität oder wahrscheinlicher von einem Fehlen der nitrifizierenden Mikroorganismen ausgehen kann. Denn Untersuchungen von Rangeley und Knowles (1988) haben ergeben, daß eine fehlende Nitrifikation hauptsächlich auf die Säureempfindlichkeit von *Nitrosomonas* sp. zurückzuführen ist (siehe auch 3.8).

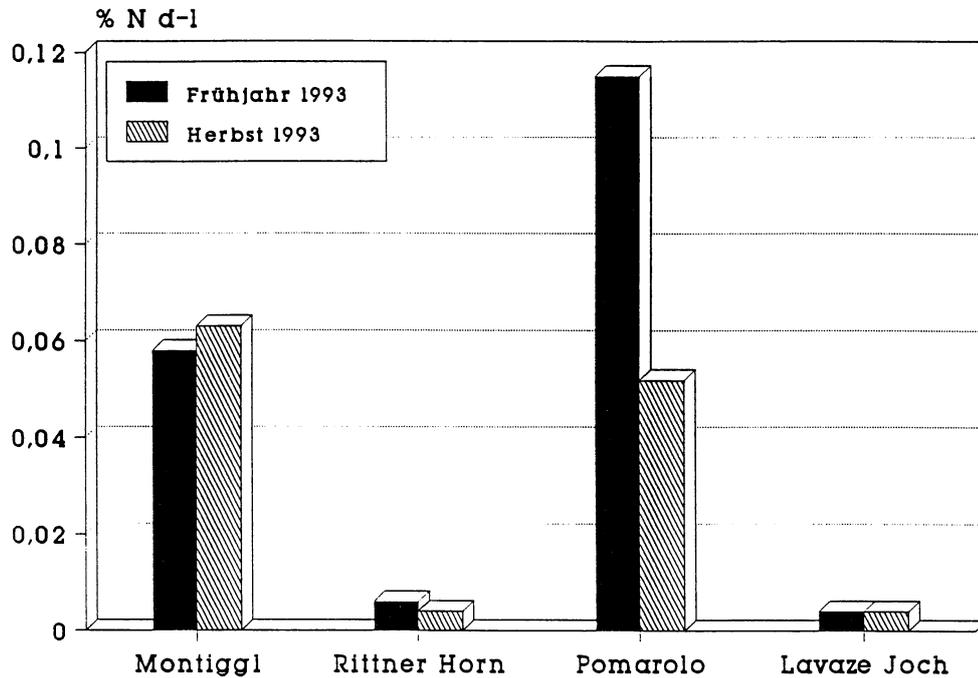


Abb.51: Nitrifikationsumsatz im A_h -Horizont der Bodenproben aus Montiggli, Rittner Horn, Pomarolo und Lavaze Joch; Frühjahr und Herbst 1993

Das Verteilungsmuster der Gesamtanzahl an Bakterien in den Böden der vier verschiedenen Standorte (Abb.51) deckte sich mit der Verteilung der Bodenatmung (Abb.46) und der mikrobiellen Biomasse (Abb.47). Die höchsten Werte wies Pomarolo auf, gefolgt von jenen in Montiggli und vom Rittner Horn. Die Meßwerte vom Lavaze Joch wiesen bei den drei genannten Aktivitäten die niedrigsten Werte auf.

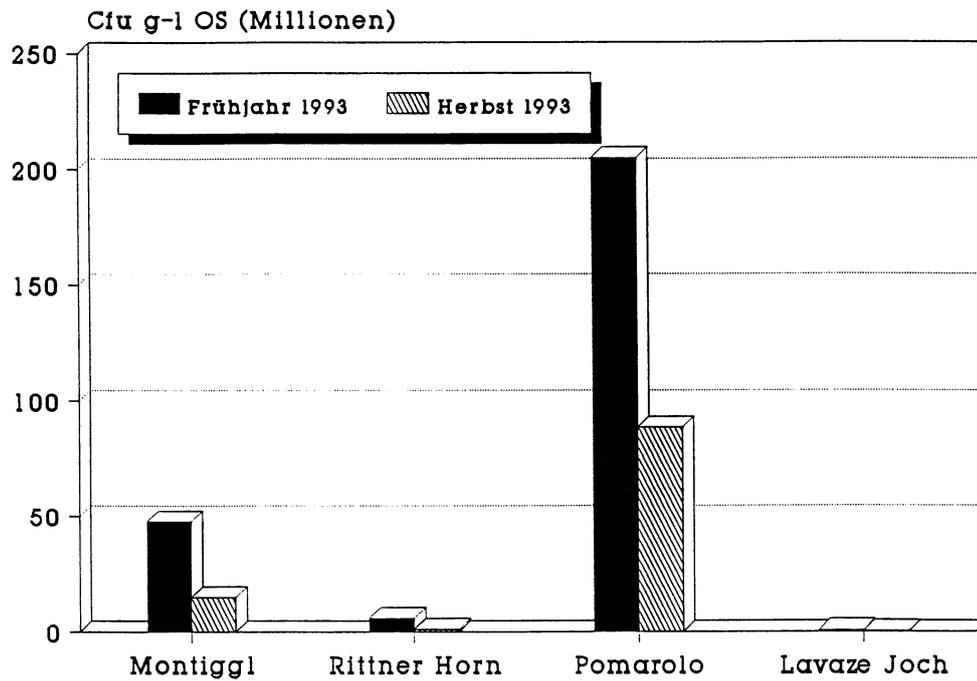


Abb.51: Gesamtanzahl an Bakterien im A_n-Horizont der Bodenproben aus Pomarolo, Lavaze Joch, Montiggl und Rittner Horn; Frühjahr und Herbst 1993

5 ZUSAMMENFASSUNG

Im Rahmen des Projektes "International Cooperative Programme on Assessment and Integrated Monitoring of Air Pollution Effects on Forests-IMP" wurde im ersten Untersuchungsjahr (1993), in Form von zwei Probenentnahmen, an den Untersuchungsflächen Montiggl und Rittner Horn eine Erhebung des Ist-Zustandes aus bodenmikrobiologischer, bodenenzymatischer Sicht durchgeführt. Als Untersuchungsparameter wurden verschiedene Enzymaktivitäten (Dehydrogenase, Xylanase, Phosphatase, Arylsulfatase, Protease), Biomassegehaltsuntersuchungen, CO₂-Freisetzungsraten, N-Umsetzungen (Nitrifikationsrate), verschiedene Keimzahlbestimmungen (Bakterien, Pilze, Proteinabbauer, Nitratreduzierer, Celluloseabbauer, Phosphormobilisierer) und die Ergosterolkonzentration als Maßstab für die "metabolisch aktive" Pilz-Biomasse ausgewählt.

Die statistische Beurteilung der umfangreichen Meßergebnisse der beiden Probenentnahmen erfolgte in Hinblick auf ihre Verteilung zum Median mit den "Notsched Box-and-Whisker" Diagrammen. Streuung, Verteilungssymmetrie, Extremwerte und Ausreißer der einzelnen Versuchsflächen konnten ermittelt werden (Größe der Quartile ober- und unterhalb des Medians).

Bodenmikrobiologische, bodenbiochemische Methoden charakterisieren verschiedene Stoffwechselleistungen der Bodenorganismen. Die angewandten Methoden erlauben einerseits allgemeine Aussagen über Stoffwechselleistungen z.B. Bodenatmung, andererseits Aussagen über sehr spezielle Metabolismen z.B. Xylanaseaktivität. Die Erfahrung der Vergangenheit zeigte, daß mit diesen Methoden Veränderungen im Aktivitätsspektrum von Böden sehr empfindlich und kurzzeitig erfaßt werden können. Bodenbiologische Methoden sind jedoch nur bedingt für eine absolute Bewertung von Zuständen geeignet. Mit ein Grund dafür ist der auch heute noch geringe Wissensstand über wesentliche Zusammenhänge im Ablauf ökosystemarer Prozesse.

Die im Rahmen des Projektes untersuchten Flächen waren durch Unterschiede betreffend den geologischen Untergrund, dem Bodentyp, die Exposition, den Pflanzenwuchs und das Klima deutlich verschieden. Aus dieser Feststellung wurden auch die unterschiedlichen Reaktionsnormen der Bodenmikroflora abgeleitet.

Die Untersuchungsfläche Montiggl zeigte gegenüber der Fläche am Rittner Horn durchwegs höhere Biomassewerte, Stoffwechselaktivitäten und Keimgehalte spezieller Organismengruppen auf. Die Ursachen hierfür lagen in relativ guten Nährstoffversor-

gungen (Mischwald) und einer günstigen klimatischen Exposition. Ein Charakteristikum der Montiggler Böden war die extrem hohe mikrobielle Biomasse, die sich auch in den Keimzahlen verschiedener Mikroorganismengruppen (Bakterien, Pilze, Phosphormobilisierer) widerspiegelt. Die relativ guten bodenbiologischen Voraussetzungen dieser Parabraunerdeböden wurden auch durch die Xylanase- und Proteaseaktivität aufgezeigt. Letztere beschreibt einen Teil der N-Mineralisation.

Die kaum nachweisbare Nitrifikation in den Böden von Montiggl und vom Rittner Horn dürfte in erster Linie auf die zu niedrigen pH-Werte zurückgeführt werden. Mängel in der Nährstoffversorgung der Bodenmikroflora und möglicherweise auch des Pflanzenbewuchses wurden an beiden Flächen durch eine hohe Phosphataseaktivität ersichtlich. Die Besonderheit dieser Stoffwechselaktivität ist die durch Endprodukt-hemmung regulierte Enzymaktivität, die bei niedrigen Gehalten an organismenverfügbaren Phosphor durch verkehrt proportional hohe Aktivitäten diesem Mangel begegnet.

Die Podzolböden der Untersuchungsfläche am Rittner Horn waren durch eine hohe Anzahl an Pilzen und Celluloseabbauern gekennzeichnet. Auch im Bereich des C-Metabolismus (Abbau von Xylanen) wurde auf eine intensive biologische Aktivität hingewiesen.

Durch die statistische Auswertung mit den "Notched Box-and-Whisker" Diagrammen konnte gezeigt werden, daß innerhalb der Untersuchungsfläche Montiggl eine große Variabilität bzw. Heterogenität vorherrschte. Dies führte zu entsprechend streuenden biologischen Aktivitäten. Mit Ausnahme der Bodenatmung und z.T. der Xylanaseaktivität sowie des Nitrifikationsumsatzes wurde dies an sämtlichen untersuchten Parametern klar ersichtlich. Dies könnte auf eine unregelmäßige Bodenbildung und somit auf einen unterschiedlichen Bodenaufbau zurückzuführen sein.

Die Untersuchungsfläche am Rittner Horn zeigte hingegen gleichmäßige, symmetrische Verhältnisse auf. Lediglich die Phosphatase- und die Sulfataseaktivitäten der Bodenmaterialien zeigten eine größere Streuung auf.

Die Dynamik biologischer Stoffwechselprozesse im Boden führt dazu, daß zu unterschiedlichen Entnahmezeitpunkten während eines Jahres sich Aktivitäten vor allem quantitativ unterscheiden. So zeigten die Bodenatmung, die mikrobielle Biomasse, die Proteaseaktivität und z.T. die Dehydrogenaseaktivität ein deutliches Frühjahrsoptimum. Auch die Keimzahlen der verschiedenen Stoffwechselspezialisten waren z.T. im Frühjahr deutlich höher als im Herbst. Dafür verantwortlich könnten optimale Temperatur- und

Feuchtigkeitsverhältnisse im Frühjahr, der moderate enzymatische Substrataufschluß und die Frostdesintegration während der Wintermonate sein.

Die gut ausgebildeten bodenbiologischen Aktivitäten der Parabraunerdeböden von Montiggl und die für Gebirgswälder auf Podzolstandorten gut nachweisbaren biologischen Aktivitäten der Fläche Rittner Horn wurden beim Vergleich zu Untersuchungsflächen in der Prov. Trient bestätigt. Einzelne Meßparameter wie z.B die Xylanase- und Proteaseaktivität erreichten in den Böden von Montiggl z.T. dasselbe Niveau wie in den Böden von Pomarolo. Die Böden vom Rittner Horn hingegen wiesen durchwegs höhere Aktivitäten auf, als die vergleichbaren Böden vom Lavaze Joch.

Abschließend wird nochmals festgehalten, daß die Flächen Montiggl und Rittner Horn eine signifikant verschiedene biologische Aktivität aufwiesen, wobei die Parabraunerdeböden von Montiggl durch konstant höhere Werte charakterisiert waren. Nur die Phosphatase- und z.T. die Arylsulfataseaktivität zeigten keine signifikanten Unterschiede.

Die im bodenmikrobiologischen Teil des Projektes durchgeführten Erhebungen des Ist-Zustandes lassen erwarten, daß bei Eintreten von Auswirkungen eventueller Umweltbelastungsformen bzw. Veränderungen im klimatischen Bereich Aussagen über die Richtung der Auswirkungen getroffen werden können.

6 LITERATUR

- Alexander (1961) Introduction to Soil Microbiology. John Wiley & Sons, Inc New York London pp 248-292
- Anderson JPE (1975) Einflüsse von Temperatur und Feuchte auf Verdampfung, Abbau und Festlegung von Diallat im Boden. Z Pflanzenkr Pflanzenschutz 7:141-146
- Anderson JPE, Domsch KH (1978) A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. Soil Biol Biochem 10:215-221
- Beck T (1976) Verlauf und Steuerung der Nitrifikation in Bodenmodellversuchen. Sonderdruck aus Landwirtsch Forschung 30:85-94
- Beck T, Capriel P, Müller C (1982) Das Bodenbeobachtungsprogramm der LBP. Ergebnisse humuschemischer und bodenmikrobiologischer Untersuchungen. Bayer Staatsm f Ernähr, Landwirtsch und Forsten, Schule und Beratung 01/1992
- Binkley D, Richter D (1987) Nutrient cycles and H⁺ budgets of forest ecosystems. Adv Ecol Res 16:1-51
- Brown K (1985) Acid depositions: Effects of sulphuric acid at pH 3 on chemical and biochemical properties of bracken litter. Soil Biol Biochem 17:31-38
- Dalal RC (1977) Soil organic phosphorus. Adv Agron 29:83-117
- Dick RP, Tabatabai MA (1987) Polyphosphates as sources of phosphorus for plants. Fert Res 12:107-118
- Dutzler-Franz G (1977) Beziehungen zwischen der Enzymaktivität verschiedener Bodentypen, der mikrobiellen Aktivität, der Wurzelmasse und einigen Klimafaktoren. Z Pflanzenernähr Bodenk 140:351-374
- Enari TM, Markkanen P (1977) Production of cellulolytic enzymes by fungi. Adv Biochem Eng 5:1-24
- Evans LS, Hendry GR, Stensland GJ, Johnson DW, Francis AI (1981) Acidic precipitations: Considerations for an air quality standard. Water Air Soil Pollut 16:469-509
- Finck A (1976) Pflanzenernährung in Stichworten, Verlag Ferdinand Hirt, Kiel pp 82-97
- Fox TR, Comerford NB (1992) Rhizosphere phosphatase activity and phosphatase hydrolyzable organic phosphorus in two forested Spodosols. Soil Biol Biochem 24:579-583
- Francis A (1982) Acid deposition: Effects of acid precipitation and acidity on soils microbial processes. Water Air and Soil Poll 18:375-394
- Franz G (1973) Vergleichende Untersuchungen über die Enzymaktivität einiger Böden aus Nordrhein-Westfalen und Rheinland-Pfalz. Pedobiologia 13:423-436
- Freytag HE (1977) Analyse von Bodenatmungskurven. Zbl Bakt Abt II 132:452-460

- Gisi U (1990) Bodenökologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart New York pp 225-278
- Haimi J, Huhta V (1990) Effects of earthworms on decomposition processes in raw humus forest soil: A microcosm study. *Biol Fertil Soils* 10:178-183
- Halstead RL, McKercher RB (1975) Biochemistry and cycling of phosphorus. In: Paul EA, McLaren AD (eds) *Soil Biochemistry*, Vol 4, Marcel Dekker Inc, New York, p 31
- Haynes RJ, Swift RS (1988) Effects of lime and phosphate additions on changes in enzyme activities, microbial biomass and levels of extractable nitrogen, sulphur and phosphorus in an acid soil. *Biol Fertil Soils* 6:153-158
- Illmer P (1992) Mikrobielle, nichtenzymatische Phosphormobilisierung aus unlöslichen Calciumphosphaten. Diss Universität Innsbruck
- Isermeyer H (1952) Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Karbonate im Boden. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 56:26-28
- Jäggi W (1976) Die Bestimmung der CO₂-Bildung als Maß der bodenbiologischen Aktivität. *Schw Landw Forschung* 15:371-380
- Klein TM, Novick NJ, Kreitinger JP, Alexander M (1984) Simultaneous inhibition of carbon and nitrogen mineralization in a forest soil by simulated acid precipitation. *Bull Environ Contam Toxicol* 32:698-703
- Ladd JN (1972) Properties of proteolytic enzymes extracted from soil. *Soil Biol Biochem* 4:227-237
- Ladd JN (1978) Origin and range of enzymes in soil. In: Burns RG (ed) *Soil Enzymes*. Academic Press, London pp 51-96
- Ladd JN, Butler JHA (1972) Short-term assays of soil proteolytic enzyme activities using proteins and dipeptide derivatives as substrates. *Soil Biol Biochem* 4:19-30
- Loll MJ, Bollag JM (1983) Protein transformation in soil. *Adv Agron* 36:351-383
- Makboul HE, Ottow JCG (1979) Einfluß von Zwei- und Dreischichttonmineralen auf die Dehydrogenase-, saure Phosphatase- und Urease-Aktivität in Modellversuchen. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 142:500-513
- Matzner E, Ulrich B (1984) Chemische Veränderungen der Bodenlösung als Folge saisonaler Versauerungsschübe in verschiedenen Waldökosystemen. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 147:290-304
- Mayaudon J, Batistic L, Sarkar JM (1975) Properties of proteolytically active extracts from fresh soils. *Soil Biol Biochem* 7:281-286
- Moser M (1963) Förderung der Mykorrhizabildung in der forstlichen Praxis. *Mitt der Forstlichen-Bundes-Versuchsanstalt. Mariabrunn* 60:700

- Nannipieri P, Grego S, Ceccanti B (1990) Ecological significance of the biological activity in soil. In: Bollag JM, Stotzky G (eds) *Soil Biochemistry*, vol 6. Marcel Dekker, New York pp 293-355
- Powlson DS, Brookes PC (1987) Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. *Soil Biol Biochem* 19:159-164
- Puskinskaja OI (1954) Zur Methodik der zahlenmäßigen Bestimmung von cellulosezer-setzenden Mikroorganismen. *Mikrobiologija* 23:34-36
- Raghubanshi AS (1991) Dynamics of soil biomass C, N, and P in a dry tropical forest in India. *Biol Fertil Soils* 12:55-59
- Rangeley A, Knowles R (1988) Nitrogen transformations in a scottish peat soil under laboratory conditions. *Soil Biol Biochem* 20:385-391
- Rastin N, Rosenplätter K, Hüttermann A (1988) Seasonal variation of enzyme activity and their dependence on certain soil factors in a beech forest soil. *Soil Biol Biochem* 20:637-642
- Rehfuess KE (1990) *Waldböden*, Verlag Paul Parey, Hamburg Berlin pp 22-111
- Sarkar JM, Batistic L, Mayaudon J (1980) Les hydrolases du sol et leur association avec les hydrates de carbone. *Soil Biol Biochem* 12:325-328
- Scheffer F, Schachtschabel P (1992) *Lehrbuch der Bodenkunde*. 13. Aufl., Enke, Stuttgart
- Schinner F, von Mersi W (1990) Xylanase-, cm-cellulase- and invertase activity in soil: an improved method. *Soil Biol Biochem* 22:511-515
- Schinner F, Öhlinger R, Kandeler E, Margesin R (1993) *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. 2 erweiterte Auflage, Springer Verlag, Berlin Heidelberg New York
- Schlichting E, Blume HP (1966) *Bodenkundliches Praktikum*. Verlag Paul Parey, Hamburg Berlin
- Sparling GP (1985) The soil Biomass. In: Vaughan D, Malcolm RE (eds) *Soil Organic Matter and Biological Activity*. Martinus Nijhoff/Dr W Junk Publ, Dordrecht Boston Lancaster, p 223
- Speir TW, Ross DJ (1978) Soil phosphatase and sulphatase. In: Burns RG (ed) *Soil Enzymes*. Academic Press, New York London p 197
- Speir TW, Ross DJ (1981) A comparison of the effects of air-drying and acetone dehydration on soil enzyme activities. *Soil Biol Biochem* 13:225-229
- Tabatabai MA, Bremner JM (1969) Use of p-nitrophenyl phosphate for assay of soil phosphatase activity. *Soil Biol Biochem* 1:301-307
- Tabatabai MA, Bremner JM (1970) Arylsulfatase activity of soils. *Soil Sci Soc Am Proc* 34:225-229

- Tabatabai MA (1982) Soil enzymes. In: Page AL, Miller RH, Keeney DR (eds) *Methods of Soil Analysis, Part 2*. Am Soc Agron Inc, Soil Sci Soc Am Inc, Madison Wisconsin USA p 903
- Thalmann A (1968) Zur Methodik der Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität im Boden mittels Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC). *Landwirtsch Forsch* 21:249-258
- Trasar-Cepeda MC, Gil-Sotres F (1987) Phosphatase activity in acid high organic matter soils in Galicia (NW Spain). *Soil Biol Biochem* 19:281-287
- Ulrich B (1984) Kalkdüngung: Ja oder Nein. In: Hatzfeld HG (ed) *Der Wald stirbt! Alternative Konzepte*. Verlag Müller, Karlsruhe 46:58-65
- Wardle DA, Parkinson D (1990) Interactions between microclimatic variables and the soil microbial biomass. *Biol Fert Soils* 9,273-280
- Weete JD (1974) *Fungal lipid Biochemistry: distribution and Metabolism*. Plenum Press New York
- West AW, Grant WD, Sparling GP (1987) Use of ergosterol, diaminopimelic acid and glucosamine content of soils to monitor changes in microbial populations. *Soil Biol Biochem* 19:607-612
- White CS, Gosz JR (1987) Factors controlling nitrogen mineralization and nitrification in forest ecosystems in New Mexico. *Biol Fert Soils* 5:195-202
- Wilhelmi V, Rothe GM (1990) The effect of acid rain, soil temperature and humidity on C-mineralization rates in organic soil layers under spruce. *Plant and Soil* 121:197-202
- Zelles L, Hund K, Stepper K (1987) Methoden zur relativen Quantifizierung der pilzlichen Biomasse im Boden. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 150:249-252

7 ANHANG

Tab.1: Bodenmikrobiologische Aktivitäten der Böden Montiggl und Rittner Horn, Frühjahr 1993 (Mittelwerte aus zehn Einzelproben)

Ort	Atmung mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹	Biomasse-C mg 100 g ⁻¹ OS h ⁻¹	Dehydrogenase µg TPF g ⁻¹ OS 16 h ⁻¹	Xylanase mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹	Phosphatase mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	Sulfatase mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	Protease mg Tyr äqui g ⁻¹ OS 2 h ⁻¹	Nitrifikation % N d ⁻¹
1	2,17	871,0	865,3	23,9	1,18	0,38	5,89	0,06
2	0,84	231,9	226,2	5,6	1,20	0,23	1,43	0,01

1 Montiggl/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.2: Keimzahlen sowie Ergosterolgehalt der Böden Montigg und Rittner Horn, Frühjahr 1993 (Mittelwerte aus zehn Einzelproben)

Ort	Bakterien	Pilze	Protein- abbauer	Nitrat- reduzierer	Cellulose- abbauer	Phosphor- mobilisierer	Pilzliche Biomasse
	Cfu g ⁻¹ OS	µg Ergosterol g ⁻¹ OS					
1	4,8 * 10 ⁷	1,2 * 10 ⁷	8,5 * 10 ⁵	8,4 * 10 ⁶	5,3 * 10 ⁵	7,4 * 10 ⁶	14,35
2	5,9 * 10 ⁶	1,3 * 10 ⁶	4,6 * 10 ⁴	1,6 * 10 ⁴	1,9 * 10 ⁵	1,7 * 10 ⁵	3,36

1 Montigg/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.3: Bodenmikrobiologische Aktivitäten der Böden Montiggl und Rittner Horn, Herbst 1993 (Mittelwerte aus zehn Einzelproben)

Ort	Atmung mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹	Biomasse-C mg 100 g ⁻¹ OS h ⁻¹	Dehydrogenase µg TPF g ⁻¹ OS 16 h ⁻¹	Xylanase mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹	Phosphatase mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	Sulfatase mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	Protease mg Tyr äqui g ⁻¹ OS 2 h ⁻¹	Nitrifikation % N d ⁻¹
1	1,48	634,9	1027,0	42,6	1,69	0,50	3,47	0,06
2	0,57	172,6	72,8	16,5	1,26	0,30	0,94	0,00

1 Montiggl/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.4: Keimzahlen sowie Ergosterolgehalt der Böden Montiggli und Rittner Horn, Herbst 1993 (Mittelwerte aus zehn Einzelproben)

Ort	Bakterien	Pilze	Protein- abbauer	Nitrat- reduzierer	Cellulose- abbauer	Phosphor- mobilisierer	Pilzliche Biomasse
	Cfu g ⁻¹ OS	µg Ergosterol g ⁻¹ OS					
1	1,5 * 10 ⁷	1,0 * 10 ⁷	2,3 * 10 ⁶	4,6 * 10 ⁶	4,9 * 10 ⁵	1,1 * 10 ⁶	4,64
2	1,2 * 10 ⁶	3,6 * 10 ⁵	5,9 * 10 ³	4,2 * 10 ⁴	3,2 * 10 ⁴	2,2 * 10 ⁵	3,54

1 Montiggli/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.5: Bodenmikrobiologische Aktivitäten der Böden Montiggel und Rittner Horn, Frühjahr 1993 (Mediane aus zehn Einzelproben)

Ort	Atmung	Biomasse-C	Dehydrogenase	Xylanase	Phosphatase	Sulfatase	Protease	Nitrifikation
	mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹	mg 100 g ⁻¹ OS h ⁻¹	µg TPF g ⁻¹ OS 16 h ⁻¹	mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹	mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	mg Tyr äqui g ⁻¹ OS 2 h ⁻¹	% N d ⁻¹
1	2,04	1006,9	920,3	20,5	1,26	0,38	5,82	0,06
2	0,86	213,8	61,9	5,5	1,47	0,09	0,28	0,00

1 Montiggel/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.6: Keimzahlen sowie Ergosterolgehalt der Böden Montiggel und Rittner Horn, Frühjahr 1993 (Mediane aus zehn Einzelproben)

Ort	Bakterien	Pilze	Protein-abbauer	Nitrat-reduzierer	Cellulose-abbauer	Phosphor-mobilisierer	Pilzliche Biomasse
	Cfu g ⁻¹ OS	µg Ergosterol g ⁻¹ OS					
1	3,2 * 10 ⁷	8,1 * 10 ⁶	8,2 * 10 ⁵	7,7 * 10 ⁶	2,1 * 10 ⁵	5,2 * 10 ⁶	12,81
2	2,9 * 10 ⁶	7,9 * 10 ⁵	0,0	1,5 * 10 ⁵	8,6 * 10 ⁴	1,5 * 10 ⁵	3,95

1 Montiggel/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.7: Bodenmikrobiologische Aktivitäten der Böden Montiggel und Rittner Horn, Herbst 1993 (Mediane aus zehn Einzelproben)

Ort	Atmung	Biomasse-C	Dehydrogenase	Xylanase	Phosphatase	Sulfatase	Protease	Nitrifikation
	mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹	mg 100 g ⁻¹ OS h ⁻¹	µg TPF g ⁻¹ OS 16 h ⁻¹	mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹	mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	mg p-NP g ⁻¹ OS h ⁻¹	mg Tyr äqui g ⁻¹ OS 2 h ⁻¹	% N d ⁻¹
1	1,47	588,5	1042,9	48,6	1,60	0,53	3,44	0,02
2	0,57	164,5	42,3	16,4	1,21	0,31	0,83	0,00

1 Montiggel/BZ

2 Rittner Horn/BZ

Tab.8: Keimzahlen sowie Ergosterolgehalt der Böden Montiggli und Rittner Horn, Herbst 1993 (Mediane aus zehn Einzelproben)

Ort	Bakterien	Pilze	Protein-abbauer	Nitrat-reduzierer	Cellulose-abbauer	Phosphor-mobilisierer	Pilzliche Biomasse
	Cfu g ⁻¹ OS	µg Ergosterol g ⁻¹ OS					
1	1,7 * 10 ⁷	7,9 * 10 ⁶	1,3 * 10 ⁶	4,7 * 10 ⁶	3,0 * 10 ⁵	7,6 * 10 ⁵	3,59
2	5,4 * 10 ⁵	2,1 * 10 ⁵	0,0	1,5 * 10 ⁴	7,9 * 10 ³	7,6 * 10 ⁴	3,38

1 Montiggli/BZ

2 Rittner Horn/BZ

CO₂-FREISETZUNG

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹	mg CO ₂ g ⁻¹ OS 22 h ⁻¹
1	2.10	0.88
2	3.98	2.28
4	1.81	1.20
9	1.90	1.89
10	1.98	1.30
13	2.29	1.87
15	2.26	1.64
16	3.17	2.55
17	1.64	0.87
19	0.55	0.31

RITTNER HORN

2	0.69	0.38
3	1.23	1.09
4	0.46	0.70
6	0.84	0.57
7	1.08	0.66
8	1.30	0.37
12	0.87	0.57
24	0.34	0.43
25	0.39	0.56
29	1.19	0.35

MIKROBIELLE BIOMASSE

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg Biomasse-C 100 g ⁻¹ OS	mg Biomasse-C 100 g ⁻¹ OS
1	1178.7	306.3
2	1145.3	631.1
4	731.2	545.8
9	1027.1	1062.0
10	538.6	516.8
13	986.7	771.3
15	1108.4	846.1
16	1384.1	1120.4
17	515.7	458.3
19	94.4	90.9

RITTNER HORN

2	139.4	116.3
3	369.3	270.2
4	158.7	231.4
6	183.9	165.9
7	244.9	216.3
8	314.7	79.3
12	243.8	130.5
24	81.8	163.0
25	130.7	253.3
29	452.1	99.7

DEHYDROGENASEAKTIVITÄT

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	$\mu\text{g TPF g}^{-1}$ OS 16 h ⁻¹	$\mu\text{g TPF g}^{-1}$ OS 16 h ⁻¹
1	97.0	949.1
2	752.9	1136.7
4	1087.7	439.4
9	1302.9	2203.8
10	309.1	286.8
13	1292.6	1181.2
15	1675.8	1609.2
16	1835.3	2186.7
17	291.1	274.5
19	8.1	2.8

RITTNER HORN

2	24.4	15.0
3	93.4	161.3
4	29.2	8.1
6	56.9	27.5
7	168.6	63.0
8	153.3	43.9
12	66.9	40.7
24	20.3	26.6
25	29.6	112.6
29	1619.0	229.2

XYLANASEAKTIVITÄT

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹	mg GLC g ⁻¹ OS 24 h ⁻¹
1	68.6	58.4
2	19.4	55.3
4	11.2	48.4
9	17.0	35.9
10	23.7	27.6
13	13.9	48.8
15	21.6	52.2
16	21.1	53.1
17	19.8	31.0
19	22.4	14.7

RITTNER HORN

2	8.2	11.5
3	7.6	22.0
4	7.2	15.1
6	5.3	15.6
7	3.0	17.7
8	3.3	13.7
12	5.7	17.7
24	4.4	17.2
25	8.2	20.7
29	3.6	13.3

PHOSPHATASEAKTIVITÄT

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg p-NP g-1 OS h-1	mg p-NP g-1 OS h-1
1	1.10	1.28
2	2.03	2.59
4	1.28	1.71
9	1.31	1.41
10	0.66	1.50
13	1.46	1.86
15	1.25	2.14
16	1.42	2.17
17	0.92	1.39
19	0.42	0.90

RITTNER HORN

2	0.74	0.94
3	1.59	1.61
4	0.46	0.92
6	1.58	1.58
7	2.03	1.76
8	1.55	1.10
12	1.63	1.22
24	0.43	0.84
25	0.61	1.40
29	1.39	1.20

SULFATASEAKTIVITÄT

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg p-NP g-1 OS h-1	mg p-NP g-1 OS h-1
1	0.40	0.71
2	0.35	0.53
4	0.36	0.32
9	0.68	0.78
10	0.17	0.16
13	0.63	0.54
15	0.55	0.91
16	0.49	0.77
17	0.12	0.21
19	0.02	0.05

RITTNER HORN

2	0.07	0.13
3	0.13	0.36
4	0.09	0.20
6	0.10	0.18
7	0.08	0.47
8	0.42	0.20
12	0.20	0.31
24	0.08	0.31
25	0.08	0.41
29	1.05	0.47

PROTEASEAKTIVITÄT

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	mg Tyr äqui g-1 OS 2 h-1	mg Tyr äqui g-1 OS 2 h-1
1	2.75	3.53
2	10.56	3.34
4	2.33	1.93
9	10.21	5.50
10	2.88	2.66
13	8.79	6.18
15	8.76	4.10
16	10.77	5.54
17	1.41	1.48
19	0.41	0.38

RITTNER HORN

2	0.31	0.51
3	0.42	1.52
4	0.26	0.60
6	0.31	1.22
7	0.30	1.37
8	0.17	0.74
12	0.26	0.66
24	0.22	0.72
25	0.22	1.12
29	11.86	0.91

NITRIFIKATIONSUMSATZ

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	% N d-1	% N d-1
1	0.114	0.021
2	0.019	0.005
4	0.097	0.003
9	0.010	0.531
10	0.038	-0.023
13	0.082	0.012
15	0.007	0.019
16	0.119	0.025
17	0.081	0.029
19	0.013	0.008

RITTNER HORN

2	0.005	0.002
3	0.003	-0.001
4	0.001	0.003
6	-0.041	-0.030
7	0.012	0.003
8	0.031	0.036
12	0.007	0.004
24	0.002	0.001
25	0.000	0.000
29	0.033	0.020

Cfu BAKTERIEN

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	2.11E+07	2.30E+07
2	1.04E+08	2.70E+07
4	2.75E+07	1.10E+07
9	4.90E+07	2.20E+07
10	1.25E+07	3.80E+06
13	3.55E+07	1.70E+07
15	8.41E+07	2.30E+07
16	1.25E+08	1.60E+07
17	1.65E+07	2.80E+06
19	1.20E+06	7.40E+05

RITTNER HORN

2	3.08E+06	5.55E+05
3	1.29E+06	4.19E+05
4	4.03E+05	5.06E+05
6	2.37E+06	2.12E+05
7	6.48E+06	6.21E+05
8	8.67E+06	4.52E+06
12	2.78E+06	4.53E+05
24	3.60E+06	7.07E+05
25	3.92E+05	5.30E+05
29	3.03E+07	3.42E+06

Cfu PILZE

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	1.49E+06	6.80E+06
2	2.09E+07	2.60E+07
4	8.17E+06	7.80E+06
9	8.40E+06	1.30E+07
10	3.30E+06	3.80E+06
13	8.00E+06	8.00E+06
15	2.70E+07	2.00E+07
16	3.51E+07	1.20E+07
17	4.06E+06	3.50E+06
19	4.66E+05	4.90E+05

RITTNER HORN

2	1.14E+06	1.94E+05
3	7.94E+05	3.39E+05
4	6.47E+05	1.31E+06
6	7.89E+05	6.36E+04
7	3.07E+06	1.96E+05
8	5.54E+05	2.26E+04
12	1.14E+06	1.40E+05
24	7.63E+05	2.14E+05
25	1.59E+05	4.19E+05
29	3.66E+06	7.46E+05

Cfu PROTEINABBAUER

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	1.24E+06	7.90E+05
2	1.74E+06	7.50E+06
4	0.00E+00	0.00E+00
9	7.64E+05	1.70E+06
10	8.80E+05	7.60E+05
13	5.00E+05	2.50E+06
15	2.90E+05	6.30E+06
16	2.15E+06	2.90E+06
17	9.36E+05	3.12E+05
19	0.00E+00	0.00E+00

RITTNER HORN

2	0.00E+00	0.00E+00
3	0.00E+00	0.00E+00
4	4.24E+04	0.00E+00
6	0.00E+00	0.00E+00
7	0.00E+00	0.00E+00
8	6.67E+04	0.00E+00
12	0.00E+00	0.00E+00
24	0.00E+00	0.00E+00
25	0.00E+00	2.79E+04
29	3.52E+05	3.11E+04

CFU NITRATREDUZIERER

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	7.45E+06	7.60E+06
2	7.83E+06	7.20E+06
4	7.62E+06	2.90E+06
9	9.51E+06	5.70E+06
10	3.06E+06	1.30E+06
13	1.54E+07	3.80E+06
15	1.10E+07	1.02E+07
16	1.62E+07	5.50E+06
17	5.55E+06	1.62E+06
19	2.79E+05	4.00E+05

RITTNER HORN

2	1.34E+04	1.62E+04
3	7.44E+03	8.73E+03
4	9.54E+03	1.35E+04
6	7.89E+03	1.27E+04
7	1.02E+04	2.85E+04
8	4.67E+04	2.10E+04
12	1.77E+04	1.44E+04
24	2.97E+04	1.81E+04
25	2.23E+04	1.40E+04
29	1.41E+06	2.77E+05

Cfu CELLULOSEABBAUER

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	2.48E+05	1.27E+06
2	4.36E+05	1.07E+05
4	1.22E+05	1.60E+06
9	9.94E+05	1.37E+05
10	1.76E+05	1.50E+05
13	3.00E+05	8.22E+04
15	5.60E+04	3.40E+05
16	2.86E+06	2.90E+05
17	6.24E+04	3.12E+05
19	5.32E+04	5.75E+05

RITTNER HORN

2	1.88E+05	9.00E+04
3	0.00E+00	6.98E+03
4	1.06E+04	0.00E+00
6	2.10E+05	6.06E+03
7	2.04E+05	1.40E+05
8	1.07E+06	1.94E+04
12	1.01E+05	3.94E+03
24	0.00E+00	8.80E+03
25	4.46E+04	3.90E+04
29	7.04E+04	6.22E+03

Cfu PHOSPHORMOBILISIERER

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	Cfu g-1 OS	Cfu g-1 OS
1	1.86E+06	1.60E+06
2	1.78E+07	3.70E+06
4	6.10E+06	1.70E+06
9	4.20E+06	3.40E+05
10	1.98E+06	1.10E+06
13	1.00E+07	4.10E+05
15	1.77E+07	1.70E+06
16	1.15E+07	3.60E+05
17	2.81E+06	0.00E+00
19	2.79E+05	3.50E+04

RITTNER HORN

2	1.14E+06	4.50E+04
3	7.94E+05	2.09E+05
4	6.47E+05	9.28E+05
6	7.89E+05	4.85E+04
7	3.07E+06	1.64E+05
8	5.54E+05	6.46E+03
12	1.14E+06	6.50E+04
24	7.63E+05	4.42E+04
25	1.59E+05	8.65E+04
29	3.66E+06	5.91E+05

AKTIVE PILZ-BIOMASSE

MONTIGGL

Boden Nr.	Frühjahr 1993	Herbst 1993
	μg Ergosterol g-1 OS	μg Ergosterol g-1 OS
1	10.56	2.69
4	12.80	6.84
10	22.47	3.09
15	12.46	7.02
19	13.47	3.59

RITTNER HORN

2	4.22	2.37
6	3.95	2.97
7	3.07	5.17
12	4.30	3.38
24	1.27	3.83