

**Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz  
- Fachbereiche Pflanzenernährung und Bodenwissenschaften -  
der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn**

---

**S-Flüsse und räumliche Veränderungen anorganischer und  
organischer Schwefelfraktionen im Boden sowie deren An- und  
Abreicherung in der Rhizosphäre landwirtschaftlicher  
Kulturpflanzen unter partiellem Einsatz des  
Radioisotops <sup>35</sup>S**

**Inaugural - Dissertation**

zur

Erlangung des Grades

Doktor der Agrarwissenschaften

(Dr. agr.)

der

Hohen Landwirtschaftlichen Fakultät

der

Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität

zu Bonn

vorgelegt am 11.07.2008

von

**Lydia Morche**

aus

Euskirchen

Diese Dissertation ist auf dem Hochschulschriftenserver der ULB Bonn unter [http://hss.ulb.uni-bonn.de/diss\\_online](http://hss.ulb.uni-bonn.de/diss_online) elektronisch publiziert.

Referent:	Prof. Dr. H. W. Scherer
Korreferent:	PD Dr. G. Welp
Tag der mündlichen Prüfung:	10.09.2008
Erscheinungsjahr:	2008

## Kurzfassung

### **S-Flüsse und räumliche Veränderungen anorganischer und organischer Schwefelfraktionen im Boden sowie deren An- und Abreicherung in der Rhizosphäre landwirtschaftlicher Kulturpflanzen unter partiellem Einsatz des Radioisotops <sup>35</sup>S**

Durch den in den letzten Jahrzehnten weltweit verstärkt auftretenden S-Mangel ergibt sich die Notwendigkeit einer angemessenen S-Versorgung der Pflanzen. Um dies zu gewährleisten, ist das Wissen über S-Flüsse im Boden bzw. über die Nachlieferung aus verschiedenen S-Bindungsformen sowie die aktive Einflussnahme der Pflanzen darauf von grundlegender Bedeutung. Die Klärung dieser Sachverhalte ist Gegenstand der vorliegenden Arbeit.

Unter Einsatz von radioaktiv markiertem S wurden Veränderungen organischer (Estersulfat, C-gebundener) und anorganischer (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>- und HCl-extrahierbarer) S-Fraktionen und S-Flüsse im unbewachsenen und bewachsenen Boden untersucht. Zusätzlich wurde die räumliche und zeitliche Dynamik o. g. S-Fraktionen in unterschiedlichen Entfernungen von der Wurzeloberfläche mit nativem Boden-S untersucht.

Um die organischen S-Fraktionen bestimmen zu können, wurde der Aufbau der HI-Reduktion nach Shan et al. (1992) modifiziert. Zusätzlich konnten die Bodeneinwaagen verringert und die Reaktionszeit verkürzt werden.

Alle untersuchten S-Bindungsformen verändern sich - trotz ihrer sehr unterschiedlichen Stabilität - sowohl räumlich als auch zeitlich. Pflanzenbewuchs verstärkte die Nachlieferung von S auch aus organischen Fraktionen; unter Weidelgrasbewuchs wurden vorwiegend Estersulfate, unter Rapsbewuchs C-gebundener S mineralisiert. In den wurzelnächsten 5 - 7 mm fanden verstärkt (An- und) Abreicherungen in den Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem, aber auch NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>- und HCl-extrahierbarem S sowie von Estersulfaten statt. Leichtere Einflüsse der Pflanzen auf die Höhe der unterschiedlichen S-Fraktionen konnten bis zu Entfernungen von 21 mm von der Wurzeloberfläche nachgewiesen werden. Dabei scheinen Pflanzen in der Lage zu sein, den Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in ihrer unmittelbaren Wurzelnähe entscheidend mit zu beeinflussen.

C-gebundener S wurde schneller gebildet als Estersulfate. Die Zugabe einer C-Quelle intensiverte die Immobilisierung von zugeführtem SO<sub>4</sub>-S. Schwefel aus gemahlener Rapsproben wurde im Vergleich zu gemahlener Weidelgrasproben wegen eines engeren C : S-Verhältnisses schneller mineralisiert.

Die Ergebnisse deuten darauf hin, dass durch die Extraktion mit HCl nicht nur in Carbonate okkludierter, sondern zu einem Teil auch organisch gebundener S erfasst wurde.

Insgesamt konnte gezeigt werden, dass S im Boden sehr mobil ist und alle untersuchten organischen und anorganischen S-Fraktionen für die Versorgung der Pflanze von Bedeutung sind.

## Abstract

### **S-fluxes and spatial alterations of inorganic and organic sulphur fractions in soil as well as their accumulation and depletion in the rhizosphere of agricultural crops by partial use of the radioisotope $^{35}\text{S}$**

In recent decades sulphur deficiency has become an increasing problem all over the world. To ensure the plants' S-supply the knowledge of the existence of S-fluxes in soil and the influencing control of plants on these fluxes are of major importance. This study deals with the clarification of these facts.

Different influences on alterations between organic (estersulphate, C-bonded S) and inorganic ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extractable S) S-fractions and S-fluxes in fallow and cropped soil were studied by the use of radioactive labelled S. Additionally, with native soil-S the dynamics of the aforementioned S-fractions were investigated in different distances from the root surface.

To enable the determination of organic S-fractions, the construction of the HI-reducing method by Shan et al. (1992) was modified. Additionally, the net weight of soil and the reaction time were shortened.

Despite their very differing stability, there are spatial as well as temporal changes of all S-fractions studied. Cropping enforced the additional delivery of S also from organic fractions; covering of ryegrass resulted in the predominant mineralisation of estersulphates, covering of rape enhanced mineralisation of C-bonded S. (Accumulation and) depletion of  $\text{H}_2\text{O}$ -extractable S, but also of  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - and HCl-extractable S as well as of estersulphates were found within the area of 5 - 7 mm around the root surface. Lesser plant impacts on the level of different S-fractions were demonstrated up to a distance of 21 mm from the root surface. Plants seem to be able to essentially influence the concentration of  $\text{H}_2\text{O}$ -extractable S proximately to the roots.

The creation of C-bonded S was faster compared to the creation of estersulphates. Addition of a C-source strengthened the immobilisation of applied  $\text{SO}_4$ -S. Faster mineralisation of S from ground rape samples compared to samples of ground ryegrass was explained by a narrower C : S-ratio.

The results indicate that the extraction with HCl does not only detect carbonate-occluded S but also organic S in parts.

In summary, it was demonstrated that S is very mobile in soil and all organic and inorganic S-fractions determined are important concerning the plants' S supply.

# INHALTSVERZEICHNIS

<b>1 EINLEITUNG.....</b>	<b>1</b>
<b>2 LITERATURÜBERSICHT.....</b>	<b>4</b>
<b>2.1 S-GEHALTE UND S-BINDUNGSFORMEN DES BODENS.....</b>	<b>4</b>
2.1.1 Gesamt-S.....	4
Ältere experimentelle Methoden zur Bestimmung des Gesamt-S.....	5
2.1.2 Anorganische S-Fractionen.....	7
2.1.2.1 Sulfatbindung im Boden.....	8
2.1.2.2 Extraktion von anorganisch gebundenem S.....	11
2.1.3 Organische S-Fractionen.....	13
2.1.3.1 Nicht C-gebundener S.....	13
2.1.3.2 C-gebundener S.....	15
<b>2.2 S-UMSATZ.....</b>	<b>16</b>
2.2.1 S-Kreislauf.....	16
2.2.1.1 S-Zufuhr in den Boden.....	17
2.2.1.2 Mikrobielle S-Transformation.....	20
2.2.1.3 S-Verluste des Bodens.....	35
<b>2.3 S-BEDARF DER PFLANZE UND S-MANGEL.....</b>	<b>37</b>
<b>2.4 UNTERSCHIEDLICHE DEFINITIONEN DES BEGRIFFS DER     „RHIZOSPHERE“ .....</b>	<b>40</b>
<b>3 MATERIAL UND METHODEN.....</b>	<b>42</b>
<b>3.1 ANALYSEVERFAHREN.....</b>	<b>42</b>
3.1.1 Boden.....	42
3.1.1.1 Gesamt-S.....	42
3.1.1.2 Anorganisch gebundener S.....	42
3.1.1.3 Organisch gebundener S.....	44
3.1.1.4 Arylsulfataseaktivität.....	48
3.1.1.5 Biomasse-S.....	50
3.1.1.6 Weitere Bodenkennwerte.....	52
3.1.2 Pflanzen.....	53
Gesamt-S.....	53
3.1.3 Einsatz von <sup>35</sup> S.....	53
3.1.3.1 Cocktail.....	53
3.1.3.2 Ansetzung der Quenchkurven.....	53
3.1.3.3 Verhältnis von <sup>35</sup> S zu <sup>32</sup> S im Boden.....	55
<b>3.2 VERSUCHSTECHNIK.....</b>	<b>55</b>
3.2.1 Versuche unter Einsatz von <sup>35</sup> S.....	55
3.2.1.1 Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer <sup>35</sup> S-Fractionen und <sup>35</sup> S-Flüsse im unbewachsenen Boden.....	55

3.2.1.2 Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer <sup>35</sup> S-Fraktionen im Boden.....	57
3.2.2 Versuche ohne radioaktive Markierung.....	59
3.2.2.1 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fraktionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln.....	59
3.2.2.2 Räumliche und zeitliche Dynamik anorganischer und organischer S- Fraktionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln .....	62
<b>3.3 STATISTISCHE AUSWERTUNG.....</b>	<b>63</b>
<b>3.4 BEGRIFFLICHKEITEN.....</b>	<b>64</b>
3.4.1 Übergänge von verschiedenen S-Bindungsformen.....	64
3.4.2 Rhizosphäre.....	65
3.4.3 Signifikanzen/Tendenzen.....	65
3.4.4 Nummerierungen der Graphiken und Tabellen.....	65
<b>4 ERGEBNISSE.....</b>	<b>66</b>
<b>4.1 VERSUCHE UNTER EINSATZ VON <sup>35</sup>S.....</b>	<b>66</b>
4.1.1 Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer <sup>35</sup> S-Fraktionen und <sup>35</sup> S-Flüsse im unbewachsenen Boden.....	66
4.1.1.1 Anorganische <sup>35</sup> S-Fraktionen.....	67
4.1.1.2 Organische <sup>35</sup> S-Fraktionen.....	82
4.1.1.3 Arylsulfataseaktivität.....	83
4.1.1.4 Biomasse- <sup>35</sup> S.....	90
4.1.1.5 Darstellung der <sup>35</sup> S-Flüsse.....	90
4.1.2 Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer <sup>35</sup> S-Fraktionen im Boden.....	96
4.1.2.1 Anorganische <sup>35</sup> S-Fraktionen.....	97
4.1.2.2 Organische <sup>35</sup> S-Fraktionen.....	104
4.1.2.3 Pflanzenbewuchs.....	106
4.1.2.4 Prozentuale Darstellung aller untersuchter <sup>35</sup> S-Fraktionen.....	109
4.1.2.5 Arylsulfataseaktivität.....	111
4.1.2.6 Darstellung der <sup>35</sup> S-Flüsse.....	112
<b>4.2 VERSUCHE OHNE RADIOAKTIVE MARKIERUNG.....</b>	<b>116</b>
4.2.1 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fraktionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln.....	116
4.2.1.1 Anorganische S-Fraktionen.....	116
4.2.1.2 Organische S-Fraktionen.....	124
4.2.1.3 pH-Werte.....	126
4.2.1.4 Pflanzenbewuchs.....	128
4.2.2 Räumliche und zeitliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fraktionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln .....	131
4.2.2.1 Anorganische S-Fraktionen.....	132

4.2.2.2 Organische S-Fractionen.....	148
4.2.2.3 pH-Werte.....	154
4.2.2.4 Pflanzenbewuchs.....	157
4.2.2.5 Darstellung der S-Flüsse.....	161
<b>5 DISKUSSION.....</b>	<b>164</b>
<b>5.1 FAKTOREN MIT BEDEUTUNG FÜR DIE S-UMSETZUNG IM BODEN.....</b>	<b>165</b>
5.1.1 Arylsulfataseaktivität.....	165
5.1.2 Biomasse-S.....	170
5.1.3 pH-Wert in der Wurzelnähe und im wurzelfernerem Boden.....	171
<b>5.2 UNTERSCHIEDE IM NATIVEN S-GEHALT DES MINERALISCH UND DES KOMPOST GEDÜNGTEN BODENS.....</b>	<b>174</b>
<b>5.3 CHARAKTERISIERUNG DER HCL-EXTRAHIERBAREN S-FRAKTION....</b>	<b>175</b>
<b>5.4 UMWANDLUNG VON FRISCH APPLIZIERTEM BZW. NATÜRLICH IM BODEN VORHANDENEM SCHWEFEL UNTER BERÜCKSICHTIGUNG VERSCHIEDENER EINFLUSSFAKTOREN.....</b>	<b>177</b>
5.4.1 Verhalten von frisch appliziertem S in unterschiedlich gedüngtem Boden.....	177
5.4.2 Einfluss von C-Quellen auf den Einbau von frisch appliziertem S in anorganische und organische Bindungsformen.....	179
5.4.3 Verhalten verschiedener zugeführter <sup>35</sup> S-Bindungsformen (anorganisch, organisch) im Boden.....	181
5.4.4 Einfluss der Inkubationszeit auf den Einbau von frisch appliziertem S in unterschiedliche S-Bindungsformen.....	183
5.4.5 Bildung von organischen S-Fractionen nach Zugabe von <sup>35</sup> S zum Boden.....	185
5.4.6 Unterschiede in der Aufnahme von kürzlich zugeführtem <sup>35</sup> S bzw. nativem Boden-S durch verschiedene Pflanzenarten und in unterschiedlich gedüngtem Boden.....	188
5.4.7 Einfluss von unterschiedlichen Bewuchsformen auf die Nachlieferung aus verschiedenen <sup>35</sup> S-Fractionen.....	190
5.4.8 Bedeutung der verschiedenen nativen S-Fractionen für die S-Nachlieferung.....	194
5.4.9 Einfluss der Pflanzenart auf die S-Nachlieferung aus verschiedenen nativen S-Fractionen und Entfernungen von der Wurzeloberfläche.....	199
5.4.10 S-Flüsse und Beziehungen zwischen den verschiedenen <sup>35</sup> S-Fractionen.....	203
5.4.11 S-Flüsse und Beziehungen zwischen den verschiedenen nativen S-Fractionen.....	205
<b>5.5 RHIZOSPÄRENBEREICH FÜR S.....</b>	<b>207</b>

<b>6 ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>210</b>
<b>7 LITERATURVERZEICHNIS.....</b>	<b>215</b>
<b>8 ANHANG.....</b>	<b>243</b>

## 1 EINLEITUNG

Noch im Mittelalter glaubten die Alchemisten, dass Schwefeldämpfe „Ausdünstungen der Hölle“ seien (Bayerische Julius-Maximilians-Universität Würzburg, 1999; Rutherford-Online, 2007). Diese negative Einstellung dem Schwefel (S) gegenüber hat sich seither stark verändert. Schwefel ist das zehnthäufigste - bezogen auf das Gewicht sogar das fünft häufigste - Element des Universums (Stevenson und Cole, 1999). Er hat als Makronährstoff - der S-Bedarf der Pflanzen liegt in der Größenordnung von Phosphor (McLaren und Cameron, 1996; Zhao et al., 1997; Scherer, 2001; Morris, 2007) - sowohl auf die Quantität als auch auf die Qualität pflanzlicher Produkte (Zhao et al., 1995; 1999b) und damit auch auf Nahrungsmittel und die Gesundheit von Mensch und Tier einen großen Einfluss. Mittlerweile wird S - neben Stickstoff, Phosphor und Kalium - als das „vierte Makroelement“ (Skwierawska et al., 2008) bezeichnet. Die Forschung konzentrierte sich aber bis Ende der 70er Jahre des letzten Jahrhunderts vornehmlich auf die Makroelemente Stickstoff oder Phosphor. Schwefel wurde hauptsächlich in Verbindung mit dem „sauren Regen“ thematisiert. In der landwirtschaftlichen Forschung fand er nur wenig Beachtung, da noch vor ca. 30 Jahren eine ausreichende S-Versorgung weitestgehend gewährleistet war (Knauff, 2000). In den letzten Jahren ist aber nicht nur europa-, sondern weltweit verstärkt S-Mangel aufgetreten (Germida und Janzen, 1993; Zhao und McGrath, 1994; McLaren und Cameron, 1996; Eriksen, 1997a; Hrivna et al., 2002; McGrath et al., 2002a; Skwierawska et al., 2008), so dass laut Eriksen et al. (2004) S heute eines der am meisten limitierenden Nährelemente für die landwirtschaftliche Produktion darstellt. Dies ist auf folgende Faktoren zurückzuführen:

- gesetzliche Bestimmungen zur Luftreinhaltung (Rauchgasentschwefelung) (Tisdale et al., 1993; Schnug, 1997; Scherer, 2001; Eriksen et al., 2004; Pacyna, 2005)
- Einsatz von schwefelfreien oder schwefelarmen Handelsdüngern (Zhao et al., 1991; Germida und Janzen, 1993; Kjellquist und Gruvaeus, 1995; Stevenson und Cole, 1999; Scherer, 2001; Eriksen et al., 2004; Hu et al., 2005)
- Einschränkung des S-Einsatzes als Pestizid (Nor und Tabatabai, 1977; Stevenson und Cole, 1999; Scherer, 2001; Blair, 2002; Pacyna, 2005)

- Spezialisierung der Betriebe und damit Umstellung von viehhaltenden Betrieben auf viehlose Betriebe (Knauff, 2000; Pacyna, 2005)
- zunehmende Bewässerungspraktiken, resultierend in verstärkter Auswaschung (Nor und Tabatabai, 1977)
- verstärkten Anbau von Kulturen mit hohem S-Bedarf (z. B. Raps zur Biodieselgewinnung) (Roberts und Bettany, 1985; Schnug, 1991; Germida und Janzen, 1993)
- intensivere Landnutzung durch Zweitfruchtanbau (Nor und Tabatabai, 1977)
- züchterischer Fortschritt und damit verbundene höhere Erträge, resultierend in einem höherem S-Bedarf der Pflanzen (Zhao et al., 1991; Germida und Janzen, 1993; Eriksen et al., 2004; Hu et al., 2005).

Daraus resultiert die Notwendigkeit einer angemessenen S-Düngung, insbesondere bei den S-bedürftigen Cruciferen. Da S als Sulfat ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) im Boden sehr mobil ist, besteht allerdings bei überhöhter S-Düngung die Gefahr der  $\text{SO}_4^{2-}$ -Auswaschung, was zur Überschreitung des Grenzwertes der Trinkwasserverordnung ( $240 \text{ mg SO}_4^{2-} \text{ l}^{-1}$ ) führen kann (DVGW, 2001; Aqua-Technik Röhl, 2008; HLUG, 2008). Daher ist die S-Düngung am S-Bedarf der Pflanzen zu orientieren. Aus diesem Grund muss auch die S-Nachlieferung aus dem Boden miteinbezogen werden. Zwar besteht u. a. analog zur  $N_{\min}$ -Methode bei N mit der  $S_{\min}$ -Methode eine Bodenuntersuchungsmethode, deren Ergebnisse dem Landwirt helfen sollen, die S-Düngung zu optimieren. Diese Methode zur Bestimmung des pflanzenverfügbaren S erfasst allerdings in erster Linie in der Bodenlösung vorliegendes und adsorbiertes  $\text{SO}_4^{2-}$  und nur einen geringen Anteil organischer S-Verbindungen. Die anorganischen S-Fractionen machen aber nur einen geringen Anteil des S im Boden aus (Castellano und Dick, 1991; Ghani et al., 1991; Ghani et al., 1993a). Der Großteil des S liegt in organischen Bindungsformen vor, als labilere Sulfatester (C-O-S) oder direkt an Kohlenstoff (C-S) gebunden. Es wird daher angenommen, dass diesen Fractionen verstärkt Bedeutung in Bezug auf die S-Ernährung der Pflanzen zukommt. Da die Relevanz der organischen S-Fractionen für die S-Versorgung jedoch in der Literatur kontrovers diskutiert wird, sollen in der vorliegenden Arbeit im Wesentlichen folgende Fragen geklärt werden:

- Existieren Flüsse und räumliche Veränderungen zwischen den einzelnen im Boden vorliegenden S-Fractionen? Werden im Boden ablaufende Flüsse und

räumliche Veränderungen zwischen einzelnen S-Fractionen durch den S-Entzug der Pflanzen beeinflusst?

- Wie weit dehnt sich der Rhizosphärenbereich für S aus und welchen Einfluss haben die verschiedenen Pflanzenarten darauf? Wie unterscheidet sich die S-Dynamik in der Rhizosphäre vom Restboden?
- Bestehen Unterschiede in der Geschwindigkeit der Bildung der organischen S-Fractionen?
- In wieweit werden im Boden ablaufende Veränderungen zwischen S-Bindungsformen durch die Zugabe einer schnell verfügbaren C-Quelle beeinflusst?

Insgesamt sollen die Untersuchungen weitere Erkenntnisse über die Bedeutung der einzelnen S-Fractionen in Böden für die S-Nachlieferung sowie über die Ausdehnung des Rhizosphärenbereichs liefern. Um Flüsse zwischen den S-Bindungsformen nachvollziehen zu können (Nguyen und Goh, 1992; Ghani et al., 1993b), wurde in einigen Versuchen  $^{35}\text{S}$  eingesetzt.

## 2 LITERATURÜBERSICHT

### 2.1 S-Gehalte und S-Bindungsformen des Bodens

Schwefel existiert natürlicherweise ausschließlich in Form von vier stabilen Isotopen,  $^{32}\text{S}$ ,  $^{33}\text{S}$ ,  $^{34}\text{S}$  und  $^{36}\text{S}$ . Dabei nimmt  $^{32}\text{S}$  mit 95,1 % den Hauptteil ein,  $^{34}\text{S}$  kommt zu 4,2 % vor, die übrigen beiden Isotope sind nahezu zu vernachlässigen ( $^{33}\text{S}$ : 0,74 %;  $^{36}\text{S}$ : 0,017 %; Stevenson und Cole, 1999). Die radioaktiven S-Isotope ( $^{31}\text{S}$ ,  $^{35}\text{S}$ ,  $^{37}\text{S}$ ) sind in der Natur nicht existent, sie werden anthropogen erzeugt.

#### 2.1.1 Gesamt-S

Der Gesamt-S des Bodens setzt sich aus dem anorganisch- und dem organisch-gebundenen S zusammen und umfasst (bezogen auf landwirtschaftliche Böden in humiden und semihumiden Regionen) einen Anteil von  $< 0,01\%$  -  $> 0,1\%$  ( $250 - 2500 \text{ kg S ha}^{-1}$ ) des Bodens (McLaren und Cameron, 1996; Stevenson und Cole, 1999). Er kann auf mehrere Arten bestimmt werden. Vielen älteren Methoden ist gemeinsam, dass die unterschiedlichen S-Bindungsformen zunächst quantitativ in Sulfat umgewandelt werden (Bloomfield, 1962), welches dann von den restlichen Bodenbestandteilen getrennt und analysiert wird (Jenkinson, 1968). Auf diese Methoden wird zu einem späteren Zeitpunkt näher eingegangen.

Eine neuere Bestimmungsmethode des Gesamt-S ist die Elementaranalyse. In diesem Fall wird der pulverfein gemahlene Boden bei  $1010\text{ °C}$  verbrannt. Unter Trägergas findet die Oxidation der Probe in einer konzentrierten Sauerstoffatmosphäre als „dynamische Spontanverbrennung“ statt. Nach Durchlaufen eines Reduktionsrohres und einer Wasserfalle wird die entstandene Gasmischung in der GC-Säule bei ca.  $70\text{ °C}$  getrennt. Nach Detektion der Gase werden die Messwerte direkt in quantitativen Ergebnissen angegeben [HEKAtech GmbH (Ed), ohne Jahresangabe].

Eine weitere Möglichkeit der S-Gesamt-Messung stellt die Methode der Röntgenfluoreszenzspektroskopie dar, welche bei Roberts und Koehler (1968), Kanaris-Sotiriou und Brown (1969) sowie Tabatabai und Bremner (1970c) zum Einsatz kommt. Bei dieser Methode werden aus dem feingemahlene Boden in relativ zeitaufwendiger Prozedur (Tabatabai und Bremner, 1970c) Pulverpresspillen gefertigt, in denen der S-Gehalt bestimmt wird. Das Messprinzip beruht auf dem Auftreten von Röntgen-Absorptions-Kanten. Elektronen aus tieferen Schalen werden

angeregt, auf äußere (energiereichere) Schalen gehoben und fallen nach kurzer Verweildauer wieder zurück. Aus den Energien und Intensitäten der dabei emittierten Strahlung wird die Elementzusammensetzung der Probe durch Spektroskopie bestimmt (Kilian und Weber, 2000). Laut Roberts und Koehler (1968) ist diese Methode auch für Proben, welche einen geringen S-Gehalt aufweisen, gut geeignet. Als dritte Möglichkeit kann der S-Gesamt auch mittels Königswasseraufschluss (DIN 38414) mit anschließender Messung an der ICP-OES bestimmt werden. Diese Methode ist in der Literatur nicht so weit verbreitet.

Eine weitere Methode zur Bestimmung des Gesamt-S stellt die Röntgen-Nahkanten-Absorptions-Spektroskopie (XANES spectroscopy = X-ray absorption near edge structure spectroscopy) dar. Sie funktioniert nach dem gleichen Prinzip wie die Röntgenfluoreszenzspektroskopie (Prietz et al., 2007), allerdings wird hier ein breites Energiespektrum angewandt. Dadurch ist es möglich, alle Oxidationsstufen von S in den Proben zu bestimmen (Solomon et al., 2003, 2005). Laut Matuschek (2003) wird die Anwendungsbreite der Röntgenabsorptionsspektroskopie im Wesentlichen durch die zur Verfügung stehende Röntgenstrahlung beschränkt. Zur Erzeugung von Strahlung über einen breiten Energiebereich (4 - 30 keV), wie bei der XANES-Methode, wird ein Synchrotron benötigt. Daher kann diese sehr exakte Messmethode weltweit nur an wenigen Standorten vorgenommen werden.

### **Ältere experimentelle Methoden zur Bestimmung des Gesamt-S**

Am weitesten verbreitet in der Literatur ist bei der oben kurz angesprochenen **Oxidationsmethode** die Behandlung des Bodens mit  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  und einem oxidierenden Agens (angewandt in Bertrand und Silberstein, 1927; Robinson, 1930). Eine weitere Methode stellt die Erhitzung mit  $\text{NaHCO}_3$ , mit oder ohne Zugabe oxidierender Agenzien, dar (angewandt in Steinbergs et al., 1962; Searle, 1968; Lea und Wells, 1980). Die bekannteste Methode der Säurebehandlungen stellt der Aufschluss mit  $\text{HClO}_4$  oder einer Mischung aus  $\text{HClO}_4$  und  $\text{HNO}_3$  dar (angewandt in Lea und Wells, 1980). Diese Methode ist zwar leichter durchführbar, es besteht aber die Gefahr eines nicht vollständigen Aufschlusses aller mineralischer Bodenbestandteile (Tabatabai, 1982). Problematisch bei allen Säureaufschlussverfahren ist der potentielle gasförmige S-Verlust (Tabatabai und Bremner, 1970a). U. a. aus diesem Grunde entwickelten Tabatabai und Bremner (1970a) eine weitere Oxidationsmethode, welche in der Literatur weit verbreitet ist. Sie basiert auf einer nassen Oxidation unter alkalischen Bedingungen. Die

Bodenprobe wird mit NaOBr erhitzt, um organische und anorganische S-Formen zu Sulfat zu oxidieren, welches dann gravimetrisch als BaSO<sub>4</sub> (AOAC, 1955), turbidimetrisch (Bentley et al., 1955; Steinbergs, 1955) oder kolorimetrisch nach der Reduktion zu H<sub>2</sub>S (Johnson und Nishita, 1952) bestimmt wird. Dabei gilt die Methode von Johnson und Nishita (1952) als die genaueste der kolorimetrischen Verfahren (Tabatabai, 1982).

Einen anderen Ansatz verfolgt die Gesamt-S-Bestimmung nach der **Reduktionsmethode**. Dies wurde z. B. von Little (1957) mit ferrum reductum angewandt. Steinbergs et al. (1962) sowie Searle (1968) kritisieren an dieser Methode allerdings den Schwefelanteil des Eisens, welcher die Messung verfälschen kann. Erstere hielten die von Schöninger (1954) entwickelte Reduktionsmethode mit Magnesium für zweckmäßiger, welche als Grundlage ihrer eigenen Untersuchungen diente. Die Nachteile dieser Methode liegen allerdings zum einen darin, dass mit ihr etwas niedrigere Gesamt-S-Werte festgestellt werden als mit Oxidationsmethoden, zum anderen in dem hohen Zeitaufwand, weswegen auch ihr die Eignung als Standardmethode abgesprochen wird (Steinbergs et al., 1962).

Eine weitere Methode ist die der Umwandlung von Gesamt-S zu SO<sub>2</sub> (angewandt bei Bloomfield, 1962; Searle, 1968).

Jenkinson (1968) berichtet von einer Dreischritt-Methode zur Bestimmung des Gesamt-S (Erhitzung, Reduktion, Ausfällung).

Ein **Vergleich unterschiedlicher Methoden** findet sich bei Tabatabai und Bremner (1970c). Hier wird die alkalische Oxidationsmethode (Tabatabai und Bremner, 1970a) mit einer Säureaufschlussmethode (Arkley, 1961), der trockenen Veraschungsmethode nach Steinbergs et al. (1962), der Röntgenfluoreszenzspektroskopie und der S-Bestimmung am Leco Sulfur Analyser verglichen. Hierbei stellten sich die ersten beiden Methoden als am präzisesten und auch als gut vergleichbar heraus. Die nach Steinbergs et al. (1962) erhaltenen S-Gehalte lagen knapp darunter, die mit der Röntgenfluoreszenzmethode und dem Leco Analyser erhaltenen knapp darüber. Die Ergebnisse der Röntgenfluoreszenzmethode lagen allerdings in einem ähnlichen Bereich wie die mit den ersten beiden Methoden erhaltenen, so dass auch diese Methode als geeignet angesehen wird (Tabatabai und Bremner, 1970c). Arbeiten an der Rothamsted Experimental Station haben des weiteren ergeben, dass die Röntgenfluoreszenzmethode ebenfalls vergleichbare Ergebnisse mit der Methode

von Jenkinson (1968) zeigt (Tabatabai und Bremner, 1970c). Generell bleibt festzustellen, dass die meisten S-Gesamt-Bestimmungsmethoden in etwa vergleichbare Ergebnisse liefern, dass es aber je nach Experimentator zu kleineren Unterschieden kommen kann. Ein Beispiel hierfür findet sich bei Tabatabai und Bremner (1970c).

### 2.1.2 Anorganische S-Fractionen

Die anorganischen S-Fractionen machen mit etwa 5 - 10 % nur einen relativ geringen Anteil am Gesamt-S des Bodens aus (Harward und Reisenauer, 1966; Neptune et al., 1975; Tisdale et al., 1993). Der S kann in den unterschiedlichen Bindungsformen eine Oxidationszahl von -2 bis +6 aufweisen (Starkey, 1966; Eriksen et al., 1998; Stevenson und Cole, 1999; McGrath et al., 2002a; Prietzel et al., 2007). Am häufigsten treten Sulfide ( $S^{2-}$ ), Polysulfide, elementarer S ( $S^0$ ), Sulfite ( $SO_3^{2-}$ ), Thiosulfate ( $S_2O_3^{2-}$ ) (Williams, 1975a; Stevenson und Cole, 1999) sowie die für diese Arbeit bedeutendste und meistverbreitetste anorganische S-Form, die Sulfate ( $SO_4^{2-}$ ), auf (Trudinger, 1975; Knauff, 2000; Wang et al., 2006). Dabei liegt laut Freney (1961) in Weideland nur 1 % des anorganischen S mit niedrigeren Oxidationsstufen als  $SO_4^{2-}$ -S vor. Nach Williams (1975b) beträgt der Sulfidanteil in gut durchlüfteten Böden mindestens 1 % des Gesamt-S. Laut McLaren und Cameron (1996) kommen Sulfide allerdings fast nur in überfluteten Böden vor, auch Havlin et al. (2005) postulieren, dass sie nicht in entwässerten Böden existierten und Kowalenko (1993a) stellt sie als Zwischenprodukte von Reduktions- und Oxidationsprozessen dar. Thiosulfate und Tetrathionate können vor allem in Böden nachgewiesen werden, die entweder Umweltbelastungen ausgesetzt waren oder mit speziellen S-Düngern behandelt wurden und so der S-Oxidation unterliegen, in deren Verlauf diese S-Verbindungen eine Rolle spielen (Nor und Tabatabai, 1977; Lawrence et al., 1988; Kowalenko, 1993a); ihr Vorkommen ist jedoch nur von flüchtiger Natur (Nor und Tabatabai, 1977). Der größte Anteil des anorganisch gebundenen S liegt in Form von Sulfat-S in unterschiedlichen Bindungsformen (s. u.) vor (Bohn et al., 1986), weshalb er in der Literatur oft nur als „anorganisch gebundener Schwefel“ bezeichnet bzw. mit ihm gleichgesetzt wird (Eriksen et al., 1998). Die Sulfatgehalte des Bodens variieren stark im Jahresverlauf. Dies ist u. a. abhängig von der Pflanzenaufnahme, dem Absterben der Pflanzen, der Auswaschung und Verlagerung, dem atmosphärischem Input, der Düngung und der mikrobiellen Aktivität (Ghani et al., 1991; Eriksen et al., 1998). Niedrige

Sulfatkonzentrationen liegen aus diesen Gründen gewöhnlich im Winter und Frühling vor (Ghani et al., 1990; Castellano und Dick, 1991). Unter anaeroben Bedingungen können Sulfat-Ionen mikrobiell zu Schwefelwasserstoff ( $\text{H}_2\text{S}$ ) reduziert werden. Dieser entsteht unter anaeroben Bedingungen auch beim Abbau organischer Substanz. Der Großteil des  $\text{H}_2\text{S}$  reagiert mit  $\text{Fe}^{2+}$  und bildet unlösliche Eisensulfide wie  $\text{FeS}$  und  $\text{FeS}_2$  (Pyrit), ein kleiner Teil geht gasförmig verloren. Die gebildeten Sulfide bestehen, so lange die Bedingungen anaerob bleiben; durch Drainage und damit verbundene Belüftung des Bodens kommt es aber durch Reoxidationen zur Sulfatbildung. Die dabei zugrundeliegenden Reaktionsgleichungen sind bei McLaren und Cameron (1996) aufgeführt:

- (1) chemisch:  $2 \text{FeS}_2 + 2 \text{H}_2\text{O} + 7 \text{O}_2 \rightarrow 2 \text{FeSO}_4 + 2 \text{H}_2\text{SO}_4$
- (2) T. ferrooxidans:  $4 \text{FeSO}_4 + \text{O}_2 + 2 \text{H}_2\text{SO}_4 \rightarrow 2 \text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 + \text{H}_2\text{O}$
- (3) chemisch:  $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 + \text{FeS}_2 \rightarrow 3 \text{FeSO}_4 + 2 \text{S}$
- (4) T. thioxidans:  $2 \text{S} + 3 \text{O}_2 + 2 \text{H}_2\text{O} \rightarrow 2 \text{H}_2\text{SO}_4$

Die hierbei entstehende Schwefelsäure kann zu einer starken Bodenversauerung führen ( $\text{pH} < 3,5$ ; Havlin et al., 2005), unvollständige Rückoxidationen verursachen eine Anhäufung von elementarem S ( $\text{S}^0$ ) im Boden [Gleichung (3)].

### 2.1.2.1 Sulfatbindung im Boden

Sulfat kann sowohl unspezifisch als auch spezifisch adsorbiert werden (Edwards, 1998). Der Unterschied besteht darin, dass bei unspezifischen Bindungen lediglich elektrostatische (Coulombsche) Anziehungskraft vorliegt, die spezifische Adsorption findet durch Ligandenaustausch statt (Parfitt und Smart, 1978).

Bei der unspezifischen Adsorption wird Sulfat an positiv geladene Oberflächen von z. B. organischer Substanz oder Schichtsilikaten gebunden (s. u.). Von entscheidender Bedeutung für die unspezifische Adsorption sind funktionelle Gruppen wie Hydroxyle ( $-\text{OH}$ ), Carboxyle ( $-\text{COOH}$ ), Phenole ( $-\text{C}_6\text{H}_4\text{OH}$ ) und Amine ( $-\text{NH}_2$ ) (Bohn et al., 2001). Die oben erwähnten positiv geladenen Oberflächen kommen dadurch zustande, dass im Boden viele pH-abhängige Ladungen vorliegen, welche durch die Dissoziation von  $\text{H}^+$ -Ionen von den funktionellen Gruppen der organischen Substanz und durch die Addition oder Subtraktion von  $\text{H}^+$ -Ionen von den OH-Gruppen an den Mineraloberflächen bestimmt werden (McLaren und Cameron, 1996). Dies bezieht sich auf Oxide und wasserhaltige Oxide von Fe und Al, Aluminosilikate und die Ecken von Tonmineralen (Parfitt, 1980). Abb. 2.1 zeigt, dass

bei einem niedrigen pH-Wert - durch  $H^+$ -Ionen - eine positive Flächenladung, bei einem hohen pH-Wert eine negative Flächenladung entsteht. Die Höhe der Ladung variiert mit dem pH-Wert. Bei einigen Mineralen kann eine Absenkung des pH-Wertes zu einer Umpolung von einer negativen zu einer positiven Flächenladung führen. Dies ist der Fall, wenn der „point of zero charge“ (pzc), d. h. der Punkt, an dem die negative und die positive Ladung des Kolloids gleich sind, unterschritten wird. Für die Al- und Fe-Oxide, die Aluminosilikate und die 1:1-Tonminerale liegt der pzc bei pH-Werten von 6,5 bis 9,5 (McLaren und Cameron, 1996). Daraus ergibt sich laut Eriksen et al. (1998) das hohe Adsorptionspotential von Sulfat in sauren Waldböden.

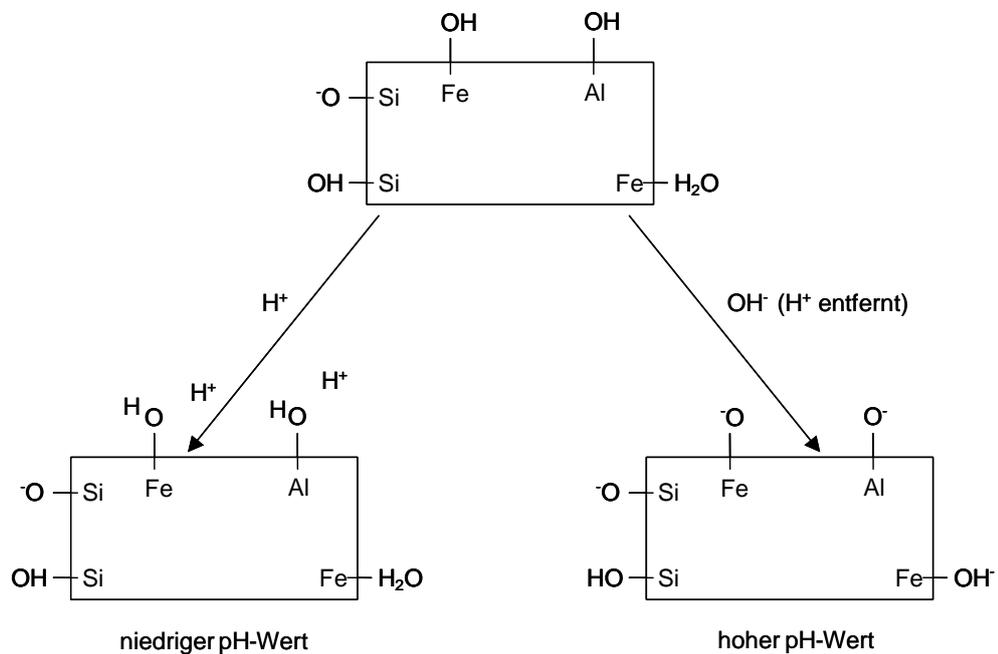


Abb. 2.1: pH-abhängige Ladung auf anorganischen Kolloiden (nach Parfitt, 1980)

Da die unspezifische Adsorption nur aus elektrostatischer Anziehung besteht, ist sie relativ leicht zu lösen - durch eine Anhebung des pH-Wertes oder Austausch durch andere Anionen mit höherer Adsorptionsneigung (Nodvin et al., 1986; Bohn et al., 2001). Laut Neary et al. (1987) herrscht beim Sulfat aber die spezifische Adsorption vor. Sie tritt vor allem in Böden mit vielen freien Eisen- und Aluminium-Oxiden und -Hydroxiden auf (Rajan, 1978; Fuller et al., 1985). In diesen Fällen ersetzt das Sulfat-Molekül ein Wasser- oder  $OH^-$ -Molekül in der inneren Helmholtzschicht (Rajan, 1978); es kann aber auch andere Anionen ersetzen (Harrison et al., 1989). Abb. 2.2 zeigt ein Beispiel für die spezifische Adsorption, in dem Sulfat ein Wassermolekül ersetzt. Eine komplette Reversibilität der Adsorption liegt nur bei ausschließlich unspezifischer Adsorption von  $SO_4^{2-}$  vor (Edwards, 1998).

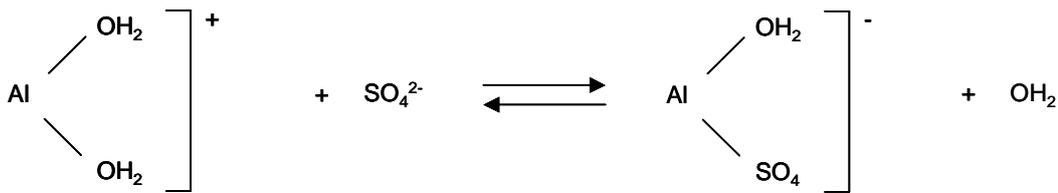


Abb. 2.2: Beispiel für eine spezifische Adsorption, in dem Sulfat ein Wassermolekül ersetzt (nach Rajan, 1977)

Die Sulfatbindung im Boden hängt neben dem pH-Wert auch vom Kolloidalsystem, der Sulfatkonzentration sowie der Konzentration anderer Ionen in der Bodenlösung ab (Harward und Reisenauer, 1966). Bodenaufkalkung kann aufgrund einer Sulfatdesorption und einer verstärkten Mineralisation zu einer Steigerung der Sulfatauswaschung führen (Chao et al., 1962; Bolan et al., 1988). Bei einem Boden-pH-Wert von  $> 6,5$  ist das  $\text{SO}_4^{2-}$ -Adsorptionspotential zu vernachlässigen (Kamprath et al., 1956; Curtin und Syers, 1990; Scherer, 2001), bei sinkendem pH-Wert steigt es - wie oben erläutert - an. Sulfat wird an wasserhaltige Fe- und Al-Oxide (Abb. 2.3), an die organische Substanz des Bodens sowie an Ecken von 1:1-Tonmineralen (v. a. Kaolinit) adsorbiert (Kamprath, 1956; Harward und Reisenauer, 1966; Parfitt, 1978; McLaren und Cameron, 1996; Havlin et al., 2005). Bei 2:1-Tonmineralen liegt laut Harward und Reisenauer (1966) an den Ecken eine geringere Anzahl von Anionen-Austauschstellen vor. Bohn et al. (2001) begründen dies damit, dass die Eckoberflächen im Vergleich zur gesamten Oberfläche gering sind. Die Ausprägung der pH-abhängigen Ladung ist laut Bohn et al. (2001) von der Ladung der Eckgruppen und der Größe der Eckoberflächen der Tonminerale abhängig. Daher beeinflussen die Oberfläche des Tons, seine Flächenladung sowie die Höhe des Tongehalts die Menge des an Tonpartikel adsorbierten Sulfates. Die Sulfat-Adsorption bei  $\text{H}^+$ -saturierten Tönen nimmt in folgender Reihung zu: Montmorillonit  $<$  Glimmer/Illit  $<$  Kaolinit (Harward und Reisenauer, 1966; Scherer, 2001).

Sulfat kann auch in Form von Ca-, Mg- und Na-Sulfat vorliegen (Jenkinson, 1968; McLaren und Cameron, 1996; Scherer, 2001). Die mengenmäßig meiste Sulfatadsorption findet an Fe/Al-Oxide statt. Bei steigendem Al-Gehalt kann auch die Anionen-Adsorption (Bohn et al., 1986; s. o.) steigen, fördernd wirkt sich dabei ein niedriger pH-Wert aus (Elkins und Ensminger, 1971).

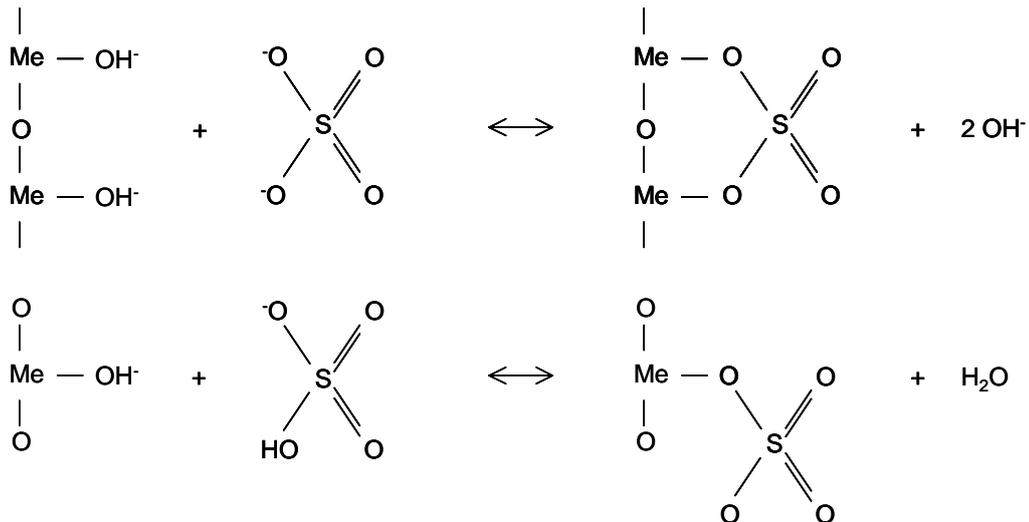


Abb. 2.3: Adsorption von SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-Ionen an wasserhaltige Fe- und Al-Oxide (nach Scherer, 2001)  
Me = wasserhaltige Fe- und Al-Oxide

Die unterschiedliche Adsorptionsstärke einzelner Anionen im Boden wird bei Ayres und Hagihara (1953), Chang und Thomas (1963), Tisdale et al. (1993) sowie Strahm und Harrison (2007) wie folgt angegeben: Hydroxyle > Phosphate > Sulfate > Nitrate = Chloride [laut Thomas (1960) und Havlin et al. (2005): OH<sup>-</sup> > H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup> > SO<sub>4</sub><sup>2-</sup> > NO<sub>3</sub><sup>-</sup> > Cl<sup>-</sup>]. Daraus ergibt sich, dass das adsorbierte Sulfat durch Phosphat desorbiert werden kann, was bei der Bestimmung des austauschbar gebundenen Sulfats genutzt wird (Ensminger, 1954; Kamprath et al., 1956; Berg und Thomas, 1959; Chao et al., 1962; Barrow, 1966; Parfitt und Smart, 1978; Vendrell et al., 1990), bzw. dass durch Phosphatdüngung die Sulfatauswaschung gefördert werden kann (Chao et al., 1962; Bolan et al., 1988). Böden mit einer hohen Basensättigung können nur wenig Sulfat adsorbieren (McLaren und Cameron, 1996). Der Anteil der adsorbierten Sulfate ist in Unterböden (≈ 30 % des Gesamt-S) ausnahmslos größer als in Oberböden (≈ 10 % des Gesamt-S). Dies liegt an der abwärts gerichteten Auswaschung und an den besseren Sulfatadsorptionseigenschaften (höherer Tongehalt sowie mehr Fe/Al-Oxide) der Unterböden (Pasricha und Fox, 1993) sowie teilweise am Sulfatgehalt des Grundwassers (McGrath et al., 2002a).

### 2.1.2.2 Extraktion von anorganisch gebundenem S

Der anorganisch gebundene S kann durch eine **sequentielle Extraktion** (Shan et al., 1992, 1997) bestimmt werden. Der in der Bodenlösung vorliegende S (3,2 - 32 mg l<sup>-1</sup>; Barber, 1995), welcher direkt von den Pflanzen aufgenommen werden kann, wird hierbei mittels Wasserextraktion (Walker und Doornenbal, 1972) bestimmt.

Im zweiten Schritt wird der an Bodenpartikel adsorbierte S, welcher sich im Gleichgewicht mit dem in der Bodenlösung vorliegenden befindet (Chao et al., 1962; Harward und Reisenauer, 1966; Havlin et al., 2005), mit einer Phosphatlösung (0,032 M  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -Lösung) extrahiert. Aus dieser Fraktion erfolgt die sofortige Nachlieferung von  $\text{SO}_4^{2-}$  in die Bodenlösung (McLaren und Cameron, 1996). Da der S in adsorbierter Form vorliegt, ist er kaum auswaschungsgefährdet (McLaren und Cameron, 1996).

Der am stärksten gebundene Anteil des anorganischen Sulfats liegt in Carbonat okkludierter Form vor (Chen et al., 1997). Er wird im abschließenden Schritt der sequentiellen Extraktion nach Shan et al. (1992, 1997) mit Hilfe von verdünnter (1 M) Salzsäure bestimmt. Diese S-Fraktion kommt laut Freney (1986) und Chen et al. (1997) v. a. in kalkreichen Böden vor und kann dazu führen, dass der Anteil des organisch gebundenen S am Gesamt-S abnimmt (Williams, 1975b). Trudinger (1986) bezeichnet diese S-Fraktion als „mitgefällte oder mitkristallisierte  $\text{CaSO}_4$ -Unreinheit in  $\text{CaCO}_3$ “. Diese Formulierung findet sich auch bei Scherer (2001).

Neben der sequentiellen Extraktion sind auch **Einzelextraktionen** möglich, z. B. Extraktionen mit Salzlösungen ( $\text{CaCl}_2$ ,  $\text{NaCl}$ ,  $\text{LiCl}$ ) (Tabatabai, 1982; Saalbach und Aigner, 1987). Bei der Extraktion mit  $\text{CaCl}_2$  kann allerdings das Problem auftreten, dass Sulfat während der Extraktion ausfällt, was zu einer geringeren  $\text{SO}_4$ -Menge im Extrakt führt (Matula, 1999). Im Gegensatz zu der Extraktion mit Wasser wird bei der Extraktion mit Salzlösungen der pflanzenverfügbare Sulfatanteil (Sulfatgehalt der Bodenlösung und Teile des adsorbierten Sulfates) und nicht nur der Sulfatgehalt der Bodenlösung bestimmt (Link, 1997; Eriksen et al., 1998). Dies kann auch durch Extraktion mit einigen verdünnten Säuren oder schwachen Basen geschehen (Stevenson und Cole, 1999).

Es ist auch eine gekoppelte Bestimmung von löslichem und adsorbiertem  $\text{SO}_4^{2-}$  möglich. Hierfür werden schon in der Literatur der 60er- und 70er-Jahre zahlreiche Extraktionsmittel genannt:  $\text{CaCO}_3$ -Lösung (Williams und Steinbergs, 1959),  $\text{NaHCO}_3$ -Lösung (Kilmer und Nearpass, 1960), saure  $\text{NH}_4\text{Oac}$ -Lösung (Bardsley und Lancaster, 1960),  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ -Lösung (Ensminger, 1954; Spencer und Freney, 1960) und  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$ -Lösung (Foy et al., 1964). Das letztgenannte Extraktionsmittel wurde dabei noch von Warman und Sampson (1992) als für diesen Zweck optimal geeignet angesehen. Außer mit diesen Extraktionsmitteln kann das pflanzenverfügbare Sulfat auch durch eine Anionenaustauschmembran erfasst

werden (Schoenau et al., 1993). Diese Methode ist bei Scherer (2001) und Singh et al. (2004) genauer erläutert. Schoenau et al. (1993) haben die mittels dieser Methode erhaltenen Werte mit denen einer 0,001 M CaCl<sub>2</sub>-Extraktion verglichen und daraus geschlussfolgert, dass die Anionenaustauschmembran zur Abschätzung des pflanzenverfügbaren Sulfat-S eine durchaus geeignete und relativ einfache Methode darstellt.

### **2.1.3 Organische S-Fraktionen**

Die organischen S-Fraktionen des Bodens machen 90 % und mehr des Boden-Gesamt-S aus (Tabatabai und Bremner, 1972a; Eriksen et al., 1998; Solomon et al., 2001; Havlin et al., 2005). Der Gehalt an organisch gebundenem Schwefel nimmt mit der Bodentiefe und dem damit verbundenen geringeren Gehalt an organischer Substanz ab (McGrath et al., 2002a). Eine Ausnahme bilden dabei Böden mit einer Anreicherung an organischer Substanz im B-Horizont sowie solche, die z. B. auf Grund von Erosion ihre Ursprungshorizontabfolge verloren haben (Freney, 1986). Der S-Gehalt von organischer Substanz beträgt laut Barber (1995) etwa 0,5 %.

Über die chemische Zusammensetzung des organisch gebundenen Schwefels ist relativ wenig bekannt (McLaren und Cameron, 1996). Er wird im Wesentlichen in die beiden nachfolgend erläuterten Fraktionen (McGrath et al., 2002a) eingeteilt.

#### **2.1.3.1 Nicht C-gebundener S**

Zu dem nicht direkt an C gebundenen S gehören die Estersulfate (C-O-S), organische Sulfite, der zweite S in S-Sulfocysteinen (C-S-S\*<sup>\*</sup>; Freney, 1986; McGrath et al., 2002a), die Sulfamate (C-N-S) (Fitzgerald, 1976) und die sulfatisierten Thioglyceride (N-O-S), also Verbindungen, in denen das S- und C-Atom durch ein O-, N- oder S-Atom getrennt sind (Freney, 1986). Die beiden letzteren Verbindungen kommen allerdings in der Natur nur marginal vor (Knauff, 2000), so dass der nicht an C gebundene S hauptsächlich aus Estersulfaten besteht und in der Literatur oft auch mit diesen gleichgesetzt wird. Die von Tabatabai und Bremner (1972a) vorgeschlagene Bezeichnung der „organischen Sulfate“ hat sich hier nicht durchgesetzt.

Die Fraktion der Estersulfate ist sehr heterogen und umfasst z. B. Arylsulfate, Alkylsulfate, Phenolsulfate, sulfatisierte Lipide und sulfatisierte Polysaccharide (Cholinsulfat, Keratinsulfat) (Fitzgerald, 1976; Tabatabai, 1982; Tisdale et al., 1993; Scherer, 2001). Aus Ergebnissen von Lou und Warman (1992b) sowie Klose et al.

(1999a) kann abgeleitet werden, dass nicht alle aufgeführten Estersulfatgruppen im Boden gleich stabil sind. Auch Eriksen et al. (1998) nehmen an, dass die Estersulfate nach Anlagerung an Tonminerale nicht für Sulfatasen zugänglich und insofern physikalisch geschützt sind. Da laut Dodgson et al. (1992) die enzymatische Hydrolyse der Estersulfate die Bildung eines Enzym-Substrat-Komplexes als Zwischenprodukt benötigt, vermuten Lou und Warman (1992b), dass die Stabilität der Estersulfate von ihrer Lage in der Struktur der Huminpolymeren abhängig ist. An den Außenflächen liegende Estersulfate sind den Sulfatasen leichter, in den inneren Strukturen eingebettete schwerer zugänglich und damit weniger verfügbar. In ihrer Gesamtheit gelten die Estersulfate als instabilste organische S-Fraktion (Biederbeck, 1978), welche für die S-Versorgung der Pflanzen eine wichtige Rolle spielen kann. So können die Estersulfate nach der Hydrolyse zu anorganischem Sulfat durch die Pflanzen aufgenommen werden (s. Kapitel 2.2.1.2, Arylsulfataseaktivität).

Die experimentelle Bestimmung dieser S-Fraktion findet über eine Reduktion des nicht direkt an C gebundenen S mit einem Gemisch aus Jodwasserstoffsäure, Hypophosphoriger Säure und Ameisensäure zu  $H_2S$  statt (HI-reduzierbarer S). Die ursprüngliche Methode wurde bereits 1952 von Johnson und Nishita (1952) entwickelt. Die S-Bestimmung fand durch Anwendung der Spektrophotometrie statt. Seitdem gab es einige Modifikationen. Relativ häufig wird diejenige von Freney et al. (1970) bzw. diejenige von Tabatabai (1982) verwandt. Eine größere Modifikation der Methode wurde von Shan et al. (1992) vorgenommen. Hierbei wird das durch die Säurereduktion freigesetzte Sulfid in NaOH aufgefangen und durch Zugabe von  $H_2O_2$  zu Sulfat oxidiert, welches dann an der ICP-OES gemessen werden kann.

Laut Freney (1986) liegt der Anteil des HI-reduzierbaren S - welcher neben dem anorganisch gebundenen S auch die Fraktion der Estersulfate umfasst - am Gesamt-S bei 30 - 70 %, der prozentuale Anteil des als Sulfatester vorliegenden organischen S laut Havlin et al. (2005) bei 27 - 59 %. Diese Größenordnung findet sich auch bei Bettany et al. (1973), Tabatabai und Bremner (1972a) und Freney et al. (1970) wieder. Der Anteil der Estersulfate am gesamten organischen S nimmt mit der Bodentiefe zu (Eriksen et al., 1998; Stevenson und Cole, 1999). Gleichzeitig nimmt der Anteil der Sulfatester mit abnehmender Partikelgröße des Bodens zu, was die Vermutung nahe legt, dass Interaktionen zwischen dem organischen Boden-S und Ton ein Hauptmechanismus sind, um organischen S vor der Mineralisation zu schützen (Eriksen et al., 1998). Laut Stevenson und Cole (1999) scheint die Fraktion

der Estersulfate außerdem im Grasland prozentual gesehen weit stärker vertreten zu sein als im Wald, da laut Ergebnissen von Davis et al. (1982) in letzterem nur ca. 18 % des Gesamt-S als Estersulfat vorliegen.

### **2.1.3.2 Direkt an C-gebundener Schwefel**

Die Gruppe des direkt an C gebundenen Schwefels (C-S) macht etwa 5 - 20 % (Lowe und DeLong, 1963; Tabatabai und Bremner, 1972b; Havlin et al., 2005) des gesamten organisch gebundenen S aus und umfasst Aminosäuren wie Methionin ( $\text{HOOC-CH}(\text{NH}_2)\text{-CH}_2\text{-CH}_2\text{-S-CH}_3$ ), Cystin und Cystein ( $\text{HOOC-CH}(\text{NH}_2)\text{-CH}_2\text{-SH}$ ), Mercaptane, Disulphide, Sulfon, Sulfonsäure (Freney, 1986) sowie Sulfoxid und Sulfinssäure (Havlin et al., 2005). Den größten Anteil machen dabei laut Tabatabai (1982) aber die S-haltigen Aminosäuren aus. Nach einigen Literaturangaben wird diese S-Fraktion durch die Raney-Nickel-Methode bestimmt (DeLong und Lowe, 1961; Freney, 1961; Lowe und DeLong, 1963; Freney, 1967; Freney et al., 1970), d. h. der organische S wird in alkalischem Medium durch Raney-Ni zu anorganischen Sulfiden reduziert. Der übrigbleibende S (weder durch das HI-Gemisch, noch durch die Raney-Nickel-Methode reduzierbar) wird in diesem Fall als „Restschwefel“ bezeichnet und macht nach Havlin et al. (2005) 30 - 40 % des organisch gebundenen S aus. Die Raney-Nickel-Methode soll allerdings laut Freney et al. (1970) mit einigen Mängeln behaftet sein, weshalb Kowalenko (1993b) der rechnerischen Bestimmung des direkt an C gebundenen S (Gesamt-S minus durch das HI-Gemisch reduzierbaren S-Anteil) eine größere Genauigkeit zuspricht. Diese Methode hat sich auch in der Literatur etabliert und findet beispielsweise bei Bettany et al. (1973), Solomon et al. (2005) und Wang et al. (2006) Anwendung. Die Fraktion des „Restschwefels“ findet dann keine Erwähnung mehr bzw. wird mit dem direkt an C gebundenen S zusammen berechnet und interpretiert. Laut Lee und Speir (1979) kommt dem C-gebundenen S in Bezug auf die direkte Pflanzenversorgung eine geringere Rolle zu als den oben erwähnten Estersulfaten.

## 2.2 S-Umsatz

### 2.2.1 S-Kreislauf

Abb. 2.4 zeigt den S-Kreislauf. Dargestellt sind die verschiedenen S-Fractionen, die Zu- und Abfuhr des S sowie seine Umsetzungen.

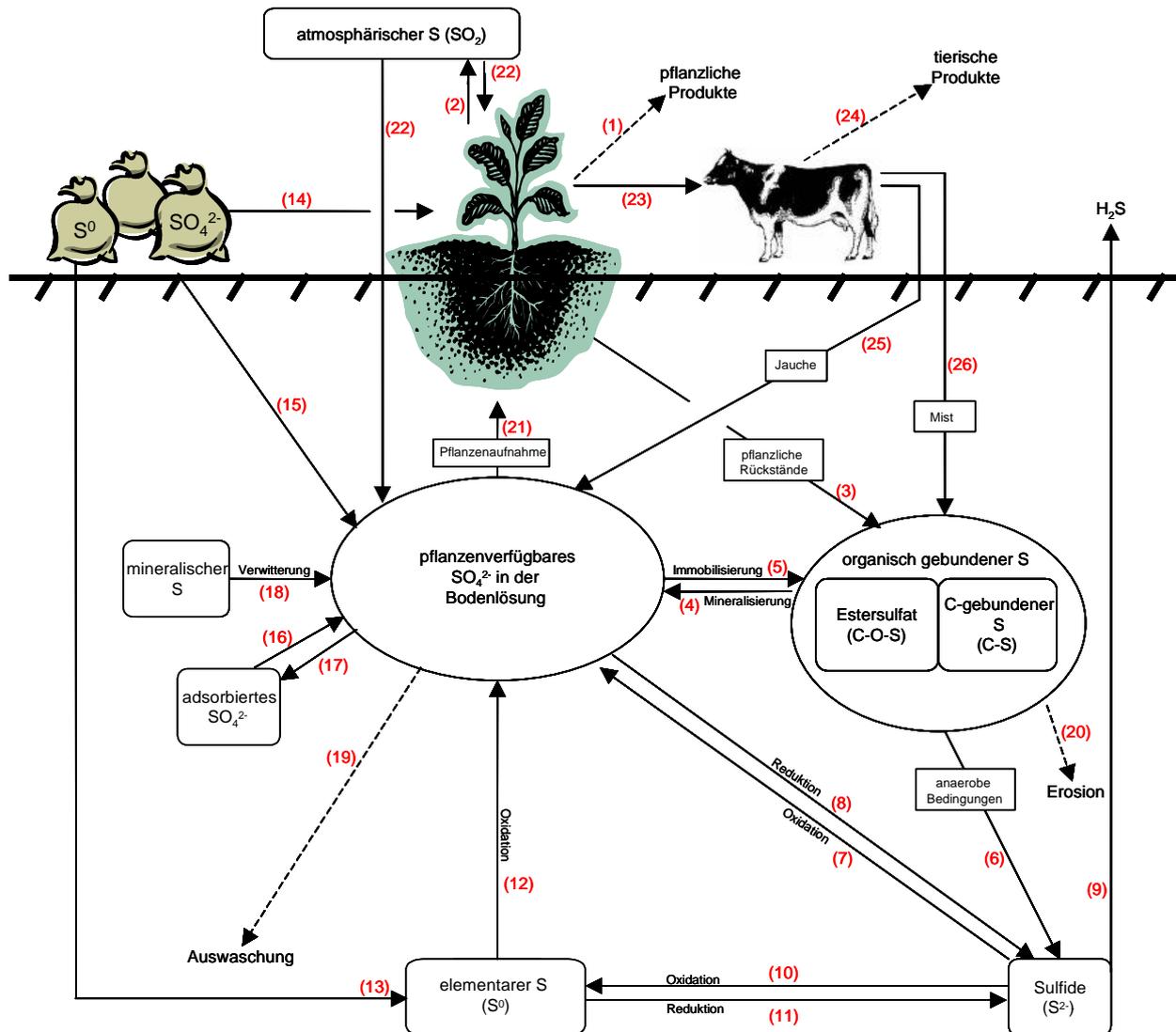


Abb. 2.4: S-Kreislauf (verändert nach Germida und Janzen, 1993; McLaren und Cameron, 1996; Knauff, 2000; McGrath et al., 2002a)

- (1) S-Verluste durch Abfuhr von Ernteprodukten
- (2) gasförmige S-Verluste
- (3) S-Eintrag aus pflanzlichen Rückständen
- (4) S-Mineralisierung
- (5) S-Immobilisierung
- (6) Oxidation von organisch gebundenem S zu Sulfid und weiter zu elementarem S (10)
- (7) durch Oxidation des Sulfids entstandenes Sulfat geht in die Bodenlösung ein
- (8) (unter anaeroben Bedingungen:) mikrobielle Reduktion von Sulfat aus der Bodenlösung zu Sulfid bzw.  $\text{H}_2\text{S}$  (9)
- (9) Sulfidverlust des Bodens in Form von  $\text{H}_2\text{S}$

- (10) s. (6)
  - (11) Reduktion von elementarem Schwefel zu Sulfid
  - (12) Oxidation von elementarem S zu Sulfat
  - (13) elementarer S wird dem Boden durch mineralischen Dünger zugeführt
  - (14) mineralischer Dünger geht in den Sulfat-Pool der Bodenlösung ein
  - (15) mineralischer Dünger wird den Pflanzen über Blattdüngung zugeführt
  - (16) Mobilisierung des adsorbierten Sulfats
  - (17) Sulfat der Bodenlösung wird z. B. an Carbonate adsorbiert
  - (18) Verwitterung von mineralischem Schwefel aus Ursprungsgestein
  - (19) Auswaschung von Sulfat aus der Bodenlösung
  - (20) S-Verluste durch Erosion
  - (21) Sulfataufnahme durch Pflanzen aus der Bodenlösung
  - (22) atmosphärische S-Inputs
- Falls Tiere in den Kreislauf eingebunden sind, kommen folgende Punkte dazu:
- (23) Tiere nehmen S mit den Pflanzen auf
  - (24) S-Entzug mit tierischen Produkten
  - (25) S-Zufuhr aus Jauche
  - (26) S-Zufuhr aus Mist

### 2.2.1.1 S-Zufuhr in den Boden

#### Mineralische Düngung

Einen Hauptfaktor der S-Applikation zum Boden stellt die Zufuhr mittels Mineraldünger dar ( $0 - 50 \text{ kg S ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$ ; McGrath et al., 2002a). Sie ist in vielfältigen Formen, als Blatt- oder Bodenapplikation (Gransee et al., 1999), in Form von elementarem Schwefel oder als Begleitkation verschiedener Mehrnährstoffdünger möglich. Laut Germida und Janzen (1993) sind die mineralischen S-Dünger vor allem in zwei chemischen Formen verfügbar ( $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{S}^0$ ), daneben können sie auch in anderen anorganischen S-Formen vorliegen, z. B. als Thiosulfatlösung. Einige Beispiele für S enthaltende Dünger sind in Tab. 2.1 dargestellt.

#### Organische Düngung

Die organische Düngung kann in Klärschlamm- und Kompostapplikation sowie die Zufuhr von Wirtschaftsdünger pflanzlicher und tierischer Herkunft unterteilt werden. Tabatabai und Chae (1991) beschäftigten sich mit den unterschiedlichen organischen Düngemitteln und stellten heraus, dass Klärschlamm die höchsten S-Gehalte aufweist. Tendenziell folgen in ihren Studien die tierischen Exkremete, die Wirtschaftsdünger pflanzlicher Herkunft weisen im Durchschnitt die geringsten S-Gehalte auf. Dies gilt allerdings nicht durchgehend. Je nach Art der tierischen Exkremete (z. B. Jauche, Gülle) oder pflanzlichen Rückstände (z. B. Stroh, Gründüngung) können die S-Gehalte sehr stark variieren. Die Sofortwirkung

organischer Dünger ist laut Gutser und v. Tucher (2000) sowie Koch et al. (2000) allgemein niedriger als diejenige mineralischer S-Dünger.

Tab. 2.1: S enthaltende Dünger sowie deren S-Gehalte (entnommen aus Germida und Janzen, 1993)

S-Dünger	S [%]
<b>Sulfat enthaltend</b>	
Ammoniumsulfat	24
Kaliumsulfat	16-22
Calciumsulfat (Gips)	18
Superphosphat	12
Magnesiumsulfat (Kieserit)	23
Harnstoff-Ammoniumsulfat	4-13
<b>elementaren S enthaltend</b>	
elementarer S	100
<b>andere anorganische S-Formen enthaltend</b>	
Ammonium Thiosulfatlösung	26

### **Klärschlamm**

Der im Klärschlamm enthaltene S ist vorwiegend organischer Natur (LWK NRW, 2008). Laut Gutser und v. Tucher (2000) enthalten Klärschlämme hohe S-Gehalte (11 - 14 g S kg<sup>-1</sup> TS), Tabatabai und Chae (1991) berichten in ihren Untersuchungen über Gehalte von 6,6 bis 22,6 g S kg<sup>-1</sup>. Da die Zusammensetzung unterschiedlich sein kann, kommt es auch zu stark unterschiedlichen Mineralisationsraten. Tabatabai und Chae (1991) wiesen den Klärschlämmen eine rasche Anfangsmineralisierung des S und damit eine recht gute Pflanzenverfügbarkeit nach.

### **Kompost**

Der im Kompost enthaltene S ist hauptsächlich organisch gebunden (LWK NRW, 2008). Wie auch Klärschlamm ist Kompost sehr heterogen. Es kann zwischen mehreren Kompostarten [u. a. Bio-Abfall-Kompost (TLL, 1999); Grüngutkompost (Koch et al., 2000)] unterschieden werden. Laut der Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (1999) können für die verschiedenen Kompostarten Richtwerte von 0,08 - 9,6 g S kg<sup>-1</sup> TS angenommen werden.

### **Wirtschaftsdünger pflanzlicher Herkunft**

Der S in Wirtschaftsdüngern pflanzlicher Herkunft ist vorwiegend organischer Natur und fließt in den organisch gebundenen S-Pool des Bodens ein; ein geringer Anteil wird zeitnah mineralisiert. Tabatabai und Chae (1991) stellten fest, dass die Zufuhr

von pflanzlichen Rückständen in den Boden zu einer Verminderung des pflanzenverfügbaren S über einen Zeitraum von mehreren Wochen führen kann. Dies macht - je nach zugeführtem Pflanzenmaterial und in Abhängigkeit vom C : N : S - Verhältnis (vgl. Kapitel 2.2.1.2) - eine zusätzliche mineralische S-Düngung notwendig.

### **Wirtschaftsdünger tierischer Herkunft**

Der in der Jauche enthaltene S füllt hauptsächlich den Sulfatpool der Bodenlösung auf. Im Gegensatz dazu geht der im Mist enthaltene S vorwiegend in den organisch gebundenen S-Pool des Bodens ein, ein geringer Anteil wird kurze Zeit nach der Ausbringung mineralisiert. Bei Güllegabe wird sowohl der Sulfatpool der Bodenlösung als auch der Pool des organischen S aufgefüllt. Nach Koch et al. (2000) liegt der sofort pflanzenverfügbare S-Anteil bei Wirtschaftsdüngern tierischer Herkunft aber meist unter 20 % des Gesamt-S-Gehaltes.

Laut Gutser und v. Tucher (2000) lässt sich eine S-Anreicherung der Böden nur über den Einsatz organischer Dünger - insbesondere Stallmist - als Folge höherer Humusgehalte der Böden erreichen.

Eriksen et al. (1995a) geben prozentuale Anteile verschiedener S-Fractionen in Flüssig- und Festmist an. Während der Stallmist neben 13 % anorganischem S 51 % Estersulfate und 36 % C-gebundenen S enthält, liegt der Anteil des anorganisch gebundenen S in Rinder- bzw. Schweinegülle mit 7 - 19 % bzw. 10 - 28 % eher etwas höher. Laut Gutser und v. Tucher (2000) besteht der organische S des Stallmistes aus höheren Anteilen an schwerlöslichen Verbindungen als derjenige der beiden Güllearten.

Wie bereits oben erwähnt, ist die Schwefel-Ausnutzung aus organischen Düngern allgemein geringer. In Gefäßversuchen mit Gülle konnte nur eine Schwefel-Ausnutzung von 5 - 7 % des Gesamt-S-Gehaltes nachgewiesen werden (Eriksen et al., 1995a).

### **Atmosphärische Deposition**

Atmosphärische Inputs, die als nasse und trockene Niederschläge auftreten, sind außer der Düngung die einzigen S-Zufuhrmöglichkeiten in den Kreislauf. Mit dem nassen Niederschlag gelangt Sulfat in den Boden, bei dem trockenen Niederschlag kann SO<sub>2</sub> direkt über die Stomata der Pflanze aufgenommen oder vom Boden absorbiert werden. Die atmosphärischen Inputs liegen in einer Größenordnung von

etwa 2 - 20 kg S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> (McGrath et al., 2002a) bzw. bis zu 200 kg S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> in stark industriell geprägten Regionen (Stevenson und Cole, 1999). In deutschen Wäldern gingen die SO<sub>2</sub>-Depositionen im Zeitraum von 1990 bis 2005 um rund 90 % zurück (BMELV, 2007), für landwirtschaftliche Nutzflächen können ähnliche Werte angenommen werden. Die Depositionen lagen zwischen 2000 und 2003 in einer Größenordnung von 3 - 24 kg SO<sub>4</sub>-S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> (Ø 9 kg SO<sub>4</sub>-S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup>; BMELV, 2005), Kali und Salz (2008) berichtet über deutschlandweit durchschnittlich 6,2 kg S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup> Eintrag in den Boden.

## **Gesteinsverwitterung**

Die ursprüngliche S-Quelle des Bodens stellt Pyrit (FeS<sub>2</sub>) aus magmatischem Gestein dar (Stevenson und Cole, 1999). Während der Bodenbildungsprozesse und infolge von Verwitterungen unterliegt Pyrit Oxidationsprozessen zu Sulfat und kann schließlich als solches z. B. von Pflanzen aufgenommen werden. Diese Quelle des Boden-S liegt laut McGrath et al. (2002a) in der Größenordnung von etwa 0 - 5 kg S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup>.

### **2.2.1.2 Mikrobielle S-Transformationen**

Unter Transformationen der organischen Bodensubstanz versteht man laut McGrath et al. (2002a) die simultane zyklische Umsetzung der organischen Substanz „via microbial synthesis and mineralisation processes“. Laut Jenkinson (1966) soll der englische Begriff „turnover“ die Dynamik dieser Prozesse verdeutlichen.

Mikrobielle S-Transformationen können laut Starkey (1966) und Alexander (1991) in vier Kategorien aufgeteilt werden:

- Oxidation von S und anorganischen S-Komponenten
- Reduktion von Sulfat und unvollständig oxidierten anorganischen S-Komponenten zu Sulfid
- Mikrobielle Assimilation von S (Immobilisierung)
- Abbau organischer S-Komponenten (Mineralisation).

Zusätzlich werden in nachfolgenden Unterkapiteln die S-Biomasse sowie die Arylsulfataseaktivität besprochen.

## **Reduktion/Oxidation von S**

Anorganische S-Komponenten sind, neben der Assimilation durch Organismen, auch einer großen Anzahl an Reduktions- und Oxidationsreaktionen ausgesetzt, welche

ebenfalls fast ausschließlich mikrobieller Natur sind (Starkey, 1966; Nor und Tabatabai, 1977; Wainwright, 1979; Ainsworth und Blanchar, 1984; Wainwright, 1984). Einen Überblick bietet Abb. 2.5.

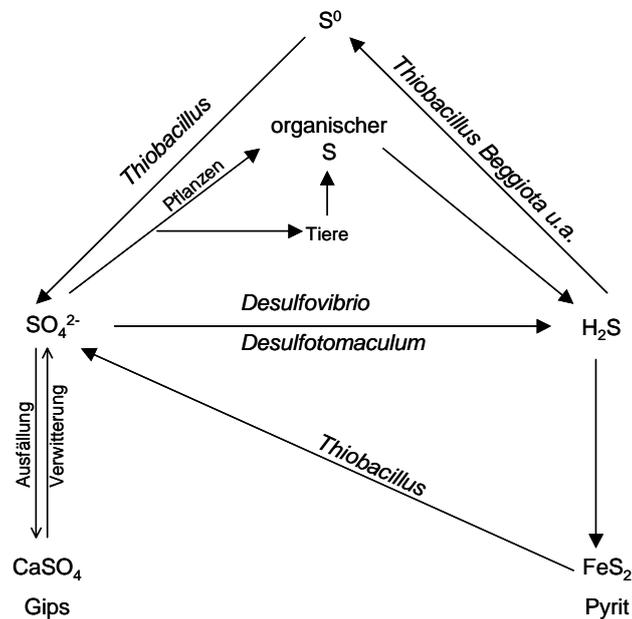


Abb. 2.5: Wege der S-Transformation (die Liste der in die Oxidation/Reduktion involvierten Organismen ist unvollständig; nach Stevenson und Cole, 1999)

Auf die einzelnen Umwandlungen soll hier nicht im Detail eingegangen werden, da unter den allermeisten landwirtschaftlichen Bedingungen vor allem die höchst oxidierte ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) und die höchst reduzierte Form ( $\text{H}_2\text{S}$ ) von Bedeutung sind (Stevenson und Cole, 1999). Allgemein gilt, dass eine Reduktion von S-Komponenten zu einem Anstieg, eine Oxidation von S-Komponenten zu einer Abnahme des pH-Wertes führt (Starkey, 1966).

### Reduktionsprozesse

Die Reduktion von  $\text{SO}_4^{2-}$  durch Mikroorganismen (MO) findet auf zwei verschiedenen Wegen statt (Abb. 2.6). Bei dem einen Weg handelt es sich um die sogenannte „assimilatorische Sulfatreduktion“ (= Immobilisierung). Hierbei wird S in die organischen Zellbestandteile eingebaut, ein Beispiel stellt der S der Aminosäuren dar (Stevenson und Cole, 1999). Beim anderen Reduktionsweg handelt es sich um die sogenannte „dissimilatorische“ oder „Atmungsreduktion“, einer Reduktion von Sulfat zur Energiegewinnung (Kronek und Fritz, 2008). Sie wird von einer Sulfatreduzierenden Bakteriengruppe, sog. Desulfurikanten (Desulfovibrio, Desulfotomaculum; Fuchs, 2006) ausgeführt. Als Endprodukt entsteht Sulfid (z. B.  $\text{H}_2\text{S}$ ). Sie tritt auf, wenn die Bedingungen für das Wachstum von anaeroben Sulfat-

reduzierenden Bakterien erfüllt sind. Diese Bakterien nutzen H<sub>2</sub> oder organische Verbindungen - wie Produkte anderer mikrobieller Prozesse (z. B. Lactat) - als Elektronendonatoren (Könneke, 2006; Kronek und Fritz, 2008), oxidierte S-Komponenten fungieren als abschließende Elektronenakzeptoren in einem der Denitrifikation ähnlichen Prozess (Starkey, 1966).

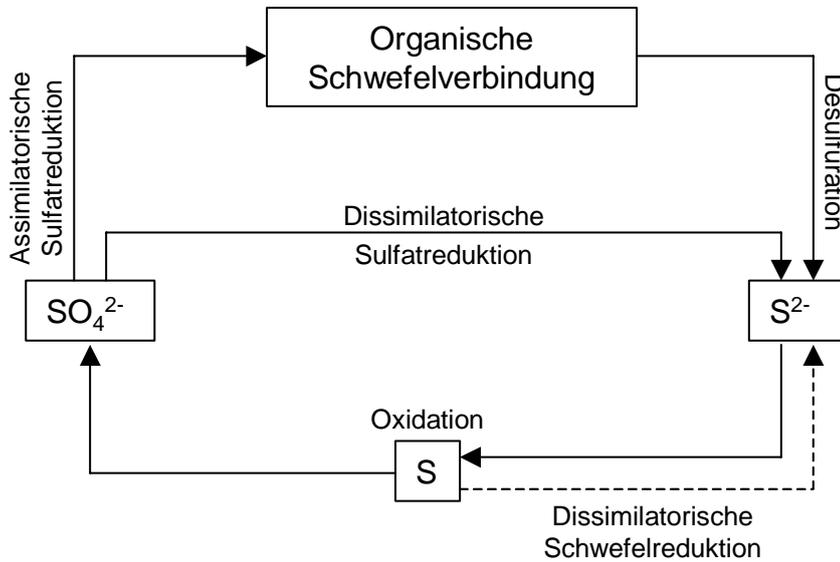


Abb. 2.6: Kreislauf des S (nach Schlegel, 1992)

Hierbei werden die Elektronen durch Oxidation von organischen C-Komponenten freigesetzt, in ein Elektronentransportsystem übertragen und gelangen so an das S-Atom. Stevenson und Cole (1999) geben folgende Gleichung als typisches Beispiel für eine dissimilatorische Reduktion an:



Zusätzlich berichtet Trudinger (1986) über einen weiteren Reduktionsmechanismus, die abiologische Sulfatreduktion. Da dieser Mechanismus aber bisher nur in Experimenten demonstriert werden konnte, er aber in den Böden nicht von Bedeutung ist, wird hier nicht näher auf ihn eingegangen.

**Oxidationsprozesse**

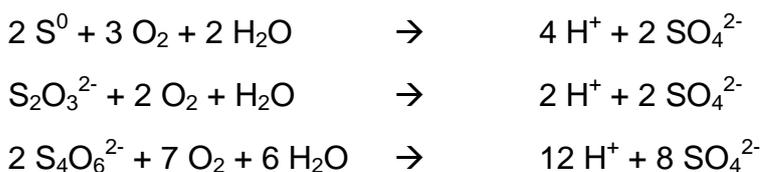
Reduzierte S-Komponenten (z. B. S<sup>0</sup>, H<sub>2</sub>S, FeS<sub>2</sub>) können unter geeigneten Bedingungen leicht wieder oxidiert werden. Dafür verantwortlich sind S-oxidierende Bakterien, v. a. eine Gruppe, welche die bei den Oxidationsprozessen freigesetzte Energie zur Aufrechterhaltung ihrer Lebensprozesse braucht und somit obligat autotroph ist (Starkey, 1966; Wainwright, 1984) sowie viele heterotrophe Bakterien, Actinomyceten und Pilze (Starkey, 1966; Wainwright, 1984; Mason und Kelly, 1988;

Germida und Janzen, 1993). Die für die Oxidationsreaktionen im Boden bedeutendsten Bakterien sind fünf der Gattung *Thiobacillus* (*T. thiooxidans*, *T. ferrooxidans*, *T. thioparus*, *T. novellus*, *T. denitrificans*) zugehörige, welche chemolithotroph sind, d. h. ihre Energie aus der Oxidation von anorganischen Atomen beziehen. Eine typische Oxidationsreaktion ist dabei die folgende, die Zahlen in Klammern geben die jeweilige Oxidationszahl an:



Zusätzlich werden im Laufe dieses stark vereinfacht dargestellten Prozesses zwischen Sulfid und Sulfit noch weitere S-Bindungsformen gebildet, zwischen dem zweiten und dritten hier dargestellten Schritt liegen beispielsweise noch Thiosulfat und Tetrathionat, welche dann weiter oxidiert werden (Nor und Tabatabai, 1977). Hierfür sind einige Mitglieder der Familie *Thiobacillus* (z. B. *T. tepidarius* und *T. neapolitanus*) sowie die heterotrophen Oxidierer verantwortlich (McGrath et al., 2002a). Prinzipiell hängt der Oxidationspfad im Boden von der Zusammensetzung der mikrobiellen Population ab (McGrath et al., 2002a). Zusätzlich können einige Oxidationsschritte auch abiotisch ablaufen, z. B. von  $\text{S}^0$  zu  $\text{S}_2\text{O}_3^{2-}$  (Nor und Tabatabai, 1977; Wainwright, 1984; Barbosa-Jefferson et al., 1998). Der Oxidationsprozess läuft ziemlich schnell ab, Thiosulfate sind laut Nor und Tabatabai (1977) sowie Barbosa-Jefferson et al. (1998) nur in den ersten drei bzw. vier Tagen eines Inkubationsversuches zur S-Oxidation nachweisbar.

Stellvertretend für die S-oxidierenden Bakterien soll hier nur kurz auf *T. thiooxidans* eingegangen werden, die übrigen erwähnten Bakterien der Spezies *Thiobacillus* werden u. a. bei Stevenson und Cole (1999) näher beschrieben. *T. thiooxidans* finden bei pH-Werten von 2,0 - 3,5 optimale Bedingungen vor, sie sind u. a. an der Korrosion von Eisenrohren beteiligt und für die Produktion von  $\text{H}_2\text{SO}_4$  in Kohleminen verantwortlich. Typische Reaktionsgleichungen von *T. thiooxidans* sind die folgenden:



### **Hauptfaktoren für die S-Oxidation in Böden**

Die S-Oxidation ist von einigen Faktoren abhängig. So wirken sich Umweltbedingungen, welche das Wachstum der Boden-MO fördern, auch positiv auf die Aktivität der S-oxidierenden Organismen aus. Die Oxidationsgeschwindigkeit ist in hohem Maße abhängig von der MO-Population (Aktivität, Zusammensetzung, Größe; Germida und Janzen, 1993). Einen weiteren Haupteinflussfaktor stellt die Temperatur dar. S-Oxidation kann in einem Bereich von 4 - 55 °C stattfinden (Stevenson und Cole, 1999), bevorzugt aber bei 25 - 40 °C (Tisdale et al., 1993). Ebenfalls förderlich für die S-Oxidationsrate ist eine Bodenfeuchte nahe der Feldkapazität. Es liegt ein parabolischer Zusammenhang zwischen der Feuchte und der S-Oxidationsrate vor. Dies liegt daran, dass bei niedrigerem Feuchtegehalt zu wenig Wasser, bei höherer Feuchte zu wenig Sauerstoff für die MO zur Verfügung stehen. Einen weiteren wichtigen Einflussfaktor stellt der Boden-pH-Wert dar. Bei pH-Werten von 2 - 9 findet S-Oxidation statt, die meisten Böden liegen mit pH-Werten von 3,5 - 8,5 in diesem Bereich. Generell gilt, dass die Oxidationsrate mit steigendem pH-Wert ebenfalls steigt (Attoe und Olson, 1966; Nor und Tabatabai, 1977). Eine weitere positive Wirkung auf die S-Oxidation hat die Inokulation des Bodens mit MO, welche wiederum durch die Zugabe von  $S^0$  gefördert werden (Tisdale et al., 1993). In Bezug auf die  $S^0$ -Zugabe gibt es zusätzliche Faktoren zu beachten. Je kleiner die Partikelgröße des zugegebenen  $S^0$  ist, desto größer ist die Oxidationsrate (Attoe und Olson, 1966). Zusätzlich fördernd wirkt sich eine gute Durchmischung des  $S^0$  mit dem Boden aus. Die Menge an appliziertem  $S^0$  steigert allerdings nicht die Oxidation pro Zeiteinheit. Negative Wirkungen auf die Oxidation hat eine Lufttrocknung des Bodens im Vergleich zu feldfrischem Boden (Nor und Tabatabai, 1977). Ein ausführlicher Überblick über die S-Oxidation ist bei Wainwright (1984) zu finden.

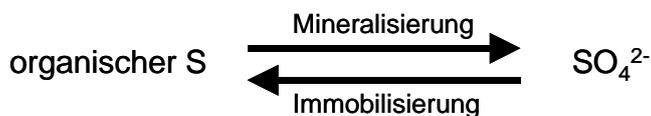
### **Mineralisation/Immobilisierung von S**

Unter der Mineralisation von S versteht man die Umwandlung von organischem S zu anorganischem  $SO_4^{2-}$ , unter der Immobilisierung die Umwandlung von  $SO_4^{2-}$  zu organischem S (Freney, 1967; Tisdale et al., 1993). Immobilisierter S muss erst mineralisiert werden, um den Pflanzen als anorganisches  $SO_4^{2-}$  zur Verfügung stehen zu können (Wu et al., 1993b; Eriksen, 1997b).

Mineralisation und Immobilisierung hängen von allen Faktoren ab, welche einen Einfluss auf die mikrobielle Aktivität haben, z. B. Feuchte, Temperatur, pH-Wert, S-

Gehalt der organischen Substanz, Anwesenheit von Pflanzen, Zufuhr von Ernterückständen/Substratzugabe (Glucose, Cellulose), Nutzungsform und Tongehalt des Bodens (Tabatabai und Al-Khafaji, 1980; Pirela und Tabatabai, 1988; Ghani et al., 1992; Wu et al., 1993b; Eriksen et al., 1998; Stevenson und Cole, 1999; McGrath et al., 2002a). Weiterhin ist die Zusammensetzung der MO-Population des Bodens von Bedeutung (Autry und Fitzgerald, 1991).

Mineralisation und Immobilisierung treten im Boden simultan auf (Freney, 1967; Freney et al., 1975; Tsuji und Goh, 1979; Maynard et al., 1983a; Freney, 1986; Ghani et al., 1993b; Eriksen, 1997b).



Daraus ergibt sich, dass der Gehalt an pflanzenverfügbarem  $\text{SO}_4^{2-}$  zu einem bestimmten Zeitpunkt aus beiden Vorgängen resultiert (Stevenson und Cole, 1999).

### Mineralisation

Ein Teil des organischen S-Pools wird mit Hilfe von MO und Enzymen mineralisiert und gelangt als Sulfat in die Bodenlösung. Die Menge an mineralisierbarem organischem S und die Mineralisationsrate sind zwei Faktoren, welche die Verfügbarkeit von Boden-S für Pflanzen entscheidend mit beeinflussen (McGrath et al., 2002a). Dabei ist die Mineralisation von organischem Boden-S laut Stevenson und Cole (1999) grundsätzlich ein mikrobiologischer Prozess. McGill und Cole (1981) gehen von zwei Abbauwegen aus:

- a) **Biochemischer Prozess:** extrazelluläre Hydrolyse von organischem S durch die Katalyse von Exoenzymen; wird v. a. durch den mikrobiellen Bedarf an  $\text{SO}_4^{2-}$  getrieben, weniger durch den Energiebedarf; betrifft organischen S aus Esterfraktionen.
- b) **Biologischer Prozess:** Freisetzung von S aus organischem Material durch die Oxidation von C durch Bodenorganismen; wird durch den Energie- und C-Bedarf der MO kontrolliert, Sulfat wird als Nebenprodukt des organischen Substanzabbaus freigesetzt; betrifft zu einem großen Teil den C-gebundenen organischen S.

Während der Abbau des C-gebundenen S stark von der mikrobiellen Aktivität abhängig ist (Eriksen, 2005), werden die Estersulfate durch Sulfataseenzyme hydrolysiert (s. Unterkapitel Arylsulfataseaktivität).

Laut Eriksen et al. (2004) findet die Hydrolyse durch die Sulfataseenzyme statt, wenn der mikrobielle S-Bedarf nicht durch anorganisches  $\text{SO}_4^{2-}$  gedeckt werden kann. Umgekehrt kann die biochemische Mineralisation bei Vorliegen von viel Sulfat aber auch gehemmt werden (Eriksen et al., 1998).

McGill und Cole (1981) stellten fest, dass die Mineralisation von C-gebundenem S nur stattfindet, wenn die Bodenorganismen auf Materialien, welche viel S enthalten, als Energiesubstrate angewiesen sind. Die Mineralisation von C-gebundenem S wird in Abb. 2.7 dargestellt.

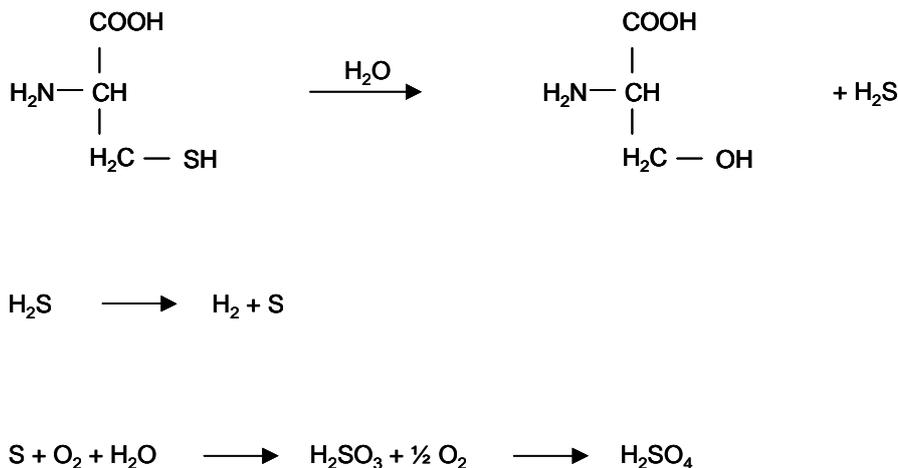


Abb. 2.7: Mineralisation von C-gebundenem S (nach Scherer, 2001)

Aufgrund von Literaturangaben kann die Mineralisierung laut Freney (1986) wie folgt ablaufen:

- Immobilisierung nach Versuchsbeginn mit anschließender Freisetzung von  $\text{SO}_4^{2-}$  (Barrow, 1961; Nelson, 1964; Haque und Walmsley, 1972; Tabatabai und Bremner, 1972b; Kowalenko und Lowe, 1975; Nor, 1981)
- Gleichmäßige, lineare  $\text{SO}_4^{2-}$ -Freisetzung über den ganzen Versuchszeitraum (Williams, 1967; Tabatabai und Al-Khafaji, 1980)
- Rasche Freisetzung von  $\text{SO}_4^{2-}$  innerhalb der ersten Versuchstage, gefolgt von einer geringeren, linearen Freisetzung (Williams, 1967, Nor, 1981)
- Über die Zeit abnehmende Freisetzung von  $\text{SO}_4^{2-}$  (Williams, 1967).

Angaben über die Höhe der Mineralisation schwanken. Eriksen et al. (1995b) bezifferten sie in Versuchen mit fünf verschiedenen dänischen Böden auf 1,7 - 3,1 % des organischen Boden-S. Über eine ähnliche Größenordnung berichtet auch Nelson (1964). Er stellte in Versuchen mit Böden aus Mississippi fest, dass 4 % bzw. 6 %

(nach 3- bzw. 6-monatiger Inkubation) des organischen Boden-S mineralisiert wurden, Freney (1986) berichtet über eine Spanne von 0,5 - 3 %.

Unter aeroben Bedingungen ist Sulfat das anorganische Endprodukt der Mineralisation, unter anaeroben Bedingungen kann es zu einem Anstieg von  $H_2S$  kommen (Alexander, 1991). Sulfat kann nur akkumuliert werden, wenn die S-Menge in der zugeführten organischen Substanz den mikrobiellen S-Bedarf übertrifft (Alexander, 1991).

Einen wichtigen Einfluss auf die S-Mineralisation üben die Inkubationsbedingungen, v. a. die Temperatur aus (Tabatabai und Al-Khafaji, 1980). In einem Bereich unter  $10\text{ }^\circ\text{C}$  ist die Mineralisation sehr gering, zwischen  $20\text{ }^\circ\text{C}$  und  $40\text{ }^\circ\text{C}$  steigt sie mit zunehmender Temperatur an, über  $40\text{ }^\circ\text{C}$  nimmt sie wieder ab (Williams, 1967; Syers et al., 1987; Havlin et al., 2005). Eine für die Mineralisation optimale Bodenfeuchte liegt bei 60 % der Feldkapazität des Bodens vor (Havlin et al., 2005). Bei geringeren ( $< 15\%$ ) oder höheren ( $> 80\%$ ) Feuchtegehalten ist die Mineralisation weniger stark ausgeprägt (Alexander, 1991; Stevenson und Cole, 1999). Graduelle Änderungen der Bodenfeuchte haben nur einen geringen Einfluss auf die Mineralisationsrate, drastische Änderungen (in beide Richtungen) können aber eine schnell auftretende, starke Mineralisation bewirken (Tisdale et al., 1993; Havlin et al., 2005). Dies ist z. B. oft in S-Mangelböden nach einer Trockenperiode zu beobachten (Tisdale et al., 1993).

Generell gilt ein etwa im neutralen Bereich liegender pH-Wert als günstig in Bezug auf die mikrobielle Aktivität und die S-Mineralisation. Die Beziehung zwischen dem pH-Wert und der Höhe der Mineralisation ist aber nicht eindeutig geklärt. Während in einigen Versuchen bis zu einem pH-Wert von 7,5 eine direkte positive Beziehung festgestellt wurde (Tisdale et al., 1993), berichten Tabatabai und Al-Khafaji (1980) von 12 Böden aus Iowa, in denen die S-Mineralisation negativ mit dem pH-Wert korrelierte.

Weitere C : S - und N : S - Verhältnisse führen zu einer geringeren Mineralisation (Kowalenko und Lowe, 1975; Saggar et al., 1981b; Ghani et al., 1992; Wu et al., 1993b). Laut Stevenson und Cole (1999) resultiert die Zufuhr von organischem Material mit einem C : S - Verhältnis  $> 400 : 1$  zum Boden in einer Netto-Immobilisierung von Sulfat, bei einem Verhältnis von  $< 200 : 1$  kommt es zu einer Freisetzung von Sulfat in den Boden. Kowalenko und Lowe (1975) stellten aber fest, dass die Mineralisationsrate von N und S nicht durch die Verhältnisse zueinander

vorhergesagt werden können. („Although microbial mineralization of soil sulphur was closely related to mineralization of soil C and nitrogen, it did not parallel these elements.“) Eriksen et al. (1998) erklären dies damit, dass zwar C-gebundener S und N zusammen stabilisiert und durch die biologische Mineralisation freigesetzt werden, die Estersulfate werden aber davon unabhängig mineralisiert. Daraus ergeben sich für die S-Mineralisation im Gegensatz zur N-Mineralisation zwei Reaktionswege, damit verbunden unterschiedliche Mineralisationsraten und somit auch ein unterschiedliches N : S-Verhältnis. Freney und Stevenson (1966) stellten die Vermutung auf, dass nicht der S-Gehalt der gesamten organischen Substanz, sondern derjenige der frisch zugegebenen für die Mineralisation von Bedeutung sei. Auch Scherer (2001) bestätigt, dass S-Mineralisation auftritt, wenn S-reiche organische Substanz dem Boden zugefügt wird (Abb. 2.8).

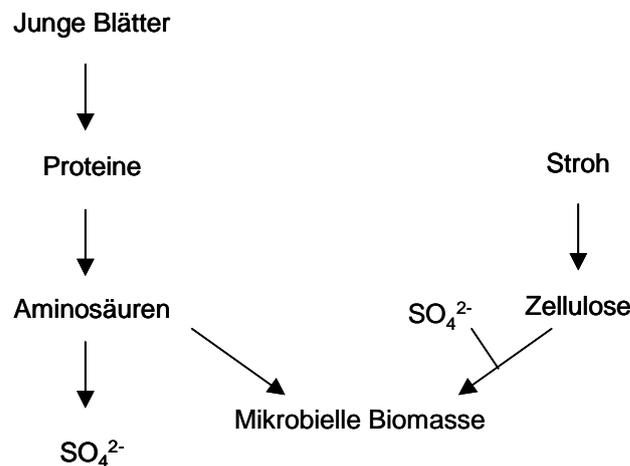


Abb. 2.8: S-Mineralisierung und Immobilisierung nach der Einarbeitung von verschiedenem organischem Material in den Boden (nach Scherer, 2001)

Physikalische Behandlungen des Bodens wie Trocknen, Erhitzen und Mahlen können laut Tisdale et al. (1993) bereits dazu führen, dass ein Teil des organisch gebundenen S, welcher instabil ist, zu  $\text{SO}_4^{2-}$  abgebaut wird. Da diese Techniken in Laborversuchen üblich sind, können die dort erhaltenen Ergebnisse nicht vollständig auf die Praxis übertragen werden. Allerdings führen Tisdale et al. (1993) an, dass z. B. das Trocken der Böden unter Laborbedingungen den saisonalen bzw. jahreszeitlich bedingten Schwankungen unter Feldbedingungen entsprechen kann.

Tabatabai und Al-Khafaji (1980) führten ein offenes Inkubationssystem ein, um die Mineralisationsraten des organischen Boden-S zu bestimmen. Hierbei wird der mineralisierte S alle zwei Wochen durch Auswaschen mit einer verdünnten Salzlösung entfernt. Da hierdurch aber die erneute Festlegung reduziert wird, führen die offenen Inkubationssysteme laut Maynard et al. (1983a) immer zu deutlich

höheren Mineralisationsraten als die geschlossenen Systeme, in welchen keine Zwischenentnahmen stattfinden. McGrath et al. (2002a) stellen aber heraus, dass das offene Inkubationssystem dennoch in der Literatur weite Verbreitung gefunden hat, um Mineralisationsraten von organischem Boden-S zu bestimmen (u. a. bei Ghani et al., 1991; Knights et al., 2001).

McLachlan und DeMarco (1975) stellten fest, dass der C-gebundene S für die Pflanzen eine wichtigere Rolle als die Estersulfate spielen. Ghani et al. (1991) bezeichnen - in einem ohne Bewuchs stattfindenden Versuch - den C-gebundenen S als Hauptquelle an mineralisierbarem S im Boden. Dies berichten auch McLaren und Swift (1977) sowie Haynes und Williams (1992) für unter Bewuchs stattfindende Versuche. Die Einschätzung, dass der C-gebundene S für die Pflanzenernährung bedeutsamer sei als die Estersulfate, ist aber in der Literatur nicht unumstritten. McLaren et al. (1985) wiesen in ihren Experimenten mit  $^{35}\text{S}$  nach, dass von den organischen S-Fractionen vorwiegend die Estersulfatfraktion zur Pflanzenversorgung beiträgt. Dies kann aber auch als Hinweis dafür gesehen werden, dass anorganischer S zunächst in die Estersulfatfraktion eingebaut wird (Freney et al., 1975; Ghani et al., 1993a), die im Vergleich zu der C-S-Fraktion als die labilere angesehen wird. Da McLaren et al. (1985) mit  $^{35}\text{S}$  arbeiteten, liegt die Vermutung nahe, dass es sich in ihren Untersuchungen um frisch gebildeten organischen S gehandelt hat. Das stützt die These von Ghani et al. (1993b), der zufolge der kürzlich gebildete organische S leichter wieder mineralisiert wird als der schon länger bestehende.

Zahlreiche Arbeiten (Freney und Spencer, 1960; Nicolson, 1970; Freney et al., 1975; Tsuji und Goh, 1979; Maynard et al., 1985) beschäftigten sich mit dem Einfluss der wachsenden Pflanzen auf die Mineralisation und haben gezeigt, dass die Netto-Mineralisation unter Bewuchs höher als unter Brache ist. Dies kann laut Freney et al. (1975) auf die geförderte mikrobielle Aktivität in der Rhizosphäre zurückgeführt werden.

Unter Feldbedingungen wurden kaum Versuche zur S-Mineralisation durchgeführt. In einem mit  $^{35}\text{S}$  durchgeführten Lysimeterversuch auf neuseeländischen Weideflächen stellten Sakadevan et al. (1993) fest, dass ein Großteil des ausgewaschenen S aus der Mineralisation stammt und damit Immobilisierungs- und Mineralisationsprozesse unter Grasland stattfinden.

Knights et al. (2001) haben in ihren Versuchen festgestellt, dass Langzeit-Applikationen von anorganischen S-Düngern kaum Auswirkungen auf die S-Mineralisation zeigten.

Eriksen et al. (2004) untersuchten die Pflanzenverfügbarkeit des durch verschiedene Zwischenfrüchte aufgenommenen S für die nachfolgenden Kulturen. Sie stellten fest, dass der Anteil des mineralisierten S vom applizierten S bei Kreuzblütlern mit 5 - 85 % am höchsten war. Aus Hülsenfrüchten wurden bis zu 46 % des applizierten S freigesetzt. Dennoch mussten Eriksen et al. (2004) statuieren, dass diese Mineralisation alleine für die Versorgung der nachfolgenden Hauptfrucht nicht ausreichte. Janzen und Ellert (1998) vermuten, dass ein Mineralisationsanstieg, welcher der Einarbeitung von Pflanzenrückständen in den Boden folgt, sowohl auf das Löslichmachen von Sulfat im Rückstand als auch auf die Hydrolyse von organischen Sulfaten während der Seneszenz zurückzuführen ist. Daraus leitet Eriksen (2005) ab, dass die S-Mineralisation, welche unmittelbar der Zugabe von Pflanzenmaterial in den Boden folgt, vorwiegend ein enzymatischer Prozess ist und nicht von dem Bedarf der MO an C geleitet werde. In einem Versuch unter Einsatz von  $^{35}\text{S}$  stellte Eriksen (2005) fest, dass nach acht Tagen bereits eine Mineralisation von zuvor immobilisiertem  $^{35}\text{S}$  stattfand. Er empfiehlt daher, Umsatzraten immer nur von wenigen Tagen zu berechnen.

### **Immobilisierung**

Zeitgleich der Mineralisation wird ein Teil des Sulfats der Bodenlösung von MO aufgenommen und für den Aufbau von mikrobieller Biomasse verwendet (Freney, 1967, 1986; Ghani et al., 1992, 1993a; O'Donnell et al., 1994; Wu et al., 1995). Dadurch wird das Sulfat immobilisiert und fließt in den organisch gebundenen S-Pool ein. Es gibt viele verschiedene Wege der Sulfat-Immobilisierung. Gemeinsam ist ihnen, dass das Sulfat zuerst in relativ einfache organische Verbindungen überführt wird (z. B. Aminosäuren von Proteinen) und dann in einem weiteren Schritt - nach einem teilweisen Abbau des Pflanzen- oder MO-Materials - in komplexere organische Bindungsformen im Boden umgewandelt wird (McGrath und Zhao, 2002a). Die Geschwindigkeit der S-Immobilisierung ist stark abhängig von der Substratverfügbarkeit (McGrath et al., 1996). In Modellversuchen konnte gezeigt werden, dass die Zugabe von C-Quellen wie beispielsweise Glucose oder Zellulose zum Boden die rasche Immobilisierung von  $\text{SO}_4^{2-}$  fördert (Freney et al., 1971; Saggart et al., 1981b; Ghani et al., 1993a; O'Donnell et al., 1994; Eriksen, 1997b; Knights et

al., 2001). Wu et al. (1995) zeigten, dass die Zugabe von Glucose sowie Rapsblättern und -stroh zum Boden in einer verstärkten Immobilisierung des zugegebenen  $^{35}\text{S}$  resultierte, das Ausmaß der Immobilisierung hing hierbei vom C : S-Verhältnis des zugeführten Materials ab. Vong et al. (2003) stellten fest, dass eine N-Zufuhr zusätzlich zur C-Zugabe die Immobilisierung des S nochmals steigert. Eriksen (2005) zeigte, dass die Immobilisierung vorwiegend ein biologischer Prozess war, welcher durch eine C-Zugabe ausgelöst wird. Solange weniger S in der organischen Substanz vorhanden ist als die MO für ihre Vermehrung benötigen, überwiegt bei Zufuhr organischer Substanz die S-Immobilisierung (Alexander, 1991; Tisdale et al., 1993). Ist das Gegenteil der Fall, so wird mineralischer S als „Abfallprodukt“ freigesetzt, dies wird in Abb. 2.8 (S. 28) verdeutlicht.

Unter Bracheflächen kommt es eher zu S-Immobilisierungen als unter Ackerflächen (Tisdale et al., 1993). Dies kann auf den geringeren Pflanzenbewuchs, aber auch auf die unterschiedlichen C : N : S-Verhältnisse der Böden zurückgeführt werden, welche unter Bracheflächen gewöhnlich weiter als unter Ackerflächen sind (Tisdale et al., 1993). Faustzahlen für die C : N : S-Verhältnisse wurden bereits oben genannt. Entgegen der eben dargestellten Feststellung fanden Vong et al. (2003) in ihren Experimenten mit  $^{35}\text{S}$  folgende Reihung der Immobilisierung: Gerstenrhizosphäre > Rapsrhizosphäre > Brache.

Bereits Freney und Swaby (1975) hoben die Rolle der MO bei der S-Immobilisierung hervor. Versuche von Freney et al. (1971) haben gezeigt, dass die Sterilisierung von Böden zu einer Abnahme der S-Immobilisierung führt.

Knights et al. (2001) stellten in ihren Versuchen mit  $^{35}\text{S}$  eine starke Immobilisierung nach Versuchsbeginn fest, welche dann aber mit zunehmender Zeit abnahm. Sie zeigten auch, dass die Landnutzung und eine organische Langzeitdüngung großen Einfluss auf die Mineralisation und die Immobilisierung von S haben.

Ein großer Vorteil der Immobilisierung besteht laut McGrath et al. (1996) darin, dass hierdurch Auswaschungsverluste begrenzt werden können. Ohne eine ausreichende Zufuhr von C-haltigem Material ist aber die Immobilisierung von Dünger-S begrenzt (McGrath et al., 2002a), so dass es zu Sulfat-Auswaschung kommen kann.

Tsuji und Goh (1979) stellten fest, dass die S-Immobilisierung fast ausschließlich auf frisch zugegebenen  $^{35}\text{S}$  zurückzuführen war, da der bereits im Boden enthaltene S parallel mineralisiert wurde.

## **Biomasse-S**

Mikrobielle Biomasse wird laut Alef (1991) als der „Anteil organischer Substanz im Boden, der aus lebenden Mikroorganismen besteht“ definiert. Die S-Konzentrationen in Mikroorganismen (Actinomyceten, Algen, Bakterien, Pilzen, Protozoen; Alexander, 1991) variieren stark und können Werte von 0,1 % bis 1,0 % annehmen, ähnlich dem Gehalt in höheren Pflanzen (Syers und Curtin, 1987). Der mikrobielle Biomasse-S kann u. a. durch die Chloroform-Fumigations-Extraktion (CFE; s. Kapitel 3.1.1.5) bestimmt werden und beträgt laut Literaturangaben (Saggar et al., 1981a; Strick und Nakas, 1984; Chapman, 1987; Wu et al., 1994) ca. 1 - 3 % des gesamten organischen S im Boden. Es besteht eine enge Korrelation zu dem Biomasse-C. Das C : S - Verhältnis variiert zwischen 50 und 150 (Saggar et al., 1981b; Chapman, 1987; Wu et al., 1994) und ist damit enger als das in der organischen Substanz (Eriksen, 2005). Da laut Ghani et al. (1993b) kürzlich gebildeter organischer S schneller wieder mineralisiert werden kann als der restliche organische S, könnte vermutet werden, dass es sich bei dem frisch gebildetem organischen S zu einem großen Teil um mikrobiell gebundenen S handelt. Neben den oben genannten wurden auch enge Korrelationen des Biomasse-S zum 0,01 M  $\text{CaCl}_2$ -extrahierbaren Sulfat (Gupta und Germida, 1989) festgestellt. Obwohl die Fraktion des Biomasse-S nur einen relativ geringen Anteil des Gesamt-S im Boden ausmacht, soll der Biomasse-S eine bedeutende Rolle in der S-Nachlieferung spielen (McGrath et al., 2002a).

In der Literatur wird bei der Bestimmung des Biomasse-S teilweise von hohen Standardabweichungen oder sogar negativen Werten berichtet (Banerjee und Chapman, 1996; Berechnung des Biomasse-S vgl. Kapitel 3.1.1.5), was gerade bei einem hohen Anteil an  $\text{CaCl}_2$ -extrahierbarem  $\text{SO}_4^{2-}$ -S in der Probe zu Problemen führen kann. Dies erklärt sich dadurch, dass bei einem hohen Anteil an  $\text{CaCl}_2$ -extrahierbarem S der geringe Anteil des Biomasse-S bei der Bestimmung keine nennenswerte Größe darstellt und daher Unterschiede im Gehalt an Biomasse-S nur sehr schwer feststellbar sind.

## **Arylsulfataseaktivität (ASA)**

Laut Tabatabai und Bremner (1970b) gibt es viele verschiedene Sulfatase-Arten, welche sehr spezifisch wirken. Nach Eriksen et al. (1998) werden sie nach den Sulfatestern benannt, welche sie hydrolysieren. Einige Hauptgruppen sind: Aryl-, Alkyl-, Gluco-, Chondro- und Mynosulfatasen.

Arylsulfatasen kommen in Pflanzen, Tieren und Mikroorganismen vor (Tabatabai und Bremner, 1970b). In Böden wurden sie - laut Germida et al. (1992) als einzige Sulfatasen überhaupt - zuerst von Tabatabai und Bremner (1970b) nachgewiesen (Klose und Tabatabai, 1999). Die im Boden ubiquitär vorkommenden Arylsulfatasen (Elsgaard und Vinther, 2004) sind hauptsächlich mikrobiellen Ursprungs (Ganeshamurthy und Nielsen, 1990; Knauff et al., 2003). Die Enzyme liegen dabei intrazellulär oder extrazellulär (häufig durch Interaktionen mit Ton und Humuspartikeln stabilisiert) vor (Dick, 1997). Klose und Tabatabai (1999) zeigten, dass etwa 43 % der Arylsulfatasen extrazellulär vorliegen.

Innerhalb der Enzyme, die die Spaltung der Sulfatester katalysieren, stellen die Arylsulfatasen (Arylsulfat Sulfohydrolasen; EC 3.1.6.1) eine bedeutende Gruppe dar (Kertesz et al., 2001; Tabatabai und Bremner, 1970b, 1970d; Cooper, 1972; Ganeshamurthy und Nielsen, 1990; Lou und Warman, 1992a, 1992b). Laut Tabatabai und Bremner (1970b, 1970d) spielt dieses Enzym eine Rolle bei der Mineralisation der Estersulfate im Boden und damit auch im S-Kreislauf (Klose und Tabatabai, 1999). Sulfatester stellen zwar einen großen S-Pool im Boden dar, dieser steht den Pflanzen allerdings erst nach der Hydrolyse zu anorganischem Sulfat zur Verfügung (Eriksen et al., 1998; Kertesz, 1999). Die Arylsulfatasen hydrolysieren aromatische Sulfatester ( $R-O-SO_3^-$ ) zu Phenolen ( $R-OH$ ) und anorganischem Sulfat ( $SO_4^{2-}$ ) (Spencer, 1958; Deng und Tabatabai, 1997; Elsgaard und Vinther, 2004; Kertesz und Mirleau, 2004). Dabei läuft folgende Reaktion ab:



Daher kann davon ausgegangen werden, dass ein Anstieg der Arylsulfataseaktivität zu einer höheren Sulfatverfügbarkeit für die Pflanzen führt (Dedourge et al., 2003). Somit tragen laut Elsgaard und Vinther (2004) Arylsulfatasen (bzw. das durch sie „freigesetzte“ Sulfat) bedeutend zur S-Ernährung der Pflanzen bei. Im Gegensatz hierzu zeigte sich in den Versuchen von Kowalenko und Lowe (1975) allerdings kein starker Einfluss der Arylsulfatase auf die S-Freisetzung. Ganeshamurthy und Nielsen (1990) haben festgestellt, dass die ASA gewöhnlich keinen limitierenden Faktor für die S-Freisetzung aus Estersulfaten darstellt.

Tabatabai und Bremner (1970d) stellten eine deutliche Abnahme der ASA mit zunehmender Bodentiefe und eine enge Korrelation zum Gehalt an organischer Substanz des Bodens fest. Letzteres konnte in Untersuchungen von Cooper (1972)

bestätigt werden, der darüber hinaus auch eine signifikante Korrelation zwischen der ASA und dem organischen S sowie dem HI-reduzierbaren S ermitteln konnte.

Obwohl es mittlerweile in der Literatur einige Alternativen und Modifikationen zur Messung der ASA gibt (Saratchandra und Perrott, 1981; Fitzgerald et al., 1985; Whalen und Warman, 1996; Kang und Freeman, 1999), wird diese vorwiegend nach der von Tabatabai und Bremner (1970b) beschriebenen Methode durchgeführt (Dedourge et al., 2003). Unter den Modifikationen sind Variationen der Inkubationstemperatur sowie der Einsatz von Toluol als bakteriostatisches und plasmolytisches Agens (Elsgaard et al., 2002) am weitesten verbreitet. In den meisten Arbeiten wird mit einer festen Inkubationstemperatur - zwischen 13 °C und 37 °C - gearbeitet. Beispiele hierfür sind die Arbeiten von Press et al. (1985), Jarvis et al. (1987), Ganeshamurthy und Nielsen (1990) und Gupta et al. (1993). Den Einfluss von Temperaturänderungen auf die Arylsulfataseaktivität haben nur relativ wenige Autoren getestet (Tabatabai und Bremner, 1970b; Oshrain und Wiebe, 1979). Tabatabai und Bremner (1970b) haben in Temperaturbereichen von 27 - 77 °C gearbeitet und in ihrer Arbeit geschlussfolgert, dass eine Inaktivierung der Arylsulfatasen in Böden bei Temperaturen > 67 °C auftritt. Diese Aussage wird aber von Elsgaard und Vinther (2004) angezweifelt, welche Arylsulfatasen als deutlich temperaturresistenter ansehen. Toluol wird allgemein in vielen Enzymuntersuchungen eingesetzt (Frankenberger und Johanson, 1986). Es verfügt über einen Doppelleffekt. Zum einen verhindert es mikrobielles Wachstum und wirkt daher bakteriostatisch, zum anderen erhöht Toluol den Substrat- und Reaktionsprodukttransport durch die Zellmembran (plasmolytisches Agens). Diese Wirkungsweise soll zur Freisetzung von intrazellulären Enzymen führen, so dass der gesamte Enzympool (intra- und extrazellulär) untersucht werden kann. Der Einsatz von Toluol wird in der Literatur allerdings kontrovers diskutiert. Laut Skujins (1967) und anderen Autoren (Frankenberger und Johanson, 1986; Kandeler und Gerber, 1988) können hierbei viele Nebeneffekte und Fehler auftreten. So wurde bei ASA-Messungen herausgefunden, dass die Toluol-Behandlung die ASA zwar nicht behindert, aber auf der anderen Seite auch nicht zu einer Bestimmung der gesamten ASA der Mikroorganismen (MO) im Boden führt (Klose und Tabatabai, 1999; Klose et al., 1999). Außerdem stellten Elsgaard et al. (2002) fest, dass der plasmolytische Effekt des Toluols vernachlässigbar ist, wenn die Proben nicht unter statischen Bedingungen, sondern unter Schütteln inkubiert werden. Daraus folgt, dass Toluol

kein essentieller Bestandteil der ASA-Bestimmung ist, zumal in Versuchen mit vier verschiedenen Böden bewiesen wurde, dass mikrobielles Wachstum und die Assimilation der Reaktionsprodukte keinen Einfluss auf die ASA ausübten (Elsgaard et al., 2002).

Ein neuer Ansatz zur Bestimmung von extra- und intrazellulärer Arylsulfataseaktivität wird von Klose und Tabatabai (1999) sowie von Klose et al. (1999) beschrieben. Sie benutzen eine Fumigationstechnik vor der Messung der ASA, um die gesamte (extra- und intrazelluläre) ASA zu bestimmen, wobei die extrazelluläre ASA ohne Toluol und ohne vorangehende Fumigation bestimmt wurde. Ein großer Nachteil dieser Methode besteht aber sicherlich in der notwendigen Korrektur der gesamten ASA durch eine durch die Chloroform-Fumigations-Methode auftretende Enzymhemmung von 23 - 50 %. Aus diesem Grunde sehen Elsgaard et al. (2002) diese Methode als noch nicht ausgereift an.

### **Kritikpunkte an der ASA-Bestimmung**

Freney und Swaby (1975) weisen auf einige Gründe hin, warum die ASA nicht immer exakte Rückschlüsse auf die Menge der Estersulfate erlaubt. Sie geben Daten von Tabatabai und Bremner (1972b) als Beispiele für diese Diskrepanz an. Die berechnete Größe an Sulfat, welches durch die ASA in 10 Wochen freigesetzt werden sollte, würde in ihren Versuchen den Gesamt-S-Gehalt des Bodens übertreffen. Freney und Swaby (1975) führen dies darauf zurück, dass ASA-Bestimmungen immer unter optimalen Bedingungen (pH, Temperatur, Substratkonzentration) durchgeführt werden und auch nur über einen relativ kurzen Zeitraum stattfinden. Außerdem führen sie u. a. an, dass spezifische Sulfataseenzyme in Böden möglicherweise nicht existierten. Die Aufspaltung der Arylsulfate findet im Boden dann durch unspezifische Enzyme statt, welche zusätzlich in andere Reaktionen involviert wären. Germida et al. (1992) führen an, dass die hohe Enzymanzahl, welche am Mineralisationsprozess beteiligt sei, es sehr unwahrscheinlich mache, dass durch die ASA alleine die Variationen in der Mineralisation erklärt werden könnten. Auch Ganeshamurphy und Nielsen (1990) haben festgestellt, dass die ASA gewöhnlich keinen limitierenden Faktor für die S-Freisetzung aus Estersulfaten darstellt.

### **2.2.1.3 S-Verluste des Bodens**

S wird mit dem Erntegut vom Feld abgefahren (S-Pflanzenaufnahme: 10 - 70 kg S ha<sup>-1</sup> a<sup>-1</sup>; McGrath et al., 2002a) und/oder teilweise von Tieren aufgenommen, verlässt

den S-Kreislauf des Bodens aber auch durch Auswaschung, Erosion sowie in Form flüchtiger S-Verbindungen. Dies soll im Folgenden kurz angesprochen werden.

### **Auswaschung**

Sulfat aus der Bodenlösung kann ausgewaschen werden; dies stellt den Hauptverlustpfad für Schwefel dar (McGrath et al., 1996). Die Höhe der Auswaschung hängt in starkem Maße vom Boden bzw. von seiner Adsorptionskapazität ab. In extremen Fällen kann die Auswaschung bis zu  $100 \text{ kg S ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$  betragen (McLaren und Cameron, 1996), gewöhnlich liegt sie aber zwischen  $0 - 50 \text{ kg S ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$  (McLaren und Cameron, 1996; Gutser und v. Tucher, 2000; McGrath et al., 2002a). Besonders starke Auswaschung soll bei Jauchegabe oder Zufuhr von mineralischem Sulfatdünger auftreten, da hier ein geringerer Einbau des S in die organische Substanz erfolgt. Allerdings haben Sakadevan et al. (1993) festgestellt, dass der Großteil an S-Auswaschungsverlusten aus dem Pool des mineralisierten S, nicht aus dem frisch applizierten Dünger-S, stammt. Begründungen wurden nicht gegeben.

### **Erosion**

Etwa  $0 - 30 \text{ kg S ha}^{-1} \text{ a}^{-1}$  gehen durch Erosion verloren (McGrath et al., 2002a). Eriksen et al. (1998) setzen einen Verlust von  $3 - 6 \text{ kg S ha}^{-1}$  mit einem Bodenabtrag von 12 Tonnen gleich. Die Höhe des erodierten S hängt von der Menge des erodierten Bodens und seines S-Gehaltes ab. Generell treten geringere Erosionsverluste in landwirtschaftlichen Böden der gemäßigten Klimate auf, da diese meist über eine moderate Niederschlagsmenge, eine relativ gute Topographie (geringere Hanglagen) und eine geschlossene Pflanzendecke verfügen (Eriksen et al., 1998). Hohe Erosionsverluste können in Gegenden mit starkem Gefälle, hoher Niederschlagsmenge oder ohne Bewuchs auftreten, durch entsprechende Bewirtschaftungsformen (z. B. Pflügen quer zum Hang; Anlage von Windschutzhecken) kann ihnen entgegengewirkt werden.

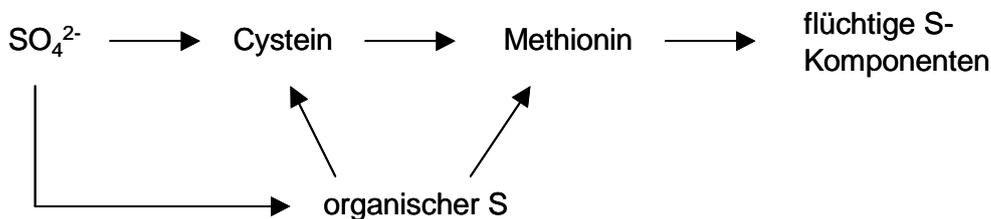
### **Flüchtige S-Verbindungen**

Die Reduktion von Sulfat zu einer stärker reduzierten S-Verbindung ist die Voraussetzung für die Bildung von flüchtigen S-Verbindungen und ihrer Emission in die Atmosphäre (Andreae und Jaeschke, 1992). Beispielsweise können unter

anaeroben Bedingungen Sulfat-Ionen im Boden mikrobiell zu  $\text{H}_2\text{S}$  reduziert werden, welcher in geringen Mengen gasförmig entweichen kann (vgl. Kapitel 2.1.2).

S geht gasförmig als Schwefelwasserstoff ( $\text{H}_2\text{S}$ ), Dimethylsulfid ( $\text{CH}_3\text{-S-CH}_3$ ), Methylmercaptan ( $\text{CH}_3\text{-SH}$ ), Dimethyl-Disulfid ( $\text{CH}_3\text{-S-S-CH}_3$ ), Carbonyl-Sulfid ( $\text{S-O-S}$ ) und Kohlenstoff-Disulfid ( $\text{CS}_2$ ) (= „biogene S-Emission“; Aneja und Cooper, 1989; Andreae und Jaeschke, 1992) in die Atmosphäre über. Dabei kann S direkt von der Vegetation (lebende Blätter) oder während der Abbauprozesse organischer Substanz (abgestorbene Blätter) freigesetzt werden (Aneja und Cooper, 1989).

Entstehenswege von flüchtigen S-Komponenten sehen laut Nicolson (1970) aus wie folgt:



### 2.3 S-Bedarf der Pflanze und S-Mangel

Die S-Aufnahme der Pflanzen erfolgt zum großen Teil durch die Wurzeln aus der Bodenlösung (als  $\text{SO}_4^{2-}$  oder in sehr geringem Maße als  $\text{S}_2\text{O}_3^{2-}$ ; Havlin et al., 2005). Es ist aber auch eine direkte Absorption des atmosphärischen S-Dioxids ( $\text{SO}_2$ ) durch die Stomata möglich. Die Höhe der Sulfataufnahme durch die Pflanzen hängt daher - neben der Pflanzenart - fast ausschließlich von der Konzentration des  $\text{SO}_4^{2-}$  im Kontaktraum Boden/Wurzeln ab (Stevenson und Cole, 1999). Dabei gelangt  $\text{SO}_4^{2-}$  per Diffusion und Massenfluss an die Wurzeln (Tisdale et al., 1993; Barber, 1995; Stevenson und Cole, 1999). In Böden, welche  $\geq 5 \text{ mg kg}^{-1} \text{ SO}_4^{2-}\text{-S}$  in der Bodenlösung enthalten, kann der S-Bedarf der meisten Pflanzen komplett durch den durch Massenfluss zu den Wurzeln transportierten S abgedeckt werden (Tisdale et al., 1993; Havlin et al., 2005).

S wird in den Pflanzen hauptsächlich für die Proteinsynthese benötigt. Ca. 90 % des Pflanzen-S liegt als Protein-S und da in Form der Aminosäuren Cystein und Methionin vor (Stevenson und Cole, 1999; Havlin et al., 2005). Wichtige Aufgaben im Stoffwechsel hat S als Bestandteil des Coenzym-A, welches u. a. für die Fettsäuresynthese und den Energietransfer benötigt wird, sowie als Bestandteil der Vitamine Biotin und Thiamin. Außerdem wird S für die Chlorophyllsynthese und die

Photosynthese (Ferredoxin) benötigt und trägt in Form von Sulphoxiden zum Geruch und Aroma von Pflanzen bei. Bei Brassica-Arten ist er außerdem in Form von Glukosinolaten vertreten.

Der Gesamt-S-Gehalt von Pflanzen liegt laut McLaren und Cameron (1996) sowie Stevenson und Cole (1999) meist zwischen 0,1 % und 0,5 % in der Trockensubstanz (TS). Eine Ausnahme bilden hierbei die Brassicaceen, die bis zu etwa 1 % S enthalten können (McLaren und Cameron, 1996). Dabei nimmt der S-Gehalt in folgender Reihung zu: Gramineen < Leguminosen < Brassicaceen. Dies spiegelt sich auch nach Havlin et al. (2005) in den S-Gehalten der Samen dieser Pflanzen wider (0,18 - 0,19 % TS < 0,25 - 0,3 % TS < 1,1 - 1,7 % TS).

Bereits Spencer (1975) klassifizierte Pflanzen bezüglich ihres S-Bedarfs in drei Gruppen:

- Pflanzen mit hohem S-Bedarf (z. B. Raps, Luzerne)
- Pflanzen mit gemäßigttem S-Bedarf (z. B. Kokosnuss, Zuckerrohr, Gräser, Kaffee, Baumwolle)
- Pflanzen mit geringem S-Bedarf (z. B. Zuckerrübe, Getreide, Erdnuss).

Der jährliche S-Pflanzenbedarf liegt mit 10 - 50 kg ha<sup>-1</sup> in der Größenordnung des Bedarfs an Phosphor. Der genaue Bedarf ist zum einen von der Pflanzenart, zum anderen aber auch von der Trockenmasseproduktion der jeweiligen Pflanze abhängig. So liegt laut McLaren und Cameron (1996) z. B. der S-Bedarf von Weideland deutlich über dem der Getreidearten, was auch die zugehörigen kritischen S-Gehalte (0,2 % bzw. 0,1 % TS) verdeutlichen. Allgemein gilt für Weidepflanzen ein S-Pflanzengehalt von etwa 0,18 - 0,25 % TS als kritisch. Allerdings kann dies nur als Anhaltspunkt gelten, da er von zahlreichen Faktoren (Pflanzenart, Sorte, untersuchter Pflanzenteil, Wachstumsstatus, Wechselwirkung mit N) abhängig ist. Als weitere Beispiele für kritische S-Pflanzengehalte werden < 0,21 % TS bei Weizen bzw. < 0,36 % TS bei Raps angeführt (Landesanstalt für Landwirtschaft, Forsten und Gartenbau Sachsen-Anhalt, 2002). Der hohe S-Bedarf der Cruziferen (Dedourge et al., 2004) erklärt sich laut Randall und Wrigley (1986) sowie Claassen (2000) durch die sekundären S-Verbindungen wie die Glukosinolate (Mercaptane, Thioglucoside; Stevenson und Cole, 1999). Zhao et al. (1999a) fanden aber heraus, dass Glukosinolate nur ca. 5 % des Gesamt-S in den vegetativen Geweben der Rapspflanzen ausmachen und statuieren daher, dass die Glukosinolate nicht den

hohen S-Bedarf dieser Pflanzen erklären können. Zhao et al. (1999a) nehmen stattdessen an, dass eine große S-Anreicherung in den ausgewachsenen Blättern sowie die langsame Umverteilung dieses S-Pools bei Mangel den hohen S-Bedarf der Kreuzblütler verursachen. Meuthen (1993) führt als weiteren Grund für den hohen S-Bedarf des Rapses die intensive Proteinbiosynthese während der Entwicklung der Pflanzen an.

Kritische S-Gehalte werden teilweise auch anhand des N : S-Verhältnisses in Pflanzenproteinen angegeben, welches für bestimmte Spezies nahezu konstant ist (Weideland: 14 - 18; McLaren und Cameron, 1996). Die Beurteilung dieses Verhältnisses ist aber nicht eindeutig. So kann ein über dem Optimum liegendes N : S-Verhältnis entweder auf zu wenig S oder aber auf zu viel N zurückgeführt werden, was dieses Verhältnis weniger aussagekräftig in Bezug auf kritische S-Werte erscheinen lässt. Werte für kritische Sulfatgehalte haben sich bisher nicht etabliert, da ein Großteil des Pflanzen-S organisch gebunden ist.

Bei der S-Versorgung der Pflanzen unterscheiden Schnug und Haneklaus (1994) zwischen drei verschiedenen Stufen:

- Ausreichende Versorgung (optimales Wachstum und gute Qualität)
- Versteckter oder latenter Mangel (ohne sichtbare Symptome, aber mit negativen Auswirkungen auf Ertrag und Qualität; bei Raps laut Schnug (1988; 1991) bei  $< 6,5 \text{ mg S g}^{-1} \text{ TS}^{-1}$  Blatt)
- Schwerer Mangel (optisch sichtbare Symptome).

Die optisch erkennbaren Symptome des S-Mangels [ $< 2,5 \text{ mg S g}^{-1} \text{ TS}^{-1}$ , Havlin et al., 2005; für Raps  $< 3 - 3,6 \text{ mg S g}^{-1} \text{ TS}^{-1}$  Blatt<sup>-1</sup> (Schnug, 1988, 1991)] können leicht mit einigen sehr ähnlichen Symptomen des N-Mangels verwechselt werden (Zhao et al., 1996; Stevenson und Cole, 1999). Optisch äußert sich S-Mangel in Chlorosen auf den Blattadern und den Blättern, wobei die Blattadern heller als die Interkostalfelder sind, die Farben gehen über hellgrün bis hin zu gelb-weiß (Weißblütigkeit bei Raps). Dies ist darauf zurückzuführen, dass die Proteinsynthese gestört ist, was zu einer Störung der Chloroplastenbildung führt. Zusätzlich kommt es zu einem Kohlenhydratüberschuss in den Pflanzen. Bei Kreuzblütlern ist eine rötliche Färbung der Blattunterseiten zu beobachten, die Blätter sind teilweise nach innen ausgehöhlt (Havlin et al., 2005). Die Blätter sind im ganzen schmaler und der Spross kann verholzt aussehen. Die Pflanzen zeigen einen kümmerlichen Wuchs, es kann zu einer

verzögerten Reife (Stevenson und Cole, 1999) oder bei Leguminosen zu einer verminderten Knöllchenbildung kommen (Pacyna, 2005). Im Gegensatz zum N-Mangel fängt der S-Mangel aber bei den jungen Blättern an, da  $\text{SO}_4^{2-}$  in der Pflanze kaum phloemmobil ist. Fatal wäre eine versehentliche zusätzliche N-Gabe bei S-Mangel, da in diesem Fall die N-Reduktaseaktivität vermindert ist und es so zu einer zusätzlichen Nitratanreicherung kommen würde.

## **2.4 Unterschiedliche Definitionen des Begriffs der „Rhizosphäre“**

In der Literatur existieren viele differierende Definitionen des Begriffs der „Rhizosphäre“. Die früheste Definition findet sich bei Hiltner (1904). Hier wird die Rhizosphäre als Bodenzone beschrieben, welche sich in unmittelbarer Wurzelnähe befindet und durch eine besonders hohe MO-Aktivität und Besatzdichte ausgezeichnet ist, wörtlich als „Einflußsphäre der Wurzeln“. Marschner et al. (1986) beispielsweise bezeichnen die Rhizosphäre als Grenzfläche zwischen Wurzeln und Boden. Richter et al. (2007) beschreiben die Rhizosphäre als entscheidende Grenzfläche zwischen Lebewesen und geologischer Umwelt. In einer aktuellen Arbeit von Luster und Finlay (2006) wird sie als der Bereich bezeichnet, in dem Pflanzenwurzeln, Mikroben und Boden intensiv interagieren. Marschner und Rengel (2003) leiten daher ein starkes MO-Wachstum in diesem Bereich ab. Dies wird in der Literatur auch als „Rhizosphere effect“ bezeichnet (Manoharachary und Mukerji, 2006). Verallgemeinernd wird die Rhizosphäre aber auch als der Bereich der wurzelnächsten 3 - 4 mm Boden bezeichnet, Lynch und Whipps (1990) reden von wenigen Millimetern. Dies ist für einige - weniger mobile - Elemente auch zutreffend. Geht man aber davon aus, dass die Rhizosphäre den durch die Pflanzenwurzeln beeinflussten Bodenbereich widerspiegelt bzw. orientiert man sich an der Definition von Luster und Finlay (2006), so kann dieser Bereich nicht für alle Elemente einheitlich als in Millimetern festgelegter Wurzelabstand abgehandelt werden. Je nach Mobilität des untersuchten Nähr- oder Schadelements dehnt sich die Rhizosphäre auf einen unterschiedlich weiten Bereich aus. Mobilere Elemente wie der in der vorliegenden Arbeit besprochene S weisen daher einen weitaus größeren Rhizosphärenbereich auf als z. B. Phosphat und Kalium, welchen von Hendriks und Jungk (1981) bzw. Jungk und Claassen (1986) ein Einflussbereich von etwa 2 mm zugesprochen wird. Ein relativ geringer Wurzeleinflussbereich wurde von Jungk und Claassen (1986) auch für Rubidium festgestellt. Domeyer (2006) bezeichnet in

seinen Versuchen mit Schwermetallen die wurzelnächsten 5 mm als Rhizosphäre. Rengel und Werner (2004) bekräftigen, dass der Begriff „Rhizosphäre“ alleine zu Missverständnissen führen kann. Eine Komplexität von physikalischen, chemischen und biologischen Interaktionen trage zu der jeweils individuellen Rhizosphäre bei. Begriffe wie „hyphorhizosphere, mycorrhizosphere, endorhizosphere, ectorhizosphere and spermosphere“ seien von mehreren Forschern in dem Versuch benutzt worden, bestimmte Aspekte der Rhizosphäre genauer zu beschreiben.

Der Boden, in welchem kein Rhizosphäreneinfluss mehr sichtbar ist, wird als „bulk soil“ oder „Nicht-Rhizosphärenboden“ bezeichnet (Marschner et al., 1986; Marilley et al., 1998; Prietzel et al., 2003; Domeyer, 2006).

## 3 MATERIAL UND METHODEN

### 3.1 Analyseverfahren

Bei allen Analysen wurden je nach Ansatz zwei bis vier Blindwerte mitgeführt, um eine eventuelle Verunreinigung oder S-Freisetzung aus den Versuchsgefäßen oder Chemikalien berücksichtigen zu können. Bei allen nicht-radioaktiven Laborarbeiten kamen fast ausschließlich säuregespülte Versuchsgefäße (Glas und Plastik) zum Einsatz. Die „kalten“ S-Messungen wurden, soweit nicht anders vermerkt, an der ICP-OES (Horiba, JY, 70 plus) durchgeführt, die „heißen“ am LSC (Packard, Tri-Carb 2900 TR). Mit Ausnahme der Arylsulfataseaktivitätsbestimmung wurden die übrigen in den nachfolgenden Kapiteln aufgeführten Analysen sowohl mit  $^{32}\text{S}$  als auch mit  $^{35}\text{S}$  durchgeführt.

#### 3.1.1 Boden

##### 3.1.1.1 Gesamt-S

Der Gesamt-S wurde zum einen mit Hilfe einer Elementaranalyse (Elemental Analyser, Eurovector EURO EA), zum anderen durch einen Königswasseraufschluss bestimmt. In den Versuchen mit  $^{35}\text{S}$  wurde die bekannte zugegebene Aktivität als 100 % angenommen.

##### 3.1.1.2 Anorganisch gebundener Schwefel

Der anorganisch gebundene Schwefel setzt sich aus dem S der Bodenlösung, dem adsorbierten und dem Carbonat okkludierten S zusammen. Er wurde in dieser Arbeit mittels einer sequentiellen Extraktion bestimmt (Abb. 3.1).

#### Sequentielle Extraktion

Durch die sequentielle Extraktion (verändert nach Shan et al., 1992, 1997) werden in einer dreistufigen Abfolge unterschiedlich fest gebundene anorganische S-Fractionen bestimmt. Bei der von Shan et al. (1992, 1997) beschriebenen Methode wurde in Vorversuchen eine nicht befriedigende Wiederfindung der eingesetzten Standards festgestellt. Um Bodenverluste zwischen den Extraktionsschritten möglichst zu vermeiden, wurden daraufhin in einigen Vorversuchen die Drehzahl der Zentrifuge (10000, 5000 bzw. 4500 U min<sup>-1</sup>) und die Schütteldauer der Proben (30/30/60 min;

60/60/120 min; 90/90/180 min und 120/120/240 min) variiert. Zusätzlich wurde die Wirkung einer Filtration nach jedem Extraktionsschritt überprüft. Alle oben beschriebenen Maßnahmen zeigten keine signifikanten Verbesserungen der Versuchsergebnisse. Laut Shan et al. (1997) wird die Bodenprobe nach jedem Zentrifugationsschritt nochmals mit Wasser versetzt und kurz zentrifugiert, um eventuelle Reste der vorherigen Extraktionslösung zu entfernen. Bei Verzicht auf diese zusätzliche Zentrifugation wurden die besten Parallelen erzielt, so dass diese Abänderung für die weiteren Versuche beibehalten wurde.

### **H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S**

Im ersten Schritt der sequentiellen Extraktion wird der in der Bodenlösung vorliegende S-Anteil mittels H<sub>2</sub>O-Extraktion bestimmt:

- 10 g Boden in 40 ml-Zentrifugenbecher einwiegen
- 10 ml destilliertes H<sub>2</sub>O addieren
- kurzes Aufschütteln mit dem Vortex-Schüttler
- 30 min schütteln (Überkopfschüttler)
- 10 min zentrifugieren bei 4.800 U min<sup>-1</sup> (Versuch mit Raps und Weidelgras) bzw. 10.000 U min<sup>-1</sup> (übrige Versuche)
- Überstand in 10 ml Messkolben überführen

### **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S**

Der adsorbierte bzw. austauschbar gebundene Schwefel wird im zweiten Schritt durch eine Extraktion mit 0,032 M NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-Lösung bestimmt:

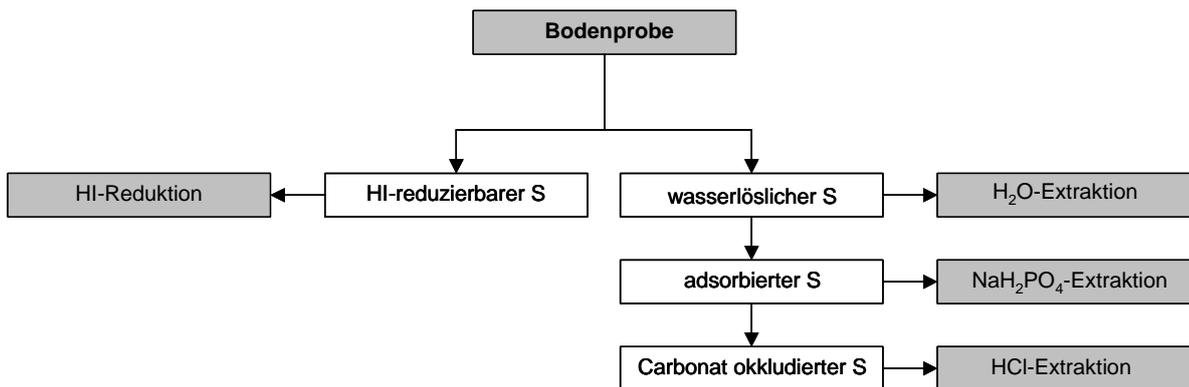
- 10 ml 0,032 M NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-Lösung zum Rückstand in den 40 ml-Zentrifugenbecher geben
- kurzes Aufschütteln mit dem Vortex-Schüttler
- 30 min schütteln (Überkopfschüttler)
- 10 min zentrifugieren bei 4.800 U min<sup>-1</sup> (Versuch mit Raps und Weidelgras) bzw. 10.000 U min<sup>-1</sup> (übrige Versuche)
- Überstand in 10 ml Messkolben überführen

### **HCl-extrahierbarer S**

Im abschließenden Extraktionsschritt wird der Carbonat okkludierte S mittels einer Extraktion mit 1 M HCl bestimmt:

- 20 ml 1 M HCl zum Rückstand in den 40 ml-Zentrifugenbecher geben
- kurzes Aufschütteln mit dem Vortex-Schüttler
- 1 h schütteln (Überkopfschüttler)
- 10 min zentrifugieren bei  $4.800 \text{ U min}^{-1}$  (Versuch mit Raps und Weidelgras) bzw.  $10.000 \text{ U min}^{-1}$  (übrige Versuche)
- Überstand in 50 ml-PE-Flasche überführen.

Wenn im nachfolgenden Text von S der Bodenlösung, adsorbiertem S und Carbonat okkludiertem S gesprochen wird, so ist der durch die gerade beschriebenen Methoden extrahierbare S gemeint. Der Begriff „Carbonat okkludierter S“ wird in der Literatur (Shan et al., 1992) für S benutzt, welcher mit HCl extrahierbar ist. Dies schließt aber nicht aus, dass - neben dem wirklich in Carbonaten okkludiertem S - zu einem geringeren Anteil auch S aus anderen Bindungsformen, beispielsweise organisch gebundener S, während der Extraktion mit erfasst wird. Hierauf wird in dem Ergebniskapitel nochmals eingegangen.



Estersulfat = HI-reduzierbarer S – (wasserlöslicher S + adsorbierter S + Carbonat okkludierter S)

C-gebundener S = Gesamt-S – HI-reduzierbarer S

Abb. 3.1: Schritte bei der Bestimmung der S-Fractionen; der rechte Teil der Graphik stellt die Schritte der sequentiellen Extraktion dar

### 3.1.1.3 Organisch gebundener Schwefel

#### HI-Reduktion

Der HI-reduzierbare S beinhaltet neben den Estersulfaten alle drei mittels sequentieller Extraktion erfassten anorganischen S-Fractionen (Abb. 3.1). Zu seiner Bestimmung wurde sich in der vorliegenden Arbeit zunächst an der Methode nach Shan et al. (1992) orientiert. In Vorversuchen erwies sich die von ihnen verwandte Apparatur aber als für die vorliegende Arbeit ungeeignet. Diese Apparatur enthielt

u. a. eine Gaswaschflasche, welche bei den hier benutzten Chemikalien nicht nötig ist. Außerdem besteht die von Shan et al. (1992) beschriebene Apparatur aus mehreren Teilstücken, wodurch die Gefahr von S-Verlusten erhöht und damit die Streuung der Ergebnisse größer wird. Um die S-Verluste zu minimieren und die Anlage zu optimieren, wurde sich deshalb an einer von Kowalenko (1985, 1993) beschriebenen Apparatur orientiert. Ihr Einsatz verbesserte deutlich die Wiederfindung des eingesetzten Standards. Um eine bessere Reinigung der Apparatur zu ermöglichen, wurden einige Tygon-Verbindungen durch Schliffverbindungen ersetzt. Da in der Apparatur von Kowalenko (1985, 1993) keine Wasserkühlung vorgesehen ist, wurde der Anstellwinkel des Glasrohres verändert, um einen Übertritt von Kondensationswasser in die Natronlauge zu verhindern. Zur besseren Säuberung wurde noch ein zusätzlicher Schliff eingebaut.

Sowohl zur Herstellung des HI-Gemisches aus HI, Ameisen- und Hypophosphoriger Säure als auch für die Destillation sind nur äußerst geringe Temperaturschwankungen tolerierbar. Diese Anforderung konnte mit dem Einsatz des empfohlenen Heizpilzes nicht gewährleistet werden, so dass ein durch Kontaktthermometer exakt gesteuertes Ölbad eingesetzt wurde (Abb. 3.2a bis Abb. 3.2c). Um mehrere Proben gleichzeitig aufzuschließen und dabei die gleiche Menge an N<sub>2</sub>-Gas zuleiten zu können, wurde eine mit Young-Hähnen bestückte Glasbrücke eingesetzt, welche durch ihre Feineinstellungen einen gleichmäßigen N<sub>2</sub>-Fluss auch über lange Zeit gewährleistet. Ergebnisse in Vorversuchen haben gezeigt, dass bei geringer vorhandener Bodenmenge eine Reduzierung der Einwaage von 1 g auf 0,5 g [dann 10 ml HI-Mischung anstelle von 20 ml (bei Shan et al., 1992; Shan und Chen, 1995)] möglich ist. Die Verkürzung der Destillationszeit von 70 min pro Probe auf 50 min zeigt ebenfalls keinen Einfluss auf die Wiederfindung der Standards. Die Weiterentwicklung dieser Methode kann im Detail auch Morche (in Arbeit) entnommen werden.



Abb. 3.2a - c: Apparatur zur Herstellung des HI-Säuregemisches [3.2a], Zusammensetzung der Versuchsapparatur bzw. Versuchsaufbau der HI-Reduktion [3.2b + 3.2c]

## HI-reduzierbarer S

Die Durchführung der HI-Reduktion läuft wie folgt ab:

- 0,5 g trockenen Boden in das Siedereagenzglas einwiegen (Abb. 3.2b; Nr. 1)
- Reagenzglas mit der Aufschlussapparatur verbinden (Abb. 3.2b; Nr. 1 mit 2 - 4)
- das Gasauslassrohr (Abb. 3.2b, Nr. 4) in einen mit 10 ml 0,05 M NaOH gefüllten 15 ml-Messkolben einlassen und 0,1 ml  $\text{H}_2\text{O}_2$  (30 %) zur NaOH geben

- 10 ml HI-reduzierende Mischung mittels Tropftrichter zur Bodenprobe zugeben (Abb. 3.2b, Nr. 3)
- im Ölbad (139 °C) auf ca. 115 - 117 °C, bis zum Kochen des Säuregemisches erhitzen (Abb. 3.2c)
- 50 min vorsichtig mit N<sub>2</sub>-Gas fluten und dabei weiter erhitzen
- nach abgeschlossener Reduktion nochmals 0,1 ml H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (30 %) zur NaOH geben
- die Lösung ein paar Sekunden schütteln, dann 10 min stehen lassen, um die Oxidation von Sulfid zu Sulfat zu vervollständigen

### HI-reduzierende Mischung

Die HI-reduzierende Mischung wird wie folgt hergestellt:

- HI (45 %), H<sub>3</sub>PO<sub>2</sub> (50 %) und Ameisensäure (88 %) im Verhältnis 4 : 1 : 2 in einer Dreihals-Rundbodenflasche mischen (Abb. 3.2a, Nr. 1)
- in den linken Schliff ein Gaszuleitungsrohr (Abb. 3.2a, Nr. 2), in den mittleren ein höhenverstellbares Schliffthermometer (Abb. 3.2a, Nr. 3) und in den rechten Schliff ein Gasauslassrohr (Abb. 3.2a, Nr. 4) einsetzen
- die Rundbodenflasche in ein auf 169 °C erhitztes und durch ein Kontaktthermometer auf dieser Temperatur gehaltenes Ölbad setzen; die hohe Temperatur ist nötig, um das in der Dreihals-Rundbodenflasche enthaltene Säuregemisch in annehmbarer Zeit (ca. 30 - 60 min, je nach Füllhöhe der Rundbodenflasche) auf die benötigte Temperatur (s. u.) erhitzen zu können
- das Gasauslassrohr in einen mit 150 ml Wasser gefüllten 250 ml Erlenmeyer-Kolben einlassen (Abb. 3.2a, Nr. 5), um die Dämpfe aufzufangen
- N<sub>2</sub>-Gas durch Gaszuleitungsrohr (Abb. 3.2a, Nr. 2) zuleiten und die Säuremischung vorsichtig auf 115 °C erhitzen
- die Säuremischung 10 min lang auf 115 - 117 °C halten (nicht über 120 °C!)
- nach dem Erhitzen die Rundbodenflasche unter weiterer N<sub>2</sub>-Zufuhr außerhalb des Ölbad abkühlen lassen
- die Säuremischung ist in einer dunklen Flasche und gekühlt (4 - 6 °C) etwa zwei Wochen haltbar

## Berechnung von Estersulfaten und C-gebundenem S

### Estersulfat-Fraktion

Diese Fraktion wird rechnerisch ermittelt:

Estersulfat = HI-reduzierter S - (wasserlöslicher S + adsorbierter S + Carbonat okkludierter S)

### C-gebundener Schwefel

Der C-gebundene S wird ebenfalls rechnerisch bestimmt:

C-gebundener S = Gesamt-S - HI-reduzierbarer S

#### 3.1.1.4 Arylsulfataseaktivität

Zur Bestimmung der Arylsulfataseaktivität (ASA) wurde die von Strobl und Traunmüller (1993) modifizierte und von Kandler miniaturisierte Methode (Hintemann, mündliche Mitteilung, 2004) von Tabatabai und Bremner (1970b) verwandt.

### Durchführung

- falls keine direkte Durchführung der ASA möglich ist, den feldfeuchten Boden bei -20 °C einfrieren und zwei Tage vor der Analyse im Kühlschrank bei 4 °C auftauen; die Proben können bis zu 14 Tagen im Kühlschrank bleiben, müssen dann zur weiteren Lagerung wieder eingefroren werden
- 0,3 g feldfeuchten Boden in ein Reagenzglas einwiegen
- mit 1,2 ml Acetatpuffer-Lösung (0,5 M; pH 5,8) sowie die Vollproben mit zusätzlich 0,3 ml Substratlösung (0,02 M p-Nitrophenylsulfatlösung) versetzen
- Reagenzgläser mit Deckeln versehen und kurz auf dem Vortex schütteln
- bei 37 °C im Schüttelwasserbad (Heto Maxi Shake) 1 h lang inkubieren
- von jeder Bodenprobe drei Vollproben (mit Substratlösung) und zwei Leerproben (ohne Substratlösung) ansetzen
- nach der Inkubation den Leerproben 0,3 ml Substratlösung zugeben, allen Proben 7,5 ml H<sub>2</sub>O<sub>bidest.</sub> zugeben
- Suspensionen schütteln (Vortex) und direkt durch Faltenfilter (MN 619 g 1/4) filtrieren
- 3 ml des Filtrates mit 2 ml Natronlauge (0,5 M) versetzen

- spektralphotometrische Bestimmung bei 405 nm (bzw. 385 nm im Isotopenlabor) durch Anfärbung (Gelbfärbung) des freigesetzten p-Nitrophenols

## Reagenzien

### Acetatpuffer (0,5 M; pH 5,8):

- 68,04 g Natriumacetat x 3 H<sub>2</sub>O [MG: 136,08] werden in 700 ml dest. H<sub>2</sub>O gelöst
- durch tropfenweise Zugabe von ca. 2 ml konz. Essigsäure (Eisessig) Einstellung des pH-Wertes auf 5,8
- mit dest. H<sub>2</sub>O auf 1000 ml auffüllen

### Substratlösung (0,02 M):

- 0,515 g Kalium-p-Nitrophenylsulfat werden mit Acetatpuffer zu 100 ml gelöst
- immer frisch ansetzen

### Natronlauge (0,5 M):

- 20 g NaOH-Plätzchen werden mit dest. H<sub>2</sub>O zu 1000 ml gelöst

### Eichlösung:

#### Stammlösung (1 mg p-Nitrophenol ml<sup>-1</sup>):

- 1,000 g p-Nitrophenol werden mit dest. H<sub>2</sub>O zu 1000 ml gelöst
- im Kühlschrank haltbar

#### Gebrauchslösung (0,1 mg p-Nitrophenol ml<sup>-1</sup>):

- 10 ml der Stammlösung werden mit dest. H<sub>2</sub>O auf 100 ml aufgefüllt

### Herstellung der Eichreihe

- 0; 0,25; 0,5; 1; 2; 3; 4; 5 ml Eichgebrauchslösung in Bechergläser pipettieren und mit dest. H<sub>2</sub>O auf 5 ml ergänzen
- 25 ml dest. H<sub>2</sub>O zufügen
- 6 ml der Mischung entnehmen und in eine entsprechende Anzahl von Reagenzgläsern pipettieren
- mit 4 ml 0,5 M Natronlauge anfärben
- der Blindwert besteht aus 6 ml dest. H<sub>2</sub>O und 4 ml 0,5 M Natronlauge

- man erhält die Eichpunkte 0, 5, 10, 20, 40, 60, 80 und 100 µg p-Nitrophenol im Ansatz

### Berechnung der Ergebnisse:

Es wurden die µg p-Nitrophenol im Ansatz ermittelt.

$$\frac{(VP-LP) \times 9 \times 100}{EW \times 3 \times \% TS} = \mu\text{g p-Nitrophenol} \times \text{g}^{-1} \text{ TS} \times \text{h}^{-1}$$

VP	Mittelwert der Vollproben [µg p-Nitrophenol]
LP	Mittelwert der Leerproben [µg p-Nitrophenol]
9	Extraktionsvolumen [ml]
EW	Einwaage an feldfrischem Boden [g]
3	Filtratanteil [ml]
100 x % <sup>-1</sup> TS <sup>-1</sup>	Trockensubstanzfaktor

### Anmerkung zur Methode:

- Substrat ist sehr licht- und temperaturempfindlich, das Gefäß mit der Substratlösung sollte mit Alufolie umwickelt werden
- Extinktionsmessungen sollten innerhalb von sechs Stunden durchgeführt werden

### 3.1.1.5 Biomasse-S

#### Chloroform-Fumigations-Extraktion (CFE)

Die mikrobielle Biomasse wurde in Form einer CFE (Chloroform-Fumigations-Extraktion) nach Wu et al. (1994) bzw. Dedourge et al. (2004) und der Laboranleitung von Jörgensen (1993) bestimmt:

- pro Variante 2 x feldfrischen Boden entsprechend 10 g TS in verschließbare chloroformfeste Zentrifugenbecher einwiegen
- zu je einer Wiederholung 20 ml 0,01 M CaCl<sub>2</sub>-Lösung geben
- 1 h im Überkopfschüttler schütteln
- über Rundfilter filtrieren (Schleicher & Schuell 595 ½)
- Überstand in eine 50 ml-PE-Flasche abdekantieren

- die zweite Wiederholung in einen mit feuchtem Papier ausgelegten und mit einem 50 ml-Becherglas mit Natronkalk und einem Becherglas mit 25 ml ethanolfreiem Chloroform versehenen Exsikkator stellen
- in das Becherglas mit dem Chloroform einige Siedesteine geben
- zu dem Boden in jeden Zentrifugenbecher 20 µl Chloroform/10 g Boden pipettieren
- Exsikkator mit Hilfe einer Pumpe evakuieren, bis das Chloroform kocht (bei etwa 100 mbar)
- Chloroform etwa 3 min kochen lassen, dann den Hahn des Exsikkators zudrehen, ihn abdunkeln und für 24 h im Dunkeln stehen lassen (bei 25 °C); den Druck wieder auf 1013 mbar einregeln
- nach 24 h im Exsikkator mit Hilfe der Pumpe den Umgebungsdruck einstellen und das Chloroform sowie das Papier und den Kalk entfernen, dann den Exsikkator schließen und 6 x für je 3 min evakuieren, um das restliche Chloroform aus dem Boden zu entfernen; danach wie bei den nicht-chloroformierten Parallelproben vorgehen
- die Proben bis zur Messung am ICP-OES bei etwa -18 °C lagern

**Anmerkungen:**

- anstelle des feuchten Papiers kann auch ein mit Wasser gefülltes 50 ml-Becherglas in den Exsikkator gestellt werden.
- anstelle des Filtrierens (oder zusätzlich davor) können die Proben auch 5 min bei 3000 U min<sup>-1</sup> zentrifugiert werden

**Erläuterung der Methode und Berechnung der Ergebnisse:**

Es wird davon ausgegangen, dass durch das Chloroformieren ein Großteil der Mikroorganismen abstirbt und deren Zellen lysiert werden. Mittels der nachfolgenden Extraktion mit 0,01 M CaCl<sub>2</sub> werden lösliche organische Komponenten bestimmt. Da diese aber nur einen Teil der im Boden vorhandenen mikrobiellen Biomasse darstellen, muss ein Korrekturfaktor ( $k_S$ -Faktor) eingerechnet werden. Dieser quantifiziert den Anteil der extrahierten zu der im Boden vorhandenen Biomasse. Da die Ermittlung eines solchen Faktors sehr aufwendig ist, wird häufig auf Referenzwerte aus der Literatur zurückgegriffen. In der vorliegenden Arbeit wurde der  $k_S$ -Faktor von 0,31 (nach Wu et al., 1994) angewandt. Da durch die Extraktion

mit 0,01 M CaCl<sub>2</sub> neben den löslichen Bestandteilen mikrobiellen Ursprungs auch andere lösliche organische und anorganische S-Fractionen bestimmt werden, wurde eine zweite Extraktion mit nicht-chloroformiertem Boden durchgeführt (s. o.).

Die Analyseergebnisse wurden wie folgt mathematisch korrigiert:

$$\text{Biomasse-S} = \frac{F_S}{k_S}$$

$F_S$  Differenz aus dem durch 0,01 M CaCl<sub>2</sub>-extrahierten S der chloroformierten und der nicht-chloroformierten Bodenproben

$k_S$  Korrekturfaktor 0,31

### 3.1.1.6 Weitere Bodenkennwerte

Die verwendeten Oberböden (0 - 10 cm; Parabraunerde aus Löß) stammen aus einem seit 1962 in Meckenheim laufenden Dauerversuch des INRES (Abteilung Pflanzenernährung) der Landwirtschaftlichen Fakultät der Universität Bonn. In Tab. 3.1 und Tab. 3.2 sind ausgewählte Kennwerte aufgeführt. Die Standorte der Proben liegen in unmittelbarer Nachbarschaft und wurden, bei sonst gleichem Ausgangssubstrat und gleicher Genese, langjährig unterschiedlich gedüngt (M = mineralisch, K = mit Kompost).

Tab. 3.1: Kennwerte der Versuchsböden

Boden	pH (CaCl <sub>2</sub> )	S <sub>t</sub> <sup>1)</sup> [mg kg <sup>-1</sup> ]	N <sub>t</sub> <sup>1)</sup> [%]	C <sub>org</sub> <sup>2)</sup> [%]	CaCO <sub>3</sub> <sup>2)</sup> [%]	K <sup>3)</sup> [mg kg <sup>-1</sup> ]	Mg <sup>4)</sup> [mg kg <sup>-1</sup> ]	P <sup>3)</sup> [mg kg <sup>-1</sup> ]
M	6,61	206	0,14	1,40	0,05	110	73,0	87,8
K	6,92	385	0,20	2,23	0,24	213	81,0	166

1) nach Elementaranalyse

2) nach MIR

3) nach CAL-Extraktion

4) nach CaCl<sub>2</sub>-Extraktion

Die Bodenproben wurden luftgetrocknet, auf eine Korngröße < 2 mm gesiebt und in Kunststofftonnen gelagert.

Tab. 3.2: Körnung der Versuchsböden

	Sand [%]			Schluff [%]			Ton [%]
	grob	mittel	fein	grob	mittel	fein	
M, K	1,3	2,5	3,1	50,3	20,9	6	16

## **pH-Wert**

Der pH-Wert ( $\text{CaCl}_2$ ) wurde in Anlehnung an das bodenkundliche Standardverfahren nach Schlichting et al. (1995) bestimmt. Aufgrund der teilweise nur geringen vorhandenen Bodenmengen wurde mit einer reduzierten Einwaage von 1 g gearbeitet, das Verhältnis von Boden : Lösung betrug 1 : 2,5.

### **3.1.2 Pflanzen**

#### **Gesamt-S**

Der in den Pflanzen enthaltene S wurde, soweit möglich, für Wurzeln und Spross getrennt mit Hilfe einer Elementaranalyse (CNS-Analyser) bestimmt. In den Versuchen mit  $^{35}\text{S}$  wurden die Pflanzenproben fein gemahlen und ein Aliquot am LSC gemessen. Die so erhaltene Aktivität wurde auf die gesamte Pflanzenmasse hochgerechnet, um die Gesamtaktivität des von den Pflanzen aufgenommenen  $^{35}\text{S}$  zu erhalten.

#### **3.1.3 Einsatz von $^{35}\text{S}$**

Die Versuche „Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden“ sowie „Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen im Boden“ (Kapitel 3.2.1) wurden unter Einsatz von  $^{35}\text{S}$  im Isotopenlabor durchgeführt. Es fanden alle oben beschriebenen Analysemethoden Anwendung. Im Folgenden werden der dazu benötigte Szintillationscocktail aufgeführt und die Herstellung einer Quenchkurve erläutert.

##### **3.1.3.1 Cocktail**

Für die benutzten Extraktionslösungen wurde der Szintillationscocktail „Ultima Gold AB“ (Perkin Elmer) eingesetzt, da er sowohl im sauren, als auch im neutralen und alkalischen pH-Bereich zu den am besten reproduzierbaren Ergebnissen führte. Die Quenchkurven wurden ebenfalls mit diesem Cocktail angesetzt.

##### **3.1.3.2 Ansetzung der Quenchkurven**

Bei der Messung radioaktiver Proben am LSC treten einige Störeffekte - sog. Quencheffekte - auf. Die Hauptursachen sind farblich bedingte und chemisch

bedingte Quencheffekte. Der Farbquench kann durch trübe Lösungen entstehen und - wie die anderen Störeffekte auch - dafür sorgen, dass nicht die gesamte Radiaktivität der Probe in den CPMs (counts per minute) erfasst wird. Um dies zu verhindern, wurden Quenchkurven erstellt.

Tab. 3.3: Erstellung einer Quenchkurve

Vial-Nr.	Cocktail (Ultima Gold AB) [ml]	H <sub>2</sub> O (demin.) [ml]	Lösung (aus Boden- extraktion) [ml]	<sup>35</sup> S-Lösung (aus Versuchs- ansatz) [ml]
1	15	5	-	-
2	15	4,9	-	0,1
3	15	4,4	0,5	0,1
4	15	3,9	1	0,1
5	15	3,4	1,5	0,1
6	15	2,9	2	0,1
7	15	2,65	2,25	0,1
8	15	2,4	2,5	0,1
9	15	2,15	2,75	0,1
10	15	1,9	3	0,1
11	15	1,4	3,5	0,1
12	15	0,9	4	0,1
13	15	0,4	4,5	0,1
14	15	-	4,9	0,1
15	15	-	-	0,1
16	19,9	-	-	0,1

Zeile 1 = Untergrund

Dazu wurden nicht radioaktiv markierte Probenlösungen mit dem auch bei den Radioaktivlösungen benutzten Szintillationscocktail sowie einer definierten Aktivität versetzt und am LSC gemessen. Das Volumen der Probenlösungen variierte dabei, um den Quencheffekt (z. B. farbliche und chemische Änderungen) zu erfassen. Es wurde durch demineralisiertes Wasser ausgeglichen. Da die zugegebene Radioaktivität bekannt war, lag auch der DPM-Wert (disintegrations per minute) vor. Die Erstellung einer Quenchkurve kann am Beispiel von Tab. 3.3 nachvollzogen werden. Über den vom LSC angegebenen t-SIE-Wert, welcher ein Maß für die Störungen darstellt, sowie die % Counting Efficiency ( $CPM \cdot 100 / DPM$ ) kann so eine Quenchkurve erstellt werden. Dies ist möglich, da die eingesetzte Aktivität in den Proben gleich hoch und die Unterschiede im CPM-Wert auf die Quencheffekte zurückzuführen waren. Eine solche Quenchkurve wurde, nach Anleitung von

Thompson (2002), für alle benutzten Extraktionslösungen einzeln erstellt. Die erhaltenen CPMs wurden auf diese Art korrigiert. Dies gilt für sämtliche in dieser Arbeit dargestellten Werte.

### **3.1.3.3 Verhältnis von $^{35}\text{S}$ zu $^{32}\text{S}$ im Boden**

Dem Kompost und dem mineralisch gedüngten Boden wurde jeweils die gleiche Aktivität an  $^{35}\text{S}$  zugeführt. Da aber im Kompost gedüngten Boden ein etwa 1,9-fach höherer Gehalt an Gesamt-S vorliegt, ist das Verhältnis von  $^{35}\text{S}$  zu  $^{32}\text{S}$  im mineralisch gedüngten Boden zu Versuchsbeginn etwa 1,9-fach so hoch wie im Kompost gedüngten Boden.

## **3.2 Versuchstechnik**

### **3.2.1 Versuche unter Einsatz von $^{35}\text{S}$**

#### **3.2.1.1 Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden**

Um Flüsse und Verlagerungen zwischen den verschiedenen S-Fraktionen erfassen zu können, wurde in diesem Versuch  $^{35}\text{S}$  eingesetzt. Dies erfolgte zum einen in Form von trägerfreiem  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  und zum anderen in Form von  $^{35}\text{S}$ -markiertem Pflanzenmaterial (Weidelgras bzw. Raps). Eine in einigen Varianten erfolgte Glucosezugabe diente dem Zweck der schnelleren Immobilisierung des zugeführten  $^{35}\text{S}$ .

**Pflanzenanzucht:** Weidelgras (*Lolium multiflorum* lam., Sorte „Ligrande“) bzw. Raps (*Brassica napus* ssp. *oleifera*, Sorte „Smart“) wurde in gewaschenem Quarzsand (1,2 kg Gefäß<sup>-1</sup>), der optimal mit allen Makro- (mit Ausnahme von Schwefel) und Mikronährstoffen gedüngt wurde, angezogen. Vier Tage nach dem Auflaufen der Pflanzen erfolgte die Zufuhr von trägerfreiem  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  (257 MBq Pflanzenart<sup>-1</sup>). Um genügend Pflanzenmaterial gewinnen zu können, wurden sechs Gefäße mit Weidelgras und drei Gefäße mit Raps angesetzt. Die Ernte der Pflanzen erfolgte drei Wochen nach dem Auflaufen. Nach dem Abschneiden der oberirdischen Teile wurden die Wurzeln mit entsalztem Wasser ausgewaschen. Oberirdische Teile und Wurzeln (getrennt nach den beiden Pflanzenarten) wurden vereinigt,

gefriergetrocknet und fein vermahlen. Eine vorherige Messung am Photoimager zeigte, dass vor allem in den Wurzeln und in den Blatträndern eine hohe Aktivität vorlag. Die Aktivität der Pflanzenproben wurde am Flüssigkeits-Szintillationszähler (LSC) und der Gesamt-S-Gehalt mittels Elementaranalyse bestimmt.

**Versuchsansatz:** Der Ansatz des eigentlichen Inkubationsversuchs erfolgte in 50 ml PE-Flaschen mit 30 g bzw. 10 g Bodeneinwaage und in einigen Varianten einer zusätzlichen Glucosegabe in Höhe von 0,5 Gewichts-%. Je Variante wurden 24 Versuchsgefäße (4 Wiederholungen, 6 Probenahmeterminen) angesetzt (Tab. 3.4).

Tab. 3.4: Versuchsvarianten des Inkubationsversuchs

Variante	Boden	$^{35}\text{S}$ -Zugabeform	Glucose-zugabe	Boden-Einwaage
a	M	$^{35}\text{SO}_4^{2-}$	+ Glucose	30 g
b	M	$^{35}\text{SO}_4^{2-}$	- Glucose	30 g
c	M	$^{35}\text{S}$ : Raps	+ Glucose	30 g
d	M	$^{35}\text{S}$ : Raps	- Glucose	30 g
e	M	$^{35}\text{S}$ : Weidelgras	+ Glucose	30 g
f	M	$^{35}\text{S}$ : Weidelgras	- Glucose	30 g
i	M	$^{35}\text{S}$ : Raps	- Glucose	10 g
j	M	$^{35}\text{S}$ : Weidelgras	- Glucose	10 g
g	K	$^{35}\text{SO}_4^{2-}$	+ Glucose	10 g
h	K	$^{35}\text{SO}_4^{2-}$	- Glucose	10 g

M = mineralisch gedüngter Boden; K = Kompost gedüngter Boden

Bei den Varianten a - f sowie i - j wurde der mineralisch gedüngte Boden, bei den Varianten g - h der mit Kompost gedüngte Boden eingesetzt. Zu den Varianten c, d und i wurden ca. 35,8 MBq  $^{35}\text{S}$  in Form von gemahlene Rapsproben und zu den Varianten e, f und j die entsprechende Aktivität in Form von gemahlene Weidelgrasproben zugegeben. Das zugeführte Pflanzenmaterial wurde in einem Überkopfschüttler 20 Minuten lang intensiv mit dem Boden vermischt und dieser dann angefeuchtet. Die Anfeuchtung fand dabei im Falle der Weidelgrasvarianten mit destilliertem Wasser, im Falle der Rapsvarianten mit einer Sulfatlösung statt, welche den Unterschied in dem kalten Sulfatgehalt beider Pflanzenarten ausglich. Die übrigen Varianten wurden mit einer Lösung mit heißem und kaltem Sulfat angefeuchtet, wobei das heiße Sulfat der Aktivität der anderen Varianten entsprach und das kalte Sulfat wiederum den Unterschied zwischen den Varianten ausglich (0,16 g S kg<sup>-1</sup>). Der Wassergehalt der Versuchsböden wurde dreimal wöchentlich

gravimetrisch auf 60 % der maximalen WK eingestellt. Die Deckel der PE-Flaschen wurden lose aufgelegt, so dass ein Gasaustausch zwar gewährleistet, eine Austrocknung der Bodenoberfläche aber vermieden wurde.

Die Böden wurden bei 20 °C inkubiert, die Probenahme erfolgte bei den Varianten a - h nach 1, 7, 13, 19, 25 und 31 Wochen, die Varianten i und j wurden sofort nach Versuchsansatz untersucht.

In den Bodenproben der Varianten wurden folgende S-Fractionen bestimmt:

- wasserlöslicher, adsorbierter und Carbonat okkludierter S in einer sequentiellen Extraktion,
- HI-reduzierbarer S,
- Estersulfat [= HI-reduzierbarer S - (wasserlöslicher S + adsorbierter S + Carbonat okkludierter S)] und
- C-gebundener S (= Gesamt-S - HI-reduzierbarer S).

Die zugeführte Aktivität wurde als Gesamt-S angenommen.

Darüber hinaus wurde in allen Varianten die Arylsulfatase-Aktivität und in den Varianten a - f zusätzlich der mikrobiell gebundene Schwefel untersucht. Hierzu wurde an den Probenahmeterminen ein Teil der jeweiligen Bodenprobe getrocknet (für die sequentielle Extraktion und die HI-Extraktion), eingefroren (für die Bestimmung der Arylsulfatase-Aktivität) bzw. sofort auf die Biomasse hin untersucht. Die nach der sequentiellen sowie der HI-Extraktion anfallenden Lösungen sowie die Proben der Biomassebestimmung wurden am LSC (Tri Carb) gemessen und die Proben der Arylsulfatase-Aktivitätsbestimmung am Photometer untersucht.

### **3.2.1.2 Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer <sup>35</sup>S-Fractionen im Boden**

**Bodeninkubation:** Um den Einfluss der Pflanzen auf Flüsse und Verlagerungen zwischen den verschiedenen S-Bindungsformen und die S-Nachlieferung aus organischen Bindungsformen erfassen zu können, wurde in diesem Versuch ebenfalls radioaktiv markierter Schwefel eingesetzt. Hierzu wurde <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S in die beiden Versuchsböden eingearbeitet und, um die mikrobielle Aktivität zu fördern, gleichzeitig 0,5 Gewichtsprozent Glucose zugegeben. Die Aktivitätszugabe erfolgte in Form von ca. 547 MBq <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>/7,5 kg Boden in gelöster Form durch eine

Bewässerung von oben und unten, um eine gleichmäßige Verteilung zu gewährleisten. Der Wassergehalt (mit entsalztem Wasser auf 60 % der maximalen WK eingestellt) wurde dreimal wöchentlich gravimetrisch kontrolliert und fehlendes Wasser ersetzt. Einen Monat nach Versuchsansatz wurde der Boden zusätzlich mit N in Form von  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  versetzt, bis ein C : N-Verhältnis der Zugaben (Glucose,  $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ) von 39 erreicht wurde. Dies soll laut Vong et al. (2003) ebenso wie die Glucosegabe den Einbau von S in die organischen Fraktionen fördern. Wu et al. (1995) berichten ebenfalls von einer verstärkten Immobilisierung des S nach Zugabe einer N-Quelle, sofern eine zusätzliche C-Quelle vorhanden ist. Nach einer insgesamt 3-monatigen Inkubationszeit bei 20 °C wurden die Böden je 7mal mit einer 0,032 M  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -Lösung eluiert, um gelöstes und austauschbar gebundenes Sulfat zu entfernen. Dazu wurde der Boden in je zwei Eimer aufgeteilt, mit der Lösung versetzt und gut durchmischt. Der Überstand wurde jeweils abgesaugt. Durch dieses Vorgehen sollte gewährleistet werden, dass der später im Gefäßversuch durch die Pflanzen entzogene Schwefel ausschließlich aus organischen S-Fractionen stammte.

**Kleingefäßversuch:** In dem sich hieran anschließenden Kleingefäßversuch (220 g feuchter behandelter Boden Gefäß<sup>-1</sup>) wurden jeweils zwei mit dem gleichen Boden gefüllte Diffusionstaschen senkrecht in den Versuchsgefäßen platziert, sie sind in Abb. 3.3a und Abb. 3.3b dargestellt.



Abb. 3.3a - b: Diffusionstaschen, senkrecht im Versuchsgefäß [3.3a] bzw. nach der Ernte [3.3b]

Diese Diffusionstaschen (für den vorliegenden Versuch entwickelt) wurden aus PVC und Gaze gebaut. Hierzu wurden zunächst PVC-Plättchen (Dicke 4 mm) der Größe 5,0 x 4,7 cm geschnitten, aus denen nochmals das Mittelstück herausgetrennt wurde, so dass U-förmige Stücke mit einer Randbreite von 7 mm verblieben. Diese

PVC-Rahmen wurden mit Nylongaze (NITEX, Fa. Heidland Technische Gewebe, D-33428 Harsewinkel) mit einer Maschenweite von 1  $\mu\text{m}$  bespannt. Die so entstandenen Bodentaschen stellen zum einen durch ihre Schichtdicke von 4 mm einen geringen Diffusionsweg von maximal 2 mm sicher, ermöglichen zum anderen durch die Maschenweite von 1  $\mu\text{m}$  die Gewinnung von feinzurzelfreiem Boden zur Analyse. Pro Boden wurden 36 unten geschlossene Versuchsgefäße ( $\varnothing$  6,4 cm, Höhe 6,1 cm) angesetzt, je ein Drittel wurde mit je 0,61 g Raps (*Brassica napus* ssp. *oleifera*, Sorte „Smart“) bzw. Weidelgras (*Lolium multiflorum* Lam., Sorte „Ligrande“) bepflanzt, der dritte Teil blieb brach. Bis zum Auflaufen der Pflanzen wurden die Gefäße zur Förderung der Keimung mit einer perforierten Folie abgedeckt. Die äußeren Versuchsbedingungen waren wie folgt: 8 °C Nacht- und 20 °C Tagestemperatur (12 h) bei ca. 60 % Luftfeuchtigkeit und einer Beleuchtungsdauer von 12 h (Beleuchtungsstärke: 70  $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$  pflanzenverfügbares Licht). 10 Tage nach der Aussaat wurde die Tagestemperatur auf 15 °C und die Nachttemperatur auf 6 °C herabgesetzt, um ein zu starkes Längenwachstum der Versuchspflanzen zu verhindern. Geerntet wurde an drei Ernteterminen: zwei, vier und sechs Wochen nach dem Auflaufen der Pflanzen. Eine getrennte Ernte von ober- und unterirdischer Pflanzenmasse war aufgrund eines teilweise nur gering ausgeprägten Wurzelwachstums nicht möglich. Die Pflanzenproben wurden getrocknet (60 °C), gemahlen und am LSC auf ihre Aktivität hin untersucht. Die Diffusionstaschen wurden entnommen und der darin enthaltene wurzelfreie Boden wurde auf die oben erwähnten S-Fractionen hin untersucht, um Flüsse zwischen den einzelnen S-Fractionen zu erfassen.

### **3.2.2 Versuche ohne radioaktive Markierung**

#### **3.2.2.1 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln**

Um Boden in definierten Abständen zur Wurzel gewinnen zu können, wurden Versuchsgefäße nach Knauff (2000) eingesetzt. Als Basis für den Bau der Versuchsgefäße (s. Abb. 3.4a und Abb. 3.4b) diente ein PVC-Vierkantrohr mit den Maßen 85 x 35 mm, welches mittig und senkrecht geteilt wurde, so dass zwei U-Profile (Höhe 50 mm) entstanden, welche waagrecht mit einer Nylongaze mit 1  $\mu\text{m}$  Maschenweite (NITEX, Fa. Heidland Technische Gewebe, D-33428

Harsewinkel) bespannt wurden. Die so erhaltenen Gefäßhälften wurden auf jeder Seite mit PVC-Plättchen (50 x 47 mm) derart verklebt, dass in der Mitte ein ca. 1,2 cm breites Segment entstand, welches als Pflanzgefäß diente.



Abb. 3.4a - b: Versuchsgefäße nach Knauff (2000); Herstellung einer Rhizobox [3.4a] sowie eine gefüllte Rhizobox [3.4b]

Die beiden Bodensegmente wurden mit jeweils ca. 80 g luftgetrocknetem, mit  $100 \text{ mg N kg}^{-1}$  gedüngtem Versuchsboden ( $< 2 \text{ mm}$ ), das Pflanzgefäß mit gewaschenem Grottsand ( $0,67 - 1 \text{ mm}$ ) befüllt. Um eine möglichst schnelle und vollständige Bedeckung der Gazeoberfläche mit Wurzeln zu gewährleisten, wurde mit relativ hohen Aussaatstärken gearbeitet. Verwendet wurden 0,2 g ungebeiztes Welsches Weidelgras (*Lolium multiflorum lam.*, Sorte „Ligrande“) bzw. 0,2 g (entspricht etwa 34 Samen) Winterraps (*Brassica napus ssp. oleifera*, Sorte „Smart“) im ersten, 0,2 g (entspricht etwa 27-32 Samen) ungebeizter Weißsenf (*Sinapis alba L.*, Sorte „Maxi“) bzw. 7 Samen Winterweizen (*Triticum aestivum L.*, Sorte „Tommi“) im zweiten Experiment. Das Saatgut wurde gleichmäßig verteilt und mit einer dünnen Sandschicht bedeckt, um ein Austrocknen des Saatgutes und später der Keimlinge zu verhindern. Bis zum Auflaufen der Pflanzen wurden die Gefäße zudem zur Förderung der Keimung mit einer perforierten Folie abgedeckt.

Die Bewässerung der Versuchsböden erfolgte ausschließlich von unten über ein ständig feucht gehaltenes Sandbett (Sanddurchmesser 1 - 2 mm).

Die äußeren Versuchsbedingungen waren wie folgt:  $8 \text{ }^\circ\text{C}$  Nacht- und  $20 \text{ }^\circ\text{C}$  Tagestemperatur (12 h) bei 60 bzw. 55 % (ab dem 23. Tag nach der Aussaat) Luftfeuchtigkeit und einer Beleuchtungsdauer von 14 h (Beleuchtungsstärke:  $100 \mu\text{E m}^{-2} \text{ s}^{-1}$  pflanzenverfügbares Licht). 13 Tage nach der Aussaat wurde die Tagestemperatur auf  $15 \text{ }^\circ\text{C}$  herabgesetzt, um ein zu starkes Längenwachstum der

Versuchspflanzen zu verhindern. Geerntet wurde vier Wochen nach dem Auflaufen der Pflanzen. Die oberirdische Biomasse wurde ca. 0,5 cm über der Sandoberfläche abgeschnitten, die beiden äußeren Gefäßhälften wurden sodann mit einem scharfen Skalpell vorsichtig vom Innenteil getrennt (Abb. 3.5). Dabei wurde darauf geachtet, dass die Bodenoberfläche nicht beschädigt wurde.



Abb. 3.5: Aufgeschnittene Rhizobox; im Vordergrund (liegend) ein Bodensegment, darüber das Wurzelgeflecht

Die nach Spross und Wurzel getrennt geernteten Versuchspflanzen wurden nach dem Auswaschen der Wurzeln in destilliertem Wasser bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und anschließend pulverfein gemahlen (Retsch 2000, Amplitude 70, 2 min). Die S-Gehalte wurden mittels Elementaranalyse am CNS-Analyser bestimmt. Die Bodenmonolithe wurden unmittelbar im Anschluss an die Ernte in flüssigem  $N_2$  schockgefroren, um Wasserbewegungen und damit verbundene Verlagerungen von Schwefelverbindungen sowie Rissbildungen zu verhindern. Um Bodenproben in definierten Abständen von der Wurzeloberfläche gewinnen zu können, wurden die gefrorenen Bodenblöcke anschließend mit Hilfe einer Drehbank in Schichten von je 1 mm abgedreht (1. - 10. mm; danach Mischprobe bis mm 15). In dem so gewonnenen Boden wurden folgende S-Fractionen bestimmt:

- wasserlöslicher, adsorbierter und Carbonat okkludierter S in einer sequentiellen Extraktion,
- HI-reduzierbarer S,
- Estersulfat [= HI-reduzierbarer S - (wasserlöslicher S + adsorbierter S + Carbonat okkludierter S)] und
- C-gebundener S (= Gesamt-S - HI-reduzierbarer S).

Zusätzlich wurde der pH-Wert bestimmt. Die S-Gesamtgehalte im Boden wurden sowohl mittels Elementaranalyse als auch in einem Königswasseraufschluss mit anschließender ICP-OES-Messung bestimmt. Die übrigen S-Messungen wurden an der ICP-OES vorgenommen.

### **3.2.2.2 Räumliche und zeitliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln**

Bei diesem Versuch wurde entsprechend dem oben beschriebenen Rhizobox-Versuch vorgegangen. Um aber auch die Mobilität des Sulfats in einem weiter von der Wurzel entfernten Bereich untersuchen zu können, wurden die Untersuchungen der einzelnen S-Fractionen bis auf 21 mm Abstand von der Wurzeloberfläche ausgedehnt. Zusätzlich sollte in diesem Zeitreihenversuch der Einfluss der unterschiedlich langen Wachstumsdauer der Pflanzen auf die S-Mobilisierung geprüft werden. Die Erntetermine fanden daher drei, fünf und acht Wochen nach Auflaufen der Pflanzen statt. Für diesen Zeitreihenversuch wurden daher 96 Rhizoboxen (2 Böden, 2 Pflanzen, 3 Erntetermine, 4 Wiederholungen, 2 Boxen pro Wiederholung) mit der Größe 8,6 cm x 10,1 cm und der Höhe 9 cm eingesetzt. Die vergrößerte Rhizobox war von Nöten, um ein angemessenes Pflanzenwachstum über diesen ausgedehnten Zeitraum sicherzustellen. Die beiden Bodensegmente wurden mit jeweils ca. 250 g luftgetrocknetem, mit 100 mg N kg<sup>-1</sup> gedüngtem Versuchsboden (< 2 mm), das Pflanzgefäß mit säuregewaschenem Mittel- bis Grobsand (0,5 - 1 mm) befüllt. Vier Tage vor der zweiten Ernte wurde der Raps mit weiteren 100 mg N kg<sup>-1</sup> nachgedüngt. Als Versuchspflanzen wurden zur besseren Vergleichbarkeit mit obigem Rhizobox-Versuch wiederum Winterraps (*Brassica napus* ssp. *oleifera*, Sorte „Smart“) und Weidelgras (*Lolium multiflorum* Lam., Sorte „Ligrande“) eingesetzt. Die Aussaatstärke betrug je 1,29 g, dies entspricht auf die Größen der Boxenmittelsegmente bezogen der Aussaatstärke 0,2 g im obigen Versuch. Das Saatgut wurde gleichmäßig auf der Sandoberfläche verteilt und mit einer dünnen Sandschicht bedeckt, um ein Austrocknen des Saatgutes und später der Keimlinge zu verhindern. Bis zum Auflaufen der Pflanzen wurden die Gefäße zudem zur Förderung der Keimung mit einer perforierten Folie abgedeckt. Die äußeren Versuchsbedingungen waren wie folgt: 8 °C Nacht- und 15 °C Tagestemperatur (12 h) bei 60 % Luftfeuchtigkeit und einer Beleuchtungsdauer von

14 h (Beleuchtungsstärke:  $100 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$  pflanzenverfügbares Licht). 29 Tage nach der Aussaat wurde die Tagestemperatur auf  $18 \text{ }^\circ\text{C}$  und die Nachttemperatur auf  $10 \text{ }^\circ\text{C}$  heraufgesetzt, um das Pflanzenwachstum zu fördern. Die Ernten fanden wie oben erwähnt statt. Die Bodenmonolithe (jeweils 2 pro Box) wurden in den ersten fünf mm in 1 mm-Schritten, vom sechsten bis 13. mm in 2 mm-Schritten und vom 14. bis 21. mm in 4 mm-Schritten abgedreht. Die so gewonnenen Bodenschichten wurden jeweils auf die oben erwähnten organischen und anorganischen S-Fractionen hin untersucht. Die Behandlung der Pflanzenproben wurde entsprechend dem obigen Rhizobox-Versuch gehandhabt.

### 3.3 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung fand mit SPSS 14.0, SigmaPlot 9.0 und Excel statt. Soweit nicht anders vermerkt, lagen jeweils vier Wiederholungen vor. Ausreißer wurden nach der Methode von Dean & Dixon eliminiert. Mit den übrigen Daten wurden einfache und mehrfaktorielle Varianzanalysen durchgeführt. Entsprechend den Angaben von Dytham (2003) wurden die Daten zunächst auf Normalverteilung hin untersucht, die Varianzhomogenität wurde mit dem Levene-Test überprüft. Im Falle vorliegender Varianzhomogenität wurden signifikante Unterschiede der Mittelwerte mit Hilfe des Tukey-Tests festgestellt. Dies erfolgte bei heterogenen Varianzen mit Hilfe des Games-Howel-Tests. Die Mittelwert-Vergleiche wurden für Irrtumswahrscheinlichkeiten von  $p = 0,05$ ,  $p = 0,01$  und  $p = 0,001$  durchgeführt.

In den Rhizobox-Versuchen traten Schwierigkeiten in Bezug auf die statistische Unterscheidung der abgedrehten Bodenschichten auf. Die Methode der Messwertwiederholung kann hier nicht angewandt werden, da es sich um unterschiedliche Abstände von der Wurzeloberfläche und nicht um Wiederholungen der Messungen derselben Abstände handelt. Aus diesem Grunde wurden zwei verschiedene Methoden angewandt. Zum einen wurde, nach Absprache mit Dr. Gottschalk (Institut für Angewandte Mathematik der Uni Bonn, 2006, mündliche Mitteilung) eine ANOVA durchgeführt. Problematisch ist hierbei die Tatsache, dass die verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche nicht vollständig unabhängig voneinander sind, diese Methode erschien aber dennoch bei weitem sinnvoller als die der Messwertwiederholung. Nach Absprache mit Dr. Schmidt (INRES - Pflanzenernährung der Uni Bonn, 2007, mündliche Mitteilung) wurden zusätzlich Regressionsgeraden und deren Signifikanzen bestimmt. Da sich daraus aber keine

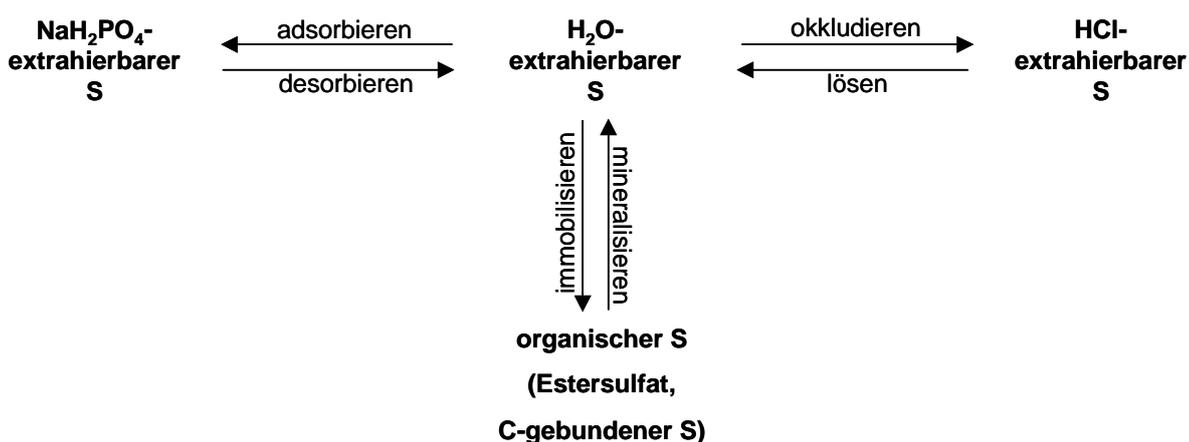
Unterschiede zwischen sämtlichen untersuchten Abständen von der Wurzeloberfläche feststellen lassen, sondern nur Veränderungen über die gesamte untersuchte Entfernung, beziehen sich die in dieser Arbeit dargestellten Signifikanzen auf die zuerst angesprochene Methode.

Zusätzlich wurden Korrelationsberechnungen nach Pearson durchgeführt. Sie wurden zwischen allen bestimmten S-Fractionen, der ASA sowie den Pflanzenwerten erstellt und aufgeteilt nach z. B. Glucosezugabe,  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen oder Abständen von der Wurzeloberfläche berechnet. Aus diesem Grunde sind sie so umfangreich, dass in dieser Arbeit nur stellvertretend auf einige wenige - möglichst repräsentative - Korrelationen näher eingegangen wird. Für den besonders interessierten Leser sei erwähnt, dass alle berechneten Korrelationen (und Regressionen) bei Interesse gerne in digitaler Form zur Verfügung gestellt werden. Selbst für den Anhang dieser Arbeit sind die Ergebnisse dieser Berechnungen mit etwa 270 Seiten aber zu umfangreich.

### 3.4 Begrifflichkeiten

#### 3.4.1 Übergänge von verschiedenen S-Bindungsformen

Die Prozesse des Übergangs von einer S-Bindungsform in eine andere werden in der vorliegenden Arbeit in Anlehnung an die anglo-amerikanische Literatur definiert (Abb. 3.6).



Übergang in mobilere S-Formen: mobilisieren

Übergang in weniger mobile S-Formen: festlegen, festsetzen

Abb. 3.6: Begrifflichkeiten für die Übergänge von einer S-Bindungsform in eine andere

### **3.4.2 Rhizosphäre**

Wie bereits in Kapitel 2.4 erläutert, wird der Begriff der „Rhizosphäre“ in der Literatur für unterschiedliche Entfernungen von der Wurzeloberfläche benutzt. Um Unklarheiten zu vermeiden, wird dieser Begriff in Kapitel 4 nicht verwendet. Stattdessen werden die betreffenden Entfernungen von der Wurzeloberfläche genannt, auf die sich die dargestellten Ergebnisse beziehen.

### **3.4.3 Signifikanzen/Tendenzen**

Es wird in der vorliegenden Arbeit zwischen signifikanten und tendenziellen An- und Abreicherungen (vorwiegend im wurzelnahen Bereich) unterschieden. Von Signifikanzen wird nur dann gesprochen, wenn statistisch abgesicherte Unterschiede bestehen (vgl. Kapitel 3.3). Bei gerichteten Abweichungen, welche sich nicht statistisch belegen lassen, wird von tendenziellen Unterschieden gesprochen. Treten diese tendenziellen Unterschiede in vergleichbarer Form in mehreren Experimenten oder S-Fractionen auf, so wird davon ausgegangen, dass sie nicht nur zufälliger Natur sind.

### **3.4.4 Nummerierungen der Graphiken und Tabellen**

Die Graphiken und Tabellen werden für jedes Kapitel einzeln durchnummeriert. Die erste Zahl gibt die Kapitelzahl, die zweite die laufende Nummer im Kapitel an (Beispiel: Tab. 3.5 = fünfte Tabelle im dritten Kapitel). Graphiken und Tabellen des Anhangs beginnen mit einem „A“ (Beispiel: Tab. A1.4), es wird nicht nochmals zusätzlich im Text auf den Anhang verwiesen.

## 4 ERGEBNISSE

### 4.1 Versuche unter Einsatz von $^{35}\text{S}$

#### 4.1.1 Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden

In diesem Versuch wurden verschiedene Einflüsse auf die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerung im Boden untersucht:

- Zugabe von Glucose
- langjährig unterschiedlich gedüngte Versuchsböden
- unterschiedliche  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen zum Boden
- verschiedene Inkubationszeiten.

In der Literatur finden sich zahlreiche Hinweise darauf, dass die Zufuhr einer C-Quelle zum Boden den Einbau von Sulfat in die organischen S-Fraktionen des Bodens fördern soll (Freney et al., 1971; McLaren et al., 1985; Ghani et al., 1993a; Wu et al., 1993a; O'Donnell et al., 1994; Shackle et al., 2000). Dieser Fragestellung wird im vorliegenden Versuch durch die Zugabe von Glucose nachgegangen. Die Versuchsböden stammen aus einem Dauerdüngungsversuch des INRES-Pflanzenernährung (Landwirtschaftliche Fakultät der Universität Bonn). Ein Boden wurde langfristig mit Kompost, der andere ausschließlich mineralisch gedüngt. Durch den Einsatz dieser beiden in der landwirtschaftlichen Praxis weit verbreiteten Düngearten wird der Einfluss verschiedener Bodenbehandlungen auf Flüsse und Verlagerungen zwischen verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen verdeutlicht. Zusätzlich wurde in diesem Versuch mit drei unterschiedlichen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen gearbeitet. Zum einen kam trägerfreies  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$ , zum anderen  $^{35}\text{S}$  in Form von gemahlener Raps- bzw. Weidelgraspflanzen zum Einsatz. Diese Zugabeformen enthalten  $^{35}\text{S}$  in unterschiedlichen Bindungen, deren Verlagerungen und Flüsse im Boden untersucht wurden. Die Sulfatzugabe ist der Applikation von mineralischem Dünger, die beiden übrigen Zugabeformen sind der Einarbeitung verschiedener Erntesterne nachempfunden. Durch die Wahl der verschiedenen langen Inkubationszeiten, welche den Zeitraum von einer Woche bis zu 31 Wochen umfassen, wurden die  $^{35}\text{S}$ -Flüsse

und Verlagerungen zwischen den verschiedenen <sup>35</sup>S-Fractionen des Bodens über die Zeit (in einem Abstand von jeweils sechs Wochen) erfasst. Ein ähnlicher Versuch, welcher eine solche Vielzahl von Einflussfaktoren auf <sup>35</sup>S-Flüsse und <sup>35</sup>S-Verlagerungen im Boden über einen Zeitraum von mehr als einem halben Jahr untersucht, ist in der Literatur bisher nicht beschrieben. Im Folgenden wird zuerst ein Gesamtüberblick gegeben, um dann genauer auf die einzelnen Einflüsse einzugehen.

#### 4.1.1.1 Anorganische <sup>35</sup>S-Fractionen

In Abb. 4.1 ist dargestellt, wie sich die unterschiedlichen Versuchsvarianten (partielle Glucosezugabe, verschiedene <sup>35</sup>S-Zufuhren, unterschiedliche Inkubationsdauer bei verschieden gedüngten Böden) in Abhängigkeit von der Zeit auf die Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S auswirken.

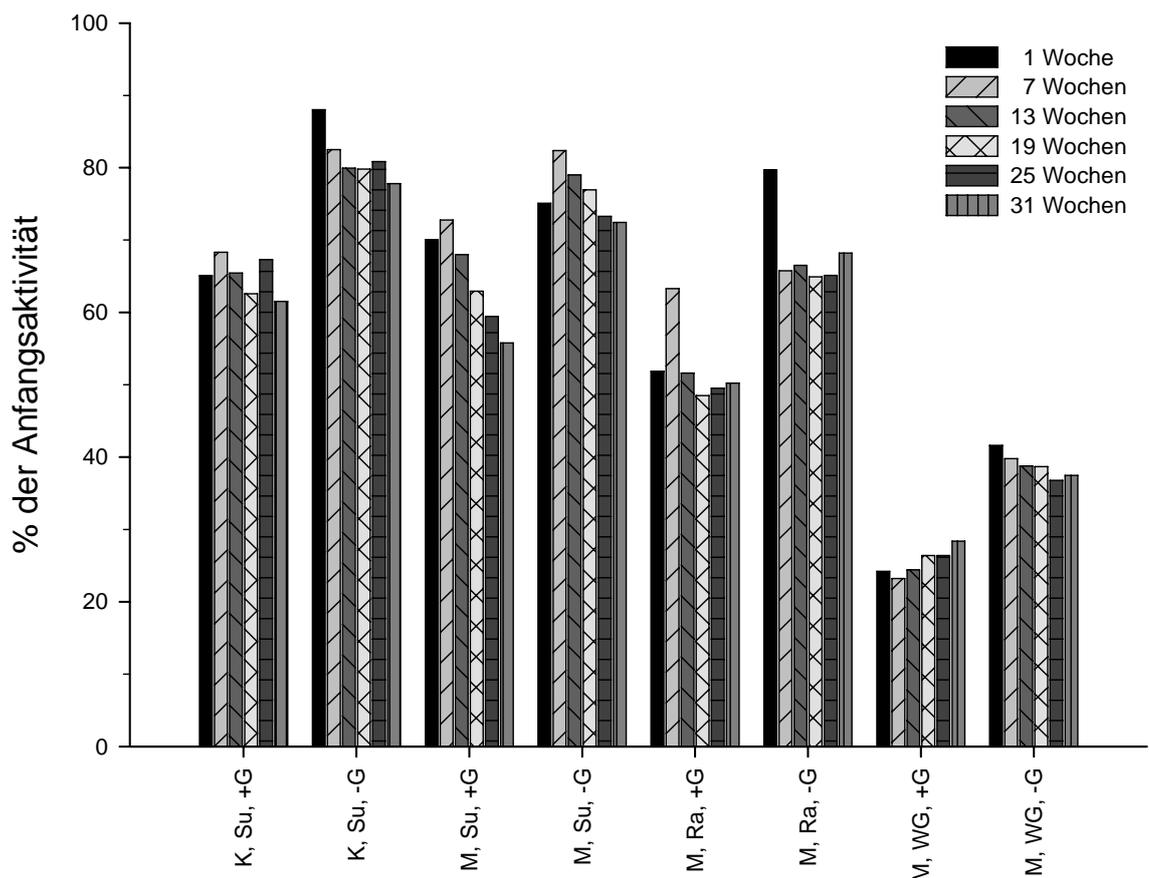


Abb. 4.1: H<sub>2</sub>O-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25 und 31 Wochen), dem verwendeten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Die Zugabe von  $^{35}\text{S}$  in Form von gemahlenem Weidelgras resultiert in deutlich geringeren  $^{35}\text{S}$ -Anteilen in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion. Auf Grund der in diesem Versuch zahlreich auftretenden signifikanten Interaktionen („Zwischeneffekte“) ist es statistisch aber nicht möglich, Aussagen über mögliche signifikante Unterschiede zu den anderen Behandlungen („Haupteffekte“) zu treffen (Janssen und Laatz, 2003). Die Glucosezugabe, die verschiedenen Böden, die  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen sowie die Inkubationsdauer beeinflussen sich gegenseitig. Daher dürfen keine Vergleiche zwischen Versuchsvarianten vorgenommen werden, bei denen sich zwei oder mehr dieser vier Versuchsparameter unterscheiden. Deshalb wird im Folgenden separat auf die verschiedenen Parameter eingegangen.

### Variation der Glucosezugabe

In diesem Unterkapitel wird der Einfluss einer Glucosegabe auf Verlagerungen zwischen verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen dargestellt.

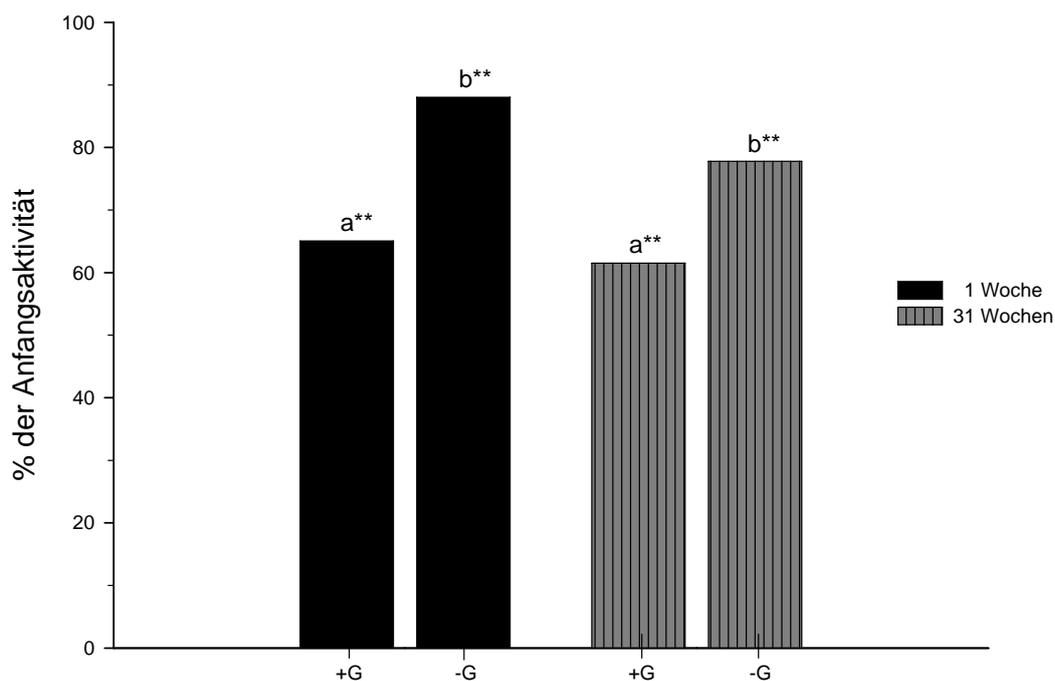


Abb. 4.2:  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens in Abhängigkeit von einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G) nach einer Inkubationszeit von einer Woche bzw. 31 Wochen; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Glucosestufen (\*\* = 0,001)

Die Zugabe von Glucose resultiert in allen Behandlungen in Abnahmen der  **$\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion**, welche in nahezu allen Fällen signifikant bis höchst signifikant sind (Tab. A1.13). Ein Beispiel hierfür ist in Abb. 4.2 dargestellt. Hier werden die prozentualen Anteile der Anfangsaktivität am Beispiel der  $\text{H}_2\text{O}$ -

extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion des mit Kompost gedüngten und mit <sup>35</sup>Sulfat-S versehenen Bodens nach ein- und 31-wöchiger Inkubationszeit gezeigt. Die Unterschiede in dieser Fraktion machen bis zu 22,9 % der Anfangsaktivität aus. Bezogen auf die gemessenen Aktivitäten entspricht dies einer Minderung der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion nach Glucosezugabe um bis zu 26 %.

In der **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion** führt die Glucosezugabe in allen Versuchsvarianten mit Kompostdüngung und in einigen mineralisch gedüngten Varianten mit Zufuhr von <sup>35</sup>S-Weidelgras ebenfalls zu einer Minderung, welche statistisch absicherbar ist (Tab. A1.18). Bis auf wenige Ausnahmen - welche aber nicht signifikant sind - resultiert die Glucosezufuhr auch in den übrigen Behandlungen in niedrigeren <sup>35</sup>S-Gehalten in der adsorbierten <sup>35</sup>S-Fraktion des Bodens.

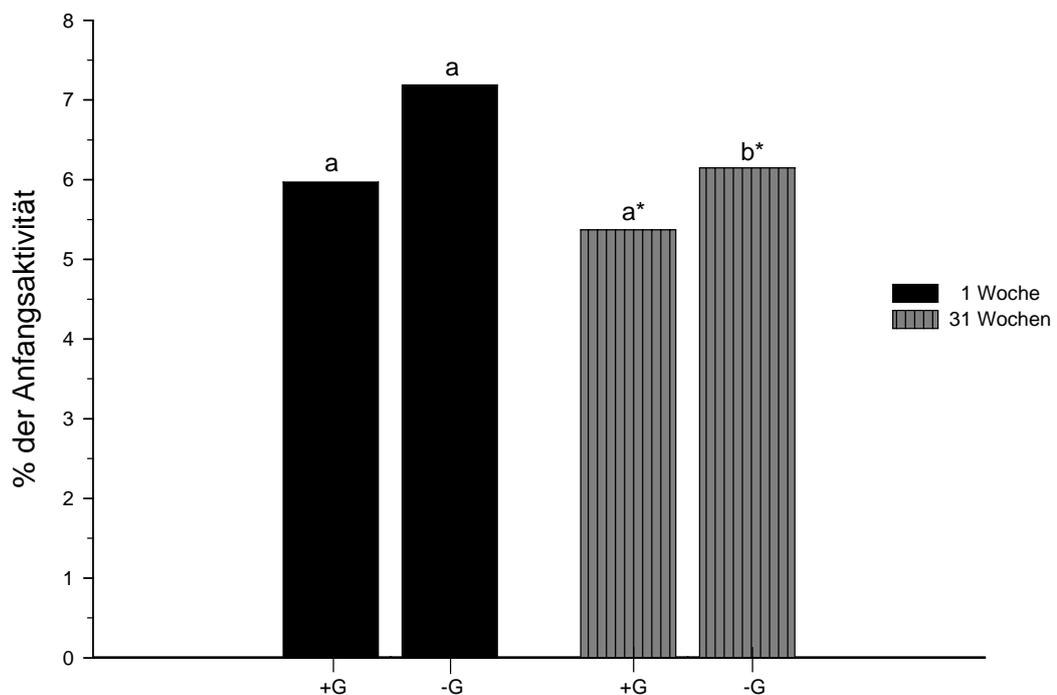


Abb. 4.3: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit <sup>35</sup>S-Weidelgras versetzten Bodens in Abhängigkeit von einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G) nach einer Inkubationszeit von einer Woche bzw. 31 Wochen; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Glucosestufen (\* = 0,01)

In Abb. 4.3 werden als typisches Beispiel für die Wirkung der Glucosezugabe auf die NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare <sup>35</sup>S-Fraktion die prozentualen Anteile der Anfangsaktivität des mineralisch gedüngten und mit <sup>35</sup>S-Weidelgras versehenen Bodens nach ein- und 31-wöchiger Inkubationszeit gezeigt. Die Unterschiede in dieser Fraktion

machen bis zu 1,7 % der Anfangsaktivität aus, bezogen auf die gemessenen Aktivitäten entspricht dies einer Minderung der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion nach Glucosezugabe um bis zu 22 %.

Die **HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion** macht von der Größenordnung her einen etwas höheren Anteil als der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare und einen deutlich niedrigeren Anteil als der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$  an der Anfangsaktivität aus. In dieser Fraktion resultiert die Glucosezugabe nicht in einheitlichen Zu- oder Abnahmen; dies ist je nach Länge der Inkubationszeit verschieden. In Abb. 4.4 sind die prozentualen Anteile der Anfangsaktivität für die HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion des Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versehenen Bodens nach unterschiedlich langen Inkubationszeiten dargestellt.

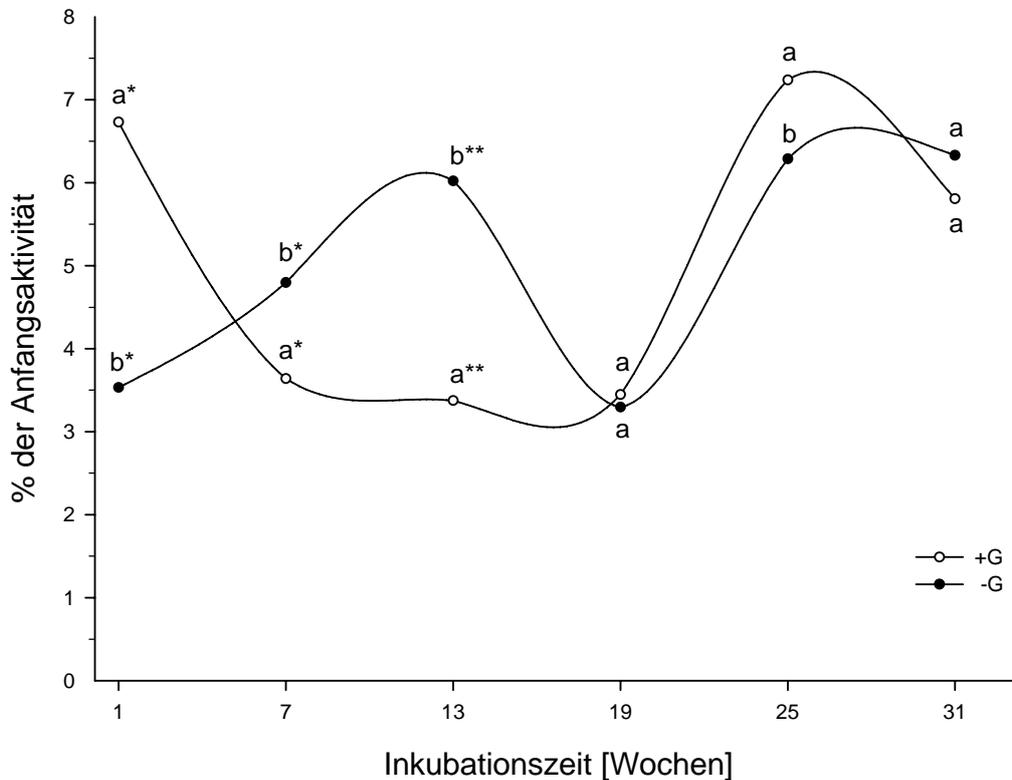


Abb. 4.4: HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens in Abhängigkeit von einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G) nach verschieden langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Glucosestufen (\* = 0,01; \*\* = 0,001)

Es gibt für diese Versuchsvariante einen charakteristischen Zeitverlauf, der dadurch gekennzeichnet ist, dass die Entwicklung der HCl-extrahierbaren Fraktion bis zur 19. Woche gegenläufig ist und dann annähernd parallel verläuft. Dies unterscheidet sich deutlich von den mineralisch gedüngten Versuchsvarianten, welche - mit

wenigen Ausnahmen - sehr ähnliche Kurvenverläufe für die Varianten mit und ohne Glucosezugabe aufweisen. Dies wird exemplarisch in Abb. 4.5 für den mineralisch gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versehenen Boden nach unterschiedlich langen Inkubationszeiten dargestellt.

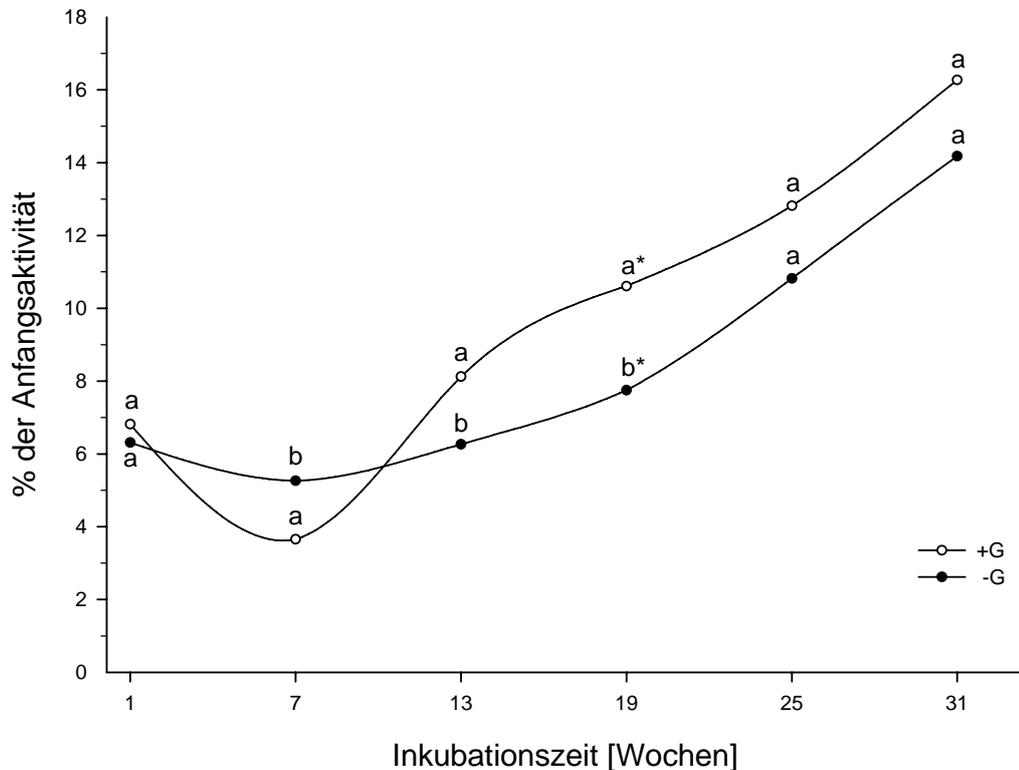


Abb. 4.5: HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens in Abhängigkeit von einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G) nach verschieden langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Glucosestufen (\* = 0,01)

Gemeinsam ist den Kompost und mineralisch gedüngten Versuchsvarianten, dass die Glucosezugabe nach 1-, 19- und 25-wöchiger Inkubationszeit - mit Ausnahme des mineralisch gedüngten Bodens mit Zugabe von Weidelgras nach 19-wöchiger Inkubation - zu einem erhöhten  $^{35}\text{S}$ -Gehalt in der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion führt. Nach den übrigen Inkubationszeiträumen (7, 12 und 31 Wochen) weisen die Versuchsvarianten mit Glucosezugabe in der Mehrzahl tendenziell niedrigere Gehalte an HCl-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  auf als diejenigen ohne Glucosezugabe (Signifikanzen Tab. A1.23). Ausnahmen bildet der mineralisch gedüngte Boden mit  $^{35}\text{S}$ -Sulfatzugabe nach 13- und 31-wöchiger, sowie der entsprechende Boden mit  $^{35}\text{S}$ -Weidelgraszugabe nach 31-wöchiger Inkubationszeit.

Die **Gesamtheit der anorganischen Bindungsformen** ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbar) wird durch die Glucosezugabe in allen Versuchsvarianten und zu allen gemessenen Inkubationszeitpunkten deutlich gemindert. Der Einfluss der Glucosezugabe ist, bis auf wenige Ausnahmen, signifikant bis höchst signifikant (Tab. A1.28).

### Variation der Bodenbehandlung

In diesem Versuch kamen, wie oben erwähnt, Bodenproben des Dauerdüngungsversuchs in Meckenheim zum Einsatz (Kompost- und Mineraldüngung; vgl. Kapitel 3.1.1.6). Beide Böden wurden mit  $^{35}\text{S}$  in Form von Sulfat versetzt und zur Hälfte mit einer Glucosegabe versehen. In diesem Unterkapitel wird der Einfluss der langjährig unterschiedlichen Düngung auf Verlagerungen zwischen verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen dargestellt.

In der  **$\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion** resultieren beide mineralisch gedüngten Varianten (+/- Glucose) in einem Anstieg nach siebenwöchiger Inkubationszeit. Mit weiter zunehmender Inkubationszeit findet dann eine kontinuierliche Abnahme statt. Beide Kompost gedüngten Varianten weisen mindestens ab der 13. Inkubationswoche ebenfalls abfallende Gehalte auf, nach 25-wöchiger Inkubationsdauer kann hier aber nochmals ein Zwischenanstieg festgestellt werden. In den Inkubationszeiträumen von einer bis 19 Wochen ist nach Glucosezugabe ein höherer  $^{35}\text{S}$ -Gehalt beim mineralisch gedüngten Boden im Vergleich zum Kompost gedüngten Boden zu beobachten. In Abb. 4.6 werden die prozentualen Anteile der Anfangsaktivität für die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion der beiden Böden mit Glucosezugabe nach verschieden langen Inkubationszeiten dargestellt. Der Unterschied zwischen den Böden nimmt mit längeren Inkubationszeiten (bis zu 19 Wochen) deutlich ab. Bei Inkubationszeiten von 25 und 31 Wochen kehrt sich das Verhältnis um. Der mit Kompost gedüngte Boden weist jetzt deutlich (und auch statistisch absicherbar) höhere  $^{35}\text{S}$ -Gehalte in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion auf als der mineralisch gedüngte Boden. Ohne Glucosezugabe weist der mineralisch gedüngte Boden zu allen gemessenen Inkubationszeitpunkten einen tendenziell niedrigeren Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  auf als der mit Kompost gedüngte (Abb. 4.1). Nach Inkubationszeiträumen von 1, 25 und 31 Wochen sind die Unterschiede signifikant (Tab. A1.12).

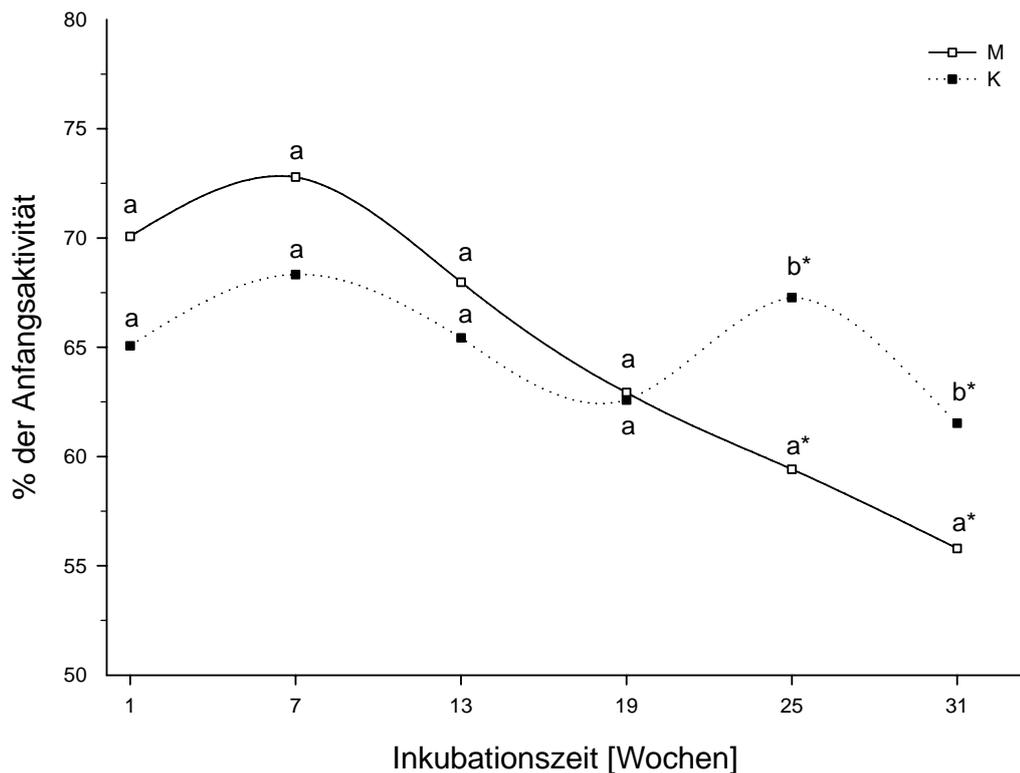


Abb. 4.6: H<sub>2</sub>O-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost (K) und mineralisch gedüngten (M) und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S sowie Glucose versetzten Bodens nach verschiedenen langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Böden (\* = 0,01)

Die Unterschiede in dieser Fraktion machen bis zu 12,9 % der Anfangsaktivität aus, bezogen auf die gemessenen Aktivitäten entspricht dies einer Minderung der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion nach Glucosezugabe um bis zu 14,6 %.

In der **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion** sind überwiegend die <sup>35</sup>S-Gehalte im mit Kompost gedüngten Boden höher als in dem mineralisch gedüngten Boden, sowohl mit als auch ohne Glucosezugabe. Da diese Fraktion aber einen sehr viel geringeren Anteil an der Anfangsaktivität aufweist, fallen auch ihre Unterschiede im Vergleich zu denen der oben beschriebenen H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion mit höchstens 1,2 % der Anfangsaktivität deutlich niedriger aus. Bezogen auf die gemessenen Aktivitäten entspricht dies aber einer Minderung von bis zu 15,4 %, was derjenigen der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion entspricht.

Stellvertretend für alle entsprechenden Versuchsvarianten ist in Abb. 4.7 der Unterschied zwischen den Böden mit und ohne Glucosezugabe nach siebenwöchiger Inkubationszeit dargestellt. Die Daten der übrigen Inkubationszeiten können dem Anhang entnommen werden (Tab. A1.2; Tab. A1.17).

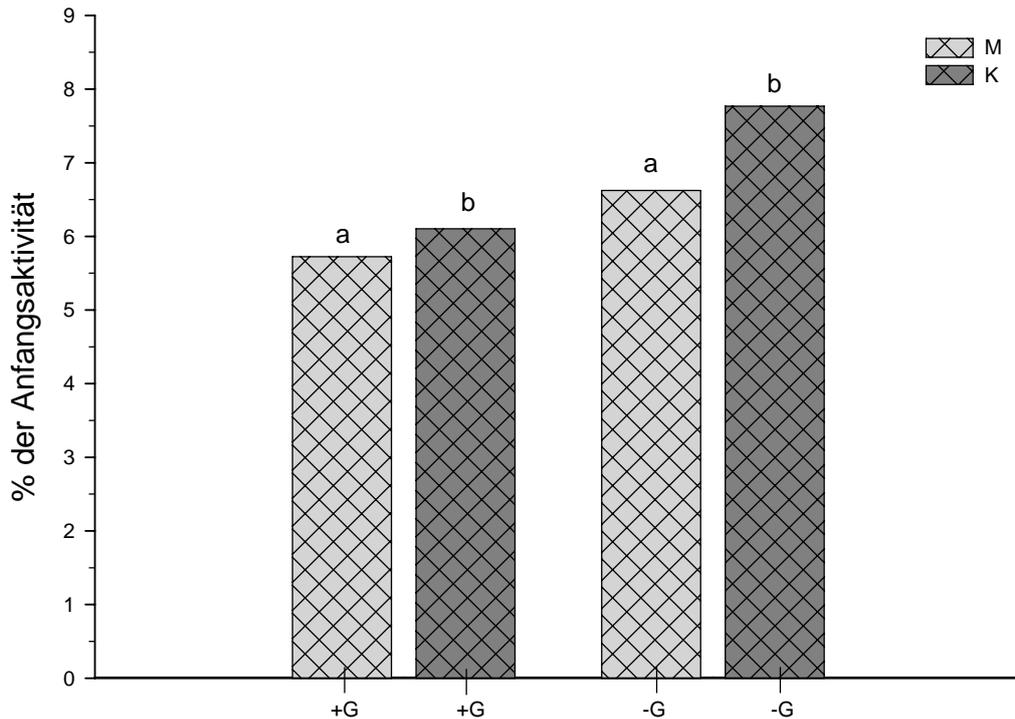


Abb. 4.7:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost (K) und mineralisch gedüngten (M) und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens mit (+G) und ohne (-G) Glucosezugabe nach siebenwöchiger Inkubationszeit; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Böden

Im Gegensatz zu den oben erwähnten S-Fractionen weist der mineralisch gedüngte Boden in der **HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion** mit und ohne Glucosezugabe zu allen gemessenen Inkubationszeitpunkten einen höheren  $^{35}\text{S}$ -Gehalt auf als der mit Kompost gedüngte Boden. Während im Kompost gedüngten Boden nur bis zu 7,2 % der Anfangsaktivität erreicht werden, erreicht der mineralisch gedüngte Boden den bis zu 2,2fachen Wert. Gerade bei den längeren Inkubationszeiträumen kommt es zu höchst signifikanten Unterschieden zwischen den Böden (Tab. A1.22). Stellvertretend für die anderen Versuchsvarianten ist dies in Abb. 4.8 für die Behandlungen mit und ohne Glucosezugabe nach 31-wöchiger Inkubationszeit dargestellt.

Die HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion weist einen deutlich geringeren Anteil an der Anfangsaktivität auf als die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare und einen tendenziell höheren als die  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare Fraktion. Ihre Unterschiede fallen mit maximal 10,5 % der Anfangsaktivität recht deutlich aus, bezogen auf die gemessene Aktivität sind hier mit einer Minderung von maximal 64,4 % die höchsten Unterschiede der drei Fraktionen zu verzeichnen.

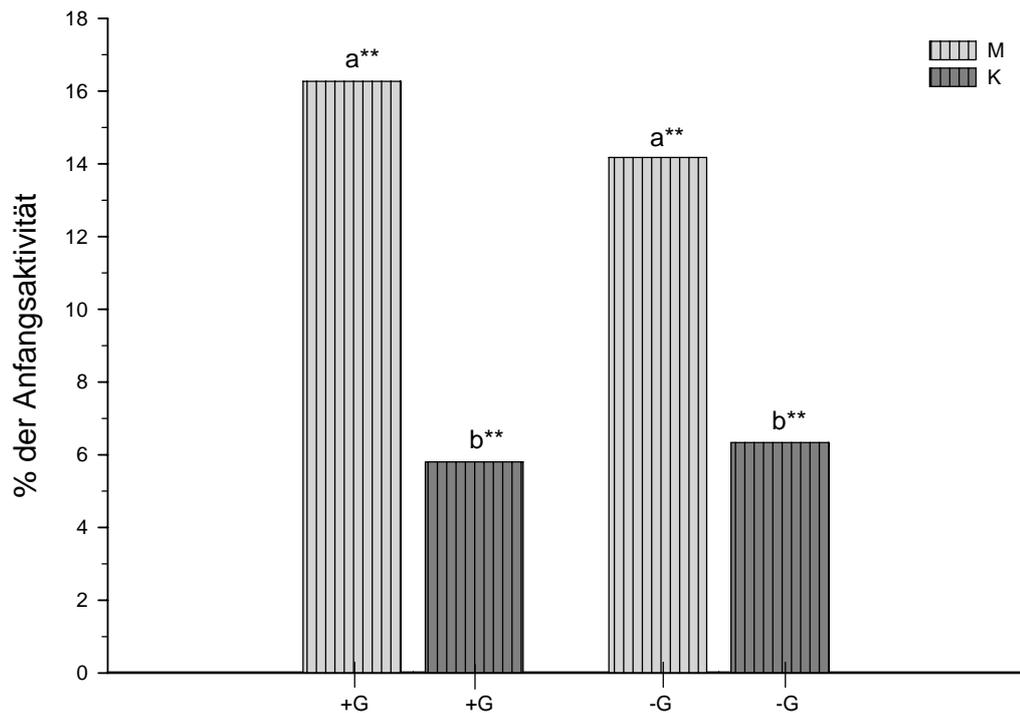


Abb. 4.8: HCl-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost (K) und mineralisch gedüngten (M) und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S versetzten Bodens nach 31-wöchiger Inkubationszeit; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Böden (\*\* = 0,001)

Die **Gesamtheit der anorganischen Bindungsformen** (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbar) zeigt deutliche Unterschiede zwischen den Düngebehandlungen in Abhängigkeit von der Glucosezugabe (Tab. 4.1). Während die Glucosezufuhr fast ausschließlich zu einem höheren Anteil des <sup>35</sup>S in den anorganischen Fraktionen des mineralisch gedüngten Bodens führt, ist ohne Glucosezugabe das Gegenteil der Fall. Hier liegen im Kompost gedüngten Boden höhere anorganische <sup>35</sup>S-Anteile vor (Signifikanzen Tab. A1.27).

Tab. 4.1: Gesamtheit der anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost (K) und mineralisch gedüngten (M) und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S versetzten Bodens bei unterschiedlich langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	Inkubationszeit [Wochen]					
	1	7	13	19	25	31
	% der Anfangsaktivität					
M, +G	83,7	82,2	82,0	68,6	77,8	77,9
K, +G	78,1	78,1	74,7	68,6	80,8	73,3
M, -G	88,1	94,3	91,6	83,5	89,8	92,7
K, -G	99,3	95,1	92,9	86,2	93,6	90,9

## Variation der $^{35}\text{S}$ -Zugabeform

Dem mineralisch gedüngten Boden wurde radioaktiv markierter Schwefel zum einen in Form von Sulfat ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) in gelöster Form, zum anderen als gemahlene Raps- (Ra) bzw. Weidelgraspflanzen (WG) zugesetzt (vgl. Kapitel 3.2.1.1). In diesem Unterkapitel wird der Einfluss dieser Zugabeformen auf Verlagerungen zwischen verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen dargestellt.

In Abb. 4.9 wird beispielhaft für die verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen der prozentuale Anteil an der Anfangsaktivität des **H<sub>2</sub>O-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$**  des mineralisch gedüngten Bodens unter Glucosezugabe und in Abhängigkeit von unterschiedlich langen Inkubationszeiten gezeigt.

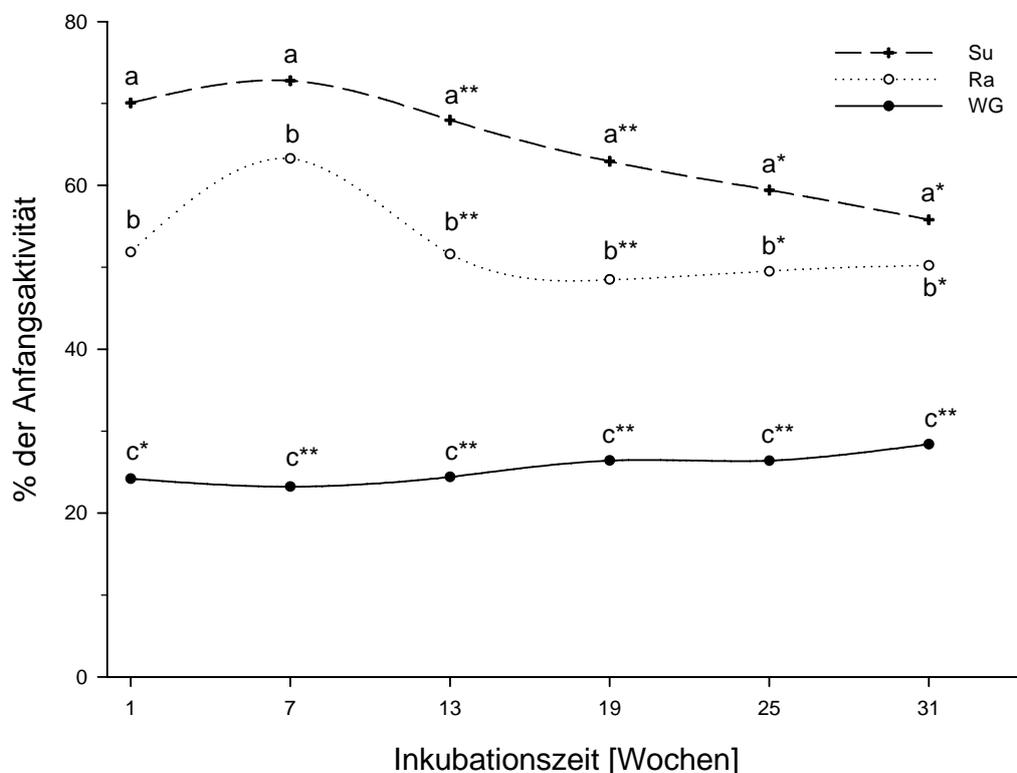


Abb. 4.9: H<sub>2</sub>O-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit Glucose versehenen Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) in Abhängigkeit von der Bindungsform des zugegebenen  $^{35}\text{S}$  (Su =  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (\* = mindestens 0,01; \*\* = mindestens 0,001)

Die Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  der einzelnen Versuchsvarianten liegen in der Größenordnung von 23 % bis 73 % der Anfangsaktivität. Es ergibt sich für alle Inkubationstermine folgende Reihung:  $\text{SO}_4^{2-} > \text{Ra} > \text{WG}$ . Diese Reihenfolge wird über den Zeitverlauf beibehalten, allerdings nähern sich die Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  der Varianten einander mit zunehmender Inkubationsdauer an.

Der Boden mit Sulfatzufuhr weist nach einem kurzen Anstieg mit zunehmender Inkubationszeit sinkende, der Boden mit Zufuhr von Raps bzw. Weidelgras mit wenigen Ausnahmen leicht steigende Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S auf. Entsprechende Ergebnisse wurden auch für den mineralisch gedüngten Boden ohne Glucosezufuhr erzielt, allerdings liegt hier in den Varianten mit Zugabe von Raps und Weidelgras jeweils ein über die Inkubationsdauer nahezu gleichbleibender <sup>35</sup>S-Gehalt vor (Signifikanzen s. Tab. A1.14).

In der **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion** ist zwar der prozentuale Anteil der Anfangsaktivität bei der Zugabeform Raps tendenziell am höchsten (Tab. A1.2), die Unterschiede zwischen den Zugabeformen sind allerdings meist sehr gering und daher nur teilweise signifikant (Tab. A1.21).

In der **HCl-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion** ist - gerade in dem Boden ohne Glucosezugabe - bei den kürzeren Inkubationszeiträumen (eine und sieben Wochen) der höchste Anteil an der Anfangsaktivität nach Zugabe von Weidelgras festzustellen (Abb. 4.10).

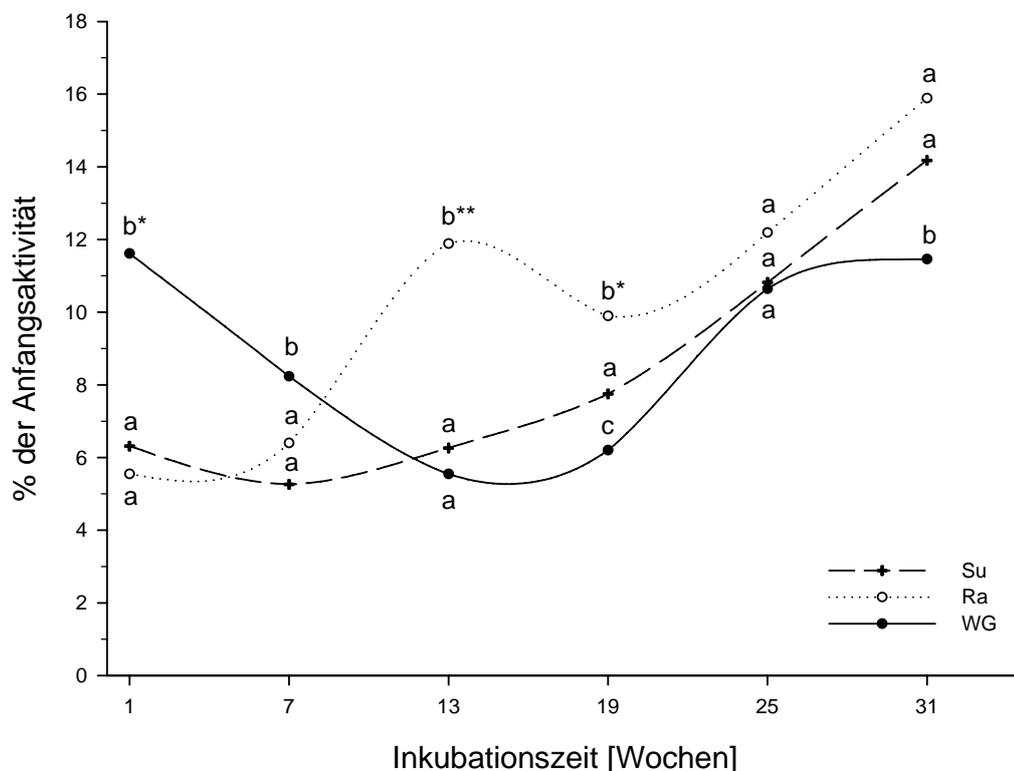


Abb. 4.10: HCl-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten Bodens ohne Glucosezugabe nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) in Abhängigkeit von der Bindungsform des zugegebenen <sup>35</sup>S (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den <sup>35</sup>S-Zugabeformen (\* = mindestens 0,01; \*\* = mindestens 0,001)

Ab einer Inkubationszeit von 13 Wochen (mit und ohne Glucosezugabe) führt die Zugabe von Weidelgras allerdings zum geringsten Anteil an der Anfangsaktivität in dieser  $^{35}\text{S}$ -Fraktion. In dem hier dargestellten Boden ohne Glucosezugabe verlaufen die Kurven nach Zugabe von Raps und Weidelgras bis zu einer Inkubationszeit von 19 Wochen genau gegenteilig. Bei darüber hinausgehenden Inkubationszeiten steigen die Gehalte an HCl-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  nach Zugabe der gemahlten Pflanzenproben an, nach Sulfatzugabe gilt dies ab einer Inkubationszeit von sieben Wochen.

Bei dem Boden mit Glucosezugabe liegen leichte Unterschiede zu den hier beschriebenen Kurvenverläufen vor (Tab. A1.3). Alle entsprechenden Versuchsvarianten weisen nach einer anfänglichen Minderung (siebte bzw. 13 Woche) eine kontinuierliche Steigerung des HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  mit zunehmender Inkubationszeit auf; diese ist nach Zugabe von Weidelgras allerdings am wenigsten ausgeprägt (Signifikanzen s. Tab. A1.26).

Der Boden mit Sulfatzugabe weist in der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion einen gegenteiligen Verlauf auf wie in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion. Da die letztgenannte Fraktion aber eine ganz andere Größenordnung (55 - 83 % im Vergleich zu ca. 6 % der Anfangsaktivität) ausmacht, fällt dieser gegenteilige Verlauf bei der nachfolgenden Betrachtung der Gesamtheit der anorganischen Fraktionen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbarer  $^{35}\text{S}$ ) kaum in Betracht.

Da die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion den höchsten Anteil an den **anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen** ausmacht, fallen die Unterschiede dieser Fraktion am stärksten ins Gewicht. Daher gilt für die Gesamtheit der anorganischen Fraktionen im Wesentlichen das Gleiche wie für die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion. Die Zugabe von  $^{35}\text{S}$  in Form von flüssigem Sulfat führt, verglichen mit gemahlten Raps- bzw. Weidelgrasproben, im Ergebnis der sequentiellen Extraktion zu dem höchsten prozentualen Anteil der Anfangsaktivität (Signifikanzen s. Tab. A1.31). Im Falle der Zugabe von anorganischem Sulfat werden nach einer Inkubationszeit von einer Woche nahezu 90 % in diesen Fraktionen wiedergefunden.

### **Variation der Inkubationszeit**

In diesem Versuch wurde - zusätzlich zu den bereits ausführlicher besprochenen unterschiedlich gedüngten Böden und  $^{35}\text{S}$ - sowie Glucosezugaben zum Boden - mit Inkubationszeiten von 1, 7, 13, 19, 25 und 31 Wochen gearbeitet. Deren

Auswirkungen auf die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerungen werden in dem vorliegenden Unterkapitel besprochen. Die Kombination dieses langen Untersuchungszeitraumes mit den sechswöchigen Probenahmeterminen wurde bisher in der Literatur noch nicht beschrieben. Dieses Experiment soll - im Unterschied zu Kurzzeitversuchen - die S-Dynamik über eine Vegetationsperiode abbilden.

Nach den unterschiedlich langen Inkubationszeiten von einer bis 31 Wochen zeigen die verschiedenen Versuchsvarianten differenziert ausgeprägte Ergebnisse. Abb. 4.11 stellt exemplarisch den zeitlichen Verlauf der **H<sub>2</sub>O-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion** des mineralisch gedüngten Bodens mit Sulfat- und ohne Glucosezugabe dar. Es wird deutlich, dass mit Ausnahme der kurzen Inkubationszeit von einer Woche der Anteil des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  an der Anfangsaktivität kontinuierlich abnimmt.

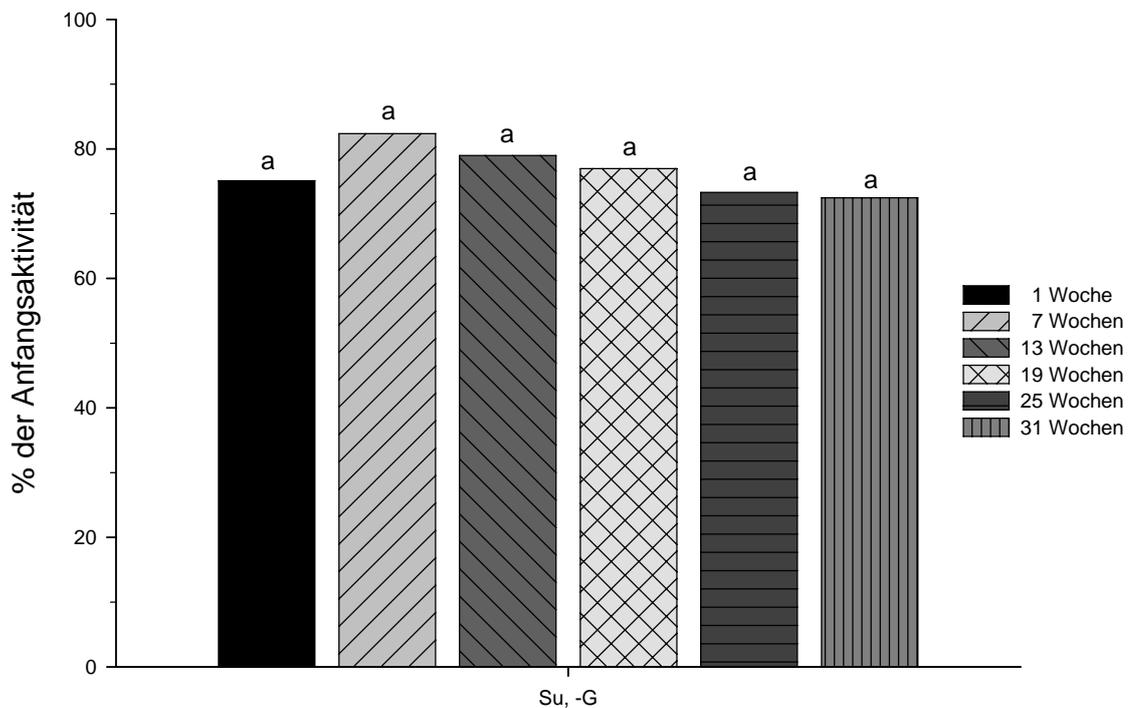


Abb. 4.11: H<sub>2</sub>O-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  (Su) versetzten Bodens ohne Glucosezugabe (-G) nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

Der gleiche Effekt ist auch bei der entsprechenden Behandlung mit Glucosezugabe zu beobachten (Abb. 4.6 und 4.9; S. 73 und 76).

Die Versuchsvarianten des mit Kompost gedüngten Bodens weisen keine so eindeutigen Tendenzen auf, wenn auch der Anteil an der Gesamtaktivität nach

31 Wochen Inkubationszeit immer niedriger ist als nach einer einwöchigen Inkubationszeit.

Der Einfluss der Zufuhr von  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras und  $^{35}\text{S}$ -Raps auf den Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  ist nicht eindeutig. Tendenziell ist die Menge an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  nach kurzer Inkubationszeit am höchsten (Signifikanzen Tab. A1.15). Sie sinkt mit zunehmender Inkubationszeit, um dann nach 19 bis 31 Wochen wieder leicht anzusteigen. In dem mineralisch gedüngten Boden unter Raps- und ohne Glucosezugabe (Abb. 4.1) kommt es zu einem im Vergleich zum Versuchsbeginn (67,9 % der Gesamtaktivität) leicht gesteigerten Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  nach der kürzesten untersuchten Inkubationsdauer (eine Woche); dies trifft auch für einige Versuchsvarianten mit Weidelgras- und Rapszugabe der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion zu (Tab. A1.2).

Die Tendenz, dass nach einer kurzen Inkubationszeit mehr  $^{35}\text{S}$  extrahiert werden kann, danach eine Abnahme und nach 19 bis 31 Wochen ein leichter Wiederanstieg zu verzeichnen ist, gilt - in unterschiedlich starker Ausprägung - auch für die Versuchsvarianten der  **$\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion** (Signifikanzen s. Tab. A1.19 und A1.20). Diese Tendenz wird in Abb. 4.12 beispielhaft für den mineralisch gedüngten und mit Glucose und  $^{35}\text{S}$ -Raps versehenen Boden dargestellt.

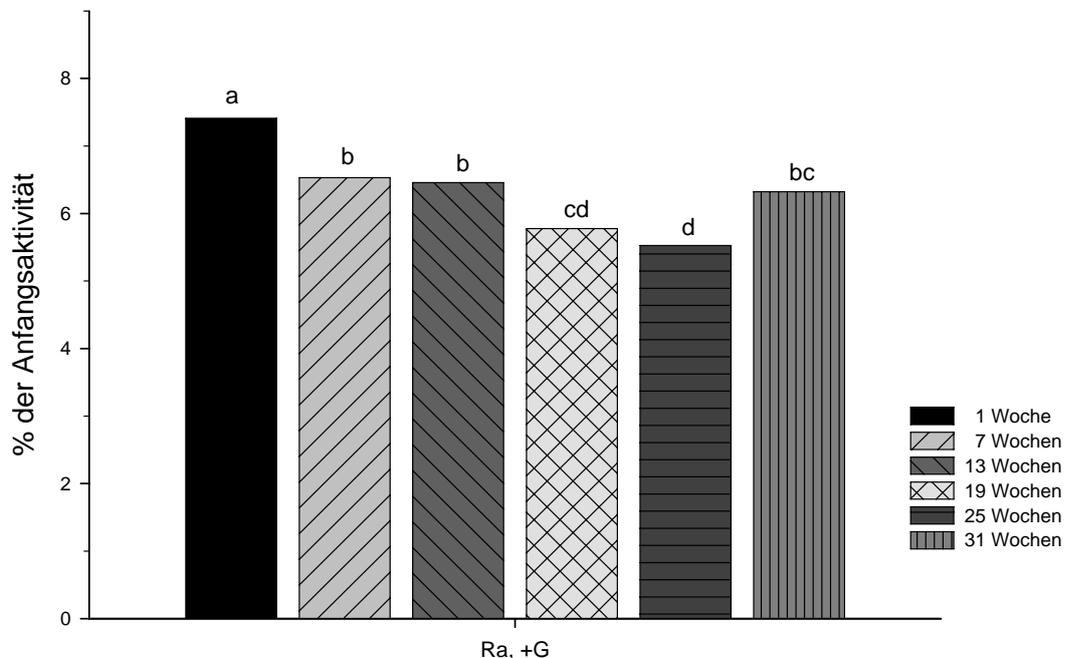


Abb. 4.12:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit Glucose (+G) und  $^{35}\text{S}$ -Raps (Ra) versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

Je nach Länge der Inkubationszeit können deutliche Unterschiede zwischen dem **HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$**  und dem  $\text{H}_2\text{O}$ - sowie dem  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  festgestellt werden. Exemplarisch zeigt Abb. 4.13 den zeitlichen Verlauf der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion des mineralisch gedüngten Bodens mit Sulfat- und Glucosezugabe. Es wird deutlich, dass - mit Ausnahme der einwöchigen Inkubationszeit - mit zunehmender Inkubationszeit auch der Anteil des Carbonat okkludierten  $^{35}\text{S}$  an der Anfangsaktivität steigt und zwar um über 440 %. Das gilt in gleichem Maße für den entsprechend behandelten Boden ohne Glucosezugabe (Zunahme: ca. 250 %) sowie tendenziell auch den Boden mit Zufuhr von Raps.

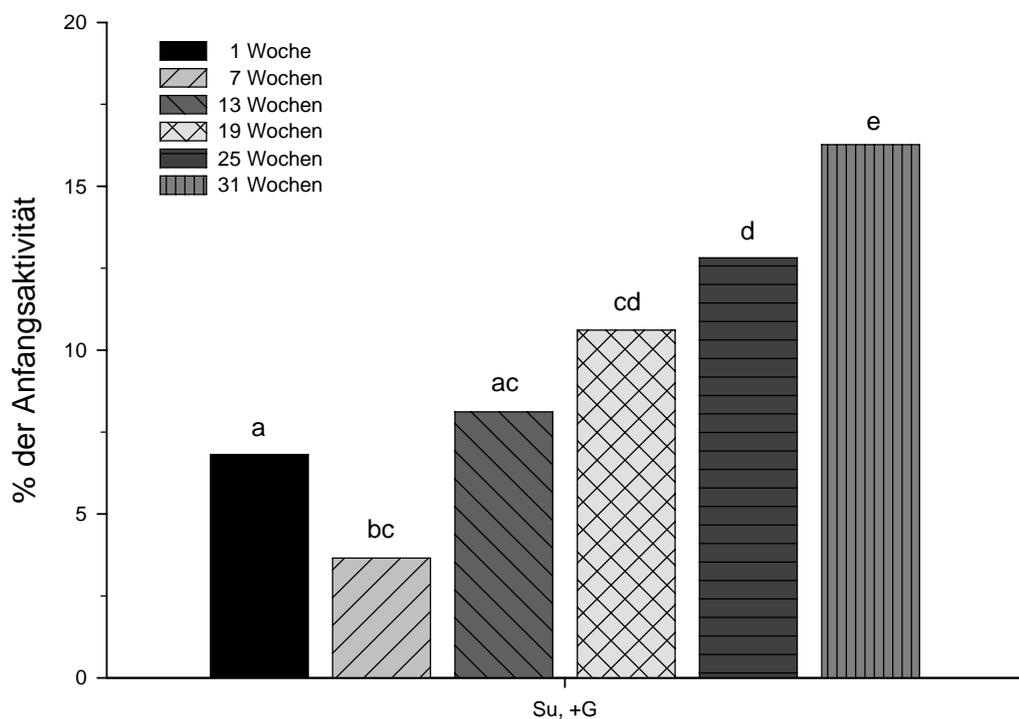


Abb. 4.13: HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch gedüngten und mit Glucose (+G) und  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  (Su) versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

Sowohl der mit Kompost gedüngte Boden als auch der mineralisch gedüngte Boden mit  $^{35}\text{S}$ -Zugabe in Weidelgrasform zeigen diese Tendenzen nicht (Signifikanzen s. Tab. A1.24 und A1.25). Verglichen mit den mittellangen Inkubationszeiten führen in beiden Fällen sowohl kürzere, als auch die längsten Inkubationszeiten zu höheren Anteilen des HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  an der Anfangsaktivität.

Einheitlich für nahezu alle Versuchsvarianten gilt, dass die mittleren Inkubationszeiten zu den geringsten Anteilen der Gesamtheit der **anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen** ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbarer  $^{35}\text{S}$ ) an der Anfangsaktivität

führen. Abb. 4.14 verdeutlicht dies exemplarisch für die anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Anteile des Kompost gedüngten und mit Glucose und  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen). Die übrigen Werte können dem Anhang (Tab. A1.1) entnommen werden (Signifikanzen s. Tab. A1.29 und A1.30).

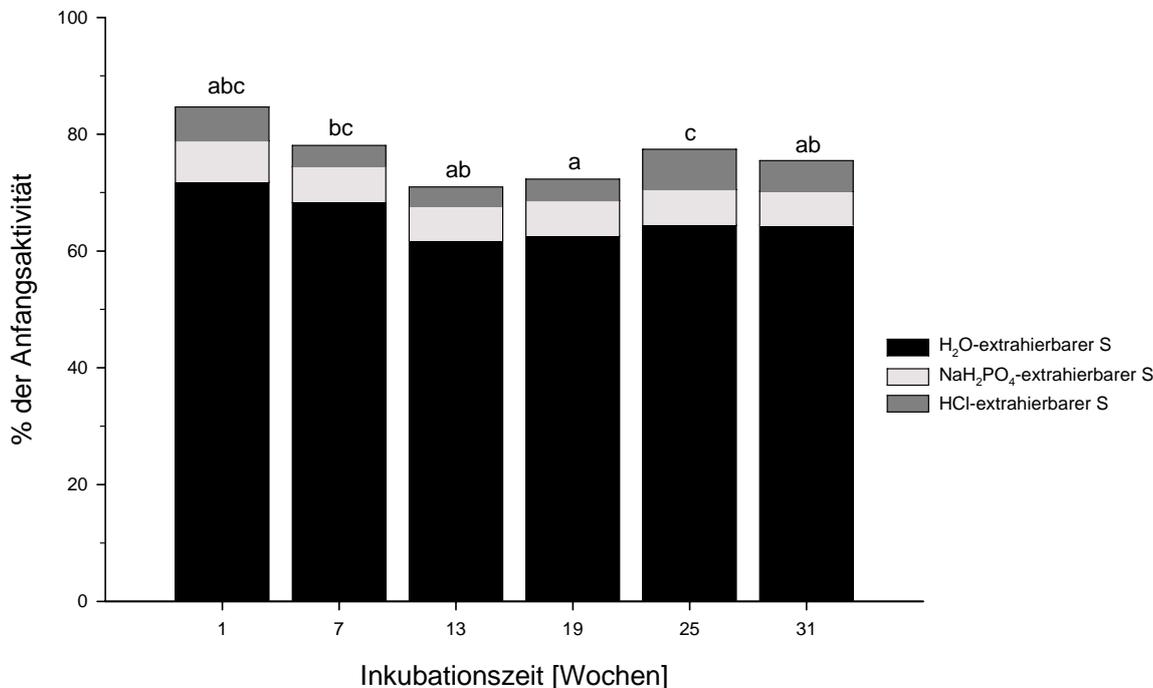


Abb. 4.14: Anorganische ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbare)  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des Kompost gedüngten und mit Glucose und  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede der gesamten anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Anteile zwischen den Inkubationszeiten

Auch innerhalb der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen finden Umverteilungen statt. Gerade der Anteil der  $\text{HCl}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion (vgl. Kapitel 3.1.1.2) steigt relativ deutlich.

#### 4.1.1.2 Organische $^{35}\text{S}$ -Fraktionen

Die organischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen, welche in diesem Versuch bestimmt wurden, gliedern sich in Estersulfate und C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  auf. Die Estersulfate ergeben sich dabei, wie in Kapitel 3.1.1.3.2 beschrieben, rechnerisch aus der Differenz des durch  $\text{HI}$ -Reduktion und sequentielle Extraktion ermittelten Schwefels. Bei dem hier vorliegenden Versuch können diese  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen nicht eindeutig bestimmt werden, da der  $\text{HI}$ -reduzierbare  $^{35}\text{S}$  und der durch sequentielle Extraktion bestimmte  $^{35}\text{S}$  in

der gleichen Größenordnung liegen. Mit zunehmender Inkubationszeit steigt der Anteil der Estersulfate zwar etwas, dies lässt sich aber nicht statistisch absichern.

Da die Aufteilung in Estersulfate und C-gebundenen <sup>35</sup>S nicht möglich ist, wird hier nur kurz auf den gesamten organisch gebundenen <sup>35</sup>S eingegangen. Zur Veranschaulichung der Größenordnung wird lediglich Tab. 4.2 gezeigt. Sie stellt den prozentualen Anteil des organischen <sup>35</sup>S an der Gesamtaktivität für alle Versuchsvarianten und Inkubationszeiträume dar.

Tab.4.2: Organisch gebundene <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 2-7, 8-13, 14-19, 20-25, 26-31 Wochen), dem verwendeten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	Versuchsbeginn	Inkubationszeit [Wochen]					
		1	7	13	19	25	31
% Anteil der Anfangsaktivität							
M, Su, +G	0	16,3	17,8	18,0	20,8	22,2	22,1
M, Su, -G	0	11,9	5,7	8,4	8,8	10,2	7,3
M, Ra, +G	22,2	29,7	24,0	31,3	31,8	29,7	27,7
M, Ra, -G	22,2	6,8	21,5	14,9	18,3	17,0	9,4
M, WG, +G	30,4	60,3	61,3	63,9	61,7	61,9	57,4
M, WG, -G	30,4	39,6	45,4	49,8	49,5	46,9	44,9
K, Su, +G	0	21,9	21,9	25,3	27,9	19,2	26,7
K, Su, -G	0	0,7	4,9	7,1	10,5	6,4	9,1

Die Berechnung des organisch gebundenen <sup>35</sup>S wird als Differenz des Gesamt-<sup>35</sup>S und des durch die sequentielle Extraktion bestimmten anorganischen <sup>35</sup>S durchgeführt.

#### 4.1.1.3 Arylsulfataseaktivität

Zur Charakterisierung der Hydrolyse der Estersulfate wurde in den Bodenproben auch die Arylsulfataseaktivität (ASA) bestimmt. Hierbei kommt im Gegensatz zu den anderen Untersuchungen dieses Versuchs der gesamte Schwefel (kalt und heiß) in Betracht, wobei der kalte Schwefel mengenmäßig bei Weitem überwiegt. Durch eine ausgleichende Zugabe von „kaltem“ Sulfat wurde die insgesamt zugeführte S-Menge

zu Versuchsbeginn in allen Versuchsvarianten auf ein einheitliches Niveau gebracht (vgl. Kapitel 3.2.1.1).

In Abb. 4.15 ist dargestellt, wie sich die unterschiedlichen Versuchsvarianten in Abhängigkeit von der Zeit auf die Höhe der ASA auswirken. Auffällig ist, dass sämtliche Varianten mit einer  $^{35}\text{S}$ -Zugabe in Form von gemahlenem Weidelgras eine im Vergleich zu den anderen Varianten recht hohe ASA aufweisen. Außerdem ist die ASA im mit Kompost gedüngten Boden höher als im mineralisch gedüngten Boden. Die Zugabe von Glucose führt scheinbar ebenfalls zu einer Erhöhung der ASA.

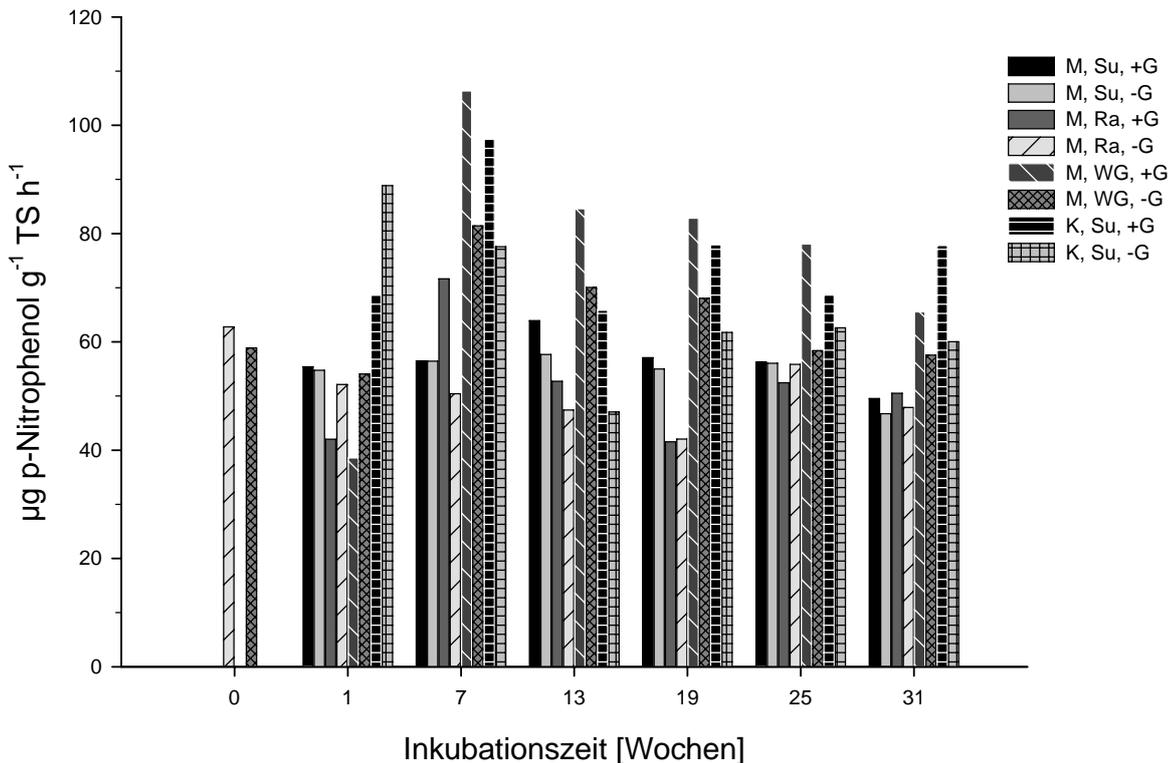


Abb. 4.15: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{TS h}^{-1}$ ) in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (0, 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), dem verwendeten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Wie auch in Kapitel 4.1.1.1 können auf Grund von signifikanten Zwischeneffekten keine Aussagen über signifikante Unterschiede getroffen werden, weshalb im Folgenden separat auf die verschiedenen Einflussfaktoren eingegangen wird.

### Variation der Glucosezugabe

In diesem Unterkapitel wird der Einfluss einer Glucosezugabe auf die ASA dargestellt.

Wie Tab. 4.3 verdeutlicht, führt die Zugabe von Glucose beim mit Kompost gedüngten Boden mit Ausnahme der einwöchigen Inkubationsdauer immer zu einer tendenziellen Erhöhung der ASA. Diese ist nach einer 25-wöchigen Inkubationszeit mit etwa 10 % am geringsten, erreicht ansonsten aber prozentuale Zunahmen von 26 - 40 % und ist in diesen Fällen auch statistisch absicherbar (Tab. A1.33). Auch die übrigen Versuchsvarianten weisen - wenn auch in unterschiedlich starker Ausprägung - vorwiegend tendenzielle Erhöhungen der ASA nach Glucosezugabe auf.

Tab. 4.3: Prozentuale Veränderungen der Arylsulfataseaktivität (ASA) im mit Kompost gedüngten und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S versetztem Boden in Abhängigkeit von einer Glucosegabe zu unterschiedlichen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) sowie Ausprägungen der Signifikanzstufen zwischen den verschiedenen Varianten mit Glucosezugabe

Inkubationszeit [Wochen]	Veränderung der ASA bei Glucoseaddition [100 % = keine Glucoseaddition]	Signifikanz
1	77,3	0,05
7	126	0,01
13	140	0,001
19	126	0,01
25	110	n.s.
31	130	0,001

n.s. = nicht signifikant

### Variation der Bodenbehandlung

In diesem Unterkapitel wird der Einfluss der langjährig unterschiedlichen Düngung auf die ASA dargestellt.

Wie in der Einleitung zu diesem Kapitel vermutet, führt die jahrelange Düngung mit Kompost im Vergleich zur mineralischen Düngung zu einer deutlichen Steigerung der ASA. Nach Glucosezugabe (Abb. 4.16) gilt das tendenziell für alle sechs Inkubationszeiträume, wobei nur die höheren Arylsulfataseaktivitäten nach 7, 19 und 31 Wochen mit Steigerungen von 73, 36 bzw. 57 % im Vergleich zu den mineralisch gedüngten Parallelen signifikant sind. Ohne Glucosezugabe liegt dieselbe Tendenz vor (Abb. 4.15, Tab. A1.32). Hier bewirkt die Kompostdüngung - mit Ausnahme der 13-wöchigen Inkubationszeit - ebenfalls deutliche Steigerungen der ASA um bis zu 62 %.

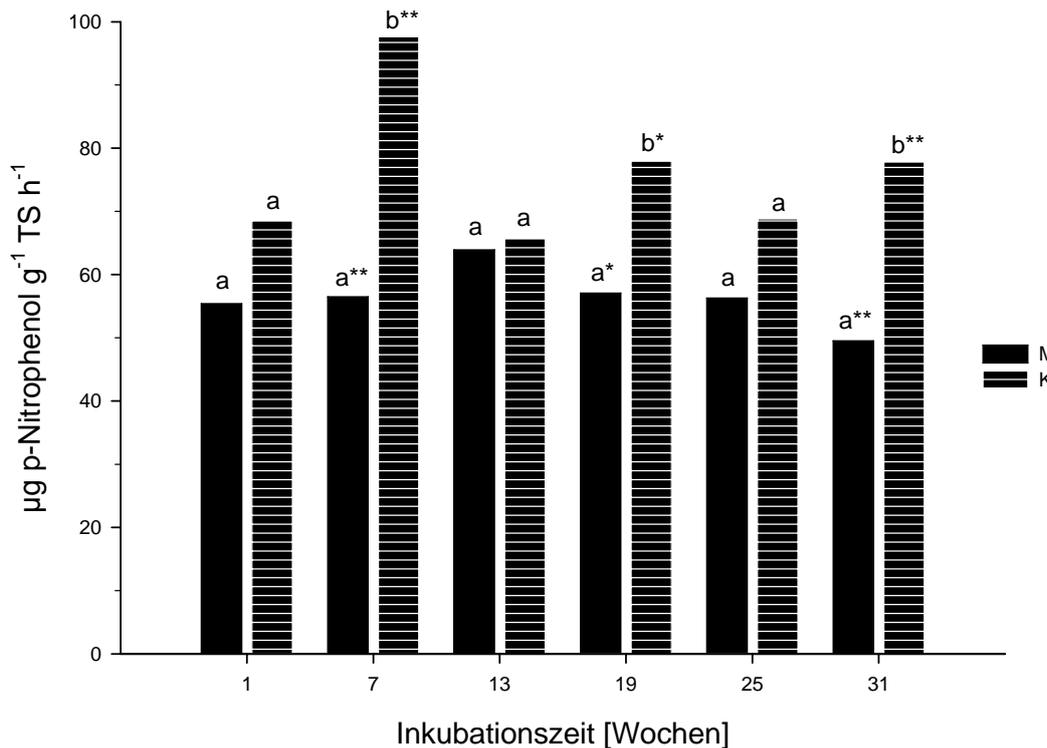


Abb. 4.16: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ TS h}^{-1}$ ) des Kompost (K) und mineralisch gedüngten (M) und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  sowie Glucose versetzten Bodens nach verschiedenen langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Böden (\* = 0,01; \*\* = 0,001)

### Variation der $^{35}\text{S}$ -Zugabeform

In diesem Unterkapitel wird der Einfluss der verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen auf die ASA dargestellt.

Die unterschiedlichen Zugabeformen des radioaktiven Schwefels resultieren in verschieden hohen Arylsulfataseaktivitäten. Im Vergleich der Zugaben der gemahlten Pflanzenproben, Raps und Weidelgras, fällt auf, dass die Zufuhr von Weidelgras zu einer höheren ASA führt. Dies gilt sowohl für den mineralisch gedüngten Boden mit (Abb. 4.16), als auch ohne Glucosezugabe. Die deutlichsten Unterschiede werden in beiden Fällen für die Inkubationsdauer von 7, 13 und 19 Wochen erzielt. Die übrigen Inkubationszeiträume resultieren in zwar etwas geringeren, dennoch teilweise signifikanten Unterschieden (Tab. A1.36). Vergleicht man die Zugabe der gemahlten Rapsproben mit der des Sulfates, so kommt es zu geringeren Unterschieden in der ASA. Tendenziell liegt die ASA nach Sulfatzugabe aber etwas höher als die nach Rapszugabe. Verglichen mit der ASA nach Weidelgraszugabe liegt die nach Sulfatzugabe meist niedriger (Abb. 4.17). Für die meisten untersuchten Inkubationszeiträume gilt daher, dass die ASA in folgender

Reihung abnimmt:  $WG > S \geq Ra$ . Die Unterschiede zwischen den Arylsulfataseaktivitäten treten nach Glucosezugabe deutlicher hervor.

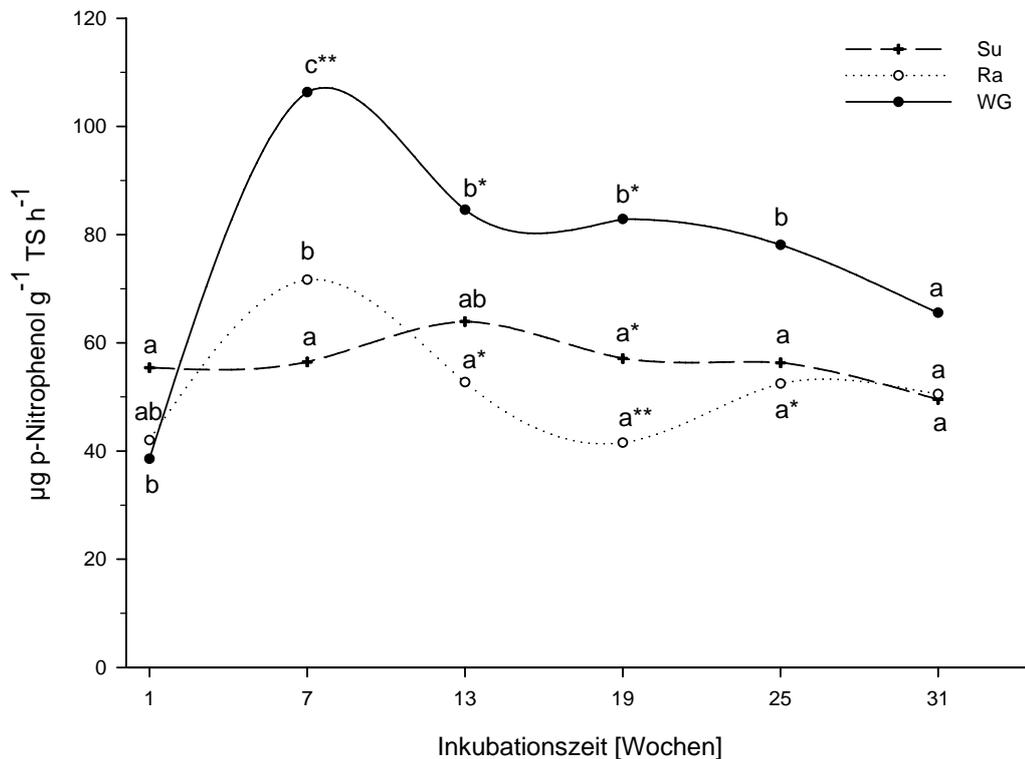


Abb. 4.17: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ TS h}^{-1}$ ) nach  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  (Su)-,  $^{35}\text{S}$ -Raps (Ra)- und  $^{35}\text{S}$ -Weidelgraszugabe (WG) zum mineralisch gedüngten sowie mit Glucose versetzten Boden nach verschiedenen langen Inkubationszeiten (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den  $^{35}\text{S}$ -Zugabevarianten (\* = mindestens 0,01; \*\* = mindestens 0,001)

### Variation der Inkubationszeit

Im vorliegenden Unterkapitel wird der Einfluss der Länge der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25 und 31 Wochen) auf die ASA besprochen. Derartige Untersuchungen wurden in der Literatur bisher noch nicht beschrieben.

Bei den unterschiedlichen Versuchsvarianten weisen die verschiedenen Inkubationszeiträume durchaus unterschiedliche Einflüsse auf die Höhe der ASA auf. Einige Tendenzen ziehen sich aber durch fast alle Versuchsvarianten. Als Beispiel kann die Darstellung der ASA des mineralisch gedüngten und mit Glucose und  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) dienen (Abb. 4.18).

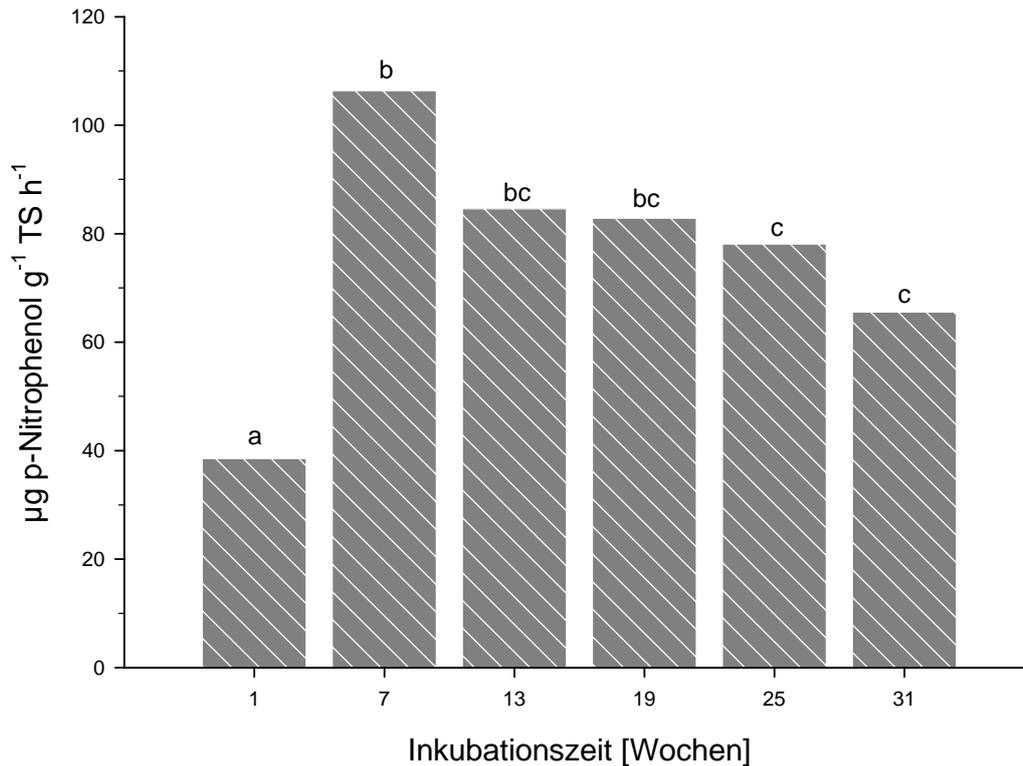


Abb. 4.18: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{TS h}^{-1}$ ) des mineralisch gedüngten und mit Glucose und  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras versetzten Bodens nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

Die kürzeste Inkubationszeit von einer Woche resultiert meist in niedrigeren Arylsulfataseaktivitäten als die längeren Inkubationszeiträume. Die Inkubationsdauer von sieben Wochen führt bei den meisten Versuchsvarianten des mineralisch gedüngten Bodens zur höchsten ASA. Teilweise sind bei Inkubationszeiträumen von 13 und mehr Wochen nur noch geringere Unterschiede in der ASA feststellbar; die ASA scheint sich vor allem im Boden mit Zugabe von Pflanzenproben in etwa auf einem Niveau einzupendeln. Auffallend ist, dass die Abnahmen - unabhängig von einer Glucosezugabe - meist geringer werden (Abb. 4.19).

Nach Rapszugabe steigt die ASA nur bei gleichzeitiger Glucosegabe an (Abb. 4.15; Tab. A1.35); der Effekt ist jedoch weniger stark ausgeprägt als beim Weidelgras. Unabhängig von der Raps- bzw. Graszufuhr führt der Zusatz von Glucose in den meisten Fällen zur Steigerung der Aktivität. Dabei kommt der Einfluss der Glucosegabe vor allem ab dem zweiten Termin zur Geltung (Abb. 4.19).

Der mit Kompost gedüngte Boden weist - wie auch in Kapitel 4.1.1.1 festgestellt - etwas andere Ergebnisse auf als der mineralisch gedüngte Boden.

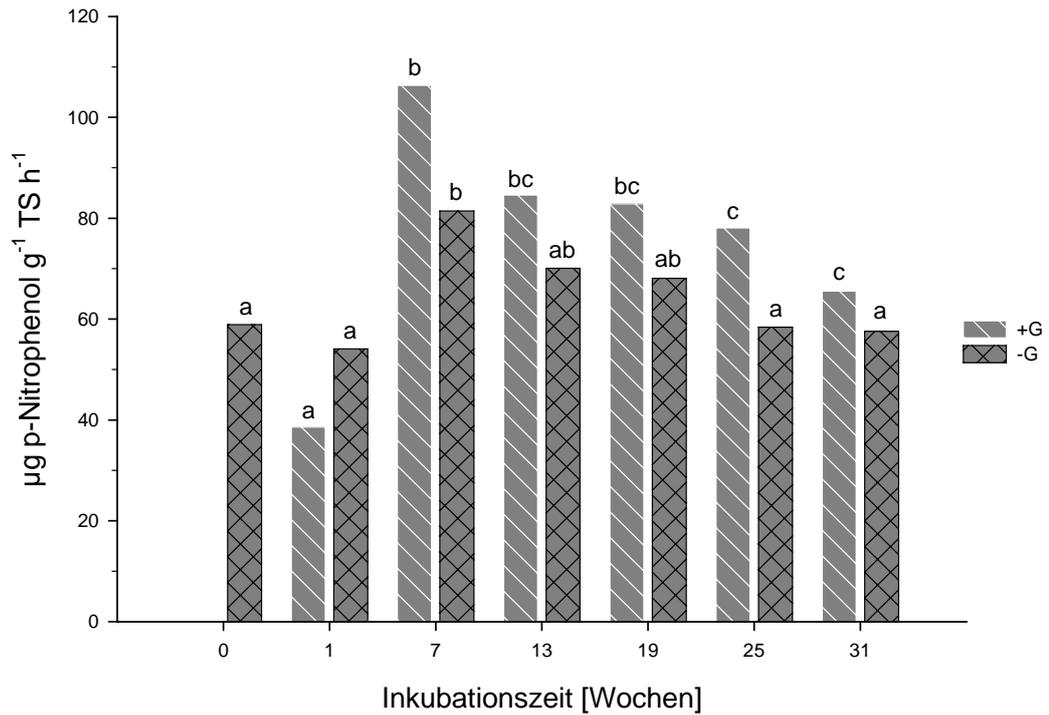


Abb. 4.19: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ TS h}^{-1}$ ) des mineralisch gedüngten und mit  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras versetzten Bodens mit und ohne Glucosezugabe (+/-G) nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

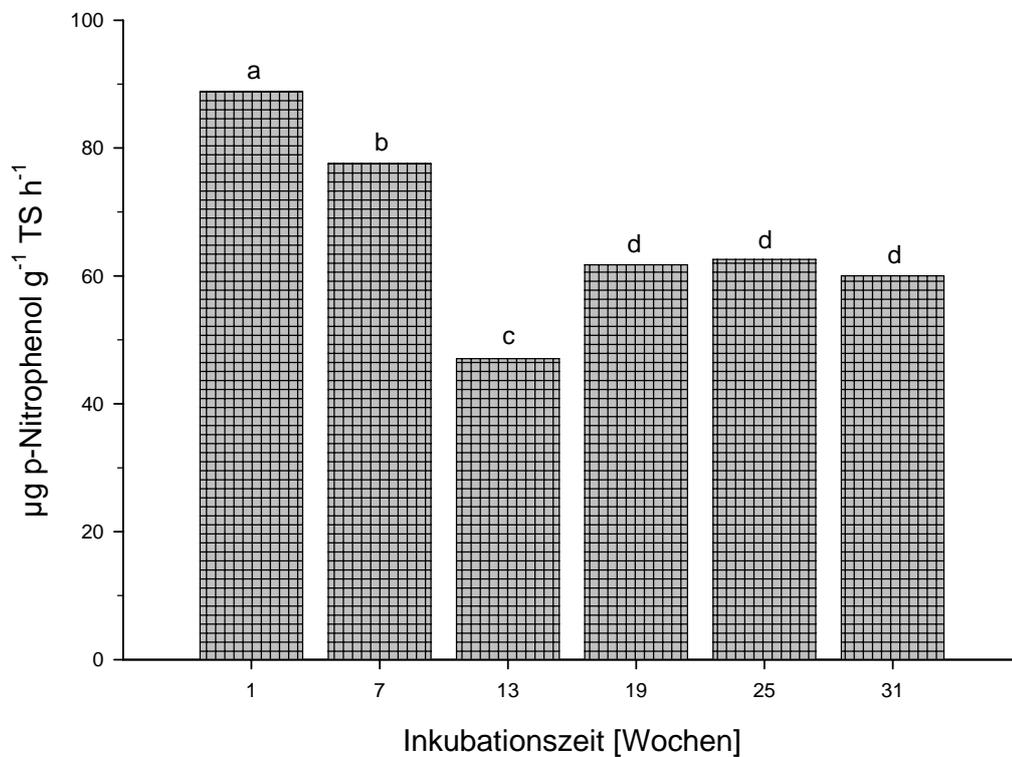


Abb. 4.20: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ TS h}^{-1}$ ) des Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  versetzten Bodens ohne Glucosezugabe nach unterschiedlich langer Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inkubationszeiten

Während die ASA des Kompost gedüngten Bodens mit Glucosezugabe im Verlauf der unterschiedlich langen Inkubationszeiträume starken Schwankungen unterlegen ist, weisen die Arylsulfataseaktivitäten des Kompost gedüngten Bodens ohne Glucosezugabe eine deutliche Tendenz auf. In Abb. 4.20 wird ersichtlich, dass bei Letzterem die ASA von der ein- über die sieben- bis hin zur 13-wöchigen Inkubationszeit deutlich (mindestens signifikant) sinkt, auf 87 % bzw. 53 % (verglichen mit der ASA nach einwöchiger Inkubation). Danach erfolgt ein Wiederanstieg, wobei etwa 70 % der Anfangsaktivität erreicht werden. Dieses Niveau wird bis zum Versuchsende gehalten, was durch die statistische Auswertung noch verdeutlicht wird (Tab. A1.34).

#### 4.1.1.4 Biomasse-<sup>35</sup>S

Zusätzlich zu den anorganischen und organischen <sup>35</sup>S-Fractionen sowie der ASA sollte in diesem Versuch auch der Biomasse-<sup>35</sup>S bestimmt werden. Bei der Bestimmung dieser Fraktion traten einige Probleme auf. Obwohl die Biomasse auf die gleiche Art bestimmt wurde wie in einigen Versuchen mit „kaltem“ Schwefel (vgl. Kapitel 3.1.1.5), konnten in diesem Versuch keine eindeutigen Ergebnisse gewonnen werden.

#### 4.1.1.5 Darstellung der <sup>35</sup>S-Flüsse

In diesem Kapitel werden die <sup>35</sup>S-Flüsse in einer einheitlichen Zeitangabe (eine Woche) dargestellt. Hierbei handelt es sich um einen Durchschnittswert, welcher jeweils für die Perioden zwischen zwei Probenahmeterminen gilt. Er trägt dazu bei, die Veränderung der <sup>35</sup>S-Flüsse schneller zu erfassen und sie - aufgrund der einheitlichen Zeitangabe - direkt vergleichen zu können. Da in den Unterkapiteln die Unterschiede zwischen den verschiedenen Versuchsvarianten sowie die <sup>35</sup>S-Verlagerungen bereits ausführlicher besprochen wurden, wird hier - um Wiederholungen zu vermeiden - nur kurz auf einige wesentliche Punkte eingegangen. Die übrigen Werte können dem Anhang entnommen werden (Tab. A1.4 - A1.11).

In der **H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion** kommt es innerhalb der ersten Inkubationswoche zu den größten Netto-<sup>35</sup>S-Flüssen; diese erreichen bis zu 76 % der Gesamtaktivität. Zwischen den nachfolgenden Probenahmeterminen sind bei weitem geringere Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse feststellbar, sie erreichen höchstens 3,7 % des

vorherigen Wertes bzw. 2,3 % der Gesamtaktivität. Tendenziell sind eher negative <sup>35</sup>S-Flüsse, d. h. Abnahmen des Gehaltes an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S, zu beobachten. Zur Verdeutlichung werden in Tab. 4.4 die <sup>35</sup>S-Flüsse der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion gezeigt, dargestellt als wöchentliche Mittelwerte der prozentualen Veränderungen der Gesamtaktivität zwischen den Probenahmeterminen.

Tab. 4.4: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	-29,9	0,45	-0,80	-0,84	-0,59	-0,60
M, Su, -G	-24,9	1,21	-0,57	-0,34	-0,62	-0,14
M, Ra, +G	-16,0	1,90	-1,94	-0,52	0,17	0,12
M, Ra, -G	11,8	-2,33	0,13	-0,26	0,03	0,51
M, WG, +G	-37,3	-0,16	0,20	0,33	0,00	0,33
M, WG, -G	-19,9	-0,31	-0,17	-0,01	-0,32	0,12
K, Su, +G	-34,9	0,54	-0,48	-0,47	0,78	-0,96
K, Su, -G	-12,0	-0,92	-0,43	-0,02	0,17	-0,51

MW = Mittelwert

Die Fraktion des **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S** weist ebenfalls die umfangreichsten Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse nach einer Inkubationszeit von einer Woche auf. Sie liegen für die Böden mit Sulfatzugabe bei ca. 7 - 8 % der Gesamtaktivität, die Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse des Bodens mit Raps- bzw. Weidelgraszugabe sind deutlich niedriger. In den nachfolgenden Inkubationswochen können nochmals wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse von bis zu 2,9 % (bezogen auf den jeweiligen vorherigen Wert) bzw. 0,3 % (bezogen auf die gesamte Aktivität) beobachtet werden. Es wird deutlich, dass zwar mengenmäßig - bezogen auf die gesamte Aktivität - nur recht geringe Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse stattfinden, diese aber in allen Versuchsvarianten als Resultat der gesamten Inkubationszeit zu einer Abnahme des <sup>35</sup>S-Gehaltes dieser Fraktion führen. So überwiegen zwar die negativen <sup>35</sup>S-Flüsse, es sind aber auch immer wieder mengenmäßig geringe positive <sup>35</sup>S-Flüsse zu verzeichnen. Auffallend ist dies vor

allem zwischen der 25. und 31. Inkubationswoche. In dieser Zeit finden mit einer Ausnahme in allen Versuchsvarianten positive Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse der Fraktion des adsorbierten <sup>35</sup>S statt.

Auch die Fraktion des **HCl-extrahierbaren <sup>35</sup>S** zeigt die umfangreichsten <sup>35</sup>S-Flüsse (bis zu 9,3 % der Gesamtaktivität) bereits in der ersten Inkubationswoche. In den nächsten sechs Wochen werden in den meisten Varianten negative Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse beobachtet. Diese liegen aber deutlich unter einem Prozent der Gesamtaktivität. Ab der achten Inkubationswoche überwiegen in dieser <sup>35</sup>S-Fraktion mit wenigen Ausnahmen positive Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse, welche aber - jeweils auf eine Woche bezogen - ebenfalls deutlich unter 1 % der Gesamtaktivität bleiben. Mit Ausnahme des mineralisch gedüngten Bodens mit Zugabe von Weidelgras und des Kompost gedüngten Bodens mit Sulfatzugabe resultieren alle Behandlungen in recht deutlichen Anstiegen dieser <sup>35</sup>S-Fraktion über die Zeit, d. h. in positiven <sup>35</sup>S-Flüssen.

Da aus oben erwähnten Gründen (vgl. Kapitel 4.1.1.2) die genaue Berechnung von Estersulfaten und C-gebundenem <sup>35</sup>S in diesem Versuch nicht möglich war, wird hier nur kurz auf den **organischen <sup>35</sup>S** als Ganzes eingegangen. Wie oben erläutert kann vermutet werden, dass er zu einem großen Teil aus C-gebundenem <sup>35</sup>S besteht. Der organisch gebundene <sup>35</sup>S weist, wie auch die anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbare) <sup>35</sup>S-Fraktionen, die bei weitem größten <sup>35</sup>S-Flüsse in der ersten Inkubationswoche auf. Die Unterschiede sind hier allerdings stärker ausgeprägt. Während z. B. der mineralisch gedüngte Boden mit Weidelgras- und Glucosezugabe einen <sup>35</sup>S-Fluss von ca. 30 % der Gesamtaktivität aufweist, resultiert der entsprechende Boden mit Rapszugabe ohne Glucosezufuhr in negativen <sup>35</sup>S-Flüssen von gut 15 % der Gesamtaktivität (Tab. 4.5). Die nächsten untersuchten Inkubationszeiträume bis hin zu 13 Wochen weisen in nahezu allen Versuchsvarianten positive wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse auf. Mit Ausnahme des Bodens mit Zugabe von Weidelgras ist dies auch bis zu einem Zeitraum von 19 Wochen der Fall. Der mineralisch gedüngte Boden mit Zugabe von Raps weist ab der 20. Inkubationswoche, der entsprechend gedüngte Boden mit Sulfatzugabe ab der 26. Woche negative wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse auf. Dagegen zeigen die Versuchsvarianten des Kompost gedüngten Bodens nach einer Inkubationszeit von 20 - 25 Wochen negative, ab der 26. Woche aber wieder leicht positive wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse.

Tab. 4.5: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der organisch gebundenen Fraktionen (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	16,3	0,26	0,02	0,48	0,23	-0,01
M, Su, -G	11,9	-1,03	0,44	0,06	0,25	-0,49
M, Ra, +G	7,5	-0,94	1,21	0,09	-0,35	-0,34
M, Ra, -G	-15,4	2,45	-1,10	0,58	-0,22	-1,27
M, WG, +G	29,9	0,16	0,43	-0,36	0,02	-0,74
M, WG, -G	9,2	0,97	0,73	-0,04	-0,44	-0,33
K, Su, +G	21,9	0,00	0,56	0,44	-1,45	1,25
K, Su, -G	0,7	0,70	0,36	0,57	-0,68	0,45

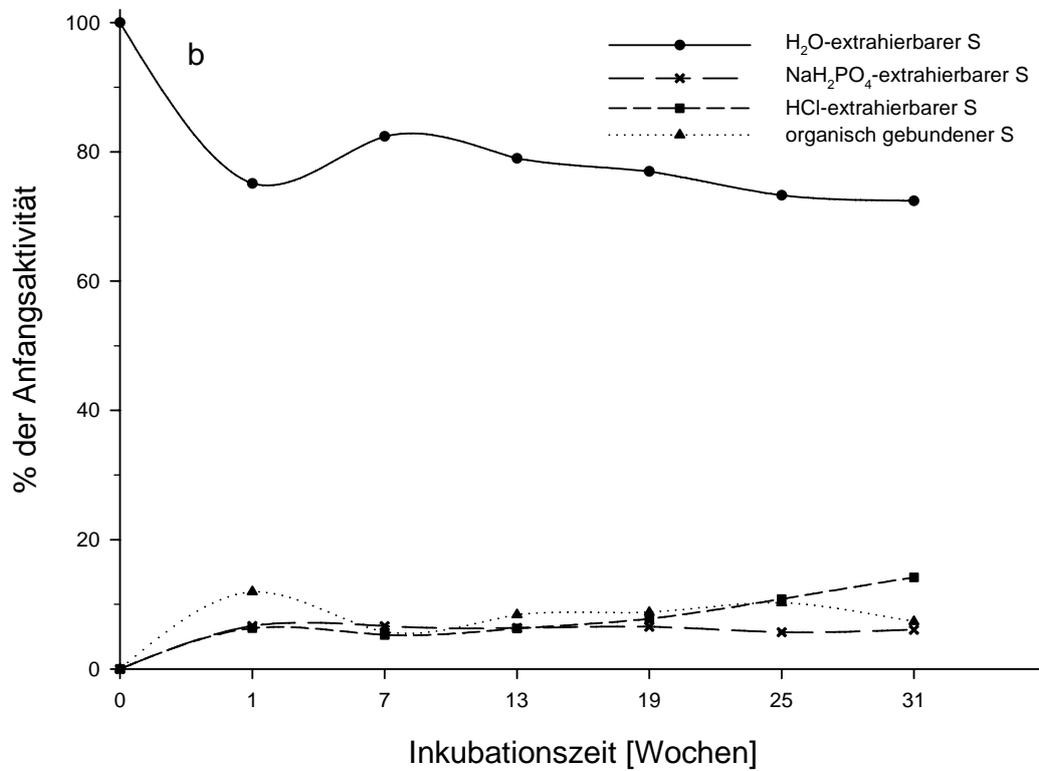
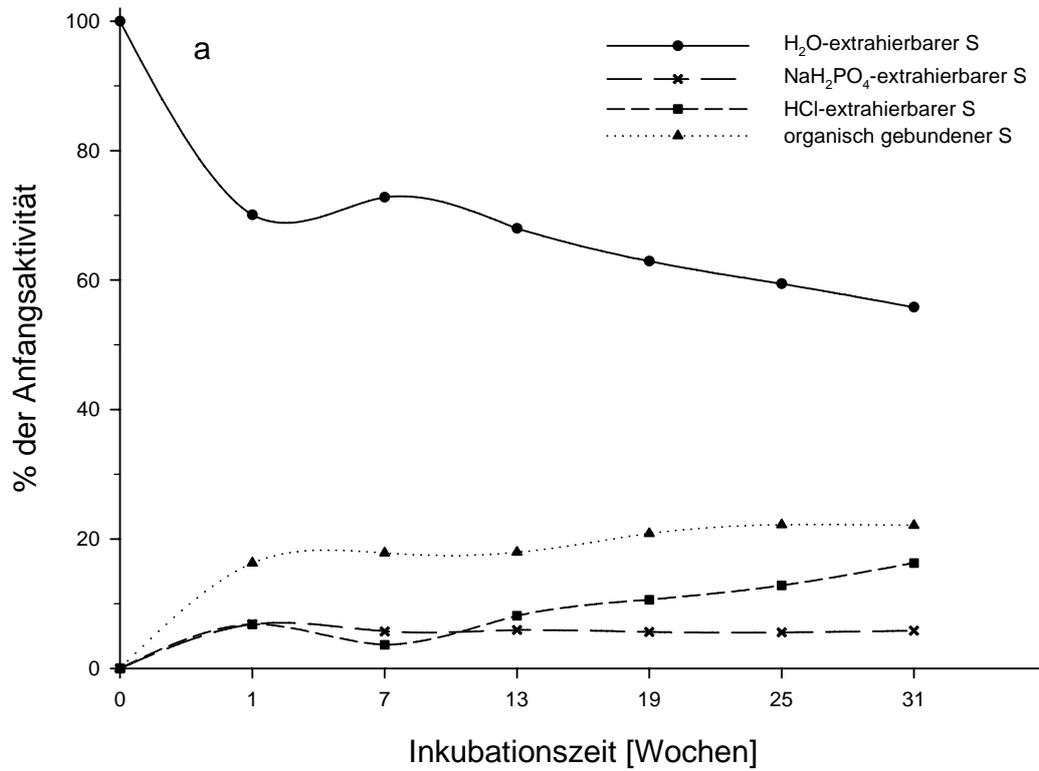
MW = Mittelwert

Um die einzelnen <sup>35</sup>S-Flüsse besser verdeutlichen und zugleich einen bildlichen Zusammenhang zwischen den verschiedenen <sup>35</sup>S-Fractionen herstellen zu können, werden stellvertretend für alle Versuchsvarianten Abb. 4.21a bis Abb. 4.21d gezeigt. Sie zeigen die zeitlichen Verläufe der Anteile der einzelnen <sup>35</sup>S-Fractionen an der Gesamtaktivität am Beispiel des mineralisch gedüngten Bodens mit Sulfat- bzw. Weidelgraszugabe mit und ohne Glucosezugabe.

Bei den hier dargestellten wie auch den übrigen Versuchsvarianten fällt ein tendenziell recht ähnlicher Verlauf der Kurven auf - unabhängig von einer Glucosegabe. Die Glucosezugabe resultiert aber immer in deutlich niedrigeren Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S, was zu einer Erhöhung vor allem der organischen <sup>35</sup>S-Fractionen führt. Dies fällt vor allem bei dem mineralisch gedüngten Boden auf, dem der <sup>35</sup>S nicht in reiner Sulfatform, sondern in Form von gemahlene Pflanzenproben zugeführt wurde.

In dem hier dargestellten mineralisch gedüngten Boden mit Zugabe von Weidelgras (Abb. 4.21c und 4.21d) wird - unabhängig von einer Glucosezugabe - ein deutlich höherer Gehalt an organischem <sup>35</sup>S im Vergleich zum H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S erreicht. Dies ist nach Zugabe von Raps (ohne Abbildung) nicht der Fall. Allerdings

sind die Zuwächse an organischem  $^{35}\text{S}$  im Boden auch nach Zufuhr von Raps deutlich höher als nach Sulfatzugabe.



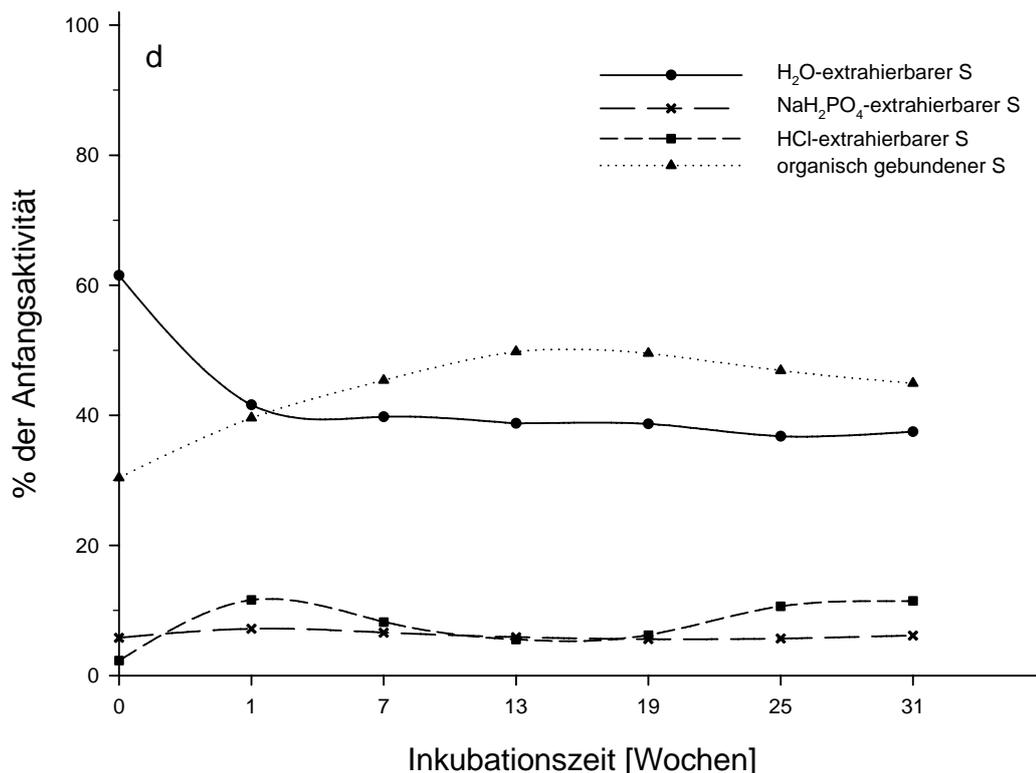
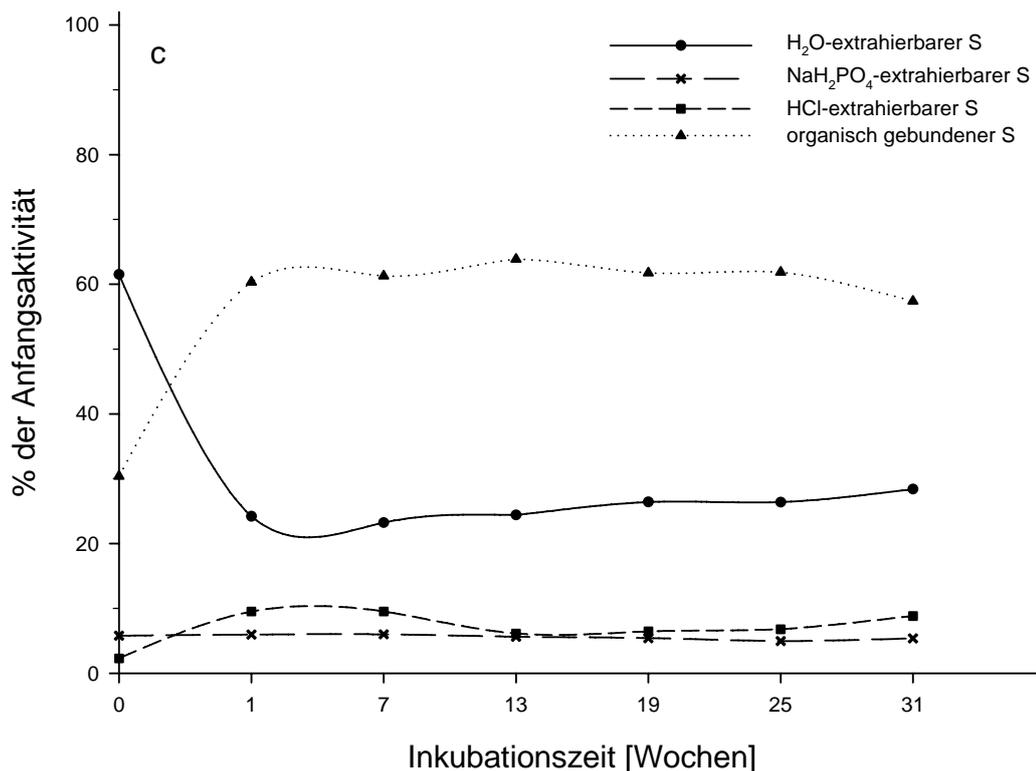


Abb. 4.21a - d: Zeitliche Verläufe der Anteile der einzelnen <sup>35</sup>S-Fractionen an der Gesamtaktivität der anorganisch (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) und organisch gebundenen Fractionen (in % der dotierten Aktivität) in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen) für den mineralisch gedüngten Boden mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>-</sup> sowie Glucosezugabe [a], den mineralisch gedüngten Boden mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>-</sup> aber ohne Glucosezugabe [b], den mineralisch gedüngten Boden mit <sup>35</sup>S-Weidelgras- sowie Glucosezugabe [c] und den mineralisch gedüngten Boden mit <sup>35</sup>S-Weidelgras- aber ohne Glucosezugabe [d]

### 4.1.2. Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer $^{35}\text{S}$ -Fraktionen im Boden

In diesem Versuch wurde Boden mit  $^{35}\text{S}\text{-SO}_4^{2-}$  radioaktiv markiert, zur Unterstützung des schnelleren S-Einbaus in organische Fraktionen mit Glucose und Stickstoff versetzt, nach einer dreimonatigen Inkubationszeit eluiert und in Kleingefäßen bepflanzt. Folgende Einflüsse auf die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerung wurden untersucht:

- unterschiedliche Bewuchsarten
- langjährig unterschiedlich gedüngte Versuchsböden
- verschieden langes Pflanzenwachstum.

Als Versuchspflanzen kamen zum einen die schwefelbedürftige Cruzifere Raps, zum anderen die weniger schwefelbedürftige Graminee Weidelgras zum Einsatz, zusätzlich wurde eine Brachevariante angelegt. Die Versuchsböden stammen aus einem Dauerdüngungsversuch des INRES-Pflanzenernährung (Landwirtschaftliche Fakultät der Universität Bonn). Ein Boden wurde langfristig mit Kompost, der andere ausschließlich mineralisch gedüngt. Durch den Einsatz dieser beiden in der landwirtschaftlichen Praxis weit verbreiteten Düngearten wird der Einfluss verschiedener Bodenbehandlungen auf Flüsse und Verlagerungen zwischen verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen verdeutlicht. Für die Bodenuntersuchungen wurde ausschließlich der mit Hilfe von eingesetzten Bodentaschen (vgl. Kapitel 3.1.1.2) gewonnene Rhizosphärenboden verwendet. Auf diese Weise können Beeinträchtigungen der Ergebnisse durch Rückstände von Feinwurzeln vermieden werden. Die Ernte fand nach zwei, vier und sechs Wochen Pflanzenwachstum statt.

Dieser Versuch zielt darauf ab, Einflüsse von verschiedenen Pflanzenarten auf die S-Nachlieferung aus vorwiegend organisch gebundenen Fraktionen (7malige Eluation gelöster und austauschbar gebundener Sulfate mit 0,032 M  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ ; vgl. Kapitel 3.2.1.2) in unterschiedlich gedüngten Böden und nach verschieden langem Pflanzenwachstum festzustellen.

#### 4.1.2.1 Anorganische $^{35}\text{S}$ -Fraktionen

Unter den „anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen“ werden in diesem Kapitel der  $\text{H}_2\text{O}$ -, der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - und der  $\text{HCl}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$  behandelt.

Auf die Darstellung der Messungen nach den Eluationen, d. h. zum Zeitpunkt der Aussaat wird in der vorliegenden Arbeit verzichtet, da nahezu kein  $^{35}\text{S}$  in der  $\text{H}_2\text{O}$ - und der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren Fraktion vorlag.

In Abb. 4.22 ist dargestellt, wie sich die unterschiedlichen Versuchsvarianten in Abhängigkeit von der Zeit auf die Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  auswirken. Deutliche Unterschiede können v. a. zwischen den einzelnen Bewuchsarten (Raps, Weidelgras, Brache) festgestellt werden. Wie in Kapitel 4.1.1.1 erläutert, ist jedoch auch in diesem Versuch aufgrund von signifikanten Zwischeneffekten keine statistische Aussage über die Haupteffekte möglich. Daher wird im Folgenden separat auf die verschiedenen Parameter eingegangen.

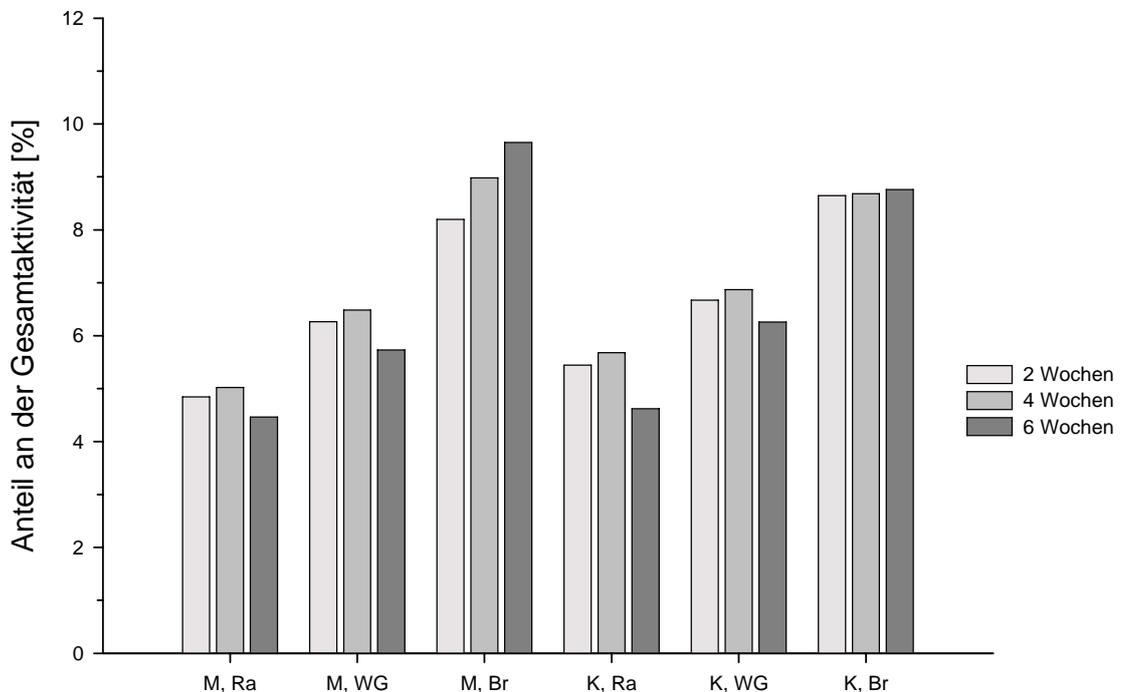


Abb. 4.22:  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der Gesamtaktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (2, 4, 6 Wochen) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

Es werden jeweils für den  $\text{H}_2\text{O}$ -, den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - und den  $\text{HCl}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  zuerst die Einflüsse des Bewuchses, dann diejenigen der jahrelangen unterschiedlichen Düngung und schließlich der Einfluss der Dauer des Pflanzenwachstums auf die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerung besprochen.

Für alle Erntetermine und beide Bodenbehandlungen ergibt sich für die Höhe der Gehalte an  **$\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$**  folgende Reihenfolge: Brache (Br) > Weidelgrasbewuchs (WG) > Rapsbewuchs (Ra) (Signifikanzen s. Tab. A2.2). Dies ist - stellvertretend für alle Versuchsvarianten - in Abb. 4.23 für den mineralisch

gedüngten Boden nach vierwöchigem Pflanzenwachstum dargestellt. Die Ergebnisse zeigen, dass die Rapspflanzen die größten Mengen an  $^{35}\text{S}$ -Sulfat aus der Bodenlösung aufgenommen haben (vgl. auch Kapitel 4.1.2.3). Im Falle des Weidelgrasbewuchses kommt es ebenfalls zu  $^{35}\text{S}$ -Aufnahmen aus der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion. Unter Brache liegt kein Pflanzenentzug vor, weshalb diese Behandlungen einen höheren Anteil an der Gesamtaktivität in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion aufweisen. Auf die  $^{35}\text{S}$ -Entzüge der Pflanzen wird detaillierter in Kapitel 4.1.2.3 eingegangen.

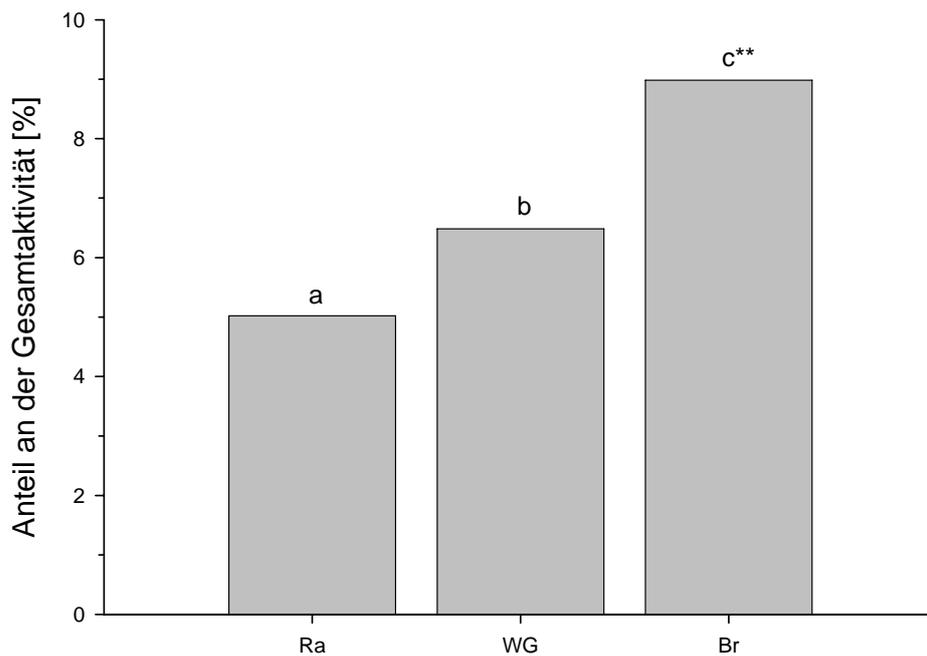


Abb. 4.23:  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der Gesamtaktivität) der verschiedenen Bewuchsarten (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache) für den mineralisch gedüngten Boden nach vierwöchigem Pflanzenwachstum; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Bewuchsarten (\*\* = mindestens 0,001)

Die unterschiedlich gedüngten Böden unterscheiden sich in Bezug auf die Höhe des  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  nur relativ gering (Abb. 4.22). Der mit Kompost gedüngte Boden weist unter Bewuchs tendenziell einen etwas höheren Anteil an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  auf. Unter Brache liegen an den späteren Ernteterminen im Kompost gedüngten Boden niedrigere  $^{35}\text{S}$ -Anteile vor; es sind aber kaum signifikante Unterschiede vorhanden (Tab. A2.1).

Deutlich wird der unterschiedliche Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  der Versuchsvarianten bei den verschiedenen Ernteterminen. Unter beiden Bewüchsen und beiden Böden (Kompost-, Mineraldüngung) steigt der Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  zum zweiten Erntetermin an, um dann zum dritten Erntetermin

hin relativ deutlich abzufallen (Signifikanzen s. Tab. A2.3). Die Unterschiede zwischen den späteren Ernteterminen betragen zwar bezogen auf die Gesamtaktivität nur 0,6 - 0,8 %; auf die gemessene Aktivität der vorliegenden Fraktion bezogen betragen sie aber 11,2 - 11,6 % und können daher als deutlich bezeichnet werden. In Abb. 4.24 werden die Unterschiede zwischen den Ernteterminen am Beispiel des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S des mineralisch gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Bodens dargestellt.

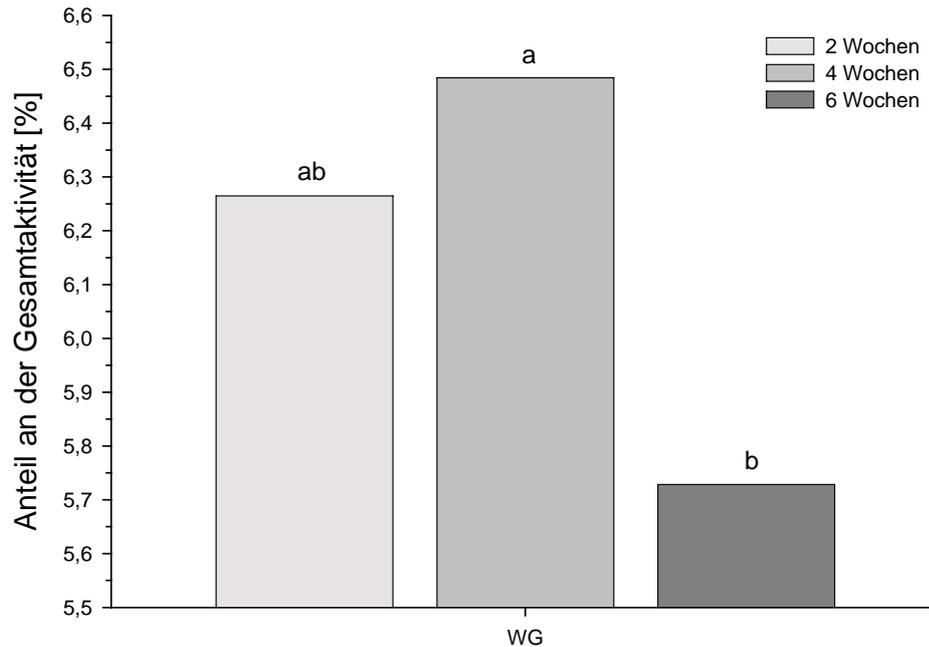


Abb. 4.24: H<sub>2</sub>O-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der Gesamtaktivität) des mineralisch gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Bodens in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (2, 4, 6 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Ernteterminen

Die Böden unter Brache weichen von den eben beschriebenen ab; ihr Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S steigt mit zunehmender Versuchsdauer im mineralisch gedüngten Boden deutlich (um bis zu 18 %; auf die Gesamtaktivität bezogen aber nur etwa 1 - 2 %; Abb. 4.25), im Kompost gedüngten Boden schwach an.

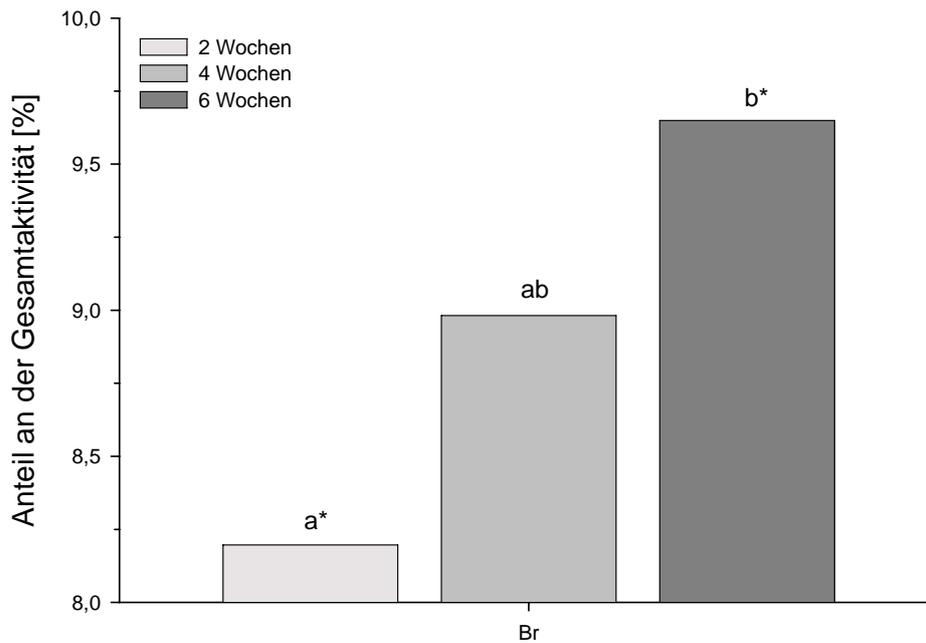


Abb. 4.25: H<sub>2</sub>O-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der Gesamtaktivität) des mineralisch gedüngten Bodens unter Brache in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (2, 4, 6 Wochen) in den übrigen Varianten; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Bewuchsarten (\* = mindestens 0,01)

Die **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare** <sup>35</sup>S-Fraktion verhält sich in diesem Versuch tendenziell ähnlich der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren. Auf eine Darstellung aller Fraktionen im Überblick wird aus oben genannten Gründen verzichtet, die genauen Werte können Tab. 4.10 (S. 110) entnommen werden.

Abb. 4.26 zeigt den Einfluss des Bewuchses auf den Gehalt an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem <sup>35</sup>S am Beispiel des zweiten Erntetermins (vierwöchiges Pflanzenwachstum) für den mit Kompost gedüngten Boden. Wie schon bei dem Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem <sup>35</sup>S folgt auch der Gehalt des NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S folgender Reihung: Ra < WG < Br. Der Unterschied ist allerdings - bei beiden Böden - deutlich geringer als in der mobileren Fraktion, da der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare <sup>35</sup>S nur etwa 1 % der Gesamtaktivität ausmacht. Dennoch sind Unterschiede zwischen den vorliegenden <sup>35</sup>S-Gehalten der Böden unter verschiedenem Bewuchs in einigen Fällen statistisch abgesichert (Tab. A2.2).

Der Einfluss der unterschiedlichen Düngung auf den <sup>35</sup>S-Gehalt ist auch in dieser Fraktion kaum sichtbar, der mit Kompost gedüngte Boden weist in den meisten Versuchsvarianten marginal höhere Anteile an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem <sup>35</sup>S auf.

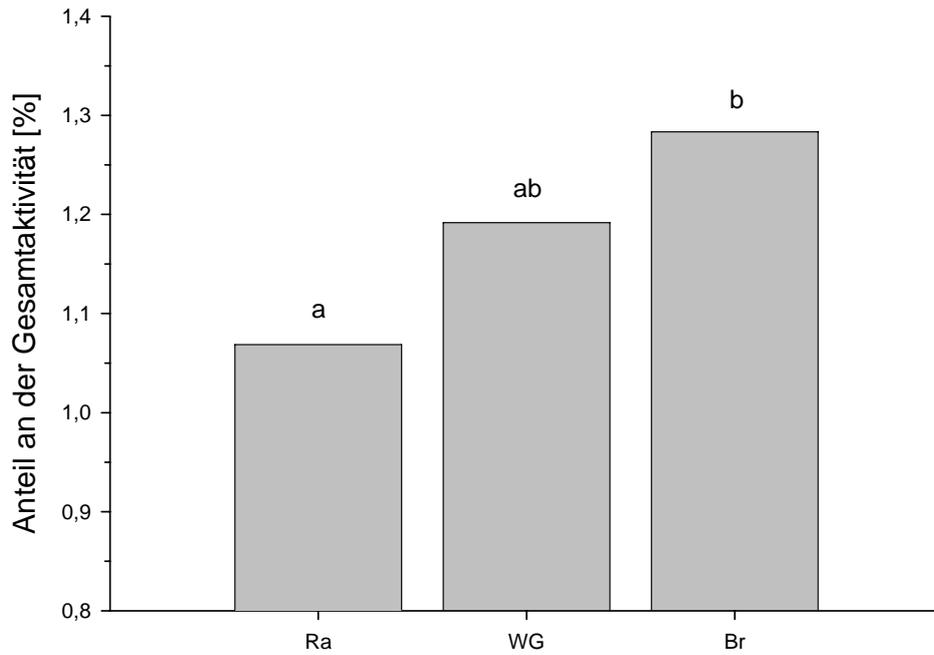


Abb. 4.26:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der Gesamtaktivität) der verschiedenen Bewuchsarten (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache) für den Kompost gedüngten Boden nach 4-wöchigem Pflanzenwachstum; unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Bewuchsarten

Die Höhe der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion weist eine deutliche Zeitabhängigkeit auf. Abb. 4.27 stellt dies für den Kompost gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Boden dar.

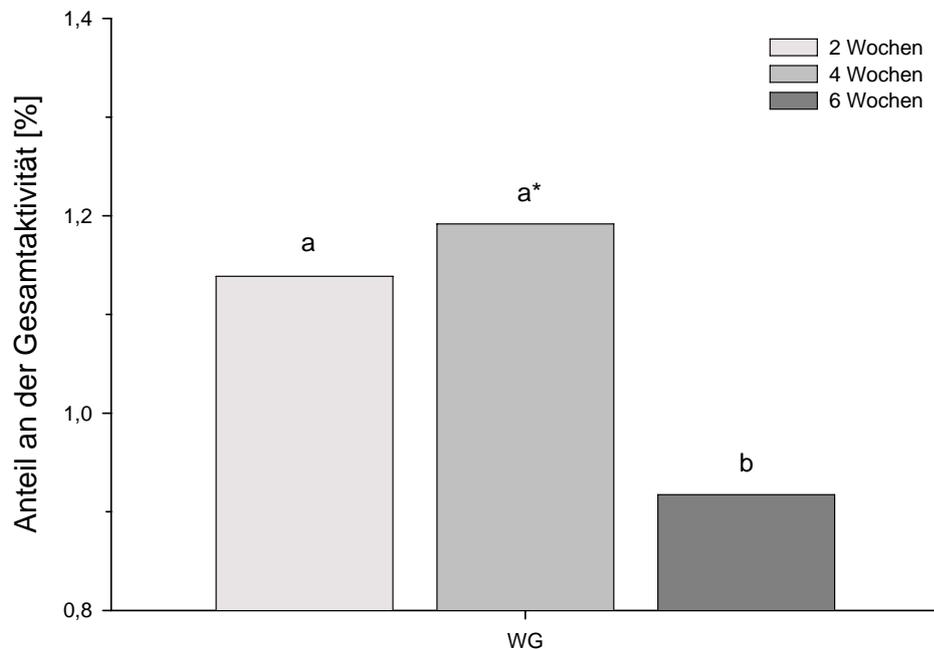


Abb. 4.27:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der Gesamtaktivität) des Kompost gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Bodens in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (2, 4, 6 Wochen); unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Ernteterminen (\* = mindestens 0,01)

Für den Bewuchs mit Raps und Weidelgras gilt, dass sich der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$  entsprechend dem  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  verhält. Es liegt in nahezu allen Versuchsvarianten ein (eher geringer) Anstieg vom ersten zum zweiten Erntetermin vor, welchem ein (wiederum stärkerer) Abfall zum dritten Erntetermin hin folgt. Diese Minderung im Anteil des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  ist auch in einigen Fällen signifikant (Tab. A2.3). Sie beträgt bis zu 0,27 % der Gesamtaktivität, was 29,3 % der in dieser Fraktion gemessenen Aktivität entspricht.

Unter Brache werden in dieser  $^{35}\text{S}$ -Fraktion keinerlei signifikante Unterschiede zwischen den Ernteterminen festgestellt.

Tab. 4.6 zeigt die Höhe des **HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$**  für die einzelnen Versuchsvarianten. Wie schon bei den  $\text{H}_2\text{O}$ - und  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Anteilen folgt auch der HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteil folgender Reihung: Ra < WG < Br. Er liegt im Bereich von 3,5 - 4,8 % der Gesamtaktivität und damit deutlich höher als der adsorbierte aber etwas niedriger als der wasserlösliche  $^{35}\text{S}$ .

Die verschieden gedüngten Böden weisen keine signifikanten Unterschiede auf, tendenziell liegen aber geringere Gehalte an HCl-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  für den mit Kompost gedüngten Boden vor.

Aus Tab. 4.6 wird deutlich, dass - wie schon in den beiden mobileren anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen (löslicher und adsorbierter  $^{35}\text{S}$ ) - auch in der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion unter Bewuchs der zweite Erntetermin zu einer Steigerung des Anteils an der gesamten Aktivität führt, während zum dritten Termin hin wiederum ein Abfall zu verzeichnen ist. In allen Versuchsvarianten resultiert die längste Wachstumsperiode in den deutlich niedrigsten Gehalten. Während die übrigen anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen jeweils ihren höchsten Gehalt unter Brache und den zweithöchsten unter den Weidelgrasbewüchsen aufweisen, ist das bei dieser Fraktion nicht zu allen Erntezeitpunkten und Böden der Fall. Die Rapsbewüchse resultieren aber wiederum in den niedrigsten  $^{35}\text{S}$ -Gehalten (Signifikanzen s. Tab. A2.3).

Abb. 4.28 stellt die Verteilung der einzelnen S-Fraktionen der **sequentiellen Extraktion** stellvertretend für den dritten Erntetermin (nach sechswöchigem Pflanzenwachstum) dar. Die kürzeren Wachstumszeiten führen zu ähnlichen Ergebnissen; darauf wird im Folgenden kurz eingegangen.

Der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteil nimmt mit knapp 50 bis 60 % bei allen Versuchsvarianten und zu allen Ernteterminen die höchsten Werte an. Der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -

extrahierbare <sup>35</sup>S macht nur etwa 8 - 10 % des durch die sequentielle Extraktion erfassbaren anorganischen <sup>35</sup>S aus, während die restlichen ca. 30 bis gut 40 % durch den HCl-extrahierbaren <sup>35</sup>S repräsentiert werden.

Tab. 4.6: HCl-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der Gesamtaktivität) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

	HCl-extrahierbarer <sup>35</sup> S [% der Gesamtaktivität]		
	Ernte 1	Ernte 2	Ernte 3
M, Ra	4,13	4,45	3,47
M, WG	4,63	4,74	3,97
M, Br	4,24	4,76	4,07
K, Ra	4,31	4,36	3,66
K, WG	4,63	4,51	3,81
K, Br	4,78	4,44	4,01

Abb. 4.28 verdeutlicht auch die unterschiedliche Aufteilung der <sup>35</sup>S-Fractionen innerhalb der sequentiellen Extraktion bei unterschiedlichem Bewuchs.

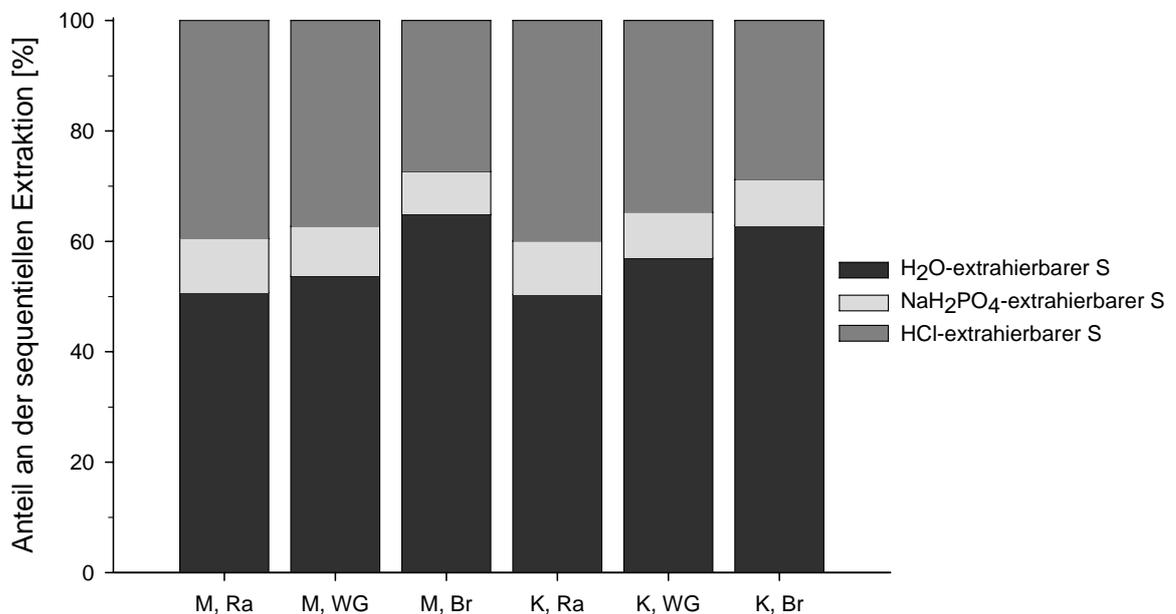


Abb. 4.28: H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>- und HCl-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % des durch die gesamte sequentielle Extraktion bestimmten <sup>35</sup>S) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache) nach einem sechswöchigen Pflanzenwachstum

Während unter Rapsbewuchs der HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$  eine große Rolle spielt, liegt gerade unter Brache ein verhältnismäßig hoher Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  vor. Deutlich wird wiederum - verglichen zur Brache - der relativ geringe Unterschied in der Verteilung der Fraktionen zwischen Raps- und Weidelgrasbewuchs des mineralisch gedüngten Bodens. Im Kompost gedüngten Boden unterscheiden sich die Verteilungen der einzelnen anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen unter Raps- und Weidelgrasbewuchs deutlicher. Der Bewuchs an sich - unabhängig von der Pflanzenart - scheint aber von stärkerer Bedeutung in Bezug auf die Verteilung der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen im Boden zu sein.

Die verschieden gedüngten Böden üben keinen deutlichen Einfluss auf die Verteilung der einzelnen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen der sequentiellen Extraktion aus. Auch die Erntetermine scheinen für die Fraktionenverteilung innerhalb der sequentiellen Extraktion nur von geringerer Bedeutung zu sein. Ein verlängertes Pflanzenwachstum von zwei auf vier Wochen zeigt nur marginale Effekte, erst eine Wachstumsperiode von sechs Wochen führt zu sichtbaren Umverteilungen, d. h. einer Verstärkung der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion hauptsächlich zu Lasten des HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ . Dennoch scheint auch diese Auswirkung geringer zu sein als der Einfluss des Bewuchses an sich.

#### 4.1.2.2 Organische $^{35}\text{S}$ -Fraktionen

Die organischen S-Fraktionen machen mit 15 - 18 % (Estersulfate) bzw. 66 - 71 % (C-gebundener S) mengenmäßig den bei weitem höchsten Anteil an dem in diesem Versuch verwendeten  $^{35}\text{S}$  aus. Im Folgenden wird zuerst auf die Estersulfate, dann auf den C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  eingegangen.

Die **Estersulfat**-Fraktion der unterschiedlichen Versuchsvarianten ist in Tab. 4.7 dargestellt. Mit Ausnahme des mineralisch gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs steigen die Gehalte an Estersulfaten über die Zeit an. Unter Pflanzenbewuchs findet sich nach zwei Wochen ein im Vergleich zur Brache leicht erhöhter Gehalt an Estersulfaten, welcher nach vier Wochen in drei von vier Fällen abnimmt und dann wieder ansteigt. Die brach liegenden Böden weisen einen kontinuierlichen Anstieg der Gehalte an Estersulfaten auf.

Einen Überblick über die Gehalte an **C-gebundenem**  $^{35}\text{S}$  der Versuchsvarianten gibt Tab. 4.8. Der Bewuchs mit Raps führt bei beiden Böden tendenziell zu den höchsten, der mit Weidelgras zu den niedrigsten Anteilen an C-gebundenem  $^{35}\text{S}$ . Die

verschieden gedüngten Böden unterscheiden sich in Bezug auf den prozentualen Anteil des C-gebundenen <sup>35</sup>S am Gesamt-<sup>35</sup>S kaum voneinander.

Tab. 4.7: Estersulfat <sup>35</sup>S-Anteile (in % der Gesamtaktivität) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

	Estersulfat [% der Gesamtaktivität]		
	Ernte 1	Ernte 2	Ernte 3
M, Ra	17,3	16,4	16,3
M, WG	15,9	16,3	17,7
M, Br	15,5	16,3	16,6
K, Ra	16,3	14,1	18,3
K, WG	16,9	16,4	17,6
K, Br	16,1	16,3	17,9

Tab. 4.8: C-gebundene <sup>35</sup>S-Anteile (in % der Gesamtaktivität) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

	C-gebundener <sup>35</sup> S [% der Gesamtaktivität]		
	Ernte 1	Ernte 2	Ernte 3
M, Ra	70,1	69,7	70,2
M, WG	68,5	67,3	66,7
M, Br	70,9	68,7	68,2
K, Ra	70,6	70,7	68,1
K, WG	68,8	68,4	68,1
K, Br	69,2	69,3	68,1

Eine Verlängerung der Wachstumszeit führt in fast allen Böden - mit und ohne Bewuchs - zu einer leichten Abnahme des C-gebundenen <sup>35</sup>S. Diese Minderung liegt mit einer Größenordnung von bis zu 2,7 % der Gesamtaktivität in einem deutlich höheren Bereich als z. B. die Unterschiede der bereits beschriebenen NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Fraktion. Da die C-gebundene <sup>35</sup>S-Fraktion aber im vorliegenden Versuch den bei weitem höchsten Anteil an der Gesamtaktivität ausmacht, entsprechen die 2,7 % „nur“ einer 3,8 %igen Minderung in Bezug auf die für diese Fraktion gemessenen Werte.

### 4.1.2.3 Pflanzenbewuchs

Zur besseren Veranschaulichung des Pflanzenbewuchses werden in Abb. 4.29a bis 4.29f Fotos der Pflanzen zu den unterschiedlichen Ernteterminen gezeigt. Gerade die Pflanzen des dritten Erntetermins zeigen schon leichte S-Mangelsymptome und vereinzelt Seneszenzen, welche durch ein recht kleines Versuchsgefäß bedingt sind.



Abb. 4.29a - f: Pflanzenbewuchs in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 2 Wochen, E2 = 4 Wochen, E3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras);  
v.l.n.r.: M, Ra, E1 [4.29a] + M, WG, E1 [4.29b]; K (Ra+WG), E2 [4.29c] + M (Ra+WG), E2 [4.29d]; K (Ra+WG), E3 [4.29e] + M (Ra+WG), E3 [4.29f]

Das Wurzelwachstum wird in Abb. 4.30a bis 4.30j dokumentiert. Es ist ein deutlicher Zuwachs an Wurzelwachstum zwischen den Ernteterminen zu verzeichnen. Der mit Kompost gedüngte Boden resultiert - verglichen mit dem mineralisch gedüngtem Boden - in einem höheren Wurzelwachstum.



Abb. 4.30a - j: Wurzelentwicklung in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 2 Wochen, E2 = 4 Wochen, E3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) zu den unterschiedlichen Ernteterminen;  
 v.l.n.r.: M, WG, E1 [4.30a] + M, Ra, E1 [4.30b]; K, WG, E2 [4.30c] + K, Ra, E2 [4.30d] + M, WG, E2 [4.30e] + M, Ra, E2 [4.30f]; K, WG, E3 [4.30g] + K, Ra, E3 [4.30h] + M, WG, E3 [4.30i] + M, Ra, E3 [4.30j]

### <sup>35</sup>S-Pflanzenentzug

Abb. 4.31 bis Abb. 4.32 zeigen - für ausgewählte Versuchsvarianten - den Entzug des radioaktiven Schwefels durch die Pflanzen, dargestellt als prozentualen Anteil der zugegebenen Aktivität. Der <sup>35</sup>S-Pflanzenentzug berechnet sich aus der an einer Teilprobe gemessenen (und dann auf die gesamte TS hochgerechneten) Aktivität. Abb. 4.31 stellt am Beispiel des <sup>35</sup>S-Entzugs durch den Raps- und Weidelgrasbewuchs des Kompost gedüngten Bodens nach zwei und sechs Wachstumswochen die verschieden hohen <sup>35</sup>S-Entzüge bei unterschiedlichem Bewuchs dar. Der Raps nimmt - mit Ausnahme des ersten Erntetermins beim mineralisch gedüngten Boden - zu allen untersuchten Zeitpunkten deutlich mehr <sup>35</sup>S auf als das Weidelgras. Der Unterschied ist fast durchgehend signifikant (Tab. A2.2).

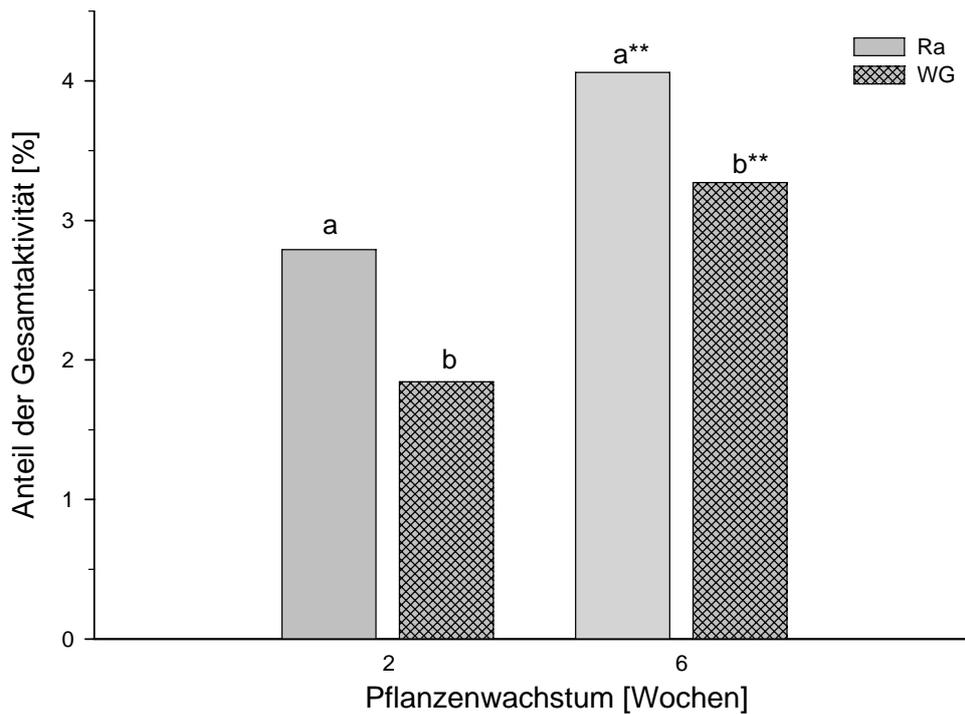


Abb. 4.31:  $^{35}\text{S}$ -Pflanzenentzüge (in % der Gesamtaktivität) des Raps- (Ra) und Weidelgrasbewuchses (WG) des Kompost gedüngten Bodens nach zwei- und sechswöchigem Pflanzenwachstum; verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede der Bewuchsvarianten (\*\* = 0,001)

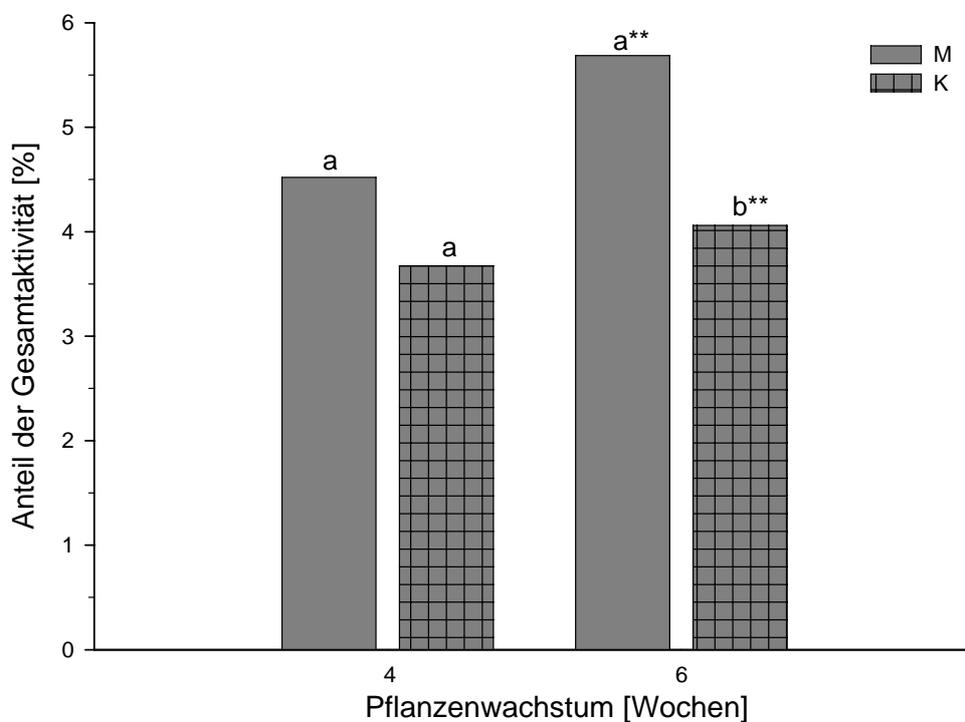


Abb. 4.32:  $^{35}\text{S}$ -Pflanzenentzüge (in % der Gesamtaktivität) des Rapses nach vier- und sechswöchigem Pflanzenwachstum im mineralisch (M) und Kompost gedüngten (K) Boden; verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede der Böden (\*\* = 0,001)

Die jahrzehntelange unterschiedliche Düngung resultiert ebenfalls in verschiedenen hohen <sup>35</sup>S-Entzügen durch die Pflanzen, Abb. 4.32 verdeutlicht dies anhand des Rapses nach vier- und sechswöchigem Wachstum. Die mineralische Düngung des Bodens bewirkt an nahezu allen Ernteterminen einen höheren <sup>35</sup>S-Entzug durch die Pflanzen, als dies bei dem Kompost gedüngten Boden der Fall ist (Signifikanzen s. Tab. A2.1).

Eine Verlängerung der Wachstumszeit führt zu höheren <sup>35</sup>S-Entzügen durch die Pflanzen (Tab. 4.9). Es ist vor allem vom ersten zum zweiten Erntetermin eine deutliche Steigerung zu erkennen (bis zu 74 %), im Vergleich hierzu fällt der zusätzliche <sup>35</sup>S-Entzug (11 - 26 %) zum dritten Erntetermin geringer aus (Signifikanzen s. Tab. A2.3).

Tab. 4.9: Steigerung des prozentualen <sup>35</sup>S-Pflanzenentzugs in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

	<sup>35</sup> S-Aufnahme Ernte 1 [% der Gesamtaktivität]	<b>Steigerung</b> [%]	<sup>35</sup> S-Aufnahme Ernte 2 [% der Gesamtaktivität]	<b>Steigerung</b> [%]	<sup>35</sup> S-Aufnahme Ernte 3 [% der Gesamtaktivität]
MRa	2,60	<b>+74</b>	4,52	<b>+26</b>	5,69
MWG	2,84	<b>+32</b>	3,75	<b>+17</b>	4,38
KRa	2,79	<b>+31</b>	3,67	<b>+11</b>	4,06
KWG	1,84	<b>+42</b>	2,61	<b>+25</b>	3,27

#### 4.1.2.4 Prozentuale Verteilung aller untersuchter <sup>35</sup>S-Fractionen

In diesem Kapitel werden alle untersuchten <sup>35</sup>S-Fractionen vergleichend gegenübergestellt. Tab. 4.10 gibt einen Überblick über die <sup>35</sup>S-Verteilung zwischen den Fractionen in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums, dem verwandten Boden (Kompost-, Mineraldüngung) und der Bewuchsart. Wie bereits oben erwähnt, nehmen die organischen <sup>35</sup>S-Fractionen im vorliegenden Versuch den bei weitem größten Anteil der Gesamtaktivität ein. Dies wurde durch die dem Versuchsbeginn vorangehende Eluierung des Bodens (vgl. Kapitel 3.2.1.2) bewirkt. Die Pflanzenaufnahme beträgt, obwohl sie einen wichtigen Einflussfaktor für die Verteilung der anderen <sup>35</sup>S-Fractionen darstellt, nur zwischen 1,8 % und 5,7 % der gesamten Bilanz. Die Gesamtheit der durch die sequentielle Extraktion bestimmten

anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbarer  $^{35}\text{S}$ ) macht in diesem Versuch etwa 10 - 15 % des  $^{35}\text{S}$  aus.

Tab. 4.10: Bilanz aller untersuchter  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen (in % der Gesamtaktivität) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

Variante	Ernte	$\text{H}_2\text{O}$ - extrahierbarer $^{35}\text{S}$	$\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - extrahierbarer $^{35}\text{S}$	$\text{HCl}$ - extrahierbarer $^{35}\text{S}$	Estersulfat	C- gebundener $^{35}\text{S}$	Pflanzen- aufnahme
		[% der Gesamtaktivität]					
M, Ra	1.	4,84	1,05	4,13	17,3	69,0	2,60
	2.	5,02	1,01	4,45	16,4	69,7	4,52
	3.	4,46	0,86	3,47	16,3	70,2	5,69
M, WG	1.	6,26	1,11	4,63	15,9	68,5	2,84
	2.	6,48	1,15	4,74	16,3	67,3	3,75
	3.	5,73	0,96	3,97	17,7	66,7	4,38
M, Br	1.	8,20	1,17	4,24	15,5	70,9	-
	2.	8,98	1,26	4,76	16,3	68,7	-
	3.	9,65	1,15	4,07	16,6	68,2	-
K, Ra	1.	5,44	1,06	4,31	16,3	70,6	2,79
	2.	5,68	1,07	4,36	15,7	70,7	3,67
	3.	4,62	0,89	3,66	18,3	68,1	4,06
K, WG	1.	6,67	1,14	4,63	16,9	68,8	1,84
	2.	6,87	1,19	4,51	16,4	68,4	2,61
	3.	6,26	0,92	3,81	17,6	68,1	3,27
K, Br	1.	8,65	1,28	4,78	16,1	69,2	-
	2.	8,68	1,28	4,44	16,3	69,3	-
	3.	8,76	1,16	4,01	17,9	68,1	-

Die unbepflanzten Böden weisen einen vor allem deutlich höheren Anteil an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  auf als die entsprechenden bewachsenen Behandlungen. Der Unterschied zwischen den Bewüchsen wird durch die Höhe der Anteile des  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  deutlich.

In der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion fällt auf, dass sowohl im mit Kompost, als auch im mineralisch gedüngten Boden der jeweilige Rapsbewuchs zu den niedrigsten, der Bewuchs mit Weidelgras zu mittleren und die Brache zu den deutlich höchsten  $^{35}\text{S}$ -Anteilen führt. Die Unterschiede werden nahezu durch die verschiedenen hohen Pflanzenaufnahmen ausgeglichen.

#### 4.1.2.5 Arylsulfataseaktivität

Zur Charakterisierung der Hydrolyse der Estersulfate wurde auch in diesem Versuch die Arylsulfataseaktivität in den Bodenproben bestimmt. Hier kommt im Gegensatz

zu den anderen Untersuchungen dieses Versuchs der gesamte Schwefel (kalt und heiß) in Betracht, wobei der kalte Schwefel mengenmäßig bei Weitem überwiegt.

Der unterschiedliche bzw. ausbleibende Bewuchs bewirkt nur geringe Unterschiede in Bezug auf die ASA (Signifikanzen s. Tab. A2.2). Tendenziell weist der brach liegende Kompost gedüngte Boden die höchste, der brach liegende mineralisch gedüngte Boden die niedrigste Enzymaktivität auf. Die Böden unter Weidelgrasbewuchs verfügen überwiegend über eine geringfügig höhere ASA als die Böden unter Rapsbewuchs. Die genauen Werte können Tab. 4.11 entnommen werden.

Die langjährige unterschiedliche Düngung übt ebenfalls einen gewissen Einfluss auf die Höhe der ASA aus. Wie aus Tab. 4.11 ersichtlich ist, führt die Düngung mit Kompost zu einer tendenziell, teilweise auch signifikant höheren ASA (Tab. A2.1).

Tab. 4.11: Arylsulfataseaktivität (in  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{TS h}^{-1}$ ) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden und der Bewuchsart

	Erntetermin	mineralisch gedüngter Boden		kompostgedüngter Boden	
		$\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{TS h}^{-1}$		$\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{TS h}^{-1}$	
		MW	STABW	MW	STABW
Raps	1	22,9	0,6	36,2	8,8
	2	26,2	2,5	29,0	3,3
	3	25,8	1,3	26,5	2,1
Weidelgras	1	23,2	3,2	34,1	1,4
	2	32,3	0,9	32,8	9,2
	3	24,6	2,2	31,4	6,4
Brache	1	20,8	4,9	45,1	8,8
	2	28,3	0,7	37,9	7,4
	3	24,6	4,5	29,5	10,1

MW = Mittelwert; STABW = Standardabweichung

Der Unterschied in der Höhe der ASA zwischen dem Kompost gedüngten und dem mineralisch gedüngten Boden nimmt aber mit zunehmender Wachstumsdauer der Pflanzen ab - von 47 - 107 % nach zweiwöchigem Pflanzenwachstum auf 3 - 27 % nach sechswöchigem Pflanzenwachstum. Eine höhere ASA im Kompost gedüngten Boden wurde auch bei der „Variation der Bodenbehandlung“ (Kapitel 4.1.1.3) der vorliegenden Arbeit erhalten.

Wie Tab. 4.11 zeigt, führt eine Verlängerung der Wachstumszeit bei dem mit Kompost gedüngten Boden unter allen Bewüchsen zu Abnahmen in der Höhe der ASA (Signifikanzen s. Tab. A2.3). Dies stimmt mit den in Kapitel 4.1.1.3 erhaltenen

Ergebnissen überein. Beim mineralisch gedüngten Boden findet zum zweiten Erntetermin hin ein recht deutlicher Anstieg der ASA statt, welchem bei längerer Versuchsdauer eine etwas geringere Abnahme folgt.

#### 4.1.2.6 Darstellung der $^{35}\text{S}$ -Flüsse

In diesem Kapitel werden die  $^{35}\text{S}$ -Flüsse zwischen den untersuchten  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen in einer einheitlichen Zeitangabe (eine Woche) dargestellt. Hierbei handelt es sich um einen Durchschnittswert, welcher jeweils für die Periode zwischen zwei Ernteterminen gilt. Er trägt dazu bei, die Veränderung der mittleren  $^{35}\text{S}$ -Flüsse schneller zu erfassen. Da in den obigen Abschnitten die Unterschiede zwischen den verschiedenen Versuchsvarianten sowie die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerungen bereits ausführlicher besprochen wurden, wird hier nur relativ kurz auf einige wesentliche Punkte eingegangen. Die exakten Werte der  $^{35}\text{S}$ -Flüsse können Tab. 4.12 und Tab. 4.13 (S. 113 und S. 114) entnommen werden.

Die  **$\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare**  $^{35}\text{S}$ -Fraktion weist zwischen den beiden ersten Ernteterminen in allen Versuchsvarianten durchgehend positive Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse, d. h. zunehmende Anteile an der Gesamtaktivität auf. Diese liegen allerdings alle - auf einen wöchentlichen Durchschnitt berechnet - unter 0,4 % der Gesamtaktivität, wobei die wöchentlichen Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse der Böden unter Pflanzenbewuchs alle um 0,1 % der Gesamtaktivität liegen. Verglichen mit den übrigen anorganischen ( $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbarer  $^{35}\text{S}$ )  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen ist dies allerdings noch relativ viel. Zwischen den beiden späteren Ernteterminen herrschen in allen Böden unter Pflanzenbewuchs negative  $^{35}\text{S}$ -Flüsse von 0,3 bis 0,5 % der Gesamtaktivität vor. In den brach liegenden Böden liegen positive wöchentliche Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse vor, wobei die des mineralisch gedüngten Bodens diejenigen des Kompost gedüngten bei weitem übertreffen.

Die Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse der  **$\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren**  $^{35}\text{S}$ -Fraktion fallen sehr gering aus, was durch den niedrigeren Anteil dieser Fraktion an der Gesamtaktivität bedingt ist. Berechnet man dies mit ein, so liegen die Flüsse der  $\text{H}_2\text{O}$ - und der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion auf etwa dem gleichen Level (von bis zu 12 % des vorherigen Wertes; Tab. 4.13). Auch in der vorliegenden Fraktion finden zwischen den ersten beiden Ernteterminen fast ausschließlich positive, dafür zwischen den beiden späteren Ernteterminen nur negative wöchentliche Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse statt. Die negativen Flüsse übertreffen - jeweils auf den Zeitraum von einer Woche berechnet -

die positiven um ein Vielfaches (bis zum 27fachen in dem Kompost gedüngten Boden mit Rapsbewuchs).

Tab. 4.12: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Ernteterminen (in % der Gesamtaktivität) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

	Ernte	Versuchsvariante					
		M, Ra	M, WG	M, Br	K, Ra	K, WG	K, Br
H <sub>2</sub> O-extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	0,09	0,11	0,39	0,12	0,10	0,02
	2. zu 3.	-0,28	-0,38	0,33	-0,53	-0,31	0,04
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> -extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	-0,02	0,02	0,05	0,00	0,03	0,00
	2. zu 3.	-0,08	-0,09	-0,06	-0,09	-0,14	-0,06
HCl-extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	0,16	0,05	0,26	0,03	-0,06	-0,17
	2. zu 3.	-0,49	-0,38	-0,35	-0,35	-0,35	-0,22
Estersulfat	1. zu 2.	-0,45	0,22	0,43	-0,29	-0,26	0,08
	2. zu 3.	-0,06	0,70	0,11	1,30	0,61	0,78
C-gebundener <sup>35</sup> S	1. zu 2.	0,36	-0,57	-1,09	0,00	-0,19	0,07
	2. zu 3.	0,20	-0,31	-0,26	-1,28	-0,15	-0,61
Pflanzenaufnahme	1. zu 2.	0,96	0,45	-	0,44	0,39	-
	2. zu 3.	0,58	0,32	-	0,19	0,33	-

In der **HCl-extrahierbaren** <sup>35</sup>S-Fraktion fallen die wöchentlichen Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den ersten beiden Ernteterminen in den meisten Versuchsvarianten ebenfalls positiv, zwischen den späteren Ernteterminen durchweg negativ aus. Auch hier übertreffen die negativen <sup>35</sup>S-Flüsse die positiven - bezogen auf den gleichen Zeitraum von jeweils einer Woche - um das bis zu 14fache. Dabei betragen die wöchentlichen Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse des mineralisch gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs zwischen den späteren Ernteterminen fast 0,5 % der Gesamtaktivität, was einen wöchentlichen Netto-Fluss von 11 % ausmacht (in Bezug auf den vorherigen Wert).

Die Fraktion der **Estersulfate** weist deutlich andere <sup>35</sup>S-Flüsse auf als die eben beschriebenen anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbarer <sup>35</sup>S) <sup>35</sup>S-Fraktionen. Es sind bei drei der vier Böden unter Bewuchs zwischen den beiden ersten Ernteterminen negative wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse (0,3 - 0,5 % der Gesamtaktivität) nachweisbar. Die unbewachsenen Böden zeigen im gleichen Zeitraum positive <sup>35</sup>S-Flüsse von 0,4 % (mineralische Düngung) bzw. 0,1 %

(Kompostdüngung) der Gesamtaktivität. Zwischen den beiden späteren Erntezeitpunkten liegen in fast allen Versuchsvarianten positive wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse vor. Die höchsten Flüsse werden mit 1,3 % der Gesamtaktivität (entspricht 8,3 % des vorherigen Wertes) in dem Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs erreicht.

Tab. 4.13: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Ernteterminen (in prozentualer Veränderung zum vorherigen Wert) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 2 Wochen, Ernte 2 = 4 Wochen, Ernte 3 = 6 Wochen), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras, Br = Brache)

	Ernte	Versuchsvariante					
		M, Ra	M, WG	M, Br	K, Ra	K, WG	K, Br
H <sub>2</sub> O-extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	1,84	1,75	4,79	2,15	1,50	0,20
	2. zu 3.	-5,58	-5,83	3,72	-9,31	-4,45	0,46
NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> -extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	-1,57	1,45	4,12	0,28	2,34	0,04
	2. zu 3.	-7,58	-8,03	-4,48	-8,23	-11,52	-4,86
HCl-extrahierbarer <sup>35</sup> S	1. zu 2.	3,89	1,10	6,19	0,62	-1,27	-3,54
	2. zu 3.	-11,0	-8,07	-7,30	-8,01	-7,79	-4,90
Estersulfat	1. zu 2.	-2,58	1,40	2,75	-1,79	-1,56	0,52
	2. zu 3.	-0,36	4,25	0,66	8,25	3,75	4,81
C-gebundener <sup>35</sup> S	1. zu 2.	0,51	-0,83	-1,53	0,01	-0,27	0,10
	2. zu 3.	0,29	-0,46	-0,38	-1,81	-0,22	-0,88
Pflanzenaufnahme	1. zu 2.	36,9	15,9	-	15,8	20,9	-
	2. zu 3.	12,9	8,45	-	5,26	12,6	-

Die wöchentlichen Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse der verschiedenen Versuchsvarianten des **C-gebundenen <sup>35</sup>S** zeigen kaum einheitliche Tendenzen. Zwischen den beiden ersten Ernteterminen weisen der mineralisch gedüngte Boden unter Rapsbewuchs und der Kompost gedüngte Boden unter Brache positive, der Kompost gedüngte Boden unter Rapsbewuchs praktisch keine und die übrigen drei Versuchsvarianten negative wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse auf. Der mengenmäßig stärkste Fluss wird in dem mineralisch gedüngten Boden unter Brache (-1,1 % der Gesamtaktivität) beobachtet. Zwischen den späteren Ernteterminen finden in nahezu allen Versuchsvarianten negative wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse statt, der höchste in dem Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs (-1,3 % der Gesamtaktivität). Bezogen auf die Gesamtaktivität machen die Flüsse der C-gebundenen <sup>35</sup>S-Fraktion zwar - verglichen mit den anderen <sup>35</sup>S-Fraktionen - einen recht großen Anteil aus. Zieht man aber in Betracht, dass diese <sup>35</sup>S-Fraktion ca. 70 % des Gesamt-<sup>35</sup>S

beinhaltet, so sind die  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im Vergleich hierzu recht gering; sie machen weniger als 2 % im Vergleich zu dem vorherigen Wert aus.

Bezogen auf die **Pflanzenaufnahme** sind die wöchentlichen Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse durchweg positiv. Sie liegen zwischen den ersten Ernteterminen mit 0,4 - 1,0 % der Gesamtaktivität deutlich höher als zwischen den späteren Ernteterminen (0,2 - 0,6 %). Die deutlichste Steigerung ist jeweils unter Rapsbewuchs (Faktor 1,7/mineralische Düngung; Faktor 2,3/Kompostdüngung) zu sehen; hier liegen auch die höheren Flüsse vor. Bezieht man diese Flüsse nicht auf die Gesamtaktivität, sondern auf den jeweilig vorherigen Wert, so erreichen sie bis zu 37 % und damit die bei weitem höchsten Werte.

Auf eine kumulierte graphische Darstellung aller  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen, wie beim vorangegangenen Versuch (Kapitel 4.1.1.5), wird hier verzichtet. Da der C-gebundene  $^{35}\text{S}$  den bei weitem größten Anteil am  $^{35}\text{S}$ , die anorganischen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbarer  $^{35}\text{S}$ ) Fraktionen und die Pflanzenaufnahme im Verhältnis dazu aber nur einen sehr geringen Anteil ausmachen, würden die prozentual zur Gesamtaktivität gesehen geringen Unterschiede im  $^{35}\text{S}$ -Gehalt dieser Fraktionen in einer graphischen Darstellung nicht deutlich werden.

Auffallend sind die unter Brache positiven  $^{35}\text{S}$ -Flüsse in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion. Diese sind zwischen den ersten beiden Ernteterminen auch in den Böden unter Bewuchs zu beobachten. Zum dritten Erntetermin ist dies nicht mehr der Fall, allerdings sind hier die  $^{35}\text{S}$ -Entzüge der Pflanzen auch deutlich höher.

Da in diesem Versuch unter Einsatz von  $^{35}\text{S}$  nur zeitliche, nicht aber räumliche Unterschiede untersucht werden konnten, geben die nachfolgend behandelten Rhizobox-Versuche über die räumliche Verteilung des S in Wurzelnähe einen Aufschluss.

## **4.2 Versuche ohne radioaktive Markierung**

### **4.2.1 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln**

Die Untersuchungen zur Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln wurden mit einem langjährig mit Kompost gedüngten und einem mineralisch gedüngten Boden mit den Versuchspflanzen Raps und Weidelgras bzw. Senf und Weizen durchgeführt. Die Versuche wurden mit Hilfe von Rhizoboxen durchgeführt, wodurch eine Trennung von Pflanzenwurzeln und Boden gegeben war. Nach der Ernte wurde der Boden durch Abdrehen an einer Drehbank in mm-weisen Entfernungen von der Wurzeloberfläche gewonnen und analysiert (vgl. Kapitel 3.2.2). Das Ziel dieser Versuche besteht darin, das Wissen über den Einflussbereich der Rhizosphäre und in diesem Bereich vorliegende Unterschiede zum Restboden in Bezug auf S zu erweitern. Für das Nährelement Schwefel wurden ähnliche Rhizosphärenversuche bisher nicht durchgeführt.

Das Experiment mit Senf und Weizen wurde in erster Linie durchgeführt, um im Versuch mit Raps und Weidelgras erhaltene Ergebnisse auf ihre Allgemeingültigkeit für Cruziferen und Gramineen zu überprüfen. Daher werden im Folgenden die Ergebnisse des Experiments mit Raps und Weidelgras ausführlicher beschrieben. Von den Ergebnissen des Versuchs mit Senf und Weizen werden lediglich Gemeinsamkeiten und Unterschiede zum Experiment mit Raps und Weidelgras dargelegt. Die vollständigen Daten des zweitgenannten Experiments können dem Anhang entnommen werden (Tab. A4.1 bis A4.19, Abb. 4.1 bis 4.2).

Einige der in diesem Kapitel dargestellten Ergebnisse wurden in Morche (2007) und Morche et al. (2007) veröffentlicht.

#### **4.2.1.1 Anorganische S-Fractionen**

##### **H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S**

In Abb. 4.33 sind Rhizosphärenprofile des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Schwefels dargestellt. Bei der Beschreibung der Profile soll zunächst auf den Einfluss der Düngungshistorie der Versuchsböden auf diese S-Fraktion eingegangen werden.

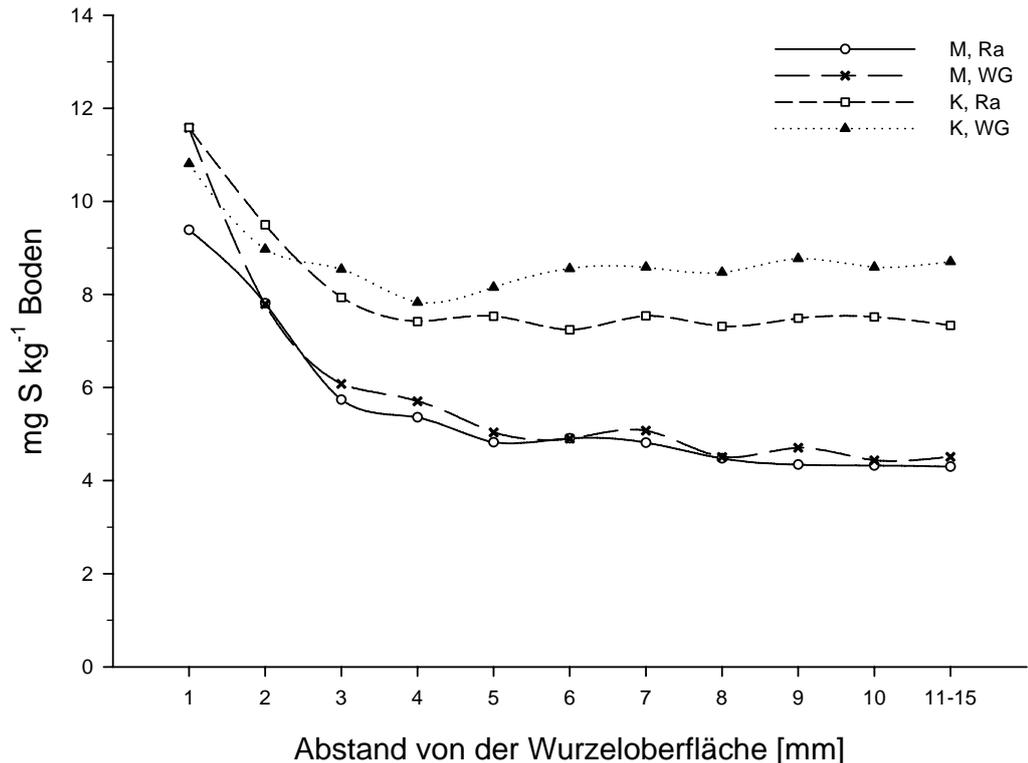


Abb. 4.33: H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

In unmittelbarer Wurzelnähe (Abstand 1 mm von der Wurzeloberfläche) kann mit einer Ausnahme eine Anreicherung des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Schwefels auf ein fast identisches Niveau nachgewiesen werden. So wird mit 11,6 mg S kg<sup>-1</sup> Boden in dem mineralisch gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs annähernd der gleiche Gehalt wie in dem mit Kompost gedüngten Boden unter Raps- und Weidelgrasbewuchs erreicht. Nur unter Rapsbewuchs wird im mineralisch gedüngten Boden ein tendenziell niedrigerer S-Gehalt ermittelt. Ab einem Abstand von 2 mm tritt dann eine Differenzierung im Gehalt dieser S-Fraktion auf, wobei die Gehalte in den beiden mit Kompost gedüngten Böden tendenziell über denen der beiden mineralisch gedüngten Böden liegen. Ab einer Entfernung von 3 - 4 mm treten im Kompost gedüngten Boden kaum noch Veränderungen auf, während im mineralisch gedüngten Boden bis zu einem Abstand von etwa 7 mm von der Wurzeloberfläche eine Abnahme zu verzeichnen ist. Grundsätzlich soll festgehalten werden, dass auf dem Kompost gedüngten im Vergleich zum mineralisch gedüngten Boden ab einer Entfernung von 3 mm von der Wurzeloberfläche höhere Gehalte an H<sub>2</sub>O-

extrahierbarem S vorliegen (Kompostdüngung etwa 7,2 - 8,7 mg S kg<sup>-1</sup> Boden; mineralische Düngung etwa 4,3 - 5 mg S kg<sup>-1</sup> Boden; Signifikanzen s. Tab. A3.2).

Da zwischen den einzelnen Varianten nur in sehr wenigen Fällen signifikante Unterschiede in den Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S ermittelt werden konnten (Tab. A.3.3), soll in Abb. 4.34 exemplarisch die Zusammensetzung des Mittelwertes für den Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs verdeutlicht werden.

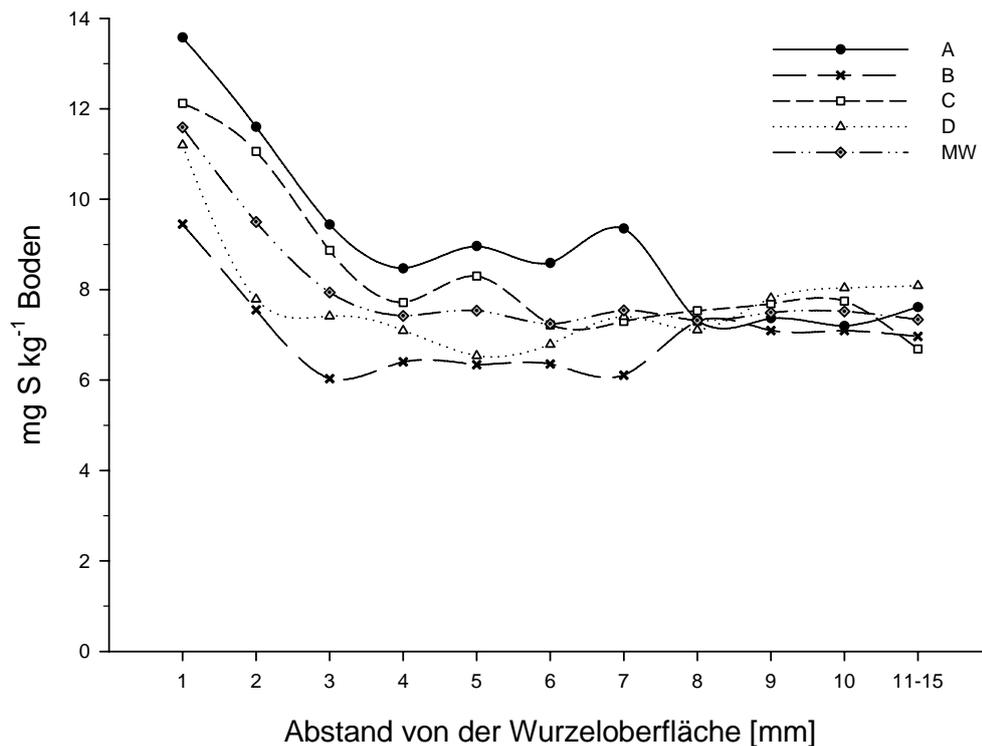


Abb. 4.34: H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) für je 2 Rhizoboxen (A, B, C, D) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) des Kompost gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs; MW = Mittelwert

Die vier einzelnen Wiederholungen (Kurven A - D) resultieren jeweils aus zwei Rhizoboxen mit je zwei Bodenmonolithen, so dass sich der Mittelwert aus den Ergebnissen von sechzehn einzeln abgedrehten Monolithen zusammensetzt. Während im wurzelfernen Boden - welcher als Referenz dient - der Verlauf der einzelnen Kurven fast identisch ist, treten bis zum Abstand von 8 mm von der Wurzeloberfläche z. T. größere Abweichungen auf. Dies dürfte auf die unterschiedliche Durchwurzelung der einzelnen Rhizoboxen und der damit verbundenen unterschiedlichen S-Aufnahme der Pflanzen zurückzuführen sein.

In Tab. 4.14 werden prozentuale Veränderungen des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Schwefels in unterschiedlicher Entfernung von der Wurzeloberfläche mit dem Mittelwert aus den

Entfernungen 11 - 15 mm verglichen. Während beim Kompost gedüngten Boden nur in den ersten 2 - 3 mm von der Wurzeloberfläche tendenziell höhere Gehalte dieser S-Fraktion festgestellt werden können, erstreckt sich die Anreicherung beim mineralisch gedüngten Boden bis zu einer Entfernung von 7 mm. Allerdings nimmt die prozentuale Veränderung mit zunehmender Entfernung von der Wurzeloberfläche ab; signifikante Unterschiede vom Restboden können nur für die beiden wurzelnächsten Millimeter festgestellt werden (Tab. A3.3).

Tab. 4.14: Prozentuale Veränderungen des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Schwefels in den wurzelnächsten Millimetern, verglichen mit dem Mittelwert der wurzelfernen mm (11-15) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras); positive Werte werden ohne Vorzeichen dargestellt

Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]	prozentuale Veränderungen [%]			
	M, Ra	M, WG	K, Ra	K, WG
1	118	157	57,9	24,2
2	81,5	72,8	29,5	3,08
3	33,4	34,8	8,18	-1,85
4	24,6	26,4	1,12	-10,0
5	12,1	11,7	2,68	-6,31
6	14,1	8,61	-1,34	-1,70
7	11,9	12,5	2,76	-1,37
8	4,07	-0,07	-0,29	-2,65
9	0,95	4,36	2,08	0,76
10	0,50	-1,70	2,46	-1,35

Der Einfluss der Pflanzen auf den Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S ist schwächer ausgeprägt als derjenige der unterschiedlich gedüngten Böden (Abb. 4.33). Dies kommt durch die ähnlichen Kurvenverläufe bei den gleich gedüngten Böden zum Ausdruck. Tendenziell sind aber die S-Gehalte der Böden unter Rapsbewuchs niedriger als die der entsprechend gedüngten und mit Weidelgras bepflanzten Böden; signifikante Unterschiede liegen nur vereinzelt im mit Kompost gedüngten Boden vor (Tab. A3.2).

Der Versuch mit Senf und Weizen weist ebenfalls einen deutlichen Unterschied zwischen den verschieden gedüngten Böden auf. Zusätzlich liegt ein weitaus deutlicherer Unterschied zwischen den Pflanzenarten vor. Unter Weizenbewuchs werden deutlich - und auch signifikant - höhere Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S

festgestellt. In den Mittelwerten können keine eindeutigen Anreicherungen in der direkten Wurzelumgebung festgestellt werden; in fast allen Versuchsvarianten weisen aber drei von vier Wiederholungen Anstiege auf.

### NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S

Beim NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren Schwefel handelt es sich um adsorbierten Schwefel. Wie beim H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Schwefel liegt auch das Niveau des NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren Schwefels beim Kompost gedüngten Boden deutlich über dem des mineralisch gedüngten Bodens (Abb. 4.35).

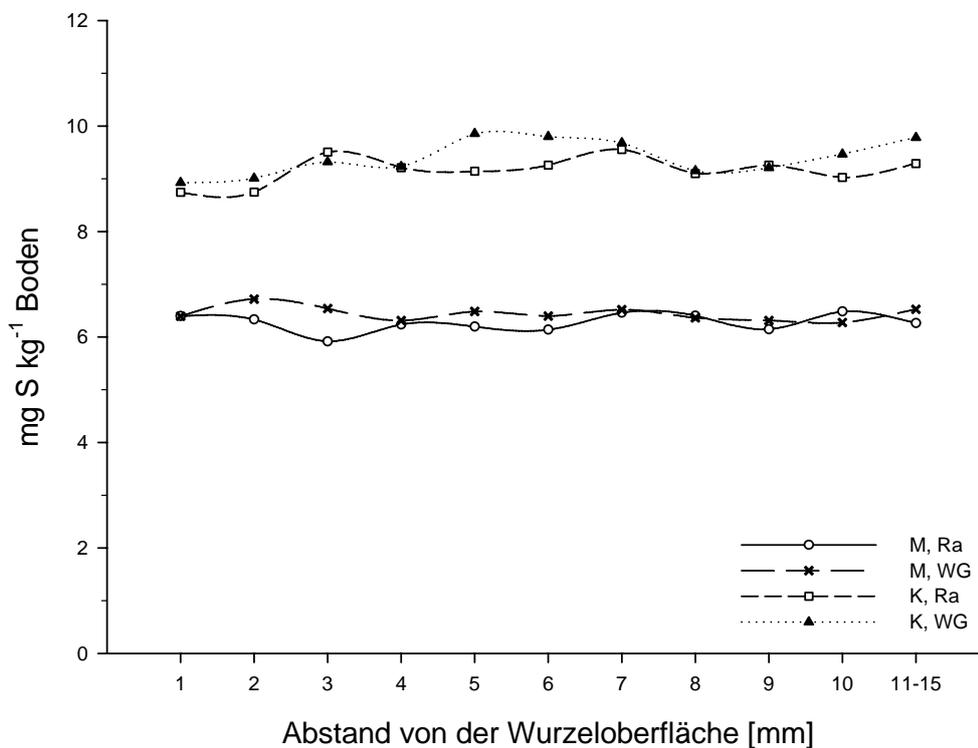


Abb. 4.35: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

Die Unterschiede zwischen den verschieden gedüngten Böden sind für alle untersuchten Entfernungen von der Wurzeloberfläche und Bewuchsvarianten mindestens hoch signifikant (Tab. A3.5).

Tendenziell liegen die Gehalte an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem Schwefel in den mit Weidelgras bepflanzten Böden über denen der mit Raps bepflanzten Böden, teilweise sind auch signifikante Unterschiede vorhanden (Tab. A3.5).

In dem mit Kompost gedüngten Boden ist bei beiden Pflanzenarten in unmittelbarer Wurzelnähe eine leichte Verarmung an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem Schwefel zu erkennen. Die Unterschiede zwischen den einzelnen Entfernungen lassen sich aber im Gegensatz zu einigen der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren S-Fraktion nicht statistisch absichern.

Die hier dargestellten Ergebnisse können in sehr ähnlicher Ausprägung auch für den Senf- und Weizenbewuchs festgestellt werden.

### HCl-extrahierbarer S

Beim HCl-extrahierbaren Schwefel handelt es sich laut Shan et al. (1997) um den Carbonat okkludierten S. Seine Gehalte werden signifikant von der Düngungshistorie der beiden Versuchböden geprägt (Abb. 4.36; Tab. A3.7). So verfügt der Kompost gedüngte Boden im Vergleich zum mineralisch gedüngten Boden im Mittel über höhere Gehalte von 16,0 (Rapsbewuchs) bzw. 16,6  $\text{mg S kg}^{-1}$  Boden (Weidelgrasbewuchs).

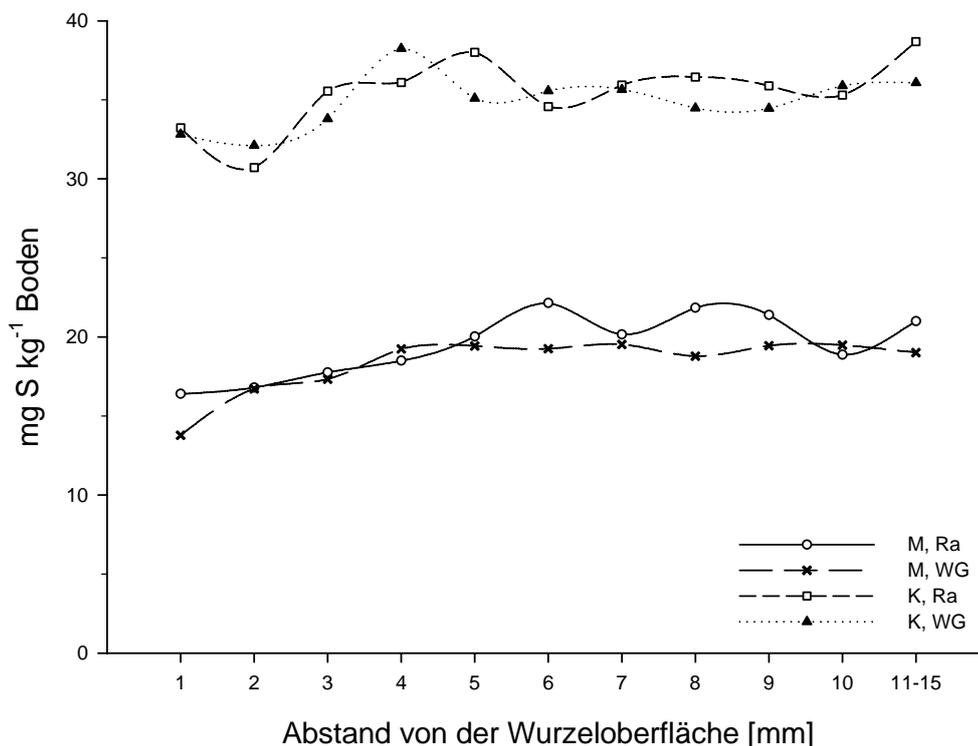


Abb. 4.36: HCl-extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

In beiden Böden findet eine tendenzielle Verarmung des HCl-extrahierbaren Schwefels in Wurzelnähe statt (Abb. 4.36), welche sich auf die ersten 5 - 6 mm

erstreckt und im Fall des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs für den wurzelnächsten Millimeter auch signifikant ist (Tab. A3.6).

Ein Einfluss der Pflanzenart auf die Höhe des HCl-extrahierbaren S kann nicht eindeutig nachgewiesen werden; tendenziell resultiert aber im mineralisch gedüngten Boden der Rapsbewuchs in etwas höheren Gehalten.

Der Versuch mit Senf und Weizen weist ebenfalls einen deutlich höheren Gehalt an HCl-extrahierbarem S im Kompost gedüngten Boden auf. Zusätzlich können in den wurzelnächsten 3 - 5 mm stärkere - teilweise signifikante - Abnahmen dieses Gehaltes nachgewiesen werden. Im Kompost gedüngten Boden liegt in Wurzelnähe ein höherer Gehalt unter Weizen-, in weiteren Entfernungen ein höherer Gehalt unter Senfbewuchs vor. Im mineralisch gedüngten Boden kann kein eindeutiger Einfluss der Bewuchsart auf den Gehalt an HCl-extrahierbarem S festgestellt werden.

### Durch sequentielle Extraktion bestimmter S

Die Kumulation der drei vorher beschriebenen einzelnen Fraktionen bringt erwartungsgemäß die unterschiedliche Düngungshistorie der beiden Versuchsböden noch einmal sehr deutlich zum Ausdruck (Abb. 4.37).

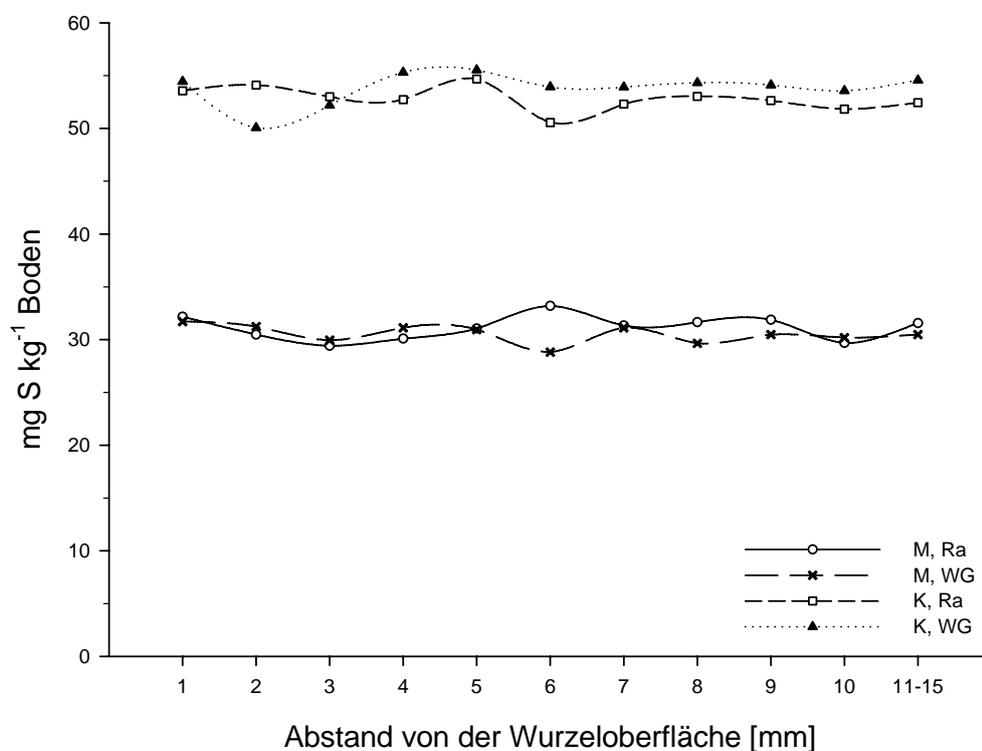


Abb. 4.37: Durch die sequentielle Extraktion bestimmter S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

Dabei weist der Kompost gedüngte Boden insgesamt - statistisch hoch bis sehr hoch gesichert (Tab. A3.9) - höhere Gesamtgehalte auf [ $\emptyset$  +67 % (Raps);  $\emptyset$  +76 % (Weidelgras)].

Die bei den Einzelfractionen sichtbaren Rhizosphärengradienten werden praktisch vollständig nivelliert.

Ein einheitlicher Einfluss der Pflanzenart ist nicht auszumachen. Der Kompost gedüngte Boden weist unter Rapsbewuchs tendenziell etwas höhere Gehalte als unter Weidelgrasbewuchs auf.

Eine synoptische Betrachtung der einzelnen Fraktionen für die unterschiedlichen Versuchsvarianten liefern die Abb. 4.38a bis Abb. 4.38d. Hier soll nochmals betont werden, dass der Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem Schwefel in unmittelbarer Wurzelnähe ansteigt.

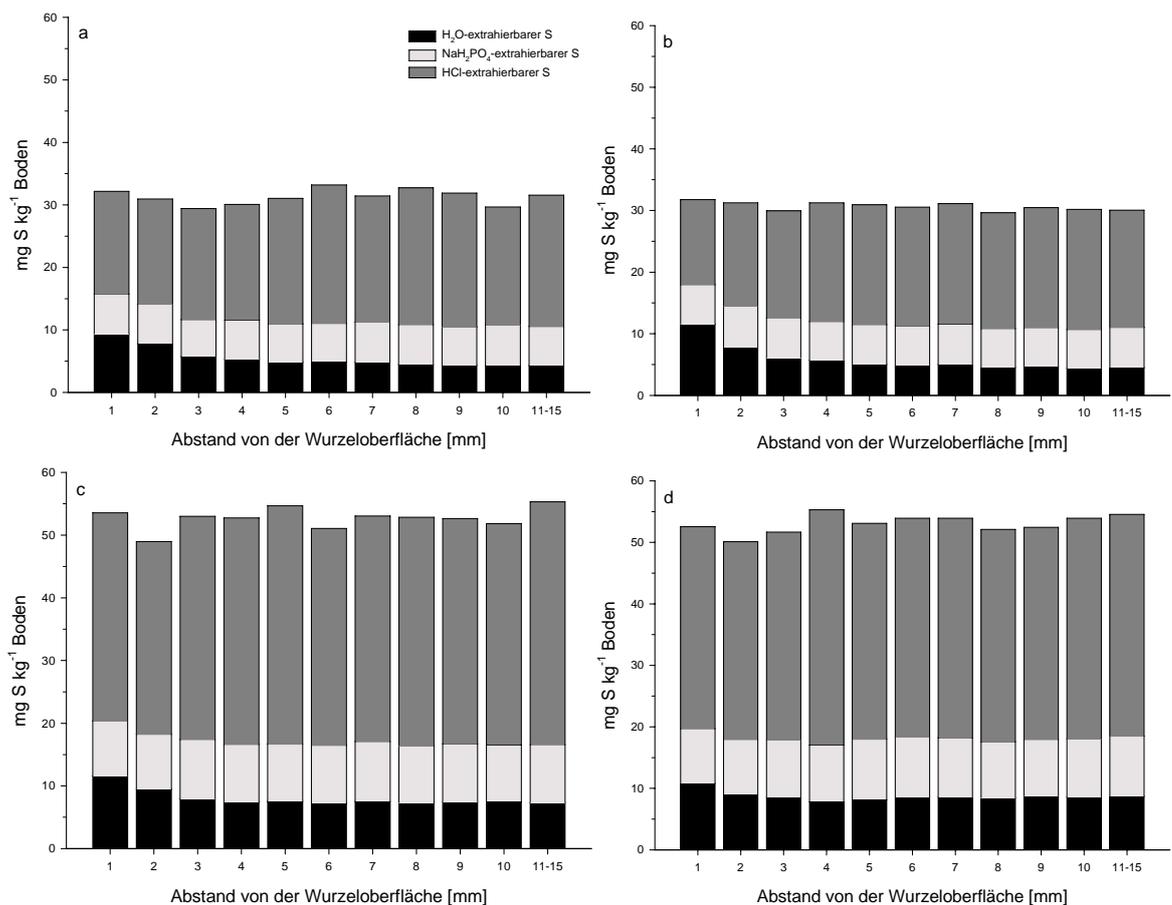


Abb. 4.38a - d: Durch die einzelnen Schritte der sequentiellen Extraktion bestimmter S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) für den mineralisch gedüngten Boden unter Raps- [4.38a] und Weidelgrasbewuchs [4.38b] sowie den Kompost gedüngten Boden unter Raps- [4.38c] und Weidelgrasbewuchs [4.38d]

Dies ist unter Rapsbewuchs etwas stärker ausgeprägt als unter Weidelgrasbewuchs und geht zu Lasten der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren (Kompost gedüngter Boden) und der  $\text{HCl}$ -extrahierbaren S-Fraktion. Umgekehrt liegt der Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem Schwefel im wurzelferneren Boden im Vergleich zum  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - und vor allem zum  $\text{HCl}$ -extrahierbaren S nur in relativ geringen absoluten Mengen vor.

Auch unter Senf- und Weizenbewuchs kann ein höchst signifikanter Unterschied in den Gehalten an anorganischem S des mineralisch und mit Kompost gedüngten Bodens nachgewiesen werden. Unter Senfbewuchs kommt es nicht zu einer Nivellierung der Rhizosphärenprofile, es kann eine Abnahme der Gehalte in Wurzelnähe festgestellt werden. Es besteht nur im Kompost gedüngten Boden ein leichter Unterschied zwischen den Bewuchsarten, allerdings überwiegt hier tendenziell der S-Gehalt unter Weizenbewuchs etwas.

#### **4.2.1.2 Organische S-Fractionen**

##### **Estersulfate**

Auch in der Höhe der Gehalte an Estersulfaten kommt die Düngungshistorie der beiden Versuchsböden zum Ausdruck. Langjährige Kompostdüngung resultiert im Vergleich zur mineralischen Düngung in einem etwa 1,3fach höheren Gehalt an Estersulfaten (Signifikanzen s. Tab. A3.11).

Durch eine Auflistung wird der unterschiedliche Gehalt der Estersulfate in verschiedenen Abständen von der Wurzeloberfläche besonders verdeutlicht (Tab. A3.1). In Tab. 4.15 ist dies exemplarisch für die unterschiedlich gedüngten und mit Raps bepflanzten Versuchsböden geschehen. Nach einer Versuchsdauer von 28 Tagen wird im mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs in unmittelbarer Wurzelnähe ein im Vergleich zum Referenzboden (Abstand von der Wurzeloberfläche 11 - 15 mm) um 15 % geringerer Gehalt und im entsprechend bewachsenen und mit Kompost gedüngten Boden ein um 10 % geringerer Gehalt festgestellt. Wird von einigen Ausreißern abgesehen, kann insgesamt eine tendenzielle Verarmung dieser S-Fraktion vom wurzelfernen zum wurzelnahen Boden festgehalten werden.

Ein einheitlicher Einfluss der Pflanzenart ist nicht auszumachen. Der Kompost gedüngte Boden weist unter Rapsbewuchs tendenziell etwas höhere Gehalte als unter Weidelgrasbewuchs auf.

Tab. 4.15: Gehalte an Estersulfaten (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) unter Rapsbewuchs; die Signifikanzniveaus beziehen sich auf die Unterschiede zwischen den verschiedenen gedüngten Böden

Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]	mineralische Düngung		Kompostdüngung		Signifikanzniveau
	MW [mg S kg <sup>-1</sup> Boden]	STABW [%]	MW [mg S kg <sup>-1</sup> Boden]	STABW [%]	
1	96,5	12,5	130	2,4	0,01
2	96,7	2,3	140	0,8	0,001
3	101	9,6	127	6,4	0,01
4	97,7	8,6	130	10,3	0,01
5	92,2	7,7	120	12,4	0,05
6	97,2	15,6	135	11,6	0,05
7	101	5,0	136	11,1	0,01
8	100	2,7	125	8,8	0,05
9	93,3	7,6	124	3,5	0,001
10	111	14,7	140	20,1	n. s.
11-15	114	16,0	144	7,9	0,05

MW = Mittelwert; STABW = Standardabweichung; n. s. = nicht signifikant; 0,05 = signifikant; 0,01 = hoch signifikant; 0,001 = höchst signifikant

Die Ergebnisse des Versuches mit Senf und Weizen stimmen größtenteils mit den hier beschriebenen überein. Mit Ausnahme des mineralisch gedüngten Bodens unter Weizenbewuchs ist in Wurzelnähe eine tendenzielle Abnahme des Gehaltes der Estersulfate festzustellen. Hauptsächlich im mineralisch gedüngten Boden liegt unter Senfbewuchs ein etwas höherer S-Gehalt in dieser Fraktion vor.

### C-gebundener S

Der Gehalt an C-gebundenem S wird sehr deutlich von der Düngungshistorie der Böden geprägt und ist in dem Kompost gedüngten Boden mehr als doppelt so hoch wie in dem langjährig mineralisch gedüngten Boden (Abb. 4.39; Signifikanzen s. Tab. A3.13).

Obwohl keine deutlichen Zu- oder Abnahmen des C-gebundenen Schwefels in der Wurzelumgebung abgebildet werden können, können unter Raps - vor allem im Kompost gedüngten Boden - tendenziell geringere Gehalte an C-gebundenem Schwefel nachgewiesen werden.

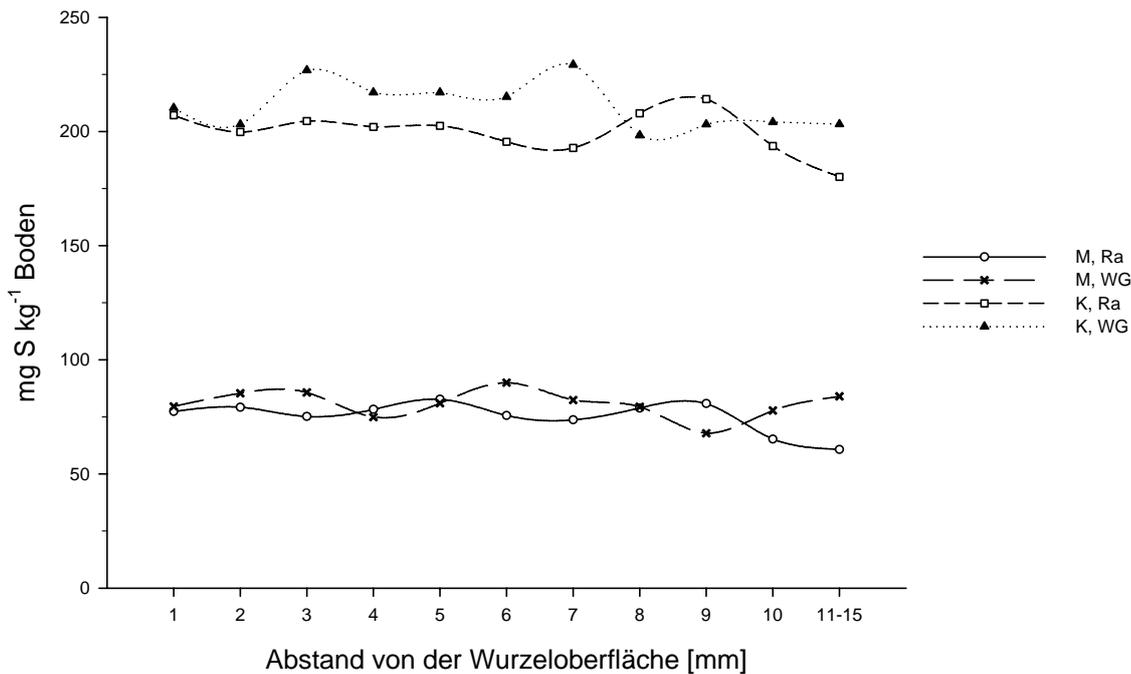


Abb. 4.39: C-gebundener S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

Im mineralisch gedüngten Boden liegen unter Weizenbewuchs tendenziell - und teilweise signifikant - höhere Gehalte an C-gebundenem S als unter Senfbewuchs vor.

Auf eine graphische Übersicht über alle S-Fractionen des Bodens für die einzelnen Abstände von der Wurzeloberfläche wird an dieser Stelle verzichtet, da in ihr die Unterschiede zwischen den anorganischen S-Fractionen auf Grund ihres geringeren Anteils am Gesamt-S nicht deutlich würden.

#### 4.2.1.3 pH-Werte

In diesem Kapitel wird wieder zuerst auf den Einfluss der Düngung eingegangen. Abb. 4.40 zeigt die pH-Werte der mit Raps bzw. Weidelgras bewachsenen mineralisch und Kompost gedüngten Böden. Die jahrelange Zufuhr von Kompost resultiert unter beiden Bewuchsarten in deutlich höheren pH-Werten [+ 0,13 - 0,38 (Raps) bzw. + 0,17 - 0,37 (Weidelgras) pH-Einheiten]. Diese Unterschiede sind für fast alle Wurzelentfernungen mindestens signifikant (Tab. A3.14).

Auffallend ist der deutliche Anstieg der pH-Werte des Kompost gedüngten Bodens mit zunehmender Wurzelnähe. Dieser beträgt bis zu 0,25 (Rapsbewuchs) bzw. bis zu 0,23 (Weidelgrasbewuchs) pH-Einheiten und ist statistisch abgesichert (Tab. A3.15).

Die mineralisch gedüngten Versuchsvarianten weisen im Gegensatz hierzu keinen Anstieg des pH-Wertes in Wurzelnähe auf.

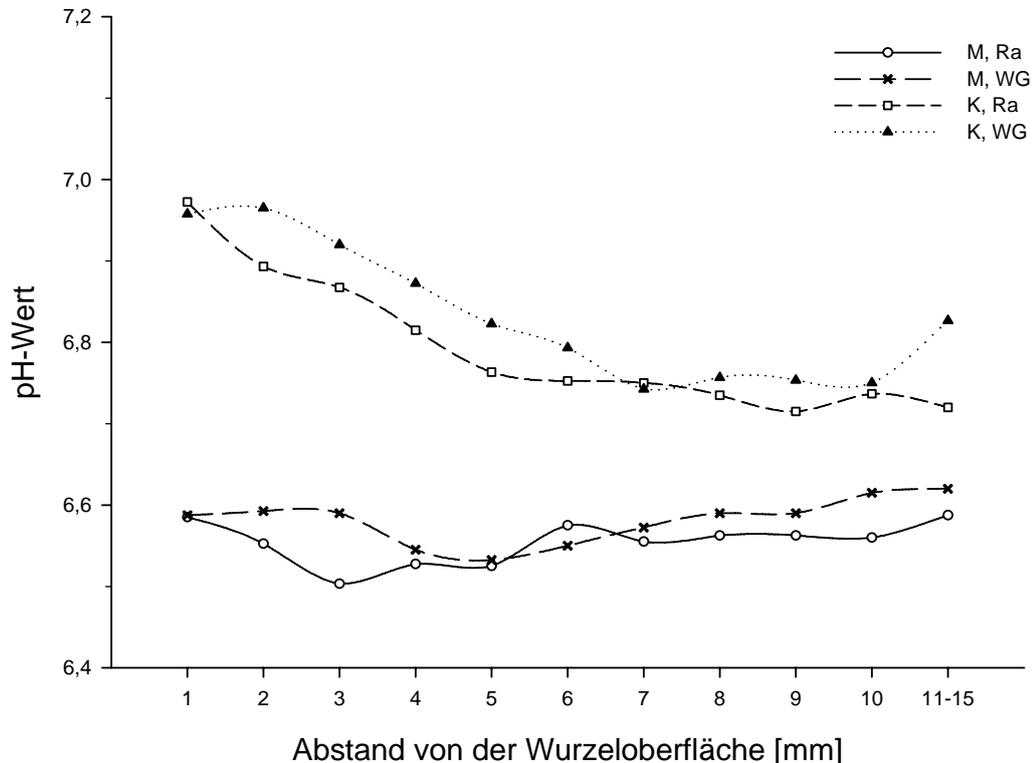


Abb. 4.40: pH-Werte für mineralisch (M) und Kompost gedüngten Boden (K) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) unter Raps- (Ra) bzw. Weidelgrasbewuchs (WG)

Der Einfluss des Bewuchses auf den pH-Wert ist im vorliegenden Versuch weniger stark ausgeprägt als derjenige der Düngung. Dies geht aus den ähnlichen Kurvenverläufen hervor. Tendenziell weisen aber die mit Weidelgras bepflanzten Böden einen geringfügig höheren pH-Wert auf.

Das Experiment mit Senf- und Weizenbewuchs unterscheidet sich in Bezug auf die pH-Werte in einigen Punkten recht deutlich von den hier dargestellten Ergebnissen des Experiments mit Raps- und Weidelgrasbewuchs; daher werden die Ergebnisse etwas deutlicher dargelegt. Die Gemeinsamkeit besteht in dem höchst signifikant höherem pH-Wert des Kompost gedüngten Bodens [+0,59 - 0,92 (Senf) bzw. +0,36- 0,55 (Weizen) pH-Einheiten].

Der Einfluss der Bewuchsart (Abb. 4.41) ist zwar weniger stark ausgeprägt als derjenige der Düngung, er ist aber dennoch deutlich zu erkennen. Die Böden unter Weizenbewuchs weisen einen tendenziell höheren pH-Wert auf. Im Falle des Kompost gedüngten Bodens ist der Unterschied mit 0,01 bis 0,19 pH-Einheiten noch relativ gering und nur in wenigen Entfernungen von der Wurzeloberfläche signifikant.

In dem mineralisch gedüngten Boden tritt der Unterschied mit 0,06 bis 0,69 pH-Einheiten bei weitem deutlicher hervor; mit Ausnahme der größten untersuchten Wurzelentfernung sind diese Unterschiede auch mindestens signifikant.

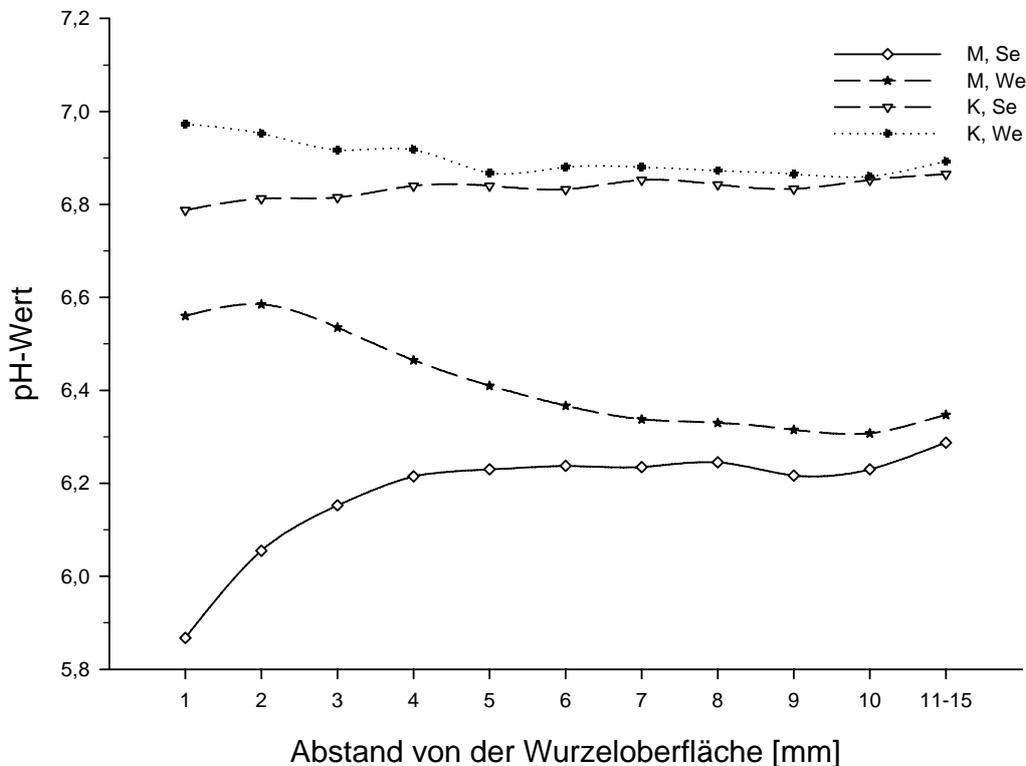


Abb. 4.41: pH-Werte für mineralisch (M) und Kompost gedüngten Boden (K) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) unter Senf- (Se) bzw. Weizenbewuchs (We)

Die pH-Werte beider mit Weizen bewachsenen Böden sind in den wurzelnächsten 2 - 3 mm bzw. 4 - 5 mm signifikant höher als in wurzelfernerer Abständen. Der mineralisch gedüngte Boden unter Senfbewuchs weist einen starken Abfall des pH-Wertes (-0,4 pH-Einheiten) in den wurzelnächsten Millimetern auf. In abgeschwächter Form gilt dies auch für den Kompost gedüngten Boden unter Senfbewuchs.

Der Bewuchs mit Weizen resultiert in nahezu allen Entfernungen von der Wurzeloberfläche in tendenziell - im mineralisch gedüngten Boden signifikant - höheren pH-Werten.

#### 4.2.1.4 Pflanzenbewuchs

Zur besseren Veranschaulichung des Pflanzenbewuchses werden in Abb. 4.42a und 4.42b Fotos der Pflanzen zum Erntetermin - nach vierwöchigem Wachstum - gezeigt. Optisch sind nur geringe Unterschiede erkennbar. Tendenziell sind die Pflanzen des

Kompost gedüngten Bodens aber eher etwas üppiger (Weidelgras) bzw. etwas höher (Raps) gewachsen.

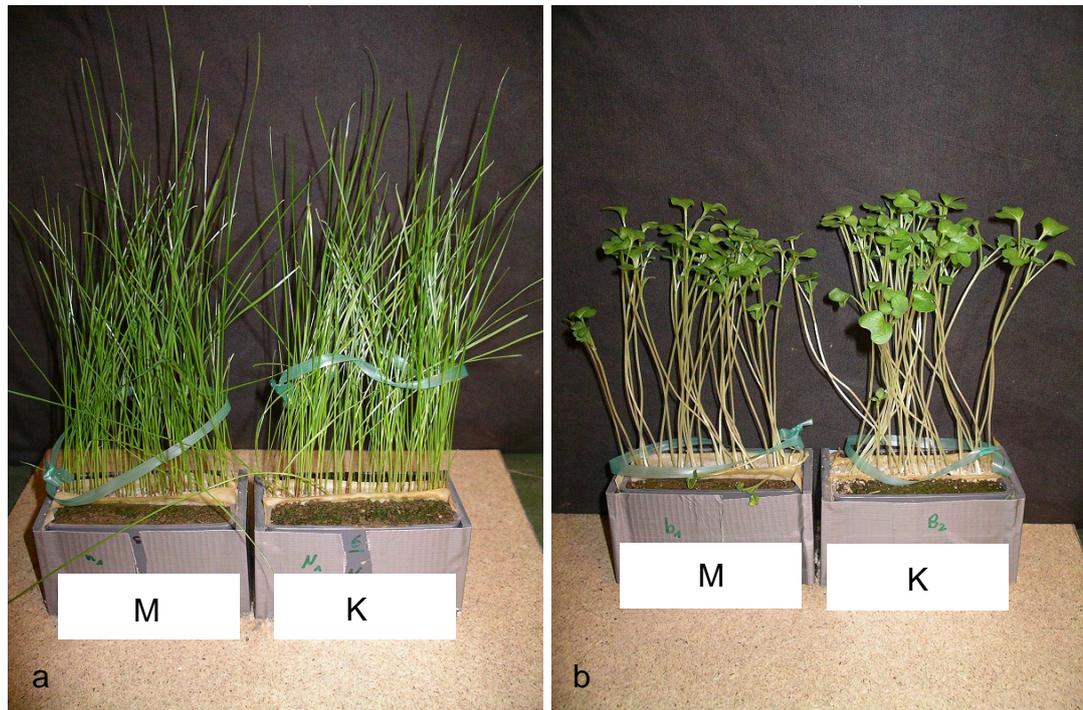


Abb. 4.42a - b: Weidelgras- [4.42a] und Rapsbewuchs [4.42b] nach vierwöchigem Wachstum in Abhängigkeit von dem verwendeten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden)

### S-Pflanzenentzug

Die S-Entzüge der Pflanzen setzen sich aus den TS-Erträgen und den S-Gehalten der Pflanzen zusammen, welche in der vorliegenden Arbeit nicht näher ausgeführt werden.

Die Unterschiede zwischen den verschiedenen gedüngten Böden sind nur schwach ausgeprägt. Bezogen auf den Raps ist der Entzug im mineralisch gedüngten, beim Weidelgras im Kompost gedüngten Boden minimal höher. (Abb. 4.43).

Der Raps weist im Kompost gedüngten Boden den 1,9fachen, im mineralisch gedüngten Boden den doppelten S-Entzug auf wie das Weidelgras. Diese Unterschiede sind auch für die Wurzeln und Sprosse signifikant (Tab. A3.16).

Der Versuch mit Senf und Weizenbewuchs weist in großen Teilen sehr ähnliche Ergebnisse auf wie derjenige mit Raps und Weidelgras. Die Unterschiede zwischen den Böden sind etwas deutlicher. Die im Kompost gedüngten Boden gewachsenen Pflanzen weisen teilweise höchst signifikant höhere S-Entzüge auf. Hervorgehoben werden soll der extrem hohe S-Entzug des Senfes. Er liegt um den Faktor 4,1

(Kompost gedüngter Boden = K) bzw. 5,0 (mineralisch gedüngter Boden = M) höher als der des Weizens und erreicht sogar die dreifache (K) bzw. die 2,6fache (M) Höhe des S-Entzuges durch den Raps.

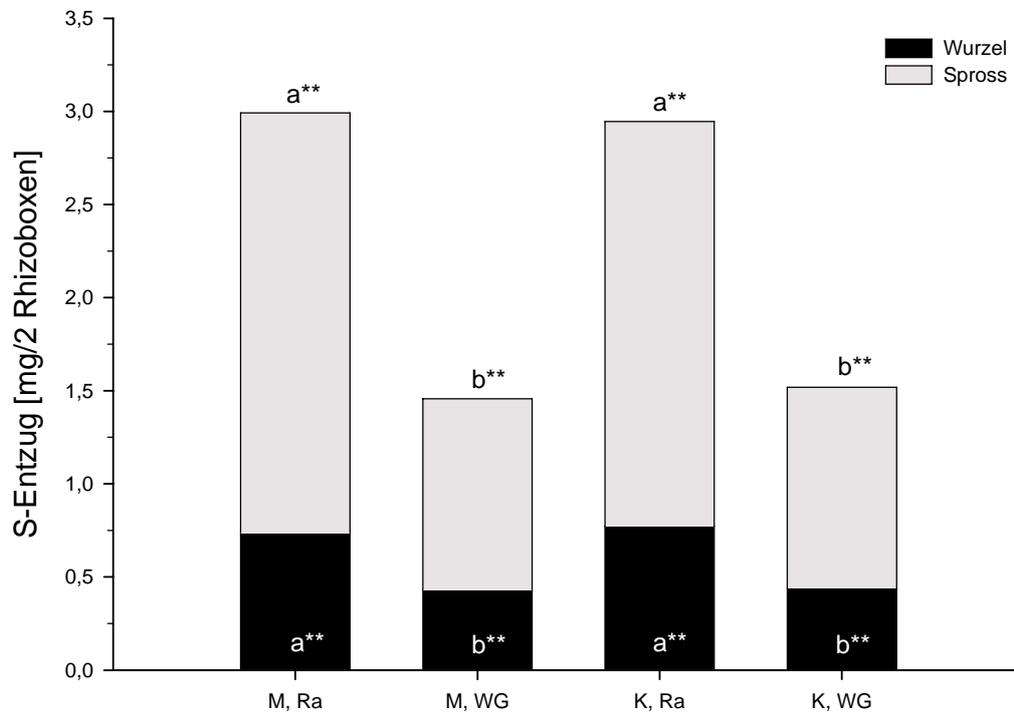


Abb. 4.43: Wurzel-, Spross- sowie Gesamtentzüge (in mg/2 Rhizoboxen) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras); verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Bewuchsarten (\*\* = 0,001); weiße Buchstaben beziehen sich auf die Wurzelentzüge, schwarze auf die Sprossentzüge

#### **4.2.2 Räumliche und zeitliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln**

Die Untersuchungen zur räumlichen und zeitlichen Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln wurden mit einem langjährig mit Kompost gedüngten und einem mineralisch gedüngten Boden mit den Versuchspflanzen Raps und Weidelgras durchgeführt. Da dieser Versuch neben den unterschiedlichen Düngevarianten und Bewuchsarten auch über unterschiedliche Erntezeitpunkte verfügt (nach drei, fünf und acht Wochen Pflanzenwachstum), kam es zu zahlreichen signifikanten Wechselwirkungen (vgl. Kapitel 4.1.1.1). Daher wird im Folgenden zuerst auf die verschiedenen Erntezeitpunkte und dann separat auf ihren Vergleich untereinander eingegangen.

Beim Abdrehen der Bodenmonolithe trat teilweise das Problem auf, dass sich die ersten Millimeter nicht gut voneinander trennen ließen, so dass in der Ergebnisdarstellung teilweise Mischproben der ersten Millimeter vorkommen. Dies ist immer dann der Fall, wenn nicht alle Millimeter einzeln dargestellt sind. Der dann jeweils zuerst dargestellte Millimeter entspricht einer Mischprobe aller Millimeter bis zu der dargestellten Wurzelentfernung.

Die in diesem Versuch dargestellten Entfernungen von der Wurzeloberfläche wurden im Bereich der ersten fünf Millimeter in einzelnen mm-Schritten, im Bereich vom 6. - 21. mm in 2 mm-Schritten abgedreht. Die Proben der Entfernungen 14 - 15 und 16 - 17 mm sowie 18 - 19 und 20 - 21 mm wurden dann jeweils gemischt und zusammen analysiert.

Dieser Versuch baut auf den in Kapitel 4.2.1 beschriebenen Versuchen auf und stellt eine Weiterentwicklung dieser dar. Die im Kapitel 4.2.1 genannten Ziele sollen hier in Bezug auf einen räumlich und zeitlich erweiterten Bereich verfolgt werden. Ähnliche Versuche liegen in der Literatur für das Nährelement Schwefel bisher nicht vor.

### 4.2.2.1 Anorganische S-Fractionen

#### H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S

##### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

Die Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S weisen nach drei-, fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum einige Parallelen auf. Beispielhaft sind in Abb. 4.44 und Abb. 4.45 die Rhizosphärenprofile nach drei- und achtwöchigem Pflanzenwachstum dargestellt. Bei der Beschreibung der Profile soll zunächst auf den Einfluss der Düngungshistorie der Versuchsböden auf diese S-Fraktion eingegangen werden.

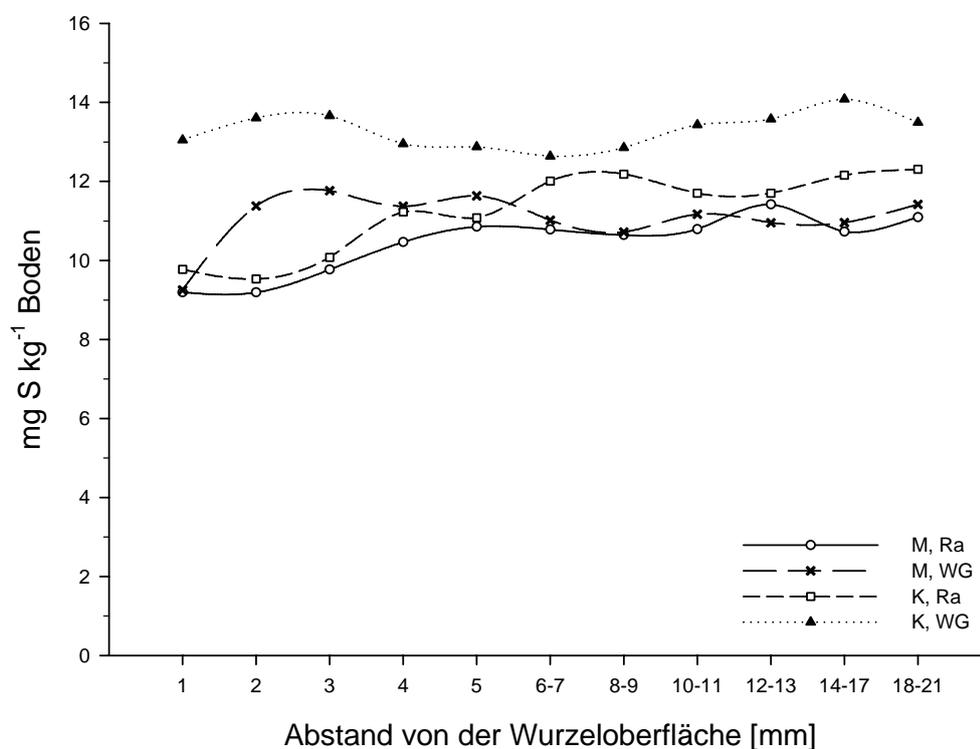


Abb. 4.44: H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum

Zu allen drei Ernteterminen ist der Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S im Kompost gedüngten Boden meist signifikant höher (Tab. A5.16). Die Unterschiede betragen nach dreiwöchigem Wachstum bis zu 3,1 mg S kg<sup>-1</sup> Boden (Weidelgras) bzw. 1,4 mg S kg<sup>-1</sup> Boden (Raps). Ab dem fünfwöchigem Wachstum weist fast in allen Wurzelentfernungen selbst die Bewuchsvariante des Kompost gedüngten Bodens mit dem niedrigeren Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S (Raps) einen höheren Gehalt auf als die Bewuchsvariante des mineralisch gedüngten Bodens mit dem höheren Gehalt (Weidelgras).

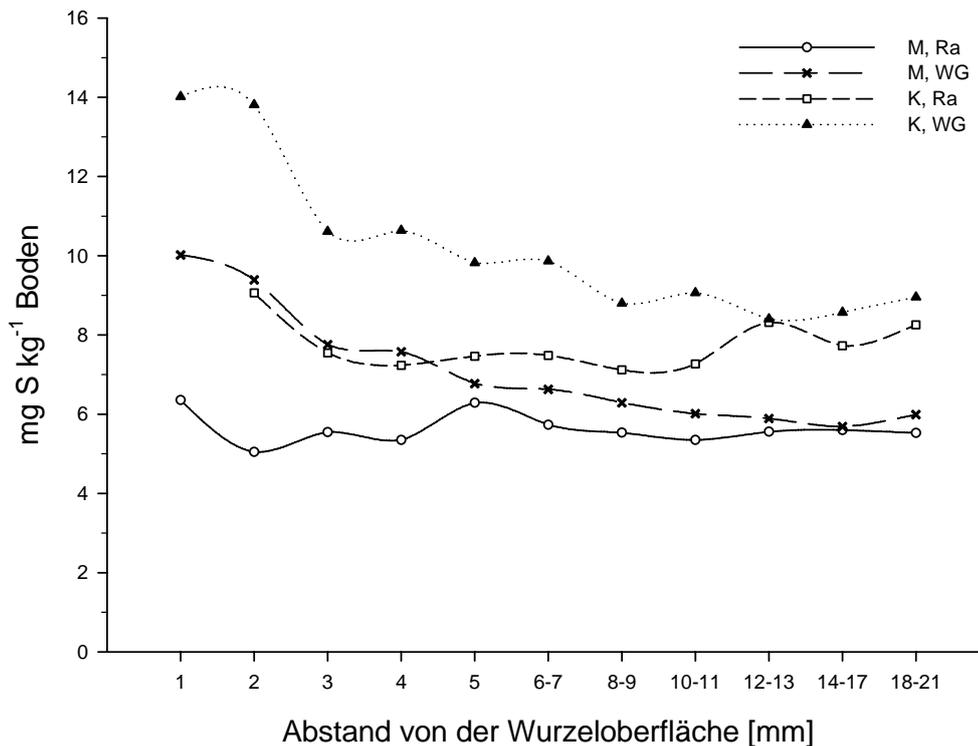


Abb. 4.45: H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum

Nach dreiwöchigem Wachstum ist eine Abnahme des Gehaltes an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in Wurzelnähe zu verzeichnen. Im Falle des Rapsbewuchses erstreckt sie sich auf etwa 5 - 6 mm. Signifikanzen können Tab. A5.11 bis A5.12 entnommen werden. Ab dem fünfwöchigem Wachstum ist ein deutlicher Anstieg dieses S-Gehalts in Wurzelnähe zu beobachten, was auch nach vierwöchigem Pflanzenwachstum (vgl. Kapitel 4.2.1.1) der Fall war. Während unter Rapsbewuchs vor allem in den wurzelnächsten Millimetern Anstiege im Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S der Böden festzustellen sind, ist dies unter Weidelgrasbewuchs stärker räumlich ausgedehnt. Bei der dritten Ernte kommt es auch im wurzelfernerem Boden (etwa ab mm 14-17; Abb. 4.45) noch zu höheren Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S. Dies verdeutlicht Tab. 4.16. Hier werden die für die verschiedenen Entfernungen von der Wurzeloberfläche ermittelten S-Gehalte mit denen der Entfernungen 18 - 21 mm verglichen. Zusätzlich ist ersichtlich, dass auch in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche deutliche Unterschiede zwischen allen Versuchsvarianten (Kompost gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs, mineralisch gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs) bestehen. Als Beispiel kann die Differenz der Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S des Kompost

gedüngten Bodens mit Weidelgrasbewuchs und des mineralisch gedüngten Bodens mit Rapsbewuchs gesehen werden, welche nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum in einer Entfernung von 18 - 21 mm von der Wurzeloberfläche  $4,9 \text{ mg S kg}^{-1}$  beträgt (Tab. A5.1a).

Tab. 4.16: Prozentuale Veränderungen des Gehaltes an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem Schwefel des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs (WG) in den wurzelnächsten Millimetern, verglichen mit dem Mittelwert der wurzelfernen mm (18-21); positive Werte werden ohne Vorzeichen dargestellt

Abstand zur Wurzeloberfläche [mm]	prozentuale Veränderungen [%]	
	M, WG	K, WG
1	67,3	56,5
2	56,8	54,2
3	29,5	18,5
4	26,5	18,8
5	13,1	9,7
6-7	10,7	10,2
8-9	5,04	-1,77
10-11	0,36	1,20
12-13	-1,67	-6,16
14-17	-5,03	-4,28

Bezüglich der Unterschiede zwischen den Pflanzenarten kann festgehalten werden, dass die Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S unter Weidelgrasbewuchs zu allen Ernteterminen über denen unter Rapsbewuchs liegen. Die Unterschiede steigen tendenziell mit zunehmender Wachstumsdauer und erreichen nach achtwöchigem Pflanzenwachstum in Wurzelnähe  $4,8 \text{ mg S kg}^{-1}$  Boden (Kompostdüngung) bzw.  $4,3 \text{ mg S kg}^{-1}$  Boden (Mineraldüngung) (Signifikanzen s. Tab. A5.14).

### Vergleich der Ernten

Im Vergleich der Ernten sind einige Parallelen zwischen den beiden Böden zu beobachten. So nimmt der Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S mit zunehmender Vegetationszeit deutlich - und in den meisten Fällen auch statistisch belegbar - ab.

In Abb. 4.46 und Abb. 4.47 wird der jeweilige Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S des **Kompost gedüngten Bodens** unter Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs an den drei Ernteterminen dargestellt. Unter beiden Bewuchsarten resultiert der kürzeste Wachstumszeitraum - abgesehen von den beiden wurzelnächsten Millimetern - in

den höchsten Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S. Die längste Wachstumsdauer führt tendenziell zu den niedrigsten Gehalten. Es bestehen einige signifikante Unterschiede zwischen den Gehalten an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S an den einzelnen Ernteterminen (Tab. A5.15).

Deutlich ausgeprägt ist der Unterschied zwischen den Kurvenverläufen des Kompost gedüngten Bodens im Zeitverlauf (Abb. 4.46, Rapsbewuchs). Während die kürzeste Wachstumszeit vor allem unter Rapsbewuchs eher in einer Abnahme des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S in der unmittelbaren Wurzelnahe resultiert, führt das längere Pflanzenwachstum zum zweiten Erntetermin bei beiden Bewuchsvarianten bereits zu einem deutlich sichtbaren Anstieg des Gehaltes. Dieser wird zum dritten Erntetermin hin noch übertroffen bzw. beginnt bereits in weiteren Entfernungen von der Wurzeloberfläche. Als Resultat wird - unabhängig von der Dauer des Pflanzenwachstums - etwa der gleiche Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in unmittelbarer Wurzelnahe festgestellt. In etwas abgeschwächter Form gilt dies auch für den Weidelgrasbewuchs.

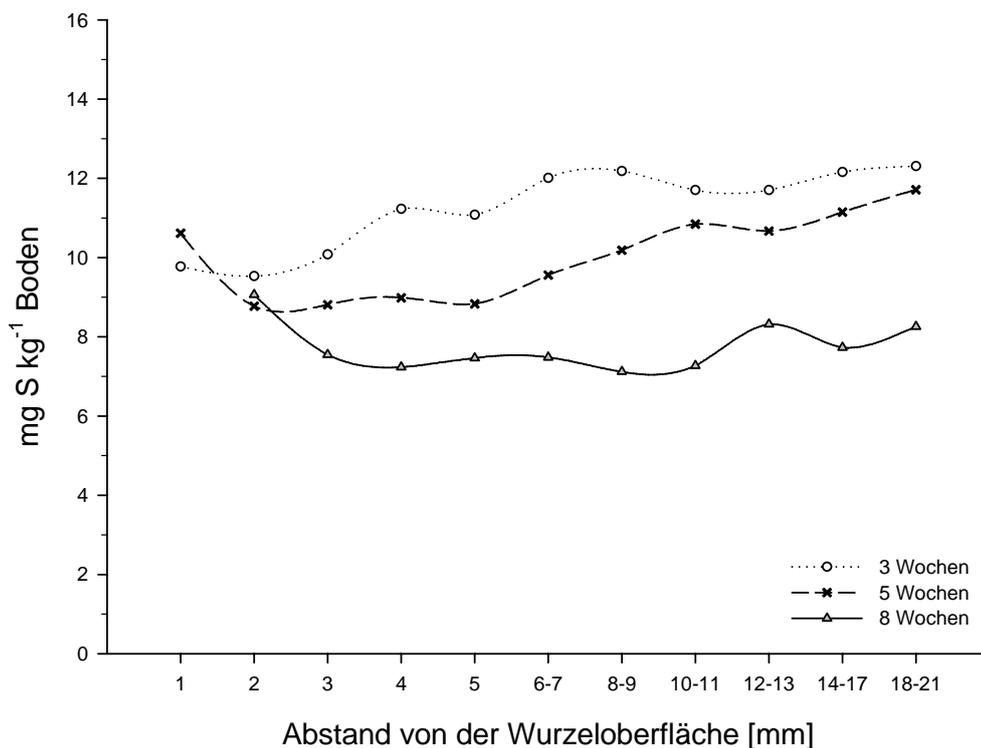


Abb. 4.47: H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des Kompost gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs

In Abb. 4.48 wird der jeweilige Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S im **mineralisch gedüngten Boden** unter Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche zu den drei Ernteterminen dargestellt. Besonders

auffallend ist der bei weitem höchste Gehalt nach einer Wachstumsperiode von drei Wochen. Er ist etwa doppelt so hoch wie an den späteren Ernteterminen, was auch in der statistischen Auswertung deutlich wird. Wie Abb. 4.48 zeigt, unterscheiden sich der zweite und dritte Erntetermin weniger voneinander, lediglich in wurzelfernen Bereichen (Abstand 14 - 17 mm) können signifikant höhere Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S nach fünfwöchigem Wachstum festgestellt werden (Tab. A5.15).

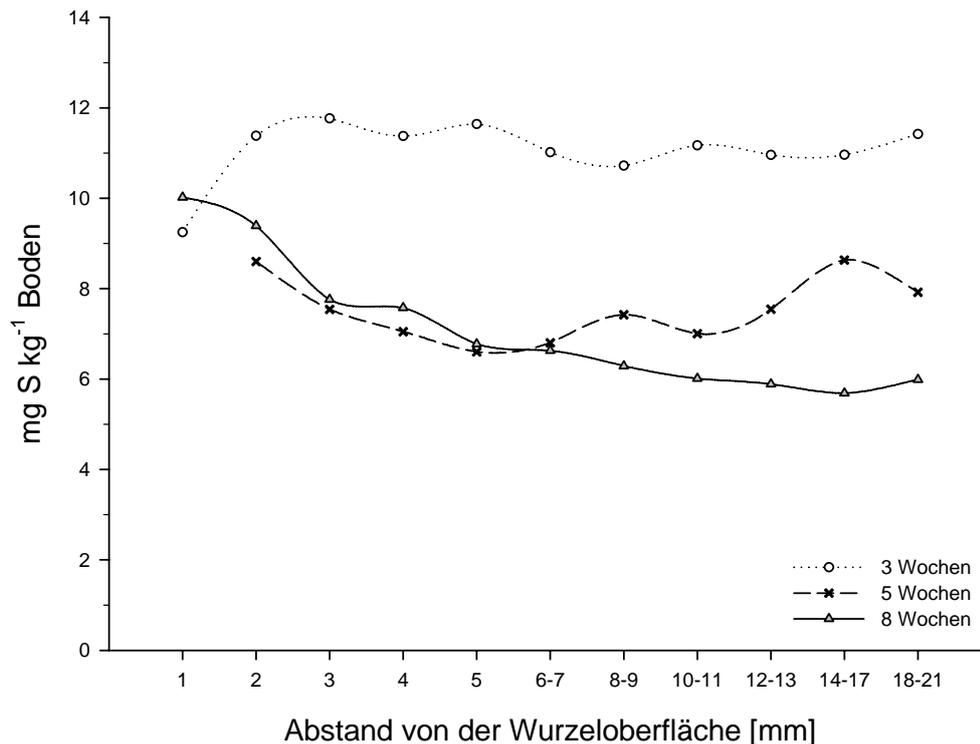


Abb. 4.48:  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs

Wie bereits für den Kompost gedüngten Boden erwähnt, fällt auch beim mineralisch gedüngten Boden ein differenzierter Kurvenverlauf zu den einzelnen Ernteterminen auf. Dies führt dazu, dass zumindest nach den beiden längeren Wachstumsperioden in den wurzelnächsten Millimetern etwa gleich hohe Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S vorliegen.

## **$\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarer S**

### **Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)**

In Abb. 4.49 und Abb. 4.50 sind die Rhizosphärenprofile des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S nach drei- und achtwöchigem Pflanzenwachstum dargestellt. Bei der Beschreibung der Profile soll zunächst auf den Einfluss der Düngungshistorie der

Versuchsböden auf diese S-Fraktion eingegangen werden. Unabhängig von der angebauten Pflanzenart und der Dauer des Pflanzenwachstums (drei, fünf, acht Wochen) weist der mit Kompost gedüngte Boden fast durchgehend signifikant höhere Gehalte dieser S-Fraktion auf. Die Unterschiede nehmen mit der Dauer des Pflanzenwachstums zu, bei der dritten Ernte weist der Kompost gedüngte Boden den bis zu 2,1fachen (Rapsbewuchs) bzw. bis zu 1,6fachen Gehalt (Weidelgrasbewuchs) auf (Abb. 4.50) (Signifikanzen s. Tab. A5.21).

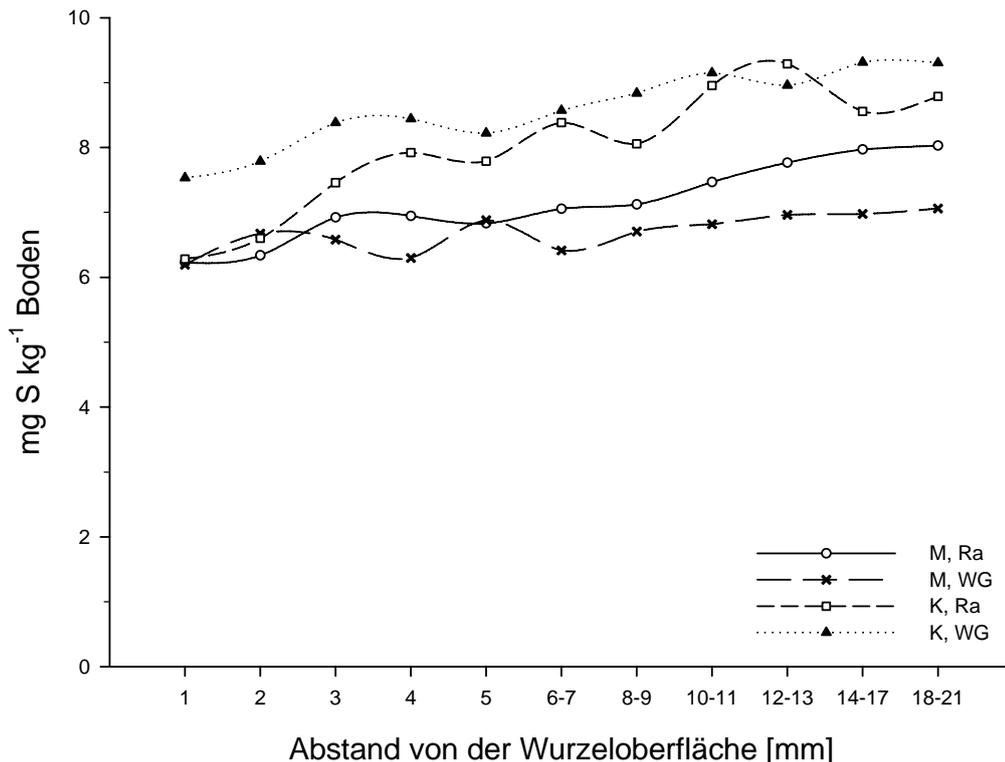


Abb. 4.49: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum

Nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum weisen alle Versuchsvarianten (Kompost gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs, mineralisch gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs) vorwiegend Abnahmen im Gehalt an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S in der Wurzelnähe auf (Signifikanzen s. Tab. A5.18 bis A5.19). Mit Ausnahme des Kompost gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs nähern sich die S-Gehalte der verschiedenen Versuchsvarianten in Wurzelnähe einander an (Abb. 4.49). Dies gilt auch nach fünföchigem Wachstum (Tab. A5.1a und Tab. A5.1b). Die Kurvenverläufe unterscheiden sich allerdings. Zur zweiten Ernte weisen alle Varianten in unmittelbarer Wurzelnähe einen etwas höheren S-Gehalt auf. Bis zu einer Entfernung von ca. 3 - 4 mm von der Wurzeloberfläche kommt es

aber auch nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum zu einer deutlichen, teilweise signifikanten Abnahme an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S.

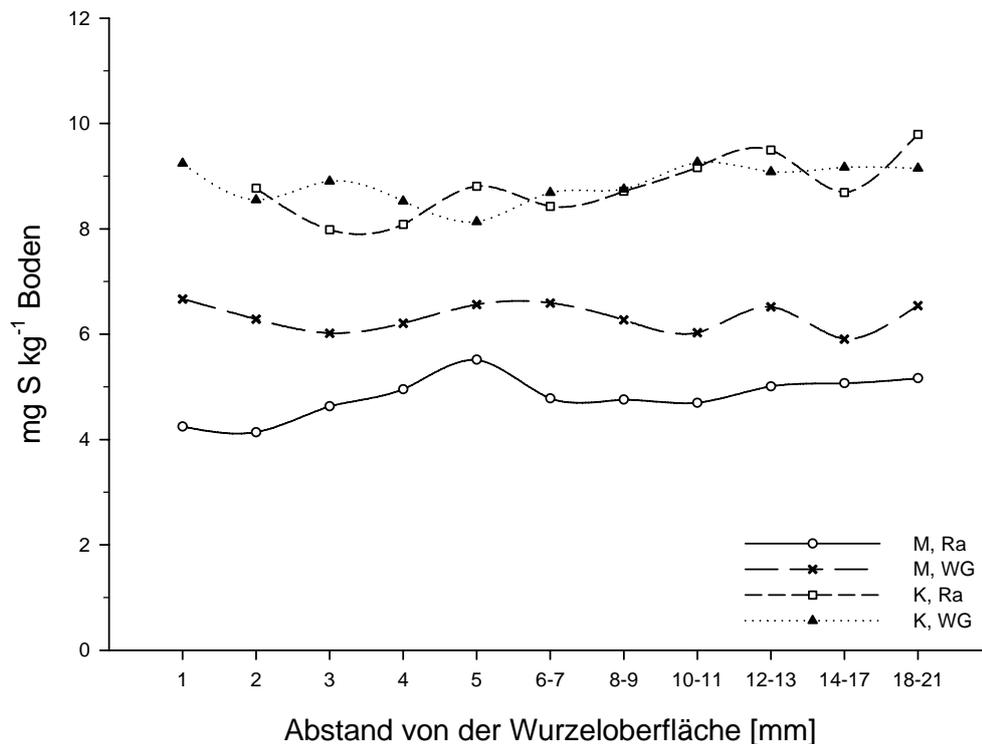


Abb. 4.50:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum

In Bezug auf den Einfluss des Bewuchses auf die  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbare S-Fraktion kommt es zu deutlichen Unterschieden. Nach dreiwöchigem Wachstum liegt im Kompost gedüngten Boden fast durchgehend ein höherer Gehalt unter Weidelgrasbewuchs, im mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs vor. Während im Kompost gedüngten Boden deutlichere Unterschiede in Wurzelnähe auftreten, ist dies im mineralisch gedüngten Boden ab einer Entfernung von sechs Millimetern der Fall. Nach fünfwöchigem Wachstum liegen kaum Unterschiede zwischen den Bewuchsarten vor. Dies gilt auch für den Kompost gedüngten Boden nach achtwöchigem Pflanzenwachstum. Im mineralisch gedüngten Boden können zur dritten Ernte allerdings bis zu 1,6fach höhere Gehalte an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S unter Weidelgrasbewuchs nachgewiesen werden (Abb. 4.50). Im mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs sinkt nach achtwöchigem Pflanzenwachstum der Gehalt des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S - bis zu einer Wurzelentfernung von 21 mm (Signifikanzen s. Tab. A5.20).

### Vergleich der Ernten

Im Vergleich der Ernten resultiert das fünfwöchige Pflanzenwachstum in beiden Böden fast durchgängig in den signifikant niedrigsten Gehalten an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S (Tab. A5.1a, A5.1b, A5.22).

In Abb. 4.51 wird der jeweilige Gehalt an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S des Kompost gedüngten Bodens unter Pflanzenbewuchs an den drei Ernteterminen am Beispiel des Weidelgrases dargestellt.

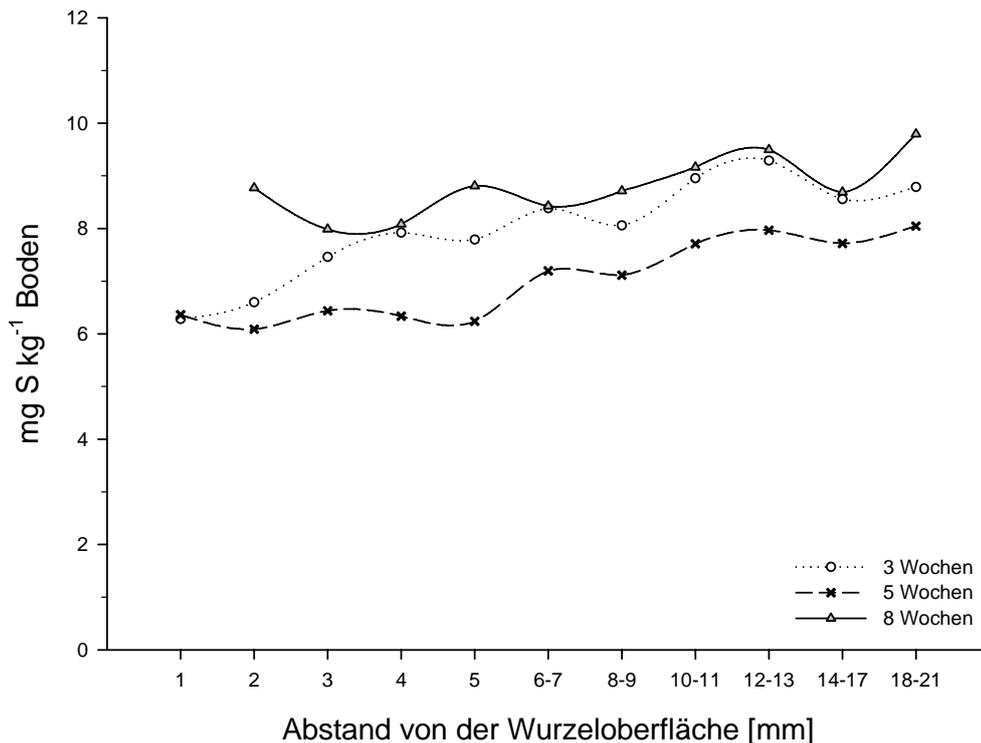


Abb. 4.51:  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des Kompost gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs

Die S-Gehalte nach dem kürzesten und dem längsten Wachstumszeitraum unterscheiden sich nur relativ marginal, wenn auch unter Rapsbewuchs das achtwöchige Wachstum in tendenziell höheren Gehalten an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S resultiert. Deutlichere Unterschiede bestehen aber unter beiden Pflanzenarten nur bis zu einer Wurzelentfernung von 3 - 4 mm.

Auffallend ist wiederum der unterschiedliche Kurvenverlauf bei den drei Ernten, wenn auch - teilweise abgesehen von den wurzelnächsten 1 - 3 mm - mit zunehmender Wurzelnähe der Gehalt an  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S abnimmt. In der direkten Wurzelumgebung wird unter Rapsbewuchs bei den ersten beiden Ernten tendenziell eine leichte Abnahme, nach achtwöchigem Pflanzenwachstum eine leichte Zunahme

dieser S-Fraktion festgestellt. Es kommt bei den ersten beiden Ernteterminen, wie schon in der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion, zu einer Angleichung zumindest der Gehalte an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S in der unmittelbaren Wurzelnahe. Ähnliches gilt auch unter Weidelgrasbewuchs. Bei den ersten beiden Ernten nähern sich die Gehalte an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S einander an, wenn die Kurvenverläufe hier auch unterschiedlich sind (Abb. 4.51). Zum zweiten und dritten Erntetermin kann eine Erhöhung des Gehaltes dieser S-Fraktion in der direkten Wurzelnahe nachgewiesen werden. Die kürzeste Wachstumszeit resultiert in einer leichten Abnahme, wodurch die eben erwähnte Annäherung erreicht wird.

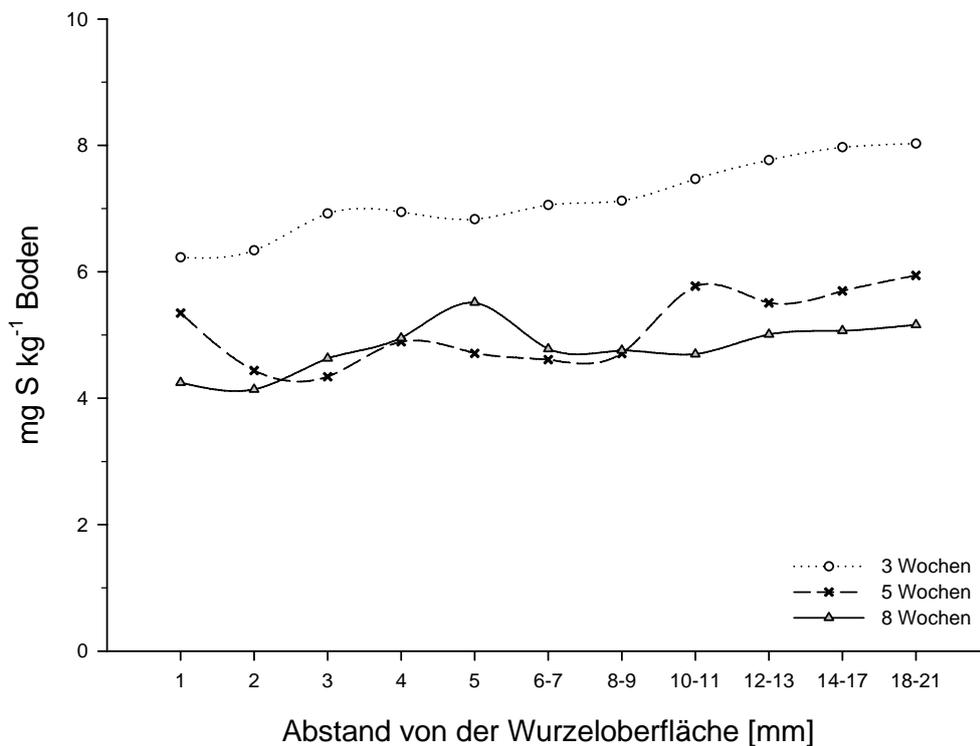


Abb. 4.52: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des mineralisch gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs

Im mineralisch gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Boden liegen ähnliche Tendenzen vor wie in dem Kompost gedüngten Boden, weshalb hier nicht nochmals im Detail darauf eingegangen wird.

Der mineralisch gedüngte Boden unter Rapsbewuchs (Abb. 4.52) weist den signifikant höchsten Gehalt an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S nach der kürzesten Wachstumszeit auf. Der Unterschied zwischen den beiden übrigen Ernteterminen ist deutlich geringer. Besonders im weiter von der Wurzel entfernten Bereich ist der S-Gehalt beim zweiten Termin aber tendenziell - teilweise auch signifikant - etwas höher (Tab. A5.1a und A5.22).

Gerade unter Weidelgrasbewuchs besteht wiederum die Tendenz, dass sich die S-Gehalte in der unmittelbaren Wurzelnähe zu den verschiedenen Ernteterminen einander annähern. So fällt der Gehalt nach der kürzesten Wachstumsphase leicht ab, nach der mittleren steigt er relativ deutlich an (Tab. A5.1a). Dieser Effekt tritt auch unter dem Rapsbewuchs auf dem mineralisch gedüngten Boden auf, allerdings unterscheidet sich der dritte Erntetermin hier in der direkten Wurzelumgebung deutlicher von den anderen.

### HCl-extrahierbarer S

#### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

In dem langjährig mit Kompost gedüngten Boden können gegenüber dem mineralisch gedüngten Boden nach drei-, fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum durchgehend mindestens signifikant höhere Gehalte an HCl-extrahierbarem S nachgewiesen werden (Tab. A5.2a, A5.2b, A5.28). Die Gehalte unter Rapsbewuchs sind bis zu 2,7fach, die unter Weidelgrasbewuchs bis zu 3,3fach so hoch (fünfwöchiges Wachstum, Abb. 4.53).

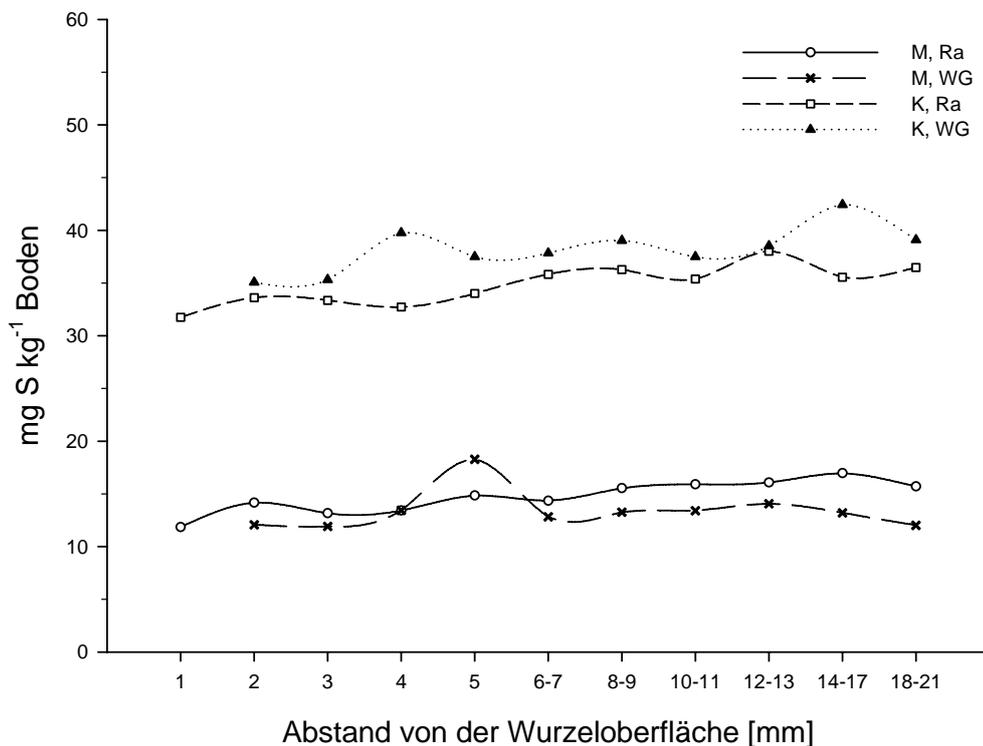


Abb. 4.53: HCl-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum

Mit Ausnahme des mineralisch gedüngten Bodens nach dreiwöchigem Wachstum (Tab. A5.2a, A5.2b) können in allen Versuchsvarianten (Kompost gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs, mineralisch gedüngter Boden mit Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs) zu allen Ernteterminen Abnahmen des Gehaltes an HCl-extrahierbarem S mit zunehmender Wurzelnähe festgestellt werden (Signifikanzen Tab. A5.23 bis A5.24). Diese nehmen mit der Verlängerung des Pflanzenwachstums zu und erstrecken sich teilweise über die gesamten untersuchten 21 mm. Die deutlichsten Abnahmen liegen mit bis zu  $7,8 \text{ mg S kg}^{-1}$  Boden (Weidelgrasbewuchs) bzw. bis zu  $7,4 \text{ mg S kg}^{-1}$  Boden (Rapsbewuchs) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum im Kompost gedüngten Boden vor (Abb. 4.54).

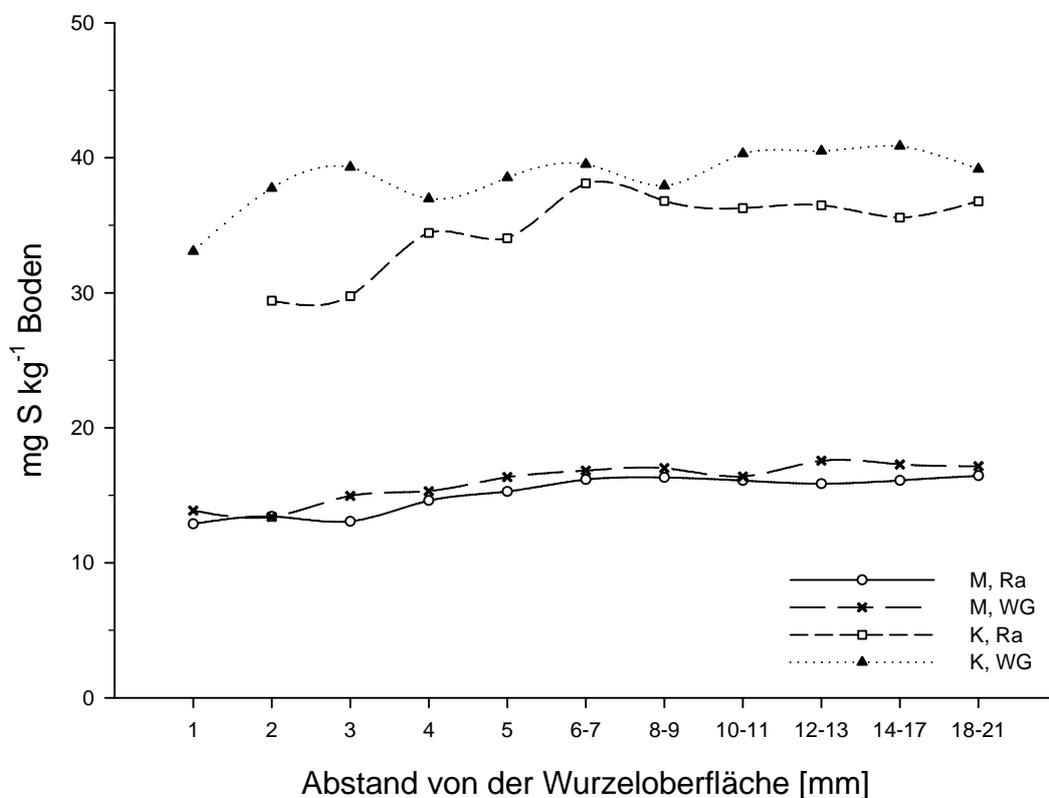


Abb. 4.54: HCl-extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum

Durch die Bewuchsarten hervorgerufene Unterschiede im Gehalt an HCl-extrahierbarem S lassen sich erst ab dem fünföchigen Wachstum feststellen (Signifikanzen s. Tab. A5.26). Hier liegen im Kompost gedüngten Boden etwas höhere Gehalte unter Weidelgrasbewuchs, im mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs vor. Nach achtwöchigem Wachstum weisen beide Böden unter Weidelgrasbewuchs die höheren Gehalte an HCl-extrahierbarem S auf; im Kompost

gedüngten Boden liegen mit durchschnittlich  $4,3 \text{ mg S kg}^{-1}$  Boden aber die weitaus deutlicheren Unterschiede vor.

### Vergleich der Ernten

Beim Vergleich der Gehalte an HCl-extrahierbarem S an den drei Ernteterminen sind einige Parallelen zwischen den verschiedenen gedüngten Böden zu beobachten. Der Gehalt an HCl-extrahierbarem S nimmt bei fast allen Versuchsvarianten mit zunehmender Wurzelnähe ab (Tab. A5.2a, A5.2b). Außerdem liegt der Gehalt dieser S-Fraktion nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum - mit Ausnahme des Kompost gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs - immer höher als zu den späteren Ernteterminen.

In Abb. 4.55 und Abb. 4.56 werden die Gehalte an HCl-extrahierbarem S des Kompost gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs bzw. des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs an den drei Ernteterminen dargestellt.

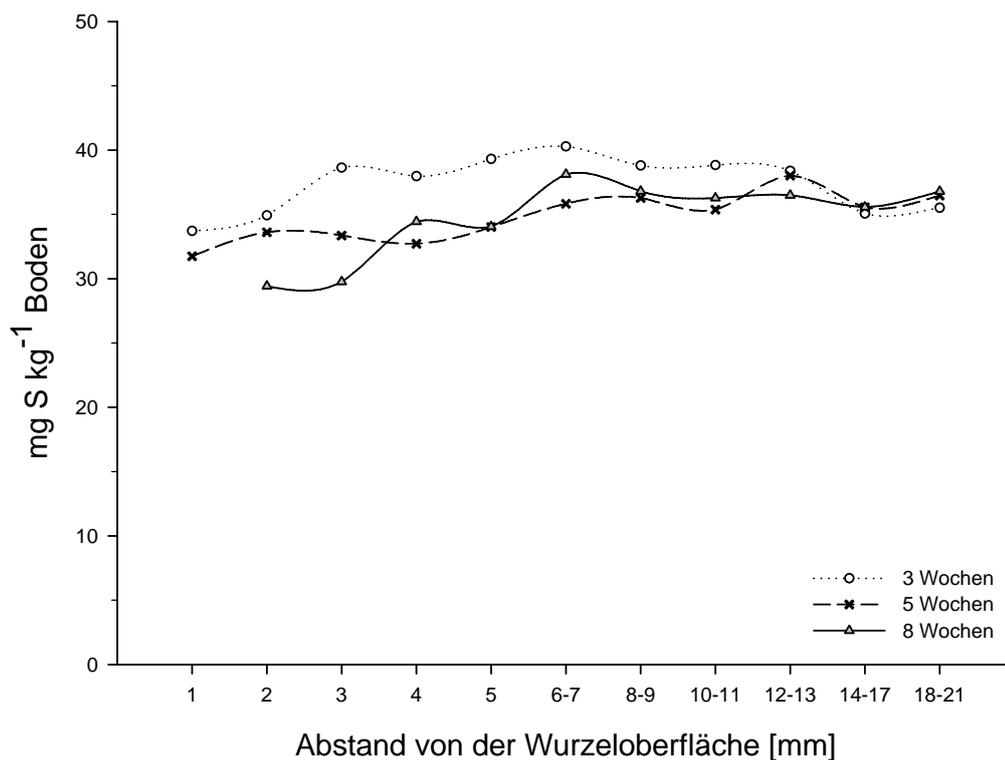


Abb. 4.55: HCl-extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des Kompost gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs

Der Rapsbewuchs des Kompost gedüngten Bodens führt gerade in der unmittelbaren Wurzelnähe mit zunehmender Wachstumszeit zu einer Absenkung des HCl-extrahierbaren S. Mit einer wachsenden Entfernung von der Wurzeloberfläche (ab dem vierten Millimeter) sowie im mineralisch gedüngten Boden sind in dieser

Hinsicht aber praktisch keine Unterschiede zwischen dem zweiten und dritten Erntetermin zu erkennen. In weiterer Wurzelferne (etwa ab dem 12. mm) liegt im Kompost gedüngten Boden - unabhängig von der Bewuchsart - zu allen drei Ernteterminen ein vergleichbarer Gehalt an HCl-extrahierbarem S vor (Signifikanzen s. Tab. A5.27).

Der mineralisch gedüngte Boden weist unter Weidelgrasbewuchs (Abb. 4.56) zunächst eine deutliche Abnahme des Gehalts an HCl-extrahierbarem S mit zunehmender Wachstumsdauer der Pflanzen auf.

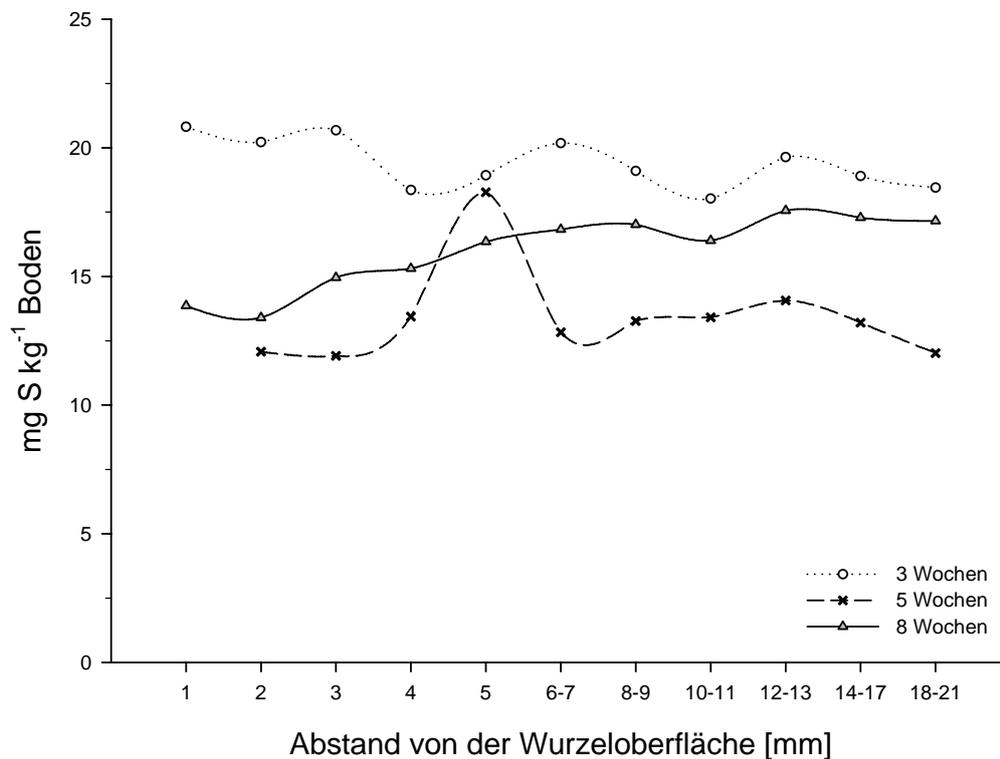


Abb. 4.56: HCl-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen) des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs

Zwischen der zweiten und dritten Ernte steigt dieser Gehalt allerdings wieder. Während die kürzeste Wachstumszeit eher eine leichte Steigerung des Gehaltes an HCl-extrahierbarem S in den wurzelnächsten 3 - 4 mm aufweist, resultieren die längeren Wachstumsperioden eher in einer Minderung dieses Gehaltes in der unmittelbaren Wurzelnähe.

Der mit Weidelgras bewachsene Kompost gedüngte Boden zeigt keinen eindeutigen Einfluss der Wachstumszeit auf den Gehalt an HCl-extrahierbarem S.

## Durch sequentielle Extraktion bestimmter S

### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

Die Kumulation der drei vorher beschriebenen anorganischen S-Fractionen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -, HCl-extrahierbarer S) bringt nach drei-, fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum erwartungsgemäß die unterschiedliche Düngungshistorie der beiden Versuchsböden noch einmal sehr deutlich zum Ausdruck (Tab. 4.17). Nach dreiwöchigem Wachstum liegt die Summe der drei S-Fractionen auf dem Kompost gedüngten Boden hoch signifikant (im Mittel der untersuchten Entfernungen, unabhängig von der Bewuchsart 62%) über dem mineralisch gedüngten Boden (Tab. A5.32). Nach fünfwöchigem Wachstum werden Steigerungen von bis zu 115 % (Rapsbewuchs) bzw. 127 % (Weidelgrasbewuchs) erreicht. Ähnliche Werte liegen auch nach achtwöchigem Wachstum vor.

Rapsbewuchs führt an allen Ernteterminen zu einer Abnahme der Summe der anorganischen S-Fractionen in der unmittelbaren Wurzelnähe. Dies wird in Abb. 4.57 und Abb. 4.58 exemplarisch für den Kompost gedüngten Boden des ersten bzw. den mineralisch gedüngten Boden des zweiten Erntetermins dargestellt.

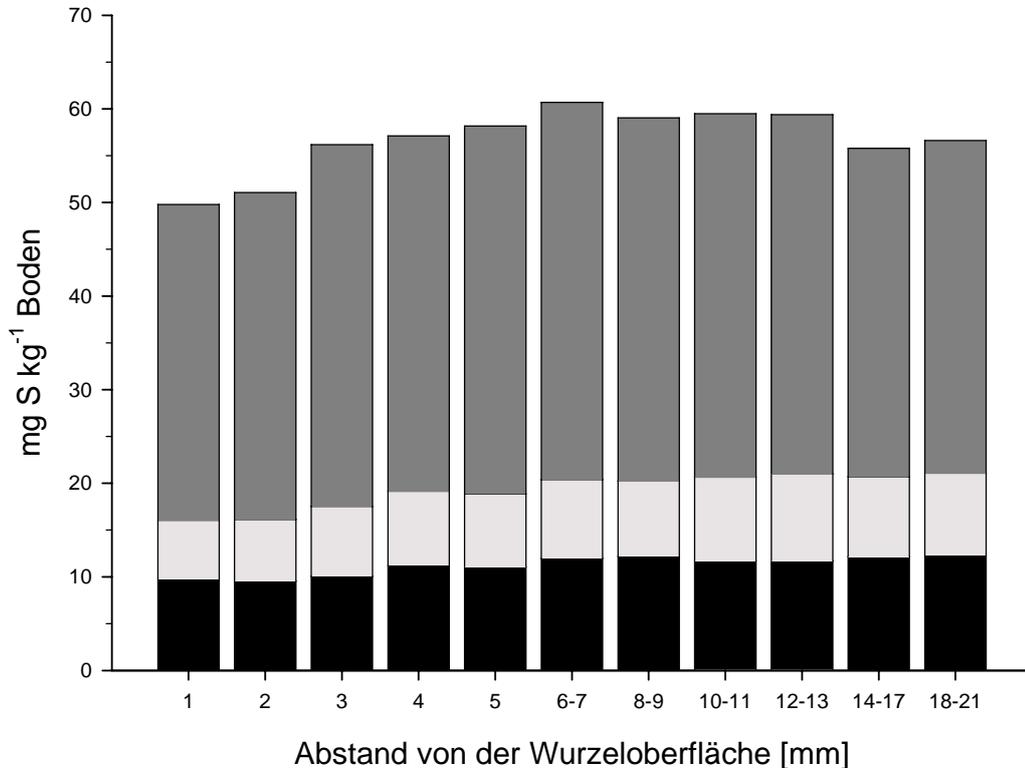


Abb. 4.57: Durch die einzelnen Schritte der sequentiellen Extraktion bestimmter S (in  $mg\ kg^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) für den Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum

Unter Weidelgrasbewuchs kann ein solcher Effekt - in schwächerer Ausprägung - nur nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum im Kompost gedüngten Boden festgestellt werden (Tab. 4.17; Signifikanzen s. Tab. A5.33).

Die Art des Pflanzenbewuchses wirkt sich ebenfalls unterschiedlich auf den mittels sequentieller Extraktion bestimmten S aus. Unabhängig von der Entfernung von der Wurzeloberfläche und der Dauer des Pflanzenwachstums lassen sich in den mit Weidelgras bepflanzten Böden zum Teil signifikant höhere S-Gehalte nachweisen (Tab. A5.31).

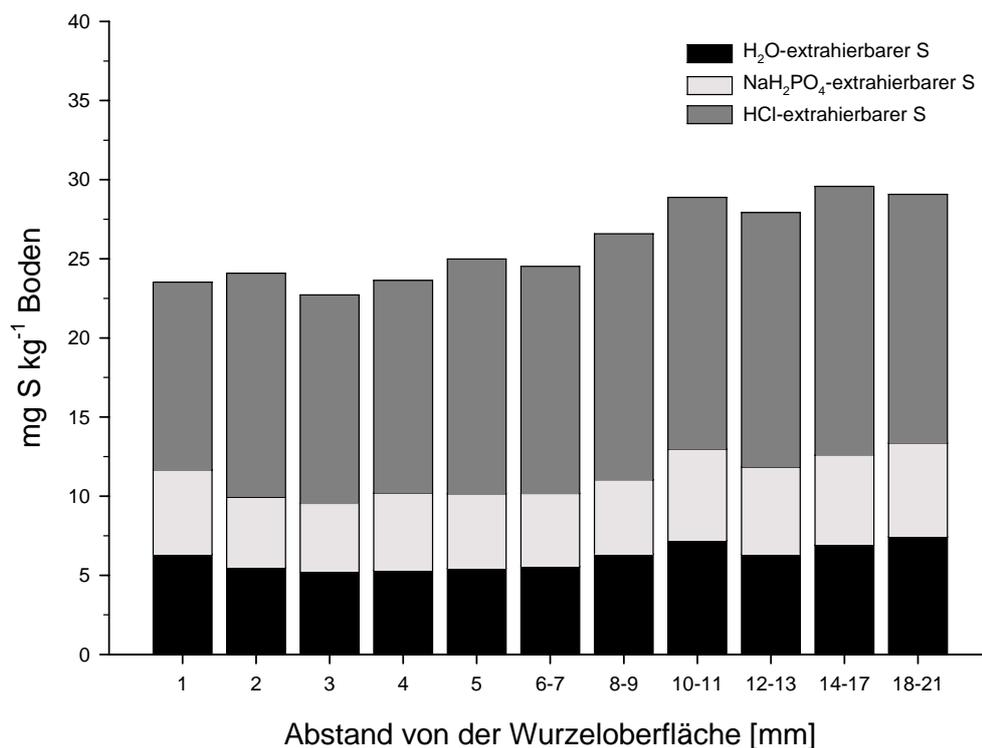


Abb. 4.58: Durch die einzelnen Schritte der sequentiellen Extraktion bestimmter S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) für den mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum

### Vergleich der Ernten

Die Kumulation der drei vorher einzeln beschriebenen S-Fractionen resultiert in deutlichen Unterschieden zwischen den verschiedenen Wachstumsperioden (Tab. 4.17). Die höchsten kumulierten Gehalte an anorganischem S liegen für fast alle Abstände von der Wurzeloberfläche nach dem dreiwöchigen Pflanzenwachstum vor - unabhängig von der Düngungshistorie der beiden Böden. Zu den späteren Ernteterminen können auf dem mineralisch gedüngten Boden unabhängig von der angebauten Pflanzenart fast durchgehend mindestens hoch signifikant (um etwa ein Drittel) niedrigere S-Gehalte nachgewiesen werden. Der Unterschied zwischen den

beiden längeren Wachstumszeiten fällt deutlich geringer aus. In dem mineralisch gedüngten und mit Weidelgras bewachsenen Boden resultiert der mittlere Erntetermin durchgehend in den niedrigsten Gehalten an anorganischem S. Für beide Böden unter Rapsbewuchs trifft dies vor allem in den etwas wurzelfernerer Abständen (hauptsächlich ab 8 mm) ebenfalls zu (Signifikanzen s. Tab. A5.34).

Tab. 4.17: Durch die einzelnen Schritte der sequentiellen Extraktion bestimmter S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem Bewuchs (Raps, Weidelgras), der Bodenbehandlung (Kompostdüngung, Mineraldüngung) und den verschiedenen Ernteterminen (1. Ernte = 3 Wochen Pflanzenwachstum, 2. Ernte = 5 Wochen Pflanzenwachstum, 3. Ernte = 8 Wochen Pflanzenwachstum)

Bewuchs	Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]	mineralisch gedüngter Boden			kompostgedüngter Boden		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> luftgetrockneter Boden]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> luftgetrockneter Boden]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
Raps	1	31,8	24,3	23,4	49,5	47,6	-
	2	32,1	24,1	24,4	51,9	49,0	47,3
	3	33,3	22,7	24,1	56,8	48,8	45,3
	4	36,3	23,6	25,7	57,1	48,6	50,5
	5	35,0	25,0	27,1	58,2	50,1	50,3
	6-7	34,8	25,2	26,7	60,1	52,2	54,0
	8-9	35,3	27,1	27,0	58,7	55,0	52,0
	10-11	36,6	28,9	27,0	59,2	54,1	52,7
	12-13	37,5	28,2	26,7	59,1	56,3	54,3
	14-17	36,6	29,2	26,6	55,9	55,0	52,8
	18-21	37,4	29,1	27,8	59,6	56,2	54,2
Weidelgras	1	36,3	-	31,0	55,3	-	57,9
	2	36,0	26,3	29,1	58,6	57,7	60,5
	3	39,0	23,9	29,5	57,3	51,5	58,5
	4	35,6	25,5	29,1	57,3	56,8	56,0
	5	37,2	29,9	30,1	58,0	53,4	56,5
	6-7	37,7	24,9	30,0	59,7	56,5	58,1
	8-9	36,5	26,3	29,6	60,5	56,3	55,5
	10-11	35,6	26,2	28,8	62,4	55,1	58,3
	12-13	36,6	27,4	29,8	58,7	57,3	59,5
	14-17	37,2	27,7	27,9	62,2	61,9	58,6
	18-21	37,7	27,0	29,7	68,1	58,0	57,4

Hervorzuheben ist auch der Einfluss der angebauten Pflanzenart auf die Gehalte des mittels sequentieller Extraktion erfassten S. Sie liegen fast ohne Ausnahme unter Raps niedriger als unter Weidelgras.

#### 4.2.2.2 Organische S-Fractionen

##### Estersulfate

##### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

Der Kompost gedüngte Boden weist - unabhängig von der Bewuchsart - nach drei-, fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstums jeweils deutlich höhere Gehalte an Estersulfaten auf als der mineralisch gedüngte Boden (Tab. A5.3a, A5.3b). Dieser Unterschied nimmt mit Verlängerung des Pflanzenwachstums leicht ab - im Fall des Rapses von 34 % (Ernte 1) auf 29 % (Ernte 3, Tab. 4.18) im Mittel der Entfernungen von der Wurzeloberfläche. Er lässt sich aber fast durchgehend statistisch absichern (Tab. A5.37).

Tab. 4.18: Gehalte an Estersulfaten (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) und zugehörige Signifikanzniveaus in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) für die Varianten mit Rapsbewuchs nach achtwöchigem Pflanzenwachstum; die Signifikanzniveaus beziehen sich auf die Unterschiede zwischen den verschiedenen gedüngten Böden

Abstand zur Wurzeloberfläche [mm]	mineralische Düngung		Kompostdüngung		Signifikanz- niveau
	MW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ Boden]	STABW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ Boden]	MW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ Boden]	STABW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ Boden]	
1	79,4	3,9	-	-	-
2	82,9	7,4	98,5	9,5	0,05
3	83,3	7,1	104	10,2	0,05
4	87,6	6,4	111	5,3	0,001
5	87,8	5,2	120	9,5	0,001
6-7	83,2	0,9	109	16,4	0,05
8-9	82,1	1,8	107	21,2	n. s.
10-11	82,2	6,1	113	11,5	0,01
12-13	82,3	3,1	108	3,5	0,001
14-17	83,6	3,8	102	26,7	n. s.
18-21	84,2	4,4	113	21,3	0,05

MW = Mittelwert; STABW = Standardabweichung; n. s. = nicht signifikant; 0,05 = signifikant; 0,01 = hoch signifikant; 0,001 = höchst signifikant

Eine signifikante Abnahme der Gehalte an Estersulfaten in Wurzelnähe ist nicht zu erkennen. Es liegen aber eindeutige Tendenzen vor, am deutlichsten wird das nach fünföchigem Wachstum im mineralisch gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs (Abb. 4.59).

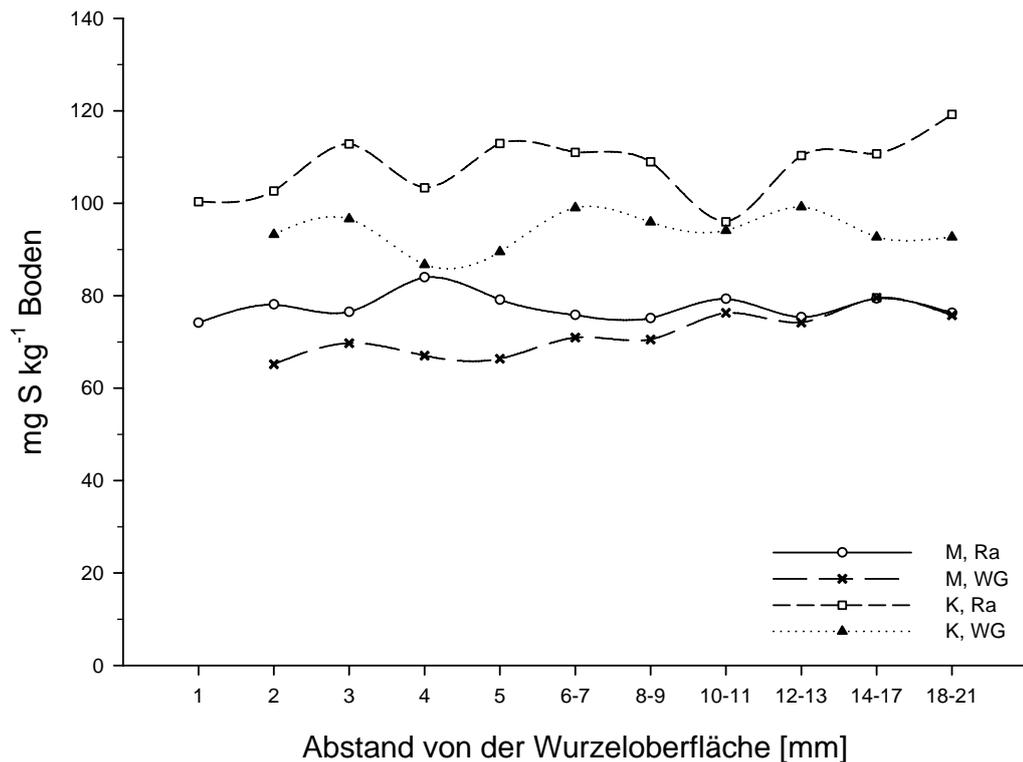


Abb. 4.59: Gehalte an Estersulfaten (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum

Ein deutlicher Unterschied zwischen den Bewuchsarten lässt sich erst nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum feststellen. Wie auch nach achtwöchigem Pflanzenwachstum liegen die Gehalte an Estersulfaten unter Rapsbewuchs um bis zu 29 % (Kompostdüngung) bzw. 25 % (Mineraldüngung) höher als unter Weidelgrasbewuchs. Besonders hervorzuheben sind die Kurvenverläufe des mineralisch gedüngten Bodens nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum. In unmittelbarer Wurzelnähe führen beide Bewuchsarten zu unterschiedlichen Gehalten an Estersulfaten, in weiterer Entfernung von der Wurzel sind die Gehalte hingegen fast identisch. Im Kompost gedüngten Boden bzw. nach achtwöchigem Wachstum auch im mineralisch gedüngten Boden fallen diese Unterschiede in allen untersuchten Entfernungen recht deutlich aus.

Es ist ebenfalls ersichtlich, dass sich der Einfluss der Pflanzen auf eine Entfernung von nahezu 20 mm von der Wurzeloberfläche ausdehnt (Abb. 4.59). Während nach dreiwöchigem Wachstum vorwiegend Unterschiede zwischen den verschieden gedüngten Böden zu beobachten waren, gilt dies nach achtwöchigem Wachstum auch verstärkt für die Bewuchsarten.

## Vergleich der Ernten

Die unterschiedlich langen Wachstumszeiten bewirken vor allem in den mit Raps bepflanzten Böden deutliche Unterschiede in den Gehalten an Estersulfaten (Tab. A5.3a, A5.3b). So führt im mineralisch gedüngten Boden eine Verlängerung des Pflanzenwachstums zu höheren Gehalten (Abb. 4.60). Unterschiede zwischen dem drei- und achtwöchigen Pflanzenwachstum sind in einigen Wurzelentfernungen statistisch abgesichert (Tab. A5.38). Der Kompost gedüngte Boden mit Rapsbewuchs weist zum ersten Erntetermin - verglichen mit den späteren Ernten - nahezu in allen untersuchten Wurzelentfernungen den niedrigsten Gehalt an Estersulfaten auf. Lediglich in der unmittelbaren Wurzelnähe liegen an allen drei Ernteterminen annähernd identische Gehalte an Estersulfaten vor (Abb. 4.61).

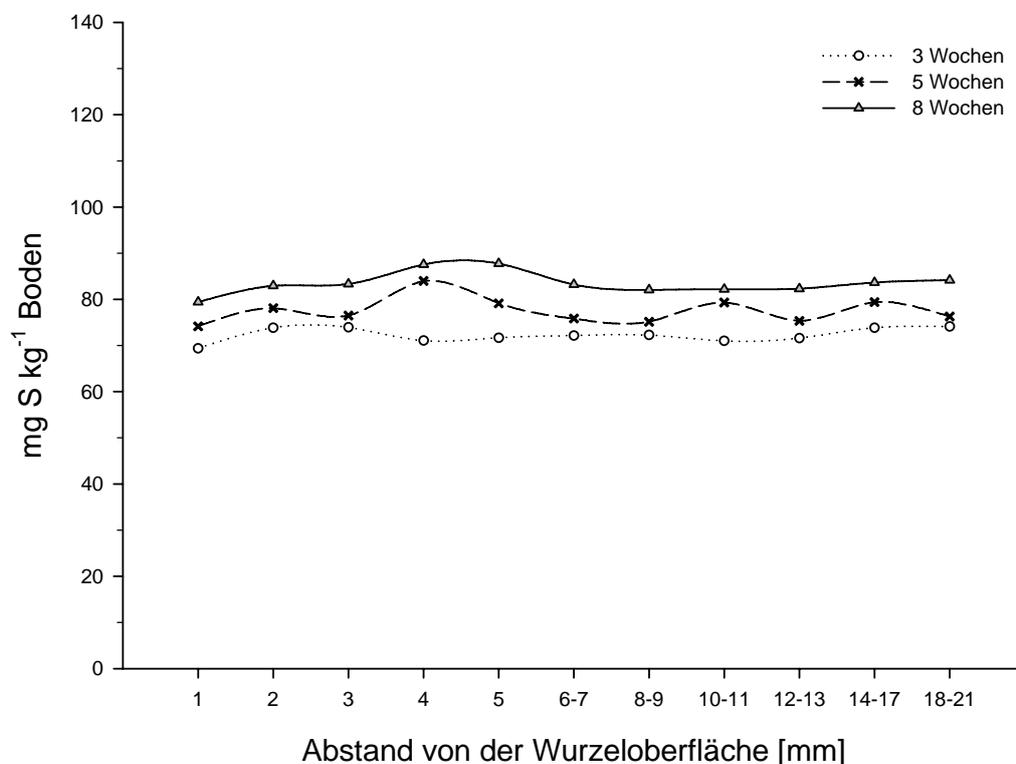


Abb. 4.60: Gehalte an Estersulfaten (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen)

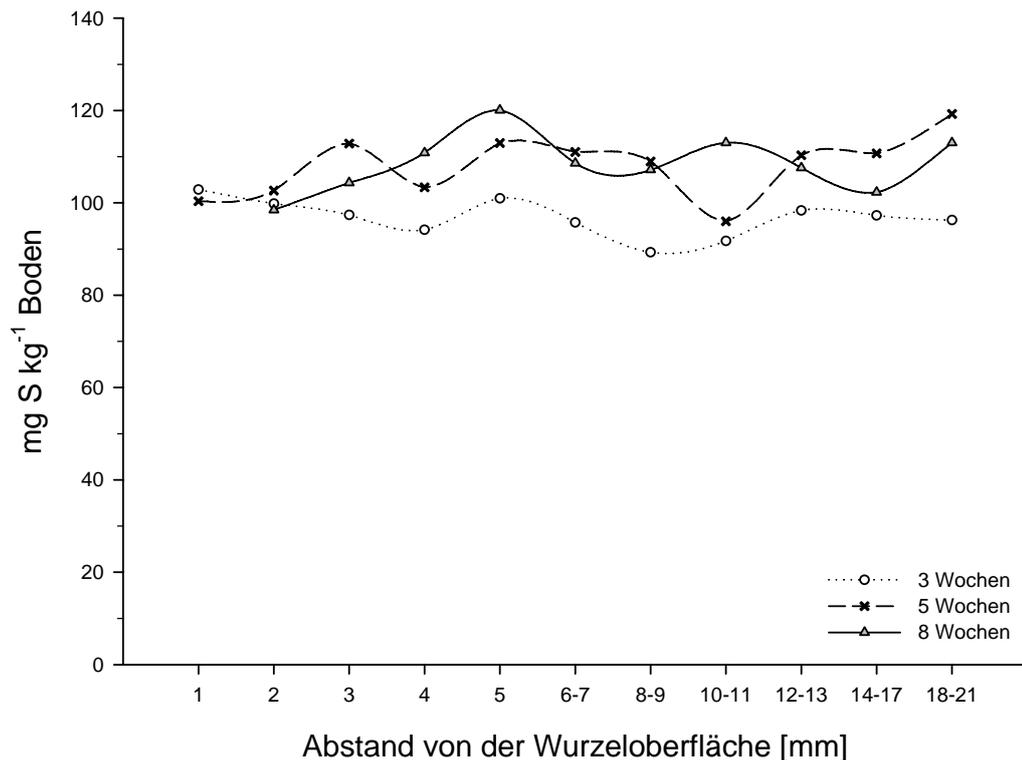


Abb. 4.61: Gehalte an Estersulfaten (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des Kompost gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen)

## C-gebundener S

### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

Die Gehalte an C-gebundenem S werden nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum fast ausschließlich durch die Düngungshistorie der Böden geprägt (Abb. 4.62). Die jahrelange Zufuhr von Kompost resultiert im mit Raps bepflanzten Boden in bis zu 250 % des Gehaltes an C-gebundenem S des mineralisch gedüngten Bodens, im Mittel der Wurzelentfernungen in 236 %. Im mit Weidelgras bepflanzten Boden führt die Kompostdüngung verglichen mit der mineralischen Düngung zu einer Steigerung um bis zu 147 % bzw. im Mittel der Wurzelentfernungen 134 %. Die Unterschiede zwischen den Gehalten an C-gebundenem S der unterschiedlich gedüngten Böden sind in allen untersuchten Entfernungen von der Wurzeloberfläche höchst signifikant (Tab. A5.40) und treten in ähnlicher Deutlichkeit auch nach fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum auf (Tab. A5.3a, A5.3b).

Nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum kann in beiden Böden ein leichter tendenzieller Anstieg des Gehaltes an C-gebundenem S unter Rapsbewuchs in Wurzelnähe festgestellt werden. Zur dritten Ernte beträgt er bis zu 8 % (Mineraldüngung) bzw. bis zu 10 % (Kompostdüngung).

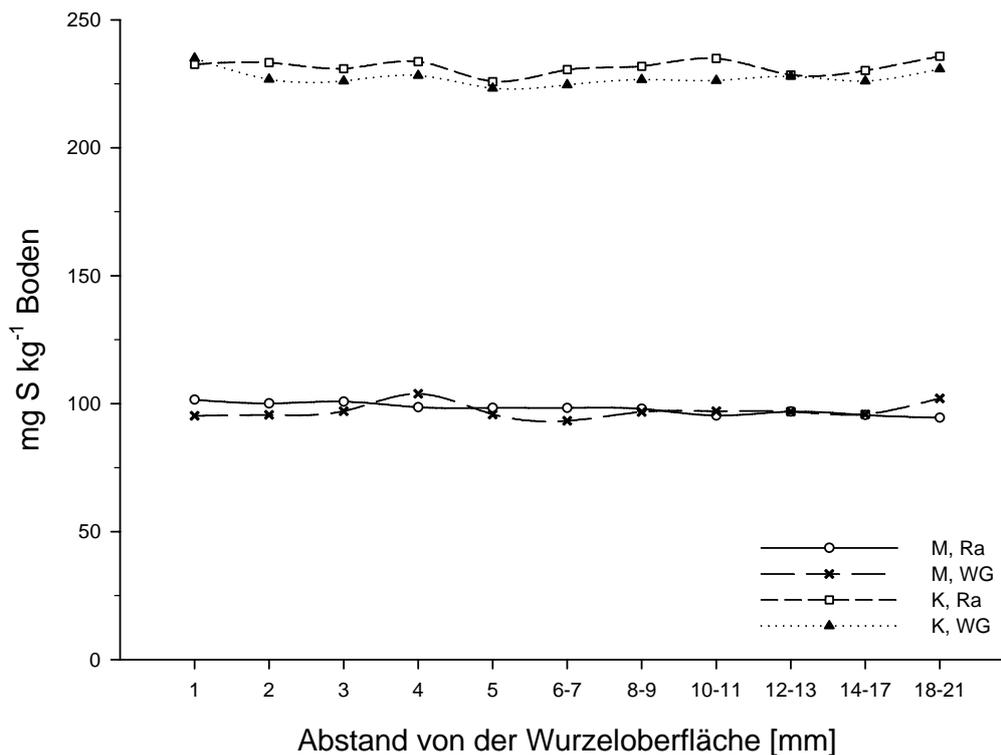


Abb. 4.62: C-gebundener S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum

Nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum können unter Weidelgras unabhängig vom Boden jeweils tendenziell leicht geringere Gehalte an C-gebundenem S als unter Raps nachgewiesen werden (Tab. A5.3a, A5.3b). Dies steht im Gegensatz zu den in Kapitel 4.2.1.2 erhaltenen Ergebnissen. Die vorliegenden Ergebnisse liegen allerdings einem dreiwöchigen, die in Kapitel 4.2.1.2 geschilderten einem vierwöchigen Pflanzenwachstum zu Grunde. Nach fünf- und achtwöchigem Wachstum können höhere Gehalte an C-gebundenem S unter Weidelgrasbewuchs nachgewiesen werden (Abb. 4.63). In der unmittelbaren Wurzelnähe - und im Falle der mineralischen Düngung nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum auch in den am weitesten von der Wurzeloberfläche entfernten untersuchten Abständen - kommt es bei beiden Pflanzenarten zu einer Annäherung der Gehalte an C-gebundenem S. Dies entspricht den Ergebnissen nach vierwöchigem Pflanzenwachstum (vgl. Kapitel 4.2.1.2).

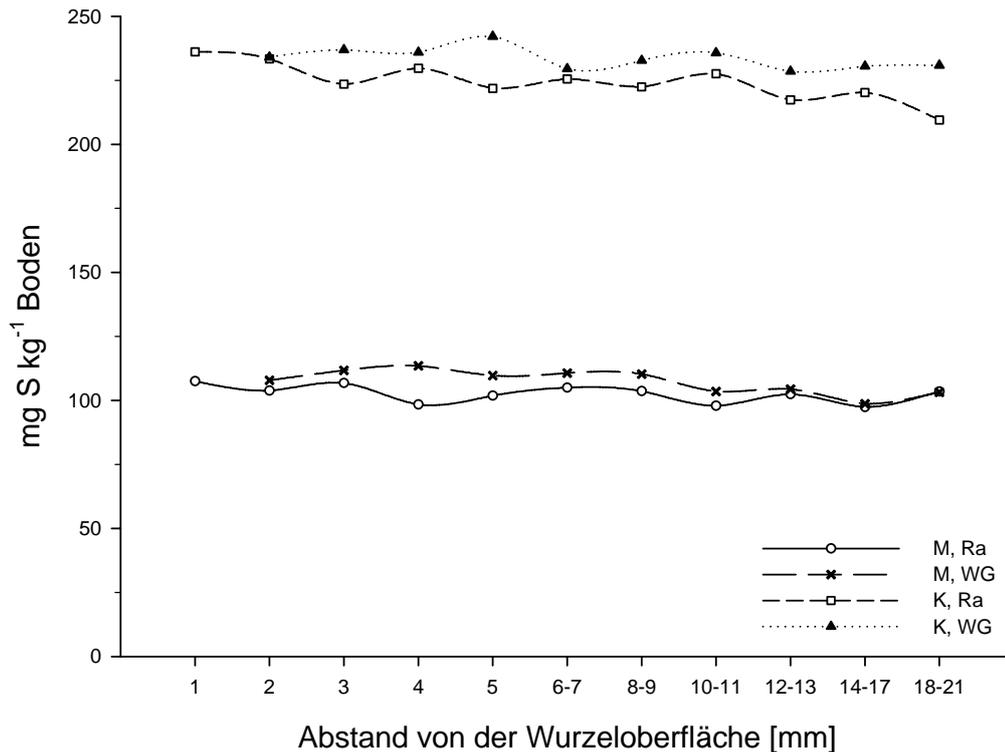


Abb. 4.63: C-gebundener S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum

**Vergleich der Ernten**

Bezüglich der Gehalte an C-gebundenem S können lediglich im mineralisch gedüngten Boden leichte Unterschiede zwischen den Ernteterminen festgestellt werden (Tab. A5.3a, A5.3b). Bei beiden Pflanzenarten resultiert das fünfwöchige Pflanzenwachstum in den tendenziell höchsten Gehalten an C-gebundenem S (Abb. 4.64, Weidelgrasbewuchs).

Unter Rapsbewuchs konnte nach der längsten Wachstumszeit in den meisten Abständen von der Wurzeloberfläche der niedrigste Gehalt an C-gebundenem S nachgewiesen werden, die Unterschiede zum ersten Erntetermin sind aber meist sehr gering. In dem mineralisch gedüngten Boden mit Weidelgrasbewuchs resultiert der kürzeste Wachstumszeitraum in den tendenziell niedrigsten Gehalten an C-gebundenem S, der Unterschied zum längsten Pflanzenwachstum ist aber meist eher gering (Abb. 4.64). Die S-Gehalte zu den unterschiedlichen Ernteterminen gleichen sich in dem mineralisch gedüngten Boden unter beiden Pflanzenarten in weiterer Wurzelentfernung einander an.

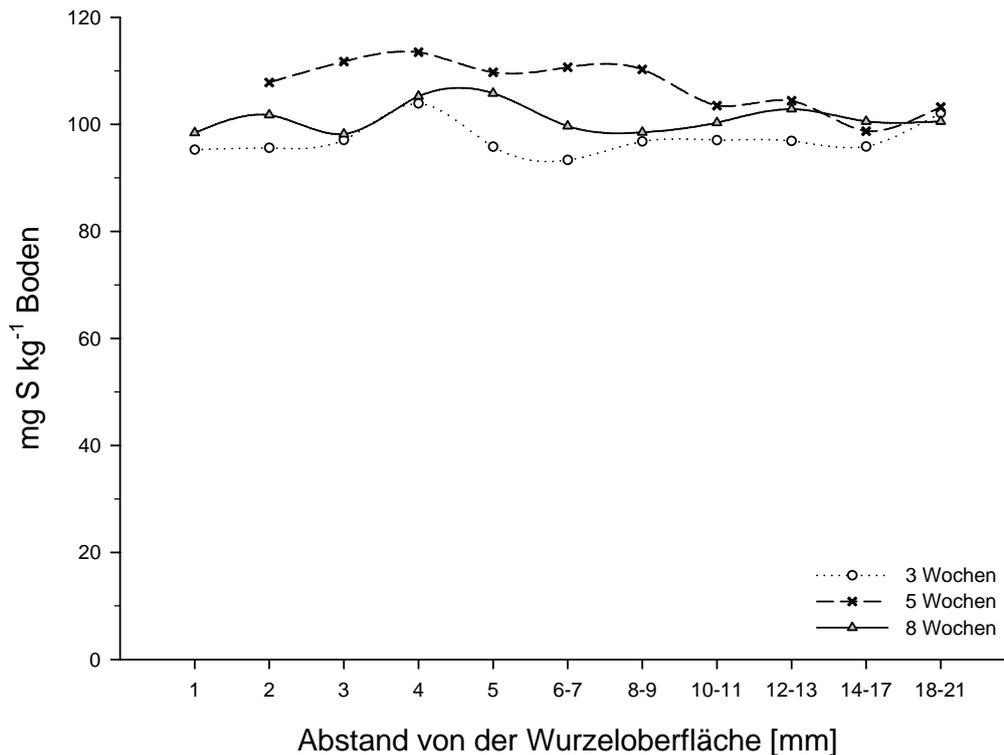


Abb. 4.64: C-gebundener S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (3, 5, 8 Wochen)

### 4.2.2.3 pH-Werte

#### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)

Die jahrelange Zufuhr unterschiedlicher Dünger macht sich nach drei-, fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum in der Höhe der pH-Werte deutlich bemerkbar. Zur ersten Ernte werden im Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs um 0,22 bis 0,38 (Ø 0,29), unter Weidelgrasbewuchs um 0,24 bis 0,35 (Ø 0,31) Einheiten höhere pH-Werte erreicht. Nach den längeren Wachstumszeiten steigen diese Unterschiede auf Ø 0,67 und Ø 0,50 (Raps-, Weidelgrasbewuchs, 2. Ernte) bzw. Ø 0,57 und Ø 0,46 (Raps-, Weidelgrasbewuchs, 3. Ernte) pH-Einheiten an (Abb. 4.65). Diese Unterschiede sind für alle untersuchten Entfernungen von der Wurzeloberfläche mindestens signifikant, meist höchst signifikant (Tab. A5.49) und traten auch nach vierwöchigem Pflanzenwachstum auf (vgl. Kapitel 4.2.1.3).

Nach drei- und fünfwöchigem Pflanzenwachstum kann in nahezu allen Versuchsvarianten eine statistisch abgesicherte Absenkung (Tab. A5.46 bis A5.48) des pH-Wertes mit zunehmender Wurzelnähe festgestellt werden.

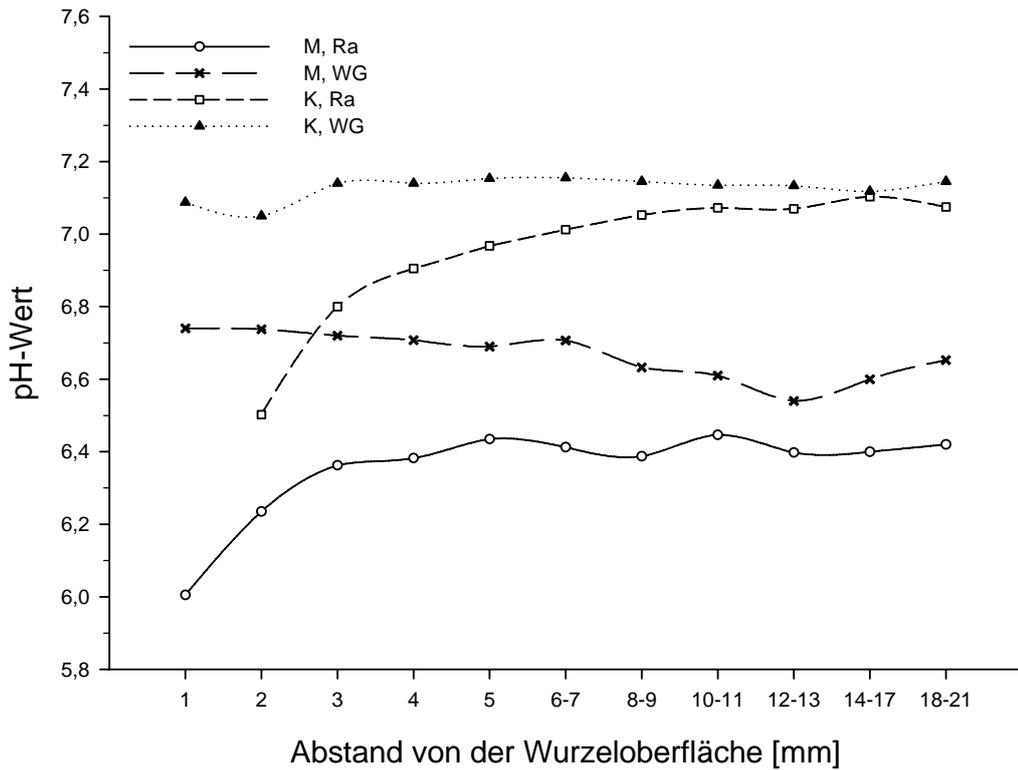


Abb. 4.65: pH-Werte in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum

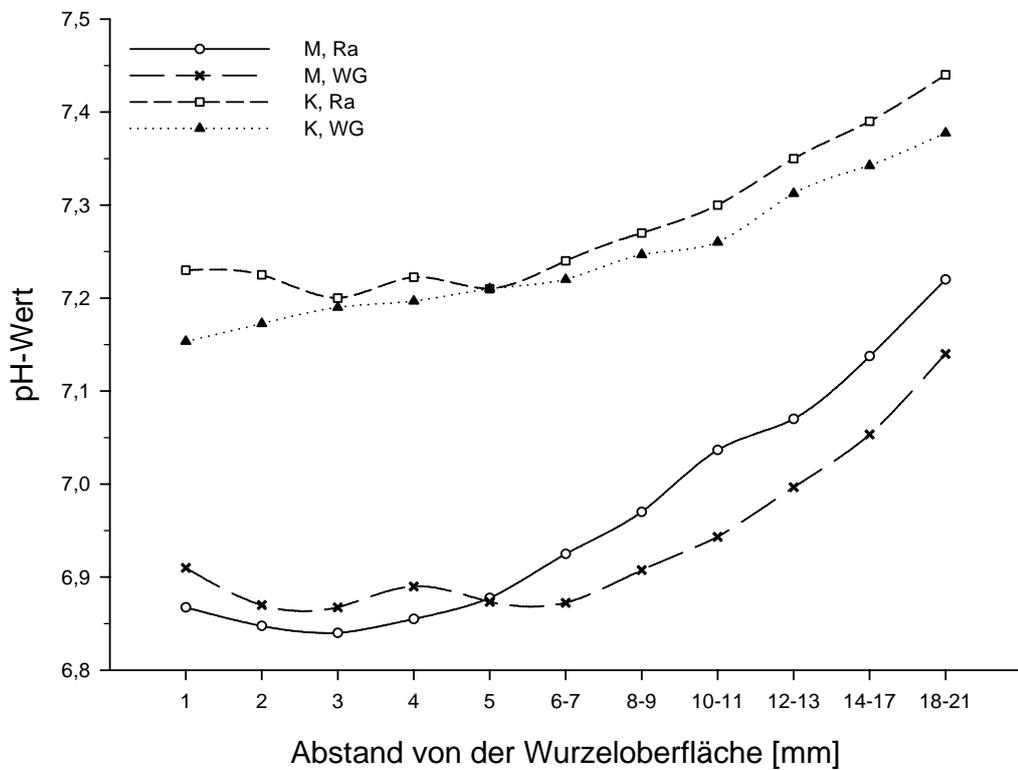


Abb. 4.66: pH-Werte in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21), dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden) und der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum

Unter Rapsbewuchs beträgt sie bereits nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum bis zu 0,21 bzw. 0,35 (Mineraldüngung, Kompostdüngung), unter Weidelgrasbewuchs bis zu 0,23 pH-Einheiten (Abb. 4.66).

Nach achtwöchigem Pflanzenwachstum kann nur in den Böden unter Rapsbewuchs eine deutliche Senkung des pH-Wertes nachgewiesen werden; unter Weidelgrasbewuchs kommt es im mineralisch gedüngten Boden sogar zu einer leichten Erhöhung in Wurzelnähe. Diese Ergebnisse stehen zum großen Teil im Einklang mit den für Senf- und Weizenbewuchs beschriebenen (vgl. Kapitel 4.2.1.3).

Nach dreiwöchigem Wachstum sind die unterschiedlichen Einflüsse der verschiedenen Pflanzenarten auf die pH-Werte der unterschiedlich gedüngten Böden weniger stark ausgeprägt. Sie sind aber dennoch auszumachen und in einigen Entfernungen von der Wurzeloberfläche statistisch abgesichert (Tab. A5.50). Im Kompost gedüngten Boden bewirken die Rapspflanzen unabhängig von der Entfernung zur Wurzeloberfläche tendenziell etwas höhere pH-Werte als die Weidelgraspflanzen, im mineralisch gedüngten Boden ist dies erst ab einem Wurzelabstand von fünf Millimetern der Fall. Ab dem fünfwöchigem Pflanzenwachstum weisen die Böden unter Weidelgrasbewuchs höhere pH-Werte auf. Besonders deutlich wird dieser Unterschied im mineralisch gedüngten Boden nach achtwöchigem Pflanzenwachstum (Tab. 4.19).

Tab. 4.19: pH-Werte (Mittelwerte aus vier Einzelwerten) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

Variante	Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]										
	1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra, E1	6,87	6,85	6,84	6,86	6,88	6,93	6,97	7,04	7,07	7,14	7,22
M, Ra, E2	6,14	6,28	6,31	6,31	6,29	6,32	6,31	6,36	6,43	6,49	6,57
M, Ra, E3	6,01	6,24	6,36	6,38	6,44	6,41	6,39	6,45	6,40	6,40	6,42
M, WG, E1	6,91	6,87	6,87	6,89	6,87	6,87	6,91	6,94	7,00	7,05	7,14
M, WG, E2	k. M.	6,63	6,67	6,58	6,55	6,51	6,49	6,50	6,53	6,60	6,69
M, WG, E3	6,74	6,74	6,72	6,71	6,69	6,71	6,63	6,61	6,54	6,60	6,65
K, Ra, E1	7,23	7,23	7,20	7,22	7,21	7,24	7,27	7,30	7,35	7,39	7,44
K, Ra, E2	6,90	6,94	6,95	6,95	6,96	6,95	7,04	7,06	7,06	7,15	7,22
K, Ra, E3	k. M.	6,50	6,80	6,91	6,97	7,01	7,05	7,07	7,07	7,10	7,08
K, WG, E1	7,15	7,17	7,19	7,20	7,21	7,22	7,25	7,26	7,31	7,34	7,38
K, WG, E2	k. M.	7,04	7,03	7,02	7,00	7,01	7,03	7,07	7,11	7,18	7,24
K, WG, E3	7,09	7,05	7,14	7,14	7,15	7,16	7,15	7,14	7,13	7,12	7,15

k. M. = kein Messergebnis

Hier liegen unter Weidelgrasbewuchs fast durchgehend signifikant höhere pH-Werte vor. Nach achtwöchigem Wachstum steigt mit abnehmendem Wurzelabstand die Differenz zwischen den pH-Werten der unterschiedlich bewachsenen Böden. Sie beträgt im Kompost gedüngten Boden 0,02 - 0,55 ( $\bar{\Delta}$  0,18), im mineralisch gedüngten Boden sogar 0,14 - 0,73 ( $\bar{\Delta}$  0,31) pH-Einheiten. Diese breite Spanne kann auf die verschiedenen Kurvenverläufe zurückgeführt werden (s. o.).

### **Vergleich der Ernten**

Beim Vergleich der pH-Werte der verschiedenen Erntetermine fällt auf, dass in allen Versuchsvarianten nach dem kürzesten Pflanzenwachstum in sämtlichen untersuchten Wurzelentfernungen der - meist signifikant - höchste pH-Wert vorliegt (Tab. 4.19). Die Differenz zum jeweils nächsthöchsten pH-Wert in entsprechender Wurzelentfernung beträgt beim mineralisch gedüngten Boden unter Rapsbewuchs 0,44 bis 0,73, beim mineralisch gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs 0,13 bis 0,46, beim Kompost gedüngten Boden unter Rapsbewuchs 0,22 bis 0,33 und beim Kompost gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs 0,07 bis 0,18 pH-Einheiten. Hieraus wird ersichtlich, dass die Unterschiede bei mineralischer Düngung jeweils größer als bei Kompostdüngung und bei den Rapsbewüchsen jeweils höher als bei den entsprechenden Weidelgrasbewüchsen sind. Die pH-Werte nach fünf- und achtwöchigem Pflanzenwachstum unterscheiden sich weniger stark. Tendenziell weisen die längsten Wachstumsperioden in Wurzelnähe und weiterer Ferne einen etwas niedrigeren, in mittleren Entfernungen von der Wurzeloberfläche einen eher höheren pH-Wert auf als zum zweiten Erntetermin. Signifikante Unterschiede können Tab. A5.45 entnommen werden.

#### **4.2.2.4 Pflanzenbewuchs**

Zur besseren Veranschaulichung des Pflanzenbewuchses werden in Abb. 4.67a bis Abb. 4.67c Fotos der Pflanzen zu den Ernteterminen - nach drei-, fünf- und achtwöchigem Wachstum - gezeigt. Abb. 4.68a bis Abb. 4.68l dokumentieren die Ausprägung der Wurzelmasse zu diesen Zeitpunkten.

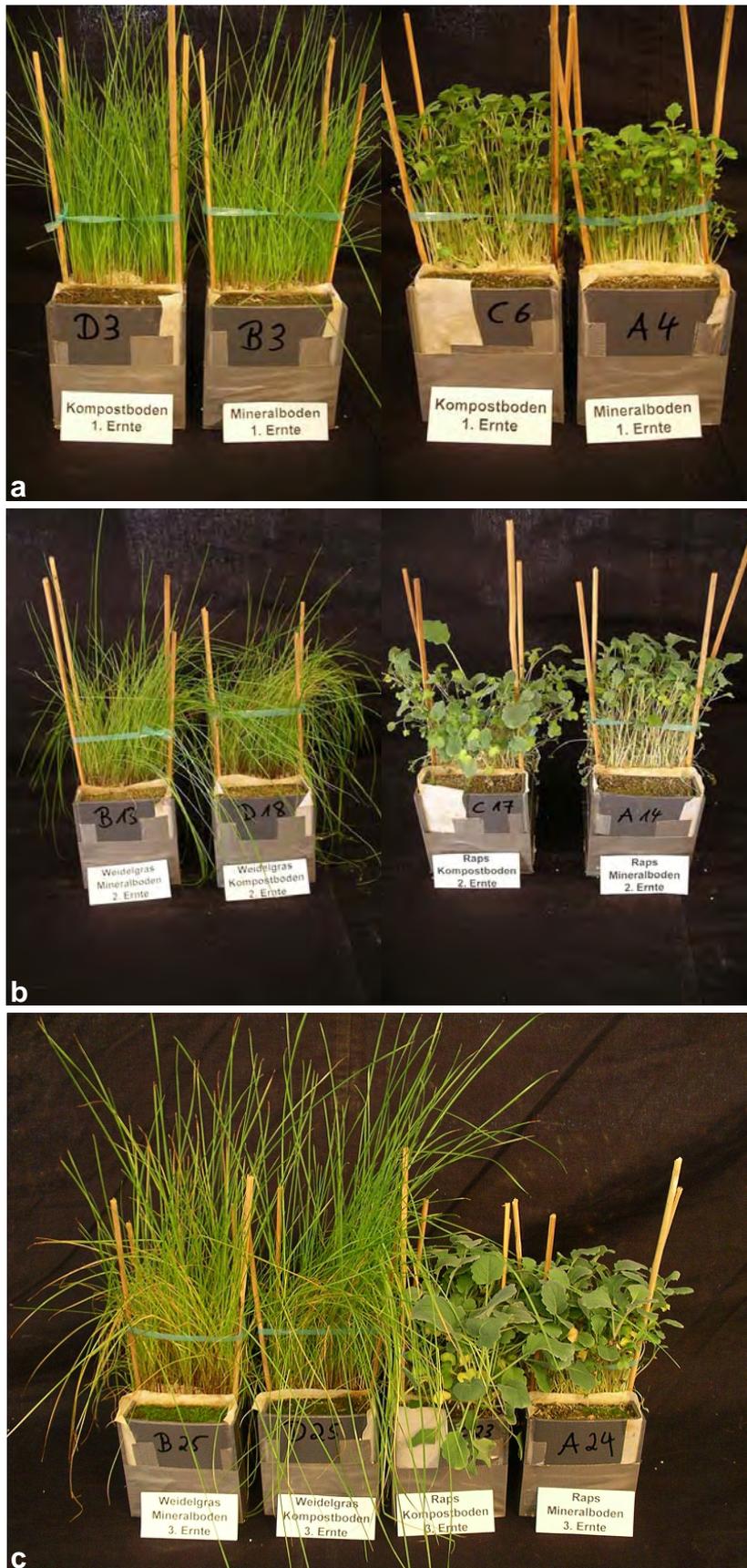


Abb. 4.67a - c: Aufwuchs von Weidelgras (l.) und Raps (r.) auf mineralisch und Kompost gedüngtem Boden zum ersten [4.67a], zweiten [4.67b] bzw. dritten Erntetermin [4.67c]; die Beschriftungen auf den Fotos bezeichnen die jeweiligen Varianten

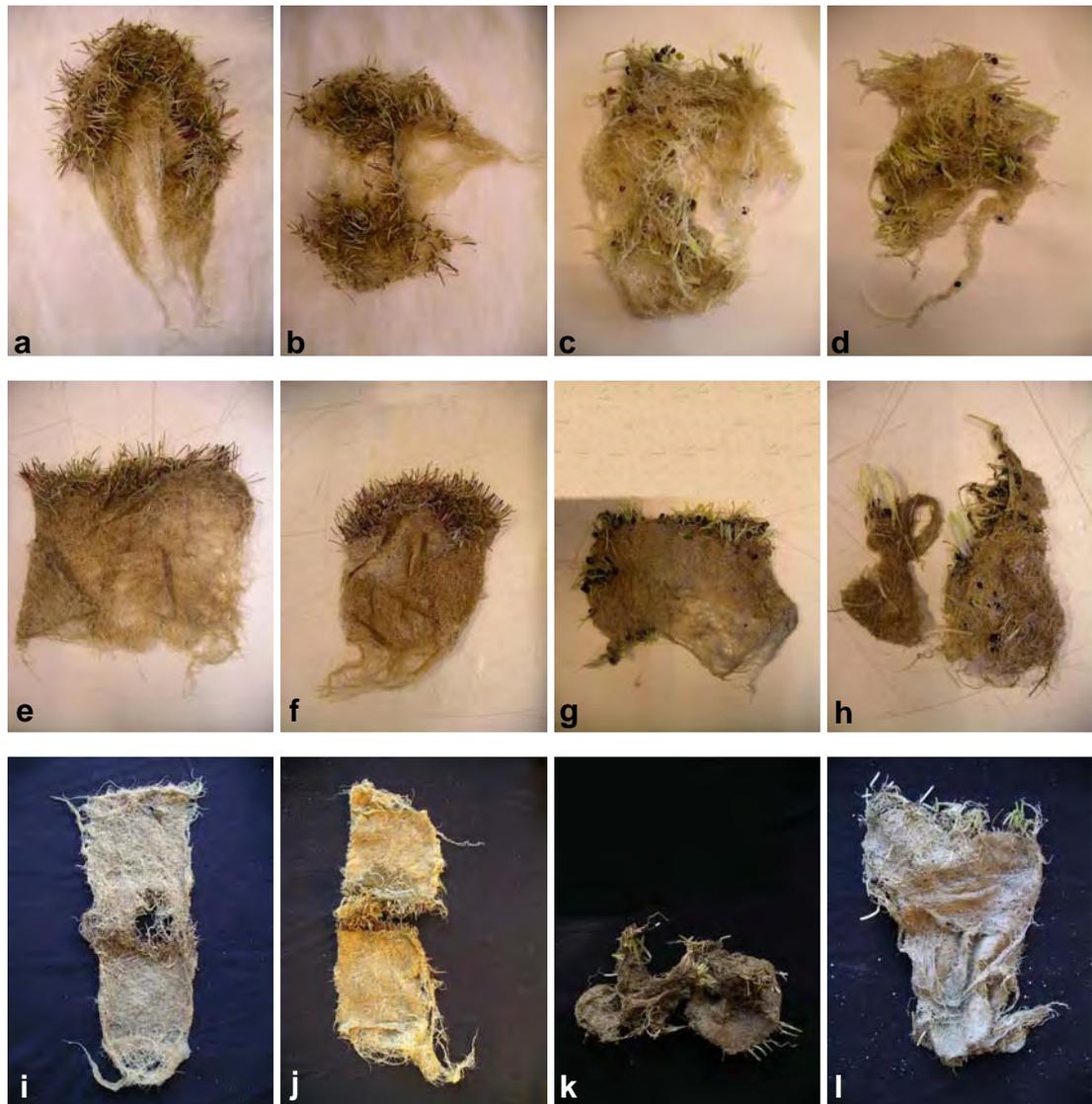


Abb. 4.68a - l: Wurzelbildung von Weidelgras (WG) und Raps (Ra) auf mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngtem Boden (obere Reihe: dreiwöchiges Wachstum, 4.68a - d; mittlere Reihe: fünfwöchiges Wachstum, 4.68e - h; untere Reihe: achtwöchiges Wachstum, 4.68i - l);  
v.l.n.r. werden die Varianten in folgender Reihung dargestellt: WG, M [4.68a, e, i]; WG, K [4.68b, f, j]; Ra, M [4.68c, g, k]; Ra, K [4.68d, h, l];

### S-Pflanzenentzug

Die S-Entzüge der Pflanzen setzen sich aus den TS-Erträgen und den S-Gehalten der Pflanzen zusammen, welche in der vorliegenden Arbeit nicht näher ausgeführt werden.

### Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum) sowie Vergleich der Ernten

Unabhängig von der Wachstumsdauer weisen die in Kompost gedüngtem Boden gewachsenen Pflanzen tendenziell höhere S-Entzüge auf als die entsprechenden in mineralisch gedüngtem Boden gewachsenen Pflanzen. Die Unterschiede betragen

etwa den Faktor 1,1 - 1,6 und sind in einigen Fällen statistisch abgesichert (Tab. A5.44).

Die Rapspflanzen weisen statistisch gesichert - um den Faktor 2,2 - 2,6 (1. Ernte), 2,5 - 3,4 (2. Ernte) bzw. 1,7 - 2 (3. Ernte) - höhere Entzüge auf als die Weidelgraspflanzen (Tab. A5.44).

Beide auf Kompost gedüngtem Boden gewachsenen Pflanzenarten resultieren in der Summe der Einzelentzüge (Wurzel + Spross) mit zunehmender Wachstumszeit in einer Steigerung des S-Entzugs (Abb. 4.69). Bei beiden Bewuchsarten findet hierbei der stärkere Anstieg zwischen den beiden letzten Ernteterminen statt (Raps: +25,4 % von insgesamt +37,5 %; Weidelgras: +57,0 % von insgesamt +82,2 %).

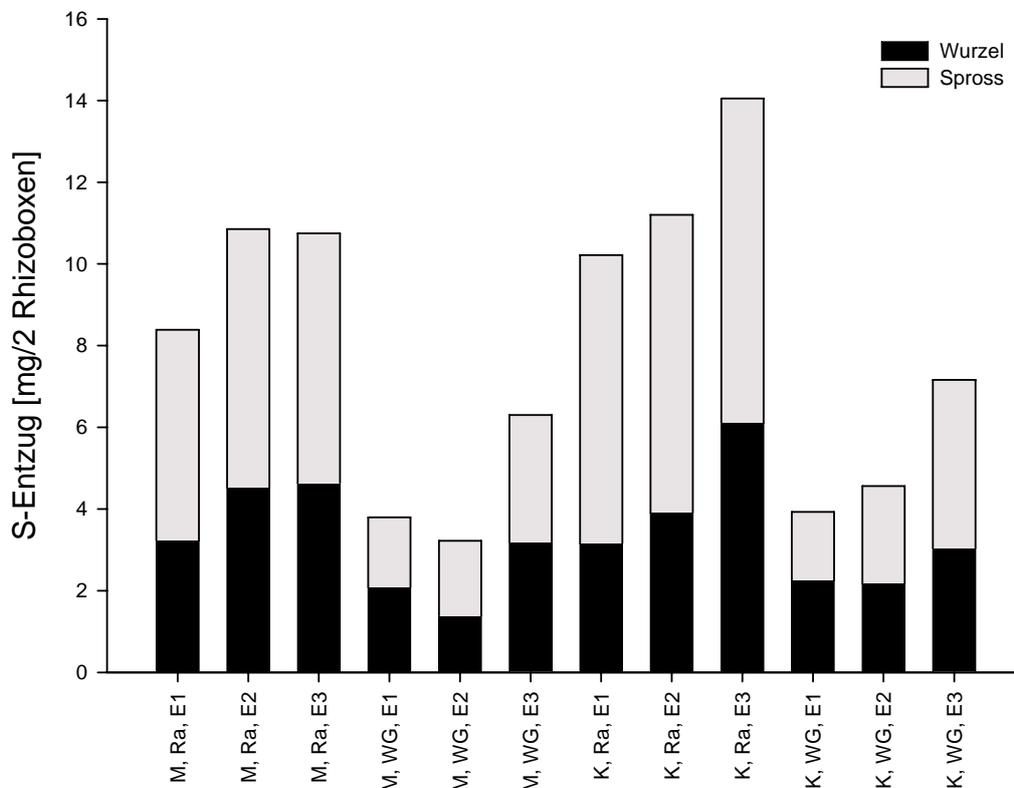


Abb. 4.69: S-Entzüge (in mg/2 Rhizoboxen) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (mineralische Düngung, Kompostdüngung), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), dem Pflanzenkompartiment (Wurzel, Spross) und der Wachstumszeit (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

Bei dem in mineralisch gedüngtem Boden gewachsenen Raps findet vom ersten zum zweiten Erntetermin eine starke Steigerung des S-Entzugs statt, welche von einer geringeren Abnahme zum dritten Termin gefolgt wird. Der Weidelgrasbewuchs des entsprechend gedüngten Bodens weist zwischen den ersten beiden Ernteterminen eine geringe Abnahme des S-Entzugs auf. Der längste Wachstumszeitraum resultiert

aber in dem deutlich höchsten S-Entzug dieser Variante (Signifikanzen s. Tab. A5.43).

#### 4.2.2.5 Darstellung der S-Flüsse

In diesem Kapitel werden die S-Flüsse für alle untersuchten Entfernungen von der Wurzeloberfläche in einer einheitlichen Zeitangabe (eine Woche) dargestellt. Hierbei handelt es sich um einen Durchschnittswert, welcher jeweils für die Perioden zwischen zwei Ernteterminen gilt. Er soll dazu beitragen, die Veränderung der mittleren S-Flüsse schneller zu erfassen. Da in den Unterpunkten „Ernte 1 bis Ernte 3 (Drei-, fünf- und achtwöchiges Pflanzenwachstum)“ die Unterschiede zwischen den verschiedenen Versuchsvarianten sowie in „Vergleich der Ernten“ die S-Verlagerungen über die Zeit bereits ausführlicher besprochen wurden, wird hier nur kurz auf einige wesentliche Punkte eingegangen, die übrigen Werte können dem Anhang entnommen werden (Tab. A5.4 bis A5.10).

Tab. 4.20 zeigt die Flüsse der Fraktion des **H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S**. Es wird deutlich, dass - mit wenigen Ausnahmen - in allen Versuchsvarianten und untersuchten Wurzelentfernungen zwischen den ersten beiden Ernteterminen Netto-Flüsse aus der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion in andere Fraktionen bzw. die Pflanzen stattgefunden haben.

Tab. 4.20: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	-1,04	-1,85	-2,28	-2,58	-2,70	-2,61	-2,16	-1,80	-2,54	-1,91	-1,84
	2. zu 3.	-0,25	-0,15	0,11	0,26	0,28	0,06	-0,27	-0,44	-0,16	-0,50	-0,63
M, WG	1. zu 2.	-	-1,39	-2,11	-2,16	-2,52	-2,11	-1,65	-2,08	-1,71	-1,16	-1,75
	2. zu 3.	-	0,26	0,32	0,18	0,18	-0,06	-0,38	-0,27	-0,55	-0,98	-0,64
K, Ra	1. zu 2.	0,54	-0,38	-0,64	-1,12	-1,12	-1,23	-1,00	-0,43	-0,52	-0,50	-0,30
	2. zu 3.	-	0,10	-0,42	-0,35	-0,46	-0,69	-0,85	-1,19	-0,78	-1,14	-1,15
K, WG	1. zu 2.	-	0,64	-1,78	-1,13	-1,33	-0,99	-0,93	-1,30	-0,72	-0,70	-0,60
	2. zu 3.	-	-0,50	0,17	-0,02	-0,13	-0,26	-0,73	-0,59	-1,24	-1,24	-1,11

Die Netto-Flüsse zwischen den beiden späteren Ernteterminen sind, auf die entsprechende Durchschnittszeit von einer Woche berechnet, deutlich niedriger. Auch hier überwiegen aber die Flüsse aus der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion

(vorwiegend Pflanzenaufnahme). Gerade in der näheren Wurzelumgebung der mineralisch gedüngten Varianten finden aber auch Netto-Flüsse in die H<sub>2</sub>O-extrahierbare S-Fraktion statt.

In der **NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S**-Fraktion sind die Netto-Flüsse zwischen den früheren Ernteterminen deutlich höher als die zwischen den späteren Terminen. Während in ersterem Fall wie auch in der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion Netto-Flüsse aus dieser Fraktion heraus stattfanden, ist zwischen den späteren Ernteterminen mit wenigen Ausnahmen das Gegenteil der Fall.

Die mineralisch gedüngten Varianten resultieren zwischen den ersten beiden Ernteterminen in negativen Netto-Flüssen des **HCl-extrahierbaren S**. Zwischen den beiden späteren Ernteterminen überwiegen positive S-Flüsse. Der Umfang dieser Zunahme ist allerdings geringer als derjenige der vorherigen Abnahme. Die Kompost gedüngten Varianten weisen ebenfalls vorwiegend negative Netto-S-Flüsse zwischen den früheren Ernteterminen auf. Vor allem in wurzelfernen Bereichen und verstärkt unter Weidelgrasbewuchs kommt es hier allerdings auch zu positiven S-Flüssen, welche meist betragsmäßig geringer sind als die negativen der übrigen Varianten. Zwischen den beiden späteren Ernteterminen liegen vorwiegend positive Netto-S-Flüsse vor.

Zwischen den ersten beiden Ernteterminen liegen in allen Varianten und untersuchten Wurzelentfernungen negative Netto-Flüsse des **durch die gesamte sequentielle Extraktion bestimmten S** vor. Zwischen den späteren Ernteterminen überwiegen (leicht) positive Netto-S-Flüsse. Die hier festgestellten Veränderungen fallen aber deutlich niedriger aus als die der früheren Erntetermine.

Bei den S-Flüssen der **Estersulfate** sind leichte Unterschiede zu oben genannten zu erkennen, es liegen aber auch Unterschiede zwischen den verschiedenen Versuchsvarianten vor. Der mineralisch gedüngte und mit Raps bewachsene Boden resultiert zwischen allen Ernteterminen in positiven S-Flüssen - d. h. einer Zunahme des Gehaltes an Estersulfaten. Hierbei sind die Netto-S-Flüsse (auf jeweils eine Woche berechnet) in den meisten untersuchten Abständen von der Wurzeloberfläche zwischen den ersten beiden Ernteterminen größer. Der Kompost gedüngte und mit Raps bewachsene Boden weist mit Ausnahme des wurzelnächsten Millimeters ebenfalls positive S-Flüsse zwischen den früheren Ernteterminen auf. Zwischen den späteren Ernteterminen existieren sowohl positive als auch negative Netto-S-Flüsse. Für beide Böden mit Weidelgrasbewuchs gilt, dass zwischen den ersten beiden

Ernten je nach Wurzelentfernung positive aber auch negative S-Flüsse bestehen. Zwischen den späteren Ernteterminen herrschen positive S-Flüsse vor.

In den Böden mit Weidelgrasbewuchs liegen in der Fraktion des **C-gebundenen S** zwischen den ersten beiden Ernteterminen ausnahmslos positive S-Flüsse vor. Zwischen den späteren Ernteterminen überwiegen in dem entsprechenden mineralisch gedüngten Boden negative Netto-S-Flüsse. In dem Kompost gedüngten Boden sind positive und negative S-Flüsse etwa ausgeglichen, wobei tendenziell in Wurzelnähe eher negative, in größerer Wurzelentfernung positive S-Flüsse auftreten. Der mineralisch gedüngte und mit Raps bewachsene Boden weist, mit einer Ausnahme, zwischen den ersten beiden Ernteterminen nur positive S-Flüsse auf. Dies ändert sich mit zunehmendem Pflanzenwachstum. Zwischen den späteren Ernteterminen liegen in dieser Variante nur negative Netto-S-Flüsse vor. Der Kompost gedüngte und mit Raps bewachsene Boden weist in dieser Fraktion zwischen den ersten beiden Ernteterminen mit Ausnahme der beiden wurzelnächsten Millimeter nur negative, zwischen den späteren Terminen zu gleichem Teil negative wie positive Netto-S-Flüsse auf, eine eindeutige Tendenz ist hier nicht zu erkennen.

In Bezug auf die **pH-Werte** darf zwar nicht von „Flüssen“ zwischen den Ernteterminen gesprochen werden, die Veränderungen zwischen diesen (ebenfalls als Durchschnittswert auf jeweils eine Woche bezogen) werden aber dennoch kurz angesprochen. Es fällt auf, dass in nahezu allen Versuchsvarianten und Wurzelentfernungen zwischen den ersten beiden Ernteterminen eine Abnahme des pH-Wertes um 0,1 bis 0,4 pH-Einheiten im Wochendurchschnitt stattfindet. Die Veränderungen zwischen den späteren Ernteterminen sind deutlich geringer, hier liegen geringe Zu- oder Abnahmen (meist  $\leq 0,05$  pH-Einheiten im Wochendurchschnitt) vor. Während unter Rapsbewuchs in Wurzelnähe und weiterer Wurzelentfernung Abnahmen stattfinden, ist dies unter Weidelgrasbewuchs nur in den weitesten untersuchten Abständen von der Wurzeloberfläche der Fall.

Für die **S-Entzüge durch die Pflanzen** steht pro Versuchsvariante nur ein Mittelwert zur Verfügung, die mm-weisen Aufsplittungen sind hier nicht möglich. Die Entzüge nehmen - mit wenigen Ausnahmen - mit zunehmender Versuchsdauer zu; dies wird durch positive Netto-S-Flüsse ausgedrückt.

## 5 DISKUSSION

Um S-Flüsse und räumliche Veränderungen anorganischer und organischer S-Fractionen im Boden sowie deren An- und Abreicherung in der Rhizosphäre landwirtschaftlicher Kulturpflanzen nachvollziehen zu können, wurden in der vorliegenden Arbeit Versuche mit radioaktivem S ( $^{35}\text{S}$ ) und mit nativem Boden-S (i. W.  $^{32}\text{S}$ ) durchgeführt. Die Versuche mit  $^{35}\text{S}$  hatten hierbei den Zweck, Veränderungen in den Bindungsformen von neu in den Boden eingetragendem Schwefel zu untersuchen. Da  $^{35}\text{S}$  ausschließlich anthropogen erzeugt ist und daher im Boden natürlicherweise nicht vorkommt, ermöglicht sein Einsatz die Unterscheidung zwischen zugeführtem S (in der landwirtschaftlichen Praxis z. B. von im Dünger enthaltenem S) und dem nativen Boden-S. Die Versuche ohne radioaktive Markierung wurden durchgeführt, um den „nativen Bodenzustand“ zu bestimmen. Hierdurch konnten im Boden ablaufende Mineralisierungs- und Immobilisierungsprozesse nachvollzogen werden. Zusätzlich wurde der Einflussbereich der Rhizosphäre untersucht. Dies war aus methodischen Gründen mit  $^{35}\text{S}$  nicht möglich, da beim Abdrehen des Bodens Staubentwicklung auftrat. Tab. 5.1 stellt zusammenfassend einige durch Einsatz von  $^{35}\text{S}$  bzw. des im Boden vorkommenden Schwefels (im Folgenden als  $^{32}\text{S}$  bezeichnet) durchgeführte Untersuchungen zum S-Umsatz im Boden dar.

In dieser Diskussion wird zunächst auf einige Faktoren eingegangen, welche die S-Umsetzung im Boden mit beeinflussen (z. B. Arylsulfataseaktivität, pH-Wert). Im Anschluss werden die Unterschiede im nativen S-Gehalt der Böden diskutiert sowie die HCl-extrahierbare S-Fraktion charakterisiert. Abschließend werden die oben erläuterten Untersuchungen diskutiert.

Tab. 5.1: Durchgeführte Untersuchungen zum S-Umsatz im Boden durch Einsatz von  $^{35}\text{S}$  bzw. mit Hilfe des natürlich im Boden vorhandenen Schwefels

$^{35}\text{S}$	$^{32}\text{S}$
Zugabe von S/ Verhalten von neu zugeführtem S	Abbildung des „nativen Bodenzustands“
<ul style="list-style-type: none"> <li>- Unterschiedliche Inkubationszeiten</li> <li>- Einflüsse von C-Quellen</li> <li>- Einbau von <math>^{35}\text{S}</math> nach Zugabe in unterschiedlichen Bindungsformen</li> <li>- Verhalten von S in unterschiedlich gedüngten Böden</li> <li>- Einbau von <math>^{35}\text{S}</math> in unterschiedliche Bindungsformen</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Verhalten von S in unterschiedlichen Abständen von der Wurzeloberfläche</li> </ul>
<p>→ Bedeutung von neu zugeführtem S:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- für die S-Pools im Boden</li> <li>- für die Pflanzenversorgung (verschiedene Pflanzenarten)</li> <li>- für die Nachlieferung aus relativ neu gebildeten organischen S-Fraktionen</li> </ul>	<p>→ Bedeutung von „nativem“ Boden-S:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- für die Nachlieferungen aus anorganischen und organischen Bodenfraktionen bei unterschiedlichem Pflanzenbewuchs</li> </ul>

## 5.1 Faktoren mit Bedeutung für die S-Umsetzungen im Boden

### 5.1.1 Arylsulfataseaktivität

Zur Charakterisierung der Hydrolyse der Estersulfate wurde in den Bodenproben auch die Arylsulfataseaktivität (ASA) bestimmt (Kapitel 4.1), da die Arylsulfatasen innerhalb der Enzyme, die die Spaltung der Sulfatester katalysieren, eine bedeutende Gruppe darstellen (Tabatabai und Bremner, 1970b, 1970d; Cooper, 1972; Ganeshamurthy und Nielsen, 1990; Lou und Warman, 1992a, 1992b; Kertesz et al., 2001). Die hierbei erhaltenen Ergebnisse lassen sich zur Interpretation des in der vorliegenden Arbeit untersuchten S-Umsatzes im Boden nur teilweise anwenden. Dies liegt daran, dass die ASA in den Versuchen mit  $^{35}\text{S}$ -Zugabe bestimmt wurde, die ASA selbst aber aus methodischen Gründen im Wesentlichen durch den nativen Boden-S gesteuert wird. Da der kalte S den heißen mengenmäßig bei Weitem

übertrifft, können durch die vorliegenden ASA-Ergebnisse die (mehr oder minder stark vorhandenen) Mineralisierungen der Estersulfate des  $^{35}\text{S}$  nicht nachvollzogen werden; zumindest dann nicht, wenn sie sich von denen des  $^{32}\text{S}$  unterscheiden. Einige Ergebnisse, beispielsweise die unterschiedlichen Arylsulfataseaktivitäten der verschieden gedüngten Böden bzw. der Böden unter differenziertem Bewuchs, können aber durchaus für die Diskussion der in Kapitel 4.2 beschriebenen Ergebnisse verwendet werden. Da die übrigen Ergebnisse der Arylsulfataseaktivitäten bisher in dieser Art nicht beschrieben wurden, aber für die Umsetzung von S in Böden eine Bedeutung haben, werden auch sie im Folgenden diskutiert. Wenn auch diese Ergebnisse für die Mineralisierung der Estersulfate in den vorliegenden Versuchen von geringerer Bedeutung sind, so können sie doch zum Gesamtverständnis der S-Umsetzung in Böden beitragen.

Die Ergebnisse der ASA-Bestimmungen zeigen eine tendenzielle Erhöhung der ASA in den Böden mit Glucosezugabe (Kapitel 4.1.1), was sich darauf zurückführen lässt, dass Glucose als labile C-Quelle den Bodenmikroorganismen zur Verfügung steht (Dedourge et al., 2004; Vong et al., 2007). Dies führt zu einem verstärkten Einbau von S in organische Bindungsformen, was sich wiederum auch förderlich auf die Enzymaktivitäten im Boden auswirkt. Laut Knauff (2000) ist im Falle eines mikrobiellen Ursprungs der Arylsulfatasen mit zunehmendem Nährstoffangebot für die Mikroorganismen auch eine Zunahme der ASA - wie sie in Kapitel 4.1.1 festgestellt wurde - zu erwarten. Saratchandra und Perrott (1981) fanden eine signifikante Korrelation zwischen Humusgehalt und ASA, was diese These weiter stützt. Im Gegensatz zu bisher in der Literatur beschriebenen Ergebnissen über den Einfluss einer Glucosezugabe zum Boden auf die ASA handelt es sich bei dem vorliegenden Versuch um eine Langzeituntersuchung, welche sich über den Zeitraum von 31 Wochen erstreckte.

Die ASA-Bestimmungen sowohl unter Bewuchs als auch unter Brache (Kapitel 4.1) zeigen im Vergleich mit dem mineralisch gedüngten Boden eine höhere Enzymaktivität im Kompost gedüngten Boden. Die deutlichen Unterschiede der ASA für die verschiedenen Bewirtschaftungsformen untermauern Ergebnisse von Knauff und Scherer (1998) sowie Knauff (2000), Knauff et al. (2003), Dedourge et al. (2004) und Kotková et al. (2007). Knauff et al. (2003) führten ebenfalls Versuche mit Böden des Meckenheimer Dauerdüngungsversuches der Universität Bonn durch. In Bezug auf die Arylsulfataseaktivitäten der verschiedenen Düngevarianten erhielten sie

folgendes Ergebnis: Mineraldünger < Stallmist < Kompost; die Unterschiede zwischen den Varianten waren hoch signifikant. Diese Unterschiede führen Knauff und Scherer (1998) auf den unterschiedlichen Humusgehalt der Versuchsböden zurück. Diese Erklärung lässt sich auch auf die vorliegenden Ergebnisse anwenden. Da laut Nicholls und Roy (1971) sowie Dodgson et al. (1982) die Arylsulfatasen vermutlich größtenteils mikrobiellen Ursprungs sind, sollte ein steigender Humusgehalt eine erhöhte Nahrungsquelle für die Mikroorganismen (MO) darstellen und in einer steigenden ASA resultieren. Signifikante Korrelationen zwischen ASA und Humusgehalt finden sich in den Ergebnissen von Sarathchandra und Perrott (1981), was diese These zusätzlich untermauert. Laut Knauff et al. (2003) führen agronomische Maßnahmen wie eine Kompostdüngung daher zu einer Verbesserung der Verfügbarkeit von organischem S. Burns (1982) führt höhere extrazelluläre Arylsulfataseaktivitäten bei kalkhaltigen Böden u. a. auf ihre Stabilisierung durch Ton oder ihren Einbau in Humuspartikel zurück. Ergebnisse von Dedourge et al. (2004) unterstützen die These, dass die ASA auch stark pH-abhängig ist. Sie fanden in einem kalkhaltigen Boden eine deutlich höhere ASA als in einem sauren Boden. Die hier vorliegenden Ergebnisse deuten allerdings darauf hin, dass der oben angesprochene unterschiedliche C-Gehalt zumindest bei pH-Unterschieden im Bereich von wenigen Zehntel pH-Einheiten - wie in den vorliegenden Böden der Fall ist - den größeren Einfluss auf die Höhe der ASA ausübt. Die unterschiedlichen Auswirkungen der Düngevarianten auf die ASA lassen sich, wie die vorliegenden Ergebnisse zeigen, auch nach langen Inkubationszeiten unvermindert stark nachweisen.

Die in Kapitel 4.1.1 beschriebenen Ergebnisse zeigen eine Abnahme der ASA in den mit  $^{35}\text{S}$  in Form von gemahlenem Weidelgras (WG), Raps (Ra) bzw. Sulfat (Su) versetzten Böden in folgender Reihung:  $\text{WG} > \text{Su} \geq \text{Ra}$ . Die Unterschiede zwischen den Arylsulfataseaktivitäten traten in den zusätzlich mit Glucose versetzten Böden deutlicher hervor. Die Glucosezugabe verstärkt also offensichtlich die Unterschiede zwischen den verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen. Die eben angesprochenen Ergebnisse können durch Literaturdaten weder belegt noch entkräftet werden, da dort keine vergleichbaren Versuche vorliegen. Knauff (2000) hat zwar die Arylsulfataseaktivitäten in der Rhizosphäre verschiedener landwirtschaftlicher Kulturpflanzen untersucht und dabei festgestellt, dass diejenigen der Cruziferen Raps und Senf denen der Monokotyledonen Weidelgras und Winterweizen in ihrer

Höhe deutlich überlegen waren. Da es sich im hier vorliegenden Versuch aber nur um eine Zugabe gemahlener Raps- und Weidelgrasproben zum Boden handelt, können die Ergebnisse von Knauff (2000) auf diesen nicht übertragen werden. Knauff (2000) berichtet aber auch über inhibierende Effekte von Sulfat auf die ASA von Cruziferenwurzeln. Da die Pflanzen vor ihrer Ernte, dem Vermahlen und der Zugabe zum Boden in mit  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S versetztem Boden wuchsen, könnte dies zu den oben geschilderten Unterschieden zwischen den Versuchsvarianten mit Weidelgras- und Rapszugabe mit beigetragen haben. Es besteht aber auch die Möglichkeit, dass die Aktivität der im Boden vorhandenen Arylsulfatasen durch die Zugabe der gemahlenden Pflanzenproben und die damit zugeführte C-Quelle (Nicholls und Roy, 1971; Dodgson et al., 1982; vgl. Kapitel 4.1.1.1, Variation der Bodenbehandlung) zumindest im Falle der Weidelgraszugabe erhöht wurde. Dafür spricht, dass dem Boden mengenmäßig mehr Weidelgras als Raps zugeführt wurde, um eine einheitliche Aktivität an  $^{35}\text{S}$  zu erreichen (vgl. Kapitel 3.2.1.1). Des Weiteren ist denkbar, dass im Raps enthaltene Verbindungen sich hemmend auf die Enzymaktivität auswirken. So konnte Knauff (2000) nachweisen, dass durch die Zufuhr von Sinigrin, welches im Senf enthalten ist, die Arylsulfataseaktivität stark reduziert wird. Dies könnte in dem vorliegenden Versuch die relativ niedrige ASA der Versuchsvarianten mit Rapszugabe erklären.

Im Versuch „Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen im Boden“ (Kapitel 4.1.2) wurde auch die ASA im Rhizosphärenboden von Raps und Weidelgras sowie in brach liegendem Boden untersucht. Die Tatsache, dass die ASA in der Wurzelumgebung der Weidelgraspflanzen meist tendenziell höher war als in der Wurzelumgebung von Raps, steht im Gegensatz zu den von Knauff (2000) erhaltenen Ergebnissen. Sie wird aber durch Dedourge et al. (2003) und Vong et al. (2004) bekräftigt, bei welchen die ASA in der folgenden Reihenfolge abnahm: Brache > Gerste > Raps. In den hier vorliegenden Untersuchungen wurde ebenfalls für einen brach liegenden Boden (Kompostdüngung) die höchste ASA gemessen. Allerdings lagen die Enzymaktivitäten bei Vong et al. (2004) in Größenordnungen von 43,6 bis 65,6  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ Boden h}^{-1}$ , was einer etwa doppelt bis dreifach so hohen Enzymaktivität wie der in dem hier vorliegenden Versuch entspricht. Dedourge et al. (2003) erhielten mit 63,3 bis 93,3  $\mu\text{g p-Nitrophenol g}^{-1} \text{ Boden h}^{-1}$  nochmals höhere Enzymaktivitäten. Dies ist auf den unterschiedlichen Versuchsboden, aber auch auf

die leicht differierende Versuchsanlage zurückzuführen. Beide Autorengruppen arbeiteten mit Rhizosphärenböden der betreffenden Pflanzen; lediglich die Böden wurden inkubiert. In der vorliegenden Arbeit fand aber ein aktives Pflanzenwachstum statt. Ähnliche Ergebnisse wie die hier dargestellten erhielten auch Kotková et al. (2007). Sie berichten über höhere Arylsulfataseaktivitäten in der Rhizosphäre von Weizen verglichen mit der von Raps.

Die Untersuchung der ASA nach verschiedenen langen Inkubationszeiten im unbewachsenen Boden zeigt in den meisten Versuchsvarianten den niedrigsten Wert nach der kürzesten Inkubationszeit, dann einen deutlichen Anstieg und schließlich eine im Zeitverlauf geringer werdende Abnahme (Kapitel 4.1.1). Diese Charakteristika konnten teilweise statistisch verifiziert werden. Im bewachsenen Boden (Kapitel 4.1.2) wurden im Kompost gedüngten Boden unter beiden Bewuchsarten Abnahmen in der Höhe der ASA festgestellt. Beim mineralisch gedüngten Boden fand zum zweiten Erntetermin hin ein recht deutlicher Anstieg der ASA statt, welchem bei längerer Versuchsdauer eine etwas geringere Abnahme folgte. Dies stimmt mit den in Kapitel 4.1.1 erhaltenen Ergebnissen überein. Knauff (2000) konnte kaum signifikante Einflüsse der Versuchsdauer auf die ASA feststellen. Seine Versuche fanden mit Pflanzenbewuchs statt und beschränkten sich auf 21 Wachstumstage. In dem in Kapitel 4.1.1 beschriebenen Versuch konnten über eine lange Inkubationsdauer von bis zu 31 Wochen in den meisten Versuchsvarianten tendenzielle Abnahmen der ASA festgestellt werden. Es kam jedoch - über den gesamten Zeitraum von 31 Wochen betrachtet - zu einigen Schwankungen in der Höhe der ASA. Dies kann als Indiz für ständig stattfindende Mineralisierungs- (und Immobilisierungs-)Vorgänge gesehen werden, in deren Verlauf die ASA laut Tabatabai und Bremner (1970b, 1970d) eine wichtige Rolle spielt. Auch die Versuchsdauer des in Kapitel 4.1.2 beschriebenen Experiments übertrifft die des Versuchs von Knauff (2000) um das Doppelte und kann daher helfen, die Veränderungen der ASA über einen längeren Zeitraum zu bewerten.

### **5.1.2 Biomasse-S**

Obwohl diese Fraktion nur einen relativ geringen Anteil des Gesamt-S im Boden ausmacht, soll der Biomasse-S eine grundlegende Rolle in der S-Nachlieferung spielen (McGrath et al., 2002a). Daher sollte er im reinen Inkubationsversuch (Kapitel 4.1.1) bestimmt werden, um die Interpretation einiger Ergebnisse zu

erleichtern bzw. zu stützen. Wie bereits in Kapitel 4.1.1 angesprochen, traten bei der Bestimmung dieser Fraktion einige Probleme auf. Die Ursachen für diese Probleme sollen hier diskutiert werden.

Die Biomasse-S-Bestimmung mit Hilfe der Chloroform-Fumigations-Extraktion (CFE) (Wu et al., 1994; Dedourge et al., 2004) setzt voraus, dass die chloroformierten Proben mehr S enthalten als ihre nicht-chloroformierten Parallelproben. Durch das Chloroformieren des Bodens werden mikrobielle Zellen zerstört und Biomasse-S, welcher in der nicht-chloroformierten Parallelprobe nicht extrahiert wird, kommt zu den schon vorher extrahierten Fraktionen hinzu. Die Menge an extrahiertem S ist also in den chloroformierten Proben (deutlich) höher. Im vorliegenden Versuch konnte dies für den  $^{35}\text{S}$  leider nicht immer festgestellt werden, so dass auch die Berechnung des Biomasse- $^{35}\text{S}$  hier nicht möglich war. Auch bei Banerjee und Chapman (1996) wird über ähnliche Probleme sowie über hohe Standardabweichungen berichtet. Sie führen dies auf Probleme eines zu hohen Sulfatgehaltes der Bodenprobe zurück. Um dies zu umgehen, schlagen sie Vorextraktionen vor, um einen Großteil des Sulfates zu entfernen und so zu eindeutigeren Ergebnissen zu kommen. Diese Methode, die seit längerem mit Erfolg bei der Bestimmung von Biomasse-N angewandt wird (u. a. bei Widmer et al., 1989), wurde im vorliegenden Versuch auf ihre Eignung bei der Bestimmung von Biomasse- $^{35}\text{S}$  überprüft. Sie führte allerdings zu keinen zufriedenstellenden Ergebnissen.

Eine weitere Erklärung der Probleme bei der Bestimmung des Biomasse- $^{35}\text{S}$  stellt die hohe Aktivität des radioaktiv zugeführten Schwefels dar, durch welche sich der vorliegende Versuch von anderen in der Literatur beschriebenen abhebt. Es ist durchaus möglich, dass die Höhe der Aktivität dazu geführt hat, dass zumindest ein Teil der Biomasse schon vor dem Chloroformieren geschädigt wurde und somit auch in den Parallelproben ohne Chloroformeinwirkung mit extrahiert wurde. Ein weiteres Problem stellt die Tatsache dar, dass die hohe Aktivität an eine mengenmäßig sehr geringe S-Menge gekoppelt ist. Da der Prozentsatz des Biomasse- $^{35}\text{S}$  im Verhältnis zur gesamten zugegebenen Aktivität (hauptsächlich in Sulfatform vorliegend) so gering ist, könnten eventuelle Inhomogenitäten im Boden und in der Verteilung des  $^{35}\text{S}$  eine stärkere Auswirkung auf den extrahierten  $^{35}\text{S}$  haben als der durch das Chloroformieren zusätzlich freigesetzte  $^{35}\text{S}$ . Kleinste Unterschiede würden hier zu starken Differenzen in der Biomasse-Bestimmung führen (aufgrund des relativ geringen Anteils der Gesamtaktivität in dieser Fraktion). Diese Probleme sollten

allerdings durch die vorgenommene sorgfältige Durchmischung des Bodens (vgl. Kapitel 3.2.1.1) hier nicht in Betracht kommen. Da entsprechende Versuche mit nicht-radioaktiv markierten Proben aber zu zufriedenstellenden Ergebnissen geführt haben, ist es sehr wahrscheinlich, dass die Höhe der Aktivität zu einer Beeinflussung der Biomasse geführt hat, beispielsweise durch Abtötung beteiligter Boden-Mikroorganismen.

### **5.1.3 pH-Wert in Wurzelnähe und im wurzelfernerem Boden**

Die Sulfat-Adsorption steigt mit sinkenden pH-Werten wegen der dann zunehmend positiver werdenden Oberflächenladungen des Bodens an (Martini und Mutters, 1979) und ist daher negativ mit dem pH-Wert korreliert (Kparmwang et al., 1997). Böden mit pH-Werten  $> 6,5$  - wie im vorliegenden Versuch - adsorbieren nur sehr geringe Mengen an S (Kamprath et al., 1956; Beaton und Soper, 1986; Curtin und Syers, 1990; Scherer, 2001). Da jedoch der pH-Wert in der Rhizosphäre deutlich vom wurzelfernerem Boden abweichen kann, ist ein Einfluss auf die Sulfatadsorption nicht auszuschließen. Hinzu kommt, dass im Neutralbereich bereits leichte pH-Veränderungen die Ausfällung oder Freisetzung von Carbonat okkludiertem S bewirken können.

Die in Kapitel 4.2 beschriebenen Ergebnisse untermauern die These von Riley und Barber (1969), dass Pflanzenwurzeln den pH-Wert des Bodens in ihrer Umgebung ändern können. Pflanzenwurzeln können neben  $\text{CO}_2$  auch organische Stoffe sowie anorganische Kationen (inkl. Protonen) und Anionen an den Boden abgeben. Dies ist bedeutend, da die Tätigkeit von Mikroorganismen (MO) sowie die Mobilität von Nähr- und Schadstoffen pH-abhängig sein können (Schaller, 1987). Wie in Nährlösungsversuchen gezeigt wurde, ist diese Fähigkeit bei unterschiedlichen Pflanzenarten und teilweise sogar Sorten verschieden ausgeprägt (Foy et al., 1965; Foy et al., 1967; Römheld, 1986). Dies zeigten auch die nachfolgend detaillierter diskutierten Ergebnisse der vorliegenden Arbeit. Sie stehen im Einklang mit Ergebnissen von Domeyer (2006) für die Versuchspflanzen Spinat, Weizen, Sonnenblumen und Feldsalat.

In der vorliegenden Arbeit konnten Absenkungen des pH-Wertes von über 0,7 pH-Einheiten nachgewiesen werden. Dies erreicht zwar nicht ganz die von Nye und Ramzan (1979), Marschner et al. (1986) sowie Römheld (1986) beschriebene potentielle Änderung des pH-Wertes in unmittelbarer Wurzelnähe um

1 - 2 pH-Einheiten, kann aber dennoch einen Einfluss auf die Sulfatadsorption und die Freisetzung von Carbonat okkludiertem S haben.

Unter Raps- und Senfbewuchs kommt es in beiden Böden zu einem mehr oder minder starken Abfall des pH-Wertes in Wurzelnähe, unter Weizenbewuchs gilt das Gegenteil. Schaller (1986; 1987) berichtet - im Einklang mit den vorliegenden Ergebnissen - von einer Erhöhung des pH-Wertes bei Monokotyledonen und einer Absenkung bei Dikotyledonen. Dies kann auf ein im allgemeinen höheres Kationen-Aneignungsvermögen der zweikeimblättrigen Pflanzen zurückführt werden (Crooke und Knight, 1962; Cunningham, 1964). Durch die höhere Kationenaufnahme werden im Austausch mehr Protonen abgegeben (Riley und Barber, 1969), was zu einer Absenkung des pH-Wertes in Wurzelnähe führt. Bei überwiegender Anionenaufnahme der Pflanzen werden mehr  $\text{HCO}_3^-$ -Ionen abgegeben (Riley und Barber, 1969). Den Einfluss des Verhältnisses der aufgenommenen Anionen und Kationen auf den pH-Wert in Wurzelnähe bestätigen auch Kirkby (1968), Riley und Barber (1969) sowie Römheld (1986).

Unterschiede in den pH-Werten in direkter Wurzelnähe und weiterer Wurzelentfernung finden sich auch bei Domeyer (2006). Er erhielt für seine Versuche mit Weizenbewuchs je nach Bodenvariante Anstiege bis hin zu deutlichen Absenkungen des pH-Wertes mit zunehmender Wurzelnähe. Zu diesem Spektrum passen auch die hier erhaltenen Ergebnisse unter Weidelgrasbewuchs. Hier konnte nach einer anfänglichen Senkung des pH-Wertes mit zunehmender Wachstumszeit der Pflanzen teilweise sogar ein leichter Anstieg des pH-Wertes in Wurzelnähe beobachtet werden. Schaller und Fischer (1985) stellten fest, dass die Wurzel den pH-Wert nicht einheitlich erhöht oder absenkt, sondern dass einzelne Wurzelabschnitte unterschiedlich effektiv in der Abgabe von  $\text{H}^+$  oder  $\text{HCO}_3^-$  sind. Die deutlichsten Veränderungen sprechen sie - in Einklang mit Römheld (1986) - der Wurzelspitze zu. Sie schlussfolgern, dass die pH-Veränderung vom Wurzelabschnitt und damit auch der Wachstumsgeschwindigkeit der Wurzel, vom pH-Wert und der Puffer-Eigenschaft des Bodens abhängt (Schaller, 1987). Dies kann als Erklärung für die unterschiedlichen pH-Veränderungen in der Wurzelnähe von Weidelgras über den Zeitverlauf angesehen werden.

Ein Vergleich der pH-Werte zu unterschiedlichen Ernteterminen zeigt, dass - über die gesamte untersuchte Entfernung von der Wurzeloberfläche - nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum jeweils die höchsten pH-Werte vorliegen. Ein Absinken des

pH-Wertes mit zunehmendem Pflanzenwachstum wurde auch von Knauff (2000) beobachtet. Es kann durch die verstärkten Ausscheidungen von Wurzelexsudaten wie organischen Säuren erklärt werden.

Ab dem vierwöchigen Wachstum wurden in der vorliegenden Arbeit unter Gramineenbewuchs auch in weiteren Entfernungen von der Wurzeloberfläche höhere pH-Werte als unter Cruziferenbewuchs gemessen. Diese Ergebnisse decken sich mit den von Knauff (2000) unter Raps- und Weizenbewuchs erhaltenen Ergebnissen und können auf ein niedrigeres Kationen-Aneignungsvermögen der einkeimblättrigen Pflanzen zurückgeführt werden.

Die Tatsache, dass in den durchgeführten Ergebnissen der pH-Wert im Kompost gedüngten Boden höher als im mineralisch gedüngten Boden ist, erklärt sich durch die Kalkzufuhr mit dem Kompost [H & K aktuell (Ed), 2008; KGVÖ, ohne Jahresangabe] und bestätigt Ergebnisse von Knauff (2000).

Wurzelausscheidungen wie Aminosäuren und abgestorbene Zellen können direkt oder indirekt als Energiequelle für die MO der Wurzelumgebung dienen (Marschner et al., 1986) und somit zu einer zahlen- und artenmäßigen Stärkung dieser Populationen beitragen. Diese Faktoren stellen aber keine ausreichende Erklärung für die in dem Experiment mit vierwöchigem Raps- und Weidelgrasbewuchs deutlichen Unterschiede zwischen den verschiedenen gedüngten Böden dar, welche sogar die durch die Pflanzen hervorgerufenen Unterschiede übertreffen. Die Ursache für diese Abweichung von den anderen erzielten Ergebnissen kann an der Art der Bewässerung der Versuche liegen. Die Rhizoboxen wurden von unten über Sandbäder bewässert (vgl. Kapitel 3.2.2); die Einhaltung einer genauen Wasserkapazität (WK) war daher nicht gegeben. Es ist möglich, dass die Versuchsvarianten des Kompost gedüngten Bodens, welche alle über ein gemeinsames Sandbad bewässert wurden, etwas feuchter geworden sind als die über ein anderes Sandbad bewässerten Versuchsvarianten des mineralisch gedüngten Bodens. Laut Welp (mündliche Mitteilung, 2008) liegt die Grenze zwischen anaeroben und aeroben Verhältnissen in einem sehr engen Wassergehaltsbereich, etwa bei WK 60 %. Der Kompost gedüngte Boden hat deutlich mehr Humus und damit auch mehr mikrobielle Biomasse bzw. eine höhere mikrobielle Aktivität. Durch die Atmung der MO und den damit verbundenem Verbrauch von O<sub>2</sub> kann es in diesem Bereich zu einem Umkippen von aeroben in anaerobe Verhältnisse gekommen sein. Gerade in Wurzelnähe kann die Atmung der

MO durch die ausgeschiedenen Wurzelexsudate der Pflanzen noch zusätzlich angeregt worden sein. Unter anaeroben Verhältnissen liegen reduzierende Bedingungen vor, was mit einem  $H^+$ -Verbrauch verbunden ist (Starkey, 1966). Dadurch wäre der Anstieg des pH-Wertes unter beiden Bewuchsarten im Kompost gedüngten Boden zu erklären. Diese Vermutung lässt sich allerdings nicht belegen, da keine diesbezüglichen Messungen durchgeführt wurden.

## **5.2 Unterschiede im nativen S-Gehalt des mineralisch und des Kompost gedüngten Bodens**

In den dieser Diskussion zu Grunde liegenden Experimenten (Kapitel 4.2) wurde einheitlich ein höherer - meist etwa doppelt so hoher - S-Gehalt in den verschiedenen anorganischen und organischen Bodenfraktionen sowie im Gesamt-S-Gehalt des Kompost gedüngten Bodens festgestellt. Diese Unterschiede können auf die Düngehistorie der Böden zurückgeführt werden. Beide Böden stammen aus einem seit 1962 bestehenden Dauerdüngungsversuch des INRES-Pflanzenernährung der Landwirtschaftlichen Fakultät der Uni Bonn. Während der eine Boden ausschließlich mineralisch (mit KAS) gedüngt wurde, erhielt der andere Boden zusätzlich alle drei Jahre  $120 \text{ t Kompost ha}^{-1}$ . Durch die jahrelange Kompostzufuhr wurde zum einen der Gesamt-S-Gehalt des Bodens deutlich erhöht. Legt man den S-Gehalt des 2008 zugeführten Kompostes zu Grunde (0,2 %), so beträgt die durchschnittliche jährliche S-Zufuhr  $80 \text{ kg S ha}^{-1}$ . Wenn man von einer Durchschnittsdichte eines humosen Oberbodens von 1,3 (Hellberg-Rode, 2004) ausgeht und den Kompost gleichmäßig über die obersten 30 cm des Bodens verteilen würde, so ergäbe dies eine jährliche S-Zufuhr von ca.  $21 \text{ mg kg}^{-1}$  Boden.

Mit der langjährigen Kompostzufuhr steigt auch der Humusgehalt des Bodens. Dies bestätigen die vorliegenden Ergebnisse (Kapitel 4.2). Das erhöhte Angebot an organischer Substanz geht mit entsprechend höheren mikrobiellen Umsatzleistungen einher (Knauff, 2000; Koch et al., 2000; Prechtel et al., 2003; Landwirtschaftskammer NRW, 2008). Davon ist - wie die in Kapitel 4.1 dargestellten Ergebnisse zeigen - auch die ASA betroffen, so dass der Kompost gedüngte Boden im Vergleich zum mineralisch gedüngten Boden bei höherem S-Gehalt die Streu stärker mineralisiert. Hieraus resultiert dann u. a. ein höherer Gehalt an  $H_2O$ -extrahierbarem S. Der Befund, dass auch der Gehalt an adsorbiertem S durch Kompostdüngung gefördert

wird, wurde bisher in der Literatur nicht beschrieben. Er lässt sich aber aus den insgesamt höheren S-Gehalten nach einer Kompostdüngung ableiten.

Mit einer Kompostgabe werden dem Boden auch Carbonate zugeführt [H & K aktuell (Ed.), 2008; KGVÖ, ohne Jahresangabe]. Laut KGVÖ (ohne Jahresangabe) enthält Kompost 9 % Kalk in der Trockensubstanz (TS). Bei einer Kompostzufuhr von 120 t TS ha<sup>-1</sup> pro drei Jahre ergibt dies eine jährliche Kalkzufuhr von 3,6 t ha<sup>-1</sup> (= 0,9 g Kalk kg<sup>-1</sup> Boden). Da laut Chen et al. (1997) eine lineare Korrelation zwischen dem HCl-extrahierbaren S und dem CaCO<sub>3</sub>-Gehalt des Bodens besteht, ist der höhere Gehalt der HCl-extrahierbaren S-Fraktion - neben den höheren Gesamt-S-Gehalten - auch auf die Carbonat-Zufuhr mit dem Kompost zurückzuführen. Williams und Steinbergs (1962, 1964) bestätigen, dass durch das Vorhandensein von Carbonaten auch der Anteil an Carbonat okkludiertem S steigt. Dies führt - zumindest teilweise (s. u.) - zu den vorliegenden höheren Gehalten an HCl-extrahierbarem S im mit Kompost gedüngten Boden.

Der höhere organische S-Gehalt kann auf den Anstieg der mikrobiellen Biomasse nach der Zufuhr von Kohlenstoff - in den vorliegenden Experimenten mittels Kompost - und der hieraus resultierenden Bildung von Estersulfaten und C-gebundenem S zurückgeführt werden (Freney et al., 1971 ; McLaren et al., 1985; Ghani et al., 1993a; Wu et al., 1993a; O'Donnell et al., 1994; Shackle et al., 2000). Ein weiterer Grund für den höheren organischen S-Gehalt des Kompost gedüngten Bodens liegt darin, dass im Kompost - im Gegensatz zum mineralischen Dünger - bereits organisch gebundener S vorhanden ist.

### **5.3 Charakterisierung der HCl-extrahierbaren S-Fraktion**

Wie bereits in den vorangegangenen Kapiteln erläutert, wurden in dieser Arbeit S-Fraktionierungen durchgeführt. Der H<sub>2</sub>O-extrahierbare S repräsentiert den in der Bodenlösung vorhandenen S, der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare S den adsorbierten S. Die organischen S-Fraktionen wurden in Estersulfate und C-gebundenen S unterteilt. Zusätzlich wurde der HCl-extrahierbare S bestimmt. Laut Literaturangaben soll er den in Carbonaten okkludierten S repräsentieren (Shan et al., 1992; Chen et al., 1997). Im Verlaufe der vorliegenden Arbeit sind allerdings Zweifel daran aufgekommen, ob durch diese Extraktion nicht zusätzlich andere S-Bindungsformen mit erfasst werden. Hierauf soll in diesem Diskussionskapitel näher eingegangen werden.

Laut Literatur kommt es bei der Bildung von Kalken je nach Anwesenheit von Sulfat zu einer Co-Präzipitation von Sulfat und damit zu einer Bildung von Carbonat okkludiertem Schwefel. Die Hauptfreisetzung von diesem findet laut Ergebnissen von Williams und Steinbergs (1962; 1964) bei Aufkalkung eines sauren Bodens in Folge der protolytischen Auflösung von  $\text{CaCO}_3$  statt. In alkalischen Böden könne nur eine geringe Löslichkeit des  $\text{CaCO}_3$  erwartet werden, woraus sich auch nur eine geringe Freisetzung des in Carbonaten okkludierten S ergebe (Williams und Steinbergs, 1964).

Williams und Steinbergs (1962) geben ein S : Ca-Verhältnis von 1 : 490 bis 1 : 520 für sechs Kalksteine an. Für den Meckenheimer Boden wurden aus den mittleren Mengen des natürlich im Boden vorliegenden Schwefels ( $20 \text{ mg S kg}^{-1}$  mineralisch gedüngter Boden,  $35 \text{ mg S kg}^{-1}$  Kompost gedüngter Boden; vgl. Kapitel 4.2) und dem  $\text{CaCO}_3$ -Gehalt des Bodens (0,05 % bzw. 0,24 %; vgl. Kapitel 3.1.1.6) die möglichen S : Ca-Verhältnisse berechnet. Diese ergaben für den mineralisch gedüngten Boden etwa 1 : 10, für den Kompost gedüngten Boden etwa 1 : 27. Diese im Vergleich zu den Kalksteinen bei Weitem engeren Verhältnisse deuten darauf hin, dass sich die Höhe des HCl-extrahierbaren S nicht nur durch die Zufuhr von Düngerkalk erklären lässt. Da aber Carbonat okkludierter S im Wesentlichen geogen vorliegt, müsste er entweder in kalkhaltigen Böden vorhanden oder durch den Düngerkalk zugeführt worden sein. In Böden ist allerdings auch eine Neubildung von  $\text{CaCO}_3$  und Carbonat okkludiertem S nicht ausgeschlossen. Im gemäßigt humiden Klimaraum, in dem die vorliegenden Versuche stattfanden, findet aber naturbedingt eine Versauerung der Böden statt. Dies bedeutet, dass die Auflösung von  $\text{CaCO}_3$  wesentlich stärker ist als die Neubildung (s. o.). Vor diesem Hintergrund ist es dann nahezu ausgeschlossen, dass sich der Unterschied in den festgestellten S : Ca-Verhältnissen des Meckenheimer Bodens und denen des Kalkes durch eine Neubildung von Carbonat okkludiertem S erklären lässt. Es ist ebenfalls sehr unwahrscheinlich, dass  $^{35}\text{S}$  in dem Umfang in Carbonate okkludiert wird, wie die Extraktion mit HCl im Versuch „Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden“ zunächst vermuten lässt (Kapitel 4.1.1). Da während dieses Versuches eher Kalklösung als Kalkfällung abläuft, sollte in den Versuchen mit  $^{35}\text{S}$ -Zugabe tendenziell kein Carbonat okkludierter S auftreten. Daraus lässt sich schließen, dass die HCl-extrahierbare S-Fraktion mit hoher Wahrscheinlichkeit nicht nur in Carbonate okkludierten S

enthält, sondern zu einem großen Teil auch organisch gebundenen S. Wie bereits in Kapitel 3 erläutert, wird der Begriff „Carbonat okkludierter S“ so definiert, dass er für den durch 1 M HCl extrahierbaren S benutzt wird; dies schließt nicht aus, dass S aus anderen Bindungsformen bei der Extraktion zum Teil mit erfasst werden kann. Darauf deutet auch die Tatsache hin, dass im Versuch unter Zufuhr von  $^{35}\text{S}$  im mineralisch gedüngten Boden ein höherer Anteil an HCl-extrahierbarem S vorliegt als im Kompost gedüngten Boden (Kapitel 4.1.1). Würde durch die oben genannte Extraktion lediglich in Carbonate okkludierter S erfasst, so wäre - wenn überhaupt eine Neubildung stattgefunden hätte - ein gegenteiliges Ergebnis zu erwarten gewesen.

## **5.4 Umwandlung von frisch appliziertem bzw. natürlich im Boden vorhandenem Schwefel unter Berücksichtigung verschiedener Einflussfaktoren**

### **5.4.1 Verhalten von frisch appliziertem S in unterschiedlich gedüngtem Boden**

In diesem Kapitel soll auf den unterschiedlichen Einbau von  $^{35}\text{S}$  in mineralisch und mit Kompost gedüngtem Boden eingegangen werden. In der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion liegt ohne zusätzliche Glucosezugabe und ab der 25. Inkubationswoche auch bei Glucosezugabe mehr  $^{35}\text{S}$  im Kompost gedüngten Boden vor (Kapitel 4.1.1). In der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren Fraktion kann - unabhängig von der Glucosezugabe - tendenziell mehr  $^{35}\text{S}$  im Kompost gedüngten Boden nachgewiesen werden. Im mineralisch gedüngten Boden liegt dafür ein höherer Anteil an HCl-extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  vor. Durch die gesamte sequentielle Extraktion kann bei Glucosezugabe tendenziell mehr  $^{35}\text{S}$  im mineralisch, ohne Glucosezugabe im Kompost gedüngten Boden festgestellt werden. Für den organisch gebundenen  $^{35}\text{S}$  gilt das Gegenteil. Da im Kompost gedüngten Boden mit  $385 \text{ mg S kg}^{-1}$  fast die 1,9-fache Menge an  $^{32}\text{S}$  vorliegt wie im mineralisch gedüngten Boden ( $206 \text{ mg S kg}^{-1}$ ), muss zunächst davon ausgegangen werden, dass der zugeführte  $^{35}\text{S}$  mit stark unterschiedlichen Mengen an  $^{32}\text{S}$  „konkurriert“ (vgl. Kapitel 3.1.3). Dies würde bedeuten, dass ein Vergleich des Verhaltens von  $^{35}\text{S}$  im Boden nur unter Einbeziehung des Verhältnisses von  $^{35}\text{S}$  zu  $^{32}\text{S}$  im Boden möglich ist. Da allerdings im Versuch „Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im

unbewachsenen Boden“ (Kapitel 4.1.1)  $^{35}\text{S}$  in Form von Sulfat in wässriger Lösung dem Boden zugeführt wurde, konkurriert er direkt nur mit dem  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{32}\text{S}$ . Dieser ist in beiden Böden in einer ähnlichen Größenordnung vorhanden, im Kompost gedüngten Boden überwiegt er lediglich um den Faktor 1,2. Daraus lässt sich ein um den Faktor 1,2 höherer Einbau des  $^{35}\text{S}$  in fester gebundene S-Fractionen im mineralisch gedüngten Boden erwarten; dies trifft auf die in Kapitel 4.1.1 beschriebenen Ergebnisse allerdings nicht immer zu. Davon abweichende Ergebnisse können auf die unterschiedlichen Bodeneigenschaften zurückgeführt werden (s. u.). Die Tatsache, dass im mineralisch gedüngten Boden ein meist deutlich höherer  $^{35}\text{S}$ -Anteil in der  $\text{HCl}$ -extrahierbaren Fraktion vorliegt, überrascht. Da der Kompost gedüngte Boden einen höheren pH-Wert (6,92 zu 6,61, vgl. Tab. 3.1) und einen höheren  $\text{CaCO}_3$ -Gehalt (0,24 % zu 0,05 %, vgl. Tab. 3.1) aufweist, wäre ein gegenteiliges Ergebnis erwartet worden - wenn es denn überhaupt zu einer Neubildung von Carbonat okkludiertem S kommen sollte (vgl. Kapitel 5.3). Die Glucosezugabe wirkt sich im Kompost gedüngten Boden stärker auf den Einbau des  $^{35}\text{S}$  in organische Bindungsformen aus als im mineralisch gedüngten Boden. Diese Unterschiede können u. a. auf einen unterschiedlichen Mikroorganismenbesatz der Böden zurückgeführt werden. Die jahrelange Düngung mit Kompost scheint die Zusammensetzung der Mikroflora dergestalt geprägt zu haben, dass die Mikroorganismen (MO) erst durch eine zusätzliche C-Quelle (hier in Form von Glucose) in der Lage sind, mehr  $^{35}\text{S}$  in organische Bindungsformen zu überführen. Auch die deutlichen Unterschiede zwischen den Düngevarianten für die einzelnen anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen (vgl. S. 73 - 75, Abb. 4.6 - 4.8, Kapitel 4.1.1.1) lassen sich durch einen stark differenzierten bzw. spezialisierten Mikroorganismenbesatz des Bodens erklären, da - mit Ausnahme der Düngung - alle äußeren Einflussfaktoren konstant gehalten wurden. Die Böden unterscheiden sich allerdings deutlich in ihren Stoffbeständen (pH,  $\text{C}_{\text{org}}$ ,  $\text{CaCO}_3$ , S, N, P, K; vgl. Tab. 3.1). In dem Bereich der vorliegenden pH-Werte ist allerdings nicht mit starken Unterschieden in der Sulfat-Adsorption zu rechnen (s. o.). Weitere Erklärungsansätze können neben den unterschiedlichen physikalischen und chemischen Bodeneigenschaften (Wu et al., 1995) auch in den von Dedourge et al. (2004) beschriebenen unterschiedlichen räumlichen Verteilungen der Mikroorganismen im Boden gesehen werden. Dedourge et al. (2004) bestimmten unterschiedlich stabile Aggregate der Versuchsböden. Daraus schlussfolgerten sie, dass sich möglicherweise in dem Boden mit den

labileren Aggregaten MO außerhalb dieser befinden. Sie können auf Grund der geringeren Stabilität sowohl innerhalb als auch außerhalb der Aggregate vorkommen. Daher sind die MO zwar auf der einen Seite weniger physikalisch geschützt, auf der anderen Seite aber auch in der Lage, zugeführte C-Substrate schneller zu erreichen. Es kann zwar nicht eindeutig geklärt werden, ob dies für den vorliegenden Versuch ebenfalls von Bedeutung ist, da die Aggregatstabilität nicht Gegenstand der Untersuchungen war. Die Vermutung liegt allerdings nahe, da auch im vorliegenden Versuch mit Böden gearbeitet wurde, welche sich in ihren Eigenschaften recht deutlich voneinander unterscheiden (vgl. Kapitel 3.1.1.6). Erste Ergebnisse von Förster (2008, mündliche Mitteilung) scheinen zumindest eine unterschiedliche Größenverteilung der Aggregate der hier verwendeten Versuchsböden zu belegen. Laut Singh et al. (2007) liegen in den unterschiedlich großen Aggregaten aber auch prozentual gesehen verschiedene Anteile der einzelnen S-Fractionen vor. Bachmann et al. (2008) haben ergänzend festgestellt, dass die kleineren Aggregate auf Grund ihrer geringeren Porengröße weniger zugänglich für MO sind. Dies kann ebenfalls zu den Unterschieden zwischen den vorliegenden unterschiedlich gedüngten Böden beigetragen haben.

#### **5.4.2 Einfluss von C-Quellen auf den Einbau von frisch appliziertem S in anorganische und organische S-Bindungsformen**

Die vorliegenden Ergebnisse (Kapitel 4.1.1) zeigen, dass die Gesamtheit der anorganischen Bindungsformen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbar) durch eine Glucosezugabe in allen Versuchsvarianten und zu allen gemessenen Inkubationszeitpunkten deutlich gemindert wird. Dies ist auf den hohen Anteil der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion zurückzuführen, in welcher die deutlichsten Unterschiede vorliegen. Die mit Glucose versetzten Böden und die ohne Glucosezugabe unterschieden sich bis auf wenige Ausnahmen signifikant bis höchst signifikant. Daraus lässt sich schließen, dass die Glucosezugabe zu einem schnelleren Einbau in organisch gebundene  $^{35}\text{S}$ -Formen führt. In der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren sowie der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion war ein deutlich geringerer Anteil des applizierten  $^{35}\text{S}$  in den Böden mit Glucosezugabe als in den Böden ohne Glucosezugabe nachweisbar. Die Tatsache, dass in der HCl-extrahierbaren Fraktion diese Unterschiede teilweise schon geringer wurden

oder sich sogar ins Gegenteil umkehrten, lässt darauf schließen, dass auch ein Einbau des  $^{35}\text{S}$  in diese Fraktion stattfand. Dennoch wurde - wie die Bilanzierung der anorganischen Bindungsformen belegt - die Abnahme der gelösten und adsorbierten  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen nach Glucosezugabe nur partiell durch Zunahmen in der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion kompensiert (vgl. Abb. 4.14, Kapitel 4.1.1, S. 82). Dies deutet darauf hin, dass ein großer Teil des  $^{35}\text{S}$  in organische Bindungsformen übergegangen (immobilisiert) ist, was sich mit den Aussagen von Wu et al. (1995) deckt. Sie markierten einen tonigen Lehmboden mit  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  und versetzten ihn mit Glucose und anderen C-Quellen. Bodenuntersuchungen fanden nach 3, 10, 32, 65 und 102 Tagen statt. Entsprechend den hier vorliegenden Ergebnissen nahmen die Anteile an gelöstem und adsorbiertem  $^{35}\text{S}$  (Extraktion mit 10 mM  $\text{CaCl}_2$ ) im Laufe ihres Versuches ab. Eine ähnliche Beobachtung machten auch O'Donnell et al. (1994) und Chowdhury et al. (2000a). Wu et al. (1995) stellten analog zu den vorliegenden Ergebnissen fest, dass die Abnahme des gelösten und adsorbierten  $^{35}\text{S}$  in den Varianten mit Glucosezugabe höher ausfiel, d. h. die Glucosezugabe die Immobilisierung des  $^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  deutlich verstärkte. Als Ursache für die Wirkungen der Glucosezufuhr auf die S-Bindungsformen kann der Anstieg der mikrobiellen Biomasse durch Zugabe einer C-Quelle angeführt werden (Freney et al.; 1971; McLaren et al., 1985; Ghani et al., 1993a; Wu et al., 1993a; O'Donnell et al., 1994; Shackle et al., 2000). Auch Dedourge et al. (2004) und Vong et al. (2007) stellten fest, dass die Vermehrung der Mikroorganismen des Bodens durch die zusätzliche leicht verfügbare Kohlenstoff-Quelle (Glucose) angeregt wird. Da hierdurch der Gehalt an mikrobiellem C steigt, muss parallel dazu auch ein Einbau von S (und anderen Elementen) in die mikrobielle Biomasse stattfinden. Dedourge et al. (2004) und Vong et al. (2007) berichten über eine verstärkte S-Immobilisierung, da diese sehr eng mit der mikrobiellen Biomasse korreliert. Chowdhury et al. (2000a) bezeichnen Glucose gar als „a simple, soluble, low molecular organic weight substrate, (which) presumably diffuses relatively readily within the soil matrix to where decomposer organisms utilize it rapidly and highly efficiently“.

Die bei der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion aufgetretenen unterschiedlichen Tendenzen bei den längeren Inkubationszeiten (vgl. Kapitel 4.1.1) könnten auch auf eine erneute Mineralisierung des vorher in organische Bindungsformen überführten  $^{35}\text{S}$  und - eventuell - eine teilweise Neubildung von Carbonat okkludiertem  $^{35}\text{S}$  zurückzuführen sein. Ebenfalls müssen eine Mineralisierung und Immobilisierung des

möglicherweise durch die HCl-Extraktion mit erfassten organischen  $^{35}\text{S}$  berücksichtigt werden (vgl. Kapitel 5.3). Laut Freney et al. (1975), Tsuji und Goh (1979) sowie Ghani (1993b) kann gerade erst immobilisierter S schnell wieder mineralisiert werden, so dass dies eine Begründung für die differenzierten Beobachtungen bei dieser Fraktion sein könnte. Chowdhury et al. (2000b) unterstützen diese These zusätzlich durch ihre Ergebnisse. Stanko-Golden und Fitzgerald (1991) berichten von Mineralisierungsraten von „frisch gebildetem“ organischem S in tropischen Regenwaldböden von 27 - 57 %  $\text{d}^{-1}$ . Über den unterschiedlichen Einbau in organische  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen kann an dieser Stelle keine genauere Aussage getroffen werden. Es wird allerdings vermutet, dass der Haupteinbau in die Fraktion des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  stattfindet, wie in Kapitel 5.4.5 noch erläutert wird. Ein wichtiger Unterschied der vorliegenden Ergebnisse zu bisher veröffentlichten liegt neben der Feststellung des durchgehenden Glucoseeinflusses auf die  $^{35}\text{S}$ -Verlagerungen über eine lange Inkubationszeit auch in den obig beschriebenen Einflüssen der Glucosezugabe auf die Höhe der HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion.

### **5.4.3 Verhalten verschiedener zugeführter $^{35}\text{S}$ -Bindungsformen (anorganisch, organisch) im Boden**

Wie die Ergebnisse (Kapitel 4.1.1) zeigen, unterscheiden sich die drei  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (als Sulfat, gemahlene Rapsprobe bzw. gemahlene Weidelgrasprobe) recht deutlich in ihrem Einbau in unterschiedliche S-Bindungsformen. Der höhere Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  in den Böden mit Sulfatzugabe lässt sich dadurch erklären, dass Sulfat in wässriger Lösung dem Boden zugegeben wurde, d. h. dass Sulfat bei der Zugabe zum Boden zu 100 % in dieser Bindungsform vorlag. In den Böden mit Weidelgras- und Rapszugabe musste der  $^{35}\text{S}$  teilweise erst mineralisiert werden, bevor er in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion vorlag. Der um ca. 20 % (Raps) bzw. ca. 45 % (Weidelgras) niedrigere Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  im Vergleich zu dem entsprechend gedüngten Boden mit Sulfatzugabe kann hierdurch erklärt werden. Diese Werte verdeutlichen aber auch, dass die Mineralisierung bei Raps schneller und intensiver verläuft als bei Weidelgras. Dies kann unabhängig von einer Glucosegabe festgestellt werden.

Da durch die sequentielle Extraktion (vorwiegend) anorganische S-Fraktionen extrahiert werden (vgl. Kapitel 3.1.1.2), ist es nicht verwunderlich, dass im Falle der

Zugabe von anorganischem Sulfat nach einer Inkubationszeit von einer Woche nahezu 90 % in diesen Fraktionen wiedergefunden werden. Auch Vong et al. (2007) berichten, dass sich ein Großteil des als  $\text{Na}_2^{35}\text{SO}_4\text{-S}$  zugegebenen S durch eine Extraktion mit  $\text{CaCl}_2$  wiederfinden ließ. Da sich der Schwefel in Raps und Weidelgras aus hauptsächlich organisch gebundenem S zusammensetzt (McGrath und Zhao, 1996; Janzen und Ellert, 1998; Zhao et al., 1999a; Claassen, 2000; Marschner, 2003), konnte hier nur ein geringerer S-Anteil durch die sequentielle Extraktion wiedergefunden werden als in den Böden mit  $^{35}\text{S}$ -Zugabe in Form von Sulfat. Auffallend ist allerdings der deutliche Unterschied zwischen den mit Weidelgras und den mit Raps versetzten Böden. In allen Fällen führte die Zufuhr von gemahlenem Weidelgras zu deutlich niedrigeren Gehalten in den anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen. Dies könnte durch unterschiedliche S-Bindungsformen in Raps und Weidelgras begründet sein. Raps enthält z. B. Glukosinolate (Schnug et al., 1993; McGrath und Zhao, 1996; Claassen, 2000; Scherer, 2001) und relativ viele S-haltige Aminosäuren (vorwiegend Cystein; Dedourge et al., 2004), welche der Fraktion des C-gebundenen S zuzuordnen sind (Tabatabai, 1982; Freney, 1986).

Nach längeren Inkubationsperioden finden in den Böden mit verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabe- und damit auch  $^{35}\text{S}$ -Bindungsformen (s. o.) anscheinend auch unterschiedliche Mineralisierungen des organischen  $^{35}\text{S}$  statt. Die Mikroflora-Zusammensetzung des Bodens ist für diese  $^{35}\text{S}$ -Umsetzungen verantwortlich (Dedourge et al., 2004). Wu et al. (1993b) führen die unterschiedlich schnelle Freisetzung von S aus Pflanzenrückständen auf den verschieden hohen Gehalt an Aminosäuren und Proteinen zurück, welche für die Boden-MO leicht verfügbar sind. Ein Hauptgrund für eine unterschiedlich schnelle Immobilisierung des S wird aber von vielen Autoren in der Höhe des C : S-Verhältnisses gesehen (Wu et al., 1993b; Chapman et al., 1997; Chowdhury et al., 2000b). Chowdhury et al. (2000b) raten sogar zu einer zusätzlichen S-Düngung bei Einarbeitung von organischen Rückständen mit einem weiten C : S-Verhältnis in gering mit S versorgte Böden. Die C : S-Verhältnisse des eingearbeiteten Pflanzenmaterials konnten in dem vorliegenden Versuch nicht bestimmt werden. Eriksen (2005), welcher u. a. - entsprechend dem vorliegenden Versuch - zerkleinertes Material von Raps- und Weidelgraspflanzen in seinen Versuchsboden einmischte, gibt ein deutlich weiteres C : N : S-Verhältnis für Weidelgras im Vergleich zu Raps an, wenn sich die Verhältnisse für zwei verschiedene Weidelgraschargen auch deutlich unterscheiden.

Daraus kann die Annahme abgeleitet werden, dass auch in dem hier verwandten Rapsmaterial ein engeres C : N : S-Verhältnis vorliegt als im Weidelgrasmaterial. Eriksen (2005) stellte für ein weites C : S-Verhältnis eine schnellere Immobilisierung des S fest. Der Anteil des durch 0,016 M  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  extrahierten Sulfats in seinem Boden mit Rapszugabe war nach 1-, 5- und 8-tägiger Versuchsdauer deutlich höher als der entsprechende Gehalt in dem mit Weidelgras versetzten Boden. Dies deckt sich auch mit den hier vorliegenden Ergebnissen.

Die Unterschiede zwischen der S-Verteilung in den Böden mit Pflanzenzugaben können zudem durch unterschiedliche S-Gehalte der zugeführten Pflanzen begründet sein. Der gemahlene Raps wies einen mehr als 1,5fach so hohen Gehalt an kaltem S auf wie das Weidelgras, auch die Aktivität des Rapses war bei weitem höher. Um allen Versuchsvarianten die gleiche Aktivität und Menge an kaltem S zuzugeben, wurde dem Boden weniger gemahlener Raps als Weidelgras zugeführt. Das so entstandene Defizit an kaltem S wurde durch  $\text{K}_2\text{SO}_4$  ausgeglichen (vgl. Kapitel 3.2.1.1). Dies bedeutet aber auch, dass die zugeführte Menge an organischer Substanz bei Weidelgraszugabe höher als bei Rapszugabe ist, d. h. auch der Anteil an zugeführtem Kohlenstoff und Stickstoff ist höher. Dies kann eine zusätzliche Erklärung für den geringeren Anteil an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  nach Weidelgraszugabe sein, da die zusätzlichen C- und N-Quellen eine Immobilisierung des  $^{35}\text{S}$  fördern. Wu et al. (1995) begründen die anfangs ausgeprägtere und später geringere Wirkung einer Strohzugabe verglichen mit einer Zugabe von Rapsrückständen auf die S-Immobilisierung damit, dass der S-Gehalt des Rapses größer als der des Strohs ist und der Raps zudem schneller abgebaut wird. Dies führt zu einer starken Anfangs-Immobilisierung des S in den Varianten mit Strohzugabe. Dieser Erklärungsansatz trifft bei den hier vorliegenden Ergebnissen aber nicht zu, da die unterschiedlichen S-Gehalte (kalt und warm) ausgeglichen wurden.

#### **5.4.4 Einfluss der Inkubationszeit auf den Einbau von frisch appliziertem S in unterschiedliche S-Bindungsformen**

Die Ergebnisse des Versuches „Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden“ (Kapitel 4.1.1) zeigen, dass in vielen Versuchsvarianten (Zugabe von  $^{35}\text{S}$  in Form von Sulfat, gemahlenem Raps bzw. gemahlenem Weidelgras) nach kurzer

Inkubationszeit ein sehr hoher Anteil an  $\text{H}_2\text{O}$ - und  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S vorliegt. Janzen und Ellert (1998) berichten über eine verstärkte Anfangs-Mineralisierung, welche der Inkorporation des Pflanzenrückstandes folge. Dies könne zum Teil auf eine Freisetzung des Sulfates aus den Pflanzenrückständen, zum anderen auf eine Hydrolyse von organischen Sulfaten zurückzuführen sein und stellt eine mögliche Erklärung für die hier erhaltenen Ergebnisse dar.

Die Ergebnisse zeigen eine Tendenz, dass nach einer kurzen Inkubationszeit mehr adsorbierter  $^{35}\text{S}$  extrahiert werden kann, danach eine Abnahme und nach 19 bis 31 Wochen ein leichter Wiederanstieg zu verzeichnen ist. Ähnliche Ergebnisse - vor allem entsprechend denen nach der Zugabe von Raps - wurden von Eriksen (2005) erzielt. Er berichtet über eine recht deutliche Schwankung in der Höhe des adsorbierten Boden-Sulfatgehaltes (extrahierbar mit 0,016 M  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) über den Verlauf der Inkubationszeit (32 d), was auch in den vorliegenden Versuchen zutreffend ist. Der niedrige Gehalt der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen nach mittleren Inkubationszeiten lässt sich so erklären, dass bis zu Inkubationszeiten von 13 Wochen der zugeführte  $^{35}\text{S}$  verstärkt aus der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion in fester gebundene (anorganische und organische)  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen eingebaut wurde. Je nach Versuchsvariante konnte ab einer Inkubationszeit von 19 bzw. 25 Wochen ein langsamer Anstieg des gesamten anorganisch gebundenen  $^{35}\text{S}$  ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbar) festgestellt werden, was sich durch eine teilweise Rück-Mineralisierung des zuvor immobilisierten  $^{35}\text{S}$  aus organischen Bindungsformen erklären lässt. Auch innerhalb der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen fanden Umverteilungen statt. Gerade der Anteil der  $\text{HCl}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion stieg relativ deutlich. Diese Ergebnisse verdeutlichen einmal mehr, dass diese S-Fraktion anscheinend nicht nur aus in Carbonaten okkludiertem S besteht und - entgegen den Aussagen von Shan et al. (1992) - eine erhebliche Rolle in den Flüssen zwischen anorganischen und organischen S-Fractionen spielt.

Laut Untersuchungen von Tsuji und Goh (1979) sowie Ghani (1993b) kann besonders erst kürzlich immobilisierter S relativ leicht wieder mineralisiert werden, was in dem vorliegenden Versuch zuzutreffen scheint. Die in den  $\text{H}_2\text{O}$ - und  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen beobachteten stärkeren Abnahmen an  $^{35}\text{S}$  bestärken Ergebnisse von Chowdhury et al. (2000a). Sie beobachteten eine Netto-Abnahme des durch  $\text{CaCl}_2$ -extrahierbaren  $\text{SO}_4^{2-}$ -S über eine Versuchsdauer von 30 Tagen und stellten fest, dass parallel dazu der Gehalt an Biomasse-S stieg.

In dem hier vorliegenden Versuch konnten aufgrund der ausgedehnteren Versuchsdauer im Gegensatz zu dem Versuch von Chowdhury et al. (2000a) weit über den Zeitraum von 30 Tagen hinausgehend Abnahmen in den beiden labileren anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen festgestellt werden. Parallel dazu wurden deutliche Anstiege der organischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen festgestellt, deren Gehalte - nach längeren Inkubationszeiten - wieder etwas abnahmen. Die These der angesprochenen recht frühen Rückmineralisierung aus organischen Bindungsformen wird durch Ergebnisse von Eriksen (2005) gestärkt. Er berichtet von solchen bereits nach einer Versuchsdauer von acht Tagen. Auch McLaren et al. (1985) vermuten für ihre Versuche eine Mineralisierung von zuvor immobilisiertem S bereits nach wenigen Tagen. Die vorliegenden Ergebnisse zeigen, dass während der ausgedehnten Inkubationszeit von 31 Wochen kontinuierlich Flüsse und Verlagerungen zwischen den anorganischen und den organischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen stattfanden, d. h. dass Mineralisierungen und Immobilisierungen parallel ablaufen (vgl. Kapitel 5.4.10).

#### **5.4.5 Bildung von organischen S-Fraktionen nach Zugabe von $^{35}\text{S}$ zum Boden**

Im Versuch „Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen Boden“ (Kapitel 4.1.1) konnten durch die Differenz des durch das HI-Säuregemisch reduzierbaren S und des durch die sequentielle Extraktion erfassbaren S keine Gehalte an Estersulfaten nachgewiesen werden. Dies deutet darauf hin, dass in diesem Versuch so geringe Mengen an Estersulfaten vorliegen, dass sie experimentell nicht zu ermitteln sind. Des Weiteren kann vermutet werden, dass ein geringer Teil der Estersulfate bereits beim letzten Schritt der sequentiellen Extraktion, der Extraktion mit HCl, mit erfasst wurde. Bei diesem Schritt soll laut Chen et al. (1997) und Shan et al. (1992) zwar der „Carbonat okkludierte S“ extrahiert werden, es liegt aber die Vermutung nahe, dass ein Teil des organisch gebundenen S mitextrahiert wird und zwar vorzugsweise der labilere, d. h. ein Teil der Estersulfate (vgl. Kapitel 3.1.1.2; Kapitel 5.3). Hu et al. (2005) wiesen zwar hohe (bis zu  $580 \text{ mg S kg}^{-1}$ ) Gehalte an Carbonat okkludiertem S nach, sie arbeiteten aber auch mit alkalischen Böden (pH-Werte: 7,25 - 8,70;  $\text{CaCO}_3$ -Gehalte: 0,08 bis 13,77 %). Chen et al. (1997) räumen für ihre Versuche ein, dass HCl-extrahierbarer S auch in nicht-kalkhaltigen Böden zu finden ist, allerdings in einem deutlich

geringeren Umfang als in kalkhaltigen Böden, was die obige Vermutung stützt. Zusätzlich könnte ein Teil der Estersulfate auch bereits in den ersten beiden Schritten der sequentiellen Extraktion mit extrahiert worden sein. Stanko-Golden und Fitzgerald (1991) haben in ihren Versuchen lösliche und adsorbierte Estersulfate zusätzlich zu unlöslichen Estersulfaten bestimmt und teilweise recht hohe Werte erhalten. Sie wandten diese Fraktionierung allerdings bei tropischen Regenwaldböden an. Sie hat sich in der Literatur nicht weiter durchgesetzt und wurde daher auch in der vorliegenden Arbeit nicht angewendet. Laut Lee et al. (1985) kann der potentiell mit dem adsorbierten S miterfassbare organische S nur einen sehr geringen Anteil ausmachen, wovon auch in der vorliegenden Arbeit ausgegangen wird.

Mit den im vorliegenden Versuch (Kapitel 4.1.1) angewandten Messmethoden kann kein Unterschied zwischen dem durch sequentielle Extraktion und HI-Reduktion ermittelten  $^{35}\text{S}$  nachgewiesen werden. Daher kann davon ausgegangen werden, dass hier nahezu keine Estersulfate vorliegen. Daraus ergibt sich wiederum eine starke Mobilität des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$ , da offensichtlich der nicht durch die sequentielle Extraktion extrahierbare  $^{35}\text{S}$  aus direkt an C-gebundenem  $^{35}\text{S}$  besteht. Die im Ergebnisteil beschriebenen Mineralisierungen kommen augenscheinlich aus dieser  $^{35}\text{S}$ -Fraktion, so dass der C-gebundene  $^{35}\text{S}$  mobiler ist, als die meisten bisherigen Versuche zu belegen scheinen. Diese Ergebnisse sind überraschend. In der Literatur werden meist die Estersulfate als die sowohl labilere als auch schneller gebildete organische S-Fraktion beschrieben (Biederbeck, 1978). Da im vorliegenden Versuch Messfehler auf Grund mehrerer Wiederholungsmessungen nahezu ausgeschlossen werden können, kann davon ausgegangen werden, dass bei einer Inkubation eines unbewachsenen Bodens frisch zugeführter anorganischer S zum großen Teil in den C-gebundenen organischen S-Pool immobilisiert wird. Hier bestehen mehrere Möglichkeiten. Zum einen können die vorliegenden Ergebnisse so gedeutet werden, dass die Bildung von Estersulfaten im unbewachsenen Boden sehr viel länger dauert als die Bildung von C-gebundenem S. Diese Deutung bestärkt die in Kapitel 4.2 erhaltenen Ergebnisse. In den dort beschriebenen Versuchen wurden - unter Benutzung der entsprechenden Methoden der in Kapitel 4.1 beschriebenen Versuche - Gehalte an Estersulfaten von etwa 30 - 50 % des Gesamt-S im Boden nachgewiesen. Dabei handelt es sich aber um Versuche mit „nativem“ Boden-S, so dass die Estersulfate über eine längere Zeit kontinuierlich gebildet worden sein

können. Eine weitere Erklärungsmöglichkeit besteht darin, dass Estersulfate vor allem unter Pflanzenbewuchs gebildet werden. Der oben diskutierte Versuch fand ja ohne Bewuchs statt; die in Kapitel 4.2 beschriebenen Versuche hingegen weisen Pflanzenbewuchs auf. Die letztgenannte Erklärung kann allerdings durch die Ergebnisse des in Kapitel 4.1.2 beschriebenen Versuches („Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen im Boden“) entkräftet werden. Dieser Versuch verfügt neben den mit Raps und Weidelgras bewachsenen Böden auch über brach liegende Böden. In allen Versuchsvarianten (unabhängig vom Bewuchs) wurden Gehalte an Estersulfaten in einer Größenordnung von ca. 15 - 18 % des gesamten zugeführten S nachgewiesen. Dies zeigt, dass der fehlende Pflanzenbewuchs alleine die Abwesenheit von Estersulfaten nicht erklären kann. Die Unterschiede im Gehalt an Estersulfaten der (brach liegenden) Böden in den beiden Versuchen nach Zugabe von  $^{35}\text{S}$  verwundern. Bei näherer Betrachtung können allerdings einige mögliche Ursachen gefunden werden, welche zu diesen Unterschieden beitragen. Der im Kapitel 4.1.1 beschriebene Versuch ist ein reiner Inkubationsversuch; die Bodenuntersuchungen fanden nach 1, 7, 13, 19, 25 und 31 Wochen statt. In dem in Kapitel 4.1.2 beschriebenen Versuch wurde der Boden zuerst ebenfalls inkubiert, allerdings wurden hier Glucose und Stickstoff zugeführt, um eine Immobilisierung des parallel zugeführten  $^{35}\text{S}$  zu beschleunigen. Da die Zugabe einer zusätzlichen C- und N-Quelle die MO-Aktivität steigert (s. o.), kann davon ausgegangen werden, dass ein stärkerer Einbau des  $^{35}\text{S}$  in organische Fraktionen stattfand, als dies in dem anderen Versuch (mit nur teilweise erfolgter Glucosezugabe) der Fall war. Nach dreimonatiger Inkubation fand dann (in dem in Kapitel 4.1.2 beschriebenen Versuch) eine Elution des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  statt. Da hierdurch ein Teil der zugeführten Aktivität aus dem Boden entfernt wurde, stiegen die Anteile der noch im Boden verbliebenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen an der neuen Gesamt-Aktivität. Dies ist ein weiterer Grund für den in diesem Versuch höheren Anteil an Estersulfaten. Als Fazit aus diesen Versuchen kann festgehalten werden, dass neu dem Boden zugeführter S augenscheinlich zu einem großen Anteil in den C-gebundenen S-Pool immobilisiert wird. Die Estersulfate machen nur einen weitaus geringeren Anteil aus. Der geringere Anteil an Estersulfaten ist zwar auch beim „nativen“ Boden-S zu beobachten, hier ist ihr Anteil aber weitaus größer als beim frisch zugeführten S. Dies deutet darauf hin, dass die Estersulfate weniger schnell gebildet werden als der C-gebundene S.

Verglichen mit Werten von Freney et al. (1975) und McLaren et al. (1985) sind die nach Bodeninkubation erhaltenen Immobilisierungsraten des S der Böden mit Zugabe von  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S relativ gering. McLaren et al. (1985) erhielten nach 75-tägiger Inkubation einen 27%igen bzw. 48%igen (ohne/mit Glucosezugabe) Einbau ihres zugefügten  $^{35}\text{S}$  in die organischen S-Fractionen. Freney et al. (1975) berichten über eine Inkorporation ihres markierten Sulfates in die organische Substanz nach einer achtwöchigen Inkubationszeit von 33,6 bzw. 45,7 %. Eine etwas kürzere Inkubationszeit (sieben Wochen) führte in den vorliegenden Ergebnissen nur zu einer Immobilisierung von ca. 5 - 6 %. Zugaben von Glucose oder andere  $^{35}\text{S}$ -Quellen steigern diese Rate aber deutlich. Daraus geht zum einen der deutliche Einfluss des Bodens [Freney et al. (1974) arbeiteten mit unterschiedlich genutzten Podsolen aus New South Wales], zum anderen auch nochmal die Effektivität einer zusätzlichen C-Quelle für die S-Immobilisierung hervor. Im vorliegenden Versuch (Kapitel 4.1.1) bewirkt sie eine Steigerung des Einbaus in die organischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen um bis zu 3000 %. Eine ähnlich hohe prozentuale Steigerung wurde bisher in der Literatur nicht festgestellt.

#### **5.4.6 Unterschiede in der Aufnahme von kürzlich zugeführtem $^{35}\text{S}$ bzw. nativem Boden-S durch verschiedene Pflanzenarten und in unterschiedlich gedüngten Böden**

Auf die unterschiedlich hohen S-Aufnahmen der Cruziferen und Gramineen soll nur kurz eingegangen werden, da diese in der Literatur bereits ausführlich beschrieben sind. Die Ergebnisse (Kapitel 4) bestätigen den hohen S-Bedarf der Cruziferen Raps und Senf (Zhao et al., 1991; Eppendorfer und Eggum, 1992; 1995; Schnug und Haneklaus, 1994, Gransee et al., 1999; Zhao et al., 1999a; Bloem und Haneklaus, 2002; Dedourge et al., 2004) im Vergleich zu den Monokotyledonen Weidelgras und Weizen (Schnug und Haneklaus, 1994; McGrath et al., 1996; Scherer, 2001).

Im mineralisch gedüngten Boden findet an nahezu allen Ernteterminen ein höherer  $^{35}\text{S}$ -Entzug durch die Pflanzen statt, als dies bei dem Kompost gedüngten Boden der Fall ist (Kapitel 4.1.2). Da beiden Böden die gleiche Menge an  $^{35}\text{S}$  bzw. Aktivität zugeführt wurde und im Kompost gedüngten Boden eine höhere Arylsulfataseaktivität vorliegt (vgl. Kapitel 4.1.1.3 und 4.1.2.5), überrascht dieses Ergebnis zunächst. Es lässt sich aber durch die unterschiedlichen Verhältnisse von  $^{35}\text{S}$  zu  $^{32}\text{S}$  im Boden erklären (vgl. Kapitel 3.3.3 und 5.4.1). Im vorliegenden Versuch

beträgt die Aufnahme im mineralisch gedüngten Boden meist das 1,2- bis 1,5-fache der Aufnahme im Kompost gedüngten Boden (statt der erwarteten 1,9-fachen). Dafür können mehrere Gründe genannt werden. Zum einen wurde in Kapitel 4.2.1.4 und 4.2.2.4 nachgewiesen, dass im Kompost gedüngten Boden eine etwas höhere  $^{32}\text{S}$ -Aufnahme stattfindet. Dies trägt dazu bei, dass sich der Unterschied zwischen den  $^{35}\text{S}$ -Aufnahmen der in unterschiedlich gedüngten Böden gewachsenen Pflanzen verringert. Zusätzlich kann eine hohe Radioaktivität, wie in dem vorliegenden Versuch eingesetzt, durchaus zu Schädigungen der Pflanzenzellen führen und so die weitere S-Aufnahme vermindern. Dies wäre im mineralisch gedüngten Boden durch die höhere  $^{35}\text{S}$ -Aufnahme eher der Fall, was wiederum zu einer Minderung des oben genannten Unterschieds führen würde. Zusätzlich ist zu beachten, dass der Pflanzenbewuchs auf eluiertem Boden stattfand, d. h. der durch  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$  extrahierbare S vor der Aussaat aus dem Boden entfernt wurde. Im Kompost gedüngten Boden wurden ca. 40 % mehr  $^{35}\text{S}$  eluiert als im mineralisch gedüngten Boden. Die im Boden verbliebende Aktivität (im Kompost gedüngten Boden um 8,6 % niedriger als im mineralisch gedüngten Boden) wurde dann in beiden Böden für den nachfolgenden Gefäßversuch unter Pflanzenbewuchs jeweils als neue Gesamtaktivität genommen. Da mit dem  $^{35}\text{S}$  auch  $^{32}\text{S}$  eluiert wurde, dieser aber auf Grund der vorhandenen Messmöglichkeiten nicht bestimmt werden konnte, kann nicht genau gesagt werden, ob sich das Verhältnis von  $^{32}\text{S}$  zu  $^{35}\text{S}$  in den beiden unterschiedlich gedüngten Böden nach der Eluation immer noch um den Faktor 1,9 unterschied. Aufgrund der Ergebnisse der Versuche in Kapitel 4.2 ohne radioaktive Markierung kann davon ausgegangen werden, dass im Kompost gedüngten Boden etwas mehr  $^{32}\text{S}$  eluiert wurde als im mineralisch gedüngten Boden. Es scheint also nach obigen Ausführungen sehr wahrscheinlich zu sein, dass das „Konkurrenzverhältnis“ von  $^{35}\text{S}$  zu  $^{32}\text{S}$  im mineralisch gedüngten Boden geringer ist, was die dort höhere  $^{35}\text{S}$ -Pflanzenaufnahme erklärt.

Auffallend ist die deutliche Steigerung des  $^{35}\text{S}$ -Entzuges aller Pflanzen vom ersten zum zweiten Erntetermin. Im Vergleich dazu fällt der zusätzliche  $^{35}\text{S}$ -Entzug zum dritten Erntetermin geringer aus (Kapitel 4.1.2). Diese Charakteristik spiegelt sich schon in der Trockensubstanz (nicht dargestellt) wider und ist wahrscheinlich durch die Kombination der Versuchsgefäße mit den Wachstumszeiten bedingt. Da dieser Versuch mit radioaktiver Markierung stattfand, wurden die Versuchsgefäße möglichst klein gewählt, um die durch eine ohnehin schon benötigte sehr hohe Aktivität

bestehenden Gefahren nicht noch zusätzlich zu verstärken. Ab einer bestimmten Wachstumsphase, welche beim dritten Erntetermin schon überschritten war, hätten die Pflanzen - um sich ungestört weiter entwickeln zu können - mehr Platz gebraucht (vgl. S. 106, Abb. 4.29a - f, Kapitel 4.1.2.3). Dies kann die geringere Zusatzausbildung an TS und die damit verbundene geringer ausfallende Steigerung des  $^{35}\text{S}$ -Entzuges bedingt haben.

#### **5.4.7 Einfluss von unterschiedlichen Bewuchsformen auf die Nachlieferung aus verschiedenen $^{35}\text{S}$ -Fraktionen**

Für die Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S der Böden (Kapitel 4.1.2) ergibt sich folgende Reihenfolge: Brache > Weidelgrasbewuchs > Rapsbewuchs. Die Tatsache, dass unter Bewuchs ein deutlich geringerer Anteil an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  vorliegt, verdeutlicht wiederum die  $^{35}\text{S}$ -Aufnahme der Pflanzen, welche beim Raps höher als beim Weidelgras liegt (vgl. Kapitel 4.1.2). Es fanden jeweils Veränderungen dieser Gehalte über den Zeitverlauf statt. Die Veränderungen im Bracheboden belegen, dass auch ohne den Einfluss von Pflanzen die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare S-Fraktion keine über die Zeit stabile Größe darstellt. Hintergrund für die Zunahme sind dabei wahrscheinlich mikrobiell induzierte Transformationen verschiedener S-Pools, z. B. eine Mineralisierung organisch gebundenen Schwefels. Im Falle des Raps- und Weidelgrasbewuchses wurde durch das Pflanzenwachstum anscheinend eine Nachlieferung aus stärker gebundenem  $^{35}\text{S}$  in die Bodenlösung impliziert. Vom ersten zum zweiten Erntetermin übertraf diese Mineralisierung und die Anlieferung von  $^{35}\text{S}$  durch den Massenfluss den  $^{35}\text{S}$ -Entzug der wachsenden Pflanzen, so dass der Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  leicht anstieg. Vom zweiten zum dritten Erntetermin konnten die zusätzlichen  $^{35}\text{S}$ -Aufnahmen der Pflanzen aber anscheinend nicht mehr durch die Nachlieferung und die Anlieferung durch Massenfluss alleine gedeckt werden, da der  $^{35}\text{S}$ -Gehalt der Bodenlösung unter allen Bewüchsen abnahm.

Die Beobachtung, dass unter Bewuchs gerade zum letzten Erntetermin eine recht deutliche Abnahme im Gehalt des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  stattfand, stärkt die These, dass eine Desorption von  $^{35}\text{S}$  stattgefunden hat. Auch McLaren und Cameron (1996) bestätigen, dass aus dem adsorbierten S eine Nachlieferung von  $\text{SO}_4^{2-}$  in die Bodenlösung erfolgt. In dem vorliegenden Versuch fällt die Nachlieferung aus der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Fraktion allerdings auf Grund des geringen Anteils am

Gesamt-S mengenmäßig recht gering aus. Es liegt daher die Vermutung nahe, dass auch der HCl-extrahierbare S sowie der organisch gebundene S entscheidend zur S-Versorgung der Pflanzen mit beitragen. Dies wird durch eine Massenbilanz deutlich. Tab. 5.2 stellt exemplarisch die Zu- bzw. Abnahmen der Anteile der einzelnen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen an der Gesamtaktivität für den Kompost gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs zwischen dem ersten und zweiten Erntetermin dar.

Tab. 5.2: Massenbilanz des  $^{35}\text{S}$  [% der Gesamtaktivität] für den Kompost gedüngten Boden unter Weidelgrasbewuchs zwischen den ersten beiden Ernteterminen (E1 = Ernte 1, E2 = Ernte 2)

Zeitraum	Pflanzen- aufnahme	H <sub>2</sub> O- extrahierbarer $^{35}\text{S}$	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> - extrahierbarer $^{35}\text{S}$	HCl- extrahierbarer $^{35}\text{S}$	Estersulfat	C-gebundener $^{35}\text{S}$
	[% der Gesamtaktivität]					
E2 zu E1	0,77	0,20	0,05	-0,12	-0,53	-0,38

Es wird deutlich, dass der durch die Pflanzen aufgenommene  $^{35}\text{S}$  rein mengenmäßig nicht durch die H<sub>2</sub>O- und NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion aufgebracht worden sein kann, da in beiden Fraktionen eine Zunahme am Anteil der Gesamtaktivität zu beobachten ist. Der HCl-extrahierbare sowie der C-gebundene S und die Fraktion der Estersulfate weisen jeweils eine Abnahme in diesem Zeitraum auf, wodurch ihre Bedeutung für die S-Versorgung der Pflanzen verdeutlicht wird. Die Beobachtung, dass unter Bewuchs in beiden Böden gerade zum letzten Erntetermin eine recht deutliche Abnahme im Gehalt des HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$  stattfand, belegt dies zusätzlich. Sie deutet darauf hin, dass diese Fraktion für die S-Versorgung der Pflanzen anscheinend eine größere Bedeutung hat, als Shan et al. (1997) ihr zusprechen. Dies unterstützt Ergebnisse von Hu et al. (2005), welche ebenfalls feststellten, dass HCl-extrahierbarer S zur S-Versorgung von Pflanzen beitragen kann. Ein Unterschied des vorliegenden Versuches zu dem von Hu et al. (2005) besteht allerdings in den Eigenschaften der Versuchsböden. Während Hu et al. (2005) mit deutlich alkalischen und carbonatreicheren Böden arbeiteten, konnte im vorliegenden Versuch eine Bedeutung des HCl-extrahierbaren S für die S-Versorgung der Pflanzen in Böden mit geringem Carbonatgehalt nachgewiesen werden.

Bei der Verteilung der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen fällt auf, dass - verglichen zur Brache - nur ein relativ geringer Unterschied in der Verteilung der S-Fraktionen zwischen Raps- und Weidelgrasbewuchs des mineralisch gedüngten Bodens

vorliegt. Dies deutet darauf hin, dass es zwar durchaus durch den differenzierten Bewuchs hervorgerufene Unterschiede gibt, dass diese auf die Verteilung der anorganischen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen aber im mineralisch gedüngten Boden einen eher geringen Einfluss ausüben. Auch ein verlängertes Pflanzenwachstum von zwei auf vier Wochen zeigt nur marginale Effekte; erst eine Wachstumsperiode von sechs Wochen führt zu sichtbaren Umverteilungen der anorganischen S-Bindungsformen, d. h. einer Verstärkung der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion hauptsächlich zu Lasten des  $\text{HCl}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ . Dennoch scheint auch diese Auswirkung geringer zu sein als der Einfluss des Bewuchses an sich.

Die Ergebnisse des in Kapitel 4.1.2 beschriebenen Versuches zeigen, dass in beiden unbewachsenen Böden die Gehalte an Estersulfaten über die Zeit ansteigen, d. h. eine fortlaufende Immobilisierung des  $^{35}\text{S}$  stattfindet. Ein Teil des Sulfats der Bodenlösung wird von MO absorbiert und für den Aufbau von mikrobieller Biomasse verwendet (Freney, 1967, 1986; Ghani et al., 1992, 1993a; O'Donnell et al., 1994; Wu et al., 1995). Diese Vorgänge finden sowohl unter Bewuchs als auch unter Brache statt. Unter Pflanzenbewuchs findet sich allerdings nach zwei Wochen ein im Vergleich zur Brache leicht erhöhter Gehalt an Estersulfaten, welcher nach vier Wochen in drei von vier Fällen abnimmt und dann wieder ansteigt. Mögliche Ursachen sind durch den Pflanzenbewuchs hervorgerufene höhere Mineralisierungen. Im Sinne von Freney und Spencer (1960), Nicolson (1970), Freney et al. (1975), Tsuji und Goh (1979) sowie Maynard et al. (1985) kann die beobachtete Zunahme der Gehalte an Estersulfaten über die Zeit mit einer unter Brache verminderten Netto-Mineralisierung erklärt werden. Laut Tisdale et al. (1993) kann dies auf den geringeren bzw. nicht vorhandenen Pflanzenbewuchs, aber auch auf die unterschiedlichen C : N : S-Verhältnisse der Böden zurückgeführt werden, welche unter Bracheflächen gewöhnlich höher als unter Ackerflächen sind. Die hier gewonnenen Ergebnisse machen aber wahrscheinlich, dass auch eine Umwandlung von C-gebundenem S in Estersulfat möglich ist.

Die hier erhaltenen Ergebnisse stützen die von McLaren et al. (1985). Sie wiesen in ihren Experimenten mit  $^{35}\text{S}$  ebenfalls nach, dass die Estersulfatfraktion zur Pflanzenversorgung beitrug.

Eine Verlängerung der Wachstumszeit führt in fast allen Böden - mit und ohne Bewuchs - zu einer leichten Abnahme des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$ . Diese Minderung liegt mit einer Größenordnung von bis zu 2,7 % der Gesamtaktivität in einem deutlich

höheren Bereich als die Unterschiede der übrigen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen. Da die C-gebundene  $^{35}\text{S}$ -Fraktion aber im vorliegenden Versuch den bei weitem höchsten Anteil an der Gesamtaktivität ausmacht, entsprechen die 2,7 % „nur“ einer 3,8 %igen Minderung in Bezug auf die für diese Fraktion gemessenen Werte. Dies deutet darauf hin, dass nur ein geringer Anteil des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  an der S-Dynamik beteiligt ist. Dieser Anteil übertrifft aber mengenmäßig den gesamten  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S um ein Vielfaches und liegt etwa im Bereich des durch die Pflanzen aufgenommenen S. Daher weisen die Ergebnisse auf eine Mineralisierung des  $^{35}\text{S}$  hin und unterstützen die Bedeutung dieser S-Fraktion für die Pflanzenernährung. Die Ergebnisse stützen auch die Feststellung von Alexander (1991), dass MO die S-Mineralisierung aus organisch gebundenem S in der Wurzelumgebung unter Weidelgras steigern. Sie zeigen, dass Prozesse wie Mineralisierung und Immobilisierung unter brachliegenden wie bewachsenen Böden stattfinden.

Die vorliegenden Ergebnisse scheinen teilweise im Widerspruch zu den Beobachtungen von Vong et al. (2004) zu stehen. Diese Autoren berichten über eine S-Immobilisierung, welche in der Reihung Raps < Gerste < Brache zunimmt. Die hier vorliegenden Ergebnisse stützen diese These nicht. Im Gegenteil liegen unter Rapsbewuchs die tendenziell höchsten  $^{35}\text{S}$ -Immobilisierungen vor. Hierbei ist aber zu beachten, dass Vong et al. (2004) für die Durchführung der gerade angesprochenen Versuche lediglich Rhizosphärenböden dieser Pflanzen verwendeten, welche sie mit  $^{35}\text{S}$  versetzten, d. h. es fand kein aktives Pflanzenwachstum statt. Im vorliegenden Experiment wuchsen die Pflanzen im Gegensatz dazu aktiv in mit  $^{35}\text{S}$  markiertem Boden. In Versuchen ohne radioaktives Labelling wiesen Vong et al. (2004) in der Rhizosphäre von Rapspflanzen höhere Gehalte an organischem S nach als unter Gerstenbewuchs bzw. Brache, was die hier vorliegenden Ergebnisse bestärken.

Die Ergebnisse des in Kapitel 4.1.2 dargestellten Versuches deuten darauf hin, dass in den Böden - auch ohne Bewuchs (s. o.) - Verlagerungen in die mobilste  $^{35}\text{S}$ -Fraktion stattfinden. Im Falle des Bewuchses wird dann ein Teil des  $^{35}\text{S}$  durch die Pflanzen aufgenommen und augenscheinlich zusätzlich  $^{35}\text{S}$  mobilisiert; der Unterschied zwischen den Bewüchsen wird durch die Höhe der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Anteile deutlich und erklärt sich aus der Höhe der entsprechenden  $^{35}\text{S}$ -Pflanzenaufnahmen. Die Rapspflanzen nehmen bei weitem mehr  $^{35}\text{S}$  auf als die weniger S-bedürftigen Weidelgraspflanzen (Dedourge et al., 2004). Dies resultiert dann in den oben erwähnten niedrigeren Gehalten an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  des

Bodens unter Rapsbewuchs. Ergebnisse wie die von Freney et al. (1975), welche über eine recht hohe Aufnahme insbesondere von „kürzlich inkorporiertem“ organischem  $^{35}\text{S}$  im Vergleich zum im Boden vorhandenen  $^{32}\text{S}$  durch die Pflanzen berichten, können weder eindeutig belegt noch entkräftet werden. Allerdings deuten die zwischen den Untersuchungsterminen relativ geringen Unterschiede innerhalb der Fraktionen auf parallel ablaufende Mineralisierungs- und Immobilisierungsvorgänge hin (Freney, 1967; Freney et al., 1975; Tsuji und Goh, 1979; Maynard et al., 1983a; Freney, 1986; Ghani et al., 1993b; Eriksen, 1997b). Es wird deutlich, dass in den ersten zwei Wachstumswochen deutliche Netto-Mineralisierungen stattgefunden haben müssen, da zu Versuchsbeginn in allen Versuchsvarianten nahezu kein  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarer  $^{35}\text{S}$  vorlag (vgl. Kapitel 3.2.1.2). In den darauffolgenden Wochen scheinen Mineralisierungen und Immobilisierungen in etwa der gleichen Größenordnung zu liegen. Unter Brache verbleibt infolge des fehlenden Pflanzenentzuges ein größerer Anteil des  $^{35}\text{S}$  in der Bodenlösung; hier würde unter Feldbedingungen eine verstärkte Auswaschungsgefahr bestehen. Aufgrund der Versuchsanordnung konnten im vorliegenden Versuch S-Verluste durch Auswaschung ausgeschlossen werden, so dass die Unterschiede in der Höhe der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion nur auf die Pflanzenaufnahme bzw. Mobilisierungs- und Festlegungsprozesse im Boden zurückzuführen sind.

#### **5.4.8 Bedeutung der verschiedenen nativen S-Fraktionen für die S-Nachlieferung**

Die verschiedenen anorganischen und organischen S-Fraktionen sollen laut Literaturangaben eine deutlich unterschiedliche Bedeutung für die S-Nachlieferung und damit die S-Versorgung der Pflanze aufweisen (Williams und Steinbergs, 1964; Shan et al., 1992). Dies soll in dem vorliegenden Abschnitt in Bezug auf die An- und Abreicherungen in der Wurzelumgebung diskutiert werden. Prinzipiell sind folgende Fälle denkbar (Scheffer et al., 2002):

- höhere Ionenkonzentration im wurzelnahen als im wurzelfernen Bereich,
- gleich hohe Ionenkonzentration im wurzelnahen und wurzelfernen Bereich,
- niedrigere Ionenkonzentration im wurzelnahen als im wurzelfernen Bereich.

Der erste Fall trifft zu, wenn die Anlieferungsrate an die Wurzeln durch Diffusion und Massenfluss höher als die Pflanzenaufnahme ist. Beim mittleren Fall sind Anlieferung und Pflanzenaufnahme etwa gleich hoch, im letzten Fall übertrifft die Aufnahme die

Anlieferung. Zusätzlich kann in der Rhizosphäre eine aktive Mobilisierung von Nährstoffen stattfinden (vgl. Kapitel 5.1.3).

Die S-Aufnahme der Pflanzen erfolgt hauptsächlich als Sulfat aus der Bodenlösung (Havlin et al., 2005). Dieses ist im Boden sehr mobil. In den vorliegenden Versuchen kann nahezu durchgängig eine Abnahme oder ein Anstieg des Gehaltes an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in den wurzelnächsten Entfernungen (bis etwa 7 mm) festgestellt werden. Während nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum eine Abnahme zu verzeichnen ist, findet ab dem vierwöchigen Wachstum eine mehr oder minder starke Steigerung dieses Gehaltes in Wurzelnähe statt. Obwohl in weiterer Wurzelentfernung unterschiedlich hohe Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S vorliegen, wird in den meisten Versuchsvarianten ein annähernd gleich hoher Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S zu unterschiedlichen Ernteterminen in den wurzelnächsten Millimetern Boden erreicht (vgl. S. 135 und 136, Abb. 4.47 und 4.48, Kapitel 4.2.2.1). Besonders hervorzuheben ist, dass dieser Gehalt nicht nur unabhängig vom Wachstumsstadium der Pflanzen sondern auch unabhängig von der Pflanzenart und der Düngung des Bodens, in dem die Pflanzen wachsen, nachzuweisen ist. Hierbei fällt auf, dass gerade nach dem vierwöchigen Pflanzenwachstum eine unterschiedlich starke räumliche S-Mobilisierung in den verschieden gedüngten Böden stattfindet. Im mineralisch gedüngten Boden - welcher einen niedrigeren Grundgehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche aufweist als der Kompost gedüngte Boden - kann ab einer Entfernung von etwa 7 mm von der Wurzeloberfläche, im Kompost gedüngten Boden ab einer Entfernung von 3 - 4 mm ein Anstieg des Gehaltes an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S festgestellt werden (vgl. Kapitel 4.2.1.1). Diese Unterschiede könnten an einem durch die Düngung beeinflussten unterschiedlichen Mikroorganismen (MO)-Besatz des Bodens liegen. Wie bereits oben erwähnt, verweisen Dedourge et al. (2004) neben unterschiedlichen physikalischen und chemischen Bodeneigenschaften (Wu et al., 1995) auch auf eine mögliche unterschiedliche räumliche Verteilung der MO im Boden. Für den Fall, dass gerade im Kompost gedüngten Boden in Wurzelnähe weniger MO vorhanden wären, welche zur Mineralisierung von organisch gebundenem S beitragen, könnte dies ein Erklärungsansatz für die eben geschilderten Beobachtungen sein. Da aber im Kompost gedüngten Boden ein höherer S-Gesamt-Gehalt, eine höhere Arylsulfataseaktivität (Kapitel 4.1; Knauff, 2000) und mehr MO vorliegen, müsste hier eher eine stärkere Mineralisierung

organisch gebundenen Schwefels stattfinden. Aus diesem Grunde erscheint es wahrscheinlich, dass die Unterschiede durch eine verschieden starke räumliche Nachlieferung des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S zu erklären sind. Geht man davon aus, dass bei einer Anreicherung eines Nährstoffes in unmittelbarer Wurzelnähe die Anlieferung desselben die Pflanzenaufnahme übertrifft (s. o.), so würden die in Kapitel 4.2.1 vorliegenden Ergebnisse (vgl. S. 117, Abb. 4.33) darauf hindeuten, dass im mineralisch gedüngten Boden eine - unabhängig von der Pflanzenart - deutlich geringere S-Aufnahme stattfindet; die prozentuale Steigerung des Gehaltes an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S in Wurzelnähe ist deutlich höher. Die S-Aufnahmen der verschiedenen Pflanzenarten wären dann etwa gleich hoch. Dies wird aber durch die in Kapitel 4.2.1 vorliegenden Ergebnisse widerlegt; die S-Aufnahme des Rapses übertrifft die des Weidelgrases bei weitem. Unterschiede zwischen den verschieden gedüngten Böden bestehen in dieser Hinsicht kaum. Daher liegt die Vermutung nahe, dass die hier diskutierten Effekte nicht nur durch Unterschiede in der Höhe der Nährstoffanlieferung und -aufnahme durch die Pflanzen zurückzuführen sind. Aus diesen Ergebnissen kann man schließen, dass die Pflanzen - soweit von dem in der Bodenlösung vorhandenen S-Gehalt her möglich - unabhängig von der Wachstumszeit einen bestimmten S-Gehalt in Wurzelnähe bevorzugen, bei welchem die S-Aufnahme stattfindet. In den vorliegenden Versuchen läge dieser Gehalt meistens in der Größenordnung von etwa 10 mg S kg<sup>-1</sup> Boden. Um dies zu erreichen, scheinen die Pflanzen z. B. im mineralisch gedüngten Boden darauf hinwirken zu können, dass hier eine stärkere räumliche Mobilisierung des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S stattfindet als im Kompost gedüngten Boden, welcher die höheren S-Gehalte in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche aufweist (s. o.). Durch welche Mechanismen die Pflanzen diese Annäherung bewirken können, konnte in der vorliegenden Arbeit nicht geklärt werden. Ähnliche Befunde liegen in der Literatur bisher nicht vor, so dass sich hier weiterer Forschungsbedarf ergibt.

Beim NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S handelt es sich um adsorbierten S. Da die Austauschreaktionen zwischen der gelösten und der sorbierten Phase relativ schnell ablaufen (Tisdale et al., 1993; Barber, 1995), ist auch der adsorbierte S für die Versorgung der Pflanzen von Bedeutung. Dies wird durch die vorliegenden Ergebnisse verdeutlicht. Zu allen Ernteterminen sind Änderungen im Gehalt an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S in den wurzelnächsten Millimetern im Vergleich zum

wurzelfernerer Boden zu beobachten. Vor allem nach den kürzesten Wachstumszeiten sind deutliche Abnahmen sichtbar. Daraus lässt sich ableiten, dass gerade in dem wurzelnächsten Bereich verstärkt adsorbierter S desorbiert wird, was die Bedeutung dieser Fraktion unterstreicht (McLaren und Cameron, 1996). Wie schon in der Fraktion des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S kann auch beim Gehalt des NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S eine tendenzielle Annäherung der verschiedenen Versuchsvarianten in den wurzelnächsten Millimetern festgestellt werden (vgl. Kapitel 4.2.1.1). Dies stützt Aussagen von Chao et al. (1962), Harward und Reisenauer (1966) sowie Havlin et al. (2005), welche besagen, dass sich die Fraktion des adsorbierten S mit der des wasserlöslichen S im Gleichgewicht befindet und aus ihr die sofortige Nachlieferung erfolgt (McLaren und Cameron, 1996). Eine nachhaltige S-Nachlieferung ist aber aus dieser Fraktion auf Grund der geringen Größe des NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S-Pools nicht möglich. Der adsorbierte S stellt - im Gegensatz zu adsorbiertem Phosphat - in den vorliegenden Böden keine Vorratsgröße dar. Eine Nachlieferung ist auf Grund der Poolgrößen vor allem durch den organisch gebundenen S zu erwarten. Bei Mineralisation organisch gebundenen Schwefels wird dann ein neues Gleichgewicht zwischen dem S in der Bodenlösung und dem adsorbierten S erreicht, es findet eine Adsorption statt. Bei Pflanzenaufnahme wird ebenfalls ein neues Gleichgewicht zwischen diesen beiden S-Fractionen erreicht; hier findet aber eine Nachlieferung aus der Fraktion des adsorbierten S statt, ein Teil wird desorbiert. Nach dreiwöchigem Pflanzenwachstum liegen sowohl in der H<sub>2</sub>O- als auch in der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S-Fraktion Abnahmen der Gehalte in Wurzelnähe vor, was genau diese Situation darstellt. In fast allen Versuchsvarianten liegen nach fünfwöchigem Pflanzenwachstum die signifikant niedrigsten Gehalte an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S vor. Dennoch lassen die vorliegenden Ergebnisse die Vermutung zu, dass - unabhängig von der Dauer des Pflanzenwachstums - ein annähernd gleicher Gehalt an NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S im Boden vorliegt. Dieser kann im Rahmen des Gleichgewichtes mit dem H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S etwas sinken (fünfwöchiges Wachstum) oder etwas steigen, bewegt sich aber immer in einer ähnlichen Größenordnung.

Laut Williams und Steinbergs (1962; 1964) sowie Shan et al. (1997) soll der HCl-extrahierbare S für die S-Versorgung der Pflanzen eher eine untergeordnete Rolle spielen. Diese Einschätzung wird durch die vorliegenden Ergebnisse nicht

bestätigt. Der HCl-extrahierbare S weist bei nahezu allen Wachstumszeiten zumindest in den wurzelnächsten 5 - 6 mm einen tendenziell niedrigeren Gehalt auf als in weiterer Entfernung von der Wurzel. Dies unterstreicht die von Hu et al. (2005) festgestellte Bedeutung des HCl-extrahierbaren S für die Ernährung der Pflanzen. Ein wichtiger Unterschied der vorliegenden Untersuchungen zu denen von Hu et al. (2005) besteht allerdings darin, dass sie mit stärker alkalischen Böden arbeiteten, in denen die Fraktion des Carbonat okkludierten S einen größeren Stellenwert einnahm. Ihre Böden enthielten kaum adsorbierten S. In den vorliegenden Versuchen konnte eine Bedeutung beider Fraktionen für die S-Versorgung der Pflanzen aufgezeigt werden. Die Tatsache, dass gerade mit zunehmender Wachstumszeit der Pflanzen eine verstärkte Abnahme des Gehaltes an HCl-extrahierbarem S in der Wurzelumgebung zu beobachten ist, deutet darauf hin, dass die Pflanzen ab einem bestimmten Wachstumsstadium verstärkt auf diesen S zurückgreifen können. Pflanzenwurzeln können über eine Ausscheidung von Säuren oder Säurebildnern die Freisetzung von „Carbonat okkludiertem“ S initiieren bzw. aktiv beschleunigen.

Die vorliegenden Ergebnisse zeigen eine Bedeutung der Estersulfate für die Pflanzenernährung. Zu den meisten untersuchten Erntezeitpunkten liegen in Wurzelnähe tendenziell niedrigere Gehalte an Estersulfaten vor. Über ähnliche Ergebnisse berichten auch Hu et al. (2002). Sie erhielten unter Raps-, Weizen- und Rettichbewuchs im durchwurzelten Boden jeweils niedrigere Gehalte an Estersulfaten als im Referenzboden, was sie auf eine höhere Arylsulfataseaktivität und einen erhöhten Massenfluss von Sulfat in den durchwurzelten Boden zurückführten. Es bestehen sowohl bei Hu et al. (2002) als auch in den vorliegenden Ergebnissen einige Unterschiede zwischen den verschiedenen Pflanzenarten; darauf wird an späterer Stelle eingegangen. Die Experimente unterscheiden sich allerdings dadurch, dass Hu et al. (2002) mit Rhizosäcken arbeiteten, in welchen die Pflanzen wuchsen. Ihre Untersuchungen fanden mit durchwurzeltem Boden (innerhalb der Rhizosäcke) und Referenzboden (außerhalb der Rhizosäcke) statt. Eine genaue Unterteilung der einzelnen Entfernungen von der Wurzeloberfläche, wie in den vorliegenden Versuchen vorgenommen, war bei Hu et al. (2002) nicht möglich. An dieser Stelle bleibt festzuhalten, dass die vorliegenden Ergebnisse eine Bedeutung der Estersulfatfraktion für die S-Versorgung der Pflanzen bestätigen und damit in

Einklang mit Aussagen von McLaren et al. (1985), Castellano und Dick (1991) sowie Lou und Warman (1992a, b) stehen.

In der direkten Wurzelumgebung können keine eindeutigen Zu- oder Abnahmen im Gehalt an C-gebundenem S festgestellt werden. Dies schließt allerdings nicht aus, dass der C-gebundene S bei unterschiedlichen Pflanzenarten einen unterschiedlich großen Einfluss in Bezug auf die S-Versorgung hat; hierauf wird in Kapitel 5.4.9 eingegangen.

#### **5.4.9 Einfluss der Pflanzenart auf die S-Nachlieferung aus verschiedenen nativen S-Fraktionen und Entfernungen von der Wurzeloberfläche**

In diesem Kapitel soll auf den unterschiedlichen Einfluss der Cruziferen und Gramineen auf die S-Nachlieferung aus verschiedenen S-Bindungsformen eingegangen werden. Die oben besprochenen An- und Abreicherungen werden nur dann erwähnt, wenn sie sich bei den Pflanzenarten deutlich unterscheiden.

In der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion liegen - gerade im wurzelfernerer Bereich - unter Rapsbewuchs deutlich geringere S-Gehalte vor (vgl. S. 107, Abb. 4.33, Kapitel 4.2.1.1). Dies kann, in unterschiedlicher Ausprägung, für nahezu alle Erntetermine festgestellt werden. Die Erklärung dürfte in dem im Vergleich zum Weidelgras höheren S-Entzug liegen (Schnug, 1991; Germida und Janzen, 1993), was auch durch die eigenen Untersuchungen bestätigt wird (Kapitel 4.1.2.3). Dadurch findet eine Anlieferung von S auch aus weiten Entfernungen von der Wurzeloberfläche statt, um die S-Aufnahme durch die Pflanzen kompensieren zu können. Die höheren Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S unter Weidelgrasbewuchs können zusätzlich durch die höhere Arylsulfataseaktivität unter diesem Bewuchs (Kapitel 4.1.2) erklärt werden. Die in Kapitel 4.2 vorliegenden Ergebnisse zeigen, dass der S-Entzug der Pflanzen anscheinend höher als die Mineralisierung des organischen Schwefels ist. Weiterhin sind auch in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche deutliche Unterschiede in den S-Gehalten erkennbar. Somit werden die in Kapitel 4.1.1.1 vorgestellten Befunde nochmals bestärkt. Der Einfluss der Pflanzen auf die Dynamik anorganischer S-Verbindungen ist eben nicht nur auf die unmittelbare Wurzelnahe beschränkt, sondern auch wurzelfernerer Boden wird mit einbezogen. Die Ergebnisse vor allem nach vier- und achtwöchigem Pflanzenwachstum verdeutlichen zugleich, dass zwischen den Pflanzenarten

durchaus Unterschiede in Bezug auf die räumliche Ausdehnung der S-Mobilisierung bestehen, dass aber beide Pflanzenarten in der Lage sind, bei Bedarf auf einen bis zu 21 mm von der Wurzel entfernten Bereich zurückzugreifen. Ähnliche Ergebnisse wurden für S bisher nicht beschrieben.

In Bezug auf den Gehalt der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Fraktion bestehen geringere Unterschiede zwischen den Pflanzenarten. Tendenziell weisen zwar die Böden unter Rapsbewuchs eher niedrigere Gehalte auf, dies lässt sich aber nur für den mineralisch gedüngten Boden nach achtwöchigem Pflanzenwachstum statistisch absichern. Dies ist wiederum auf den höheren Entzug des Rapses zurückzuführen (Dedourge et al., 2004) und bestärkt damit die Desorption im Falle eines S-Entzuges durch die Pflanzen (McLaren und Cameron, 1996). Die in der Literatur beschriebene Bedeutung des adsorbierten S für die Pflanzenernährung wird hierdurch bestätigt (Bardsley und Lancaster, 1965; Beaton und Soper, 1986; Tisdale et al., 1993; Amberger, 1996). Es sind wiederum teilweise deutliche Unterschiede in weiteren Entfernungen von der Wurzeloberfläche (bis zu 21 mm) vorhanden. Eine mögliche Erklärung kann darin liegen, dass  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarer S durch Massenfluss zur Wurzel transportiert wird. Bei starker S-Aufnahme der Pflanze sinkt der Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S auch in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche. Da aber ein enger Zusammenhang zwischen dem  $\text{H}_2\text{O}$ - und dem  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S besteht, findet hier eine Desorption statt, um bei einem nun niedrigeren Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S ein neues Gleichgewicht zu etablieren. Dies erklärt den niedrigeren Gehalt des  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S in weiterer Entfernung von der Wurzeloberfläche. Tab. 5.3 verdeutlicht das Verhältnis zwischen  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S und  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S am Beispiel der mit Weidelgras bewachsenen Böden nach achtwöchigem Pflanzenwachstum in unterschiedlichen Entfernungen von der Wurzeloberfläche. Es wird deutlich, dass im wurzelferneren Boden ein weiteres - relativ konstantes - Verhältnis besteht, d. h. dass hier im Verhältnis mehr adsorbierter S vorliegt. Im wurzelnäheren Bereich liegt ein engeres Verhältnis vor, d. h. es überwiegt der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare S. Dies kann dadurch erklärt werden, dass im wurzelnahen Bereich durch die Ausscheidung von Wurzelexsudaten die MO-Aktivität gesteigert und damit die Mineralisation organischen Schwefels erhöht wird. Da die Zahl der Sorptionsstellen für Sulfat begrenzt ist, bleibt bei einer Zufuhr von  $\text{SO}_4$ -S das Verhältnis vom adsorbierten zum

gelösten Anteil nicht konstant. Vielmehr steigen die löslichen stärker als die adsorbierten Anteile. Dies zeigen auch Adsorptionsisothermen (Chao et al., 1962).

Tab. 5.3: Quotient aus  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbarem S ( $S_{\text{NaH}_2\text{PO}_4}$ ) und  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem S ( $S_{\text{H}_2\text{O}}$ ) ( $S_{\text{NaH}_2\text{PO}_4} : S_{\text{H}_2\text{O}}$ ) für den mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Boden nach achtwöchigem Bewuchs mit Weidelgras (WG) in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche

Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]	$S_{\text{NaH}_2\text{PO}_4} : S_{\text{H}_2\text{O}}$	
	M, WG	K, WG
1	0,67	0,66
2	0,67	0,62
3	0,78	0,84
4	0,82	0,80
5	0,97	0,83
6-7	0,99	0,88
8-9	1,00	0,99
10-11	1,00	1,02
12-13	1,11	1,08
14-17	1,04	1,07
18-21	1,09	1,02

In Bezug auf den HCl-extrahierbaren S kann erst nach achtwöchigem Wachstum ein für beide Böden höherer Gehalt unter Weidelgrasbewuchs festgestellt werden. Die Unterschiede sind aber meist relativ gering. Sie lassen sich auch nicht auf den niedrigeren Ca-Entzug des Weidelgrases (Barraclough, 1989; Thieux, 2008; Vereinigte Kreidewerke Dammann, 2008) zurückführen, so dass mehr Ca zur Okklusion zur Verfügung steht. Dieser Unterschied in den Ca-Entzügen ist im Verhältnis zu den Ca-Gehalten des Bodens so gering, dass er an dieser Stelle vernachlässigt werden kann. Obwohl hier kein deutlicher Einfluss der Pflanzenart nachgewiesen werden kann, kommt der Einfluss der Wurzeln auf die Mobilisierung deutlich zum Ausdruck (Abnahme des Gehaltes in Wurzelnähe, s. o.). Speziell für den HCl-extrahierbaren S liegen in der Literatur bisher keine Aussagen über den Einfluss der Wurzelexsudate auf die S-Mobilisierung vor. Es ist aber hinlänglich beschrieben, dass u. a. durch die Wurzeln ausgeschiedene organische Säuren zu einer Absenkung des pH-Werts führen (Freney und Stevenson, 1966; Marschner, 2003), was wiederum die Verfügbarkeit von Nährstoffen beeinflusst. Auf den pH-Wert der vorliegenden Versuche wurde bereits ausführlich eingegangen. Prinzipiell ist eine partielle Auflösung von Carbonat mit paralleler Freisetzung von S in diesen pH-Bereichen durchaus möglich. Durch die Wurzelausscheidungen wird auch die

Zusammensetzung und Aktivität der MO-Population des Bodens beeinflusst (Manoharachary und Mukerji, 2006; Richter et al., 2007), was zu zusätzlichen Mineralisierungsprozessen führen kann. Geht man, wie oben erläutert, davon aus, dass es sich bei dem HCl-extrahierbaren S nicht nur um in Carbonaten okkludierten, sondern auch um organisch gebundenen S handelt, so können diese Faktoren durchaus zur Abnahme des S-Gehaltes in Wurzelnähe beigetragen haben. Dies bestätigt die Aussage von Alexander (1991), dass die Vegetation (durch Ausscheidung von Wurzelexsudaten) die Rhizosphärenzusammensetzung beeinflusst. Die Bedeutung dieser S-Fraktion für die S-Nachlieferung wird dadurch deutlich, dass ihr Gehalt nach dreiwöchigem Wachstum in nahezu allen Versuchsvarianten höher liegt als an den späteren Ernteterminen.

Die Gehalte an Estersulfaten der Böden unter Raps- bzw. Weidelgrasbewuchs unterscheiden sich deutlich. Der Rapsbewuchs führt, gerade nach längerem Pflanzenwachstum, zu den höheren Gehalten. Auch Hu et al. (2002) schlussfolgerten, dass kulturartspezifische Unterschiede in Bezug auf die Mineralisation von organisch gebundenem S bestehen. Dies wird durch die vorliegenden Ergebnisse bestätigt. Während nach dreiwöchigem Wachstum vorwiegend Unterschiede zwischen den verschieden gedüngten Böden zu beobachten waren, gilt dies nach achtwöchigem Pflanzenwachstum auch verstärkt für die Bewuchsarten. Dies zeigt, dass die Pflanzen mit zunehmender Wachstumsdauer einen größeren Einfluss auf die Estersulfatfraktion ausüben. Die Tatsache, dass der Rapsbewuchs in höheren Gehalten an Estersulfaten resultiert als der Weidelgrasbewuchs, deutet darauf hin, dass die Pflanzenarten den S aus dieser Fraktion in unterschiedlichem Maße zur Versorgung ihres S-Bedarfes nutzen können. Anscheinend findet unter Weidelgrasbewuchs eine höhere Mineralisierung aus Estersulfaten statt; diese Vermutung kann durch die höheren Arylsulfataseaktivitäten unter Weidelgrasbewuchs (vgl. Kapitel 4.1.2) und die höheren Gehalte an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S (vgl. Kapitel 4.2) bekräftigt werden.

Mit Ausnahme des dreiwöchigen Pflanzenwachstums liegen die Gehalte an C-gebundenem S unter Rapsbewuchs in allen untersuchten Entfernungen von der Wurzeloberfläche tendenziell niedriger als unter Weidelgrasbewuchs. Die unterschiedlich hohen Gehalte lassen sich weder chemisch noch physikalisch erklären; zufällige Unterschiede können aber durch Wiederholungsanalysen ausgeschlossen werden, so dass der Unterschied durch die Pflanzen bewirkt worden

sein muss. Die genauen Zusammenhänge bedürfen noch weiterer Forschung. Gerade zwischen der dritten und vierten Wachstumswoche scheint eine stärkere Nutzung des C-gebundenen S durch den Raps zu beginnen. Die in Kapitel 4.2 vorliegenden Ergebnisse stützen die von Vong et al. (2004), welche ebenfalls einen höheren Gehalt an immobilisiertem S unter dem Bewuchs mit einer Graminee im Vergleich zu einer Cruzifere fanden. Sie unterschieden zwar nicht zwischen C-gebundenem S und Estersulfaten, da aber der Gehalt an C-gebundenem S meist höher als der an Estersulfaten liegt (Eriksen et al., 1995b), kann davon ausgegangen werden, dass die Ergebnisse von Vong et al. (2004) mit den vorliegenden inhaltlich übereinstimmen. Die in Kapitel 4.2 beschriebenen Experimente zeigen, dass auch der C-gebundene S für die Versorgung der Pflanzen von größerer Bedeutung sein kann, als von Shan et al. (2007) festgestellt wurde. Dies bestätigt zwar nicht die Ergebnisse von Freney et al. (1975), dass von den organischen S-Fractionen vor allem der C-gebundene S zur Versorgung der Pflanzen beiträgt. Die Tatsache, dass Freney et al. (1971) aber in Versuchen mit radioaktiver Markierung eine Zunahme des C-gebundenen und eine Abnahme des durch HI reduzierbaren S festgestellt haben, lässt die Vermutung zu, dass beide organischen S-Fractionen in gewissem Maße zur Versorgung der Pflanzen beitragen. Dies scheint auch in den vorliegenden Versuchen zuzutreffen.

#### **5.4.10 S-Flüsse und Beziehungen zwischen den verschiedenen <sup>35</sup>S-Fractionen**

Die - abgesehen von der ersten Inkubationswoche - im reinem Inkubationsversuch (Kapitel 4.1.1) relativ geringen Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse deuten darauf hin, dass sowohl die Prozesse der <sup>35</sup>S-Mineralisierung als auch der <sup>35</sup>S-Immobilisierung zeitgleich ablaufen. Dies findet seine Bestätigung bei Eriksen (2005). Er berichtet, dass bereits nach einer Versuchsdauer von acht Tagen erste Mineralisierungen von zuvor immobilisiertem S zu verzeichnen waren. Dies verdeutlicht zwar auf der einen Seite den ständigen Turnover des Schwefels, macht es auf der anderen Seite aber auch fast unmöglich, über diesen Zeitraum hinaus genauere Aussagen über reine Mineralisierungen oder Immobilisierungen bzw. Flüsse zwischen bestimmten <sup>35</sup>S-Fractionen zu machen. Es kann lediglich eine Darstellung der Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse, wie in den beschriebenen Versuchen vorgenommen, durchgeführt werden.

Die unter Bewuchs zuerst leicht positiven und zum dritten Erntetermin hin negativen  $^{35}\text{S}$ -Flüsse in der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren Fraktion deuten darauf hin, dass die Pflanzen zum späteren Vegetationsstadium mehr  $^{35}\text{S}$  aufnehmen (vgl. Kapitel 4.1.2) als in dieser Zeit nachgeliefert wird. Die Ergebnisse zeigen, dass in den früheren Wachstumsstadien offenbar eine etwa gleichbleibende  $^{35}\text{S}$ -Menge in der Bodenlösung vorliegt. Zu einem späteren Wachstumsstadium, in dem die mengenmäßige  $^{35}\text{S}$ -Aufnahme ansteigt, scheint ein annähernd konstanter Gehalt an  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarem  $^{35}\text{S}$  nicht bereitgestellt werden zu können. Es ist zu vermuten, dass die Pflanzenaufnahme die Nachlieferung aus den fester gebundenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen sowie die Anlieferung per Massenfluss übersteigt. Das System Pflanze-Boden scheint hier nicht schnell genug reagieren zu können, um einen mindestens gleichbleibenden  $^{35}\text{S}$ -Gehalt in der Bodenlösung zu gewährleisten. Dass eine Nachlieferung auch aus anderen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen erfolgt, zeigen die in Kapitel 4.1.2 dargestellten und oben diskutierten Ergebnisse.

Bei der Betrachtung der  $^{35}\text{S}$ -Flüsse fällt auf, dass nur geringe Netto-Flüsse zwischen den einzelnen Fraktionen und Ernteterminen festzustellen sind. Es scheint eine kontinuierliche Verlagerung zwischen den einzelnen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen stattzufinden, welche durch die Pflanzen beeinflusst wird. Hierbei müssen sowohl Mineralisierungen als auch Immobilisierungen des  $^{35}\text{S}$  parallel ablaufen, sonst wären die Zu- und Abnahmen der organisch gebundenen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen nicht erklärbar. Eine entsprechende Schlussfolgerung findet sich auch bei Freney et al. (1975). Die Autoren führen den in ihren Versuchen festgestellten leichten Anstieg im Gehalt des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  ebenfalls auf parallelen Einbau und Freisetzung des  $^{35}\text{S}$  in die bzw. aus der organischen Substanz zurück. Sie weisen aber ebenfalls darauf hin, dass viele der zu verschiedenen Zeitpunkten gemessenen S-Gehalte innerhalb der einzelnen  $^{35}\text{S}$ -Fraktionen sich nur gering unterscheiden, was sich auch in den vorliegenden Ergebnissen widerspiegelt. Auffallend ist ebenfalls, dass offensichtlich nur ein recht geringer Anteil des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  aktiv in die  $^{35}\text{S}$ -Flüsse einbezogen wird, welcher aber mengenmäßig fast die Hälfte der Pflanzenaufnahme ausmachen kann (vgl. S. 110, Tab. 4.10, Kapitel 4.1.2.4). Die Tatsache, dass offensichtlich nur ein Teil des C-gebundenen S mineralisiert wird, könnte nach Freney et al. (1975), Tsuji und Goh (1979) sowie Ghani (1993b) darauf hinweisen, dass es sich dabei um „kürzlich immobilisierten“ S handelt, welchen sie als mobiler bezeichnen. Ob sich diese Aussage allerdings auch auf die vorliegenden Ergebnisse

übertragen lässt, kann nicht eindeutig geklärt werden. Da in diesem Versuch ausschließlich  $^{35}\text{S}$ , d. h. relativ kürzlich zugeführter S (innerhalb der letzten fünf Monate), untersucht wurde, würden die Ergebnisse darauf hinweisen, dass auch der  $^{35}\text{S}$  nochmals in kürzlich und vor etwas längerer Zeit immobilisierten S unterschieden werden kann. Dies konnte im vorliegenden Versuch allerdings nicht untersucht werden.

Aus Tab. 4.12 (vgl. S. 113, Kapitel 4.1.2) lässt sich außerdem ableiten, dass die verschiedenen Pflanzenarten offensichtlich unterschiedlich stark auf Estersulfate bzw. C-gebundenen S zurückgreifen. Im mineralisch gedüngten Boden findet unter Rapsbewuchs vorwiegend eine Mineralisierung aus Estersulfaten, unter Weidelgrasbewuchs aus C-gebundenem S statt.

Die Korrelationsrechnungen bestärken die obigen Schlussfolgerungen zusätzlich. Es liegen enge bis sehr enge positive Korrelationen zwischen dem  $\text{H}_2\text{O}$ - und dem  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S vor. Deutlich sind auch die negativen Korrelationen zwischen der Pflanzenaufnahme und der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren und - in etwas abgeschwächter Form - teilweise auch der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion. Diese Beobachtungen bestärken zum einen die  $^{35}\text{S}$ -Aufnahme der Pflanzen aus der  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Fraktion. Zum anderen verdeutlichen diese Ergebnisse aber auch das schnell hergestellte Gleichgewicht zwischen der  $\text{H}_2\text{O}$ - und der  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Fraktion. Dies zeigt, dass nicht nur die  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Fraktion für die  $^{35}\text{S}$ -Versorgung der Pflanzen von Bedeutung ist.

Zusätzlich liegen enge bis sehr enge negative Korrelationen zwischen der Fraktion der Estersulfate (und teilweise auch des  $\text{HCl}$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ ) und dem C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  vor. Daraus lässt sich ableiten, dass die Estersulfate und der C-gebundene  $^{35}\text{S}$  sich anscheinend konträr gegenüber stehen, d. h. wenn eine Mineralisierung aus der Fraktion der Estersulfate stattfindet, wird häufig parallel Sulfat in die Fraktion des C-gebundenen  $^{35}\text{S}$  immobilisiert und umgekehrt. Die Tatsache, dass der C-gebundene  $^{35}\text{S}$  auch häufig negative Korrelationen zu dem  $\text{HCl}$ -extrahierbaren S aufweist, bestärkt die in Kapitel 5.3 aufgestellte Vermutung, dass durch die Extraktion mit  $\text{HCl}$  ein Teil der Estersulfate mit erfasst wird.

### 5.4.11 S-Flüsse und Beziehungen zwischen den verschiedenen nativen S-Fraktionen

Die in Kapitel 4.2 dargestellten Ergebnisse zeigen, dass nahezu alle untersuchten S-Bindungsformen räumliche und zeitliche Veränderungen aufweisen, welche durch entsprechende Netto-S-Flüsse gekennzeichnet sind. Die Netto-S-Flüsse der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion verdeutlichen zum einen die Pflanzenaufnahme aus dieser Fraktion, zeigen aber auch, dass Nachlieferungen aus anderen anorganischen und organischen Fraktionen stattfinden. Die vorwiegend negativen Netto-S-Flüsse können als Anhaltspunkt dafür gesehen werden, dass der S-Entzug der Pflanzen aus der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion nicht in gleichem Maße durch die Nachlieferung aus anderen Bodenfraktionen ausgeglichen wird. Dies wird auch dadurch deutlich, dass der Anteil des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S am gesamten anorganischen S im Laufe des Pflanzenwachstums sinkt.

Negative Netto-S-Flüsse der Fraktion des adsorbierten S verdeutlichen die Desorption und stützen damit Thesen von Tisdale et al. (1993) und Barber (1995), welche über Nachlieferungen aus dieser Fraktion bzw. die Herstellung eines neuen Gleichgewichtes zwischen H<sub>2</sub>O- und NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S berichten. Positive Netto-S-Flüsse des NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S zeigen, dass in bestimmten Phasen auch Adsorptionen stattfinden. Dies kann z. B. dann der Fall sein, wenn organischer S mineralisiert wurde. Hierdurch wird verdeutlicht, dass ein Gleichgewicht zwischen den beiden mobileren anorganischen S-Fraktionen besteht (Chao et al., 1962; Harward und Reisenauer, 1966; Havlin et al., 2005).

Die vorwiegend negativen Netto-S-Flüsse des HCl-extrahierbaren S zwischen den Ernteterminen weisen auf eine Mobilisierung aus dieser Fraktion hin. Einige positive Flüsse zeigen aber, dass auch in dieser Fraktion über die Versuchsdauer keine durchgängige Mobilisierung des S stattfand. Es kann allerdings nicht eindeutig geklärt werden, ob es sich nur um Okklusionen und partielle Auflösung der Carbonate mit Freisetzung von S handelt. Die Ergebnisse deuten - wie bereits in Kapitel 5.3 ausführlich ausgeführt - darauf hin, dass durch die Extraktion mit HCl auch organisch gebundener S mit erfasst wird. In diesem Fall fänden parallel Mineralisierungen und Immobilisierungen statt.

In der Fraktion der Estersulfate treten Unterschiede zwischen den Flüssen in mit Weidelgras und mit Raps bewachsenem Boden auf. Unter Rapsbewuchs liegen

deutlich mehr positive Netto-S-Flüsse vor als unter Weidelgras. Dies verdeutlicht die bereits oben angesprochene Vermutung, dass Weidelgras im Vergleich zu Raps verstärkt auf aus Estersulfaten mineralisierten S zurückgreifen kann, d. h. dass hier Unterschiede zwischen den Bewuchsarten bestehen. In Bezug auf den C-gebundenen S verhält es sich entgegengesetzt, hier scheint unter Rapsbewuchs mehr S mineralisiert zu werden. Für beide organischen S-Fraktionen liegen aber positive wie negative S-Flüsse vor, was ein paralleles Vorkommen von Mineralisierung und Immobilisierung verdeutlicht (Freney, 1967; Freney et al., 1975; Tsuji und Goh, 1979; Maynard et al., 1983a; Freney, 1986; Ghani et al., 1993b; Eriksen, 1997b).

Der Transfer von S vom Boden in die Pflanze ist die wesentliche treibende Kraft für S-Flüsse zwischen den verschiedenen Bindungsformen. Dies wird auch dadurch deutlich, dass der S-Gehalt der kumulierten anorganischen S-Fraktionen mit zunehmender Dauer des Pflanzenwachstums abnimmt. Über ähnliche Ergebnisse (allerdings ohne die Unterscheidung der S-Gehalte in verschiedenen Wurzelentfernungen) berichten auch Goh und Pamidi (2003).

## 5.5 Rhizosphärenbereich für S

Der Begriff der „Rhizosphäre“ wird in der Literatur unterschiedlich definiert (vgl. Kapitel 3.4.2). Teilweise wird die Rhizosphäre nur als Bereich der wurzelnächsten Millimeter dargestellt, in anderen Arbeiten wird sie als Einflussbereich der Wurzeln oder als Bereich der Interaktion von Pflanzen mit Mikroben und dem Boden angesehen (Hiltner, 1904; Marschner et al., 1986; Lynch und Whipps, 1990; Luster und Finlay, 2006; Richter et al., 2007). Abweichend von anderen Arbeiten, in denen die Rhizosphäre als die wurzelnächsten 2 - 5 mm beschrieben wird (Hendrik und Jungk, 1981; Jungk und Claasen, 1986; Domeyer, 2006), konnte in der vorliegenden Arbeit für S ein sehr viel weiterer Rhizosphärenbereich festgestellt werden. Die Rhizosphäre wurde über den Gradienten der S-Gehalte und pH-Werte in Wurzelnähe und über die Unterschiede zwischen den Gehalten einzelner S-Fraktionen (gleicher Boden, unterschiedliche Pflanzenart) definiert, wie auch über die Unterschiede in den S-Gehalten an verschiedenen Ernteterminen (gleicher Boden, gleiche Pflanzenart). MO-Populationen wurden nicht untersucht. Die in Kapitel 4.2 beschriebenen Ergebnisse verdeutlichen, dass - gerade im Gehalt an H<sub>2</sub>O-extrahierbarem S - in den

fünf bis sieben wurzelnächsten Millimetern recht deutliche Unterschiede zu weiter von der Wurzel entferntem Boden bestehen (Abb. 5.1). In Bezug auf die Gehalte an  $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbarem und C-gebundenem S sowie an Estersulfaten zu unterschiedlichen Ernteterminen können auch in Entfernungen bis 21 mm von der Wurzeloberfläche teilweise noch deutliche Unterschiede festgestellt werden. Dies gilt auch für die S-Gehalte in gleichem Boden mit unterschiedlichem Pflanzenbewuchs (Abb. 5.2). Die pH-Werte weisen bis zu Entfernungen von 21 mm recht deutliche Abnahmen auf.

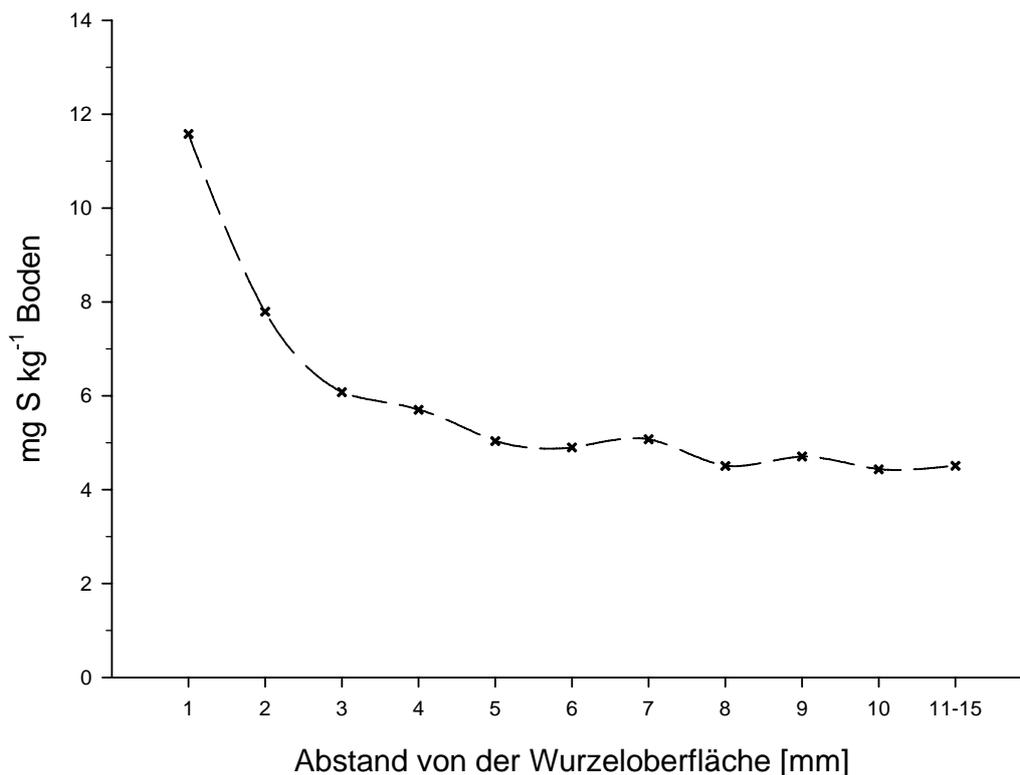


Abb. 5.1:  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbarer S (in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden) des mineralisch gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) nach vierwöchigem Pflanzenwachstum

Gerade in Bezug auf die An- und Abreicherung in Wurzelnähe könnten die festgestellten Unterschiede sowohl durch die Auswirkungen einer Anlieferung von Nährstoffen durch Diffusion und Massenfluss (vgl. Kapitel 5.4.8) als auch durch die aktive Beeinflussung der S-Dynamik in Wurzelnähe durch die Ausscheidung von Wurzelexsudaten bewirkt werden. Wie bereits in Kapitel 5.4.8 erwähnt, kann der erstgenannte Faktor als alleiniger Grund für die Veränderungen in Wurzelnähe ausgeschlossen werden. Auch die Unterschiede in den pH-Werten können durch die Ausführungen von Scheffer et al. (2002) nicht erklärt werden. Legt man die Definition von Luster und Finlay (2006) zu Grunde, wonach die „Rhizosphäre“ den Bereich

bezeichnet, in dem Pflanzenwurzeln, Mikroben und Boden intensiv interagieren, so kann man postulieren, dass der unmittelbare Rhizosphärenbereich von S sicherlich eine Wurzelentfernung von 5 - 7 mm erreicht. Beeinflussungen sind bis zu einer Entfernung von 21 mm sichtbar. Für diese Beobachtungen konnte in der Literatur kein Äquivalent gefunden werden.

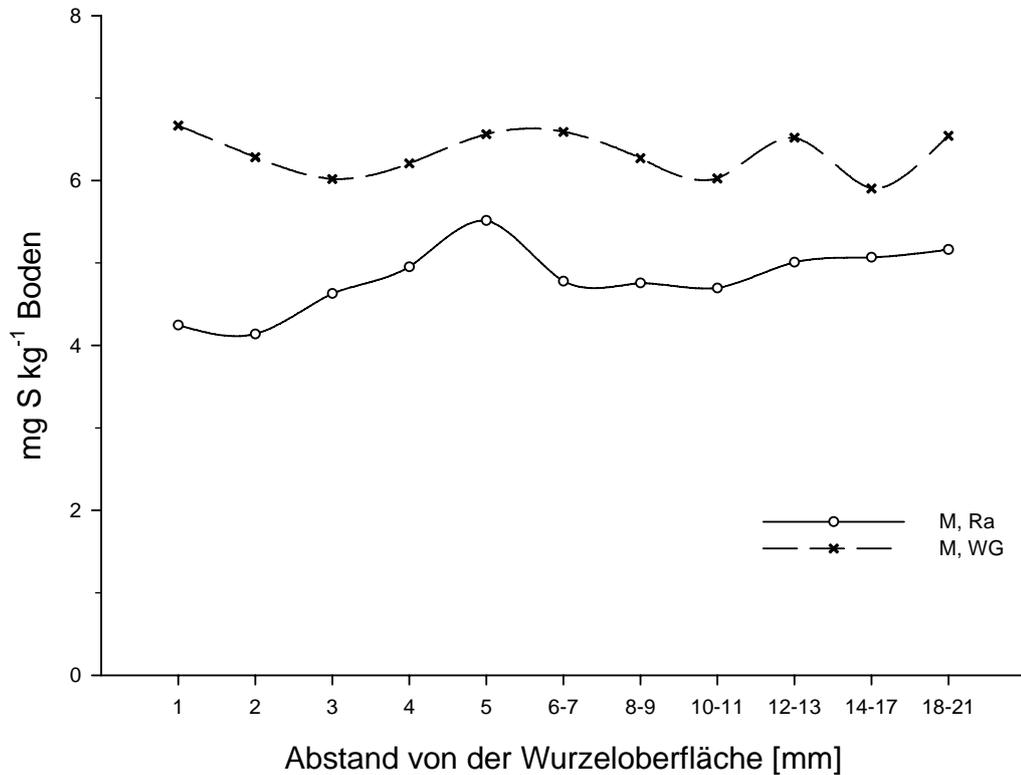


Abb. 5.2: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch gedüngten Bodens unter Raps- (Ra) und Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit von der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) nach achtwöchigem Pflanzenwachstum

## 6 ZUSAMMENFASSUNG

Durch den in den letzten Jahrzehnten weltweit verstärkt auftretenden S-Mangel kann sowohl die Quantität als auch die Qualität pflanzlicher Produkte - damit verbunden auch die Gesundheit von Mensch und Tier - negativ beeinflusst werden. Daraus ergibt sich die Notwendigkeit einer angemessenen S-Versorgung der Pflanzen. Um dies gewährleisten zu können, ist das Wissen über das Vorhandensein von S-Flüssen und -Verlagerungen im Boden bzw. über die Nachlieferung aus unterschiedlichen Bindungsformen sowie die aktive Einflussnahme der Pflanzen darauf von grundlegender Bedeutung. Die Klärung dieser Sachverhalte war Gegenstand der vorliegenden Untersuchungen.

Dazu wurden im Wesentlichen folgende Fragen beantwortet:

- Existieren Flüsse und räumliche Veränderungen zwischen den einzelnen im Boden vorliegenden S-Fractionen? Werden im Boden ablaufende Flüsse und räumliche Veränderungen zwischen einzelnen S-Fractionen durch den S-Entzug der Pflanzen beeinflusst?
- Wie weit dehnt sich der Rhizosphärenbereich für S aus und welchen Einfluss haben die verschiedenen Pflanzenarten darauf? Wie unterscheidet sich die S-Dynamik in der Rhizosphäre vom Restboden?
- Bestehen Unterschiede in der Geschwindigkeit der Bildung der organischen S-Fractionen?
- In wieweit werden im Boden ablaufende Veränderungen zwischen S-Bindungsformen durch die Zugabe einer schnell verfügbaren C-Quelle beeinflusst?

Um obige Fragestellungen zu klären, wurden unter Einsatz von radioaktiv markiertem S Veränderungen zwischen organisch (Estersulfat, C-gebundener) und anorganisch ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ - und  $\text{HCl}$ -extrahierbarer) gebundenem  $^{35}\text{S}$  und  $^{35}\text{S}$ -Flüsse im unbewachsenen und bewachsenen Boden untersucht. Zusätzlich fanden Experimente zur räumlichen und zeitlichen Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln mit bodeneigenem (nicht markiertem) S statt. Die Versuche wurden mit einem mineralisch und einem Kompost gedüngten Oberboden eines seit 1962 laufenden Dauerdüngungsversuches des INRES-Pflanzenernährung (Landwirtschaftliche Fakultät der Universität Bonn) durchgeführt. Je nach Versuchsfrage wurden die Böden teilweise mit Raps und Weidelgras bzw.

Senf und Weizen bepflanzt. Zusätzlich wurden die Einflüsse einer leicht verfügbaren C-Quelle (Glucose), unterschiedlicher  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (anorganisch und organisch) und verschieden langer Inkubationszeiten auf S-Flüsse und räumliche Veränderungen zwischen verschiedenen S-Fractionen untersucht. In ausgewählten Versuchen wurde außerdem unterschiedlichen Einflüssen auf die Arylsulfataseaktivität (ASA) nachgegangen. Diese hatten für die vorliegende Arbeit zwar nur eine geringere Bedeutung, können aber ebenfalls zum Verständnis des S-Kreislaufes beitragen.

Um die S-Fraktionierungen durchführen bzw. den organisch gebundenen S bestimmen zu können, wurde die Methode der HI-Reduktion nach Shan et al. (1992) weiterentwickelt. Durch Einsatz von Young-Hähnen und über Kontaktthermometer gesteuerte Ölbäder konnten ein gleichmäßiger Gasfluss und eine Einhaltung der zur Reaktion notwendigen Temperatur gewährleistet werden; Gasverluste wurden durch eine Veränderung der Glasapparatur verhindert. Schließlich konnte die Bodeneinwaage verringert und die Reaktionszeit verkürzt werden, was einen deutlich größeren Probendurchsatz ermöglichte.

Folgende Ergebnisse wurden erzielt:

- Eine jahrzehntelange Kompostdüngung führte im Vergleich zu einer Mineraldüngung nicht nur zu knapp doppelt so hohen Gesamt-S-Gehalten, sondern auch zu weitaus höheren S-Gehalten in sämtlichen anorganischen und organischen S-Fractionen des Bodens.
- Für alle untersuchten S-Bindungsformen konnten räumliche und zeitliche Veränderungen nachgewiesen werden. Auch im unbewachsenen Boden wurden während einer Inkubationszeit von einer bis 31 Wochen ständig ablaufende Festlegungs- (Immobilisierung, Okklusion, Adsorption) und Mobilisierungsprozesse (Mineralisation, Freisetzung aus Carbonaten, Desorption) festgestellt. Dabei üben die Pflanzen einen deutlichen Einfluss auf S-Veränderungen und Flüsse zwischen den S-Fractionen des Bodens aus. Die Bedeutung der organischen S-Fractionen für die S-Ernährung der Pflanzen wurde besonders deutlich in einem Versuch, bei dem durch mehrmalige Elution der Boden zu Versuchsbeginn frei von gelöstem und adsorbiertem Sulfat war. Nach zweiwöchigem Wachstum in diesem eluierten Boden wurden bereits beträchtliche Mengen an S durch die Pflanzen

aufgenommen (knapp 3 % des zugeführten S) bzw. lagen in der Bodenlösung vor (bis zu knapp 9 % unter Brache und gut 6 % unter Bewuchs). Auf Grund der Versuchsdurchführung muss der durch die Pflanzen aufgenommene und in der Bodenlösung vorliegende S fast ausschließlich aus der Mineralisation von organischem Boden-S herrühren. Der Großteil des mineralisierten S stammte dabei aus der Fraktion des C-gebundenen S. Obwohl nur ein prozentual gesehen niedriger Anteil des C-gebundenen S (< 4 %) an den Immobilisierungs- und Mineralisationsprozessen beteiligt war, entsprach dies mengenmäßig fast dem durch die Pflanzen entzogenen S.

Gramineen und Cruziferen beeinflussen die S-Umwandlung im Boden in unterschiedlichem Maße. Da Cruziferen weitaus S-bedürftiger sind, muss eine stärkere S-Nachlieferung aus den stabileren S-Bindungsformen des Bodens erfolgen. Die Ergebnisse zeigen, dass unter Weidelgrasbewuchs eine tendenziell höhere Arylsulfataseaktivität als unter Raps vorlag und mehr Estersulfate mineralisiert wurden. Unter Rapsbewuchs dominierte umgekehrt eine stärkere Mineralisierung von C-gebundenem S.

- In der direkten Wurzelumgebung wurden differierende S-Gehalte im Vergleich zum weiter entfernten Boden nachgewiesen; der Unterschied zwischen diesen Bereichen wurde auch durch starke Veränderungen des pH-Wertes in Wurzelnähe deutlich (bis zu 0,7 pH-Einheiten). Es kam - je nach S-Fraktion und Dauer des Pflanzenwachstums - zu An- und Abreicherungen, welche sich (vor allem in der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Fraktion) auf bis zu 7 mm erstreckten. Auch im weitergefassten Wurzelraum (bis 21 mm) konnten zum Teil recht deutliche Unterschiede in den S-Gehalten von unterschiedlich bewachsenen, ansonsten identischen Böden nachgewiesen werden. Dies bestätigt, dass S ein im Boden sehr mobiles Element ist, welches auch in einer Entfernung von 21 mm von der Wurzeloberfläche für die S-Versorgung der Pflanzen von Bedeutung ist.

Die Ergebnisse zeigen, dass der S-Gehalt der Bodenlösung in den wurzelnächsten 1 - 2 mm - unabhängig vom Boden und der Bewuchsart - zu unterschiedlichen Ernteterminen immer in etwa der gleichen Größenordnung lag. Auch wenn im weiter von der Wurzeloberfläche entfernten Boden unterschiedlich hohe H<sub>2</sub>O-extrahierbare S-Gehalte vorlagen, so führten Zu- oder Abnahmen in Wurzelnähe zu einem etwa gleich hohen Gehalt in den

wurzelnächsten Millimetern. Da diese Effekte nicht durch eine unterschiedlich hohe S-Aufnahme durch die Pflanzen bzw. eine stärkere oder schwächere S-Zufuhr durch Massenfluss alleine erklärt werden können, deutet dies darauf hin, dass die Pflanzen die Höhe des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehaltes in ihrer unmittelbaren Wurzelnähe mit beeinflussen können. In diesem Bereich besteht noch weiterer Forschungsbedarf.

- Nach einer Zufuhr von Sulfat-S zum Boden lag ein Großteil des neu gebildeten organisch gebundenen Schwefels in Form von C-gebundenem S vor (bis zu 71 % des Gesamt-S); Estersulfate wurden nur in weitaus geringerem Umfang gebildet (höchstens 18 % des Gesamt-S). Da aber im Ursprungszustand des Bodens (ohne radioaktive Markierung) Estersulfate zu etwa 25 - 40 % des Gesamt-S vorlagen, kann daraus entnommen werden, dass - entgegen einigen Literaturmeinungen - die Bildung der Estersulfate langsamer stattfindet als die des C-gebundenen S.
- Durch einen Boden-Inkubationsversuch konnte gezeigt werden, dass eine zusätzliche C-Zufuhr zum Boden - hier in Form von Glucose - einen verstärkten Einbau von Sulfat-S in die organischen S-Fractionen des Bodens um bis zu ca. 15 % bewirkt. Auch der Anteil an HCl-extrahierbarem Schwefel wird durch eine Glucosezufuhr zum mineralisch gedüngten Boden erhöht. Die schnellere Mineralisierung des S aus gemahlene Rapsproben im Vergleich zu gemahlene Weidelgrasproben kann durch das höhere C : S-Verhältnis des Weidelgrases erklärt werden.
- Zahlreiche Ergebnisse deuten darauf hin, dass durch die Extraktion mit einer 1 M HCl-Lösung nicht nur - wie bisher in der Literatur angenommen - in Carbonate okkludierter S erfasst wird. Vielmehr scheint ein Teil des organisch gebundenen S, wahrscheinlich aus der Fraktion der Estersulfate, durch die Extraktion mit HCl mit erfasst zu werden.
- Unter Weidelgrasbewuchs lag tendenziell eine höhere Arylsulfataseaktivität als unter Rapsbewuchs vor. Die ASA im Kompost gedüngten Boden war höher als im mineralisch gedüngten Boden, was auf einen unterschiedlichen Humusgehalt der Böden zurückzuführen ist. Zusätzlich erhöht wurde die ASA durch die Zufuhr einer C-Quelle in den Boden. Bei S-Zufuhr zum Boden in Form von gemahlenem Weidelgras (WG), gemahlenem Raps (Ra) oder Sulfat (Su) nahm die Höhe der ASA in folgender Reihung ab: WG > Su ≥ Ra. Bei

Inkubation eines unbewachsenen Bodens konnte eine anfängliche Zunahme der Enzymaktivität nachgewiesen werden, über die Dauer der Inkubation war dann eine Abnahme der ASA zu verzeichnen.

In der vorliegenden Arbeit konnte gezeigt werden, dass alle untersuchten organischen wie anorganischen S-Fractionen für die S-Versorgung der Pflanze von Bedeutung sind. Durch die Vielzahl der S-Flüsse sowie den weit ausgedehnten Rhizosphärenbereich wurde die Mobilität von S im Boden verdeutlicht.

## 7 LITERATURVERZEICHNIS

- Ainsworth, C. C. und R. W. Blanchar (1984): Sulfate production rates in pyritic Pennsylvanian-aged shales. *J Environ Qual* 13 (2): 193-196
- Alef, K. (1991): *Methodenhandbuch Bodenmikrobiologie*. ecomed-Verlag, Landsberg/Lech: 284
- Alexander, M. (1991): *Introduction to soil microbiology*. Krieger Publishing Company, Malabar, Florida: 467
- Amberger, A. (1996): *Pflanzenernährung*. Eugen Ulmer GmbH & Co., Stuttgart; 4. Auflage: 319
- Andreae, M. O. und W. A. Jaeschke (1992): Exchange of sulphur between biosphere and atmosphere over temperate and tropical regions. In: Andreae, M. O. und W. A. Jaeschke (Eds.). *Sulphur cycling on the continents: Wetlands, terrestrial ecosystems, and associated water bodies*. John Wiley & Sons, Chichester, England. *Scope* 48: 27-61
- Aneja, V. A. und W. J. Cooper (1989): Biogenic sulfur emissions - a review. In: Saltzmann, E. S. und W. J. Cooper (Eds.). *Biogenic sulfur in the environment*. American Chemical Society, Washington, D. C. ACS Symposium Series 393: 2-13
- Aqua-Technik Röhl (2008): [www.aquaspender.de/Grenzwerte.htm](http://www.aquaspender.de/Grenzwerte.htm). 14.05.08
- Arkley, T. H. (1961): *Sulfur compounds of soil systems*. Ph. D. Thesis. Berkeley, University of California; entnommen aus Tabatabai und Bremner (1970c)
- Association of Official Agricultural Chemists (AOAC) (Ed.) (1955): *Official methods of analysis*. AOAC, Washington, D. C.; 8th edition; entnommen aus Tabatabai (1982)
- Attoe, O. J. und R. A. Olson (1966): Factors affecting rate of oxidation in soils of elemental sulfur and that added in rock phosphate-sulfur fusions. *Soil Sci* 101 (4): 317-325
- Autry, A. R. und J. W. Fitzgerald (1991): Organosulfur formation in forest soils - site comparison of kinetic-parameters. *Soil Biol Biochem* 23 (7): 689-693
- Ayres, A. S. und H. H. Hagihara (1953): Effect of the anion on the sorption of potassium by some humic and hydrol humic Latosols. *Soil Sci* 75 (1): 1-17

Bachmann, J., G. Guggenberger, T. Baumgartl, R. H. Ellerbrock, E. Urbanek, M.-O. Goebel, K. Kaiser, R. Horn und W. R. Fischer (2008): Physical carbon-sequestration mechanisms under special consideration of soil wettability. *J Plant Nutr Soil Sci* 171 (1): 14-26

Banerjee, M. R. und S. J. Chapman (1996): The significance of microbial biomass sulphur in soil. *Biol Fert Soils* 22 (1-2): 116-125

Barber, S. A. (1995): Sulfur. In: Barber, S. A. (Ed.). *Soil nutrient bioavailability*. John Wiley & Sons, Inc., New York: 301-310

Barbosa-Jefferson, V. L., F. J. Zhao, S. P. McGrath und N. Magan (1998): Thiosulphate and tetrathionate oxidation in arable soils. *Soil Biol Biochem* 30 (5): 553-559

Bardsley, C. E. und J. D. Lancaster (1960): Determination of reserve sulfur and soluble sulfates in soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 24: 265-268

Bardsley, C. E. und J. D. Lancaster (1965): Sulfur. In: Black, C. A., D. D. Evans, L. E. Ensminger, J. L. White und F. E. Clark (Eds.). *Methods of soil analysis - chemical and microbiological properties*. ASA, Madison, Wisconsin, USA. *Agronomy*, Vol. 9: 1102-1116

Barraclough, P. B. (1989): Root-growth, macro-nutrient uptake dynamics and soil fertility requirements of a high-yielding winter oilseed rape crop. *Plant Soil* 119 (1): 59-70

Barrow, N. J. (1961): Studies on mineralization of sulphur from soil organic matter. *Aust J Agr Res* 12: 306-319

Barrow, N. J. (1966): Studies on extraction and on availability to plants of adsorbed plus soluble sulfate. *Soil Sci* 104 (4): 242-249

Bayerische Julius-Maximilians-Universität Würzburg (1999): Online unter: [www.uni-protokolle.de/nachrichten/id/49387/](http://www.uni-protokolle.de/nachrichten/id/49387/). 14.04.08

Beaton, J. D. und R. J. Soper (1986): Plant response to sulfur in Western Canada. In: Tabatabai, M. A. (Ed.). *Sulfur in agriculture*. *Agronomy*, Madison, Wisconsin, USA. Vol. 27: 375-403

- Bentley, C. F., D. J. Hoff und D. B. Scott (1955): Fertilizer studies with radioactive sulphur. *Can J Agric Sci* 35: 264-281
- Berg, W. A. und G. W. Thomas (1959): Anion elution patterns from soils and soil clays. *Soil Sci Soc Amer Proc* 23: 348-350
- Bertrand, G. und L. Silberstein (1927): Sur la dosage du soufre contenu dans la terre arable. *Ann. Sci. Agon. Fr. Estrang.* 43: 71-77; entnommen aus Tabatabai (1982)
- Bettany, J. R., J. W. B. Stewart und E. H. Halstead (1973): Sulfur fractions and carbon, nitrogen, and sulfur relationships in grassland, forest, and associated transitional soils. *Soil Sci Soc Amer J* 37 (6): 915-918
- Biederbeck, V. O. (1978): Soil organic sulfur and fertility. In: Schnitzer, M. und S. U. Khan (Eds.). *Soil organic matter*. Elsevier Scientific Publishing Company, Amsterdam. *Developments in Soil Sci*, Volume 8: 273-310
- Blair, G. J. (2002): Sulphur fertilisers: A global perspective. *ifs The International Fertiliser Society; Proceedings* 498: 1-36
- Bloem, E. und S. Haneklaus (2002): Warum und wieviel Schwefel düngen? *Innovation* 1: 12-15; entnommen aus Pacyna (2005)
- Bloomfield, C. (1962): A colorimetric method for determining total sulphur in soils. *Analyst* 87 (1036): 586-589
- Bohn, H. L., N. J. Barrow, S. S. S. Rajan und R.-L. Parfitt (1986): Reactions of inorganic sulfur in soils. In: Tabatabai, M. A. (Ed.). *Sulfur in agriculture*. Madison, Wisconsin, USA. *Agronomy Volume* 27: 233-249
- Bohn, H. L., B. L. McNeal und G. A. O'Connor (Eds.) (2001): *Soil chemistry*. John Wiley & Sons, Inc., New York; 3<sup>rd</sup> edition: 307
- Bolan, N. S., D. R. Scotter, J. K. Syers und R. W. Tillman (1988): Effect of liming and phosphate additions on sulfate leaching in soils. *J Soil Sci* 39 (4): 493-504
- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) (2005): Bericht über den Zustand des Waldes. Online unter: [http://www.bmelv.de/cln\\_044/nn\\_753668/SharedDocs/downloads/06-Forstwirtschaft/Waldzustand2005,templatelId=raw,property=publicationFile.pdf/Waldzustand2005.pdf](http://www.bmelv.de/cln_044/nn_753668/SharedDocs/downloads/06-Forstwirtschaft/Waldzustand2005,templatelId=raw,property=publicationFile.pdf/Waldzustand2005.pdf). 15.05.08

- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMELV) (2007): Ergebnisse der Waldzustandserhebung 2007. Online unter: [http://www.bmelv.de/cln\\_044/nn\\_752314/SharedDocs/downloads/06-Forstwirtschaft/Berichte/ErgebnisseWaldzustandserhebung2007,templateId=raw,property=publicationFile.pdf/ErgebnisseWaldzustandserhebung2007.pdf](http://www.bmelv.de/cln_044/nn_752314/SharedDocs/downloads/06-Forstwirtschaft/Berichte/ErgebnisseWaldzustandserhebung2007,templateId=raw,property=publicationFile.pdf/ErgebnisseWaldzustandserhebung2007.pdf). 15.05.08
- Burns, R. G. (1982): Enzyme-activity in soil: location and a possible role in microbial ecology. *Soil Biol Biochem* 14 (5): 423-427
- Castellano, S. D. und R. P. Dick (1991): Cropping and sulfur fertilization influence on sulfur transformations in soil. *Soil Sci Soc Amer J* 55 (1): 114-121
- Chang, M. L. und G. W. Thomas (1963): A suggested mechanism for sulfate adsorption by soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 27: 281-283
- Chao, T. T., M. E. Harward und S. C. Fang (1962): Adsorption and desorption phenomena of sulfate ions in soils. *Soil Sci Soc Proc* 27: 234-237
- Chao, T. T., M. E. Harward und S. C. Fang (1962): Movement of S<sup>35</sup> tagged sulfate through soil columns. *Soil Sci Soc Proc* 26: 27-32
- Chapman, S. J. (1987): Microbial sulfur in some Scottish soils. *Soil Biol Biochem* 19 (3): 301-305
- Chapman, S. J. (1997): Barley straw decomposition and S immobilization. *Soil Biol Biochem* 29 (2): 109-114
- Chen, B., X. Q. Shan, D. Q. Shen und S. F. Mou (1997): Nature of the HCl-soluble sulfate in the sequential extraction for sulfur speciation in soils. *Fresen J Anal Chem* 357 (7): 941-945
- Chowdhury, M. A. H., K. Kouno und T. Ando (2000a): Critical sulphur concentration and sulphur requirement of microbial biomass in a glucose and cellulose-amended regosol. *Biol Fert Soils* 32 (4): 310-317
- Chowdhury, M. A. H., K. Kouno, T. Ando und T. Nagaoka (2000b): Microbial biomass, S mineralization and S uptake by African millet from soil amended with various composts. *Soil Biol Biochem* 32 (6): 845-852

- Claassen, N. (2000): Schwefel im System Boden - Pflanze. In: VDLUFA (Ed.). Schwefelernährung von Kulturpflanzen - Grundlagen, Düngebedarfsermittlung, Beratungsempfehlung. VDLUFA-Verlag, Darmstadt. VDLUFA-Schriftenreihe 53: 3-6
- Cooper, P. J. M. (1972): Arylsulphatase activity in Northern Nigerian soils. *Soil Biolog Biochem* 4: 333-337
- Couto, W., D. J. Lathwell und D. R. Bouldin (1979): Sulfate sorption by two oxisols and an alfisol of the tropics. *Soil Sci* 127 (2): 108-116
- Crooke, W. M. und A. H. Knight (1962): An evaluation of published data on the mineral composition of plants in the light of the cation-exchange capacities of their roots. *Soil Sci* 93: 365-373
- Cunningham, R. K. (1964): Cation-anion relationship in crop nutrition: III. Relationships between the ratios of sum of cations: sum of anions and nitrogen concentrations in several plant species. *J Agric Sci* 63: 109-111
- Curtin, D. und J. K. Syers (1990): Extractability and adsorption of sulfate in soils. *J Soil Sci* 41 (2): 305-312
- David, M. B., M. J. Mitchell und J. P. Nakas (1982): Organic and inorganic sulfur constituents of a forest soil and their relationship to microbial activity. *Soil Sci Soc Amer J* 46 (4): 847-852
- Dedourge, O., P. C. Vong, F. Lasserre-Joulin, E. Benizri und A. Guckert (2003): Immobilization of sulphur-35, microbial biomass and arylsulphatase activity in soils from field-grown rape, barley and fallow. *Biol Fert Soils* 38 (3): 181-185
- Dedourge, O., P. C. Vong, F. Lasserre-Joulin, E. Benizri und A. Guckert (2004): Effects of glucose and rhizodeposits (with or without cysteine-S) on immobilized-S-35, microbial biomass-S-35 and arylsulphatase activity in a calcareous and an acid brown soil. *Eur J Soil Sci* 55 (4): 649-656
- DeLong, W. A. und L. E. Lowe (1961): Note on carbon-bonded sulphur in soil. *Can J Soil Sci* 42: 223
- Deng, S. P. und M. A. Tabatabai (1997): Effect of tillage and residue management on enzyme activities in soils. 3. Phosphatases and arylsulfatase. *Biol Fert Soils* 24 (2): 141-146

Deutsche Vereinigung des Gas- und Wasserfaches e.V. (DVGW) (2001): Online unter: <http://www.dvgw.de/wasser/recht-trinkwasserverordnung/trinkwasserverordnung/anlage-3/>. 14.05.08

Dick, R. P. (1997): Soil enzyme activities as integrative indicators of soil health. In: Pankhurst, C. E., B. M. Doube und V. V. S. R. Gupta. Biological indicators of soil health. CAB International, Wallingford: 121-156; entnommen aus Dedourge et al. (2004)

Dodgson, K. S., G. F. White und J. W. Fitzgerald (1982): Sulfatases of microbial origin. CRC Press, Boca Raton, Florida. Vol. I and II; entnommen aus Knauff (2000)

Domeyer, K. (2006): An- und Abreicherung von Schwermetallen in der Rhizosphäre und deren Entzug durch landwirtschaftliche Kulturpflanzen unter besonderer Berücksichtigung der Aspekte einer Phytosanierung. Bonner Agrikulturchemische Reihe 25: 370

Dytham, C. (2003): Choosing and using statistics: a biologist's guide., Blackwell Publishing; 2<sup>nd</sup> edition: 248

Edwards, P. J. (1998): Sulfur cycling, retention, and mobility in soils. A Review. USDA Forest Service, Delaware, OH: 18

Elkins, D. M. und L. E. Ensminger (1971): Effect of soil pH on the availability of adsorbed sulfate. Soil Sci Soc Amer Proc 35: 931-934

Elsgaard, L., G. H. Anderson und J. Eriksen (2002): Measurement of arylsulphatase activity in agricultural soils using a simplified assay. Soil Biol Biochem 34 (1): 79-82

Elsgaard, L. und F. R. Vinther (2004): Modeling of the fine-scale temperature response of arylsulfatase activity in soil. J Plant Nutr Soil Sci 167 (2): 196-201

Ensminger, L. E. (1954): Some factors affecting the adsorption of sulfate by Alabama soils. Soil Sci Soc Proc 18: 259-264

Eppendorfer, W. H. und B. O. Eggum (1992): Dietary fibre, sugar, starch and amino acid content of kale, ryegrass and seed of rape and field beans as influenced by S- and N-fertilization. Plant Food Hum Nutr 42 (4): 359-371

- Eppendorfer, W. H. und B. O. Eggum (1995): Sulphur amino acid content and nutritive value of pea and cauliflower crude protein as influenced by sulphur deficiency. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 158: 89-91
- Eriksen, J. (1997a): Sulphur cycling in Danish agricultural soils: Inorganic sulphate dynamics and plant uptake. *Soil Biol Biochem* 29 (9-10): 1379-1385
- Eriksen, J. (1997b): Sulphur cycling in Danish agricultural soils: Turnover in organic S fractions. *Soil Biol Biochem* 29 (9-10): 1371-1377
- Eriksen, J. (2005): Gross sulphur mineralisation-immobilisation turnover in soil amended with plant residues. *Soil Biol Biochem* 37 (12): 2216-2224
- Eriksen, J., J. V. Mortensen, V. K. Kjellerup und O. Kristjansen (1995a): Forms and plant-availability of sulfur in cattle and pig slurry. *J Plant Nutr Soil Sci* 158: 113-116
- Eriksen, J., J. V. Mortensen, J. D. Nielsen und N. E. Nielsen (1995b): Sulphur mineralisation in five Danish soils as measured by plant uptake in a pot experiment. *Agriculture Ecosystems & Environment* 56 (1): 43-51
- Eriksen, J., M. D. Murphy und E. Schnug (1998): The soil sulphur cycle. In: Schnug, E. (Ed.). *Sulphur in agroecosystems*. Kluwer Academic Publishers: 39-73
- Eriksen, J., K. Thorup-Kristensen und M. Askegaard (2004): Plant availability of catch crop sulfur following spring incorporation. *J Plant Nutr Soil Sci* 167 (5): 609-615
- Fitzgerald, J. W. (1976): Sulfate ester formation and hydrolysis: A potentially important yet often ignored aspect of the sulfur cycle of aerobic soils. *Bacteriological Reviews* 40 (3): 698-721
- Fitzgerald, J. W., M. E. Watwood und F. A. Rose (1985): Forest floor and soil arylsulfatase - hydrolysis of tyrosine sulfate, an environmentally relevant substrate for the enzyme. *Soil Biol Biochem* 17 (6): 885-887
- Fox, R. L., R. A. Olsen und H. F. Rhoades (1964): Evaluating the sulfur status by plant and soil tests. *Soil Sci Soc Amer Proc* 28: 243-246
- Foy, C. D., R. G. Burns, J. C. Brown und A. L. Fleming (1965): Differential aluminium tolerance of two wheat varieties associated with plant-induced pH changes around their roots. *Soil Sci Soc Am Pro* 29: 64-67

Foy, C. D., A. L. Fleming, G. R. Burns und W. H. Armiger (1967): Characterization of differential aluminum tolerance among varieties of wheat and barley. *Soil Sci Soc Am Pro* 31 (4): 513-520

Frankenberger, W. T. und J. B. Johanson (1986): Use of plasmolytic agents and antiseptics in soil enzyme assays. *Soil Biol Biochem* 18 (2): 209-213

Freney, J. R. (1961): Some observations on the nature of organic sulphur compounds in soil. *Aust J Agr Res* 13: 424-432.

Freney, J. R. (1967): Sulfur-containing organics. In: McLaren, A. D. und G. H. Peterson (Eds.). *Soil biochemistry*. Marcel Dekker, Inc., New York: 229-259

Freney, J. R. (1986): Forms and reactions of organic sulfur compounds in soils. In: Tabatabai, M. A. (Ed.). *Sulfur in Agriculture*. Madison, Wisconsin, USA. *Agronomy*. Volume 27: 207-232

Freney, J. R., G. E. Melville und C. H. Williams (1970): The determination of carbon bonded sulfur in soil. *Soil Sci* 109 (5): 310-318

Freney, J. R., G. E. Melville und C. H. Williams (1971): Organic sulphur fractions labelled by addition of <sup>35</sup>S-sulphate to soil. *Soil Biol Biochem* 3: 133-141

Freney, J. R., G. E. Melville und C. H. Williams (1975): Soil organic matter fractions as sources of plant-available sulphur. *Soil Biol Biochem* 7: 217-221

Freney, J. R. und K. Spencer (1960): Soil sulphate changes in the presence and absence of growing plants. *Aust J Agr Res* 2: 339-345

Freney, J. R. und F. J. Stevenson (1966): Organic sulfur transformations in soils. *Soil Sci* 101 (4): 307-316

Freney, J. R. und R. J. Swaby (1975): Sulphur transformations in soils. In: McLachlan, K. D. (Ed.). *Sulphur in Australasian agriculture*. Sydney University Press, Sydney: 31-39

Freney, J. R. und C. H. Williams (1983): The sulphur cycle in soil. In: *The global biogeochemical sulphur cycle*. John Wiley & Sons, Chichester, England. *Scope* 19: 129-201; entnommen aus McGrath et al. (2002)

- Fuchs, G. H. (2006): Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 8. überarbeitete Auflage: 678
- Fuller, R. D., M. B. David und C. T. Driscoll (1985): Sulfate adsorption relationships in forested Spodosols of the Northeastern USA. *Soil Sci Soc Amer J* 49 (4): 1034-1040
- Ganeshamurthy, A. N. und N. E. Nielsen (1990): Arylsulfatase and the biochemical mineralization of soil organic sulfur. *Soil Biol Biochem* 22 (8): 1163-1165
- Germida, J. J. und H. H. Janzen (1993): Factors affecting the oxidation of elemental sulfur in soils. *Fert Res* 35 (1-2): 101-114
- Germida, J. J., M. Wainwright und V. V. S. R. Gupta (1992): Biochemistry of sulfur cycling in soil. In: Stotzky, G. und J.-M. Bollag (Eds.). *Soil biochemistry*. Marcel Dekker, Inc., New York. Vol. 7: 1-53
- Ghani, A., R. G. McLaren und R. S. Swift (1990): Seasonal fluctuations of sulfate and soil microbial biomass-S in the surface of a Wakanui soil. *New Zeal J Agr Res* 33 (3): 467-472
- Ghani, A., R. G. McLaren und R. S. Swift (1991): Sulphur mineralisation in some New Zealand soils. *Biol Fert Soils* 11: 68-74
- Ghani, A., R. G. McLaren und R. S. Swift (1992): Sulfur mineralization and transformations in soils as influenced by additions of carbon, nitrogen and sulfur. *Soil Biol Biochem* 24 (4): 331-341
- Ghani, A., R. G. McLaren und R. S. Swift (1993a): The incorporation and transformations of S-35 in soil - effects of soil conditioning and glucose or sulfate additions. *Soil Biol Biochem* 25 (3): 327-335
- Ghani, A., R. G. McLaren und R. S. Swift (1993b): Mobilization of recently-formed soil organic sulfur. *Soil Biol Biochem* 25 (12): 1739-1744
- Goh, K. M. und J. Pamidi (2003): Plant uptake of sulphur as related to changes in the HI-reducible and total sulphur fractions in soil. *Plant Soil* 250: 1-13
- Gransee, A., H. Beckurs und W. Merbach (1999): Aufnahme von elementarem Schwefel über das Blatt und dessen Bedeutung für die Schwefelversorgung von Rapspflanzen. *VDLUFA-Schriftenreihe* 52: 103-105

Gupta, V. V. S. R. und R. E. Farrell und J. J. Germida (1993): Activity of arylsulfatase in Saskatchewan soils. *Can J Soil Sci* 73 (3): 341-347

Gupta, V. V. S. R. und J. J. Germida (1989): Microbial biomass and extractable sulfate sulfur levels in native and cultivated soils as influenced by air-drying and rewetting. *Can J Soil Sci* 69: 889-894

Gutser, R. und S. v. Tucher (2000): Zur Schwefelwirkung von Wirtschafts- und Sekundärrohstoffdüngern. In: VDLUFA (Ed.). Schwefelernährung von Kulturpflanzen - Grundlagen, Düngebedarfsermittlung, Beratungsempfehlung. VDLUFA-Verlag, Darmstadt. VDLUFA-Schriftenreihe 53: 48-63

Haque, I. und D. Walmsley (1972): Incubation studies on mineralization of organic sulphur and organic nitrogen. *Plant Soil* 37: 255-264

Harrison, R. B., D. W. Johnson und D. E. Todd (1989): Sulfate adsorption and desorption reversibility in a variety of forest soils. *J Environ Qual* 18 (4): 419-426

Hartmann, A., M. Schmid, W. Wenzel und P. Hinsinger (2004): Rhizosphere 2004 - perspectives and challenges - a tribute to Lorenz Hiltner. Conference Rhizosphere 2004, München: 333

Harward, M. E. und H. Reisenauer (1966): Reactions and movement of inorganic soil sulfur. *Soil Sci* 101 (4): 326-335

Havlin, J. L., J. D. Beaton, S. L. Tisdale und W. L. Nelson (Eds.) (2005): Sulfur, calcium, and magnesium. In: *Soil fertility and fertilizers*. Pearson, Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey: 219-243

Haynes, R. J. und P. H. Williams (1992): Accumulation of soil organic matter and the forms, mineralization potential and plant-availability of accumulated organic sulfur - effects of pasture improvement and intensive cultivation. *Soil Biol Biochem* 24 (3): 209-217

HEKAtech GmbH (Ed.) (ohne Jahresangabe): EuroEA 3000 Serie, EuroVector CHNS-O Elementaranalysator. Bedienungsanleitung: 7

Hellberg-Rode, G (2004): Online unter: [www.hypersoil.uni-muenster.de/0/05/01.htm](http://www.hypersoil.uni-muenster.de/0/05/01.htm). 04.06.08

- Hendriks, L. und A. Jungk (1981): Estimation of the nutrient distribution around plant roots by separate analysis of rhizo and bulk soil. *Z Pflanz Bodenkunde* 144 (3): 276-281
- Hessisches Landesamt für Umwelt und Geologie (HLUG) (2008): Online unter: [www.hlug.de/medien/wasser/grundwasser/gw\\_beschaf/gwb\\_grenzwerte.htm](http://www.hlug.de/medien/wasser/grundwasser/gw_beschaf/gwb_grenzwerte.htm). 14.05.08
- Hiltner, L. (1904): Über neuere Erfahrungen und Probleme der Bodenbakteriologie unter besonderer Berücksichtigung der Gründüngung und Brache. *Arb. Dt. Landw. Ges.* 98: 59-78; abgedruckt in Hartmann et al., 2004
- H & K aktuell (Ed.): Düngewertberechnung für Kompost und Gärprodukte angepasst. Online unter: [http://www.kompost.de/fileadmin/docs/Archiv/Vermarktung/Huk\\_05\\_08-duengewertbechnung\\_8.pdf](http://www.kompost.de/fileadmin/docs/Archiv/Vermarktung/Huk_05_08-duengewertbechnung_8.pdf). 23.05.08
- Hrivna, L., R. Richter, T. Losak und J. Hlusek (2002): Effect of increasing doses of nitrogen and sulphur on chemical composition of plants, yields and seed quality in winter rape. *Rostlinna Vyroba* 48: 1-6
- Hu, Z., Z. Yang, C. Xu, S. Haneklaus, Z. Cao und E. Schnug (2002): Effect of crop growth on the distribution and mineralization of soil sulfur fractions in the rhizosphere. *J Plant Nutr Soil Sci* 165: 249-254
- Hu, Z. Y., F. J. Zhao und S. P. McGrath (2005): Sulphur fractionation in calcareous soils and bioavailability to plants. *Plant Soil* 268: 103-109
- Janssen, J. und W. Laatz (2003): *Statistische Datenanalyse mit SPSS für Windows*. Springer-Verlag, Berlin; 4. neubearbeitete und erweiterte Auflage: 722
- Janzen, H. H. und B. H. Ellert (1998): Sulfur dynamics in cultivated, temperate agroecosystems. In: Maynard, D. G. (Ed.). *Sulfur in the environment*. Marcel Dekker, Inc., New York: 11-43
- Jarvis, B. W., G. E. Lang und R. K. Wieder (1987): Arylsulfatase activity in peat exposed to acid precipitation. *Soil Biol Biochem* 19 (1): 107-109
- Jenkinson, D. S. (1966): The turnover of organic matter in soil. In: *The use of isotopes in soil organic matter studies*. Report of FAO/IAEA Technical Meeting, Volkenrode: 187-197; entnommen aus McGrath et al. (2002a)

Jenkinson, D. S. (1968): A titrimetric method for determining total sulphur in mineral soils. *Analyst* 93 (1109): 535-539

Johnson, C. M. und H. Nishita (1952): Microestimation of sulfur (in plant materials, soils, and irrigation waters). *Analytical Chemistry* 24 (4): 736-742

Jörgensen, R. G. (2003): Laboranleitung

Jungk, A. und N. Claassen (1986): Availability of phosphate and potassium as the result of interactions between root and soil in the rhizosphere. *Z Pflanz Bodenkunde* 149 (4): 411-427

Kali und Salz (2008): Schwefel. Online unter: [http://www.kali-gmbh.com/duengemittel/fachinfo/beratung/naehrstoff\\_schwefel.cfm](http://www.kali-gmbh.com/duengemittel/fachinfo/beratung/naehrstoff_schwefel.cfm). 16.05.08

Kamprath, E. J., W. L. Nelson und J. W. Fitts (1956): The effect of pH, sulfate and phosphate concentrations on the adsorption of sulfate by soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 20: 463-466

Kanaris-Sotiriou, R. und G. Brown (1969): Diminution of sulphur contamination of powder specimens in x-ray fluorescence analysis. *Analyst* 94 (1122): 780-781

Kandeler, E. und H. Gerber (1988): Short-term assay of soil urease activity using colorimetric determination of ammonium. *Biol Fert Soils* 6 (1): 68-72

Kang, H. J. und C. Freeman (1999): Phosphatase and arylsulfatase activities in wetland soils: annual variation and controlling factors. *Soil Biol Biochem* 31 (3): 449-454

Kertesz, M. A. (1999): Riding the sulfur cycle - metabolism of sulfonates and sulfate esters in Gram-negative bacteria. *FEMS Microbiology Reviews* 24: 135-175

Kertesz, M. A. und A. Kahnert (2001): Organoschwefel-Metabolismus in Gram-negativen Bakterien. *BIOspektrum* 4: 325-329

Kertesz, M. A. und P. Mirleau (2004): The role of soil microbes in plant sulphur nutrition. *J Exp Bot* 55 (404): 1939-1945

Kilian, U. und C. Weber (Redakteure) (2000): Lexikon der Physik. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg; Band 4: 502

- Kilmer, V. J. und D. C. Neapass (1960): The determination of available sulfur in soils. *Soil Sci Soc Proc* 24: 337-340
- Kirkby, E. A. (1968): Influence of ammonium and nitrate nutrition on cation-anion balance and nitrogen and carbohydrate metabolism of white mustard plants grown in dilute nutrient solutions. *Soil Sci* 105 (3): 133-141
- Kjellquist, T. und I. Gruvaeus (1995): Sulphur deficiency in oilseed rape and cereals - experience from Swedish field trials. *Z Pflanzenernähr Bodenk* 158: 101-103
- Klose, S., J. M. Moore und M. A. Tabatabai (1999a): Arylsulfatase activity of microbial biomass in soils as affected by cropping systems. *Biol Fert Soils* 29 (1): 46-54
- Klose, S. und M. A. Tabatabai (1999): Arylsulfatase activity of microbial biomass in soils. *Soil Sci Soc Amer J* 63 (3): 569-574
- Knauff, U. (2000): Umsetzung organischer Schwefelverbindungen in der Rhizosphäre verschiedener landwirtschaftlicher Kulturpflanzen. *Bonner Agrikulturchemische Reihe* 7: 101
- Knauff, U. und H. W. Scherer (1998): Arylsulfatase-Aktivität im Kontaktraum Boden/Wurzeln bei verschiedenen landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. In: Merbach, W. (Ed.). 8. Borkheider Seminar zur Ökophysiologie des Wurzelraums. B. G. Teubner Verlagsgesellschaft, Stuttgart, Leipzig: 196-204
- Knauff, U., M. Schulz und H. W. Scherer (2003): Arylsulfatase activity in the rhizosphere and roots of different crop species. *Eur J Agron* 19 (2): 215-223
- Knights, J. S., F. J. Zhao, S. P. McGrath und N. Magan (2001): Long-term effects of land use and fertiliser treatments on sulphur transformations in soils from the Broadbalk experiment. *Soil Biol Biochem* 33 (12-13): 1797-1804
- Koch, H.-J., G. Baumgärtel, N. Claassen, U. Hege, J. Heyn, A. Link, K. Orlovius, G. Pasda und L. Suntheim (2000): Schwefelversorgung von Kulturpflanzen - Bedarfsprognose und Düngung. Online unter: <http://www.vdlufa.de/joomla/Dokumente/Standpunkte/03-schwefel.pdf>. 14.05.08
- Kompostgüteverband Österreich (KGVÖ) (ohne Jahresangabe): Kompost im Haus- und Kleingarten: 2

Könneke, M. (2006): Mikrobielle Ökologie. Online unter: <http://www.icbm.de/pmbio/lehre/ss07/vloek/Vloek06SS06mkred.pdf>. 15.05.08

Kotková, B., J. Balík, J. Cerný und M. Kulhánek (2007): Arylsulfatase activity in the wheat, rape and lupin rhizosphere. Conference Proceedings: Plant nutrition and its prospects. 05./06.09.2007. MZLU, Brno: 100-103

Kowalenko, C. G. (1985): A modified apparatus for quick and versatile sulphate sulphur analysis using hydriodic acid reduction. *Commun Soil Sci Plant Anal* 16(3): 289-300.

Kowalenko, C. G. (1993a): Extraction of available sulfur. In: Carter, M. R. (Ed.). *Soil sampling and methods of analysis*. Lewis Publishers: 65-74

Kowalenko, C. G. (1993b): Total and fractions of sulfur. In: Carter, M. R. (Ed.). *Soil sampling and methods of analysis*. Lewis Publishers: 231-238

Kowalenko, C. G. und L. E. Lowe (1975): Mineralization of sulfur from four soils and its relationship to soil carbon, nitrogen and phosphorus. *Can J Soil Sci* 55: 9-14

Kparmwang, T., I. E. Esu und V. O. Chude (1997): Sulphate adsorption desorption characteristics of three ultisols and an alfisol developed on basalts in the Nigerian savanna. *Discovery and Innovation* 9: 197-204

Kronek, P. M. H. und G. Fritz (2008): Der Schwefelkreislauf. Online unter: <http://www.bioinorganics.uni-konstanz.de/css/download/VORLESUNG15022006Skreislauf.pdf>. 15.05.08

Landesanstalt für Landwirtschaft, Forsten und Gartenbau Sachsen-Anhalt (2002): Online unter: [www.lsa-st23.sachsen-anhalt.de/llg/acker\\_pflanzenbau/duengung/schwefel.htm](http://www.lsa-st23.sachsen-anhalt.de/llg/acker_pflanzenbau/duengung/schwefel.htm); 14.04.08

Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen (LWK NRW): Online unter: <http://www.landwirtschaftskammer.de/fachangebot/ackerbau/pdf/tabellen-schwefelduenger.pdf>. 14.05.08

Lawrence, J. R., V. V. S. R. Gupta und J. J. Germida (1988): Impact of elemental sulfur fertilization on agricultural soils. II. Effects on sulfur-oxidizing populations and oxidation rates. *Can J Soil Sci* 68: 475-483

- Lea, R. und C. G. Wells (1980): Determination of extractable sulfate and total sulfur from plant soil material by an autoanalyser. *Commun Soil Sci Plant Anal* 11 (5): 507-516
- Lee, R. und T. W. Speir (1979): Sulfur uptake by ryegrass and its relationship to inorganic and organic sulfur levels and sulfatase activity in soil. *Plant Soil* 53 (4): 407-425
- Lee, R., L. C. Blakemore, B. K. Daly, E. J. Gibson, T. W. Speir und V. A. Orchard (1985): Sulphur supply to ryegrass during a pot trial and correlations with soil biological activity: the influence of two different methods of determining the adsorbed sulphate status of soils. *Commun in Soil Sci Plant Anal* 16 (1): 97-117
- Link, A. (1997): Bodenuntersuchung  $S_{\min}$  und Pflanzenanalyse zur Vorhersage des Schwefeldüngerbedarfs von Winterraps (*Brassica napus* L.). Doktorarbeit, Universität von Hannover; entnommen aus Scherer (2001)
- Little, R. C. (1957): Sulphur in soils II. Determination of the total sulphur content of soil. *J Sci Food Agric* 8: 271-279; entnommen aus Tabatabai (1982)
- Lou, G. und P. R. Warman (1992a): Enzymatic-hydrolysis of ester sulfate in soil organic-matter extracts. *Biol Fert Soils* 14 (2): 112-115
- Lou, G. und P. R. Warman (1992b): Labile ester sulfate in organic-matter extracted from podzolic soils. *Biol Fert Soils* 14 (4): 267-271
- Lowe, L. E. und W. A. DeLong (1963): Carbon bonded sulphur in selected Quebec soils. *Can J Soil Sci* 43: 151-155
- Luster, J. und R. Finlay (Eds.) (2006): Handbook of methods used in rhizosphere research. Swiss Federal Research Institute WSL, Birmensdorf: 536
- Lynch, J. M. und J. M. Whipps (1990): Substrate flow in the rhizosphere. *Plant Soil* 129 (1): 1-10
- Manoharachary, C. und K. G. Mukerji (2006): Rhizosphere biology - an overview. In: Mukerji, K. G., C. Manoharachary und J. Singh (Eds.). *Microbial activity in the rhizosphere*. Springer Verlag, Berlin. *Soil Biology*, Vol. 7: 1-15

Marilley, L., G. Vogt, M. Blanc und M. Aragno (1998): Bacterial diversity in the bulk soil and rhizosphere fractions of *Lolium perenne* and *Trifolium repens* as revealed by PCR restriction analysis of 16S rDNA. *Plant Soil* 198 (2): 219-224

Marschner, H. (2003): Mineral nutrition of higher plants. Academic Press, Amsterdam; Second Edition: 889

Marschner, P. und Z. Rengel (1993): Contributions of rhizosphere interactions to soil biological fertility. In: Abbott, L. K. und D. V. Murphy (Eds.). *Soil biological fertility - a key to sustainable land use in agriculture*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht: 264

Marschner, H., V. Römheld, W. J. Horst und P. Martin (1986): Root-induced changes in the rhizosphere - importance for the mineral-nutrition of plants. *Z Pflanz Bodenkunde* 149 (4): 441-456

Martini, J. A. und R. G. Mutters (1984): Effect of liming and fertilization on sulfur availability, mobility, and uptake in cultivated soils of South Carolina. *Soil Sci* 138: 403-410

Mason, J. und D. P. Kelly (1988): Thiosulfate oxidation by obligately heterotrophic bacteria. *Microbial Ecology* 15 (2): 123-134

Matula, J. (1999): Use of multinutrient soil tests for sulphur determination. *Commun Soil Sci Plant Anal* 30 (11-12): 1733-1746

Matuschek, M. (2003): Online unter: [www.uni-heidelberg.de/institute/fak12/AC/huttner/heinze/katja/seminar/xas.pdf](http://www.uni-heidelberg.de/institute/fak12/AC/huttner/heinze/katja/seminar/xas.pdf); 13.04.2008

Maynard, D. G., J. W. B. Stewart und J. R. Bettany (1983a): Sulfur and nitrogen mineralization in soils compared using two incubation techniques. *Soil Biol Biochem* 15 (3): 251-256

Maynard, D. G., J. W. B. Stewart und J. R. Bettany (1985): The effects of plants on soil sulfur transformations. *Soil Biol Biochem* 17 (2): 127-134

McGill, W. B. und C. V. Cole (1981): Comparative aspects of cycling of organic C, N, S and P through soil organic matter. *Geoderma* 26: 267-286

- McGrath, S. P. und F. J. Zhao (1996): Sulphur uptake, yield responses and the interactions between nitrogen and sulphur in winter oilseed rape (*Brassica napus*). *J Agr Sci* 126: 53-62
- McGrath, S. P., F. J. Zhao und P. J. A. Withers (1996): Development of sulphur deficiency in crops and its treatment. The Fertiliser Society, London: 1-47
- McGrath, S. P., F. J. Zhao und M. M. A. Blake-Kalff (2002a): Sulphur in soils: processes, behaviour and measurements. In: *The International Fertiliser Society; Proceedings* 499: 1-28
- McLachlan, K. D. und D. G. DeMarco (1975): Changes in soil sulfur fractions with fertilizer additions and cropping treatments. *Aust J Soil Res* 13 (2): 169-176
- McLaren, R. G. und K. C. Cameron (1996): Soil, plant and fertilizer sulphur. In: McLaren, R. G. und K. C. Cameron (Eds.). *Soil science*. Oxford University Press, Auckland: 221-228
- McLaren, R. G., J. I. Keer und R. S. Swift (1985): Sulphur transformations in soils using S-35 labelling. *Soil Biol Biochem* 17 (1): 73-79
- McLaren, R. G. und R. S. Swift (1977): Changes in soil organic sulphur fractions due to the long term cultivation of soils. *J Soil Sci* 28: 445-453
- Meuthen, B. (1993): Zur Bedeutung der Schwefelversorgung für Ertragsleistung und Inhaltsstoffe von Raps (*Brassica napus* L.). Dissertation beim Fachbereich Agrarwissenschaften der Justus-Liebig-Universität Gießen: 151
- Morche, L. (2007): Sulphur-mobilisation in the rhizosphere of rape and ryegrass. *Conference Book of Abstracts: Rhizosphere 2*. 26.-31.08.2007. Le Corum, Palais des Congrès, Montpellier: 171
- Morche, L., H. W. Scherer und G. Welp (2007): Behaviour of different sulphur-fractions in the rhizosphere of *Brassica napus* and *Lolium multiflorum*. *Conference Proceedings: Plant nutrition and its prospects*. 05./06.09.2007. MZLU, Brno: 190-193
- Morris, R. J. (2007): Sulphur in agriculture: global overview. Online unter: <http://www.fmb-group.co.uk/downloads/p213-Sulphur%20in%20Agriculture.pdf>.  
24.05.08

Nannipieri, P., S. Grego und B. Ceccanti (1990): Ecological significance of biological activity in soil. In: Bollag, J.-M. und G. Stotzky (Eds.). Soil biochemistry. Dekker, New York. Volume 6: 293-355; entnommen aus Scherer (2001)

Neary, A. J., E. Misty und L. Vanderstar (1987): Sulfate relationships in some Central Ontario forest soils. *Can J Soil Sci* 67 (2): 341-352

Nelson, L. E. (1964): Status and transformation of sulfur in Mississippi soils. *Soil Sci* 97: 300-306

Neptune, A. M. L., M. A. Tabatabai und J. J. Hanway (1975): Sulfur fractions and carbon-nitrogen-phosphorus-sulfur relationships in some Brazilian and Iowa soils. *Soil Sci Soc Amer J* 39 (1): 51-55

Nguyen, M. L. und K. M. Goh (1992): Evaluation of methods for determining sulphur-35 and sulphur-32 in the same trapping solution of Johnson and Nishita method. *Commun Soil Sci Soc Plant Anal* 23 (15 & 16): 1893-1910

Nicholls, R. G. und A. B. Roy (1971): Arylsulfatasen. In: Boyer, P. D. (Ed.). *Enzymes*. Academic Press, New York; 3<sup>rd</sup> edition. Vol. 5: 21-41

Nicolson, A. J. (1970): Soil sulfur balance studies in the presence and absence of growing plants. *Soil Sci* 109 (6): 345-350

Nodvin, S. C., C. T. Driscoll und G. E. Likens (1986): The effect of pH on sulfate adsorption by a forest soil. *Soil Sci* 142 (2): 69-75

Nor, Y. M. (1981): Sulphur mineralization and adsorption in soils. *Plant Soil* 60: 451-459

Nor, Y. M. und M. A. Tabatabai (1977): Oxidation of elemental sulfur in soils. *Soil Sci Soc Amer J* 41 (4): 736-741

Nye, P. H. und M. Ramzan (1979): Measurement and mechanism of ion diffusion in soil. X. Prediction of soil acidity gradients in acid-base transfers. *J Soil Sci* 30 (1): 43-51

O'Donnell, A. G., J. Wu und J. K. Syers (1994): Sulfate-S amendments in soil and their effects on the transformation of soil sulfur. *Soil Biol Biochem* 26 (11): 1507-1514

- Oshrain, R. L. und W. J. Wiebe (1979): Arylsulfatase activity in salt-marsh soils. *Applied and Environmental Microbiology* 38 (2): 337-340
- Pacyna, S. (2005): Bedeutung des Schwefels für den Ferredoxin- und Leghämoglobin-Gehalt sowie die Energieversorgung in N<sub>2</sub>-fixierenden Leguminosen. *Bonner Agrikulturchemische Reihe* 22: 174 S.
- Parfitt, R. L. (1978): Anion adsorption by soils and soil materials. *Advances in Agronomy* 30: 1-50
- Parfitt, R. L. (1980): Chemical properties of variable charge soils. In: Theng, B. K. G. (Ed.). *Soils with variable charge*. New Zealand Society of Soil Science, Lower Hutt: 167-194
- Parfitt, R. L. und R. S. C. Smart (1978): The mechanism of sulfate adsorption on iron-oxides. *Soil Sci Soc Amer J* 42 (1): 48-50
- Pasricha, N. S. und R. L. Fox (1993): Plant nutrient sulfur in the tropics and subtropics. *Advances in Agronomy* 50: 209-269
- Pirela, H. J. und M. A. Tabatabai (1988): Sulfur mineralization rates and potentials of soils. *Biol Fert Soils* 6 (1): 26-32
- Prechtel, A., M. Armbruster und E. Matzner (2003): Modelling sulphate stream concentrations in the Black Forest catchments Schluchsee and Villingen. *Hydrol Earth Syst Sc* 7 (4): 552-560
- Press, M. C., J. Henderson und J. A. Lee (1985): Arylsulfatase activity in peat in relation to acidic deposition. *Soil Biol Biochem* 17 (1): 99-103
- Prietzl, J., J. Thieme, U. Neuhausler, J. Susini und I. Kogel-Knabner (2003): Speciation of sulphur in soils and soil particles by X-ray spectromicroscopy. *Eur J Soil Sci* 54 (2): 423-433
- Prietzl, J., J. Thieme, M. Salomé und H. Knicker (2007): Sulfur K-edge XANES spectroscopy reveals differences in sulfur speciation of bulk soils, humic acid, fulvic acid, and particle size separates. *Soil Biol Biochem* 39 (4): 877-890
- Rajan, S. S. S. (1978): Sulfate adsorbed on hydrous alumina, ligands displaced, and changes in surface-charge. *Soil Sci Soc Amer J* 42 (1): 39-44

Randall, P. J. und C. W. Wrigley (1986): Effects of sulfur supply on the yield, composition, and quality of grain from cereals, oilseeds, and legumes. *Advances in Cereal Science and Technology VIII*: 171-206

Rengel, Z. und D. Werner (2004): The rhizosphere - definitions and perspectives. In: Hartmann, A., M. Schmid, W. Wenzel und P. Hinsinger (Eds.). *Rhizosphere 2004 - perspectives and challenges - a tribute to Lorenz Hiltner*. Conference Rhizosphere 2004, München: 333

Richter, D. deB., N.-H. Oh, R. Fimmen und J. Jackson (2007): The rhizosphere and soil formation. In: Cardon, Z. G. und J. L. Whitbeck (Eds.). *The rhizosphere - an ecological perspective*. Elsevier, Amsterdam: 179-201

Riley, D. und S. A. Barber (1969): Bicarbonate accumulation and pH changes at soybean (*Glycine-Max* (L) Merr) root-soil interface. *Soil Sci Soc Am Pro* 33 (6): 905-908

Roberts, S. und F. E. Koehler (1968): An X-ray spectrographic method of determining total sulfur in soil extracts. *Soil Sci* 106 (3): 164-171

Roberts, T. L. und J. R. Bettany (1985): The influence of topography on the nature and distribution of soil sulfur across a narrow environmental gradient. *Can J Soil Sci* 65: 419-434

Robinson, W. O. (1930): Method and procedure of soil analysis used in the division of soil chemistry and physics. U. S. Dep. of Agriculture Circ. 139; entnommen aus Tabatabai (1982)

Römheld, V. (1986): pH-Veränderungen in der Rhizosphäre verschiedener Kulturpflanzen in Abhängigkeit vom Nährstoffangebot. *Kali-Briefe (Büntehof)* 18 (1): 13-30

Rutherford-Online (2007): Online unter: <http://www.uniterra.de/rutherford/ele016.htm>; 01.03.2007

Saalbach, E. und H. Aigner (1987): Zum Diagnosewert der NaCl + CaCl<sub>2</sub>-extrahierbaren Sulfatmengen von Böden. *Landwirtschaftliche Forschung* 40 (1): 8-12

Saggar, S., J. R. Bettany und J. W. B. Stewart (1981a): Measurement of microbial sulfur in soil. *Soil Biol Biochem* 13 (6): 493-498

- Saggar, S., J. R. Bettany und J. W. B. Stewart (1981b): Sulfur transformations in relation to carbon and nitrogen in incubated soils. *Soil Biol Biochem* 13: 499-511
- Sakadevan, K., A. D. Mackay und M. J. Hedley (1993): Sulfur cycling in New-Zealand hill-country pastures. 2. The fate of fertilizer sulfur. *J Soil Sci* 44: 615-624
- Saratchandra, S. U. und K. W. Perrott (1981): Determination of phosphatase and arylsulfatase activities in soils. *Soil Biol Biochem* 13: 543-545
- Schaller, G. (1986): Einige Ursachen und Wirkungen der pH-Änderungen in der Rhizosphäre. *Kali-Briefe (Büntehof)* 18 (1): 1-12
- Schaller, G. (1987): ph changes in the rhizosphere in relation to the ph-buffering of soils. *Plant Soil* 97 (3): 439-444
- Schaller, G. und W. R. Fischer (1985): ph changes in the rhizosphere of peanut and maize roots. *Z Pflanz Bodenkunde* 148 (3): 306-320
- Scheffer, E., P. Schachtschabel, H.-P. Blume, G. Brümmer, K. H. Hartge und U. Schwertmann (Eds.) (2002): *Lehrbuch der Bodenkunde*. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg; 15. Auflage.
- Scherer, H. W. (2001): Sulphur in crop production - invited paper. *Eur J Agron* 14 (2): 81-111
- Schlegel, H. G. (1992): *Allgemeine Mikrobiologie*. Georg Thieme Verlag, Stuttgart; 7. überarbeitete Auflage: 634
- Schlichting, E., H.-P. Blume und K. Stahr (1995): *Bodenkundliches Praktikum*. Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin: 295
- Schnug, E. (1988): Quantitative und qualitative Aspekte der Diagnose und Therapie der Schwefelversorgung von Raps (*Brassica napus* L.) unter besonderer Berücksichtigung glucosinolat armer Sorten. Habilitationsschrift, Universität Kiel; entnommen aus Scherer (2001)
- Schnug, E. (1991): Sulphur nutritional status of European crops and consequences for agriculture. In: *Sulphur in agriculture, Volume 15*: 7-12

Schnug, E. (1997): Significance of sulphur for the quality of domesticated plants. In: Cram, W. J., L. J. De Kok, I. Stulen, C. Brunold und H. Rennenberg (Eds.). Sulphur metabolism in higher plants. Backhuys Publishers, Leiden, The Netherlands: 109-130

Schnug, E. und S. Haneklaus (1994): Sulphur deficiency in Brassica napus - biochemistry, symptomatology, morphogenesis. Landbauforschung Völkenrode, Sonderheft 144: 31 S.

Schnug, E., S. Haneklaus und S. Murphy (1993): Impact of sulphur supply on the baking quality of wheat. Aspects Appl Biol 36: 337-345; entnommen aus Scherer (2001)

Schoenau, J., P. Qian und W. Z. Huang (1993): Assessing sulphur availability in soil using ion exchange membranes. Sulphur Agric. 17: 13-17; entnommen aus Scherer (2001)

Schöninger, W. (1954): Die mikroanalytische Bestimmung von Schwefel und Chlor oder Brom mittels Magnetaufschlusses. Microchimica Acta 42 (1): 74-80

Searle, P. L. (1968): Determination of total sulphur in soil using high-frequency induction furnace equipment. Analyst 93 (1109): 540-545

Shackle, V. J., C. Freeman und B. Reynolds (2000): Carbon supply and the regulation of enzyme activity in constructed wetlands. Soil Biol Biochem 32 (13): 1935-1940

Shan, X.-q., C. Bin, J. Long-Zhu, Z. Yan, H. Xiao-ping und M. Shi-fen (1992): Determination of sulfur fractions in soils by sequential extraction, inductively coupled plasma-optical emission spectroscopy and ion chromatography. Chem Speci Bioavail 4 (3): 97-103

Shan, X.-q. und B. Chen (1995): Determination of carbon-bonded sulfur in soils by hydriodic acid reduction and hydrogen-peroxide oxidation. Fresen J Anal Chem 351 (8): 762-767

Shan, X.-q., B. Chen, T.-H. Zhang, F.-L. Li, B. Wen und J. Quian (1997): Relationship between sulfur speciation in soils and plant availability. Sci Total Environ 199: 237-246

- Singh, B., M. J. Hedley, S. Saggar und G. S. Francis (2004): Chemical fractionation to characterize changes in sulphur and carbon in soil caused by management. *Eur J Soil Sci* 55 (1): 79-90
- Singh, Z. Y. B. R., S. Hansen, Z. Hu und H. Riley (2007): Aggregate associated sulfur fractions in long-term (> 80 years) fertilized soils. *Soil Sci Soc Am J* 71: 163-170
- Skujins, J. J. (1967): Enzymes in Soil. In: McLaren, A. D. und G. H. Peterson (Eds.). *Soil biochemistry*. Marcel Dekker, Inc., New York: 371-414
- Skwierawska, M., L. Zawartka und B. Zawadzki (2008): The effect of different rates and forms of sulphur applied on changes of soil agrochemical properties. *Plant Soil Environ* 54 (4): 171-177
- Solomon, D., J. Lehmann, I. Lobe, C. E. Martinez, S. Tveitnes, C. C. Du Preez und W. Amelung (2005): Sulphur speciation and biogeochemical cycling in long-term arable cropping of subtropical soils: evidence from wet-chemical reduction and SK-edge XANES spectroscopy. *Eur J Soil Sci* 56 (5): 621-634
- Solomon, D., J. Lehmann und C. E. Martínez (2003): Sulfur K-edge XANES spectroscopy as a tool for understanding sulfur dynamics in soil organic matter. *Soil Sci Soc Am J* 67: 1721-1731
- Solomon, D., J. Lehmann, M. Tekalign, F. Fritzsche und W. Zech (2001): Sulfur fractions in particle-size separates of the sub-humid Ethiopian highlands as influenced by land use changes. *Geoderma* 102: 41-59
- Spencer, B. (1958): Studies on sulphatases. 20. Enzymic cleavage of aryl hydrogen sulphates in the presence of H<sub>2</sub>O-18. *Biochem J* 69: 155-159
- Spencer, K. (1975): Sulphur requirements of plants. In: McLachlan, K. D. (Ed.). *Sulphur in Australasian agriculture*. Sydney University Press, Sydney: 98-108
- Spencer, K. und J. R. Freney (1960): A comparison of several procedures for estimating the sulphur status of soils. *Aust J Agr Res* 11: 948-959
- Stanko-Golden, K. M. und J. W. Fitzgerald (1991): Sulfur transformations and pool sizes in tropical forest soils. *Soil Biol Biochem* 23 (11): 1053-1058

- Starkey, R. L. (1966): Oxidation and reduction of sulfur compounds in soils. *Soil Sci* 101 (4): 297-306
- Steinbergs, A. (1955): A method for the determination of total sulphur in soils. *Analyst* 80 (951): 457-461
- Steinbergs, A., O. Iismaa, N. J. Barrow und J. R. Freney (1962): Determination of total sulphur in soil and plant material. *Analytica Chimica Acta* 27 (2): 158-164
- Stevenson, F. J. und M. A. Cole (1999): Cycles of soil - carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients. John Wiley & Sons, Inc., New York: 427
- Strahm, B. D. und R. B. Harrison (2007): Mineral and organic matter controls on the sorption of macronutrient anions in variable-charge soils. *Soil Sci Soc Am J* 71 (6): 1926-1933
- Strick, J. E. und J. P. Nakas (1984): Calibration of a microbial sulfur technique for use in forest soils. *Soil Biol Biochem* 16 (3): 289-291
- Strobl, W. und M. Traunmüller (1993). Bestimmung der Arylsulfatase-Aktivität. In: Schinner F., R. Öhlinger, E. Kandeler und R. Margesin (Eds.). *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. Springer-Verlag; 2. Auflage: 218-220
- Syers, J. K. und D. Curtin (1987): Soil and fertiliser sulphur in U. K. agriculture. The Fertiliser Society, London: 1-23
- Tabatabai, M. A. (1982): Sulfur. In: Page, A. L., R. H. Miller und D. R. Keeney (Eds.). *Methods of soil analysis, part 2 - chemical and microbiological properties*. ASA, SSSA, Madison, Wisconsin, USA. Volume 9: 501-538
- Tabatabai, M. A. und A. A. Al-Khafaji (1980): Comparison of nitrogen and sulfur mineralization in soils. *Soil Sci Soc Amer J* 44: 1000-1006
- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1970a): An alkaline oxidation method for determination of total sulfur in soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 34 (1): 62-65
- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1970b): Arylsulfatase activity of soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 34: 225-229
- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1970c): Comparison of some methods for determination of total sulfur in soil. *Soil Sci Soc Amer Proc* 34 (3): 417-420

- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1970d): Factors affecting soil arylsulfatase activity. *Soil Sci Soc Amer Proc* (34): 427-429
- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1972a): An alkaline oxidation method for determination of total sulfur in soils. *Soil Sci* 114 (5): 380-386
- Tabatabai, M. A. und J. M. Bremner (1972b): Distribution of total and available sulfur in selected soils and soil profiles. *Agron J* 64 (1): 40-45
- Thieux, S. (2008): Kalkung des Grünlandes nicht vernachlässigen. Online unter: [http://www.dlr.rlp.de/Internet/global/themen.nsf/6580751468ef6ba8c1257141004d6518/e9b2a3fcc51b8e09c12573ee00254da1/\\$FILE/Kalkung%20des%20Gr%C3%BCnlandes%20nicht%20vernachl%C3%A4ssigen.pdf](http://www.dlr.rlp.de/Internet/global/themen.nsf/6580751468ef6ba8c1257141004d6518/e9b2a3fcc51b8e09c12573ee00254da1/$FILE/Kalkung%20des%20Gr%C3%BCnlandes%20nicht%20vernachl%C3%A4ssigen.pdf). 23.04.08
- Thomas, G. W. (1960): Effects of electrolyte inhibition upon cation-exchange behavior of soils. *Soil Sci Soc Amer Proc* 24 (5): 329-332
- Thompson, J. (2002): Use and Preparation of Quench Curves. PerkinElmer Life Sciences, Inc.: 8
- Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (TLL) (1999): Merkblatt Schwefelgehalte in landwirtschaftlichen Kulturpflanzen und organischen Düngestoffen. Online unter: <http://www.tll.de/ainfo/pdf/sgeh0699.pdf>. 14.05.08
- Tisdale, S. L., W. L. Nelson, J. D. Beaton und J. L. Havlin (1993): Soil fertility and fertilizers. Macmillan Publishing Company, New York: 634
- Trudinger, P. A. (1975): The biogeochemistry of sulphur. In: McLachlan, K. D. (Ed.). *Sulphur in Australasian agriculture*. Sydney University Press, Sydney: 11-20
- Trudinger, P. A. (1986): Chemistry of the sulfur cycle. In: Tabatabai, M. A. (Ed.). *Sulfur in agriculture*. Agronomy, Madison, Wisconsin, USA. Volume 27: 1-22
- Tsuji, T. und K. M. Goh (1979): Evaluation of soil sulfur fractions as sources of plant-available sulfur using radioactive sulfur. *New Zeal J Agr Res* 22 (4): 595-602
- Vendrell, P. F., K. Frank und J. Denning (1990): Determination of soil sulfur by inductively coupled plasma spectroscopy. *Commun Soil Sci Plant Anal* 21 (13-16): 1695-1703

Vereinigte Kreidewerke Dammann (Ed.): Kleines Kalkhandbuch. Online unter: <http://www.dammann.de/cfm/attachments/ACF8EA5.pdf>. 23.04.08

Vong, P. C., O. Dedourge, F. Lasserre-Joulin und A. Guckert (2003): Immobilized-S, microbial biomass-S and soil arylsulfatase activity in the rhizosphere soil of rape and barley as affected by labile substrate C and N additions. *Soil Biol Biochem* 35 (12): 1651-1661

Vong, P. C., O. Dedourge und A. Guckert (2004): Immobilization and mobilization of labelled sulphur in relation to soil arylsulphatase activity in rhizosphere soil of field-grown rape, barley and fallow. *Plant Soil* 258 (1): 227-239

Vong, P. C., C. Nguyen und A. Guckert (2007): Fertilizer sulphur uptake and transformations in soil as affected by plant species and soil type. *Eur J Agron* 27 (1): 35-43

Wainwright, M. (1979): Microbial S-oxidation in soils exposed to heavy atmospheric pollution. *Soil Biol Biochem* 11 (2): 95-98

Wainwright, M. (1984): Sulfur Oxidation in Soils. *Advances in Agronomy* 37: 349-397

Walker, D. R. und G. Doornenbal (1972): Soil sulfate II. Index of sulfur available to legumes. *Can J Soil Sci* 52 (2): 261- 266

Wang, J., D. Solomon, J. Lehmann, X. Zhang und W. Amelung (2006): Soil organic sulfur forms and dynamics in the Great Plains of North America as influenced by long-term cultivation and climate. *Geoderma* 133 (3-4): 160-172

Warman, P. R. und H. G. Sampson (1992): Evaluation of soil sulfate extractants and methods of analysis for plant available sulfur. *Commun Soil Sci Plant Anal* 23 (7-8): 793-803

Whalen, J. K. und P. R. Warman (1996): Arylsulfatase activity in soil and soil extracts using natural and artificial substrates. *Biol Fertil Soils* 22 (4): 373-378

Widmer, P., P. C. Brookes und L. C. Parry (1989): Microbial biomass nitrogen measurements in soils containing large amounts of inorganic nitrogen. *Soil Biol Biochem* 21 (6): 865-867

Williams, C. H. (1967): Some factors affecting mineralization of organic sulphur in soils. *Plant Soil* 26 (2): 205-223

- Williams, C. H. (1975a): The chemical nature of sulphur compounds in soils. In McLachlan, K. D. (Ed.). Sulphur in Australasian agriculture. Sydney University Press, Sydney: 21-30
- Williams, C. H. (1975b): The chemical nature of sulfur in some New South Wales soils. In: McLachlan, K. D. (Ed.). Handbook of sulfur in Australian agriculture. CSIRO, Melbourne: 16-23; entnommen aus Knauff (2000)
- Williams, C. H. und A. Steinbergs (1959): Soil sulphur fractions as chemical indices of available sulphur in some Australian soils. Aust J Agr Res 10: 340-352
- Williams, C. H. und A. Steinbergs (1962): The evaluation of plant-available sulphur in soils. I. The chemical nature of sulphate in some Australian soils. Plant Soil 17 (3): 279-294
- Williams, C. H. und A. Steinbergs (1964): The evaluation of plant-available sulphur in soils. II. The availability of adsorbed and insoluble sulphates. Plant Soil 21 (1): 50-62
- Wu, J., P. C. Brookes und D. S. Jenkinson (1993a): Formation and destruction of microbial biomass during the decomposition of glucose and Ryegrass in soil. Soil Biol Biochem 25 (10): 1435-1441
- Wu, J., A. G. O'Donnell, Z. L. He und J. K. Syers (1994): Fumigation-extraction method for the measurement of soil microbial biomass-S. Soil Biol Biochem 26 (1): 117-125
- Wu, J., A. G. O'Donnell und J. K. Syers (1993b): Microbial-growth and sulfur immobilization following the incorporation of plant residues into soil. Soil Biol Biochem 25 (11): 1567-1573
- Wu, J., A. G. O'Donnell und J. K. Syers (1995): Influences of glucose, nitrogen and plant residues on the immobilization of sulfate-S in soil. Soil Biol Biochem 27 (11): 1363-1370
- Zhao, F. J., M. M. A. Blake-Kalff, N. Riley, M. J. Hawkesford und S. P. McGrath (1999a): Sulphur utilisation efficiency in oilseed rape. 10<sup>th</sup> International Rapeseed Congress, Canberra, Australia: 4

Zhao, F., E. J. Evans, P. E. Bilsborrow und J. K. Syers (1993a): Influence of sulphur and nitrogen on seed yield and quality of low glucosinolate oilseed rape (*Brassica napus* L). *J Sci Food Agric* 63: 29-37

Zhao, F., E. J. Evans, P. E. Bilsborrow und J. K. Syers (1993b): Sulphur uptake and distribution in double and single low varieties of oilseed rape (*Brassica napus* L.). *Plant Soil* 150: 69-76

Zhao, F. J., M. J. Hawkesford und S. P. McGrath (1999b): Sulphur assimilation and effects on yield and quality of wheat. *J Cereal Sci* 30: 1-17

Zhao, F. J., M. J. Hawkesford, A. G. S. Warrilow, S. P. McGrath und D. T. Clarkson (1996): Responses of two wheat varieties to sulphur addition and diagnosis of sulphur deficiency. *Plant Soil* 181: 317-327

Zhao, F. und S. P. McGrath (1994): Extractable sulfate and organic sulfur in soils and their availability to plants. *Plant Soil* 164 (2): 243-250

Zhao, F.-J., P. McGrath und A. R. Crosland (1995): Changes in the sulphur status of British wheat grain in the last decade, and its geographical distribution. *J Sci Food Agric* 68: 507-514

Zhao, F.-J., J. K. Syers, E. J. Evans und P. E. Bilsborrow (1991): Sulphur and oilseed rape production in the United Kingdom. In: *Sulphur in agriculture*, Volume 15: 13-16

Zhao, F. J., P. J. A. Withers, E. J. Evans, J. Monaghan, S. E. Salmon, P. R. Shewry und S. P. McGrath (1997): Sulphur nutrition: An important factor for the quality of wheat and rapeseed. In: Ando, T. (Ed.). *Plant nutrition - for sustainable food production and environment*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht: 917-922

## 8 ANHANG

### A1 Verschiedene Einflüsse auf Verlagerungen organischer und anorganischer S-Fractionen und S-Flüsse im unbewachsenen Boden

Tab. A1.1: Gesamtheit der anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	Versuchsbeginn	Inkubationszeitraum					
		Woche 1	Woche 2-7	Woche 8-13	Woche 14-19	Woche 20-25	Woche 26-31
<b>%-ualer Anteil der Gesamtaktivität</b>							
M, Su, +G	100	83,7	82,2	82,0	79,2	77,8	77,9
M, Su, -G	100	88,1	94,3	91,6	91,2	89,8	92,7
M, Ra, +G	77,8	70,3	76,0	68,7	68,2	70,3	72,3
M, Ra, -G	77,8	93,2	78,5	85,1	81,7	83,0	90,6
M, WG, +G	69,6	39,7	38,7	36,1	38,3	38,1	42,6
M, WG, -G	69,6	60,4	54,6	50,2	50,5	53,1	55,1
K, Su, +G	100	78,1	78,1	74,7	72,1	80,8	73,3
K, Su, -G	100	99,3	95,1	92,9	89,5	93,6	90,9

Tab. A1.2: NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbare <sup>35</sup>S-Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	Versuchsbeginn	Inkubationszeitraum					
		Woche 1	Woche 2-7	Woche 8-13	Woche 14-19	Woche 20-25	Woche 26-31
<b>%-ualer Anteil der Gesamtaktivität</b>							
M, Su, +G	0	6,8	5,7	5,9	5,6	5,6	5,8
M, Su, -G	0	6,7	6,6	6,4	6,5	5,7	6,1
M, Ra, +G	6,7	7,4	6,5	6,5	5,8	5,5	6,3
M, Ra, -G	6,7	7,9	6,4	6,7	6,8	5,6	6,5
M, WG, +G	5,8	6,0	6,0	5,6	5,4	5,0	5,4
M, WG, -G	5,8	7,2	6,6	5,9	5,6	5,7	6,1
K, Su, +G	0	6,3	6,1	5,9	6,0	6,3	6,0
K, Su, -G	0	7,7	7,8	6,9	6,4	6,4	6,8

Tab. A1.3: HCl-extrahierbare  $^{35}\text{S}$ -Anteile (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	Versuchsbeginn	Inkubationszeitraum					
		Woche 1	Woche 2-7	Woche 8-13	Woche 14-19	Woche 20-25	Woche 26-31
<b>%-ualer Anteil der Gesamtaktivität</b>							
M, Su, +G	0	6,8	3,7	8,1	10,6	12,8	16,3
M, Su, -G	0	6,3	5,3	6,3	7,8	10,8	14,2
M, Ra, +G	3,2	11,1	6,1	10,6	13,9	15,2	15,8
M, Ra, -G	3,2	5,5	6,4	11,9	9,9	12,2	15,9
M, WG, +G	2,3	9,5	9,5	6,1	6,5	6,8	8,8
M, WG, -G	2,3	11,6	8,2	5,5	6,2	10,6	11,5
K, Su, +G	0	6,7	3,6	3,4	3,4	7,2	5,8
K, Su, -G	0	3,5	4,8	6,0	3,3	6,3	6,3

Tab. A1.4: Wöchentliche Netto- $^{35}\text{S}$ -Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der Gesamtheit der anorganischen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbaren) Fraktionen (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termin: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin	2. zu 3. Termin	3. zu 4. Termin	4. zu 5. Termin	5. zu 6. Termin
		[pro Woche (MW aus 6)]				
M, Su, +G	83,7	-0,26	-0,02	-0,48	-0,23	0,01
M, Su, -G	88,1	1,03	-0,44	-0,06	-0,25	0,49
M, Ra, +G	-7,5	0,94	-1,21	-0,09	0,35	0,34
M, Ra, -G	15,4	-2,45	1,10	-0,58	0,22	1,27
M, WG, +G	-29,9	-0,16	-0,43	0,36	-0,02	0,74
M, WG, -G	-9,2	-0,97	-0,73	0,04	0,44	0,33
K, Su, +G	78,1	0,00	-0,56	-0,44	1,45	-1,25
K, Su, -G	99,3	-0,70	-0,36	-0,57	0,68	-0,45

Tab. A1.5: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der Gesamtheit der anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) Fraktionen (prozentuale Änderung zum vorherigen Wert) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	83,7	-0,31	-0,03	-0,59	-0,29	0,02
M, Su, -G	88,1	1,17	-0,47	-0,07	-0,27	0,54
M, Ra, +G	-9,6	1,34	-1,59	-0,13	0,52	0,49
M, Ra, -G	19,8	-2,63	1,40	-0,68	0,27	1,54
M, WG, +G	-43,0	-0,40	-1,12	0,98	-0,06	1,95
M, WG, -G	-13,2	-1,60	-1,34	0,09	0,87	0,62
K, Su, +G	78,1	0,00	-0,72	-0,59	2,02	-1,54
K, Su, -G	99,3	-0,71	-0,38	-0,62	0,76	-0,48

Tab. A1.6: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der H<sub>2</sub>O-extrahierbaren Fraktion (prozentuale Änderung zum vorherigen Wert) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	-29,9	0,65	-1,10	-1,24	-0,93	-1,02
M, Su, -G	-24,9	1,62	-0,69	-0,43	-0,80	-0,19
M, Ra, +G	-23,6	3,67	-3,07	-1,00	0,35	0,24
M, Ra, -G	17,4	-2,92	0,19	-0,40	0,05	0,78
M, WG, +G	-60,7	-0,67	0,85	1,37	-0,01	1,26
M, WG, -G	-32,3	-0,74	-0,42	-0,04	-0,82	0,31
K, Su, +G	-34,9	0,84	-0,71	-0,72	1,25	-1,43
K, Su, -G	-12,0	-1,04	-0,52	-0,03	0,22	-0,63

Tab. A1.7: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren Fraktion (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	6,8	-0,18	0,04	-0,05	-0,01	0,04
M, Su, -G	6,7	0,00	-0,04	0,03	-0,14	0,07
M, Ra, +G	0,7	-0,15	-0,01	-0,11	-0,04	0,13
M, Ra, -G	1,2	-0,26	0,06	0,02	-0,20	0,15
M, WG, +G	0,2	0,00	-0,06	-0,04	-0,08	0,07
M, WG, -G	1,4	-0,10	-0,12	-0,05	0,02	0,08
K, Su, +G	6,3	-0,03	-0,03	0,02	0,04	-0,05
K, Su, -G	7,7	0,01	-0,14	-0,10	0,01	0,05

Tab. A1.8: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren Fraktion (prozentuale Änderung zum vorherigen Wert) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	6,8	-2,70	0,62	-0,89	-0,16	0,77
M, Su, -G	6,7	-0,07	-0,67	0,42	-2,16	1,17
M, Ra, +G	10,6	-1,98	-0,19	-1,75	-0,72	2,40
M, Ra, -G	18,2	-3,29	0,91	0,28	-2,90	2,61
M, WG, +G	2,9	0,08	-1,04	-0,63	-1,39	1,37
M, WG, -G	23,9	-1,38	-1,76	-0,87	0,28	1,36
K, Su, +G	6,3	-0,41	-0,55	0,40	0,66	-0,80
K, Su, -G	7,7	0,07	-1,77	-1,37	0,18	0,85

Tab. A1.9: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der HCl-extrahierbaren Fraktion (in % der dotierten Aktivität) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	6,8	-0,53	0,74	0,41	0,37	0,58
M, Su, -G	6,3	-0,18	0,17	0,25	0,51	0,56
M, Ra, +G	7,9	-0,82	0,75	0,54	0,23	0,09
M, Ra, -G	2,3	0,14	0,91	-0,33	0,38	0,62
M, WG, +G	7,2	0,00	-0,57	0,06	0,06	0,34
M, WG, -G	9,3	-0,56	-0,45	0,11	0,74	0,14
K, Su, +G	6,7	-0,52	-0,04	0,01	0,63	-0,24
K, Su, -G	3,5	0,21	0,20	-0,45	0,50	0,01

Tab. A1.10: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der HCl-extrahierbaren Fraktion (prozentuale Änderung zum vorherigen Wert) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	6,8	-7,73	20,36	5,10	3,47	4,49
M, Su, -G	6,3	-2,78	3,18	3,96	6,59	5,18
M, Ra, +G	245,3	-7,39	12,19	5,06	1,64	0,60
M, Ra, -G	73,2	2,57	14,29	-2,79	3,87	5,05
M, WG, +G	313,7	0,00	-5,97	0,94	0,87	5,03
M, WG, -G	404,9	-4,85	-5,44	1,98	11,93	1,28
K, Su, +G	6,7	-7,65	-1,22	0,37	18,32	-3,30
K, Su, -G	3,5	5,97	4,26	-7,55	15,13	0,12

Tab. A1.11: Wöchentliche Netto-<sup>35</sup>S-Flüsse zwischen den Probenahmeterminen der organisch gebundenen Fraktion (prozentuale Änderung zum vorherigen Wert) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Termine: 1, 7, 13, 19, 25, 31 Wochen), der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

Variante	1. Termin zum Versuchsbeginn [1 Woche]	1. zu 2. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	2. zu 3. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	3. zu 4. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	4. zu 5. Termin [pro Woche (MW aus 6)]	5. zu 6. Termin [pro Woche (MW aus 6)]
M, Su, +G	16,3	1,59	0,12	2,68	1,08	-0,06
M, Su, -G	11,9	-8,66	7,74	0,73	2,80	-4,74
M, Ra, +G	33,7	-3,17	5,02	0,30	-1,11	-1,15
M, Ra, -G	-69,3	35,93	-5,11	3,87	-1,19	-7,47
M, WG, +G	98,4	0,26	0,71	-0,56	0,03	-1,20
M, WG, -G	30,2	2,45	1,61	-0,09	-0,88	-0,70
K, Su, +G	21,9	-0,01	2,56	1,73	-5,21	6,50
K, Su, -G	0,7	99,72	7,32	8,12	-6,50	6,99

Tab. A1.12: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten des mineralisch und mit Kompost gedüngten und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S (Su) versetzten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosegabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	+G	-G
Su, 1. Wo	n.s.	0,05
Su, 7. Wo	n.s.	n.s.
Su, 13. Wo	n.s.	n.s.
Su, 19. Wo	n.s.	n.s.
Su, 25. Wo	0,01	0,01
Su, 31. Wo	0,01	0,05

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.13: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten der Varianten mit und ohne Glucosezugabe des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras)

	K, Su	M, Su	M, Ra	M, WG
1. Wo	0,001	n.s.	0,01	0,01
7. Wo	0,001	0,05	n.s.	0,05
13. Wo	0,001	0,01	0,001	0,001
19. Wo	0,001	0,001	0,01	0,001
25. Wo	0,001	0,01	0,001	0,001
31. Wo	0,001	0,001	0,05	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.14: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten der Varianten mit verschiedenen <sup>35</sup>S-Zugabeformen (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		+G			-G		
		Su	Ra	WG	Su	Ra	WG
M, Ansatz	Su	-	-	-	-	-	-
	Ra	-	-	-	-	-	0,05
	WG	-	-	-	-	0,05	-
M, 1. Wo	Su	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,001
	Ra	0,05	-	0,01	n.s.	-	0,001
	WG	0,001	0,01	-	0,001	0,001	-
M, 7. Wo	Su	-	0,05	0,001	-	0,001	0,001
	Ra	0,05	-	0,001	0,001	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 13. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	0,001	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 19. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	0,01	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 25. Wo	Su	-	0,01	0,001	-	0,05	0,001
	Ra	0,01	-	0,001	0,05	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 31. Wo	Su	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,001
	Ra	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.15: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mineralisch gedüngten (M) Bodens in Abhängigkeit von der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
M, Ra, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	0,01	-	0,01	0,001	0,001	0,01
	13. Wo	-	n.s.	0,01	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,01
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	0,05	0,01	0,001	n.s.	-
M, WG, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, -G	Ansatz	-	n.s.	0,01	0,05	0,01	0,01	0,05
	1. Wo	n.s.	-	0,05	0,05	0,05	0,05	n.s.
	7. Wo	0,01	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	0,01	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, -G	Ansatz	-	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05
	1. Wo	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	13. Wo	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.16: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
K, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	0,01	n.s.	0,01
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	0,01	n.s.	-	0,05	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	-	0,01
	31. Wo	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	0,01	-
K, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.17: Signifikanzniveaus zwischen den NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten des mineralisch und mit Kompost gedüngten und mit <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S (Su) versetzten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosegabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	+G	-G
Su, 1. Wo	n.s.	n.s.
Su, 7. Wo	0,05	0,05
Su, 13. Wo	n.s.	n.s.
Su, 19. Wo	0,05	n.s.
Su, 25. Wo	n.s.	0,05
Su, 31. Wo	n.s.	0,05

n.s. = nicht signifikant; 0,05 = Signifikanzniveau

Tab. A1.18: Signifikanzniveaus zwischen den NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren <sup>35</sup>S-Gehalten der Varianten mit und ohne Glucosezugabe des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras)

	K, Su	M, Su	M, Ra	M, WG
1. Wo	0,01	n.s.	n.s.	n.s.
7. Wo	0,01	0,05	n.s.	0,05
13. Wo	0,01	n.s.	n.s.	n.s.
19. Wo	0,05	0,001	0,01	n.s.
25. Wo	0,05	n.s.	n.s.	0,01
31. Wo	0,05	n.s.	n.s.	0,01

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.19: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mineralisch gedüngten (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
M, Ra, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,01	0,01	0,001	0,001	0,001
	7. Wo	-	0,01	-	n.s.	0,05	0,01	n.s.
	13. Wo	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01	n.s.
	19. Wo	-	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	0,001	0,01	0,01	n.s.	-	0,01
	31. Wo	-	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	-
M, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, -G	Ansatz	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	0,001	0,05
	1. Wo	n.s.	-	0,001	0,01	0,05	0,001	0,001
	7. Wo	0,01	0,001	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	n.s.	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01	n.s.
	19. Wo	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.
	25. Wo	0,001	0,001	n.s.	0,01	0,01	-	0,05
	31. Wo	0,05	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	-
M, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, -G	Ansatz	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	1. Wo	0,05	-	n.s.	0,05	0,05	0,05	n.s.
	7. Wo	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.20: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
K, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,05
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	0,01	0,01	0,05
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	0,01	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	0,01	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.21: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten der Varianten mit verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		+G			-G		
		Su	Ra	WG	Su	Ra	WG
M, Ansatz	Su	-	-	-	-	-	-
	Ra	-	-	-	-	-	0,05
	WG	-	-	-	-	0,05	-
M, 1. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	WG	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
M, 7. Wo	Su	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	Ra	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	WG	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
M, 13. Wo	Su	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.
	WG	0,05	0,05	-	n.s.	n.s.	-
M, 19. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001
	WG	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-
M, 25. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	WG	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
M, 31. Wo	Su	-	0,001	0,01	-	n.s.	n.s.
	Ra	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.
	WG	0,01	0,001	-	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.22: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des mineralisch und mit Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$  (Su) versetzten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosegabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	+G	-G
Su, 1. Wo	n.s.	0,05
Su, 7. Wo	n.s.	n.s.
Su, 13. Wo	0,001	n.s.
Su, 19. Wo	0,001	0,01
Su, 25. Wo	0,01	0,01
Su, 31. Wo	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.23: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten der Varianten mit und ohne Glucosezugabe des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras)

	K, Su	M, Su	M, Ra	M, WG
1. Wo	0,01	n.s.	n.s.	n.s.
7. Wo	0,01	0,05	n.s.	0,05
13. Wo	0,001	0,05	n.s.	n.s.
19. Wo	n.s.	0,01	0,01	n.s.
25. Wo	0,05	n.s.	0,05	0,001
31. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	0,01

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.24: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
K, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	0,001	-	n.s.	n.s.	0,001	0,01
	13. Wo	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,001	0,001
	19. Wo	-	0,001	n.s.	n.s.	-	0,001	0,01
	25. Wo	-	n.s.	0,001	0,001	0,001	-	0,05
	31. Wo	-	n.s.	0,01	0,001	0,01	0,05	-
K, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,01	0,001	n.s.	0,001	0,001
	7. Wo	-	0,01	-	0,01	0,001	0,001	0,001
	13. Wo	-	0,001	0,01	-	0,001	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	0,001	0,001	-	0,001	0,001
	25. Wo	-	0,001	0,001	n.s.	0,001	-	n.s.
	31. Wo	-	0,001	0,001	n.s.	0,001	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.25: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mineralisch gedüngten (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
M, Ra, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	7. Wo	-	n.s.	-	0,01	0,001	0,001	0,001
	13. Wo	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,01	0,01
	19. Wo	-	0,001	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	-
M, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,05	n.s.	0,01	0,001	0,001
	7. Wo	-	0,05	-	0,001	0,001	0,001	0,001
	13. Wo	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001	0,001
	19. Wo	-	0,01	0,001	n.s.	-	n.s.	0,001
	25. Wo	-	0,001	0,001	0,001	n.s.	-	0,01
	31. Wo	-	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	-
M, WG, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, -G	Ansatz	-	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,01	0,01
	1. Wo	n.s.	-	n.s.	0,01	0,01	0,001	0,01
	7. Wo	n.s.	n.s.	-	0,01	0,05	0,01	0,001
	13. Wo	0,01	0,01	0,01	-	0,05	n.s.	0,01
	19. Wo	0,05	0,01	0,05	0,05	-	0,05	0,001
	25. Wo	0,01	0,001	0,01	n.s.	0,05	-	0,01
	31. Wo	0,01	0,01	0,001	0,01	0,001	0,01	-
M, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,001	0,001
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	0,001
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,05	0,001
	25. Wo	-	0,001	0,001	0,001	0,05	-	0,01
	31. Wo	-	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	-
M, WG, -G	Ansatz	-	0,01	0,001	0,001	0,01	0,001	0,01
	1. Wo	0,01	-	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.
	7. Wo	0,001	n.s.	-	0,01	0,05	0,05	0,01
	13. Wo	0,001	0,05	0,01	-	n.s.	0,001	0,001
	19. Wo	0,01	0,05	0,05	n.s.	-	0,01	0,001
	25. Wo	0,001	n.s.	0,05	0,001	0,01	-	n.s.
	31. Wo	0,01	n.s.	0,01	0,001	0,001	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.26: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren  $^{35}\text{S}$ -Gehalten der Varianten mit verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		+G			-G		
		Su	Ra	WG	Su	Ra	WG
M, Ansatz	Su	-	-	-	-	-	-
	Ra	-	-	-	-	-	0,01
	WG	-	-	-	-	0,01	-
M, 1. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,01
	WG	n.s.	n.s.	-	0,01	0,01	-
M, 7. Wo	Su	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,01
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05
	WG	0,01	n.s.	-	0,01	0,05	-
M, 13. Wo	Su	-	0,05	0,05	-	0,001	n.s.
	Ra	0,05	-	0,001	0,001	-	0,001
	WG	0,05	0,001	-	n.s.	0,001	-
M, 19. Wo	Su	-	0,01	0,001	-	0,01	0,05
	Ra	0,01	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,05	0,001	-
M, 25. Wo	Su	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.
	WG	0,05	0,01	-	n.s.	n.s.	-
M, 31. Wo	Su	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,05
	Ra	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,01
	WG	0,001	0,001	-	0,05	0,01	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.27: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -, HCl-extrahierbaren)  $^{35}\text{S}$ -Gehalten des mineralisch und mit Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$  (Su) versetzten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosegabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	+G	-G
Su, 1. Wo	n.s.	n.s.
Su, 7. Wo	n.s.	n.s.
Su, 13. Wo	0,05	0,05
Su, 19. Wo	0,001	n.s.
Su, 25. Wo	n.s.	0,01
Su, 31. Wo	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.28: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) <sup>35</sup>S-Gehalten der Varianten mit und ohne Glucosezugabe des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras)

	K, Su	M, Su	M, Ra	M, WG
1. Wo	0,001	n.s.	0,01	0,05
7. Wo	0,001	0,05	n.s.	0,05
13. Wo	0,001	0,01	0,01	0,001
19. Wo	0,001	0,01	0,01	0,001
25. Wo	0,01	0,001	0,01	0,001
31. Wo	0,001	0,001	0,01	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.29: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) <sup>35</sup>S-Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der <sup>35</sup>S-Zugabe (Su = <sup>35</sup>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>-S, Ra = <sup>35</sup>S-Raps, WG = <sup>35</sup>S-Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
K, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	0,05	0,001	-	0,01
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	-
K, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	0,01
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.30: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbaren)  $^{35}S$ -Gehalten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mineralisch gedüngten (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}S$ -Zugabe (Su =  $^{35}SO_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}S$ -Raps, WG =  $^{35}S$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
M, Ra, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	7. Wo	-	0,001	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, -G	Ansatz	-	n.s.	0,01	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	1. Wo	n.s.	-	0,01	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	7. Wo	0,01	0,01	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, -G	Ansatz	-	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	1. Wo	0,01	-	n.s.	0,01	0,01	0,05	n.s.
	7. Wo	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	0,001	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	0,001	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.31: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $\text{H}_2\text{O}$ -,  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -,  $\text{HCl}$ -extrahierbaren)  $^{35}\text{S}$ -Gehalten der Varianten mit verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		+G			-G		
		Su	Ra	WG	Su	Ra	WG
M, Ansatz	Su	-	-	-	-	-	-
	Ra	-	-	-	-	-	0,01
	WG	-	-	-	-	0,01	-
M, 1. Wo	Su	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01
	Ra	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,001
	WG	0,001	0,05	-	0,01	0,001	-
M, 7. Wo	Su	-	n.s.	0,001	-	0,01	0,001
	Ra	n.s.	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 13. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	0,05	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	0,05	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 19. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	0,01	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 25. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	0,01	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 31. Wo	Su	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,001
	Ra	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.32: Signifikanzniveaus zwischen den Arylsulfataseaktivitäten im mineralisch und mit Kompost gedüngten und mit  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S (Su) versetzten Boden in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

	+G	-G
Su, 1. Wo	n.s.	0,001
Su, 7. Wo	0,001	0,01
Su, 13. Wo	n.s.	0,05
Su, 19. Wo	0,01	0,05
Su, 25. Wo	n.s.	n.s.
Su, 31. Wo	0,001	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.33: Signifikanzniveaus zwischen den Arylsulfataseaktivitäten der Varianten mit und ohne Glucosezugabe des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras)

	K, Su	M, Su	M, Ra	M, WG
1. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
7. Wo	0,01	n.s.	0,01	0,01
13. Wo	0,001	n.s.	n.s.	0,05
19. Wo	0,01	n.s.	n.s.	0,05
25. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
31. Wo	0,001	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.34: Signifikanzniveaus zwischen den Arylsulfataseaktivitäten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
K, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	0,01	0,01	0,01	0,05
	13. Wo	-	n.s.	0,01	-	0,05	n.s.	0,05
	19. Wo	-	n.s.	0,01	0,05	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	-	0,05
	31. Wo	-	n.s.	0,05	0,05	n.s.	0,05	-
K, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001
	7. Wo	-	0,05	-	0,001	0,01	0,01	0,01
	13. Wo	-	0,001	0,001	-	0,01	0,01	0,05
	19. Wo	-	0,001	0,01	0,01	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	0,001	0,01	0,01	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,001	0,01	0,05	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.35: Signifikanzniveaus zwischen den Arylsulfataseaktivitäten des unterschiedlich lange inkubierten (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) mineralisch gedüngten (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Form der  $^{35}\text{S}$ -Zugabe (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}$ -S, Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		Ansatz	1. Wo	7. Wo	13. Wo	19. Wo	25. Wo	31. Wo
M, Ra, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	0,01	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, +G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05
	7. Wo	-	0,001	-	n.s.	n.s.	0,05	0,001
	13. Wo	-	0,001	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	0,001	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	0,05	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, -G	Ansatz	-	n.s.	0,05	n.s.	0,01	n.s.	0,05
	1. Wo	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.
	25. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	-	n.s.
	31. Wo	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Su, -G	Ansatz	-	-	-	-	-	-	-
	1. Wo	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	13. Wo	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, -G	Ansatz	-	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	1. Wo	n.s.	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	7. Wo	0,01	0,01	-	n.s.	n.s.	0,01	0,01
	13. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	19. Wo	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	25. Wo	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.
	31. Wo	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A1.36: Signifikanzniveaus zwischen den Arylsulfataseaktivitäten der Varianten mit verschiedenen  $^{35}\text{S}$ -Zugabeformen (Su =  $^{35}\text{SO}_4^{2-}\text{-S}$ , Ra =  $^{35}\text{S}$ -Raps, WG =  $^{35}\text{S}$ -Weidelgras) des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Inkubationszeit (Ansatz = Versuchsansatz, 1. Wo = 1 Woche, 7. Wo = 7 Wochen, 13. Wo = 13 Wochen, 19. Wo = 19 Wochen, 25. Wo = 25 Wochen, 31. Wo = 31 Wochen) und einer Glucosezugabe (mit bzw. ohne Glucose: +/-G)

		+G			-G		
		Su	Ra	WG	Su	Ra	WG
M, Ansatz	Su	-	-	-	-	-	-
	Ra	-	-	-	-	-	n.s.
	WG	-	-	-	-	n.s.	-
M, 1. Wo	Su	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	WG	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
M, 7. Wo	Su	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,001
	Ra	0,05	-	0,001	n.s.	-	0,001
	WG	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 13. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,05
	WG	n.s.	0,01	-	n.s.	0,05	-
M, 19. Wo	Su	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,001
	Ra	n.s.	-	0,001	0,01	-	0,001
	WG	0,01	0,001	-	0,001	0,001	-
M, 25. Wo	Su	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	Ra	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.
	WG	0,05	0,01	-	n.s.	n.s.	-
M, 31. Wo	Su	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01
	Ra	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05
	WG	n.s.	n.s.	-	0,01	0,05	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

## A2 Einfluss von Pflanzenwachstum auf Flüsse und Verlagerungen organischer und anorganischer S-Fractionen im Boden

Tab. A2.1: Signifikanzniveaus zwischen den <sup>35</sup>S-Gehalten des mineralisch und mit Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Wachstumszeit der Pflanzen (1. E = 2 Wochen, 2. E = 4 Wochen, 3. E = 6 Wochen) und der Bewuchsart (Br = Brache, Ra = Raps, WG = Weidelgras)

	HI	H <sub>2</sub> O	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	HCl	ES	CS	PA	ASA
Br, 1. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,01
Br, 2. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
Br, 3. E	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
Ra, 1. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
Ra, 2. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
Ra, 3. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	n.s.
WG, 1. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001
WG, 2. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
WG, 3. E	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus; ASA = Arylsulfataseaktivität, CS = C-gebundener S, ES = Estersulfate, H<sub>2</sub>O = H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S, HCl = HCl-extrahierbarer S, HI = HI-reduzierbarer S, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> = NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S, PA = Pflanzenaufnahme

Tab. A2.2: Signifikanzniveaus zwischen den <sup>35</sup>S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Br = Brache, Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Wachstumszeit der Pflanzen (1. E = 2 Wochen, 2. E = 4 Wochen, 3. E = 6 Wochen)

			K			M		
			Ra	WG	Br	Ra	WG	Br
1. E	H <sub>2</sub> O	Ra	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001
		WG	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,05
		Br	0,01	0,05	-	0,001	0,05	-
	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	Ra	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
	PA	Ra	-	0,05	-	-	n.s.	n.s.
		WG	0,05	-	-	n.s.	-	n.s.
		Br	-	-	-	n.s.	n.s.	-
	HI, HCl, ES, CS, ASA	Ra	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
2. E	H <sub>2</sub> O	Ra	-	n.s.	0,01	-	0,05	0,001
		WG	n.s.	-	0,05	0,05	-	0,001
		Br	0,01	0,05	-	0,001	0,001	-
	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	Ra	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,01
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-
	ASA	Ra	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05
		Br	n.s.	n.s.	-	0,01	0,05	-
	HI	Ra	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.
		WG	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.
		Br	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
	PA	Ra	-	0,01	-	-	n.s.	n.s.
		WG	0,01	-	-	n.s.	-	n.s.
		Br	-	-	-	n.s.	n.s.	-
	HCl, ES, CS	Ra	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
3. E	H <sub>2</sub> O	Ra	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,001
		WG	0,05	-	0,001	n.s.	-	0,001
		Br	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	Ra	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,05
		WG	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.
		Br	0,01	0,01	-	0,05	n.s.	-
	HI	Ra	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-
	PA	Ra	-	0,001	-	-	0,05	n.s.
		WG	0,001	-	-	0,05	-	n.s.
		Br	-	-	-	n.s.	n.s.	-
	HCl, ES, CS, ASA	Ra	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		WG	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		Br	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus; ASA = Arylsulfataseaktivität, CS = C-gebundener S, ES = Estersulfate, H<sub>2</sub>O = H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S, HCl = HCl-extrahierbarer S, HI = HI-reduzierbarer S, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> = NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S, PA = Pflanzenaufnahme

Tab. A2.3: Signifikanzniveaus zwischen den <sup>35</sup>S-Gehalten des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens zu den verschiedenen Ernteterminen (1. E = 2 Wochen, 2. E = 4 Wochen, 3. E = 6 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Br = Brache, Ra = Raps, WG = Weidelgras)

			K			M		
			E1	E2	E3	E1	E2	E3
Br	H <sub>2</sub> O	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01
		E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		E3	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-
	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> , HCl, ES, CS, ASA	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
Ra	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.
		E3	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-
	HCl	E1	-	n.s.	0,01	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,05
		E3	0,01	0,01	-	n.s.	0,05	-
	PA	E1	-	0,001	0,001	-	0,05	0,001
		E2	0,001	-	0,05	0,05	-	n.s.
		E3	0,001	0,05	-	0,001	n.s.	-
	H <sub>2</sub> O, HI, ES, CS, ASA	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
WG	H <sub>2</sub> O	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05
		E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-
	NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	E1	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.
		E3	0,05	0,01	-	n.s.	n.s.	-
	HCl	E1	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.
		E3	0,05	0,05	-	n.s.	n.s.	-
	PA	E1	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,05
		E2	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		E3	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-
	ASA	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.
		E2	n.s.	-	n.s.	0,01	-	0,05
		E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-
	HI, ES, CS	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
		E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
		E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus; ASA = Arylsulfataseaktivität, CS = C-gebundener S, ES = Estersulfate, H<sub>2</sub>O = H<sub>2</sub>O-extrahierbarer S, HCl = HCl-extrahierbarer S, HI = HI-reduzierbarer S, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> = NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarer S, PA = Pflanzenaufnahme

### A3 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln; Versuch mit Raps und Weidelgras

Tab. A3.1: Estersulfatgehalte (in  $\text{mg S kg}^{-1}$  Boden) und Standardabweichungen (STABW; in  $\text{mg kg}^{-1}$  Boden und in Prozent) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Boden	mm	K			M		
		MW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ ]	STABW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ ]	STABW [%]	MW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ ]	STABW [ $\text{mg S kg}^{-1}$ ]	STABW [%]
Weidel- gras	1	120	26,0	21,6	94,7	11,3	11,9
	2	130	22,5	17,3	89,4	11,9	13,3
	3	106	21,7	20,5	90,4	2,8	3,1
	4	113	26,5	23,6	98,8	10,2	10,3
	5	112	12,2	10,9	94,1	4,5	4,8
	6	116	20,1	17,3	85,4	14,2	16,7
	7	102	22,1	21,7	92,5	2,7	2,9
	8	130	3,9	3,0	96,9	9,8	10,1
	9	128	14,1	11,0	108	15,6	14,5
	10	127	18,8	14,8	98,0	18,6	19,0
	11-15	127	19,0	14,9	91,2	2,9	3,2

Tab. A3.2: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{H}_2\text{O}$ -extrahierbaren S-Gehalten des verschiedenen bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	0,001	n.s.	n.s.
mm2	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm3	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm4	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm5	n.s.	n.s.	0,05	0,01
mm6	n.s.	n.s.	0,05	0,01
mm7	n.s.	n.s.	0,05	0,01
mm8	n.s.	0,001	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,01
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,01
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,01

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.3: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG	mm1	-	0,05	0,01	0,01	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	mm2	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,01	0,05	0,01	0,01
	mm3	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.4: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra; M, WG; K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant

Tab. A3.5: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,01
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,01
mm3	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	0,05	0,001	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.6: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG	mm1	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,01	0,05	0,05	0,01	0,05
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.						
	mm10	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm11-15	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-						
K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.7: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,01
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,001 = Signifikanzniveau

Tab. A3.8: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra; M, WG; K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant

Tab. A3.9: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbaren) S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.10: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra; M, WG; K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant

Tab. A3.11: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,05
mm3	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm4	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm5	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm6	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm7	0,05	0,05	0,01	n.s.
mm8	n.s.	n.s.	0,05	0,01
mm9	n.s.	n.s.	0,001	n.s.
mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm11-15	n.s.	n.s.	0,05	0,05

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.12: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Ra; M, WG; K, Ra; K, WG	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant

Tab. A3.13: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm7	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.14: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten des verschieden bewachsenen (Ra = Raps, WG = Weidelgras) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm10	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,05	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.15: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
K, Ra	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	mm2	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01
	mm4	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.
	mm5	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,001	0,001	0,01	n.s.	-						
K, WG	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	mm2	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01
	mm4	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.
	mm5	0,001	0,001	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,001	0,001	0,01	n.s.	-						
M, Ra; M, WG	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A3.16: Signifikanzniveaus zwischen den Sprossentzügen (SE) und den Wurzelentzügen (WE) von Raps und Weidelgras in Abhängigkeit vom Boden (M = mineralisch gedüngt, K = Kompost gedüngt) und der Bewuchsarten (Ra = Raps, WG = Weidelgras)

	SE	WE
M	0,001	0,001
K	0,001	0,001
Ra	n.s.	n.s.
WG	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,001 = Signifikanzniveau

#### A4 Räumliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im Kontaktraum Boden/Wurzeln; Versuch mit Senf und Weizen

Tab. A4.1: H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbarer S sowie durch die gesamte sequentielle Extraktion extrahierbarer S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) und der Pflanzenart

mm	H <sub>2</sub> O-extrahierbarer S				NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> -extrahierbarer S			
	Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]				Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			
	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen
1	7,15	7,88	9,31	10,3	5,14	4,14	6,15	6,16
2	6,49	8,26	9,76	10,3	4,74	4,62	6,14	6,28
3	6,64	8,17	8,74	10,0	4,68	4,94	6,08	6,53
4	6,71	7,66	8,77	10,6	4,93	4,56	6,72	6,84
5	6,00	7,58	8,75	10,1	5,14	5,18	6,67	6,73
6	6,17	7,30	8,34	10,2	4,88	4,95	6,35	6,63
7	5,67	7,12	8,60	10,5	5,43	5,39	6,53	7,40
8	5,70	7,35	8,48	10,9	5,27	4,37	6,57	7,32
9	5,82	7,52	8,26	10,6	5,36	4,68	6,97	7,16
10	5,86	7,36	8,35	10,6	5,35	5,08	6,66	7,08
11-15	5,74	7,53	8,81	10,8	5,52	5,05	6,66	6,92
mm	HCl-extrahierbarer S				durch sequentielle Extraktion extrahierbarer S			
	Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]				Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			
	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen
1	12,5	11,3	27,7	32,0	27,5	23,3	43,2	48,7
2	14,8	16,4	31,9	35,0	25,4	30,4	47,2	51,6
3	16,2	15,5	33,9	35,3	27,1	28,5	48,7	51,9
4	18,4	19,1	36,1	38,2	30,1	31,3	51,5	55,7
5	19,6	19,3	35,9	35,8	30,7	32,1	51,2	52,6
6	20,1	17,8	36,0	35,0	31,1	30,2	50,9	52,0
7	19,1	19,2	36,1	35,2	30,1	32,9	51,2	53,1
8	20,4	16,7	36,8	34,8	31,4	27,3	51,9	52,9
9	19,1	17,6	37,5	33,6	30,3	30,2	52,4	51,3
10	18,9	18,5	34,1	33,1	30,1	30,9	49,1	50,7
11-15	19,5	20,0	37,4	34,4	30,7	32,5	52,8	50,6

Tab. A4.2: S-Wurzel- und Sprossentzüge (in mg/2 Rhizoboxen) in mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngtem Boden gewachsenen Senfes (Se) und Weizens (We) sowie Verhältnis des Sprossentzuges (SE) zum Wurzelentzug (WE) ( $SE \cdot WE^{-1} \cdot 100$ )

	S-Entzug [mg]		S-Sprossentzug in % des S-Wurzelentzugs
	Spross	Wurzel	
M, Se	5,42	2,26	240
M, We	0,85	1,01	84
K, Se	6,01	2,82	213
K, We	0,90	0,88	102



Abb. A4.1a - b: Senf- [A4.1a] und Weizenbewuchs [A4.1b] nach vierwöchigem Wachstum in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (v. l.: Kompost gedüngter Boden, mineralisch gedüngter Boden)



Abb. A4.2: Vergleich der getrockneten Wurzelgeflechte (oben: Senf; unten: Weizen) nach vierwöchigem Wachstum in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (v. l.: Kompost gedüngter Boden, mineralisch gedüngter Boden)

Tab. A4.3: Estersulfate und C-gebundener S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) und der Pflanzenart

mm	Estersulfate				C-gebundener S			
	Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]				Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			
	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen	M, Senf	M, Weizen	K, Senf	K, Weizen
1	89,7	88,2	90,8	101	92,1	94,5	239	235
2	91,2	78,5	106	98,8	88,4	97,1	225	228
3	94,7	78,4	102	96,7	84,3	97,5	230	238
4	94,8	74,6	101	104	81,1	100	233	230
5	89,9	77,3	107	105	85,4	98,0	227	227
6	87,3	71,0	103	103	87,6	104	231	230
7	86,6	77,8	105	109	88,3	95,2	229	223
8	80,6	77,7	105	101	94,8	101	229	229
9	96,0	87,1	102	98,7	79,8	96,3	230	235
10	85,7	79,6	102	96,1	87,4	109	234	238
11-15	95,2	76,7	93,2	101	80,1	96,7	235	234

Tab. A4.4: Einzelwerte des H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S (in mg kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15) und der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

	Abstand von der Wurzeloberfläche [mm]										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11-15
M, Se	6,45	6,06	(4,99)	5,93	5,21	5,29	5,39	5,06	5,17	5,67	4,68
	4,85	6,79	6,53	7,51	6,65	7,33	5,75	5,16	5,83	5,89	5,86
	8,96	6,78	7,00	6,53	5,88	5,98	6,03	6,60	5,85	6,20	5,85
	8,35	6,32	6,41	6,89	6,26	6,06	5,51	5,98	6,44	5,66	6,56
M, We	5,38	(11,76)	8,46	7,38	7,47	6,69	7,01	(2,94)	k. M.	k. M.	6,94
	12,62	8,08	7,46	7,76	7,74	7,54	7,58	7,53	8,54	7,85	7,88
	5,37	8,58	8,73	7,20	7,25	7,30	6,78	7,02	6,45	7,01	7,07
	8,13	8,12	8,04	8,32	7,86	7,67	(12,06)	7,48	7,57	7,22	8,24
K, Se	9,91	10,56	(11,17)	(9,50)	8,66	8,43	9,33	9,34	8,31	8,54	9,19
	9,34	8,54	8,86	8,67	8,78	8,67	8,71	8,31	8,19	8,08	8,79
	8,67	8,92	8,45	8,73	8,80	8,00	8,52	7,82	8,27	8,51	8,78
	(14,22)	11,03	8,90	8,90	(9,17)	8,25	7,83	8,44	8,26	8,25	8,48
K, We	9,99	9,04	9,38	10,52	9,35	9,49	10,18	10,86	10,75	10,54	10,24
	(11,46)	12,00	10,35	10,61	10,35	10,49	11,03	11,36	10,55	10,53	10,89
	10,46	10,43	11,13	11,79	9,90	9,64	10,23	10,42	10,16	9,85	10,53
	10,40	9,71	9,29	9,64	10,94	11,15	10,75	10,99	10,93	11,36	11,40

Werte in Klammern stellen Ausreißer dar

Tab. A4.5: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
K, Se	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									
K, We; M, Se; M, We	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant; 0,05 = Signifikanzniveau

Tab. A4.6: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm2	0,001	n.s.	0,01	0,05
mm3	0,01	n.s.	0,001	0,05
mm4	n.s.	0,05	0,01	0,001
mm5	0,01	0,05	0,001	0,001
mm6	n.s.	0,01	0,01	0,001
mm7	0,01	0,01	0,001	0,001
mm8	0,05	0,001	0,001	0,001
mm9	0,05	0,001	0,001	0,01
mm10	0,01	0,001	0,001	0,001
mm11-15	0,05	0,001	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.7: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Se	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.	0,05							
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	0,05	n.s.	-							
M, We	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	0,05	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									
K, Se	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									
K, We	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,05	0,05	0,01	n.s.	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.8: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	0,05	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm7	n.s.	n.s.	n.s.	0,001
mm8	n.s.	0,05	0,01	0,01
mm9	n.s.	n.s.	0,01	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,05	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.9: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.10: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Se	mm1	-	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,01	0,001	0,01	0,01	0,001
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, We	mm1	-	n.s.	n.s.	0,01	0,01	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	0,05	0,01
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, Se	mm1	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	n.s.	0,01	n.s.	0,05	0,05
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, We	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.11: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbaren) S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Se	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	0,01	0,01	0,001	0,05	0,001	0,01	0,01	0,05
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	0,001	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, Se	mm1	-	n.s.	n.s.	0,001	0,001	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, We; K, We	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	mm10	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.12: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbaren) S-Gehalten des verschiedenen bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	0,05	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm9	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm10	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.13: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
K, Se	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	0,05	n.s.	n.s.							
K, We; M, Se; M, We	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.14: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
mm2	0,001	n.s.	0,05	0,001
mm3	n.s.	n.s.	n.s.	0,01
mm4	0,001	n.s.	n.s.	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,05	0,01
mm6	0,01	n.s.	n.s.	0,01
mm7	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,05
mm9	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
mm10	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm11-15	n.s.	n.s.	n.s.	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.15: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15
M, Se; M, We; K, Se; K, We	mm1	-	n.s.									
	mm2	n.s.	-	n.s.								
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.							
	mm10	n.s.	-	n.s.								
	mm11-15	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant

Tab. A4.16: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm4	0,01	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm6	0,01	n.s.	0,001	0,001
mm7	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm8	n.s.	n.s.	0,001	0,001
mm9	0,01	n.s.	0,001	0,001
mm10	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	0,05	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.17: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten des verschieden bewachsenen (Se = Senf, We = Weizen) mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von dem Abstand von der Wurzeloberfläche sowie des Bodens bzw. der Bewuchsart der Bewuchsarten

	Pflanzeneinfluss		Bodeneinfluss	
	M	K	Se	We
mm1	0,01	n.s.	0,001	0,001
mm2	0,001	0,05	0,001	0,001
mm3	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm4	0,001	0,05	0,001	0,001
mm5	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm6	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm7	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm8	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm9	0,05	n.s.	0,001	0,001
mm10	0,01	n.s.	0,001	0,001
mm11-15	n.s.	n.s.	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.18: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Se = Senf, We = Weizen)

		mm1	mm2	mm3	mm4	mm5	mm6	mm7	mm8	mm9	mm10	mm11-15	
M, We	mm1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	
	mm2	n.s.	-	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	
	mm4	n.s.	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,01	
	mm5	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05
	mm6	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm7	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm8	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	mm9	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	mm10	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	mm11-15	0,001	0,001	0,001	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
K, We	mm1	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,05	
	mm2	n.s.	-	0,05	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,05	0,01	0,01	n.s.	
	mm3	0,05	0,05	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm6	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm7	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm8	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm9	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	
	mm10	0,01	0,01	0,05	n.s.	-	n.s.						
	mm11-15	0,05	n.s.	-									
M, Se; K, Se	mm1	-	n.s.										
	mm2	n.s.	-	n.s.									
	mm3	n.s.	n.s.	-	n.s.								
	mm4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm6	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
	mm8	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.							
	mm9	n.s.	-	n.s.	n.s.								
	mm10	n.s.	-	n.s.									
	mm11-15	n.s.	-										

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A4.19: Signifikanzniveaus zwischen den Sprossentzügen (SE) und den Wurzelentzügen (WE) von Senf und Weizen in Abhängigkeit vom Boden (M = mineralisch gedüngt, K = Kompost gedüngt) und der Bewuchsarten (Se = Senf, We = Weizen)

	SE	WE
K	0,001	0,001
M	0,001	0,001
Se	0,05	0,01
We	n.s.	0,01

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

## A5 Räumliche und zeitliche Dynamik anorganischer und organischer S-Fractionen im erweiterten Kontaktraum Boden/Wurzeln

Tab. A5.1a: Gehalte an H<sub>2</sub>O- und NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	H <sub>2</sub> O-extrahierbarer S			NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> -extrahierbarer S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
M, Ra	1	9,19	6,32	6,35	6,23	5,35	4,25
	2	9,19	5,49	5,05	6,34	4,44	4,14
	3	9,77	5,21	5,55	6,92	4,34	4,63
	4	10,5	5,31	5,35	6,95	4,89	4,95
	5	10,9	5,45	6,29	6,83	4,71	5,51
	6-7	10,8	5,55	5,73	7,06	4,61	4,78
	8-9	10,6	6,33	5,53	7,12	4,71	4,76
	10-11	10,8	7,20	5,35	7,47	5,77	4,70
	12-13	11,4	6,33	5,55	7,77	5,51	5,01
	14-17	10,7	6,92	5,60	7,97	5,70	5,07
18-21	11,1	7,42	5,53	8,03	5,94	5,16	
M, WG	1	9,25	-	10,0	6,19	-	6,67
	2	11,4	8,60	9,39	6,67	5,63	6,28
	3	11,8	7,54	7,76	6,58	5,07	6,02
	4	11,4	7,05	7,58	6,30	4,63	6,21
	5	11,6	6,60	6,77	6,88	5,06	6,56
	6-7	11,0	6,80	6,63	6,41	4,86	6,59
	8-9	10,7	7,42	6,29	6,71	5,28	6,27
	10-11	11,2	7,01	6,01	6,82	4,87	6,03
	12-13	11,0	7,54	5,89	6,96	5,80	6,52
	14-17	11,0	8,63	5,69	6,98	5,90	5,90
18-21	11,4	7,92	5,99	7,06	5,33	6,54	
K, Ra	1	9,77	10,6	-	6,28	6,36	-
	2	9,53	8,77	9,06	6,60	6,09	8,77
	3	10,1	8,81	7,55	7,46	6,44	7,98
	4	11,2	8,99	7,23	7,92	6,34	8,08
	5	11,1	8,83	7,46	7,79	6,24	8,81
	6-7	12,0	9,56	7,48	8,38	7,20	8,42
	8-9	12,2	10,2	7,12	8,06	7,11	8,71
	10-11	11,7	10,8	7,27	8,95	7,71	9,16
	12-13	11,7	10,7	8,32	9,29	7,97	9,50
	14-17	12,2	11,1	7,73	8,56	7,72	8,69
18-21	12,3	11,7	8,26	8,79	8,05	9,79	

Tab. A5.1b: Gehalte an H<sub>2</sub>O- und NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbarem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des Kompost (K) gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs (WG) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	H <sub>2</sub> O-extrahierbarer S			NaH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> -extrahierbarer S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
K, WG	1	13,0	-	14,0	7,53	-	9,24
	2	13,6	15,3	13,8	7,79	7,35	8,55
	3	13,7	10,1	10,6	8,38	6,22	8,90
	4	13,0	10,7	10,6	8,44	6,63	8,52
	5	12,9	10,2	9,82	8,22	6,32	8,13
	6-7	12,6	10,7	9,87	8,57	6,45	8,69
	8-9	12,9	11,0	8,79	8,84	6,58	8,75
	10-11	13,4	10,8	9,06	9,15	6,83	9,26
	12-13	13,6	12,1	8,40	8,96	7,11	9,08
	14-17	14,1	12,3	8,57	9,31	7,52	9,17
18-21	13,5	12,3	8,95	9,31	7,93	9,15	

Tab. A5.2a: Gehalte an HCl-extrahierbarem und durch die gesamte sequentielle Extraktion extrahierbarem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) gedüngten Bodens unter Rapsbewuchs in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	HCl-extrahierbarer S			durch sequentielle Extraktion extrahierbarer S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
M, Ra	1	17,0	11,9	12,9	31,8	24,3	23,4
	2	16,9	14,2	13,4	32,1	24,1	24,4
	3	17,2	13,2	13,1	33,3	22,7	24,1
	4	18,9	13,4	14,6	36,3	23,6	25,7
	5	17,1	14,8	15,3	35,0	25,0	27,1
	6-7	16,9	14,4	16,2	34,8	25,2	26,7
	8-9	17,6	15,5	16,3	35,3	27,1	27,0
	10-11	18,0	15,9	16,1	36,6	28,9	27,0
	12-13	18,1	16,1	15,9	37,5	28,2	26,7
	14-17	17,9	17,0	16,1	36,6	29,2	26,6
18-21	18,6	15,7	16,5	37,4	29,1	27,8	

Tab. A5.2b: Gehalte an HCl-extrahierbarem und durch die gesamte sequentielle Extraktion extrahierbarem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	HCl-extrahierbarer S			durch sequentielle Extraktion extrahierbarer S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
M, WG	1	20,8	-	13,9	36,3	-	31,0
	2	20,2	12,1	13,4	36,0	26,3	29,1
	3	20,7	11,9	15,0	39,0	23,9	29,5
	4	18,4	13,4	15,3	35,6	25,5	29,1
	5	18,9	18,3	16,4	37,2	29,9	30,1
	6-7	20,2	12,8	16,8	37,7	24,9	30,0
	8-9	19,1	13,3	17,0	36,5	26,3	29,6
	10-11	18,0	13,4	16,4	35,6	26,2	28,8
	12-13	19,6	14,1	17,6	36,6	27,4	29,8
	14-17	18,9	13,2	17,3	37,2	27,7	27,9
18-21	18,4	12,0	17,2	37,7	27,0	29,7	
K, Ra	1	33,7	31,7	-	49,5	47,6	-
	2	34,9	33,6	29,4	51,9	49,0	47,3
	3	38,6	33,4	29,8	56,8	48,8	45,3
	4	38,0	32,7	34,4	57,1	48,6	50,5
	5	39,3	34,0	34,0	58,2	50,1	50,3
	6-7	40,3	35,8	38,1	60,1	52,2	54,0
	8-9	38,8	36,3	36,8	58,7	55,0	52,0
	10-11	38,8	35,4	36,3	59,2	54,1	52,7
	12-13	38,4	38,0	36,5	59,1	56,3	54,3
	14-17	35,1	35,6	35,6	55,9	55,0	52,8
18-21	35,5	36,5	36,8	59,6	56,2	54,2	
K, WG	1	34,7	-	33,1	55,3	-	57,9
	2	36,7	35,1	37,7	58,6	57,7	60,5
	3	35,7	35,3	39,3	57,3	51,5	58,5
	4	36,0	39,8	37,0	57,3	56,8	56,0
	5	37,1	37,5	38,5	58,0	53,4	56,5
	6-7	38,4	37,8	39,5	59,7	56,5	58,1
	8-9	38,8	39,0	37,9	60,5	56,3	55,5
	10-11	39,8	37,5	40,3	62,4	55,1	58,3
	12-13	36,8	38,5	40,5	58,7	57,3	59,5
	14-17	39,6	42,4	40,9	62,2	61,9	58,6
18-21	36,6	39,1	39,2	68,1	58,0	57,4	

Tab. A5.3a: Gehalte an Estersulfaten und C-gebundenem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	Estersulfate			C-gebundener S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
M, Ra	1	69,4	74,2	79,4	102	108	102
	2	73,8	78,1	82,9	100	104	98,6
	3	73,9	76,5	83,3	101	107	98,6
	4	71,1	84,0	87,6	98,6	98,4	92,8
	5	71,7	79,1	87,8	98,4	102	91,2
	6-7	72,1	75,8	83,2	98,3	105	96,7
	8-9	72,2	75,1	82,1	98,0	104	97,0
	10-11	71,0	79,3	82,2	95,3	97,9	96,8
	12-13	71,6	75,3	82,3	96,9	102	97,0
	14-17	73,8	79,4	83,6	95,5	97,4	95,8
18-21	74,1	76,3	84,2	94,5	103	94,7	
M, WG	1	67,3	-	77,1	95,3	-	98,4
	2	72,1	65,2	75,1	95,6	108	102
	3	72,4	69,7	78,4	97,0	112	98,2
	4	65,6	67,0	71,3	104	113	105
	5	69,9	66,4	69,7	95,8	110	106
	6-7	74,9	71,0	76,3	93,3	111	99,7
	8-9	71,7	70,5	77,9	96,8	110	98,5
	10-11	73,3	76,3	73,9	97,0	104	100
	12-13	71,6	74,2	77,9	96,9	104	103
	14-17	73,2	79,6	76,8	95,8	98,7	101
18-21	65,5	75,8	75,8	102	103	101	
K, Ra	1	103	100	-	233	236	-
	2	99,8	103	98,5	233	233	239
	3	97,3	113	104	231	223	235
	4	94,1	103	111	234	230	224
	5	101	113	120	226	222	221
	6-7	95,7	111	109	231	226	222
	8-9	89,3	109	107	232	222	226
	10-11	91,7	96,0	113	235	228	219
	12-13	98,3	110	108	228	217	221
	14-17	97,3	111	102	230	220	217
18-21	96,2	119	113	236	210	218	

Tab. A5.3b: Gehalte an Estersulfaten und C-gebundenem S (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) des Kompost (K) gedüngten Bodens unter Weidelgrasbewuchs in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (1. Ernte = 3 Wochen, 2. Ernte = 5 Wochen, 3. Ernte = 8 Wochen) und der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 11-15)

Variante	mm	Estersulfate			C-gebundener S		
		Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]			Mittelwert [mg S kg <sup>-1</sup> ]		
		1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte	1. Ernte	2. Ernte	3. Ernte
K, WG	1	97,7	-	87,8	235	-	239
	2	95,0	93,2	97,7	227	234	229
	3	92,3	96,6	89,1	226	237	237
	4	99,5	86,7	99,4	228	236	234
	5	104	89,5	95,6	223	242	233
	6-7	101	99,0	99,1	225	229	228
	8-9	97,9	95,9	104	227	233	225
	10-11	96,3	94,1	87,6	226	236	237
	12-13	98,5	99,2	96,6	228	229	229
	14-17	98,4	92,7	95,3	226	230	231
18-21	83,7	92,7	121	231	231	233	

Tab. A5.4: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren Fraktion (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	-0,44	-0,95	-1,29	-1,03	-1,06	-1,22	-1,21	-0,85	-1,13	-1,14	-1,04
	2. zu 3.	-0,37	-0,10	0,10	0,02	0,27	0,06	0,02	-0,36	-0,17	-0,21	-0,26
M, WG	1. zu 2.	-0,52	-0,76	-0,83	-0,91	-0,78	-0,71	-0,97	-0,58	-0,54	-0,87	-1,75
	2. zu 3.	0,22	0,32	0,53	0,50	0,58	0,33	0,38	0,24	0,00	0,40	-0,64
K, Ra	1. zu 2.	0,04	-0,26	-0,51	-0,79	-0,78	-0,59	-0,47	-0,62	-0,66	-0,42	-0,37
	2. zu 3.	-	0,89	0,52	0,58	0,86	0,41	0,53	0,48	0,51	0,32	0,58
K, WG	1. zu 2.	-	-0,22	-1,08	-0,91	-0,95	-1,06	-1,13	-1,16	-0,92	-0,90	-0,69
	2. zu 3.	-	0,40	0,90	0,63	0,60	0,74	0,72	0,81	0,66	0,55	0,41

Tab. A5.5: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der HCl-extrahierbaren Fraktion (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	-2,55	-1,37	-2,00	-2,75	-1,12	-1,28	-1,02	-1,05	-1,01	-0,48	-1,43
	2. zu 3.	0,34	-0,24	-0,04	0,39	0,15	0,60	0,26	0,06	-0,08	-0,29	0,25
M, WG	1. zu 2.	-	-4,07	-4,38	-2,46	-0,33	-3,67	-2,91	-2,31	-2,78	-2,85	-3,21
	2. zu 3.	-	0,44	1,01	0,62	-0,64	1,33	1,25	0,99	1,16	0,90	1,71
K, Ra	1. zu 2.	-0,99	-0,66	-2,64	-2,62	-2,65	-2,23	-1,26	-1,72	-0,19	0,25	0,47
	2. zu 3.	-	-1,40	-1,20	0,57	0,01	0,76	0,17	0,30	-0,51	0,01	0,11
K, WG	1. zu 2.	-	-0,80	-0,20	1,86	0,21	-0,30	0,09	-1,17	0,87	2,02	1,24
	2. zu 3.	-	0,89	1,33	-0,93	0,35	0,56	-0,37	0,94	0,66	-0,52	0,02

Tab. A5.6: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der Gesamtheit der anorganischen (H<sub>2</sub>O-, NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-, HCl-extrahierbarer S) S-Fractionen (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	-3,72	-4,00	-5,29	-6,35	-5,02	-4,83	-4,13	-3,86	-4,62	-3,72	-4,15
	2. zu 3.	-0,31	0,12	0,46	0,67	0,70	0,50	-0,03	-0,63	-0,51	-0,86	-0,41
M, WG	1. zu 2.	-	-4,82	-7,56	-5,05	-3,63	-6,42	-5,11	-4,72	-4,57	-4,74	-5,35
	2. zu 3.	-	0,93	1,86	1,20	0,04	1,72	1,09	0,86	0,79	0,04	0,89
K, Ra	1. zu 2.	-0,96	-1,46	-3,99	-4,27	-4,02	-3,95	-1,84	-2,57	-1,39	-0,42	-1,67
	2. zu 3.	-	-0,57	-1,16	0,63	0,06	0,60	-1,01	-0,46	-0,67	-0,74	-0,68
K, WG	1. zu 2.	-	-0,42	-2,89	-0,25	-2,28	-1,58	-2,10	-3,63	-0,73	-0,18	-0,73
	2. zu 3.	-	0,92	2,32	-0,25	1,02	0,53	-0,29	1,04	0,75	-1,09	-0,19

Tab. A5.7: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der Estersulfatfraktion (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	2,39	2,13	1,29	6,45	3,72	1,84	1,45	4,17	1,87	2,79	1,09
	2. zu 3.	1,75	1,62	2,29	1,20	2,88	2,45	2,31	0,95	2,33	1,41	2,62
M, WG	1. zu 2.	-	-3,47	-1,32	0,72	-1,79	-2,00	-0,61	1,48	1,31	3,20	5,12
	2. zu 3.	-	3,31	2,87	1,42	1,12	1,78	2,47	-0,81	1,23	-0,93	-0,01
K, Ra	1. zu 2.	-1,24	1,42	7,75	4,62	6,00	7,64	9,83	2,14	5,98	6,71	11,48
	2. zu 3.	-	-1,40	-2,83	2,49	2,36	-0,81	-0,61	5,66	-0,91	-2,80	-2,07
K, WG	1. zu 2.	-	-0,86	2,14	-6,39	-7,16	-0,88	-0,97	-1,11	0,34	-2,89	4,49
	2. zu 3.	-	1,48	-2,50	4,24	2,05	0,04	2,72	-2,19	-0,86	0,89	9,58

Tab. A5.8: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen der C-gebundenen S-Fraktion (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	2,99	1,87	2,99	-0,10	1,75	3,32	2,82	1,28	2,75	0,93	4,50
	2. zu 3.	-1,81	-1,73	-2,74	-1,87	-3,58	-2,76	-2,23	-0,36	-1,82	-0,55	-2,93
M, WG	1. zu 2.	-	6,11	7,35	4,79	6,96	8,67	6,75	3,24	3,76	1,43	0,57
	2. zu 3.	-	-2,03	-4,52	-2,74	-1,31	-3,67	-3,92	-1,07	-0,51	0,62	-0,89
K, Ra	1. zu 2.	1,74	0,04	-3,70	-1,99	-1,98	-2,48	-4,69	-3,65	-5,55	-4,96	-13,11
	2. zu 3.	-	1,97	3,95	-2,00	-0,26	-1,06	1,13	-2,77	1,17	-1,03	2,75
K, WG	1. zu 2.	-	3,64	5,42	3,85	9,44	2,47	3,06	4,73	0,29	2,21	0,05
	2. zu 3.	-	-1,77	0,18	-0,67	-3,07	-0,57	-2,43	0,49	0,11	0,20	0,78

Tab. A5.9: Wöchentliche Netto-Veränderungen in der Höhe der pH-Werte zwischen den Ernteterminen in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra	1. zu 2.	-0,36	-0,29	-0,27	-0,27	-0,29	-0,31	-0,33	-0,34	-0,32	-0,32	-0,33
	2. zu 3.	-0,04	-0,01	0,02	0,03	0,05	0,03	0,03	0,03	-0,01	-0,03	-0,05
M, WG	1. zu 2.	-	-0,12	-0,10	-0,16	-0,16	-0,18	-0,21	-0,22	-0,24	-0,23	-0,23
	2. zu 3.	-	0,04	0,02	0,04	0,05	0,06	0,05	0,04	0,00	0,00	-0,01
K, Ra	1. zu 2.	-0,17	-0,13	-0,13	-0,14	-0,13	-0,15	-0,12	-0,12	1,19	-0,12	-0,11
	2. zu 3.	-	-0,15	-0,05	-0,02	0,00	0,02	0,01	0,00	0,00	-0,01	-0,05
K, WG	1. zu 2.	-	-0,06	-0,08	-0,09	-0,11	-0,11	-0,11	-0,10	-0,10	-0,08	-0,07
	2. zu 3.	-	0,00	0,04	0,04	0,05	0,05	0,04	0,02	0,01	-0,02	-0,03

Tab. A5.10: Wöchentliche Netto-S-Flüsse zwischen den Ernteterminen Pflanzenentzüge (Wurzel, Spross, Gesamt) (in mg S kg<sup>-1</sup> Boden) in Abhängigkeit von dem verwandten Boden (M = mineralisch gedüngter Boden, K = Kompost gedüngter Boden), der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras), der Entfernung von der Wurzeloberfläche (mm 1 bis mm 18-21) und der Wachstumszeit (1. Termin = 3 Wochen, 2. Termin = 5 Wochen, 3. Termin = 8 Wochen)

Variante	Termin	S-Entzug der Pflanze		
		Wurzel	Spross	Gesamt
M, Ra	1. zu 2.	0,65	0,59	1,23
	2. zu 3.	0,04	-0,07	-0,03
M, WG	1. zu 2.	-0,35	0,06	-0,29
	2. zu 3.	0,60	0,42	1,03
K, Ra	1. zu 2.	0,37	0,12	0,49
	2. zu 3.	0,74	0,21	0,95
K, WG	1. zu 2.	-0,04	0,35	0,32
	2. zu 3.	0,29	0,57	0,86

Tab. A5.11: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,01	0,01	0,001	0,001
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,01	0,01	0,001	0,001
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	0,01
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,01	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,001	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	0,05	0,05	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E3	1	-	n.s.	0,05	0,05	0,01	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	2	n.s.	-	0,05	0,05	0,01	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	3	0,05	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,01	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,001	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.12: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,05	0,05
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,05	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,001	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, WG, E1	1	-	0,05	0,01	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	2	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	6-7	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.13: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) und mit Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]											
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21	
K, Ra, E3; K, WG, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	
M, Ra, E2; M, Ra, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	

n.s. = nicht signifikant

Tab. A5.14: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	n.s.	-	-	0,01	-
mm2	0,05	0,001	0,01	n.s.	0,001	0,01
mm3	0,05	0,001	0,001	0,05	0,05	0,05
mm4	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.
mm5	0,05	0,01	0,01	0,05	n.s.	n.s.
mm6-7	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,01
mm8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm10-11	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,001
mm12-13	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
mm14-17	n.s.	0,05	n.s.	0,01	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.15: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3									
mm1	E1	-	0,05	-	-	n.s.	0,05	-	-	n.s.	-	-	n.s.
	E2	0,05	-	-	n.s.	-	n.s.	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	0,05	n.s.	-	n.s.	-	-	n.s.	-	-
mm2	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm3	E1	-	n.s.	0,01	-	0,001	0,01	-	0,01	0,05	-	0,01	0,01
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,01	-	n.s.
	E3	0,01	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-
mm4	E1	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm5	E1	-	0,01	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001
	E2	0,01	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm6-7	E1	-	0,05	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001
	E2	0,05	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	0,05	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm8-9	E1	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	0,05	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,05	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	0,05	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,05	-	0,001	n.s.	-
mm10-11	E1	-	n.s.	0,01	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	0,01	0,05	-	n.s.	0,001	-	0,05	0,001	-	0,05
	E3	0,01	0,01	-	0,01	n.s.	-	0,001	0,05	-	0,001	0,05	-
mm12-13	E1	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001	-	0,01	0,01	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,001	-	0,01
	E3	0,001	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,01	0,01	-	0,001	0,01	-
mm14-17	E1	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,001	-	0,01	0,001
	E2	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,05	0,05	-	0,001	0,01	-	0,01
	E3	0,001	0,001	-	0,001	0,05	-	0,001	0,001	-	0,001	0,01	-
mm18-21	E1	-	n.s.	0,001	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	0,01	0,01	-	n.s.	n.s.	-	0,01	0,001	-	0,05
	E3	0,001	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,01	-	0,001	0,05	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.16: Signifikanzniveaus zwischen den H<sub>2</sub>O-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,05	-	-	0,05
mm2	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,001	0,01
mm3	n.s.	0,05	0,001	0,001	n.s.	n.s.
mm4	n.s.	n.s.	0,001	0,001	n.s.	0,05
mm5	n.s.	0,05	0,001	0,001	n.s.	0,05
mm6-7	0,01	0,01	0,01	0,001	0,05	0,01
mm8-9	0,05	0,05	0,001	0,01	0,05	0,01
mm10-11	n.s.	0,05	0,05	0,001	n.s.	0,001
mm12-13	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,01
mm14-17	0,01	0,01	0,001	0,01	0,001	0,001
mm18-21	0,05	0,05	0,01	0,01	0,01	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.17: Signifikanzniveaus zwischen den NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E3; K, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant

Tab. A5.18: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,05	0,01
	2	n.s.	-	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,05	0,01
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	n.s.	0,05
	4	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	5	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,01	n.s.	0,05
	6-7	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	10-11	0,01	0,01	0,01	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,01	0,01	0,01	0,05	0,01	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,01	0,01	0,05	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,01	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,05	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	0,05	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	0,01	0,01	0,05	0,05
	3	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	0,01	n.s.	0,001	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	-	n.s.	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.19: Signifikanzniveaus zwischen den NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>-extrahierbaren S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra, E1	1	-	n.s.	0,05	0,01	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	0,01	0,05	0,05	0,05	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,01	0,01	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
M, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	
M, WG, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	
M, Ra, E3; M, WG, E2; M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.20: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	0,05	-	-	0,001	-
mm2	n.s.	0,01	0,05	n.s.	0,001	n.s.
mm3	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm4	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm6-7	0,01	n.s.	n.s.	0,05	0,01	n.s.
mm8-9	0,05	0,05	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm10-11	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,01	n.s.
mm12-13	0,05	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.
mm14-17	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,01	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.21: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	n.s.	n.s.	0,05	-	-	0,001
mm2	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,001	0,001
mm3	0,05	0,001	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm4	0,01	0,01	0,001	0,001	0,01	0,001
mm5	0,01	0,05	0,01	0,05	0,01	0,05
mm6-7	0,01	0,001	0,001	0,01	0,001	0,01
mm8-9	0,001	0,001	0,01	0,05	0,001	0,01
mm10-11	0,01	0,001	0,05	0,001	0,001	0,001
mm12-13	0,001	0,001	0,001	0,05	0,001	0,001
mm14-17	n.s.	0,001	0,01	0,05	0,001	0,001
mm18-21	n.s.	0,001	0,001	0,01	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.22: Signifikanzniveaus zwischen den  $\text{NaH}_2\text{PO}_4$ -extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
mm1	E1	-	n.s.	-	-	n.s.	0,001	-	-	n.s.	-	-	n.s.
	E2	n.s.	-	-	n.s.	-	0,05	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	0,001	0,05	-	n.s.	-	-	n.s.	-	-
mm2	E1	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm3	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,01	0,05	-	0,01	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	0,01	0,01	-	n.s.	0,01	-	0,001	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	0,01	-	0,05	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm4	E1	-	0,01	n.s.	-	0,01	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,01	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,01	-	0,01
	E3	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-
mm5	E1	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,05	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,01	-	0,05
	E3	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,05	-
mm6-7	E1	-	0,05	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,01	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,05	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,01	-	0,05
	E3	n.s.	0,05	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,05	-
mm8-9	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,01	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	0,05	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm10-11	E1	-	0,01	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,05
	E2	0,01	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,05	0,001	-	0,01
	E3	n.s.	0,01	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,01	-
mm12-13	E1	-	0,01	n.s.	-	0,01	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	0,01	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm14-17	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,01	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,01	-	0,01	n.s.	-
mm18-21	E1	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,001	-	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.
	E2	n.s.	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,001	-	0,01
	E3	0,01	0,05	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.23: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch (M) gedüngten Bodens der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra, E1	1	-	n.s.	0,05	0,01	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,05	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	0,01	0,05	0,05	0,05	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,01	0,01	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, WG, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-
M, Ra, E3; M, WG, E2; M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.24: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des Kompost (K) gedüngten Bodens der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,05	0,01
	2	n.s.	-	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,05	0,01
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	n.s.	0,05
	4	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	5	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,01	n.s.	0,05
	6-7	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	10-11	0,01	0,01	0,01	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,01	0,01	0,01	0,05	0,01	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,01	0,01	0,05	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,01	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,05	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	0,05	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	0,01	0,01	0,05	0,05
	3	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	0,01	n.s.	0,001	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	-	n.s.	-	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.25: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des Kompost (K) gedüngten Bodens der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E3, K, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant

Tab. A5.26: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	n.s.
mm2	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm3	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01
mm4	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.
mm5	0,01	0,01	n.s.	0,01	n.s.	n.s.
mm6-7	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm10-11	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
mm12-13	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
mm14-17	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.27: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
mm1	E1	-	n.s.	-	-	n.s.	0,001	-	-	n.s.	-	-	n.s.
	E2	n.s.	-	-	n.s.	-	0,05	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	0,001	0,05	-	n.s.	-	-	n.s.	-	-
mm2	E1	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm3	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,01	0,05	-	0,01	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	0,01	0,01	-	n.s.	0,01	-	0,001	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	0,01	-	0,05	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm4	E1	-	0,01	n.s.	-	0,01	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,01	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,01	-	0,01
	E3	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-
mm5	E1	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,05	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,01	-	0,05
	E3	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,05	-
mm6-7	E1	-	0,05	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,01	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	0,05	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,01	-	0,05
	E3	n.s.	0,05	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,05	-
mm8-9	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,01	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	0,05	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm10-11	E1	-	0,01	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,05
	E2	0,01	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,05	0,001	-	0,01
	E3	n.s.	0,01	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,01	-
mm12-13	E1	-	0,01	n.s.	-	0,01	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	0,01	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-
mm14-17	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,01	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,01	-	0,01	n.s.	-
mm18-21	E1	-	n.s.	0,01	-	0,01	0,001	-	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.
	E2	n.s.	-	0,05	0,01	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,001	-	0,01
	E3	0,01	0,05	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.28: Signifikanzniveaus zwischen den HCl-extrahierbaren S-Gehalten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	0,001	0,01	0,001	-	-	0,001
mm2	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	0,001
mm3	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm4	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm5	0,001	0,001	0,001	0,05	0,001	0,001
mm6-7	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm8-9	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm10-11	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveau

Tab. A5.29: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -, HCl-extrahierbarer S) S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, WG, E1; M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant

Tab. A5.30: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbarer S) S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (M) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
M, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,01	0,01
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,01	0,01
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,01	0,001	0,001
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,05	0,001	0,001
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05
	8-9	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,01	0,01	0,001	0,001	0,05	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,01	0,01	0,001	0,001	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,01	0,01	0,001	0,001	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, Ra, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,01
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
	4	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.31: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbarer S) S-Gehalten des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	n.s.	-	-	0,01	-
mm2	0,01	0,01	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm3	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001
mm4	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,01
mm5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm6-7	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm10-11	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05
mm12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05
mm14-17	n.s.	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.32: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbarer S) S-Gehalten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	0,001	0,01	0,001	-	-	0,001
mm2	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm3	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm4	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm5	0,001	0,001	0,001	0,01	0,001	0,001
mm6-7	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm8-9	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm10-11	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01

0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.33: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbarer S) S-Gehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E1	1	-	n.s.	0,05	0,05	0,01	0,001	0,01	0,001	0,01	n.s.	0,001
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,05	0,05	n.s.	0,05
	3	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	0,001	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,05	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	0,05	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	0,05
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, WG, E1; K, WG, E2; K, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.34: Signifikanzniveaus zwischen den anorganischen ( $H_2O$ -,  $NaH_2PO_4$ -,  $HCl$ -extrahierbarer S) S-Gehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
mm1	E1	-	n.s.	-	-	0,001	0,001	-	-	n.s.	-	-	n.s.
	E2	n.s.	-	-	0,001	-	n.s.	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	0,001	n.s.	-	n.s.	-	-	n.s.	-	-
mm2	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,01	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	0,05
	E3	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,05	-
mm3	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,01	-	0,05	n.s.	-	0,001	0,01
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,01	n.s.	-
mm4	E1	-	0,01	0,01	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,01
	E2	0,01	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-
mm5	E1	-	0,05	0,05	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm6-7	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,01	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	0,01
	E3	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,01	-
mm8-9	E1	-	n.s.	0,05	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,05	-	0,001	0,01
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-
mm10-11	E1	-	n.s.	0,05	-	0,01	0,001	-	0,001	0,05	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,05
	E3	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,001	0,05	-
mm12-13	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,05
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-
mm14-17	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,05	0,01
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	0,05	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	0,05	-	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.	-
mm18-21	E1	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.35: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (m) und des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, WG, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
K, Ra, E1; K, Ra, E2; K, Ra, E3; K, WG, E2; K, WG, E3;	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, Ra, E1; M, Ra, E2; M, Ra, E3; M, WG, E1; M, WG, E2	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05 = Signifikanzniveau

Tab. A5.36: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	-
mm2	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm3	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm4	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,05
mm5	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,01	0,05
mm6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
mm12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
mm14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.37: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	0,001	0,01	0,05	-	-	n.s.
mm2	0,01	0,001	0,01	0,05	0,05	0,05
mm3	0,001	0,01	0,001	0,05	0,05	n.s.
mm4	0,01	0,001	n.s.	0,05	0,001	0,001
mm5	0,001	0,001	0,001	0,05	0,001	0,05
mm6-7	0,01	0,001	0,001	0,01	0,05	0,01
mm8-9	0,001	0,01	0,05	n.s.	n.s.	0,01
mm10-11	0,001	0,01	n.s.	0,05	0,01	n.s.
mm12-13	0,01	0,01	0,01	0,05	0,001	0,05
mm14-17	0,01	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
mm18-21	0,05	0,05	0,001	n.s.	0,05	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.38: Signifikanzniveaus zwischen den Estersulfatgehalten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
mm1	E1	-	n.s.	-	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	-	-	0,01
	E2	n.s.	-	-	n.s.	-	n.s.	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	-	-	0,01	-	-
mm2	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm3	E1	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm4	E1	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,05	n.s.	-	n.s.
	E3	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-
mm5	E1	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,01	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	0,05	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm6-7	E1	-	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	0,01	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm8-9	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm10-11	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm12-13	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm14-17	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm18-21	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.39: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	-
mm2	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm3	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm4	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
mm5	n.s.	n.s.	0,01	0,05	0,05	n.s.
mm6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
mm18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05 = Signifikanzniveau

Tab. A5.40: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	0,001	0,001	0,001	-	-	0,001
mm2	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm3	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm4	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm5	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm6-7	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm8-9	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm10-11	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001

0,001 = Signifikanzniveau

Tab. A5.41: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und dem Abstand von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3									
mm1	E1	-	n.s.	-	-	n.s.	n.s.	-	-	n.s.	-	-	n.s.
	E2	n.s.	-	-	n.s.	-	n.s.	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	-	-	n.s.	-	-
mm2	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm3	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,05
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-
mm4	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm5	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm6-7	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,01	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm8-9	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-	n.s.
	E3	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-
mm10-11	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm12-13	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm14-17	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									
mm18-21	E1	-	n.s.	n.s.									
	E2	n.s.	-	n.s.									
	E3	n.s.	n.s.	-									

n.s. = nicht signifikant; 0,05 und 0,01 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.42: Signifikanzniveaus zwischen den Gehalten an C-gebundenem S der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (m) und des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]											
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21	
K, Ra, E1; K, Ra, E2; K, Ra, E3; K, WG, E1; K, WG, E2; K, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	
M, Ra, E1; M, Ra, E2; M, Ra, E3; M, WG, E1; M, WG, E2; M, WG, E3	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.						
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	

n.s. = nicht signifikant

Tab. A5.43: Signifikanzniveaus zwischen den Sprossentzügen (SE) und den Wurzelentzügen (WE) des Rapses (Ra) und des Weidelgrases (WG) nach verschiedenen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von dem Boden (M = mineralisch gedüngt, K = Kompost gedüngt)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
SE	E1	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001
	E2	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,001
	E3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-
WE	E1	-	n.s.	0,01	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	E2	n.s.	-	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05
	E3	0,01	0,05	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.44: Signifikanzniveaus zwischen den Sprossentzügen (SE) und den Wurzelentzügen (WE) des Rapses (Ra) und des Weidelgrases (WG) auf mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngtem Boden in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

	SE			WE		
	E1	E2	E3	E1	E2	E3
K	0,001	0,001	0,001	n.s.	n.s.	0,001
M	0,001	0,001	0,001	n.s.	0,05	0,05
Ra	0,01	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,01
WG	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	0,05	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.45: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten des mineralisch (M) und Kompost (K) gedüngten Bodens nach verschiedenen langen Wachstumszeiten (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen) in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und des Abstandes von der Wurzeloberfläche (mm1 bis mm18-21)

		Ra						WG					
		K			M			K			M		
		E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3	E1	E2	E3
mm1	E1	-	0,001	-	-	0,001	0,001	-	-	n.s.	-	-	0,05
	E2	0,001	-	-	0,001	-	0,05	-	-	-	-	-	-
	E3	-	-	-	0,001	0,05	-	n.s.	-	-	0,05	-	-
mm2	E1	-	0,05	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,05	-	0,01	0,05
	E2	0,05	-	0,01	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,01	-	n.s.
	E3	0,001	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,05	n.s.	-	0,05	n.s.	-
mm3	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	n.s.	-	0,01	0,05
	E2	0,001	-	0,001	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,01	-	n.s.
	E3	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	-	0,05	n.s.	-
mm4	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,01	n.s.	-	0,001	0,05
	E2	0,001	-	0,05	0,001	-	n.s.	0,01	-	0,05	0,001	-	0,05
	E3	0,001	0,05	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,05	-	0,05	0,05	-
mm5	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,01	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,01	0,001	-	0,01
	E3	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01	-	0,001	0,01	-
mm6-7	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,001	n.s.	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,01	0,001	-	0,001
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	n.s.	-	n.s.	0,01	-	0,001	0,001	-
mm8-9	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,001	0,05	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,05	0,001	-	0,01
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,05	0,05	-	0,001	0,01	-
mm10-11	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,01	0,05	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	0,01	0,01	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	0,01	-	0,05	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm12-13	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,01	0,01	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,01	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm14-17	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	n.s.	0,001	-	n.s.	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	n.s.	-	0,001	n.s.	-	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-
mm18-21	E1	-	0,001	0,001	-	0,001	0,001	-	0,05	0,01	-	0,001	0,001
	E2	0,001	-	0,01	0,001	-	0,01	0,05	-	n.s.	0,001	-	n.s.
	E3	0,001	0,01	-	0,001	0,01	-	0,01	n.s.	-	0,001	n.s.	-

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.46: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001	0,001	0,001
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	8-9	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	0,01	0,001	0,001
	10-11	0,01	0,01	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	0,001	0,001
	12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	n.s.	0,01
	14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	-
	18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	-
K, Ra, E2	1	-	n.s.	0,01	0,01	0,001						
	2	n.s.	-	n.s.	0,05	0,05						
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,001
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,001
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,01	0,001
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,01	0,001
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,01	n.s.	0,01	0,01	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01
	14-17	0,01	0,05	0,01	0,01	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	18-21	0,001	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	0,01	n.s.
K, Ra, E3	1	-	n.s.									
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05
	3	n.s.	n.s.	-	0,05	0,05	0,05	0,05	0,01	0,01	0,01	0,05
	4	n.s.	n.s.	0,05	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,01	0,001	n.s.
	5	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.
	6-7	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	0,05	0,01	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	0,05	0,01	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	0,05	0,01	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	18-21	n.s.	0,05	0,05	n.s.	-						
K, WG, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	2	n.s.	-	n.s.								
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,01	n.s.	0,05	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
	18-21	0,05	n.s.	-								

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.47: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (m) und des Kompost (K) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]										
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21
K, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.	0,05							
	3	-	n.s.	-	n.s.	0,01						
	4	-	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001
	6-7	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001
	8-9	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,01
	10-11	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05
	12-13	-	n.s.	-	n.s.	n.s.						
	14-17	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-
18-21	-	0,05	0,01	0,01	0,01	0,001	0,01	0,01	0,05	n.s.	n.s.	-
K, WG, E3	1	-	n.s.									
	2	n.s.	-	n.s.								
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	
M, Ra, E1	1	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001	0,001
	6-7	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	0,001	0,001	0,001
	8-9	0,05	0,01	0,01	0,01	0,05	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001
	10-11	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001
	12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.	0,001
	14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.
18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	n.s.	-	
M, Ra, E2	1	-	0,05	0,01	0,01	0,01	0,001	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001
	2	0,05	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001
	3	0,01	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001
	4	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001
	5	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001
	6-7	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,001	0,001
	8-9	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001	0,001
	10-11	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,05	0,001
	12-13	0,001	0,01	0,05	0,05	0,05	n.s.	0,05	n.s.	-	n.s.	0,01
	14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05	n.s.	-	n.s.
18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.48: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten der verschiedenen Abstände von der Wurzeloberfläche des mineralisch (m) gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (E1 = 3 Wochen, E2 = 5 Wochen, E3 = 8 Wochen)

		Entfernung von der Wurzeloberfläche [mm]											
		1	2	3	4	5	6-7	8-9	10-11	12-13	14-17	18-21	
M, Ra, E3	1	-	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
	2	0,01	-	n.s.	n.s.	0,01	0,05	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	
	3	0,001	n.s.	-	n.s.								
	4	0,001	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	5	0,001	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	6-7	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	8-9	0,001	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	0,001	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.						
	14-17	0,001	n.s.	-	n.s.	n.s.							
18-21	0,001	0,05	n.s.	-									
M, WG, E1	1	-	n.s.	0,05	0,001	0,001							
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,001	0,001	0,001
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,01	0,001	0,001
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,001	0,001
	12-13	n.s.	0,05	0,05	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	0,01	0,01
	14-17	0,05	0,001	0,001	0,01	0,001	0,001	0,01	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,01	n.s.	-	-	
M, WG, E2	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	2	-	-	n.s.									
	3	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	4	-	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	5	-	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.						
	6-7	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01
	8-9	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01
	10-11	-	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05
	12-13	-	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05						
	14-17	-	n.s.	-	n.s.	n.s.							
18-21	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	0,01	0,05	0,05	n.s.	-	
M, WG, E3	1	-	n.s.										
	2	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	3	n.s.	n.s.	-	n.s.								
	4	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.							
	5	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.
	6-7	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.
	8-9	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	10-11	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.
	12-13	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	0,05	0,05	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.	n.s.
	14-17	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	-	n.s.	n.s.
18-21	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	n.s.	-	

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.49: Signifikanzniveaus zwischen den pH-Werten des mineralisch und Kompost gedüngten Bodens in Abhängigkeit von der Bewuchsart (Ra = Raps, WG = Weidelgras) und der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Bodeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	Ra	WG	Ra	WG	Ra	WG
mm1	0,001	0,001	0,001	-	-	0,01
mm2	0,001	0,001	0,001	0,001	0,05	0,001
mm3	0,001	0,001	0,001	0,01	0,001	0,001
mm4	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm5	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm6-7	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm8-9	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm10-11	0,001	0,01	0,001	0,001	0,001	0,001
mm12-13	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm14-17	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001
mm18-21	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001	0,001

0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

Tab. A5.50: Signifikanzniveaus zwischen pH-Werten des Kompost (K) und mineralisch (M) gedüngten Bodens unter verschiedenem Bewuchs (Raps, Weidelgras) in Abhängigkeit von der Dauer des Pflanzenwachstums (Ernte 1 = 3 Wochen, Ernte 2 = 5 Wochen, Ernte 3 = 8 Wochen)

	Pflanzeneinfluss					
	Ernte 1		Ernte 2		Ernte 3	
	M	K	M	K	M	K
mm1	n.s.	0,001	-	-	0,001	-
mm2	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm3	n.s.	0,001	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm4	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	0,001	0,001
mm5	n.s.	n.s.	0,001	n.s.	0,01	0,001
mm6-7	n.s.	n.s.	0,01	n.s.	0,01	0,01
mm8-9	0,05	0,05	0,001	n.s.	0,001	0,05
mm10-11	0,001	n.s.	0,01	n.s.	0,05	0,05
mm12-13	0,05	n.s.	0,05	n.s.	0,05	0,05
mm14-17	0,01	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.
mm18-21	0,05	n.s.	n.s.	n.s.	0,01	n.s.

n.s. = nicht signifikant; 0,05; 0,01 und 0,001 = Signifikanzniveaus

## **Danksagung**

Herrn Professor Dr. Heinrich Wilhelm Scherer und Herrn Privatdozent Dr. Gerhard Welp danke ich für die Überlassung dieses interessanten Themas und die fortwährende Betreuung während der vergangenen Jahre.

Herrn Addi Kiener danke ich ganz herzlich für die vielen tausend ICP-Messungen sowie die immerwährende Hilfsbereitschaft. Für die große Hilfsbereitschaft und das Abdrehen etlicher Bodenproben danke ich ebenso herzlich Herrn Harindranath Bambarandage-Perera. Die guten Ideen und Kontakte dieser beiden haben einige Arbeiten erleichtert!

Frau Deborah Rupprecht danke ich ganz herzlich für die Bereitschaft, sich in die Aufgaben einer Strahlenschutzbeauftragten einzuarbeiten und so die Arbeiten im Isotopenlabor zu ermöglichen.

Großen Dank schulde ich außerdem Herrn Dr. Thomas Pütz und seinen Mitarbeitern vom Forschungszentrum Jülich. Ohne die freundliche Unterstützung bei der Durchführung einiger radioaktiver Messungen wären nicht alle Versuche in der vorliegenden Fassung möglich gewesen.

Ganz herzlich danken möchte ich auch Herrn Dr. Georg Nover vom Mineralogischen Institut der Uni Bonn für die immerwährende Hilfsbereitschaft und die Bereitstellung einiger Geräte, welche zur Durchführung der Arbeiten unabdingbar waren.

Meinen Kollegen und Mitarbeitern in den Fachbereichen Pflanzenernährung und Bodenwissenschaften danke ich für die gute Arbeitsatmosphäre. Hervorheben möchte ich Frau Waltraud Köhler, Frau Waltraud Schäfer, Frau Ute Arnold, Herrn Dr. Tom Eichert, Frau Brigitte Paetz und Herrn Markus Förster, die immer ein offenes Ohr hatten und bereitwillig mit Rat und Tat zur Seite standen. Besonders hervorheben möchte ich Frau Dr. Moni Wimmer. Vielen Dank für die Unterstützung und die vielen guten Ratschläge!

Für die Finanzierung der Arbeit bzw. der Tagungsteilnahmen danke ich der Deutschen Forschungsgesellschaft (DFG), dem Verein zur Förderung der Agrikulturchemie sowie der Uni Bonn für das Übergangs- und das Graduiertenstipendium.

Edith, Siebelt und Frank Siebelts danke ich, dass sie dafür gesorgt haben, dass ich während all der Laborarbeit die praktische Landwirtschaft nicht ganz aus den Augen verloren habe.

Jasmin Kühn danke ich für das aufwändige Korrekturlesen sowie allen übrigen Freunden und Bekannten für die moralische Anteilnahme.

Den größten Dank schulde ich aber meinen Eltern sowie meinen Brüdern Matthias und Johannes! Danke für die Unterstützung, Geduld, Anteilnahme und Hilfe in jeglicher Hinsicht!

Ob eine Sache gelingt, erfährst du nicht,  
wenn du darüber nachdenkst,  
sondern wenn du es ausprobierst.

## Im Rahmen dieser Schriftenreihe sind bisher erschienen:

1. Joachim Clemens: Lachgasemissionen aus Fäkalien. ISBN 3-933865-00-X; 10,- EURO
2. Anni Neu: Stickstoff-Immobilisations- und Mineralisationsprozesse im Boden während der Nachernte-Phase unter besonderer Berücksichtigung der mikrobiellen Biomasse. ISBN 3-933865-01-8; 10,- EURO
3. Monika Wimmer: Untersuchungen zur Funktion von Bor im Apoplasten der Ackerbohne (*Vicia faba* L.). ISBN 3-933865-02-6; 10,- EURO
4. Jürgen Roßbach: Einfluß von Ausgangsmaterial und Rottegrad auf N-Fractionen und N-Wirkung von Komposten. ISBN 3-933865-03-2; 10,- EURO
5. Uwe Pihl: Bodenchemische Parameter als Prognose-kriterien des potentiellen Phosphat-Austrags in Drän- und Grundwasser. ISBN 3-933865-05-0; 15,- EURO
6. Ulrich Ortseifen: Untersuchungen zur Variabilität und Stabilität der leicht löslichen organischen Stickstofffraktion in sandigen Böden des Münsterlandes sowie deren Eignung als Kriterium für das N-Nachlieferungs-potential in der  $N_{\min}$ -gestützten Düngungs-empfehlung. ISBN 3-933865-06-9; 15,- EURO
7. Udo Knauff: Umsetzung organischer Schwefelverbindungen in der Rhizosphäre verschiedener landwirtschaftlicher Kulturpflanzen. ISBN 3-933865-04-2; 15,- EURO
8. Thomas Eichert: Untersuchungen zur Aufnahme gelöster Stoffe durch Stomata. ISBN 3-933865-07-7; 15,- EURO
9. Maren Frost: Bedeutung des Mykorrhiza-Pilzes *Glomus mosseae* für die Mobilisierung des spezifisch gebundenen Ammoniums. ISBN 3-933865-08-5; 15,- EURO
10. Bert Jaeger Kennzeichnung von Störungen im Fe-Stoffwechsel bei Sonnenblumen (*Helianthus annuus* L.) und Mais (*Zea mays* L.) auf Carbonatböden und deren Behebung durch physiologisch aktives Sulfat nach dem "CULTAN"-Verfahren. ISBN 3-933865-09-3; 15,- EURO
11. Manfred Trimborn: Denitrifikation, Produktion und Abbau von  $N_2O$  in Stauwasserböden. ISBN 3-933865-10-7; 15,- EURO
12. Sebastian Wulf: Untersuchung der Emission von  $NH_3$ ,  $N_2O$  und  $CH_4$  nach der Ausbringung von Kofermentationsrückständen in der Landwirtschaft. ISBN 3-933865-11-5; 15,- EURO
13. Dolors Baget-Pomés: Pflanzenbehandlungs- und Pflanzenschutzmittel in Kombination mit dem „CULTAN“-Verfahren. ISBN 3-933865-12-3; 10,- EURO
14. Manfred Trimborn, Heiner Goldbach, Joachim Clemens, Carsten Cuhls, Andreas Breeger (2003): Reduktion von klimawirksamen Spurengasen in der Abluft von Biofiltern auf Bioabfallbehandlungsanlagen. ISBN 3-933865-30-1; 10,- EURO
15. Ahmet Aydogan: Untersuchungen zur Aufnahme ausgewählter Blattdünger in verschiedene Kulturpflanzen. ISBN 3-933865-31-X; 15,- EURO
16. S. Wulf, A. Brenner, J. Clemens, H. Döhler, P. Jäger, K-H Kromer, M. Maeting, C. Rieger, I. Schumacher, M. Tschepe, R. Vandr , P. Weiland: Untersuchung der Emission direkt und indirekt wirksamer Spurengase während der Lagerung und nach der Ausbringung von Kofermentations-rückständen sowie Entwicklung von Minderungsmaßnahmen. ISBN 3-933865-32-8; 20,- EURO
17. Maria M. Sonntag (2003): Accelerated Microbial Degradation of Fenamiphos (a.i. Nemacur®) in Soils: Soil Recovery Study with Identification of Some Microorganisms Responsible for Degradation. ISBN 3-933865-33-6; 15,- EURO

18. Volker Kühnen (2004): Schwermetallflüsse und -bilanzen auf ausgewählten landwirtschaftlichen Betrieben unterschiedlicher Produktionsrichtungen. ISBN 3-933865-13-1; 20,- EURO
19. Jean Pierre Irénée Bognonkpe (2004): Effect of Land Use on Soil N Dynamics at Watershed Scale in Africa. ISBN 3-937941-00-2; 15,-EURO
20. Maria Högbe (2004): Entwicklung eines Depotdüngers im Zierpflanzenbau. ISBN: 3-937941-01-0; 20,-EURO
21. A. Bastian, C. Bornemann, M. Hachenberg, M. Oldenburg, M. Schmelzer, A. Butzen, F. Werres, P. Balsaa, R.J. Schneider, J.M. Kaub, J. Londong, J. Simons, J. Clemens, A. Rechenburg, M. Högbe (2005): Nährstofftrennung und -verwertung in der Abwassertechnik am Beispiel der „Lambertsmühle“. ISBN 3-937941-02-9; 20,- EURO
22. Svea Pacyna (2005): Bedeutung des Schwefels für den Ferredoxin- und Leihämoglobin-Gehalt sowie die Energieversorgung in N<sub>2</sub>-fixierenden Leguminosen. ISBN: 3-937941-03-7; 20,- EURO
23. Keshab Raj Pande (2005): Managing seasonal soil N-dynamic in rice-wheat rotation systems of Nepal. ISBN 3-937941-04-5; 15,- EURO
24. Gustave Dieudonné Dagbenonbakin (2005): Productivity and water use efficiency of important crops in the Upper Oueme Catchment: influence of nutrient limitations, nutrient balances and soil fertility. ISBN 3-937941-05-3; 15,- EURO
25. Kay Domeyer (2006): An- und Abreicherung von Schwermetallen in der Rhizosphäre und deren Entzug durch landwirtschaftliche Kulturpflanzen unter besonderer Berücksichtigung der Aspekte einer Phytosanierung. ISBN 3-937941-07-X; 20,- EURO
26. Frank Gresens (2006): Untersuchungen zum Wasserhaushalt ausgewählter Pflanzenarten im Drâa-Tal – Südost Marokko. ISBN 3-937941-09-6; 15,- EURO
27. Frank Mussgnug (2006): Potassium management in intensive, rice-based cropping systems on degraded soils in the Red River Delta of Vietnam: ISBN 3-937941-10-X; 15,- EURO
28. Deutscher Tropentag (2006): Prosperity & Poverty in a globalized world: Challenges for Agricultural Research, book of Abstracts, ISBN-3-937941-08-8; 20,- EURO
29. Mohamed A. Hashim (2007): Differential degradation of the chiral pesticide metolachlor in soils and waters with different metabolic potential. ISBN 3-937941-12-6; 15,- EURO
30. Therese Hintemann (2007): Entwicklung, Optimierung, Validierung und Automatisierung eines Immunoassays zur sensitiven Detektion des endokrinen Disruptors 17 $\beta$ -Östradiol im Wasserkreislauf. ISBN 3-937941-11-8; 15,- EURO
31. SANSED-Projekt (2008): Proceedings of the International SANSED workshop: Decentralised water treatment systems and beneficial reuse of generated substrates. ISBN 3-937941-14-2, (ab Dezember 2008/ Januar 2009 neue Auflage verfügbar); 20,- EURO
32. Christoph Leufen (2008): Einfluss differenzierter Formen und Platzierungen der N-Mineraldüngung zu Kartoffeln auf Ertragsbildung und N-Aufnahme unter besonderer Berücksichtigung des „CULTAN“-Verfahrens. ISBN 3-937941-15-0; 20,- EURO
33. Elisabeth Nambiro (2008): Trends in land use and agricultural intensification in Kakamega, Western Kenya. ISBN 3-937941-16-9; 15,- EURO
34. M. Becker, S. Wulf, F. Asch, B. Schütt, S. Amini (2007): CD DIES-Seminar: Proposal Writing for International Research Projects – a guide for teachers - prepared for German Academic Exchange Service (DAAD). ISBN 3-937941-13-4, (2008 Update bald verfügbar); 2,50 EURO

35. Haben Asgedom Tedla (2008): Availability and site-specific management of nutrients for barley production on calcareous soil of northwest Syria. ISBN 3-937941-17-7; 15,- EURO
36. Lydia Morche (2008): S-Flüsse und räumliche Veränderungen anorganischer und organischer Schwefelfractionen im Boden sowie deren An- und Abreicherung in der Rhizosphäre landwirtschaftlicher Kulturpflanzen unter partiellem Einsatz des Radioisotops <sup>35</sup>S. ISBN 3-937941-18-5; 20,- EURO

Die Bände sind im Selbstverlag erschienen und können bezogen werden über:

Verein zur Förderung der Agrikulturchemie e.V.

c/o Institut für Pflanzenernährung

Karlrobert-Kreiten-Straße 13

53115 Bonn

Tel.: ++49 228 732851

Fax: ++49 228 732489