

Fachgebiet Bodenbiologie und Pflanzenernährung
Fakultät Ökologische Agrarwissenschaften
Universität Kassel

**Wirkung von Ernterückständen transgener Pflanzen
auf die mikrobielle C- und N-Transformation in
landwirtschaftlich genutzten Böden am Beispiel von
Bt-Mais**

Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades eines
Doktors der Agrarwissenschaften
- Dr. agr. -

vorgelegt von
Dipl. Ing. agr. Katja Roose
geboren in Berlin, Deutschland

1. Prüfer: Prof. Dr. R. G. Jörgensen
2. Prüfer: Prof. Dr. T. Müller

Witzenhausen, 06. Februar 2006

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	1
2	Versuchsaufbau, Material und Methoden	4
2.1	Pflanzliches Versuchsmaterial	4
2.2	Freilandversuch mit Mikrokosmen	7
2.3	Freilandversuch zur Quantifizierung der Streumineralisation	9
2.4	Inkubationsversuch bei drei unterschiedlichen Temperaturen.....	10
2.5	Inkubationsversuch mit drei landwirtschaftlich genutzten Böden.....	11
2.6	Bodenatmung	14
2.6.1	Bodenatmung in den Laborversuchen	14
2.6.2	Bodenatmung im Freiland	15
2.7	Ergosterolgehalt	16
2.8	Adenylategehalt	17
2.9	Mikrobieller Kohlenstoff und Stickstoff.....	19
2.10	Isotopenfeinvariationsanalytik $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ (Festsubstanz und K_2SO_4)	21
2.11	Gesamtkohlenstoff- und Gesamtstickstoffgehalt	23
2.12	Mineralischer Stickstoff.....	23
2.13	Statistik.....	24
3	Ergebnisse	25
3.1	Ergebnisse des Freilandversuches mit Mikrokosmen.....	25
3.1.1	Respirationsraten im Freiland.....	25
3.1.2	Bilanzierung des mineralischen Stickstoffs aus den Mikrokosmen	31
3.1.3	Abschlussanalyse der Mikrokosmen	33
3.2	Ergebnisse zur Quantifizierung der Streumineralisation im Freiland.....	37
3.3	Ergebnisse des Inkubationsversuches bei verschiedenen Temperaturen.....	39
3.4	Ergebnisse des Inkubationsversuchs mit verschiedenen Böden	52
4	Diskussion.....	70
4.1	Kohlenstoffdynamik beim Abbau von Maisstreu	70
4.2	Stickstoffdynamik beim Abbau von Maisstreu.....	79
4.3	Einfluss des Bt-Gehaltes der Maisstreu auf mikrobielle Messgrößen	81

5	Zusammenfassung.....	85
6	Abstract	86
7	Quellen	87
8	Anhang	94

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Bt-Gehalte der Maissorten (Streu 2002).	5
Tabelle 2:	Inhaltsstoffbestimmung Maisstreu von 2001 [% in Trockenmasse].....	6
Tabelle 3:	Gesamt-C und -N [%] & löslicher Kohlenstoff und Stickstoff der Maisstreu [mg g^{-1}].	6
Tabelle 4:	Eingangsbestimmung des Bodens vom Standort Meierbreite.	11
Tabelle 5:	Eingangsbestimmung des Bodens Allerberg Acker.....	12
Tabelle 6:	Eingangsbestimmung des Bodens Westerberg Acker.....	13
Tabelle 7:	Eingangsbestimmung des Bodens Griserde Acker.	14
Tabelle 8:	3. Staffel (2004) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$].	29
Tabelle 9:	CO_2 -Austrag aus den Mikrokosmen.	30
Tabelle 10:	Bilanzierung des mineralischen Stickstoffs aus den Mikrokosmen.....	32
Tabelle 11:	Gegenüberstellung von N-Eintrag und -Austrag.....	33
Tabelle 12:	Abschlussanalyse der Mikrokosmen im Freiland.	35
Tabelle 13:	C_{mik} , N_{mik} und Gesamt-C/-N aus der Abschlussanalyse.....	36
Tabelle 14:	Maisstreuverlust [$\text{mg Streu-C g}^{-1} \text{ TB}$] im Jahresverlauf von $16,6 \text{ mg Streu-C-Zugabe g}^{-1} \text{ TB}$	37
Tabelle 15:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 5°C	40
Tabelle 16:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 15°C	40
Tabelle 17:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 25°C	41
Tabelle 18:	p-Werte der Respirationsraten im INK bei verschiedenen Temperaturen.	43
Tabelle 19:	ATP-Gehalt, Σ Gesamtadenylate, AEC nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.	44
Tabelle 20:	p-Werte der Adenylatebestimmung nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.	45
Tabelle 21:	Ergosterolgehalt, C_{mik} , N_{mik} nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.	45
Tabelle 22:	p-Werte der Ergosterol- und C_{mik} - und N_{mik} -Bestimmung nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.	46

Tabelle 23:	C-Summen und C ₄ im INK bei verschiedenen Temperaturen.....	47
Tabelle 24:	Maisstreuverlust nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen... ..	48
Tabelle 25:	p-Werte von C-Summen, Maisstreuverlust und C ₄ im INK bei verschiedenen Temperaturen.	49
Tabelle 26:	Werte der Isotopenfeinvariationsanalytik ¹³ C/ ¹² C nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.	51
Tabelle 27:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Allerberg bei 15°C....	53
Tabelle 28:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Westerberg bei 15°C. 53	
Tabelle 29:	Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Griserde bei 15°C.	54
Tabelle 30:	p-Werte der Respirationsraten im INK mit verschiedenen Böden.....	56
Tabelle 31:	ATP-Gehalt, Σ Gesamtadenylate, AEC nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	58
Tabelle 32:	p-Werte der Adenylatebestimmung nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	58
Tabelle 33:	Ergosterolgehalt, C _{mik} , N _{mik} nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	59
Tabelle 34:	p-Werte der Ergosterol- und C _{mik} - und N _{mik} -Bestimmung nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	62
Tabelle 35:	C-Summen und C ₄ im INK mit verschiedenen Böden.....	63
Tabelle 36:	Maisstreuverlust nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.....	66
Tabelle 37:	p-Werte von C-Summen, Maisstreuverlust und C ₄ im INK mit verschiedenen Böden.	67
Tabelle 38:	Werte der Isotopenfeinvariationsanalytik ¹³ C/ ¹² C nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	69
Tabelle 39:	Mengenangaben der Streueinmischung in den Versuchen.	94
Tabelle 40:	1. Jahr (2002 / 2003) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2\text{ m}^{-2}\text{ h}^{-1}$]. ..	95
Tabelle 41:	2. Jahr (2003 / 2004) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2\text{ m}^{-2}\text{ h}^{-1}$]. ..	96
Tabelle 42:	¹³ C/ ¹² C PDB [‰] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.	97
Tabelle 43:	Gesamtkohlenstoff [%] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.	97
Tabelle 44:	Gesamtstickstoff [%] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.	98

Tabelle 45:	$C_{\text{total}}/N_{\text{total}}$ der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.	98
Tabelle 46:	C_{total} , N_{total} und C_t/N_t nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.	99

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1:	Respirationsraten im Freiland im 1. Jahr.	26
Abb. 2:	Respiration mit und ohne Streuzugabe im 1. Jahr.....	27
Abb. 3:	Respirationsraten im Freiland im 2. Jahr.	27
Abb. 4:	Respiration mit und ohne Streuzugabe im 2. Jahr.....	28
Abb. 5:	Respirationsraten im Freiland / 3. Staffel.	29
Abb. 6:	C-Eintrag versus maisbürtiger CO ₂ -C-Austrag [kg ha ⁻¹ a ⁻¹].	30
Abb. 7:	Maisstreuverlust im Freiland [%].....	38
Abb. 8:	Maisstreuverlust [mg Streu-C g ⁻¹ TB] versus Temperatur.....	38
Abb. 9:	Respirationsraten bei 5°C.....	41
Abb. 10:	Respirationsraten bei 15°C.....	42
Abb. 11:	Respirationsraten bei 25°C.....	42
Abb. 12:	C-Verlust nach Isermeyermethode, Technik der stabilen Isotope ¹³ C/ ¹² C und Gesamt-C-Vergleich im INK mit verschiedenen Temperaturen.....	50
Abb. 13:	Respirationsraten Boden Allerberg.	54
Abb. 14:	Respirationsraten Boden Westerberg.....	55
Abb. 15:	Respirationsraten Boden Griserde.....	55
Abb. 16:	C/N-Verhältnisse an Tag 0, 7, 14 und 49 (Boden Allerberg).	56
Abb. 17:	C _{mik} an Tag 2 und 49 im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).....	60
Abb. 18:	N _{mik} an Tag 2 und 49 im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).....	61
Abb. 19:	Ergosterolgehalt im Boden Allerberg an Tag 2 und Tag 49.	61
Abb. 20:	C ₄ nach 2 und 49 d im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).	65
Abb. 21:	C-Verlust nach Isermeyermethode, Technik der stabilen Isotope ¹³ C/ ¹² C und Gesamt-C-Vergleich im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).	68

Abkürzungsverzeichnis

A	Boden Allerberg
ADP	Adenosindiphosphat
AMP	Adenosinmonophosphat
ATP	Adenosintriphosphat
Bt	<i>Bacillus thuringiensis</i>
CFE	Chloroform-Fumigation-Extraktion
C _{mik}	mikrobieller Kohlenstoff
C _{org}	organischer Kohlenstoff
C _t	Gesamtkohlenstoff (C _{total})
Fa.	Firma
FSD	full scale deviation / Skalenvollausschlag
fum	fumigiert / begast
G	Boden Griserde
GVO	gentechnisch veränderter Organismus
GVP	gentechnisch veränderte Pflanze
HCl	Salzsäure
INK	Inkubationsversuch
K	Kontrolle (Boden ohne Streu)
K ₂ SO ₄	Kaliumsulfat
n	Anzahl der Wiederholungen
nf	nicht fumigiert
NH ₄ ⁺	Ammoniumion
N _{mik}	mikrobieller Stickstoff
N _{min}	mineralischer Stickstoff
nmol	nanomol
NO	Stickstoffmonoxid
NO ₃ ⁻	Nitration
NO ₃ -N	Nitratstickstoff
Nobi	<i>Zea mays</i> 'Nobilis' (konventionell)
Nove*	<i>Zea mays</i> 'Novelis' (transgen, MON 810, Fa. Monsanto)
NRB	Nucleotide Releasing Buffer for microbial ATP

N_t	Gesamtstickstoff (N_{total})
PDB	Pee Dee Belemnite
ppm	parts per million
Pre	<i>Zea mays</i> 'Prelude' (konventionell)
rev./min	revolution per minute / Umdrehungen pro Minute
Tab.	Tabelle
TB	Trockenboden
TG	Trockengewicht
TS	Trockensubstanz
Val*	<i>Zea mays</i> 'Valmont' (transgen, Bt 176, Fa. Syngenta)
W	Boden Westerberg
WHK	Wasserhaltekapazität
α	Irrtumswahrscheinlichkeit (5 %)
Σ	Summe

1 Einleitung

Bei der Freisetzung und dem Inverkehrbringen gentechnisch veränderter Organismen bzw. Pflanzen herrscht im Hinblick auf Langzeiteffekte noch immer eine allgemeine Situation des „Nicht-Wissens“ vor (VON SCHOMBERG 1998), was in der Praxis aber nicht zugegeben wird (SCHÜTTE ET AL. 2001).

Im Pflanzenschutz erbrachten Bt-Pflanzen eindrucksvolle Ergebnisse hinsichtlich ihrer Toleranz und Wirksamkeit gegenüber Schädlingen (HILDER & BOULTER 1999). Dennoch besteht ausreichend Grund zu der Annahme, dass gentechnisch veränderte Pflanzen ein potenzielles Risiko für natürliche und Agrarökosysteme darstellen können (RISSLER & MELLON 1996, CONWAY 2000, HAILS 2000, STOTZKY 2000). Es ist möglich, dass der Anbau gentechnisch veränderter Pflanzen langfristig zu unerwünschten Systemzuständen im Naturhaushalt (= Definition für „ökologische Schäden“ nach RICHTER 2004) führt. Die Charakterisierung so genannter ökologischer Schäden ist neben gesellschaftlichen Wertschätzungen im hohen Maße von naturwissenschaftlichen Erkenntnissen abhängig (RICHTER 2004).

Es ist ebenfalls möglich, dass gentechnisch veränderte Pflanzen keinen besonderen Nutzen erbringen, aber auch keine besonderen Risiken gegenüber konventionell gezüchteten Pflanzen aufweisen (VAN DEN DAELE 1993). In jedem Fall sind jedoch freigesetzte GVOs nicht rückholbar. Eine Freisetzung sollte sich darum für mehrere Sektoren (z.B. Wirtschaft, Wissenschaft, Lebensmittelqualität) lohnen und nicht nur für einzelne. Bei der Freisetzung von GVOs bleibt bisher weitgehend unbeachtet, dass ökologische Zusammenhänge nicht so linear sind wie menschliches Denkvermögen.

Insektenresistenter Bt-Mais befindet sich weltweit seit mehreren Jahren im großflächigen Anbau und auch in Deutschland steigt der Anbau von Bt-Mais weiter an. In Versuchen, in denen Bt-Mais (Bt 176) an Nagetiere und verschiedene Vogelarten verfüttert wurde, zeigten sich keine toxischen Effekte (BRAKE & VLACHOS 1998).

Die Ergebnisse von SAXENA ET AL. (2001a, 2002b) zeigten, dass das Bt-Toxin von Wurzelexsudaten von Bt-Mais keinen offensichtlichen Effekt auf Regenwürmer, Nematoden, Protozoen, Bakterien und Pilze hatte. Dieselben Versuche erbrachten aber

auch das Ergebnis, dass das Bt-Toxin Cry1Ab (in Bt 11, Bt 176, MON 810) im Boden akkumuliert wird und sich schnell an oberflächenaktive Partikel wie Ton und Huminstoffe anlagert. Dort behält es seine insektizide Wirkung für mindestens 180 Tage.

Das Bt-Toxin ist ein Protein, welches natürlicherweise vom Bodenbakterium *Bacillus thuringiensis* gebildet wird. Es zerstört die Darmwand einiger Fraßinsekten, z.B. die der Larven des Maiszünslers *Ostrinia nubilalis*. Die Larven dieses Schmetterlings befallen vor allem Mais und werden für ungefähr 7 % des weltweiten Verlustes der Maisernte verantwortlich gemacht (OSTLIE ET AL. 1997). Durch die Gentechnik wird das bakterielle Gen auf Pflanzen übertragen, so dass diese gewissermaßen ihr eigenes Pflanzenschutzmittel produzieren. Die Insekten hören innerhalb von zwei Stunden nach dem ersten Biss auf, am Mais zu fressen und sterben nach zwei bis drei Tagen (OSTLIE ET AL. 1997).

„Stoffe...“ wie das Bt-Toxin „...vollziehen Kreisläufe in Ökosystemen, die meist nicht vollständig geschlossen sind, da Ökosysteme und mit ihnen auch Böden offene Systeme darstellen. Böden unterliegen damit der Zu- und Abfuhr von Stoffen sowohl anthropogener als auch natürlicher Herkunft und stehen dadurch stofflich in enger Beziehung zu anderen Kompartimenten von Ökosystemen. Je nach den Eigenschaften der Böden kann ein Stofftransfer von den Böden in die Nahrungskette, in das Grundwasser, in die Oberflächengewässer und in die Atmosphäre erfolgen“ (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1998).

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Erarbeitung, Anwendung und Beurteilung von quantitativen Methoden für ein Monitoring von durch Bt-Mais verursachbaren Umwelteffekten im Boden. Es wurde von der These ausgegangen, dass sich transgene Maisstreu beim mikrobiellen Abbau anders als konventionelle Maisstreu verhält, da sich transgene Pflanzen durch gezielte genetische Veränderung(en) in ihrer Stoffzusammensetzung von ihren konventionellen Isolinien unterscheiden. Die Auswirkungen von transgenen Bt-Maisresten auf mikrobielle Zersetzergemeinschaften sollten gegenüber konventioneller Maisstreu anhand mikrobieller Messgrößen wie Adenylate- und Ergosterolgehalt und Gehalt an mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff erfasst und quantifiziert werden. Insbesondere die Kohlenstoff- und

Stickstoffdynamik sollten Beachtung finden, um etwaige Auswirkungen auf Stoffkreisläufe feststellen zu können. Dazu wurde in einem Langzeitfreilandversuch die Freilandmikrokosmenmethode nach RAUBUCH (1997), die ursprünglich für Freilandexperimente im Wald entwickelt wurde, im Feld getestet. Mit ihrer Hilfe wurde versucht, einen möglichen Einfluss von Bt-haltiger Maisstreu auf Mikroorganismen im Boden sowohl unter Freilandbedingungen als auch im geschlossenen System zu untersuchen. Eine kontinuierliche Beprobung von aufgefangenem Bodenwasser sollte Aufschluss über mögliche Veränderungen in der Stickstoffdynamik durch Zugabe transgener Maisstreu bringen. Respirationsratenmessungen im Jahresverlauf sollten Aussagen über etwaige Unterschiede in der Kohlenstoffdynamik ermöglichen. Hierfür wurde durch Weiterentwicklung der Litterbagmethode (z.B. JUDAS ET AL. 1995, CORDET ET AL. 2002, DALIAS ET AL. 2003) ein weiteres Freilandexperiment zur Quantifizierung der Streumineralisation der transgenen bzw. konventionellen Maisstreu im Jahresverlauf kreiert. Um den Einfluss Bt-haltiger gegenüber konventioneller Maisstreu und damit möglicher unbekannter Wirkmechanismen des Bt-Proteins auf Mikroorganismen im Boden zu testen, wurden zwei Inkubationsversuche im Labor unter drei verschiedenen Temperaturführungen sowie in drei unterschiedlich landwirtschaftlich genutzten Böden durchgeführt. Ein Methodenvergleich zwischen der Respirationsratenmessung nach ISERMEYER (1952) und der Isotopenfeinvariationsanalytik $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ konnte die Aussagekraft hinsichtlich der Ergebnisse über den maisbürtigen C-Verlust erhöhen.

2 Versuchsaufbau, Material und Methoden

2.1 Pflanzliches Versuchsmaterial

In allen hier beschriebenen Versuchen wurde Streu (= im Trockenofen getrocknetes Gemisch aus Maisblättern, -stängeln, abgereiften Samenständen und Maiskolbenhüllblättern von Maispflanzen am Ende ihrer Vegetationsperiode) der vier Maissorten (*Zea mays* L.) 'Novelis' (transgen, MON 810, Firma Monsanto), 'Nobilis' (isogene Ausgangssorte von Novelis), 'Valmont' (transgen, Bt 176, Firma Syngenta) und 'Prelude' (isogene Ausgangssorte von Valmont) eingesetzt. Beide Ausgangssorten werden als Körner- und Silomais genutzt. Der Übersicht wegen und für ein schnelleres Verständnis der Daten werden die beiden transgenen Maissorten im folgenden Text mit einem Sternchen (*) gekennzeichnet. Auf die in der Botanik übliche Darstellungsform von Sortennamen in hochgestellten Anführungszeichen wird im nachfolgenden Text der Übersicht halber verzichtet.

Die Ernte des pflanzlichen Versuchsmaterials erfolgte manuell Anfang Oktober 2002 von einem konventionellen Versuchsfeld des Bundesministeriums für Bildung und Forschung in Zehmitz (bei Halle, Bundesland Sachsen-Anhalt). Die Streu wurde anschließend vier Tage bei 40°C im Trockenschrank getrocknet und auf 1- bis 5-cm-Stücke mit einem Gartenhäcksler zerkleinert. Für die Inhaltsstoffbestimmung wurde Streu der gleichen Sorten vom Jahr 2001 verwendet (Ernte, Anzucht, Anzuchtsort und Aufbereitung identisch).

Die quantitative Bestimmung der Bt-Gehalte von Maisstreu und Wurzelmaterial der transgenen Sorten erfolgte als Auftragsgebung mit dem amerikanischen 'EnviroLogix QuantiPlate Kit for Cry1Ab/Cry1Ac'. Der Bt-Gehalt der Sorte Novelis* lag mit 3,9 mg/kg Trockenmasse signifikant über dem Bt-Gehalt der Sorte Valmont*, deren Bt-Gehalt 0,8 mg/kg Trockenmasse betrug. Diese Werte entsprechen bei der Sorte Novelis* 3,9 g Bt-Toxin pro t Stroh und bei der Sorte Nobilis 0,8 g Bt-Toxin pro t Stroh.

Die Bt-Konzentration im Wurzelmaterial der Sorte Novelis* betrug ungefähr 0,4 g/t

Wurzelstreu und war somit gegenüber dem Blätter-Streu-Gemisch um das Zehnfache reduziert. In den Wurzeln der Bt-176-Sorte konnte kein Bt-Toxin nachgewiesen werden. Die Bt-Konzentrationen sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Tabelle 1: Bt-Gehalte der Maissorten (Streu 2002).

	Bt-Gehalt [ng/g]
Novelis* (Blätter und Spross)	3859,2 ± 632,7
Nobilis (Blätter und Spross)	0,0 ± 0,0
Valmont* (Blätter und Spross)	842,4 ± 63,3
Prelude (Blätter und Spross)	0,0 ± 0,0
Novelis* (Wurzeln)	386,0 ± 126,7
Valmont* (Wurzeln)	0,0 ± 0,0

* transgene Maisstreu

± Standardabweichung

Mit der erweiterten Weender-Analyse und der Methode nach Van Soest (GOERING & VAN SOEST 1970) wurde Streu von 2001 und Wurzelmaterial der Sorten Novelis* und Nobilis (ebenfalls von 2001) auf Inhaltsstoffe untersucht. Die Weender-Futtermittelanalyse wendet ein summarisches Verfahren zur Erfassung von Stoffgruppen an, die in ihrer chemischen Zusammensetzung nicht einheitlich sind. Sie unterscheidet zwischen Rohasche (besteht aus Mineralstoffen und erdigen Verunreinigungen), Rohproteinen (Erfassen des Stickstoffs als Bestandteil von Proteinen und anderen stickstoffhaltigen Substanzen mit dem Kjeldahlverfahren [VDLUF 1991]; macht keine Aussage über die Qualität des Proteins), Rohfett (macht keine Aussage über die Qualität des Fettes), stickstofffreien Extraktstoffen (Differenzierung der Gerüstsubstanzen in Nahrungsfaserfraktion und ‘neutral detergent fiber’) und Rohfasern (unlösliche Anteile von Zellulosen, Hemizellulosen, Pektin, Lignin und anderen Zellwandbestandteilen). Die erweiterte Weender-Analyse unterscheidet zwischen Rohasche, Rohproteinen, Rohfett, Zuckern, Fruktanen, Stärke, organischen Resten, Pectinen, Hemizellulosen, Zellulose und Lignin. Die Analyse nach Van Soest unterscheidet zwischen Zellinhalt, Nicht-Struktur-Kohlenhydraten, Zellwand und Rohfasern. Im Gegensatz zur Weender-Analyse differenziert die Analyse nach Van Soest zwischen Gerüstsubstanzen (Rohfasern werden in Zellulose und Lignin unterteilt).

Tabelle 2: Inhaltsstoffbestimmung Maisstreu von 2001 [% in Trockenmasse].

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Novelis*	Nobilis
	Blätter/Spross	Blätter/Spross	Blätter/Spross	Blätter/Spross	Wurzeln	Wurzeln
Rohasche	9,3	8,9	10,1	11,4	8,5	24,5
Rohprotein	4,3	4,5	5,4	4,8	4,4	5,3
Rohfett	0,9	0,9	1,0	0,9	0,5	0,5
Stärke	0,1	0,2	0,3	0,0	0,0	0,0
Gesamt- zucker	0,9	0,7	1,1	0,6	3,3	4,2
organischer Rest	7,4	5,9	9,0	9,9	10,5	4,4
Rohlignin	6,5	5,8	6,1	7,1	8,1	7,2
Hemi- zellulose	28,8	30,8	24,5	24,0	22,1	19,7
Zellulose	41,9	42,2	42,6	41,2	42,6	34,1

* transgene Maisstreu

Weiterhin wurde der in K_2SO_4 lösliche Kohlenstoff an allen vier Maissorten nach der CFE-Methode (mit Prä-Extraktion) nach BROOKES ET AL. 1985 bzw. VANCE ET AL. 1987 bestimmt. Die Daten sind Tabelle 3 zu entnehmen. Das Streu : Extraktionsmittel-Verhältnis entsprach bei dieser Untersuchung 1:20. Aus den Gesamt-C und -N-Gehalten ergaben sich folgende C/N-Verhältnisse für die einzelnen Sorten: Novelis* 73, Nobilis 35, Valmont* 40, Prelude 49.

Für alle Versuche sowie die Bestimmungen der Gehalte an Bt wurde die aufbereitete Maisstreu aus dem Jahr 2002 verwendet. Lediglich die Inhaltsstoffbestimmung der Maissorten erfolgte an Streu aus dem Jahr 2001.

Tabelle 3: Gesamt-C und -N [%] & löslicher Kohlenstoff und Stickstoff der Maisstreu [$mg\ g^{-1}$].

Maissorte	C _t [%]	N _t [%]	löslicher C [$mg\ g^{-1}$]	löslicher N [$mg\ g^{-1}$]
Novelis*	44,4 ± 2,3	0,6 ± 0,1	19,1 ± 8,2	0,8 ± 0,2
Nobilis	43,2 ± 2,1	1,3 ± 0,0	39,3 ± 10,1	2,3 ± 0,8
Valmont*	44,0 ± 2,0	1,1 ± 0,1	38,6 ± 8,6	1,2 ± 0,4
Prelude	45,3 ± 1,4	0,9 ± 0,0	18,4 ± 7,4	1,0 ± 0,5

* transgene Maisstreu

± Standardabweichung

2.2 Freilandversuch mit Mikrokosmen

Zur Untersuchung der Abbauprozesse der verschiedenen Maisstreuarten wurde in Hebenshausen (Bundesland Hessen, Deutschland) ein Versuchsfeld nach der Freilandmikrokosmenmethode von RAUBUCH (1997) angelegt. Mit 24 cm hohen Plexiglassäulen (Innendurchmesser 14,4 cm) wurden 15 cm hohe ungestörte Bodenproben (Boden Meierbreite aus Hebenshausen, Deutschland) genommen. Das untere Ende der Säulen wurde danach mit einer PVC-Kappe verschlossen und mit Silikonkautschuk abgedichtet. In der PVC-Kappe befand sich eine in Quarzschluff gebettete Saugkerze (P 80, 12 x 67 mm ; Firma KPM) mit Verbindung nach außen, an die ein durch eine Pumpe erzeugter Unterdruck zwischen 0,2 und 0,4 bar angelegt wurde, was der natürlichen Feldkapazität des Bodens entspricht. Die Plexiglassäulen wurden so in das Versuchsfeld eingelassen, dass die Oberfläche des Bodens in den Säulen mit der Oberfläche der Umgebung abschloss, was ein natürliches Temperaturprofil gewährleistete. Für die Sicherstellung einer kontinuierlichen Probenahme zur $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Analyse (= Untersuchung der Stickstoffdynamik) wurden die Säulen vierzehntägig manuell mit je 400 ml Leitungswasser beregnet, was in der Summe dem durchschnittlichen Jahresniederschlag in Hessen (650 mm) entspricht. Die Säulen wurden zur Abschirmung vor Niederschlägen mit einem Plexiglasdach versehen. Verdunstung war jedoch durch einen 1- bis 2-cm-Spalt zwischen Regendach und Säule möglich. Die manuelle Beregnung erfolgte über mit Bohrlöchern (Durchmesser 1 mm) versehene PVC-Kappen, um einer Bodenverschlammung in den Säulen durch den Aufprall großer Wassermassen auf kleine Bodenoberflächen vorzubeugen.

Die Säulen mit den unterschiedlichen Streusorten wurden randomisiert im Versuchsfeld eingesetzt. Jede Saugkerze wurde mit einem unterirdischen PVC-Schlauch an eine Auffangflasche in einer Versuchshütte und die Auffangflasche an eine kontinuierlich laufende Pumpe angeschlossen, so dass das aufgefangene Bodenwasser monatlich auf $\text{NO}_3\text{-N}$ und $\text{NH}_4\text{-N}$ analysiert werden konnte. Die Analysenwerte der $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte wurden von mg pro Liter auf mg pro Mikrokosmos umgerechnet. In diese Rechnung flossen die monatlich aufgefangenen Mengen des Bodenwassers aus den Mikrokosmen ein. Anschließend wurden die $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte entsprechend der Mikrokosmenoberfläche ($162,9 \text{ cm}^2$) auf kg pro ha pro Jahr umgerechnet (siehe

Tabelle 10 und Tabelle 11).

Nach Installation des Versuchsfeldes im Oktober 2002 erfolgte eine dreimalige Streueinmischung der einzelnen Sorten von 14,00 g pro Säule (7 Wiederholungen pro Sorte, 7 Kontrollen) im Abstand von je einem Zeitjahr in die oberen 5 cm des Bodens in den Bodensäulen. Der Streuanteil im Oberboden wurde den üblichen Mengen beim konventionellen Anbau von Körnermais nachempfunden und entsprach bezogen auf die Gesamthöhe der Mikrokosmen einer Zugabe von 2,2 mg C aus der Maisstreu pro g TB bzw. bezogen auf die Einmischungshöhe von 5 cm einer Zugabe von 6,7 mg C pro g TB. Tabelle 39 im Anhang gibt einen vergleichenden Überblick über die eingearbeiteten Streumengen zu den anderen Versuchen in dieser Arbeit.

Das erste Versuchsjahr ging vom 08.11.2002 (erste Streueinmischung in die Säulen) bis zum 30.10.2003 (zweite Streueinmischung). Während dieser Zeit wurde an 20 Terminen (etwa zweiwöchig) die Respiration mit dem CIRAS (Erläuterungen dazu in Kapitel 2.6.2 ab Seite 15 f.) gemessen. Außerdem wurde an 15 Terminen das aufgefangene Bodenwasser auf $\text{NO}_3\text{-N}$ und $\text{NH}_4\text{-N}$ untersucht.

Das zweite Versuchsjahr begann mit der zweiten Streueinmischung (die Streusorte in den Säulen blieb gleich) am 30.10.2003 und endete am 06.10.2004 (dritte Streueinmischung). In diesem Zeitraum erfolgten ebenfalls ungefähr vierzehntägig an 19 Terminen Ciras-Messungen und an 13 Terminen eine $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Analyse des aufgefangenen Bodenwassers.

Das dritte Versuchsjahr begann mit der dritten Streueinmischung am 06.10.2004 und beschränkte sich auf eine achttägige tägliche Respirationsratenmessung und eine einmalige abschließende Analyse von $\text{NO}_3\text{-N}$ und $\text{NH}_4\text{-N}$. Die Plexiglassäulen wurden danach ausgegraben und der 15 cm hohe Boden in den Säulen in zwei Abschnitte (A-Proben: 0-5 cm; B-Proben: 5-15 cm) zerlegt. Die A- und B-Proben wurden auf 2 mm gesiebt. Streu, die größer war als 2 mm, wurde entfernt, da nach ATTERBERG (1912) das Bodenskelett mit Äquivalentdurchmessern größer als 2 mm vom Feinboden mit Durchmessern kleiner als 2 mm getrennt wird und bei den hier verwendeten Analysen im Allgemeinen nur der Feinboden herangezogen wird. An den A-Proben erfolgten die Bestimmung von Ergosterolgehalt, Adenylategehalt, C_{mik} und N_{mik} (CFE-Methode mit Präextraktion), sowie die Bestimmung des C/N-Verhältnisses. An den B-Proben wurde

der C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt (ebenfalls CFE-Methode mit Präextraktion) sowie das C/N-Verhältnis ermittelt.

Die Wetterdaten (Temperatur, relative Luftfeuchte, Niederschlag) der Jahre 1994 bis 2005 für das Versuchsgut Hebenshausen / Meierbreite sind im Internet unter <http://mars.wiz.uni-kassel.de/pfb/klima/main.html> abrufbar (Stand von Februar 2006).

2.3 Freilandversuch zur Quantifizierung der Streumineralisation

Zur Untersuchung des quantitativen Abbaus der hier verwendeten konventionellen und transgenen Maissorten unter Freilandbedingungen innerhalb eines Zeitjahres wurde folgender Versuch angelegt: Sieben Zentimeter hohe Plastikröhren (Durchmesser 6 cm) wurden mit 78,00 g Parabraunerde (vom Standort Meierbreite aus Hebenshausen, Bundesland Hessen, Deutschland) befüllt, die zuvor auf 2 mm gesiebt wurde. Dazu wurden 2,35 g Maisstreu (auf 1 bis 5 cm zerkleinert) der entsprechenden Sorten gemischt, was einer Zugabe von 16,6 mg Maisstreu-C pro g TB entsprach. Tabelle 39 im Anhang gibt einen vergleichenden Überblick über die eingearbeiteten Streumengen zu den anderen Versuchen in dieser Arbeit.

Die Füllhöhe der Plastikröhrchen betrug ca. 5 cm. Die Röhren wurden in ein auf entsprechende Höhe (5-10 cm) ausgehobenes Versuchsfeld in Hebenshausen (Meierbreite) eingelassen, wo zuvor der Boden zur Befüllung der Röhren entnommen wurde. Auf den gesamten Boden des Versuchfeldes wurde eine Plastikgaze (1 mm Maschenweite) ausgelegt, auf die die Plastikröhrchen lose gestellt wurden, so dass eine Art Abgrenzung zwischen dem Boden im Freiland und dem Boden in den Röhren entstand. Die Plastikröhrchen wurden am oberen Ende ebenfalls locker mit der Plastikgaze bedeckt, so dass Mikro-, Meso- und selbst Makrofauna der Zugang in diese Röhren möglich war. Der Versuch wurde im Oktober 2003 im Feld angelegt. Die Beprobung erfolgte danach kontinuierlich im Abstand von drei Monaten.

Von jeder Sorte sowie den Kontrollsäulen wurden pro Probenahme sieben Wiederholungen entnommen, im Trockenschrank bei 40°C drei bis fünf Tage getrocknet, anschließend mit einem Mörser manuell und dann in einer Schwingmühle mit Glaskugeln mechanisch homogenisiert. Daraufhin erfolgten eine C/N-Analyse und eine Bestimmung des $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnisses, woraus die im Boden abgebaute Streu

berechnet werden konnte.

2.4 Inkubationsversuch bei drei unterschiedlichen Temperaturen

Im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen wurde das Abbauverhalten der transgenen und konventionellen Maisstreu bei verschiedenen konstant gehaltenen Temperaturen in einer Bodenart untersucht. Die in die Bodenproben eingemischte auf 1 mm vermahlene Streu entsprach einer Zugabe von 22,0 mg Maisstreu-C pro g TB. Tabelle 39 im Anhang gibt einen vergleichenden Überblick über die eingearbeiteten Streumengen zu den anderen Versuchen in dieser Arbeit.

Bei den eingesetzten Bodenproben handelte es sich um eine zu 75 % aus Schluff, ca. 20 % aus Ton und zu 2-4 % aus Sand zusammengesetzte Pseudogley-Parabraunerde vom universitären Versuchsgut in Hebenshausen (Meierbreite, Deutschland). Die Bodenproben wurden zu Beginn des Versuchs auf ihren Gehalt an Ergosterol, Adenylaten und mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff untersucht. Es wurde ebenfalls das Gesamtkohlenstoff-/Gesamtstickstoffverhältnis bestimmt sowie der Adenylate-Energy-Charge (AEC), welcher den physiologischen Zustand von Zellen beschreibt. Die Ergebnisse der Eingangsbestimmungen sind in Tabelle 4 zusammengestellt.

Tabelle 4: Eingangsbestimmung des Bodens vom Standort Meierbreite.

Messgröße	Messwert	
Sand [%]	5	
Schluff [%]	75	
Ton [%]	20	
pH	6,4	
Wasserhaltekapazität [%]	55 ±	2
Ergosterol [$\mu\text{g/g TB}$]	0,19 ±	0,09
ATP [nmol/g TB]	1,36 ±	0,05
Summe Gesamtadenylatgehalte [nmol/g TB]	2,33 ±	0,22
AEC	0,74 ±	0,02
C_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	92 ±	5
N_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	31 ±	1
C_t [%]	1,3	
N_t [%]	0,1	
C_t/N_t	10,0	

± Standardabweichung

Das Abbauverhalten der Maissorten wurde über 49 Tage parallel bei 5°C, 15°C und 25°C untersucht. Bei jeder Temperaturführung wurden zudem Bodenproben ohne Streueinmischung als Kontrolle mit inkubiert. An 15 Terminen wurde die Bodenatmung bestimmt. Nach Abschluss des Versuches erfolgten von jeder Variante und Parallele eine Endbestimmung von Ergosterolgehalt, Adenylatgehalt, mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff, $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ der Festsubstanz sowie eine C/N-Bestimmung der Festsubstanz. Es wurden weiterhin die Nitrat- und Ammoniumgehalte der Misch- und Bodenproben bestimmt sowie Kohlenstoffbilanzen der Respirationsraten erstellt.

2.5 Inkubationsversuch mit drei landwirtschaftlich genutzten Böden

In diesem Inkubationsversuch wurde das Abbauverhalten der transgenen und konventionellen Maisstreu in drei verschiedenen landwirtschaftlich genutzten Böden aus der Umgebung um Göttingen (Bundesländer Niedersachsen und Hessen, Deutschland) untersucht. Die Vorgehensweise entsprach der des im vorhergehenden Abschnitt beschriebenen Inkubationsversuches mit entsprechenden Zusatzuntersuchungen (Messung des C_{mik} - und N_{mik} -Gehaltes an Tag 2 der Inkubation; C/N-Analysen beim Boden Allerberg an Tag 0 [nach Streueinmischung], Tag 7, 14 und

49; Ergosterolmessung beim Boden Allerberg an Tag 2). Die eingesetzte Streu wurde zuvor auf 1 mm gemahlen. Die Temperaturführung betrug bei allen Böden 15°C. Die in die Bodenproben eingemischte Streu entsprach einer Zugabe von 19,5 mg Maisstreu-C pro g TB (Allerberg), 20,7 mg Maisstreu-C pro g TB (Westerberg) und 22,0 mg Maisstreu-C pro g TB (Griseerde). Tabelle 39 im Anhang gibt einen vergleichenden Überblick über die eingearbeiteten Streumengen zu den anderen Versuchen in dieser Arbeit.

Die Respirationsratenmessung nach ISERMEYER (1952) erfolgte an 14 Terminen, wovon 13 Messungen innerhalb der ersten 21 Tage der Inkubation vorgenommen wurden und danach nur ein Endwert (von Tag 42 bis 49) der Respirationsraten ermittelt wurde.

In Tabelle 5, Tabelle 6 und Tabelle 7 sind die Ergebnisse der Eingangsbestimmungen der Böden dargestellt.

Tabelle 5: Eingangsbestimmung des Bodens Allerberg Acker.

Messgröße	Messwert
Sand [%]	59
Schluff [%]	30
Ton [%]	11
pH	5,0
Wasserhaltekapazität [%]	36 ± 1
Ergosterol [$\mu\text{g/g TB}$]	0,41 ± 0,03
ATP [nmol/g TB]	1,16 ± 0,27
Summe Gesamtadenylatgehalte [nmol/g TB]	1,50 ± 0,30
AEC	0,86 ± 0,03
C_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	130 ± 16
N_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	27 ± 5
C_t [%]	0,8
N_t [%]	0,1
C_t/N_t	9,1

± Standardabweichung

Tabelle 6: Eingangsbestimmung des Bodens Westerberg Acker.

Messgröße	Messwert
Sand [%]	9
Schluff [%]	51
Ton [%]	40
pH	6,9
Wasserhaltekapazität [%]	70,3 ± 2,4
Ergosterol [$\mu\text{g/g TB}$]	1,51 ± 0,11
ATP [nmol/g TB]	1,62 ± 0,25
Summe Gesamtadenylatgehalte [nmol/g TB]	2,47 ± 0,39
AEC	0,77 ± 0,02
C_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	440 ± 7
N_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	64 ± 7
C_t [%]	2,0
N_t [%]	0,2
C_t/N_t	12,6

± Standardabweichung

Tabelle 7: Eingangsbestimmung des Bodens Griserde Acker.

Messgröße	Messwert
Sand [%]	6
Schluff [%]	69
Ton [%]	25
pH	7,6
Wasserhaltekapazität [%]	59 ± 4
Ergosterol [$\mu\text{g/g TB}$]	1,37 ± 0,11
ATP [nmol/g TB]	1,89 ± 0,31
Summe Gesamtadenylatgehalte [nmol/g TB]	2,96 ± 0,51
AEC	0,75 ± 0,02
C_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	345 ± 35
N_{mik} : [$\mu\text{g/g TB}$]	53 ± 19
C_t [%]	1,9
N_t [%]	0,2
C_t/N_t	10,0

± Standardabweichung

2.6 Bodenatmung

2.6.1 Bodenatmung in den Laborversuchen

Nach der Methode von ISERMEYER (1952) nach DIN 19737 wurden zu bestimmten Zeitpunkten die Respirationsraten der mit Streu versetzten Bodenproben ermittelt. Die Messung der Bodenatmung im Inkubationsversuch erfolgte mit auf 2 mm gesiebten Bodenproben. Gesiebte Böden zeigen gegenüber ungestörten Böden eine vorübergehend gesteigerte Basalatmungsrate (=Grundatmungsrate, d.h. ohne Zusatz von organischen Nährstoffen zum Boden), weil vermutlich bodeneigene Substrate durch den mechanischen Einfluss besser zugänglich werden. Der im Versuch eingesetzte Boden wurde deshalb vor dem Versuchseinsatz noch einige Tage bei 4°C gelagert und anschließend als Vorlaufphase ohne Streuzugabe für drei Tage der entsprechenden Versuchstemperatur ausgesetzt.

Beim Verfahren nach ISERMEYER (1952) wird in einem geschlossenen System das während der Inkubation freigesetzte CO_2 in einer Lauge (z.B. NaOH) aufgefangen und zur Bestimmung der Respirationsrate mit Säure (z.B. HCl) titriert (ALEF 1991, ÖHLINGER 1993). Die Natronlauge absorbiert während der Inkubationszeit CO_2 ,

wodurch sie verbraucht und langsam neutralisiert wird. Es bilden sich Natriumcarbonat und Wasser. Vor der Titration wird Bariumchlorid zur Lauge dazugegeben. Das Bariumchlorid bildet mit dem Natriumcarbonat Bariumcarbonat und Natriumchlorid. Das Bariumcarbonat bildet einen weißlichen, schwer löslichen Niederschlag. Es wird für die Titration mit einem Indikator (hier Phenolphthalein) versetzt, der die Lösung rötlich färbt. Die rötliche Lösung wird nun mit Salzsäure bis zum Farbumschlag von rot nach weiß titriert, d.h. nicht verbrauchte Natronlauge wird mit Salzsäure bis zur Neutralisation versetzt.

In den Versuchen wurde mit einer elektronischen Dosiereinrichtung (DOSIMAT E 535, Firma Metrohm) titriert. Der Titrationswert lässt sich mit Hilfe untenstehender Formel auf die Kohlenstoffdioxid-Kohlenstoffproduktion pro Tag und pro Gramm Trockenboden umrechnen, so dass eine Aussage über die Atmungsaktivität möglich wird.

Berechnung der Bodenatmung

$$CO_2 - C [\mu g \cdot d^{-1} \cdot g^{-1}] = \frac{(V_0 - V) \cdot M \cdot E}{T \cdot B \cdot TS} \cdot 1000$$

V_0	=	ml HCl-Verbrauch der Blindansätze (Mittelwert in ml)
V	=	ml HCl-Verbrauch der Bodenansätze
M	=	Molarität der HCl
E	=	6 (Molekulargewicht von C / Wertigkeit von Ba = 12 / 2)
T	=	Inkubationszeit in Tagen
B	=	Einwaage Frischsubstanz in g
TS	=	Anteil der Trockensubstanz an der Frischsubstanz in g

2.6.2 Bodenatmung im Freiland

Die Respirationsraten in den Plexiglassäulen im Freiland wurden ungefähr vierzehntägig mit dem CIRAS (Combined Infrared Gas Analysis System) gemessen. Im Gegensatz zur Messung der Respirationsraten in den Laborversuchen, die sich über das Trockenbodengewicht quantifizieren lassen, bezieht sich die Messung der Respirationsraten im Freiland auf die Bodenoberfläche.

Beim CIRAS-1 handelt es sich um einen tragbaren Kohlenstoffdioxid-Wasser-Infrarotgasanalysator. Das Gerät ist konstruiert als Absorptionsmeter mit

Mikroprozessorkontrolle, Linearisierung, automatischer Kalibrierung (alle 60 Sekunden), eingebauter Ansaugpumpe für die Luft, Bodenthermometer, Datenlogger und automatischem Datentransfer zu einem Computer. Eine zylindrische Bodenatmungskammer von 10 cm Durchmesser (1,1 l Volumen) ist über 50 cm lange Kunststoffschläuche mit dem Infrarotgasanalysator verbunden. In der Kunststoffkammer wird durch die Bodenatmung CO_2 angereichert. Über einen definierten Messzeitraum von bis zu zwei Minuten werden auf vier Kanälen gleichzeitig der absolute CO_2 - und Wassergehalt der Gasfraktion in der Kunststoffkammer und die Differenzkonzentration zur umgebenden Außenluft bestimmt. Der Infrarotgasanalysator misst in einem Bereich von 0 bis 2000 ppm CO_2 mit einer Präzision von $\pm 1\%$ FSD und einer Auflösung bis 1 ppm CO_2 . Vor jeder Messung kalibriert sich der Infrarotgasanalysator mit Außenluft.

2.7 Ergosterolgehalt

Für die Ergosterolbestimmung nach DJAJAKIRANA ET AL. (1996) wurden 2 g des Probenmaterials in 250 ml Braunglas-Weithalsflaschen mit 100 ml destilliertem Ethanol versetzt und 30 Minuten bei 250 rev. min^{-1} auf einem Horizontalschüttler extrahiert. Anschließend wurden Extrakt und Probe mit einem Glasfaserfilter in einer Absauganlage voneinander getrennt und in einem 250 ml Braunglas-Rundkolben aufgefangen. Der Rückstand auf dem Filter wurde mit dreimal 5 ml Ethanol gespült. In einem Rotationsverdampfer erfolgte bei 40°C Wassertemperatur die Einengung des Extraktes im Rundkolben bis zur vollständigen Trockenheit. Danach wurde das Extrakt in drei Schritten mit dreimal 3 ml Methanol aufgenommen und im Messkolben auf 10 ml mit Methanol aufgefüllt. Zur Bestimmung des Ergosterolgehaltes mit Hilfe der Hochdruckflüssigkeitschromatographie (HPLC, Gynkotec 480) wurde das Methanolextrakt über einen Spritzenmembranfilter (Zellulose-Acetat-Filter mit 0,45 μm Porengröße und 2 cm Durchmesser) in ein Braunglas-HPLC-Vial gegeben. Der Probengeber (Gynkotec GINA 50) gibt Methanolextrakt in die 20 ml Probenschleife (Rheodyne) und von dort gelangt es auf die durch einen Säulenthermostat (Dionex) auf 25°C temperierte Trennsäule (10 cm Hauptsäule und 1 cm Vorsäule, Spherisorb ODS II 5 μm Durchmesser). Die Trennung des Ergosterols erfolgt isokratisch mit 100 % Methanol als mobiler Phase bei einer Flussrate von 1,1 ml h^{-1} , die Detektion mit einem

Diodenarray-Detektor (Dionex 170). Die Säule wurde vor jedem Messlauf drei Stunden bei einer Durchflussrate von $1,1 \text{ ml min}^{-1}$ mit der mobilen Phase konditioniert. Die Umrechnung der Peakflächen in $\mu\text{g g}^{-1}$ Boden erfolgte anhand einer extern erstellten Kalibriergeraden.

Nach Abschluss der Inkubationsversuche wurden die Ergosterolgehalte jeder Probe mit bzw. ohne Streuzumischung bestimmt, so dass sowohl eine Aussage über den Pilzgehalt im Boden in Abhängigkeit von der Maissorte als auch eine Aussage über den Ergosterolgehalt der Bodenproben mit Streuzumischung im Vergleich zu den Proben ohne Streuzumischung (Kontrollen) möglich wurde.

Berechnung des Ergosterolgehaltes im Extrakt

$$\text{Ergosterol [mg} \cdot \text{g}^{-1} \text{ Boden]} = \text{Ergosterol im Extrakt } [\mu\text{g / ml}] \cdot \left(\frac{10}{\text{TS}} \right)$$

TS = Trockensubstanz (nach 24 h bei 105°C) der Einwaagemenge in g

2.8 Adenylategehalt

Die Adenylate Adenosinmonophosphat, Adenosindiphosphat und Adenosintriphosphat sind als Energieüberträger in allen Zellen in relativ konstanter Gesamtmenge enthalten. Die Bestimmung von bodenbürtigem mikrobiellem ATP wird seit mehr als 20 Jahren als Charakteristikum mikrobieller Biomasse genutzt (OADES & JENKINSON 1979, OCIO & BROOKES 1990, MARTENS 1995, 2001).

Die Adenylate der Mikroorganismen wurden aus den Bodenproben extrahiert, zu einem fluoreszierenden Derivat (ϵ -Adenylat) umgesetzt und nach chromatographischer Trennung mit einem Fluoreszenzdetektor gemessen. Zur Analyse wurden 2 g Probe in 100 ml-Bechergläser eingewogen, mit 4 ml Dimethylsulfoxid (DMSO) versetzt und zwei Minuten bei $150 \text{ rev. min}^{-1}$ auf einem Magnetrührer gerührt. Anschließend wurden 16 ml Extraktionslösung (0,01 M Trinatriumphosphat) zugesetzt und weitere zwei Minuten gerührt. Danach erfolgte ein Aufschluss der Suspension für zwei Minuten im Ultraschallbad. Nach dieser Behandlung wurden 500 μl der Suspension mit 500 μl NRB-Ersatz in ein Zentrifugenröhrchen gegeben und für fünf Sekunden ins Ultraschallbad gestellt. Anschließend wurde die Lösung über einen Zellulosenitrat-Membranfilter abgesaugt und in einem graduierten Zentrifugenröhrchen aufgefangen.

Dabei wurde zweimal mit je einem Milliliter 0,1 M Kaliumdihydrogensulfatlösung nachgespült. Zur Lösung wurden dann 200 µl Chloracetaldehyd zugesetzt und die Proben mit 0,1 M Kaliumdihydrogensulfatlösung auf fünf Milliliter aufgefüllt. Anschließend wurden die Proben 30 Minuten in ein auf 85°C temperiertes Wasserbad gestellt, wo sie zu ε-Derivaten reagierten, welche mittels High Pressure Liquid Chromatography (HPLC) und Fluoreszenzdetektor analysiert werden können. Die HPLC-Einheit bestand aus einer Hochdruckflüssigkeitspumpe, einem automatischen Probengeber (Autosampler), einer Trennsäule mit Vorsäule (ODS Hypersil), einem Fluoreszenzdetektor und Auswertungseinheit bestehend aus A/D-Wandler, einem Computer und Auswertungssoftware. Die Trennsäule befand sich in einem Säulenthermostaten, der auf 26-27°C temperiert wird. Vor jedem Messlauf wurde die Säule 2,5 Stunden mit dem Fließmittel (aus Ammoniumacetat, Ethylendiamintetraessigsäure, Tetrabutylammoniumhydrogensulfat und Methanol) konditioniert. Die Proben wurden im Intervall von 30 Minuten injiziert. Das Signal des Fluoreszenzdetektors (Anregungswelle 280 nm, Emissionswellenlänge 410 nm) wurde digital aufgezeichnet und über eine Peakfläche integriert. Die Umrechnung der Peakfläche in Nanogramm erfolgte anhand externer Eichgeraden.

Berechnung von AMP-/ADP-/ATP-Gehalt

Die gemessenen Werte entsprachen Nanogramm AMP, ADP bzw. ATP in 200 µl Probenvolumen. Der Gehalt an AMP (und entsprechend Gehalt an ADP bzw. ATP) in der Probe wurde folgendermaßen berechnet:

$$AMP \left[\frac{ng}{g TS} \right] = \frac{H \cdot \frac{(WG + 20)}{0,5} \cdot 25}{TS [g]}$$

H = ng AMP / 200 µl Probenvolumen

WG = Wassergehalt der Probe

$\frac{(WG + 20)}{0,5}$ = Umrechnungsfaktor Verdünnungsschritte Wassergehalt der Probe

25 = Umrechnungsfaktor Probenvolumen (200 µl aus 5 ml)

g TS = Gramm Trockensubstanz

Berechnung des Gesamtadenylatgehalts

$$[AMP] + [ADP] + [ATP] = \text{Gesamtadenylatgehalt (ng g}^{-1} \text{ Boden)}$$

Berechnung des Adenylate-Energy-Charge (AEC)

$$AEC = \frac{(0,5 \cdot ADP + ATP)}{(AMP + ADP + ATP)}$$

Zur Bestimmung des AEC müssen die Adenylatgehalte in nmol umgerechnet werden. Dabei entsprechen einem mol AMP 347,2 g; 1 mol ADP = 427,2 g und 1 mol ATP = 507,2 g.

2.9 Mikrobieller Kohlenstoff und Stickstoff

Die Bestimmung des mikrobiellen Kohlenstoffs und Stickstoffs erfolgte mit Hilfe der Chloroform-Fumigations-Extraktions-Methode (CFE-Methode), einer indirekten Biomassebestimmungsmethode nach JENKINSON (1966), BROOKES ET AL. (1985) und VANCE ET AL. (1987). Das Prinzip der Methode basiert auf der Zerstörung von Zellmembranen und Abtötung lebender Organismen durch Chloroform. Während einer vierundzwanzigstündigen Inkubation mit Chloroformbegasung steigt der Anteil an extrahierbaren Substanzen gegenüber einer unbegasteten Bezugsprobe, indem sich Polymere durch autolytische Prozesse zu Oligo- und Monomeren abbauen. Diese Zunahme ist proportional der im Boden vorhandenen mikrobiellen Gesamtmasse.

Die CFE-Methode wurde in den hier durchgeführten Untersuchungen modifiziert, wenn am Probenextrakt außer der Bestimmung von C_{mik} und N_{mik} noch das Isotopenverhältnis $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ zur Quantifizierung des inkorporierten Maisanteils in der mikrobiellen Biomasse ermittelt wurde. In diesem Fall wurden 15 g Probenmaterial mit 60 ml 0,05 M K_2SO_4 versetzt und 30 Minuten bei 200 rev. min^{-1} geschüttelt. Die unfumigierten Proben wurden nach dem Schütteln durch einen zellulosefreien Whatmanfilter (GFA Whatman, \varnothing 55 mm) filtriert. Die Fumigation erfolgte über einen Zeitraum von 24 Stunden. Die fumigierten Proben wurden dann ebenfalls durch Whatmanfilter abfiltriert.

Entsprechende Vergleichsproben erbrachten das Ergebnis, dass die Verdünnung des Extraktionsmittels (K_2SO_4) von 0,5 M auf 0,05 M keinen Einfluss auf die Bestimmung von C_{mik} und N_{mik} hatte. Die Messung von C_{mik} und N_{mik} in den Extrakten erfolgte am DIMATOC 100 (Firma Dimatec, Essen).

Zur Bestimmung des gesamten organisch gebundenen Kohlenstoffs wendet der DIMATOC 100 eine thermisch-katalytische Oxidation von kohlenstoffhaltigen Verbindungen zu CO_2 an. Der Katalysator wird dabei im Reaktor auf $850\text{ }^\circ\text{C}$ aufgeheizt. Nach dem Einspritzen der flüssigen Probe verdampft schlagartig das Wasser und die organischen Verbindungen verbrennen unter Einwirkung zugeführten Luftsauerstoffs. Das entstehende CO_2 wird von Infrarotstrahlen absorbiert und mittels Infrarot-Spektrometrie erfasst. Aus dem Messwert kann über die Eichung der zugehörige Konzentrationswert ermittelt werden.

Zur Bestimmung des organisch gebundenen Stickstoffs wird die Probe thermisch-katalytisch im Verbrennungsofen aufgeschlossen und enthält dann ein Gemisch aus verschiedenen stickstoffhaltigen Gasen. Dem NO-Detektor ist ein Konverter mit Katalysator aus molybdänhaltigen Verbindungen vorgeschaltet, der eine Überführung der stickstoffhaltigen Oxide in reines NO bei einer Temperatur von $330\text{ }^\circ\text{C}$ ermöglicht. Im Detektor treffen NO und Ozon zusammen und es bildet sich zunächst angeregtes Stickstoffdioxid. Durch einen Überfluss an Ozon in der Detektionskammer wird die Detektion aller NO-Moleküle sichergestellt. Das angeregte Stickstoffdioxid zerfällt sofort nach seiner Bildung zu NO und Sauerstoff, dabei begeben sich freiwerdende Elektronen auf ein tieferes Energieniveau, so dass Energie abgegeben wird. Diese Energie ist als Infrarot-Strahlung nachweisbar, die durch einen Photomultiplier erfasst wird. Die in elektrischen Strom umgewandelten Strahlen werden mit den zugehörigen Eichwerten verrechnet.

Wenn in den Proben ein hoher Kohlenstoffgehalt zu erwarten war (z.B. bei der Bestimmung des löslichen Kohlenstoffs der Maisstreu), wurde die CFE-Methode mit Prä-Extraktion durchgeführt, damit Unterschiede im mikrobiellen Kohlenstoffgehalt trotz allgemein großer Kohlenstoffmengen deutlich erkennbar wurden.

Berechnung des Kohlenstoffs der mikrobiellen Biomasse (C_{mik})

$$C_{mik} = E_c / k_{EC}$$

E_c = (organischer C aus fumigierten Böden) - (organischer C aus nicht fumigierten Böden)

k_{EC} = 0,45 = extrahierbarer Teil des in mikrobieller Biomasse gebundenen Kohlenstoffs (WU ET AL. 1990, JÖRGENSEN 1995, JOERGENSEN 1996)

Berechnung des Stickstoffs der mikrobiellen Biomasse (N_{mik})

$$N_{mik} = E_N / k_{EN}$$

E_N = (Gesamt-N aus fumigiertem Boden) - (Gesamt-N aus nicht fumigiertem Boden)

k_{EN} = 0,54 = extrahierbarer Teil des in mikrobieller Biomasse gebundenen Stickstoffs (BROOKES ET AL. 1985, JOERGENSEN & MUELLER 1996)

2.10 Isotopenfeinvariationsanalytik $^{13}C/^{12}C$ (Festsubstanz und K_2SO_4)

Die Isotopenfeinvariationsanalytik beruht auf dem Phänomen von unterschiedlichen Anteilen der stabilen Isotope ^{13}C und ^{12}C in der Atmosphäre, wobei im CO_2 der Atmosphäre 98,89 % ^{12}C und 1,11 % ^{13}C zu finden sind. C_4 -Pflanzen wie z.B. Mais diskriminieren ^{13}C während der Photosynthese nicht so stark wie C_3 -Pflanzen. Die absoluten Raten von ^{13}C und ^{12}C variieren nur in kleinsten Mengen, aber diese Variation ist von großer Bedeutung für die Umwelt (AMUNDSON ET AL. 1998). Als Verständnishilfe wurde eine Nomenklatur entwickelt, in der die Isotopenraten in ‰ angegeben werden. Das $^{13}C/^{12}C$ -Verhältnis wird massenspektrometrisch bestimmt und im $\delta^{13}C$ -Wert ausgedrückt. Beim $\delta^{13}C$ -Wert handelt es sich um ein Verhältnis von $^{13}C/^{12}C$ einer Probe zu $^{13}C/^{12}C$ eines Standards. C_4 -Pflanzen weisen $\delta^{13}C$ -Werte um -14 ‰, C_3 -Pflanzen um -28 ‰ auf (RYAN & ARAVENA 1994, RYAN ET AL. 1995, AMUNDSON ET AL. 1998).

Die Methode zur Quantifizierung der stabilen Kohlenstoffisotope beruht auf Arbeiten von PICHLMAYER und BLOCHBERGER (1988) und GERZABEK ET AL. (1989). Für die Bestimmung von $\delta^{13}C$ wurde die Festschubstanz (Bodenproben bzw. Boden-Streugemische) im Trockenschrank 2 bis 3 Tage bei 45°C getrocknet und anschließend in

einer Schwingmühle mit Glaskugeln zu einem feinen Pulver vermahlen. Die Einwaage der pulverisierten Proben erfolgte in Zinnkapseln, welche anschließend in einem Elementaranalysator verbrannt wurden. Das gebildete CO_2 wurde nach gaschromatographischer Abtrennung anderer Gase dem zur Bestimmung der Isotopenfeinfraktion geeigneten Massenspektrometer (MAT 251, Finnigan) zugeführt. Die Häufigkeiten der stabilen Isotope ^{13}C und ^{12}C wurden als relative Differenz zu einem PDB-Standard ermittelt (PDB = Pee Dee Belemnite, ein Calciumcarbonatgestein aus den USA).

Die Bestimmung des $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnisses an gefriergetrockneter 0,05 molarer K_2SO_4 -Lösung (Produkt aus der Bestimmung von C_{mik} und N_{mik} mit der CFE-Methode) erfolgte zur Bestimmung des von den Mikroorganismen aufgenommenen Anteils an Maisstreu. Dafür wurden einige Milliliter K_2SO_4 gefriergetrocknet, so dass das entstandene Pulver ebenfalls in Zinnkapseln eingewogen und der Analyse im Massenspektrometer zugeführt werden konnte.

Berechnung des Verhältnisses $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$

Die Berechnungen der $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnisse in den Proben wurden nach RYAN ET AL. (1995) vorgenommen.

$$\delta^{13}\text{C} = \left[\frac{R_{\text{Probe}}}{R_{\text{Standard}}} - 1 \right] \cdot 1000$$

$$x = \frac{(\delta_{\text{Probe}} - \delta_{C_3})}{(\delta_{C_4} - \delta_{C_3})}$$

$$C_{C_4} = x \cdot C$$

$$C_{C_3} = (1 - x) \cdot C$$

R_{Probe} = $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnis in der Probe

R_{Standard} = $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Verhältnis des internationalen Standards PDB

δ_{Probe} = $\delta^{13}\text{C}$ der Probe (Mischung Boden mit Maisstreu)

δ_{C_3} = $\delta^{13}\text{C}$ der C_3 -Quelle (Boden)

δ_{C_4} = $\delta^{13}\text{C}$ der C_4 -Quelle (Maisstreu)

C = Gesamtkohlenstoffgehalt der Probe (Mischung Boden mit Maisstreu)

$\delta^{13}\text{C}$ der mikrobiellen Biomasse wird angenommen als $\delta^{13}\text{C}$ des überzähligen Kohlenstoffs der fumigierten Proben im Vergleich zu den nicht fumigierten Proben und nach folgender Formel berechnet (RYAN ET AL. 1995):

$$\delta^{13}\text{C} = \frac{(\delta^{13}\text{C}_{\text{fum}} \times C_{\text{fum}}) - (\delta^{13}\text{C}_{\text{nf}} \times C_{\text{nf}})}{(C_{\text{fum}} - C_{\text{nf}})}$$

$^{13}\text{C}_{\text{fum}}$	=	$\delta^{13}\text{C}$ der fumigierten Probe
$^{13}\text{C}_{\text{nf}}$	=	$\delta^{13}\text{C}$ der nicht fumigierten Probe
C_{fum}	=	Gesamt-C-Gehalt der fumigierten Probe
C_{nf}	=	Gesamt-C-Gehalt der nicht fumigierten Probe

2.11 Gesamtkohlenstoff- und Gesamtstickstoffgehalt

Für die Quantifizierung des Gesamtkohlenstoff- und Gesamtstickstoffgehaltes wurde Probenmaterial 2 bis 3 Tage lang im Trockenofen bei 45°C getrocknet, anschließend mit einer Schwingmühle pulverisiert und dann in einem Elementaranalysator (Vario EL, elementar Analysensysteme GmbH) analysiert (Methodenbeschreibung 11.10-000, Vario EL).

2.12 Mineralischer Stickstoff

Die Quantifizierung des mineralischen Stickstoffs $\text{NO}_3\text{-N}$ und $\text{NH}_4\text{-N}$ wurde mit Hilfe der kontinuierlichen (luftsegmentierten) Durchflussanalyse [CFA = Continuous Flow Analysis] durchgeführt (Evolution II, Alliance Instruments GmbH). Die Bestimmung von $\text{NH}_4\text{-N}$ erfolgte nach DIN 38406 Teil 23 durch photometrische Bestimmung eines Indophenolfarbstoffes, der durch Reaktion des intermediär aus Ammoniak und freiem Chlor gebildeten Chloramins mit Salicylat entsteht (WALINGA ET AL. 1989a).

$\text{NO}_3\text{-N}$ wurde entsprechend DIN 38405 Teil 28 durch Reduktion des NO_3 zu NO_2 in einer Cadmiummischschlange und anschließender Kopplung von NO_2 mit Sulfanilamid und α -Naphthylethylendiamin und anschließender Messung der Extinktionszunahme bestimmt (WALINGA ET AL. 1989b). Die Umrechnung der $\text{NH}_4\text{-N}$ - und $\text{NO}_3\text{-N}$ -Mengen erfolgte mit Hilfe von extern erstellten Eichgeraden.

2.13 Statistik

Mittelwerte, Standardabweichungen, Konfidenzintervalle sowie die Rohdaten der Analysen wurden mit Excel 2002 be- bzw. verrechnet. Die ermittelten Versuchsdaten wurden mit SPSS 11.5 für Windows auf Normalverteilung überprüft und anschließend auf signifikante Unterschiede getestet. Die gewonnenen Daten waren überwiegend normalverteilt, aber z.T. nicht varianzhomogen. Aufgrund dessen wurde bei der Auswertung aller Versuche in der Mehrzahl der Posthoc-Test nach Tamhane eingesetzt, um einen Vergleich des Datenmaterials aus den verschiedenen Versuchen zu ermöglichen. Es wurde ebenfalls mit dem t-Test gearbeitet (SPSS 11.5). Die Abbildungen dieser Arbeit wurden mit SigmaPlot 2000 erstellt. Fehlerbalken in den Abbildungen geben die Standardabweichungen an.

3 Ergebnisse

3.1 Ergebnisse des Freilandversuches mit Mikrokosmen

3.1.1 Respirationsraten im Freiland

Im ersten Versuchsjahr erfolgte die erste Respirationsratenmessung 10 Tage nach der Streueinmischung. Die Respirationsraten hatten sich gegenüber Tag 0 deutlich erhöht. Jedoch konnte zwischen den Mikrokosmen mit unterschiedlicher Maisstreueinmischung kein signifikanter Unterschied festgestellt werden (Tamhane-Test, SPSS 11.5). Bei der nächsten Messung nach 24 Tagen waren die Respirationsraten deutlich abgesunken. Im Jahresverlauf blieben die Respirationsraten vom 25. Tag bis Tag 193 ungefähr gleich. Danach sind bis zum 285. Tag relativ große Schwankungen bei den Ergebnissen der Messungen aufgetreten. Die Respirationsraten der Bodensäulen mit Maisstreu waren größtenteils gegenüber den Kontrollsäulen erhöht.

Die erste Messung nach der zweiten Streuzumischung (= zweites Versuchsjahr) erfolgte an Tag 6. Die Respirationsraten in den Bodensäulen mit transgenen Maissorten waren höher als die mit den konventionellen Sorten. Allgemein waren die Respirationsraten ebenso wie im ersten Versuchsjahr ab den Frühjahrsmonaten bis hin zum Herbst gegenüber den Wintermonaten erhöht. Ein signifikanter Unterschied der Respirationsraten zwischen den vier Maissorten konnte in beiden Versuchsjahren zu keinem Messtermin nachgewiesen werden. Somit konnte auch kein Unterschied der Respirationsraten hinsichtlich der transgenen Sorten und ihrer konventionellen Ausgangssorten festgestellt werden. Die genauen Respirationsraten sowie deren Standardabweichungen für das erste bzw. zweite Versuchsjahr sind in Tabelle 40 und Tabelle 41 im Anhang dargestellt.

Die Abb. 1 und 3 liefern einen graphischen Überblick über die Respirationsraten im ersten bzw. zweiten Versuchsjahr. In Abb. 2 und 4 sind die Respirationsraten mit Streuzugabe für das erste bzw. zweite Versuchsjahr zusammengefasst und den Respirationsraten des Bodens ohne Streuzugabe sowie den Bodentemperaturen in 5 cm Tiefe zum Messzeitpunkt gegenübergestellt. Aus beiden Abbildungen wird ersichtlich,

dass die Respirationsraten mit steigenden Temperaturen im Jahresverlauf ebenfalls stiegen. In fast allen Fällen sind die Respirationsraten der Mikrokosmen mit Streuzugabe gegenüber denen ohne Streu erhöht.

In der dritten Versuchsstaffel wurden an acht aufeinander folgenden Tagen die Respirationsraten nach der dritten Streueinmischung ermittelt. Hierbei ging es nicht mehr um die Untersuchung eines Langzeiteffektes, sondern nur noch um die Betrachtung der Anfangsphase beim mikrobiellen Abbau der Maisstreu, welche sich in den durchgeführten Laborversuchen zwischen den transgenen und konventionellen Sorten unterschiedlich gestaltet hatte. Die Mikrokosmen mit Zumischung der transgenen Maissorten wiesen im Freiland in der dritten Versuchsstaffel deutlich höhere Respirationsraten auf als die mit Zumischung der Isolinien. Die Proben mit Maisstreu waren gegenüber denen ohne Streuzugabe in allen Fällen signifikant erhöht. Die Signifikanzen für die dritte Versuchsstaffel sind in Tabelle 8 dargestellt. Soweit nicht anders angemerkt, sind die Signifikanzen in den Tabellen dieser Arbeit zwischen den verschiedenen Maissorten berechnet worden und in Form kleiner Buchstaben angegeben. Gleiche Buchstaben bedeuten keine statistisch nachweisbaren Unterschiede.

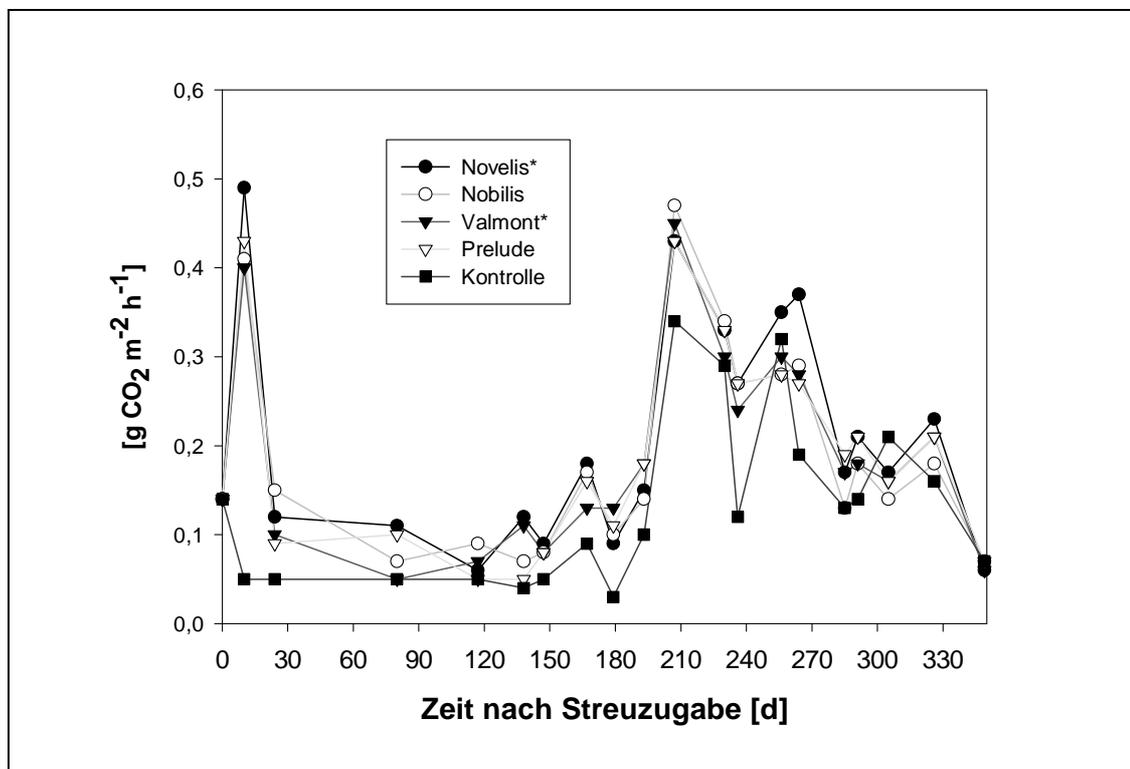


Abb. 1: Respirationsraten im Freiland im 1. Jahr.

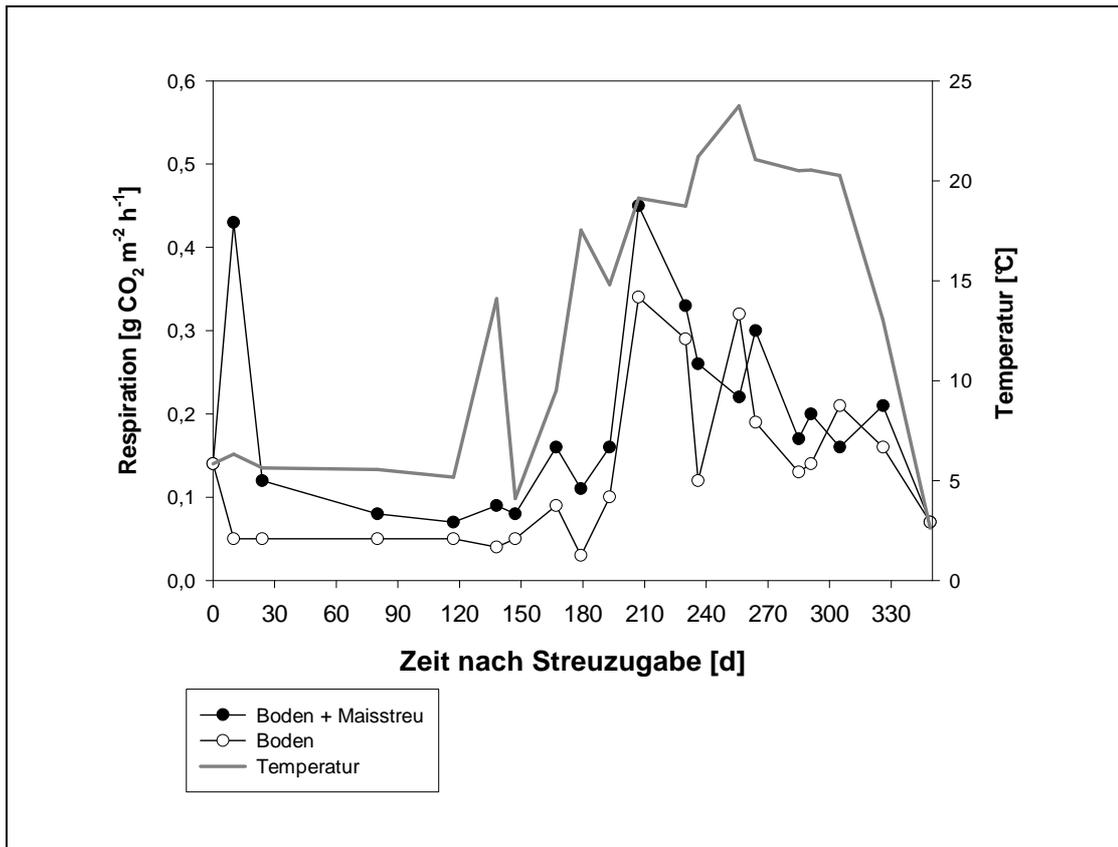


Abb. 2: Respiration mit und ohne Streuzugabe im 1. Jahr.

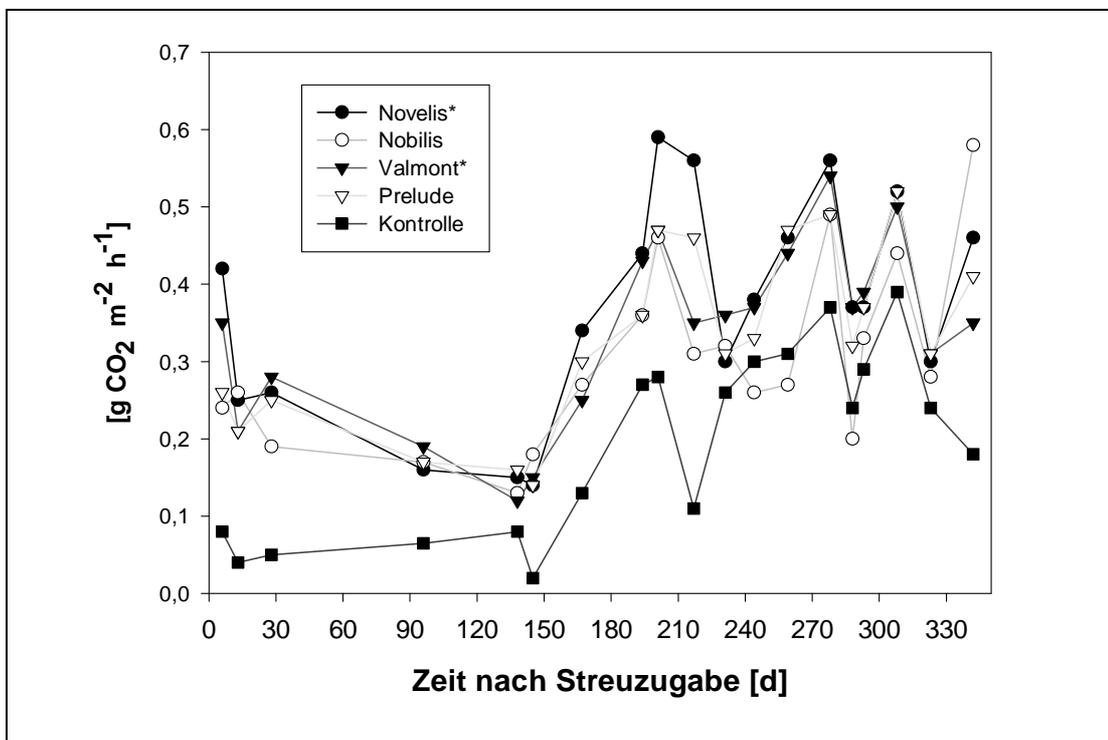


Abb. 3: Respirationsraten im Freiland im 2. Jahr.

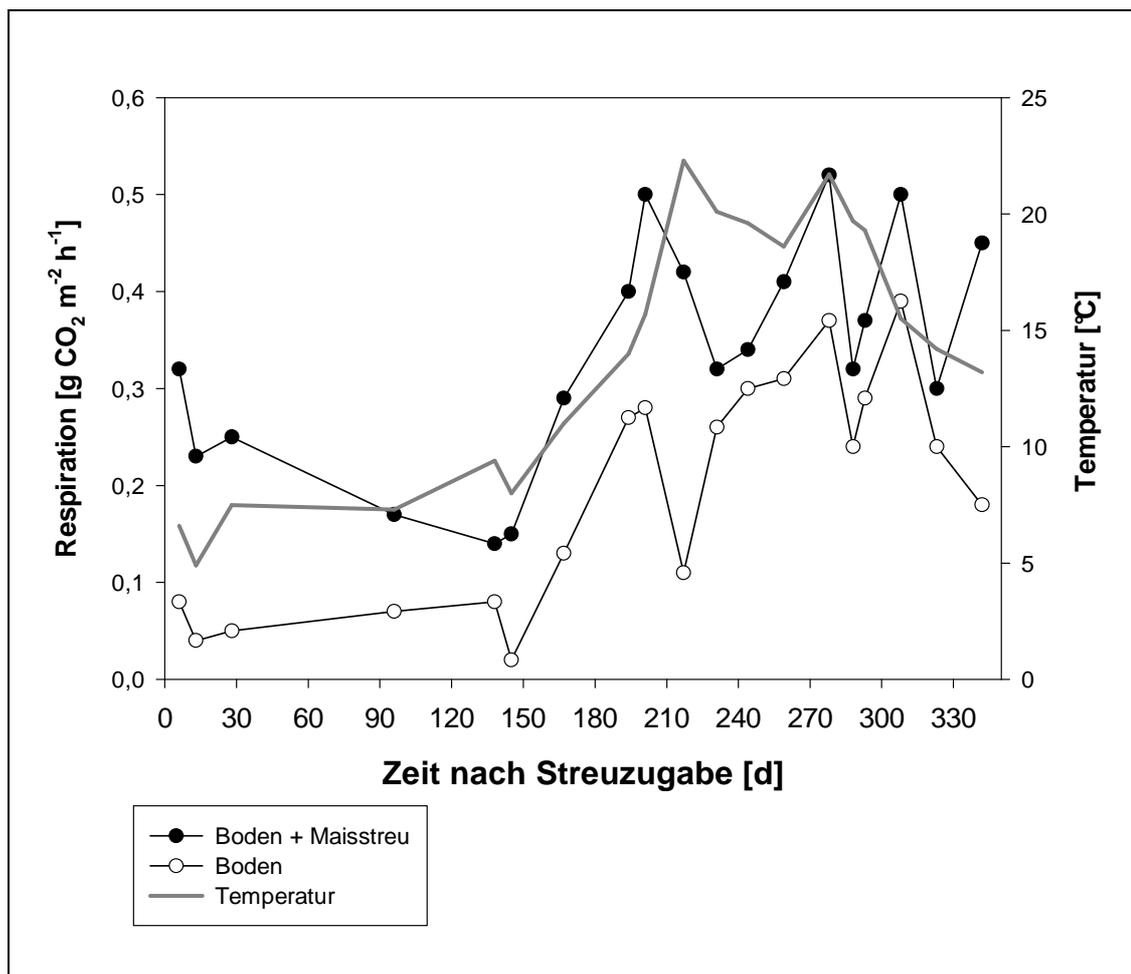


Abb. 4: Respiration mit und ohne Streuzugabe im 2. Jahr.

Tabelle 8: 3. Staffel (2004) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$].

Datum	Temperatur im Boden in 5 cm Tiefe [$^{\circ}\text{C}$]	Tag nach 3. Streuzugabe	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
06.10.04	13,2	0 (vor Streu)	0,46 \pm 0,16 a	0,58 \pm 0,01 a	0,35 \pm 0,08 a	0,41 \pm 0,07 a	0,18 \pm 0,14 a
07.10.04	11,3	1	0,86 \pm 0,26 c	0,33 \pm 0,06 b	0,65 \pm 0,15 c	0,39 \pm 0,05 b	0,02 \pm 0,01 a
08.10.04	11,3	2	1,03 \pm 0,21 c	0,43 \pm 0,11 b	0,67 \pm 0,19 b, c	0,46 \pm 0,06 b	0,07 \pm 0,07 a
09.10.04	10,1	3	1,01 \pm 0,17 c	0,56 \pm 0,16 b	0,76 \pm 0,09 b, c	0,61 \pm 0,15 b	0,10 \pm 0,07 a
10.10.04	12,1	4	0,86 \pm 0,37 b	0,48 \pm 0,14 b	0,60 \pm 0,10 b	0,46 \pm 0,04 b	0,08 \pm 0,03 a
11.10.04	9,9	5	0,49 \pm 0,12 c	0,29 \pm 0,08 b	0,40 \pm 0,07 b, c	0,39 \pm 0,05 b, c	0,08 \pm 0,04 a
12.10.04	8,8	6	0,32 \pm 0,07 b, c	0,22 \pm 0,04 b	0,31 \pm 0,05 c	0,27 \pm 0,04 b, c	0,11 \pm 0,06 a
13.10.04	7,3	7	0,36 \pm 0,08 b, c	0,25 \pm 0,06 b	0,36 \pm 0,05 c	0,34 \pm 0,04 b, c	0,13 \pm 0,06 a
14.10.04	7,2	8	0,31 \pm 0,07 b	0,22 \pm 0,07 b	0,28 \pm 0,06 b	0,28 \pm 0,06 b	0,08 \pm 0,04 a

a,b,c = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows; horizontal zu lesen!

\pm Standardabweichung

* transgene Maissorte

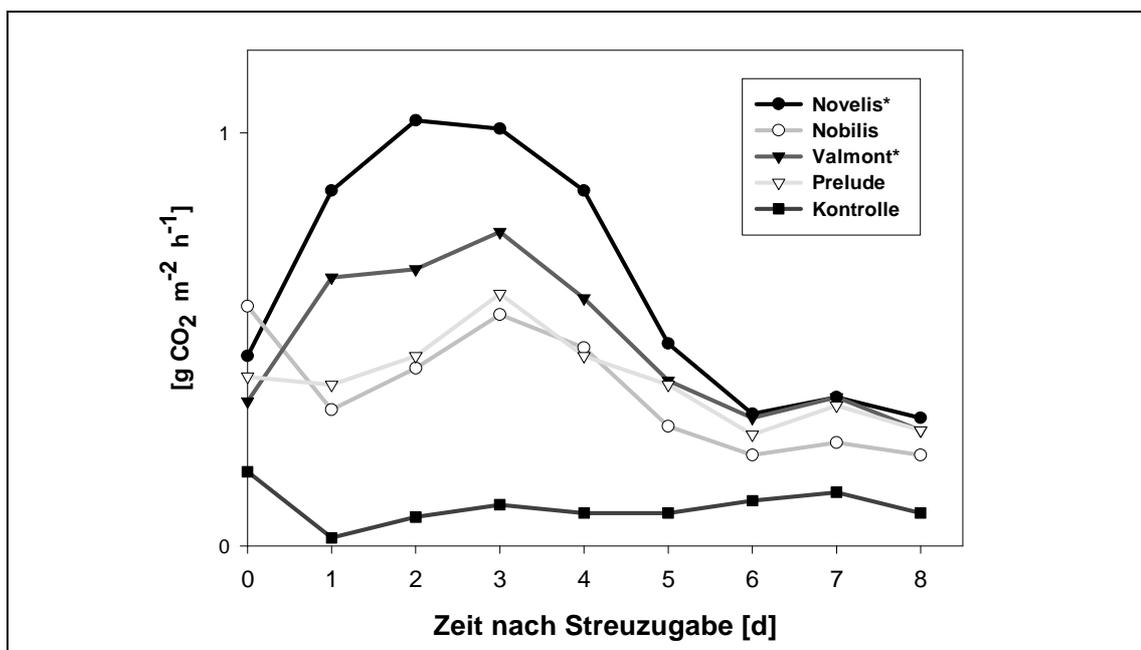


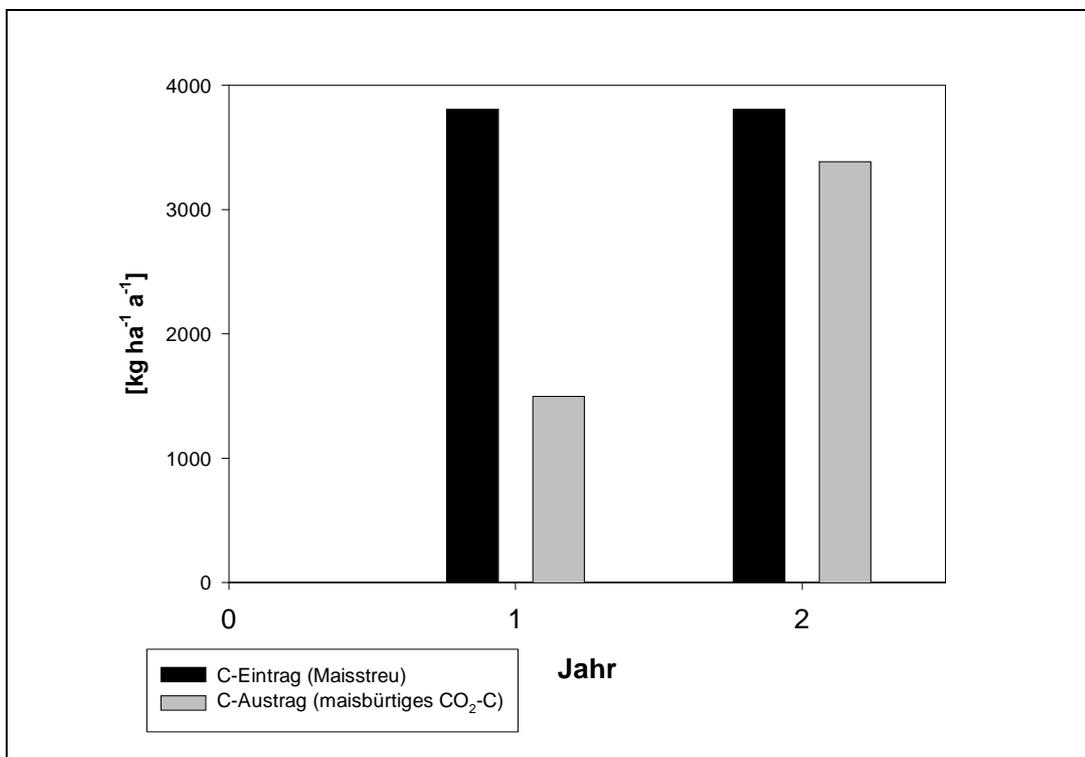
Abb. 5: Respirationsraten im Freiland / 3. Staffel.

Tabelle 9: CO₂-Austrag aus den Mikrokosmen.

	Jahr 1		Jahr 2	
	[kg CO ₂ -C ha ⁻¹]	[t CO ₂ -C ha ⁻¹]	[kg CO ₂ -C ha ⁻¹]	[t CO ₂ -C ha ⁻¹]
	pro d	pro a	pro d	pro a
Respiration Boden + Maisstreu	12,7 ± 7,6	4,6 ± 2,8	22,1 ± 7,6	8,1 ± 2,8
Respiration Boden	8,5 ± 6,4	3,1 ± 2,3	12,8 ± 7,8	4,7 ± 2,8

± Standardabweichung

In Tabelle 9 sind die CO₂-C-Raten der Mikrokosmen mit bzw. ohne Maisstreu pro Tag bzw. Jahr dargestellt. Die jeweilige Maissorte spielte bei dieser Darstellung aufgrund fehlender statistischer Unterschiede keine Rolle. Aus den verwendeten Maissorten wurde mit Mittelwerten aller Varianten gerechnet. Der Mais-C-Eintrag entsprach im Mittel 3,8 t ha⁻¹ a⁻¹. Durch Subtraktion der Respirationssumme des Bodens (= Gesamtsumme der im Versuch vorgenommenen Einzelmessungen der Respirationssraten des Bodens ohne Streuzugabe) von der Respirationssumme Mais und Boden erhält man den Mais-C-Austrag, der im ersten Jahr 1,5 und im zweiten Jahr 3,4 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ betrug und damit um mehr als das Doppelte gesteigert war.

**Abb. 6:** C-Eintrag versus maisbürtiger CO₂-C-Austrag [kg ha⁻¹ a⁻¹].

3.1.2 Bilanzierung des mineralischen Stickstoffs aus den Mikrokosmen

Bei der $\text{NO}_3\text{-N}$ -Messung lagen die Mittelwerte der Kontrollmikrokosmen im ersten Versuchsjahr in den meisten Fällen höher als die der Mikrokosmen mit Streueinmischung. Im zweiten Versuchsjahr war das nicht mehr der Fall.

In Tabelle 10 und Tabelle 11 sind die Ergebnisse der N-Bilanzierung dargestellt, deren Grundlage die Analysenwerte der $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte aus dem aufgefangenen Bodenwasser der Mikrokosmen bildete. Bei der Bilanzierung wurden jeweils die Mikrokosmen mit derselben Maissorte (7 Wiederholungen) zusammengefasst. Es ergaben sich in den $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalten in beiden Versuchsjahren keine statistisch signifikanten Unterschiede zwischen den Mikrokosmen mit verschiedener Streu.

Die durchschnittlichen Gesamtstickstoffgehalte ($n=11$) der Streu betragen bei Novelis* 0,6 %, bei Nobilis 1,3 %, bei Valmont* 1,1 % und bei Prelude 0,9 %. Daraus ergibt sich, dass pro Mikrokosmos pro Jahr bei der Sorte Novelis* im Durchschnitt 84 mg N, bei Nobilis 182 mg, bei Valmont* 154 mg und bei Prelude 126 mg N zugegeben wurden (von 14,0 g Streu bei jährlicher Einmischung). Die $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte des Bewässerungswassers wurden für die Berechnung des N-Eintrags in die Mikrokosmen über den gesamten Zeitraum gemittelt ($n=54$) und ergaben so 2,7 mg/l $\text{NO}_3\text{-N}$ und 0,01 mg/l $\text{NH}_4\text{-N}$. Daraus ergeben sich ein durchschnittlicher $\text{NO}_3\text{-N}$ -Eintrag von 29 mg sowie ein durchschnittlicher $\text{NH}_4\text{-N}$ -Eintrag von 0,1 mg aus dem Beregnungswasser in einen Mikrokosmos pro Jahr.

Die Ergebnisse der Messungen von $\text{NO}_3\text{-N}$ aus dem Bodenwasser der Mikrokosmen waren durchgängig durch große Standardabweichungen gekennzeichnet. Die Werte lagen bei einem Analysetermin oft zwischen 1 bis 30 mg/l $\text{NO}_3\text{-N}$ bei Mikrokosmen mit gleicher Streuzugabe. Die $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte des Bodenwassers der Einzelproben nahmen im allgemeinen Werte zwischen 0 und 0,1 mg/l ein und lagen somit in beiden Versuchsjahren in allen Fällen deutlich unter den $\text{NO}_3\text{-N}$ -Gehalten.

Aus der Gegenüberstellung von Stickstoffeintrag und –austrag (siehe Tabelle 11) geht hervor, dass die vier Maissorten sich schon im N-Gehalt allesamt statistisch nachweisbar unterscheiden und daher signifikant unterschiedliche N-Mengen in den Boden einbringen. In den jährlichen N-Bilanzen wirkt sich das letztlich nicht signifikant

aus. In allen Mikrokosmen mit Streuzumischung war die Stickstoffbilanz in beiden Jahren positiv, d.h. es wurde mehr Stickstoff eingebracht als ausgewaschen. Dabei fällt die Stickstoffbilanz der konventionellen Sorte Nobilis insofern auf, als dass die Sorte mit dem signifikant höchsten Stickstoffgehalt die durchschnittlich geringsten Stickstoffausträge aufweist: im ersten Jahr im Mittel 12 % N-Austrag und im zweiten Jahr 14 % N-Austrag (immer relativ zum N-Eintrag). Demgegenüber steht ihre transgene Sorte Novelis* mit dem signifikant geringsten Stickstoffgehalt und den durchschnittlich höchsten Stickstoffausträgen (im 1. Jahr im Mittel 31 % und im 2. Jahr im Mittel 25 %).

Die Kontrollmikrokosmen wiesen im ersten Versuchsjahr einen augenscheinlich höheren N-Austrag als –Eintrag auf (negative Stickstoffbilanz). Der N-Austrag mit einem Mittelwert von 31 kg ha⁻¹ a⁻¹ betrug gegenüber dem Eintrag mit 17,9 kg ha⁻¹ a⁻¹ durchschnittlich 172 %. Im zweiten Versuchsjahr stand der N-Austrag mit durchschnittlich 14,2 kg ha⁻¹ a⁻¹ dem Eintrag von 17,9 kg ha⁻¹ a⁻¹ gegenüber und entsprach somit im Mittel ungefähr 79 %.

Tabelle 10: Bilanzierung des mineralischen Stickstoffs aus den Mikrokosmen.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
NO ₃ -N Jahr 1 [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	20,3 ± 7,9 ^{ab}	15,3 ± 8,3 ^a	16,0 ± 9,5 ^{ab}	19,1 ± 8,8 ^{ab}	30,5 ± 4,8 ^b
NO ₃ -N Jahr 2 [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	16,7 ± 5,6 ^a	17,7 ± 5,2 ^a	15,2 ± 7,0 ^a	19,0 ± 5,6 ^a	13,9 ± 4,0 ^a
NO ₃ -N-Summe beider Jahre [kg ha ⁻¹]	37,0 ± 10,7 ^a	33,0 ± 10,9 ^a	31,2 ± 14,9 ^a	38,1 ± 11,9 ^a	44,4 ± 7,4 ^a
NH ₄ -N Jahr 1 [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	0,9 ± 0,7 ^a	0,7 ± 0,4 ^a	0,5 ± 0,3 ^a	0,8 ± 0,4 ^a	0,5 ± 0,3 ^a
NH ₄ -N Jahr 2 [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	0,5 ± 0,1 ^a	0,4 ± 0,1 ^a	0,4 ± 0,1 ^a	0,5 ± 0,1 ^a	0,3 ± 0,0 ^a
NH ₄ -N-Summe beider Jahre [kg ha ⁻¹]	1,4 ± 1,1 ^a	1,1 ± 0,7 ^a	0,9 ± 0,5 ^a	1,4 ± 0,6 ^a	0,8 ± 0,5 ^a

^{a,b,c} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 11: Gegenüberstellung von N-Eintrag und –Austrag.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
N-Eintrag pro Jahr ¹⁾ [kg ha ⁻¹]	70,8 ± 5,6 ^b	125,0 ± 3,7 ^e	111,8 ± 4,2 ^d	97,5 ± 3,8 ^c	17,9 ± 7,7 ^a
Jahr 1					
N-Gesamtaustrag [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	21,3 ± 8,2 ^{a,b}	16,0 ± 8,4 ^a	16,5 ± 9,7 ^{a,b}	20,0 ± 8,8 ^{a,b}	31,0 ± 4,9 ^b
Jahr 2					
N-Gesamtaustrag [kg ha ⁻¹ a ⁻¹]	17,1 ± 5,6 ^a	18,0 ± 5,2 ^a	15,6 ± 7,1 ^a	19,6 ± 5,5 ^a	14,2 ± 3,9 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

¹⁾ aus Streu und Beregnungswasser

3.1.3 Abschlussanalyse der Mikrokosmen

In Tabelle 12 auf Seite 35 sind die Analysenergebnisse der Mikrokosmen im Freiland nach zwei Zeitjahren und drei Streueinmischungen aufgeführt. Die dritte Streueinmischung lag zum endgültigen Probetermin erst 15 Tage zurück. Die ursprünglich 15 cm hohen Bodensäulen wurden zur Analyse in A-Abschnitte (0-5 cm Bodentiefe) und B-Abschnitte unterteilt (5-15 cm Bodentiefe), da die Streueinmischung innerhalb der oberen 5 cm erfolgte.

Für die Abschlussanalyse der Bodensäulen wurden für die A-Proben die mikrobiellen Messgrößen Ergosterolgehalt, Adenylatgehalt, Gehalt an mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff sowie der Gesamtkohlenstoff- und –stickstoffgehalt erhoben. An den B-Proben erfolgte nur die Bestimmung von mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff sowie des Gehaltes an Gesamtkohlenstoff und Gesamtstickstoff.

Beim Ergosterolgehalt der A-Proben lagen die Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis signifikant höher als Proben mit Streuzumischung der anderen Sorten. Die Proben mit der konventionellen Sorte Prelude lagen ebenfalls höher als die Proben mit der transgenen Sorte Valmont*, allerdings war dieser Unterschied nicht statistisch zu belegen. Die Ergosterolgehalte der A-Abschnitte der Kontrollsäulen lagen in allen Fällen deutlich unter denen der Säulen mit Streuzugaben.

Bei der Bestimmung des ATP- und des Gesamtadenylatgehaltes lagen die Werte aller Säulen mit Streu signifikant über der Kontrolle. Es waren jedoch keine

Sortenunterschiede statistisch nachzuweisen. Die AEC-Werte gestalteten sich bei allen Proben nahezu identisch.

Die Bestimmung des C_{mik} -Gehaltes der A-Proben ließ keine Sortenunterschiede erkennen. Die C_{mik} -Gehalte der Sorten waren hier gegenüber der Kontrolle erhöht. In der statistischen Auswertung unterschieden sich die Proben mit den Sorten Novelis* und Prelude aufgrund der hohen Standardabweichungen allerdings nicht signifikant von den Kontrollsäulen.

Der N_{mik} -Gehalt der A-Proben war bei den Säulen mit Streu signifikant höher als bei der Kontrolle und die Sorte Nobilis wies hier gegenüber der Sorte Valmont* einen signifikant erhöhten N_{mik} -Gehalt auf.

Bei den B-Proben ließen sich in der statistischen Auswertung der C_{mik} -Gehalte keinerlei Signifikanzen nachweisen, jedoch waren die C_{mik} -Gehalte der Kontrollsäulen etwas geringer als die der Säulen mit Streu. Die N_{mik} -Gehalte der B-Proben ließen ebenfalls keine Sortenunterschiede erkennen, aber die Sorten waren gegenüber der Kontrolle in allen Fällen signifikant erhöht. Die Bestimmung des C/N-Verhältnisses der B-Proben brachte in allen Fällen ungefähr gleiche Ergebnisse. Es waren hier keine Unterschiede nachweisbar.

Beim Vergleich der A- und B-Proben ist folgendes festzustellen: Die C_{mik} -Gehalte der A-Proben aus den oberen Säulenschichten waren gegenüber denen der B-Proben aus den unteren Säulenschichten deutlich erhöht, was sich durch die Streueinmischung in die oberen 5 cm des Bodens erklären lässt. Ähnlich verhielt es sich mit den N_{mik} -Gehalten, jedoch wiesen die Kontrollen der A- und B-Proben bei der N_{mik} -Bestimmung gleiche Werte auf.

Die C/N-Verhältnisse der A-Proben waren (mit Ausnahme der Kontrolle) im Durchschnitt gegenüber den B-Proben etwas erhöht.

Tabelle 12: Abschlussanalyse der Mikrokosmen im Freiland.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
A) Ergosterol [$\mu\text{g/g TB}$]	1,83 \pm 0,73 ^b	6,68 \pm 1,65 ^c	1,60 \pm 0,53 ^b	2,30 \pm 0,44 ^b	0,40 \pm 0,07 ^a
A) ATP [nmol/g TB]	3,49 \pm 0,53 ^b	4,06 \pm 0,61 ^b	3,44 \pm 0,51 ^b	3,40 \pm 0,34 ^b	1,38 \pm 0,39 ^a
A) Σ Adenylate [nmol/g TB]	5,19 \pm 0,76 ^b	6,00 \pm 0,85 ^b	4,97 \pm 0,61 ^b	5,05 \pm 0,41 ^b	2,01 \pm 0,56 ^a
A) AEC	0,79 \pm 0,02 ^a	0,79 \pm 0,02 ^a	0,79 \pm 0,03 ^a	0,78 \pm 0,01 ^a	0,79 \pm 0,03 ^a
A) C_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	727 \pm 327 ^{a,b}	1194 \pm 501 ^b	655 \pm 107 ^b	539 \pm 246 ^{a,b}	290 \pm 55 ^a
A) N_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	96 \pm 22 ^{b,c}	103 \pm 8 ^c	78 \pm 9 ^b	80 \pm 15 ^{b,c}	29 \pm 5 ^a
A) $C_{\text{mik}}/N_{\text{mik}}$	7,8 \pm 3,8 ^a	11,8 \pm 5,4 ^a	8,3 \pm 0,7 ^a	6,7 \pm 2,8 ^a	10,3 \pm 2,1 ^a
A) ATP/ C_{mik} [$\mu\text{mol ATP/g } C_{\text{mik}}$]	14,6 \pm 3,0 ^b	18,3 \pm 4,0 ^b	15,9 \pm 4,7 ^b	16,6 \pm 3,8 ^b	7,4 \pm 1,5 ^a
A) Ergosterol/ C_{mik} [$\mu\text{g Ergosterol/mg } C_{\text{mik}}$]	7,7 \pm 3,5 ^{a,b}	30,1 \pm 9,4 ^c	7,2 \pm 2,5 ^b	11,5 \pm 4,2 ^b	2,2 \pm 0,5 ^a
A) C_t [%]	1,6 \pm 0,1 ^{b,c}	1,8 \pm 0,1 ^c	1,5 \pm 0,1 ^b	1,5 \pm 0,1 ^b	1,2 \pm 0,0 ^a
A) N_t [%]	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a
A) C_t/N_t	11,9 \pm 0,5 ^c	11,6 \pm 0,6 ^{b,c}	10,8 \pm 0,5 ^{a,b}	11,2 \pm 0,4 ^{b,c}	10,3 \pm 0,5 ^a
B) C_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	242 \pm 34 ^a	225 \pm 23 ^a	226 \pm 42 ^a	211 \pm 33 ^a	186 \pm 38 ^a
B) N_{mik} [$\mu\text{g/g TB}$]	36 \pm 4 ^b	34 \pm 3 ^b	35 \pm 3 ^b	33 \pm 2 ^b	27 \pm 4 ^a
B) $C_{\text{mik}}/N_{\text{mik}}$	6,7 \pm 0,5 ^a	6,6 \pm 0,4 ^a	6,5 \pm 0,9 ^a	6,4 \pm 0,9 ^a	6,9 \pm 1,2 ^a
B) C_t [%]	1,2 \pm 0,1 ^a	1,2 \pm 0,1 ^a	1,3 \pm 0,1 ^a	1,2 \pm 0,1 ^a	1,2 \pm 0,1 ^a
B) N_t [%]	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a	0,1 \pm 0,0 ^a
B) C_t/N_t	10,7 \pm 0,4 ^a	10,9 \pm 0,5 ^a	10,6 \pm 0,3 ^a	10,5 \pm 0,2 ^a	10,8 \pm 0,4 ^a

A) 0-5 cm Bodentiefe

B) 5-15 cm Bodentiefe

^{a,b,c} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

 \pm Standardabweichung

Tabelle 13: C_{mik} , N_{mik} und Gesamt-C/-N aus der Abschlussanalyse.

	A-Proben (0-5 cm)		B-Proben (5-15 cm)	
	mit transgener Streu	mit konventioneller Streu	mit transgener Streu	mit konventioneller Streu
C_{mik} [$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	691 \pm 237	867 \pm 509	234 \pm 38	218 \pm 28
N_{mik} [$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	87 \pm 18	92 \pm 16	35 \pm 3	34 \pm 3
$C_{\text{mik}}/N_{\text{mik}}$	8,0 \pm 2,7	9,3 \pm 4,9	6,6 \pm 0,7	6,5 \pm 0,7
C_t/N_t	11,3 \pm 0,7	11,4 \pm 0,5	10,7 \pm 0,4	10,7 \pm 0,4

\pm Standardabweichung

In Tabelle 13 sind die Testergebnisse zwischen transgener und konventioneller Streu für die Abschlussanalyse zusammengefasst. Es ergaben sich mit dem t-Test keine statistisch nachweisbaren Unterschiede zwischen den Proben mit transgener bzw. konventioneller Streu. Allerdings waren die C_{mik} - und N_{mik} -Gehalte der A-Proben signifikant von den B-Proben verschieden (t-Test). Die Gesamt-C-N-Verhältnisse der oberen Bodenschicht (A-Proben) waren höher als die der unteren Bodenschicht (B-Proben).

3.2 Ergebnisse zur Quantifizierung der Streumineralisation im Freiland

Bei diesem Versuch konnte über die Bestimmungen der C- und N-Gehalte der Proben mit und ohne Streu sowie über die stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ die Maisstreumineralisation im Jahresverlauf im Freiland quantifiziert werden. Im Zeitraum von Oktober bis Januar, also nach drei Monaten, waren trotz winterlicher Temperaturen bei allen vier Sorten im Mittel bereits zwischen ungefähr 40 bis 50 % der Streu mineralisiert. Mit fortschreitendem Zeitgang ließ sich ein logarithmischer Verlauf des Streuverlustes erkennen (siehe Abb. 8). Nach sechs Monaten waren im Durchschnitt zwischen 50 und 60 % der Maisstreu mineralisiert, nach neun Monaten 60 bis 70 % und nach einem Jahr zwischen knapp 70 und 80 %. In Tabelle 14 ist der Streuverlust bezogen auf die eingesetzte Streukohlenstoffmenge von 16,6 mg Streu-C/ g TB dargestellt. Bei der Streumineralisation im Jahresverlauf waren zwischen den Sorten keine statistischen Unterschiede nachweisbar. Also gab es auch keinen Anhaltspunkt verschieden gearteter Abbau- bzw. Mineralisationsraten hinsichtlich transgener / konventioneller Maisstreu.

Tabelle 14: Maisstreuverlust [mg Streu-C g⁻¹ TB] im Jahresverlauf von 16,6 mg Streu-C-Zugabe g⁻¹ TB.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude
nach 3 Monaten	6,4 ± 1,8	6,0 ± 2,0	7,7 ± 1,2	8,0 ± 2,5
nach 6 Monaten	9,7 ± 1,9	7,9 ± 3,3	9,4 ± 1,7	10,3 ± 2,1
nach 9 Monaten	11,5 ± 1,6	9,7 ± 1,8	11,4 ± 1,4	10,6 ± 1,1
nach 12 Monaten	13,0 ± 0,9	11,8 ± 1,4	12,0 ± 1,0	11,2 ± 1,6

* transgene Maissorte
± Standardabweichung

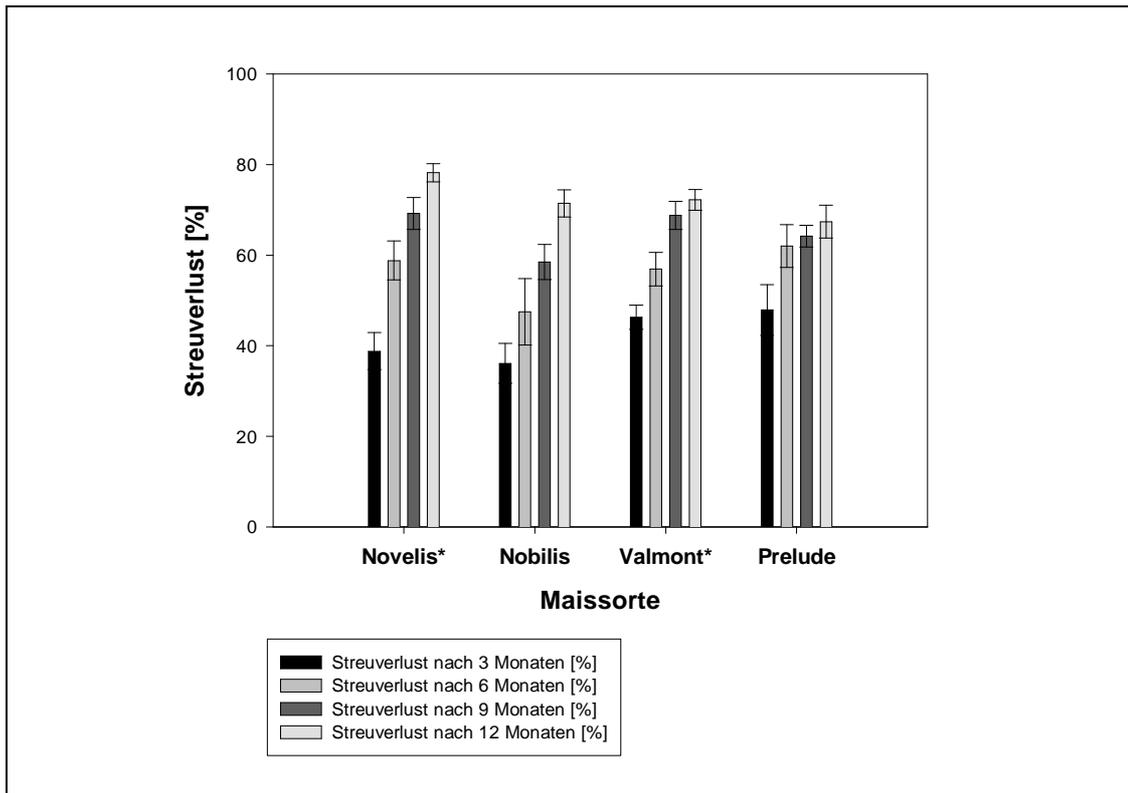


Abb. 7: Maisstreuverlust im Freiland [%].

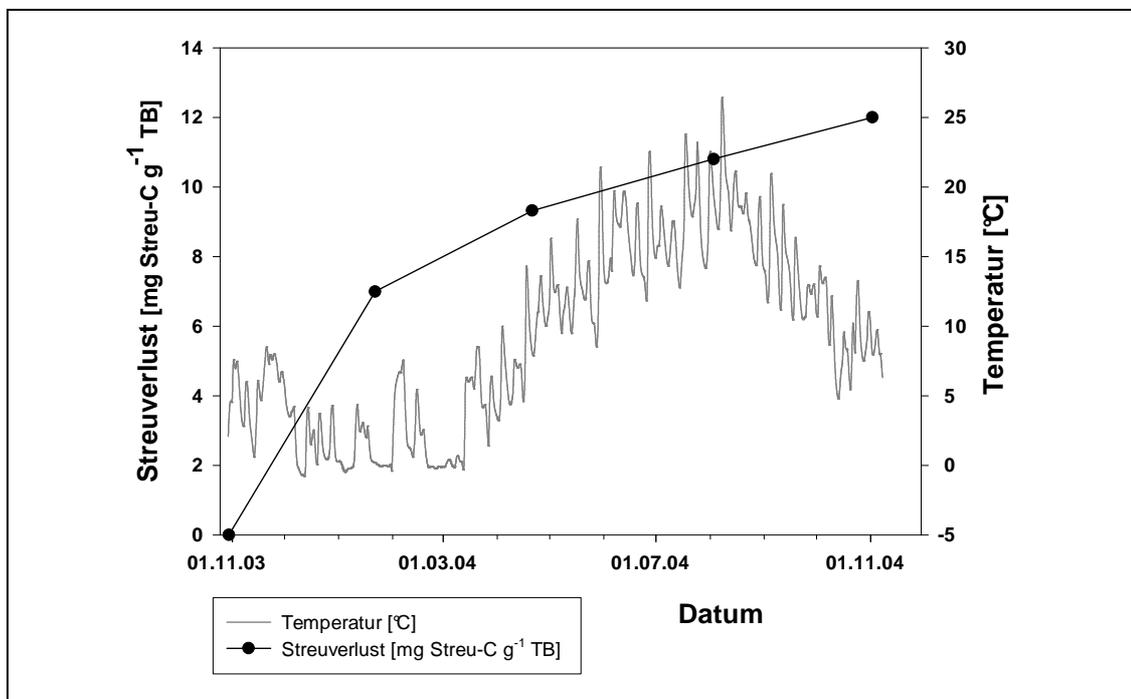


Abb. 8: Maisstreuverlust [mg Streu-C g⁻¹ TB] versus Temperatur.

3.3 Ergebnisse des Inkubationsversuches bei verschiedenen Temperaturen

In Tabelle 15, Tabelle 16 und Tabelle 17 sind die Respirationsraten der Proben mit den entsprechenden Standardabweichungen und Signifikanzunterschieden der Temperaturführungen 5°C, 15°C und 25°C aufgeführt. Abb. 9, 10 und 11 veranschaulichen die Respirationsverläufe graphisch. Bei allen drei Temperaturführungen lagen die Respirationsraten der Proben mit transgener Streu anfangs signifikant über denen mit konventioneller Streu. Bei 5°C verzeichneten die Proben mit Novelis* mit durchschnittlich 271 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$ und die Proben mit Valmont* mit durchschnittlich 253 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$ am vierten Tag nach Streuzugabe einen Atmungspeak. Bei 15°C war der Atmungspeak bereits am zweiten Tag mit 603 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$ bei Novelis* und 578 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$ bei Valmont* festzustellen. Bei 25°C waren die höchsten Respirationsraten bei den Proben mit den transgenen Sorten am ersten Tag feststellbar. Die Proben mit Novelis* verzeichneten hier im Mittel 754 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$ und die mit Valmont* 767 $\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$. Die Proben mit der konventionellen Streu Nobilis und Prelude erreichten an keinem Tag vergleichbar hohe Respirationsraten, jedoch zeigen die C-Summen und Maisstreureste nach 49 Tagen keinen Trend hinsichtlich unterschiedlichen Abbauverhaltens transgener bzw. konventioneller Maisstreu im Boden.

Tabelle 18 verdeutlicht den Einfluss der festen Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt einzeln sowie in Kombination auf die Respirationsrate. p-Werte $\leq 0,05$ bedeuten einen signifikanten Einfluss des Faktors / der Faktoren auf die Respiration (Univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5). Von Tag 1 bis 4 haben Temperatur, Bt-Gehalt sowie Temperatur und Bt-Gehalt gekoppelt einen signifikanten Einfluss auf die Respirationsraten. An Tag 9 hat der Bt-Gehalt keinen signifikanten Einfluss auf die Respirationsrate. Die Kombination Temperaturführung und Bt-Gehalt übt hier allerdings einen signifikanten Einfluss aus. An Tag 49 üben wiederum der Bt-Gehalt und die Temperatur einen signifikanten Einfluss aus. Die beiden Faktoren in Kombination sind aber nicht signifikant.

Tabelle 15: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 5°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 1	58,3 ± 48,9 ^{a,b}	66,0 ± 13,3 ^b	48,2 ± 10,2 ^b	68,6 ± 29,0 ^{a,b}	8,4 ± 6,0 ^a
Tag 2	117,5 ± 13,6 ^c	93,1 ± 9,1 ^{b,c}	88,8 ± 10,8 ^{b,c}	67,8 ± 14,9 ^b	8,4 ± 6,0 ^a
Tag 4	270,8 ± 8,9 ^d	62,4 ± 4,9 ^b	253,4 ± 23,7 ^d	88,6 ± 11,2 ^c	8,4 ± 6,0 ^a
Tag 7	187,6 ± 13,3 ^d	71,9 ± 10,4 ^b	120,7 ± 13,5 ^c	79,2 ± 5,9 ^b	18,6 ± 7,5 ^a
Tag 9	85,9 ± 4,0 ^c	60,3 ± 4,8 ^b	104,5 ± 3,7 ^d	70,7 ± 6,0 ^b	5,5 ± 1,3 ^a
Tag 11	62,8 ± 5,7 ^b	78,8 ± 5,1 ^c	125,1 ± 5,6 ^e	97,2 ± 7,2 ^d	5,5 ± 1,3 ^a
Tag 14	50,6 ± 0,6 ^b	90,6 ± 8,6 ^{c,d}	101,8 ± 3,2 ^d	85,5 ± 3,6 ^c	2,4 ± 0,5 ^a
Tag 17	40,1 ± 2,3 ^b	116,2 ± 9,7 ^e	92,1 ± 2,2 ^d	69,3 ± 8,2 ^c	3,4 ± 2,6 ^a
Tag 21	34,0 ± 7,2 ^a	75,5 ± 5,4 ^c	74,2 ± 3,0 ^c	51,0 ± 4,1 ^b	10,5 ± 11,5 ^a
Tag 25	32,7 ± 1,6 ^b	68,7 ± 5,0 ^d	69,9 ± 1,2 ^d	50,2 ± 2,9 ^c	1,2 ± 1,3 ^a
Tag 30	32,9 ± 2,9 ^b	63,5 ± 3,4 ^d	65,6 ± 2,6 ^d	50,5 ± 2,2 ^c	3,0 ± 1,5 ^a
Tag 37	58,3 ± 4,0 ^b	101,7 ± 3,2 ^d	100,8 ± 1,5 ^d	83,6 ± 4,0 ^c	3,0 ± 1,5 ^a
Tag 44	25,0 ± 6,6 ^b	31,2 ± 3,6 ^b	31,6 ± 3,8 ^b	27,9 ± 5,5 ^b	1,3 ± 1,0 ^a
Tag 49	13,3 ± 2,0 ^b	26,5 ± 3,1 ^c	22,6 ± 4,0 ^c	23,7 ± 2,3 ^c	3,2 ± 1,2 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 16: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 15°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 1	157,6 ± 13,1 ^b	154,1 ± 6,6 ^b	132,3 ± 27,4 ^b	122,2 ± 47,7 ^{a,b}	6,2 ± 4,5 ^a
Tag 2	602,7 ± 23,6 ^d	193,3 ± 11,2 ^b	578,0 ± 16,2 ^d	234,6 ± 8,5 ^c	6,2 ± 4,5 ^a
Tag 4	274,0 ± 13,5 ^c	172,5 ± 19,3 ^b	270,4 ± 21,1 ^c	164,7 ± 19,9 ^b	6,2 ± 4,5 ^a
Tag 7	108,8 ± 5,2 ^b	195,3 ± 7,2 ^c	201,9 ± 14,4 ^c	172,4 ± 27,8 ^{b,c}	9,9 ± 6,8 ^a
Tag 9	85,3 ± 3,7 ^b	168,3 ± 6,7 ^d	164,0 ± 7,5 ^d	117,2 ± 4,3 ^c	10,1 ± 5,5 ^a
Tag 11	77,0 ± 3,9 ^b	144,3 ± 5,0 ^d	149,4 ± 8,9 ^d	112,4 ± 7,4 ^c	10,1 ± 5,5 ^a
Tag 14	65,8 ± 3,2 ^b	116,4 ± 3,0 ^d	118,7 ± 5,2 ^d	94,9 ± 6,5 ^c	7,5 ± 3,5 ^a
Tag 17	54,2 ± 3,1 ^a	96,0 ± 2,8 ^{b,c}	100,8 ± 7,1 ^c	80,3 ± 8,6 ^b	4,2 ± 4,1 ^a
Tag 21	50,8 ± 4,6 ^b	79,0 ± 3,1 ^c	79,6 ± 6,1 ^c	68,8 ± 11,1 ^{b,c}	1,3 ± 2,5 ^a
Tag 25	48,4 ± 4,1 ^b	80,9 ± 5,5 ^d	74,5 ± 5,3 ^{c,d}	65,3 ± 6,4 ^c	3,0 ± 4,3 ^a
Tag 30	46,6 ± 1,0 ^b	63,8 ± 4,5 ^c	64,9 ± 4,0 ^c	71,0 ± 10,7 ^{b,c}	1,5 ± 1,7 ^a
Tag 37	47,6 ± 1,8 ^b	55,4 ± 1,3 ^c	60,9 ± 4,5 ^c	72,3 ± 9,4 ^c	2,7 ± 2,5 ^a
Tag 44	45,8 ± 2,7 ^b	50,0 ± 1,8 ^{b,c}	57,0 ± 4,1 ^c	66,3 ± 8,0 ^c	1,8 ± 1,1 ^a
Tag 49	40,5 ± 2,5 ^b	46,3 ± 2,5 ^{b,c}	51,8 ± 4,9 ^c	55,6 ± 6,1 ^c	5,0 ± 1,2 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

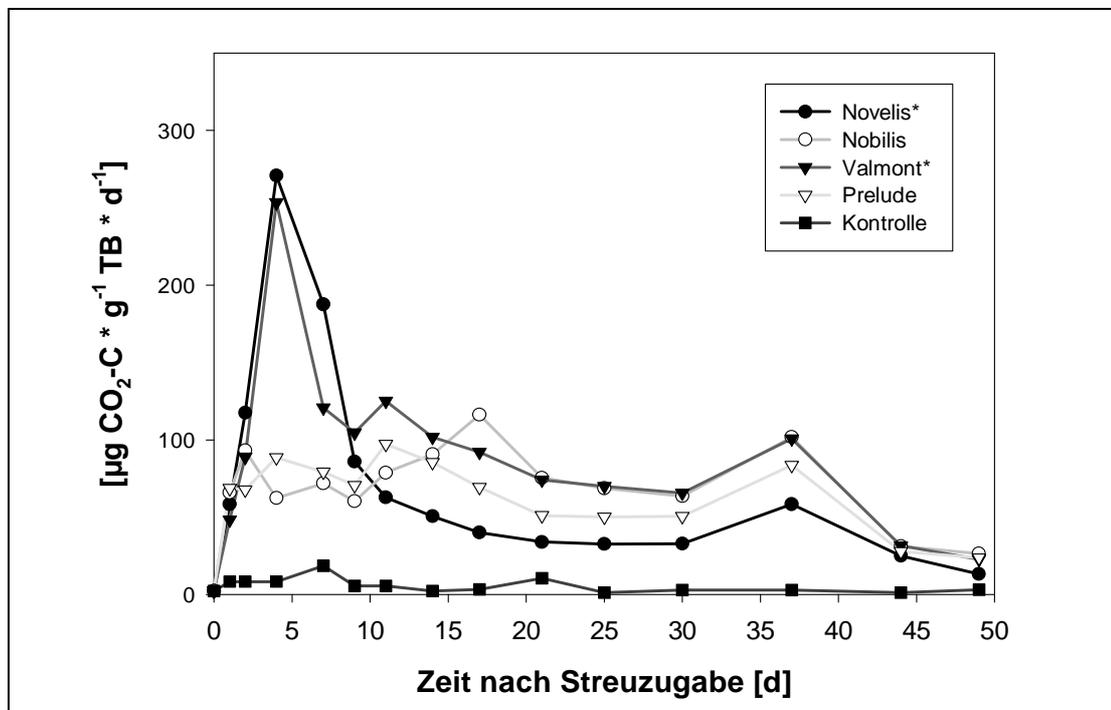
Tabelle 17: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im Inkubationsversuch bei 25°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 1	754,4 ± 18,8 ^c	360,3 ± 10,1 ^b	767,2 ± 10,4 ^c	389,7 ± 23,1 ^b	47,6 ± 15,7 ^a
Tag 2	627,3 ± 19,5 ^d	472,9 ± 18,7 ^b	572,1 ± 9,4 ^c	436,9 ± 8,2 ^b	47,6 ± 15,7 ^a
Tag 4	292,9 ± 43,0 ^b	513,7 ± 28,3 ^c	475,2 ± 21,1 ^c	372,2 ± 19,9 ^b	47,6 ± 15,7 ^a
Tag 7	164,3 ± 7,9 ^b	287,2 ± 9,1 ^c	301,7 ± 13,7 ^c	215,6 ± 19,0 ^b	13,1 ± 8,4 ^a
Tag 9	145,0 ± 4,9 ^b	181,0 ± 4,0 ^c	205,6 ± 10,5 ^d	170,9 ± 4,9 ^c	7,9 ± 1,5 ^a
Tag 11	128,1 ± 7,4 ^b	151,4 ± 2,7 ^c	178,4 ± 12,3 ^c	162,0 ± 6,3 ^c	7,9 ± 1,5 ^a
Tag 14	132,5 ± 10,5 ^b	133,1 ± 3,4 ^b	158,3 ± 6,2 ^c	157,8 ± 4,7 ^c	5,7 ± 2,2 ^a
Tag 17	124,6 ± 11,0 ^b	115,7 ± 3,9 ^b	131,2 ± 9,1 ^b	137,9 ± 8,3 ^b	12,0 ± 7,8 ^a
Tag 21	94,0 ± 6,3 ^b	99,2 ± 7,1 ^b	100,1 ± 7,9 ^b	103,6 ± 6,0 ^b	4,3 ± 4,3 ^a
Tag 25	78,0 ± 6,3 ^b	87,6 ± 5,6 ^b	78,8 ± 7,4 ^b	78,0 ± 10,4 ^b	2,8 ± 1,7 ^a
Tag 30	57,5 ± 3,9 ^b	83,4 ± 3,6 ^c	71,3 ± 6,9 ^{b,c}	62,8 ± 1,2 ^b	5,4 ± 1,0 ^a
Tag 37	47,5 ± 1,7 ^b	82,6 ± 4,3 ^d	66,0 ± 7,6 ^c	57,6 ± 1,9 ^c	4,4 ± 2,0 ^a
Tag 44	40,5 ± 1,5 ^b	83,1 ± 9,6 ^d	69,6 ± 10,0 ^{c,d}	57,3 ± 2,0 ^c	3,0 ± 1,3 ^a
Tag 49	43,7 ± 1,8 ^b	86,2 ± 11,6 ^c	79,0 ± 10,2 ^c	70,9 ± 5,5 ^c	4,3 ± 1,9 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

**Abb. 9:** Respirationsraten bei 5°C.

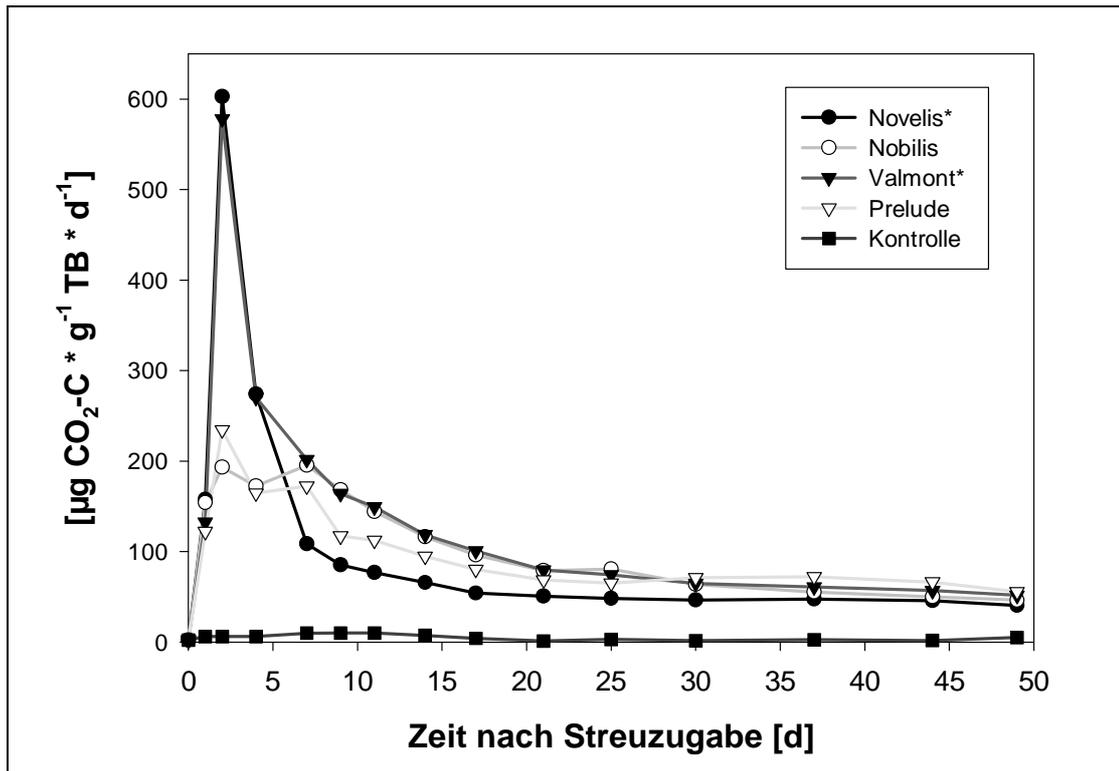


Abb. 10: Respirationsraten bei 15°C.

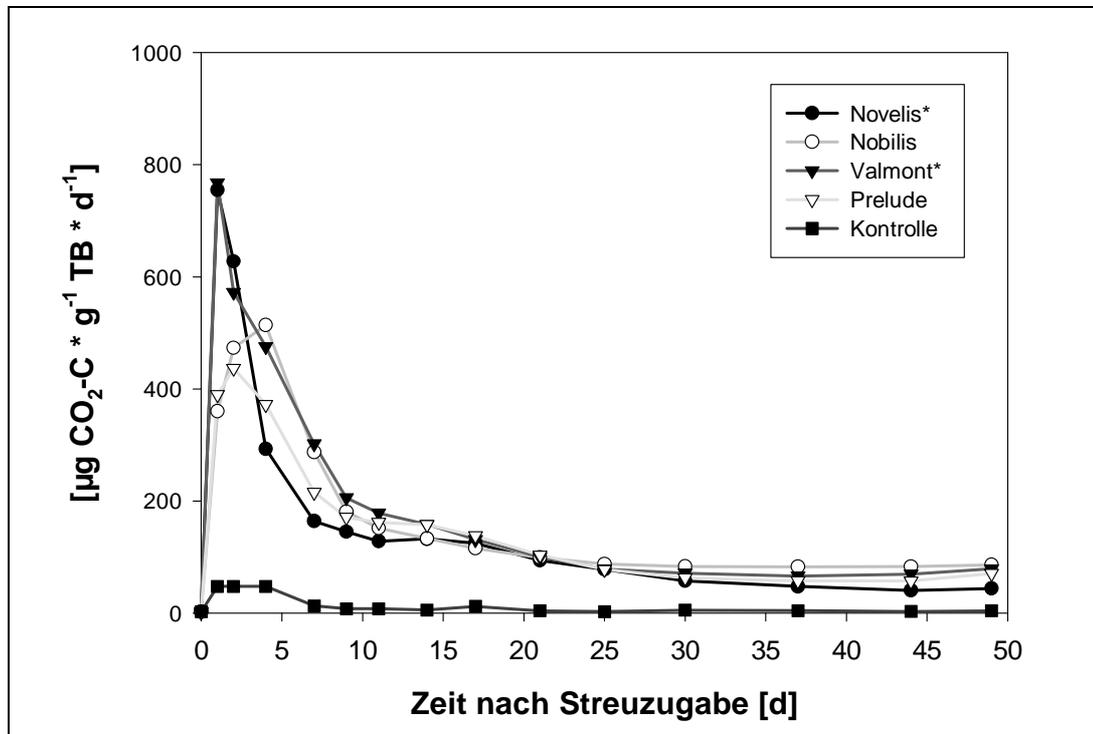


Abb. 11: Respirationsraten bei 25°C.

Tabelle 18: p-Werte der Respirationsraten im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Einflussgrößen	p-Werte der Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$]				
	Tag 1	Tag 2	Tag 4	Tag 9	Tag 49
Temperatur	0,000 *	0,000 *	0,000 *	0,000 *	0,000 *
Bt ^{+/}	0,000 *	0,000 *	0,000 *	0,603	0,001 *
Temperatur*Bt ^{+/}	0,000 *	0,000 *	0,000 *	0,015 *	0,127

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Die Tabellen 19, 21 und 23 zeigen Ergebnisse der Bestimmungen mikrobieller Messgrößen. Der Fokus lag auf der Betrachtung der Sortenpaare Novelis*/Nobilis und Valmont*/Prelude.

Die Bestimmung des ATP- und Gesamtadenylatgehaltes 49 Tage nach Streuzugabe zeigte bei allen Temperaturführungen bei den Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis im Mittel höhere Werte als bei der transgenen Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont*/Prelude erbrachten die Adenylatebestimmungen keinen Trend. Die Adenylate-Energy-Charge-Werte waren bei allen Proben mit bzw. ohne Streuzugabe gleich.

Tabelle 20 stellt mit Abbildung der p-Werte den Einfluss der Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt auf den ATP-Gehalt, die Summe der Adenylate (Gesamtadenylatgehalt) sowie den AEC-Wert dar. Es wird deutlich, dass die Temperatur hier immer einen signifikanten Einfluss ausübt, der Bt-Gehalt sich aber nur bei der Bestimmung der AEC-Werte als signifikanter Einflussfaktor darstellt. Die Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt haben kombiniert keinen signifikanten Einfluss auf ATP- und Gesamtadenylatgehalt sowie AEC-Wert.

Tabelle 19: ATP-Gehalt, Σ Gesamtadenylate, AEC nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Maissorte / Temperatur	ATP [nmol g ⁻¹ TB]	Σ Adenylate [nmol g ⁻¹ TB]	AEC
5°C			
Novelis*	4,38 ± 0,23 ^b	6,76 ± 0,19 ^b	0,78 ± 0,02 ^a
Nobilis	7,76 ± 1,46 ^{b,c,d}	10,99 ± 1,70 ^{c,d}	0,81 ± 0,02 ^a
Valmont*	8,60 ± 0,73 ^d	12,05 ± 0,93 ^d	0,82 ± 0,01 ^a
Prelude	6,18 ± 0,56 ^c	8,89 ± 0,97 ^{b,c}	0,81 ± 0,01 ^a
Kontrolle	1,14 ± 0,40 ^a	1,72 ± 0,47 ^a	0,77 ± 0,05 ^a
15°C			
Novelis*	4,08 ± 0,73 ^b	6,09 ± 1,07 ^b	0,78 ± 0,01 ^a
Nobilis	7,50 ± 1,29 ^c	10,72 ± 1,76 ^c	0,81 ± 0,02 ^a
Valmont*	7,12 ± 1,40 ^{b,c}	10,70 ± 1,62 ^c	0,78 ± 0,03 ^a
Prelude	4,77 ± 0,69 ^{b,c}	6,86 ± 0,75 ^b	0,81 ± 0,02 ^a
Kontrolle	1,28 ± 0,17 ^a	1,87 ± 0,20 ^a	0,79 ± 0,02 ^a
25°C			
Novelis*	3,53 ± 1,03 ^{a,b}	5,32 ± 1,13 ^b	0,77 ± 0,04 ^a
Nobilis	5,81 ± 1,10 ^b	8,48 ± 1,31 ^c	0,79 ± 0,02 ^a
Valmont*	4,38 ± 1,10 ^b	6,74 ± 1,10 ^{b,c}	0,77 ± 0,04 ^a
Prelude	4,83 ± 0,38 ^b	7,23 ± 0,35 ^{b,c}	0,79 ± 0,01 ^a
Kontrolle	1,51 ± 0,18 ^a	2,16 ± 0,12 ^a	0,81 ± 0,04 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 20: p-Werte der Adenylatebestimmung nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Einflussgrößen	p-Werte		
	ATP [nmol g ⁻¹ TB]	∑ Adenylate [nmol g ⁻¹ TB]	AEC
Temperatur	0,001 *	0,001 *	0,008 *
Bt ^{+/−}	0,061	0,099	0,007 *
Temperatur*Bt ^{+/−}	0,624	0,495	0,726

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Tabelle 21: Ergosterolgehalt, C_{mik} , N_{mik} nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Maissorte / Temperatur	Ergosterol	C_{mik}	N_{mik}
	[μg g ⁻¹ TB]	[μg g ⁻¹ TB]	[μg g ⁻¹ TB]
5°C			
Novelis*	6,51 ± 1,47 ^b	863 ± 59 ^b	104 ± 7 ^b
Nobilis	18,04 ± 4,04 ^c	1164 ± 148 ^{b,c}	155 ± 20 ^{c,d}
Valmont*	14,55 ± 3,72 ^{b,c}	1146 ± 100 ^c	149 ± 10 ^d
Prelude	12,08 ± 2,32 ^{b,c}	977 ± 107 ^{b,c}	115 ± 12 ^{b,c}
Kontrolle	0,34 ± 0,08 ^a	152 ± 16 ^a	6 ± 6 ^a
15°C			
Novelis*	8,31 ± 0,77 ^b	463 ± 85 ^b	53 ± 10 ^b
Nobilis	12,03 ± 3,08 ^b	851 ± 150 ^c	122 ± 14 ^d
Valmont*	11,52 ± 1,94 ^b	910 ± 109 ^c	115 ± 6 ^d
Prelude	13,52 ± 2,68 ^b	687 ± 44 ^c	90 ± 8 ^c
Kontrolle	0,30 ± 0,03 ^a	179 ± 10 ^a	11 ± 6 ^a
25°C			
Novelis*	7,03 ± 1,05 ^b	438 ± 52 ^b	54 ± 4 ^b
Nobilis	8,15 ± 1,21 ^b	738 ± 35 ^d	117 ± 7 ^d
Valmont*	6,61 ± 2,00 ^b	571 ± 43 ^c	90 ± 10 ^c
Prelude	7,56 ± 1,24 ^b	487 ± 98 ^{a,b,c,d}	72 ± 5 ^c
Kontrolle	0,28 ± 0,05 ^a	193 ± 27 ^a	10 ± 13 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 21 stellt die Mittelwerte der mikrobiellen Messgrößen Ergosterol, mikrobieller Kohlenstoff und mikrobieller Stickstoff der Proben der unterschiedlichen Temperaturführungen nach 49 Tagen dar. Das Sortenpaar Novelis*/Nobilis zeigt im Mittel erhöhte Werte der Proben mit Zumischung der konventionellen Sorte Nobilis

gegenüber Novelis* bei allen drei Temperaturen. Ein signifikanter Unterschied ist allerdings nur bei der 5°C-Temperaturführung zu belegen. C_{mik} und N_{mik} sind bei den Proben mit Nobilis gegenüber Novelis* ebenfalls im Durchschnitt erhöht. Diese Unterschiede lassen sich mit Signifikanzen belegen (Ausnahme: 5°C C_{mik}).

Bei Betrachtung des Sortenpaares Valmont*/Prelude lassen sich bezüglich dieser Messgrößen wiederum keine durchgängigen Trends feststellen. Somit ist keine zusammenfassende Aussage bezüglich konventioneller oder transgener Maisstreueinmischung in den Boden hinsichtlich dieser mikrobiellen Messgrößen möglich. Tabelle 22 zeigt anhand der p-Werte den Einfluss von Temperatur und Bt-Gehalt auf Ergosterol-, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt. Es wird deutlich, dass die Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt als Einzelfaktoren signifikanten Einfluss auf die Messgrößen ausüben. Der Einfluss der Temperatur ist größer als der des Bt-Gehaltes, da die p-Werte der Temperatur kleiner sind als die des Bt-Gehaltes. Die Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt in Kombination wirken aber nicht signifikant.

Tabelle 22: p-Werte der Ergosterol- und C_{mik} - und N_{mik} -Bestimmung nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Einflussgrößen	p-Werte		
	Ergosterol	C_{mik}	N_{mik}
	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]
Temperatur	0,001 *	0,000 *	0,000 *
Bt ^{+/-}	0,002 *	0,029 *	0,007 *
Temperatur*Bt ^{+/-}	0,243	0,733	0,580

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Aus Tabelle 23 wird ersichtlich, dass die C-Summen der Proben mit transgener Streuzumischung nach 9 Tagen, dem Zeitraum der größten Aktivität, größtenteils höher liegen als die mit konventioneller Streuzugabe. Eine Ausnahme bildet das Sortenpaar Novelis*/Nobilis bei 25°C.

Nach 49 Tagen erwiesen sich bei allen Temperaturen die C-Summen der Proben mit der konventionellen Streu Nobilis als signifikant höher gegenüber den Proben mit Zumischung der transgenen Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont*/Prelude verhielt es sich genau umgekehrt.

Mit Hilfe der Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ließen sich die Maisstreureste nach 49 Tagen im Boden sowie der C_4 -Gehalt in der mikrobiellen Biomasse [$\mu\text{g g}^{-1}$] und daraus der prozentuale Anteil von C_4 an mikrobiellem C berechnen. Bei Betrachtung des Sortenpaares Novelis*/Nobilis zeigte sich, dass die C_4 -Werte in der mikrobiellen Biomasse bei Einsatz der Sorte Nobilis bei allen drei Temperaturführungen zu signifikant höheren C_4 -Werten in der mikrobiellen Biomasse führten gegenüber der transgenen Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont*/Prelude zeigten sich bei Valmont* im Durchschnitt höhere C_4 -Werte, aber nur bei 15°C war dieses Ergebnis signifikant belegbar.

Tabelle 23: C-Summen und C_4 im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Maissorte / Temperatur	C-Summe der Respirationsraten		C ₄ in mikrobieller Biomasse	Anteil C ₄ an mikrobiellem C
	[$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB}$]		[$\mu\text{g g}^{-1}$]	[%]
	nach 9 d	nach 49 d	nach 49 d	nach 49 d
5°C				
Novelis*	1451,8 ± 26,3 ^d	2929,2 ± 75,1 ^b	656,1 ± 55,0 ^a	76,2 ± 6,2 ^a
Nobilis	620,0 ± 42,6 ^b	3357,0 ± 106,1 ^c	1057,3 ± 40,7 ^b	90,8 ± 1,2 ^b
Valmont*	1215,1 ± 65,0 ^c	3990,3 ± 70,1 ^d	994,2 ± 86,1 ^b	86,8 ± 2,7 ^b
Prelude	692,6 ± 36,0 ^b	2905,6 ± 62,9 ^b	842,5 ± 67,4 ^b	86,5 ± 3,2 ^b
Kontrolle	72,6 ± 27,9 ^a	208,0 ± 44,3 ^a	/	/
15°C				
Novelis*	1825,1 ± 34,1 ^c	3821,2 ± 45,3 ^b	396,8 ± 85,3 ^a	85,3 ± 5,6 ^a
Nobilis	1614,9 ± 63,5 ^b	4466,9 ± 119,8 ^c	831,9 ± 149,0 ^{b,c}	97,8 ± 2,2 ^b
Valmont*	2199,7 ± 92,3 ^d	5180,2 ± 242,8 ^d	778,0 ± 99,2 ^c	85,6 ± 6,8 ^{a,b}
Prelude	1440,1 ± 100,4 ^b	4325,4 ± 322,1 ^{b,c}	565,2 ± 57,8 ^b	82,3 ± 7,2 ^a
Kontrolle	41,8 ± 20,0 ^a	178,1 ± 31,3 ^a	/	/
25°C				
Novelis*	2789,6 ± 96,5 ^b	5615,4 ± 199,6 ^b	365,1 ± 67,6 ^a	83,1 ± 8,9 ^a
Nobilis	3090,4 ± 100,0 ^c	6874,2 ± 166,8 ^c	725,0 ± 73,5 ^c	92,4 ± 5,6 ^a
Valmont*	3625,2 ± 89,7 ^d	7251,4 ± 250,7 ^c	513,4 ± 55,6 ^b	89,8 ± 5,4 ^a
Prelude	2573,4 ± 110,5 ^b	5969,0 ± 26,9 ^b	426,6 ± 87,9 ^{a,b}	87,5 ± 2,3 ^a
Kontrolle	130,7 ± 42,3 ^a	326,7 ± 52,8 ^a	/	/

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

In der letzten Spalte in Tabelle 23 ist der prozentuale Anteil von C₄ an mikrobiellem C angegeben, der bei Einsatz der verschiedenen Maissorten im Mittel zwischen 76 und 98 % lag. Bei Nobilis lag dieser bei 5°C und 15°C signifikant und bei 25°C im Durchschnitt höher als bei Novelis*. Der Einsatz der Sorten Valmont* und Prelude zeigte für beide Sorten jeweils ähnliche Werte, wobei Valmont* gegenüber Prelude im Durchschnitt leicht erhöhte C₄-Anteile am mikrobiellen C-Gehalt aufwies.

Tabelle 24: Maisstreuverlust nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Maissorte / Temperatur	Maisstreuverlust	
	[mg Streu-C / g TB]	[%]
5°C		
Novelis*	9,0 ± 0,9 ^{a,b}	42,9 ± 4,4 ^{a,b}
Nobilis	8,1 ± 1,3 ^{a,b}	38,8 ± 6,2 ^{a,b}
Valmont*	9,4 ± 0,3 ^a	45,0 ± 1,5 ^a
Prelude	7,9 ± 0,5 ^a	37,6 ± 2,6 ^b
15°C		
Novelis*	9,1 ± 1,7 ^a	43,3 ± 8,0 ^a
Nobilis	10,9 ± 1,4 ^a	52,2 ± 6,5 ^a
Valmont*	9,4 ± 2,0 ^a	45,0 ± 9,4 ^a
Prelude	9,0 ± 1,0 ^a	43,2 ± 4,9 ^a
25°C		
Novelis*	10,0 ± 1,5 ^a	47,9 ± 7,0 ^a
Nobilis	11,8 ± 0,6 ^a	56,4 ± 3,1 ^a
Valmont*	11,5 ± 0,9 ^a	55,1 ± 4,1 ^a
Prelude	11,5 ± 0,7 ^a	55,0 ± 3,4 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

In Tabelle 24 ist der Maisstreuverlust nach Bestimmung des Verhältnisses der stabilen Isotope ¹³C/¹²C von den ursprünglich zugegebenen 20,9 mg Streu-C / g TB aufgezeigt sowie der sich daraus ergebende prozentuale Anteil. Es wird deutlich, dass sich der Verlust je Sorte mit steigender Temperatur erhöht. Sortenunterschiede bezogen auf den quantitativen Abbau waren nicht zu belegen.

Die p-Werte in Tabelle 25 verdeutlichen den signifikanten Einfluss der Temperatur auf die C-Summen der Respirationsraten nach 9 und 49 Tagen, den C₄-Gehalt in der mikrobiellen Biomasse und auf den Maisstreuverlust. Der Bt-Gehalt wirkte sich dagegen nur bei der C-Summe der Respirationsraten nach 9 Tagen sowie beim C₄-Gehalt signifikant aus. Beim Maisstreuverlust ergab die Kombination der Faktoren Temperatur und Bt-Gehalt einen signifikanten Einfluss.

Tabelle 25: p-Werte von C-Summen, Maisstreuverlust und C₄ im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Einflussgrößen	p-Werte			
	C-Summe der Respirationsraten		C ₄ in mikrobieller Biomasse	Maisstreuverlust
	[μg CO ₂ -C g ⁻¹ TB]		[μg g ⁻¹]	[%]
	nach 9 d	nach 49 d	nach 49 d	nach 49 d
Temperatur	0,000 *	0,000 *	0,000 *	0,000 *
Bt ^{+/}	0,000 *	0,388	0,006 *	0,659
Temperatur*Bt ^{+/}	0,117	0,611	0,928	0,016 *

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Die Abb. 12 verdeutlicht die Unterschiede im C-Verlust bezüglich der Isermeyer methode im Vergleich zur Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C. Der Gesamt-C-Vergleich ($C_{\text{Versuchsanfang}} - C_{\text{Versuchsende}}$) dient dabei als Kontrollberechnung und unterstützt die Ergebnisse, die mit Hilfe der Technik der stabilen Isotope ermittelt wurden.

Die Bestimmung der Summe der CO₂-C-Abgabe nach 49 Tagen nach Isermeyer erbrachte in allen Fällen signifikant geringere Ergebnisse gegenüber dem C-Verlust nach der Technik der stabilen Isotope sowie dem Gesamt-C-Vergleich, der vom Versuchsanfang gegenüber dem Versuchsende ermittelt wurde. Der mit Hilfe der stabilen Isotope ermittelte C-Verlust und der Gesamt-C-Vergleich waren gegenüber der aufsummierten CO₂-C-Abgabe nach Isermeyer um das ca. Zwei- bis Dreieinhalbfache erhöht. Die Isotopenwerte sowie die daraus berechneten C-Verluste für die einzelnen Varianten sind in Tabelle 26 aufgezeigt. Es wird deutlich, dass in fast allen Varianten der gesamte C-Verbrauch im Inkubationsversuch aus der zugemischten Streu stammte.

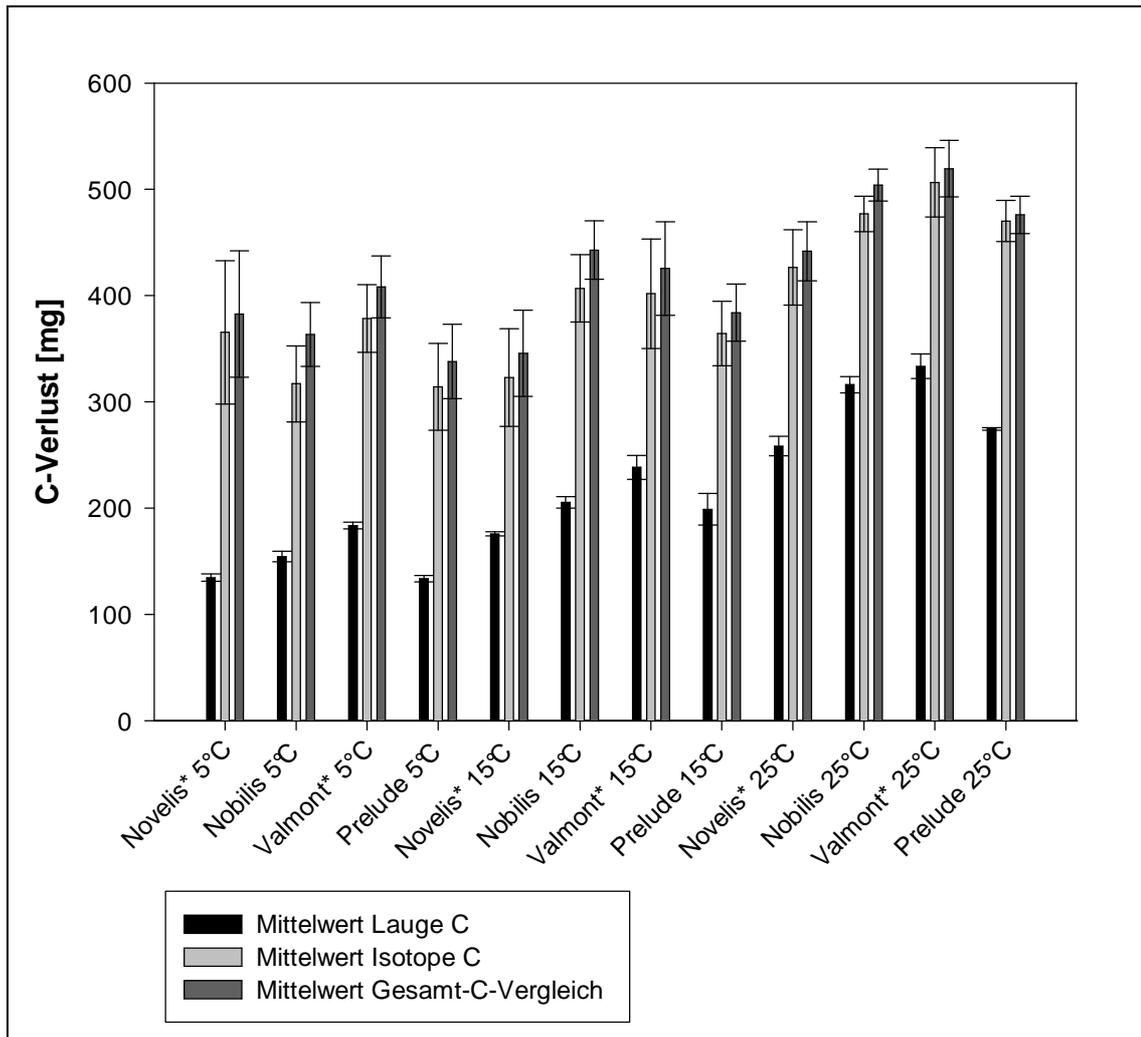


Abb. 12: C-Verlust nach Isermeyermethode, Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ und Gesamt-C-Vergleich im INK mit verschiedenen Temperaturen.

Tabelle 26: Werte der Isotopenfeinvariationsanalytik $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ nach 49 d im INK bei verschiedenen Temperaturen.

Probe / Temperatur	$^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ PDB [‰]	Gesamt-C [%]	Gesamt-C-Verbrauch im Versuch ¹⁾ [mg]	C-Verbrauch aus Streu ²⁾ [mg]
5°C /				
Boden mit Streu				
Novelis*	-18,96 ± 0,41	2,39 ± 0,13	365,5 ± 67,5	380,1 ± 39,0
Nobilis	-18,82 ± 0,65	2,43 ± 0,07	317,0 ± 35,7	334,3 ± 53,6
Valmont*	-19,24 ± 0,28	2,33 ± 0,06	378,4 ± 31,8	393,9 ± 13,0
Prelude	-18,58 ± 0,10	2,48 ± 0,08	314,1 ± 40,9	333,4 ± 22,8
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	-25,97 ± 0,10	1,18 ± 0,03	/	/
15°C /				
Boden mit Streu				
Novelis*	-19,01 ± 0,56	2,47 ± 0,09	322,9 ± 45,9	383,6 ± 70,5
Nobilis	-19,79 ± 0,62	2,25 ± 0,06	406,8 ± 31,7	449,1 ± 56,3
Valmont*	-18,98 ± 0,89	2,29 ± 0,10	401,7 ± 51,5	393,8 ± 82,3
Prelude	-18,80 ± 0,50	2,38 ± 0,06	364,3 ± 30,3	383,5 ± 43,6
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	-25,84 ± 0,11	1,17 ± 0,01	/	/
25°C /				
Boden mit Streu				
Novelis*	-19,19 ± 0,66	2,26 ± 0,06	426,5 ± 35,5	424,3 ± 62,1
Nobilis	-20,06 ± 0,36	2,12 ± 0,03	476,9 ± 16,8	485,6 ± 26,3
Valmont*	-19,75 ± 0,40	2,09 ± 0,06	506,5 ± 32,5	481,6 ± 35,6
Prelude	-19,56 ± 0,47	2,18 ± 0,04	470,1 ± 19,4	487,7 ± 30,4
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	-25,94 ± 0,12	1,14 ± 0,01	/	/
Streu				
Novelis*	-12,55	44,40 ± 2,31	/	/
Nobilis	-12,60	43,18 ± 2,10	/	/
Valmont*	-12,85	44,03 ± 1,96	/	/
Prelude	-12,38	45,27 ± 1,40	/	/

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

¹⁾ = die Differenz aus vorhandener C-Menge (aus Boden und Streu) zu Versuchsbeginn und Versuchsende.²⁾ = Differenz aus Maisstreu-C zu Versuchsbeginn und Versuchsende. (Durch die Berechnung mit Mittelwerten stellt sich der C-Verbrauch aus der Streu mitunter höher dar als der Gesamt-C-Verbrauch im Versuch. In diesem Fall ist davon auszugehen, dass der Gesamt-C-Verbrauch mit dem C-Verbrauch aus der Streu praktisch identisch ist.)

3.4 Ergebnisse des Inkubationsversuchs mit verschiedenen Böden

In den Tabellen 27, 28 und 29 sind die Respirationsraten der Streu in den Böden Allerberg, Westerberg und Griserde mit ihren entsprechenden Standardabweichungen und Signifikanzunterschieden zwischen den unterschiedlichen Maissorten angegeben. In den Abb. 13, 14 und 15 werden die Respirationsverläufe graphisch veranschaulicht. Wie bereits im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen beobachtet, ließen sich auch in diesem Inkubationsversuch mit Einsatz verschiedener Böden bei den Proben mit transgener Streuzugabe deutliche Atmungspeaks in der Anfangsphase erkennen, die bei den Proben mit konventioneller Streuzugabe nicht auszumachen waren. Beim Boden Allerberg erreichten die Proben mit Novelis* eine Abgabe von 557 und die Proben mit Valmont* $714 \mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{TB}$ am zweiten Tag nach Streuzugabe. Beim Boden Westerberg wurde der Atmungspeak bei den transgenen Sorten ebenfalls am zweiten Tag erreicht und betrug bei Novelis* 484 und bei Valmont* $436 \mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{TB}$. Beim Boden Griserde war der Atmungspeak bei Novelis* am zweiten Tag mit $651 \mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{TB}$ auszumachen und bei Valmont* bereits am ersten Tag mit $543 \mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1} \text{TB}$.

Die Tabelle 30 verdeutlicht den Einfluss der festen Faktoren Boden und Bt-Gehalt einzeln sowie in Kombination auf die Respirationsraten. p-Werte $\leq 0,05$ bezeichnen einen signifikanten Einfluss des Faktors / der Faktoren auf die Respiration (Univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5). Am 1. und 9. Tag nach Streuzugabe üben Boden und Bt-Gehalt sowie die beiden Faktoren in Kombination einen signifikanten Einfluss auf die Respiration aus. Am 2. und 49. Tag wirken beide Faktoren einzeln signifikant, jedoch nicht in Kombination. Einzig an Tag 4 üben die Faktoren Boden und Bt-Gehalt einzeln als auch in Kombination einen signifikanten Einfluss auf die Respiration aus.

Tabelle 27: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Allerberg bei 15°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 0	4,3 ± 0,7	4,3 ± 0,7	4,3 ± 0,7	4,3 ± 0,7	4,3 ± 0,7
Tag 1	175,1 ± 17,0 ^b	176,7 ± 20,5 ^b	150,4 ± 13,2 ^b	151,2 ± 23,0 ^b	6,6 ± 1,0 ^a
Tag 2	556,5 ± 16,0 ^c	275,4 ± 4,3 ^b	713,8 ± 15,6 ^d	321,8 ± 30,5 ^b	6,6 ± 1,0 ^a
Tag 4	415,4 ± 6,0 ^d	198,5 ± 35,4 ^b	313,0 ± 10,2 ^c	200,8 ± 47,2 ^b	6,6 ± 1,0 ^a
Tag 7	178,6 ± 4,2 ^b	243,9 ± 22,8 ^c	270,5 ± 8,6 ^c	182,0 ± 20,4 ^b	6,6 ± 1,0 ^a
Tag 9	108,5 ± 4,1 ^b	165,1 ± 10,2 ^c	226,3 ± 7,8 ^d	142,9 ± 16,1 ^{b,c}	5,8 ± 2,0 ^a
Tag 11	94,6 ± 3,2 ^b	140,9 ± 12,1 ^c	181,7 ± 3,0 ^d	122,3 ± 11,5 ^c	5,8 ± 2,0 ^a
Tag 14	81,4 ± 1,6 ^b	132,6 ± 4,6 ^c	162,0 ± 4,4 ^d	120,6 ± 12,5 ^c	4,0 ± 1,0 ^a
Tag 18	70,3 ± 2,4 ^b	104,8 ± 2,9 ^c	127,5 ± 3,0 ^d	106,1 ± 13,1 ^{c,d}	4,0 ± 1,0 ^a
Tag 42-49	50,6 ± 2,4 ^b	66,8 ± 11,2 ^{b,c}	72,8 ± 5,4 ^c	66,2 ± 10,6 ^{b,c}	3,8 ± 1,8 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 28: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Westerberg bei 15°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 0	16,6 ± 2,7	16,6 ± 2,7	16,6 ± 2,7	16,6 ± 2,7	16,6 ± 2,7
Tag 1	295,5 ± 18,1 ^d	174,4 ± 5,4 ^b	275,1 ± 12,8 ^d	200,6 ± 6,2 ^c	11,4 ± 3,2 ^a
Tag 2	483,7 ± 4,3 ^d	181,5 ± 5,0 ^b	435,6 ± 16,7 ^c	196,0 ± 8,2 ^b	11,4 ± 3,2 ^a
Tag 4	300,3 ± 8,8 ^e	202,6 ± 5,3 ^c	253,6 ± 6,0 ^d	175,9 ± 9,3 ^b	11,4 ± 3,2 ^a
Tag 7	126,0 ± 4,0 ^b	190,0 ± 5,0 ^d	188,6 ± 4,6 ^d	149,4 ± 4,9 ^c	11,4 ± 3,2 ^a
Tag 9	97,2 ± 2,9 ^b	157,0 ± 3,6 ^d	167,8 ± 7,5 ^d	137,1 ± 5,4 ^c	5,0 ± 2,2 ^a
Tag 11	85,3 ± 5,6 ^b	137,5 ± 3,7 ^c	144,9 ± 6,2 ^c	135,9 ± 13,0 ^c	5,0 ± 2,2 ^a
Tag 14	80,4 ± 5,1 ^b	114,7 ± 5,3 ^c	133,8 ± 5,7 ^d	128,9 ± 13,7 ^{c,d}	6,5 ± 1,0 ^a
Tag 18	68,4 ± 3,8 ^b	91,7 ± 5,5 ^c	116,2 ± 7,2 ^d	109,8 ± 7,5 ^d	6,5 ± 1,0 ^a
Tag 42-49	55,5 ± 3,0 ^b	86,1 ± 7,7 ^c	77,2 ± 7,7 ^c	75,8 ± 6,4 ^c	10,1 ± 1,0 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

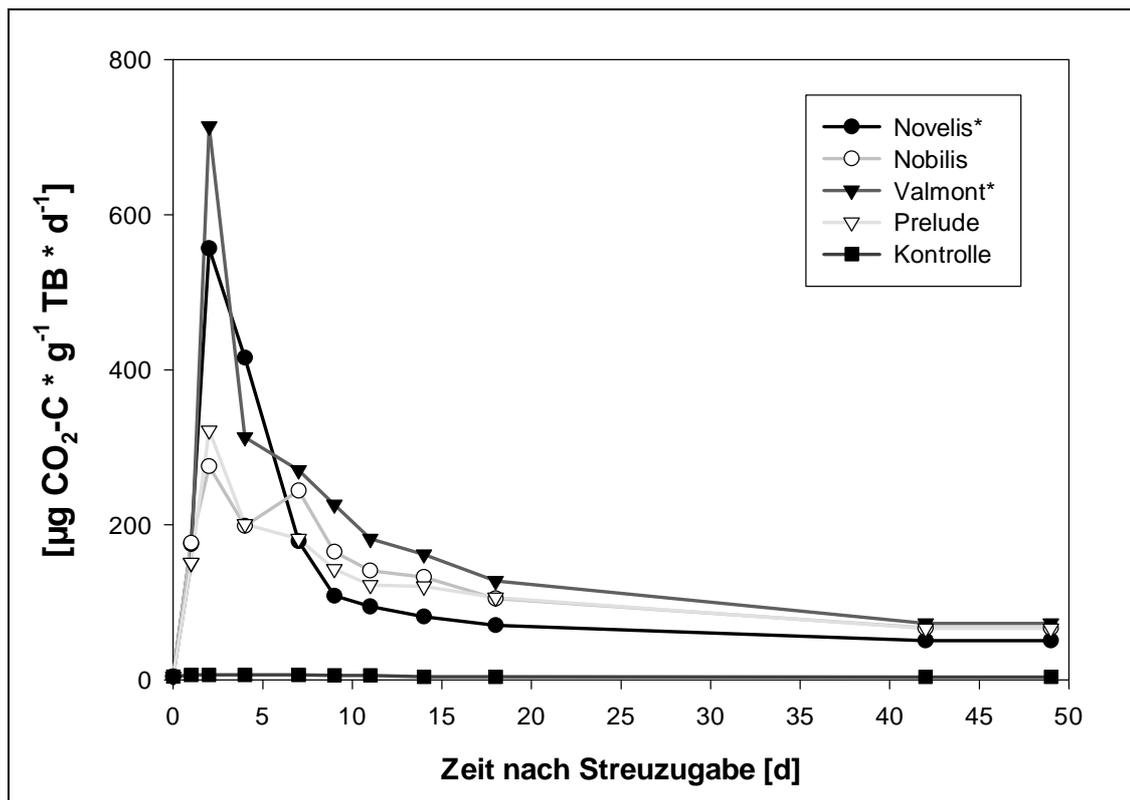
Tabelle 29: Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$] im INK Griserde bei 15°C.

	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
Tag 0	24,4 ± 0,8	24,4 ± 0,8	24,4 ± 0,8	24,4 ± 0,8	24,4 ± 0,8
Tag 1	572,8 ± 9,5 ^d	302,0 ± 5,4 ^b	542,6 ± 18,5 ^d	358,2 ± 14,1 ^c	11,3 ± 1,1 ^a
Tag 2	650,8 ± 26,7 ^d	232,1 ± 9,9 ^b	451,6 ± 3,6 ^c	229,7 ± 12,2 ^b	11,3 ± 1,1 ^a
Tag 4	254,5 ± 6,2 ^b	288,7 ± 18,6 ^{b,c}	344,6 ± 20,7 ^d	281,4 ± 12,0 ^c	11,3 ± 1,1 ^a
Tag 7	129,1 ± 1,9 ^b	235,0 ± 4,4 ^d	231,9 ± 5,7 ^d	201,7 ± 2,9 ^c	11,3 ± 1,1 ^a
Tag 9	96,7 ± 2,2 ^b	153,9 ± 6,8 ^c	178,7 ± 2,4 ^d	143,0 ± 3,5 ^c	16,5 ± 2,4 ^a
Tag 11	92,1 ± 2,4 ^b	129,4 ± 12,9 ^{c,d}	154,1 ± 3,0 ^d	121,5 ± 2,0 ^c	16,5 ± 2,4 ^a
Tag 14	78,6 ± 1,5 ^b	109,6 ± 10,5 ^{c,d}	133,7 ± 2,9 ^d	102,0 ± 2,6 ^c	13,8 ± 2,1 ^a
Tag 18	54,2 ± 0,4 ^b	72,9 ± 7,0 ^c	89,9 ± 1,1 ^d	68,7 ± 4,4 ^c	13,8 ± 2,1 ^a
Tag 42-49	75,3 ± 4,3 ^b	87,9 ± 9,1 ^b	87,4 ± 6,1 ^b	79,3 ± 7,3 ^b	14,4 ± 1,0 ^a

a,b,c,d,e = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, horizontal zu lesen!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

**Abb. 13:** Respirationsraten Boden Allerberg.

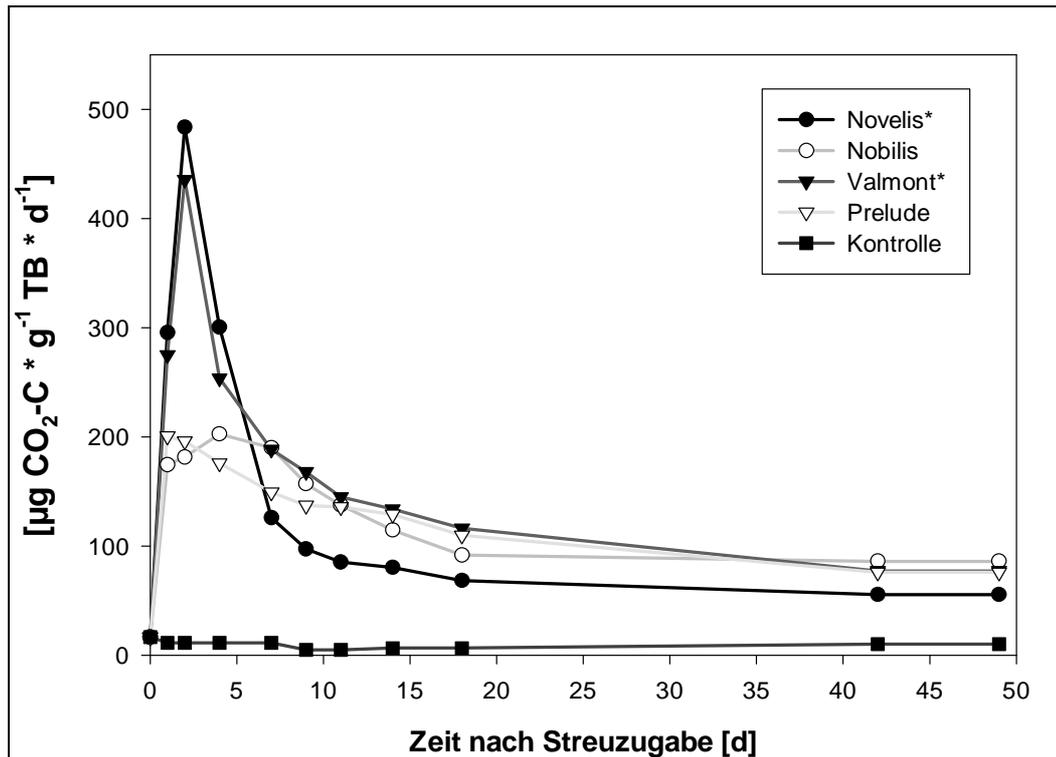


Abb. 14: Respirationsraten Boden Westerberg.

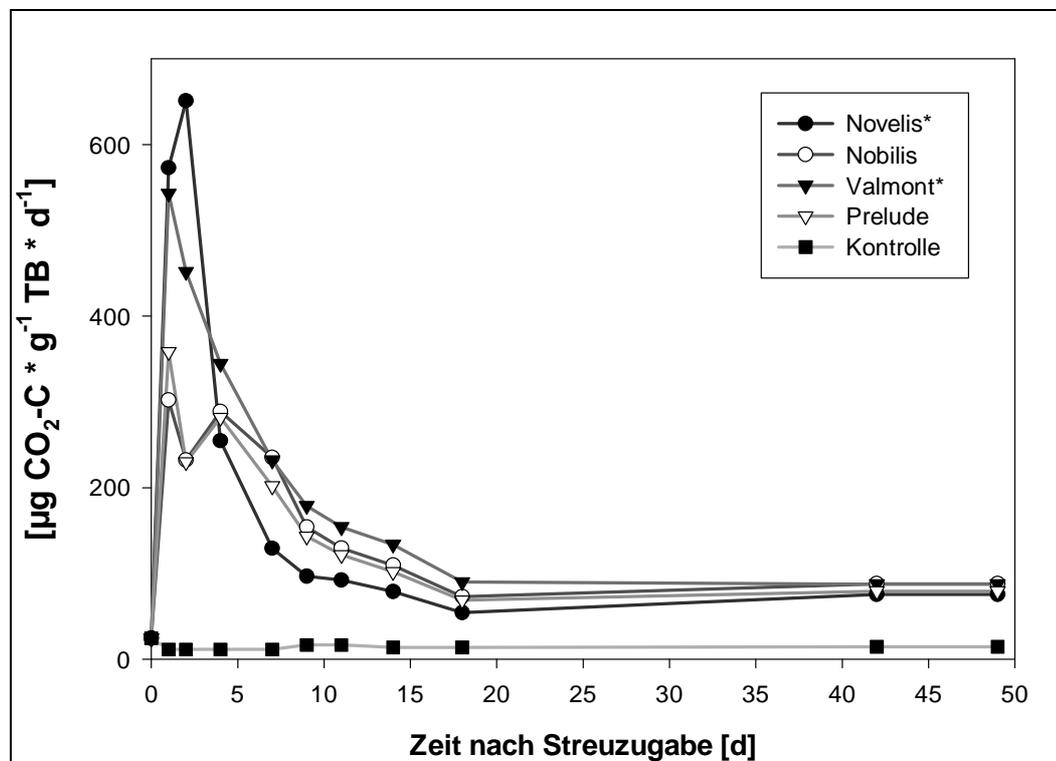


Abb. 15: Respirationsraten Boden Griserde.

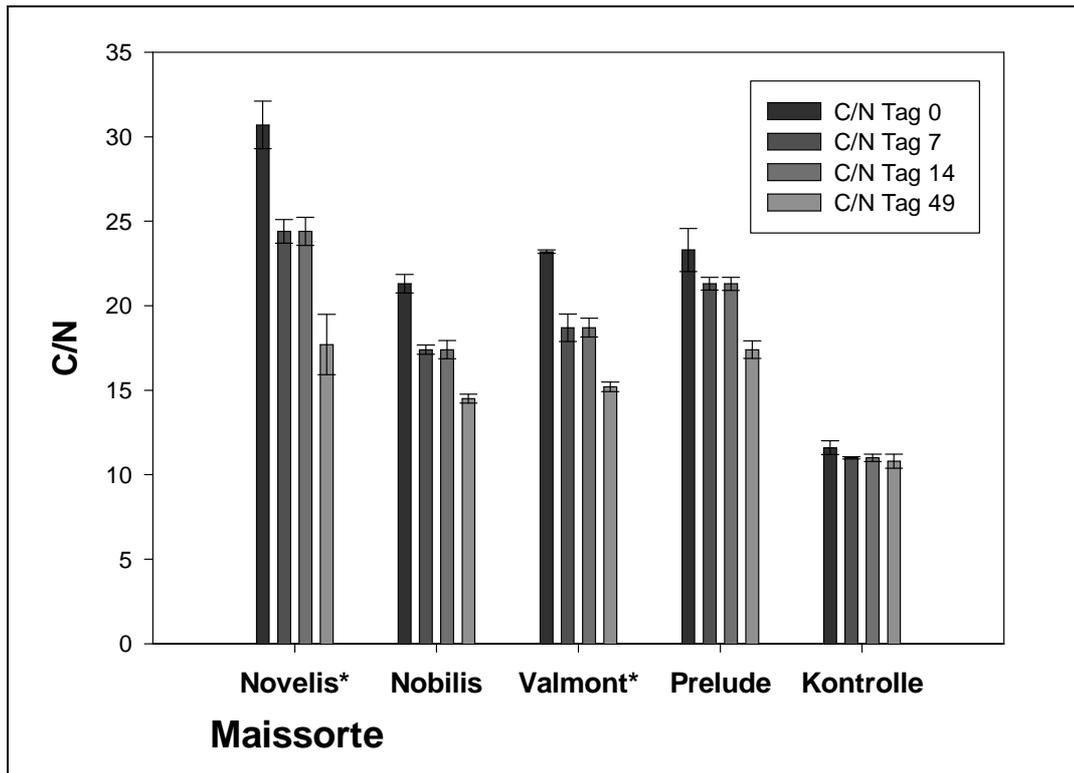


Abb. 16: C/N-Verhältnisse an Tag 0, 7, 14 und 49 (Boden Allerberg).

Abb. 16 veranschaulicht die C/N-Verhältnisse der Proben des Bodens Allerberg unmittelbar nach Streuzugabe sowie nach 7, 14 und 49 Tagen. Allen Proben mit Streu ist dabei gemeinsam, dass ihr C/N-Verhältnis vom Tag der Streuzugabe bis Tag 49 deutlich sinkt, wobei die Proben mit Novelis* anfangs mit einem Verhältnis von über 30 die anderen Sorten deutlich übertrifft. Die Abbildung zeigt weiterhin, dass sich die C/N-Verhältnisse der Proben mit gleicher Streuzumischung an Tag 7 und 14 auf gleichem Niveau befinden, sich aber zwischen den Sorten unterscheiden.

Tabelle 30: p-Werte der Respirationsraten im INK mit verschiedenen Böden.

Einflussgrößen	p-Werte der Respirationsraten [$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}\text{ TB d}^{-1}$]				
	Tag 1	Tag 2	Tag 4	Tag 9	Tag 49
Boden	0,000*	0,000*	0,000*	0,149	0,000*
Bt ^{+/−}	0,000*	0,000*	0,000*	0,668	0,009*
Boden*Bt ^{+/−}	0,000*	0,189	0,000*	0,414	0,145

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Die Tabellen 31, 33 und 35 zeigen die Ergebnisse der Bestimmungen mikrobieller Messgrößen (i.d.R. nach 49 Tagen). Wie im vorangegangenen Inkubationsversuch lag

der Fokus auf der Betrachtung der jeweiligen Sortenpaare Novelis*/Nobilis und Valmont*/Prelude.

Die Bestimmungen der ATP- und Gesamtadenylatgehalte sowie die sich daraus ergebenden AEC-Werte brachten hier gleiche Ergebnisse wie im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen. Die ATP- und Gesamtadenylatgehalte der Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis waren bei allen Böden im Mittel höher als bei den Proben mit der transgenen Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont*/Prelude erbrachten die Adenylatbestimmungen keinen durchgehenden Trend. Die AEC-Werte zeigten sich bei allen Proben auf gleichem Level.

Tabelle 32 stellt mit Abbildung der p-Werte den Einfluss der festen Faktoren Boden und Bt-Gehalt auf den ATP-Gehalt, den Gesamtadenylatgehalt sowie den AEC-Wert dar. Der Faktor Boden zeigt sich beim Gesamtadenylatgehalt und beim AEC-Wert als signifikanter Faktor. Der Faktor Bt-Gehalt sowie die Kombination der Faktoren Boden/Bt-Gehalt üben aber keinen signifikanten Einfluss aus.

Tabelle 31: ATP-Gehalt, Σ Gesamtadenylate, AEC nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Maissorte / Boden	ATP	Σ Adenylate	AEC
	[nmol g ⁻¹ TB]	[nmol g ⁻¹ TB]	
Allerberg			
Novelis*	3,17 ± 0,62 ^b	4,90 ± 0,84 ^b	0,76 ± 0,02 ^a
Nobilis	4,78 ± 1,29 ^{b,c}	6,94 ± 1,82 ^{b,c}	0,80 ± 0,01 ^a
Valmont*	5,05 ± 0,54 ^c	7,87 ± 0,51 ^c	0,76 ± 0,02 ^a
Prelude	4,10 ± 0,22 ^{b,c}	6,12 ± 0,25 ^b	0,78 ± 0,01 ^a
Kontrolle	1,05 ± 0,20 ^a	1,56 ± 0,26 ^a	0,78 ± 0,04 ^a
Westerberg			
Novelis*	3,38 ± 1,27 ^a	6,00 ± 2,15 ^{a,b}	0,70 ± 0,03 ^a
Nobilis	5,32 ± 1,71 ^a	9,13 ± 2,16 ^b	0,72 ± 0,04 ^a
Valmont*	4,70 ± 1,77 ^a	8,72 ± 2,50 ^b	0,68 ± 0,04 ^a
Prelude	4,85 ± 1,96 ^a	8,39 ± 2,73 ^{a,b}	0,70 ± 0,05 ^a
Kontrolle	1,53 ± 0,49 ^a	2,77 ± 0,80 ^a	0,68 ± 0,03 ^a
Griserde			
Novelis*	4,40 ± 0,41 ^b	7,79 ± 0,43 ^b	0,72 ± 0,02 ^{a,b}
Nobilis	5,76 ± 1,31 ^b	10,10 ± 1,84 ^b	0,72 ± 0,03 ^{a,b}
Valmont*	5,63 ± 1,26 ^b	9,52 ± 1,75 ^b	0,74 ± 0,03 ^b
Prelude	3,97 ± 0,40 ^b	6,86 ± 0,84 ^b	0,72 ± 0,03 ^{a,b}
Kontrolle	1,09 ± 0,17 ^a	2,12 ± 0,33 ^a	0,67 ± 0,02 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 32: p-Werte der Adenylatebestimmung nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Einflussgrößen	p-Werte		
	ATP [nmol g ⁻¹ TB]	Σ Adenylate [nmol g ⁻¹ TB]	AEC
Boden	0,300	0,004*	0,000*
Bt ^{+/}	0,243	0,383	0,062
Boden*Bt ^{+/}	0,374	0,422	0,097

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Tabelle 33: Ergosterolgehalt, C_{mik} , N_{mik} nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Maissorte / Boden	Ergosterol [$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	C_{mik} [$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	N_{mik} [$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]
Allerberg			
Novelis*	7,01 \pm 0,63 ^b	346 \pm 59 ^b	65 \pm 5 ^b
Nobilis	11,45 \pm 1,78 ^c	509 \pm 150 ^b	105 \pm 23 ^c
Valmont*	9,12 \pm 0,79 ^c	468 \pm 104 ^b	108 \pm 15 ^c
Prelude	8,65 \pm 1,31 ^{b,c}	426 \pm 22 ^b	84 \pm 8 ^{b,c}
Kontrolle	0,25 \pm 0,07 ^a	80 \pm 29 ^a	17 \pm 3 ^a
Westerberg			
Novelis*	11,05 \pm 2,02 ^b	748 \pm 118 ^b	94 \pm 12 ^b
Nobilis	17,78 \pm 3,56 ^b	857 \pm 115 ^b	144 \pm 10 ^c
Valmont*	14,16 \pm 2,08 ^b	896 \pm 57 ^b	136 \pm 8 ^c
Prelude	14,93 \pm 0,81 ^b	756 \pm 126 ^b	113 \pm 16 ^{b,c}
Kontrolle	1,71 \pm 0,19 ^a	307 \pm 20 ^a	36 \pm 8 ^a
Griserde			
Novelis*	9,63 \pm 2,00 ^b	980 \pm 54 ^b	121 \pm 10 ^b
Nobilis	13,40 \pm 2,94 ^{b,c}	1299 \pm 161 ^b	179 \pm 7 ^d
Valmont*	12,93 \pm 1,55 ^{b,c}	1377 \pm 202 ^b	165 \pm 19 ^{c,d}
Prelude	14,28 \pm 1,82 ^c	1009 \pm 84 ^b	124 \pm 5 ^{b,c}
Kontrolle	1,47 \pm 0,20 ^a	540 \pm 114 ^a	53 \pm 7 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

\pm Standardabweichung

In Tabelle 33 werden die Mittelwerte der mikrobiellen Messgrößen Ergosterol, mikrobieller Kohlenstoff und mikrobieller Stickstoff der Streu in den drei unterschiedlichen Böden nach Versuchsende (49 Tage) dargestellt. Auch diese Ergebnisse lehnen sich an die vorangegangenen Resultate im INK verschiedene Temperaturen an. Die Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis zeigen bei allen Böden im Mittel deutlich höhere Werte im Ergosterol-, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt als die Proben mit der transgenen Sorte Novelis*. Die Ergosterolgehalte beim Sortenpaar Valmont*/Prelude lassen keinen Trend erkennen. Die C_{mik} - und N_{mik} -Gehalte sind bei den Proben mit der transgenen Sorte Valmont* gegenüber denen mit der konventionellen Sorte Prelude im Mittel erhöht.

Tabelle 34 zeigt anhand der p-Werte die Höhe des Einflusses der Faktoren Boden und Bt-Gehalt in Form etwaiger Signifikanzen auf Ergosterol-, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt. Es wird veranschaulicht, dass der Faktor Boden auf diese drei Messgrößen einen signifikanten Einfluss ausübt, der Faktor Bt-Gehalt sich dagegen nur beim Ergosterolgehalt als signifikant herausstellt. Die beiden Faktoren Boden und Bt-Gehalt in Kombination üben bei diesen Messgrößen keinen signifikanten Einfluss aus.

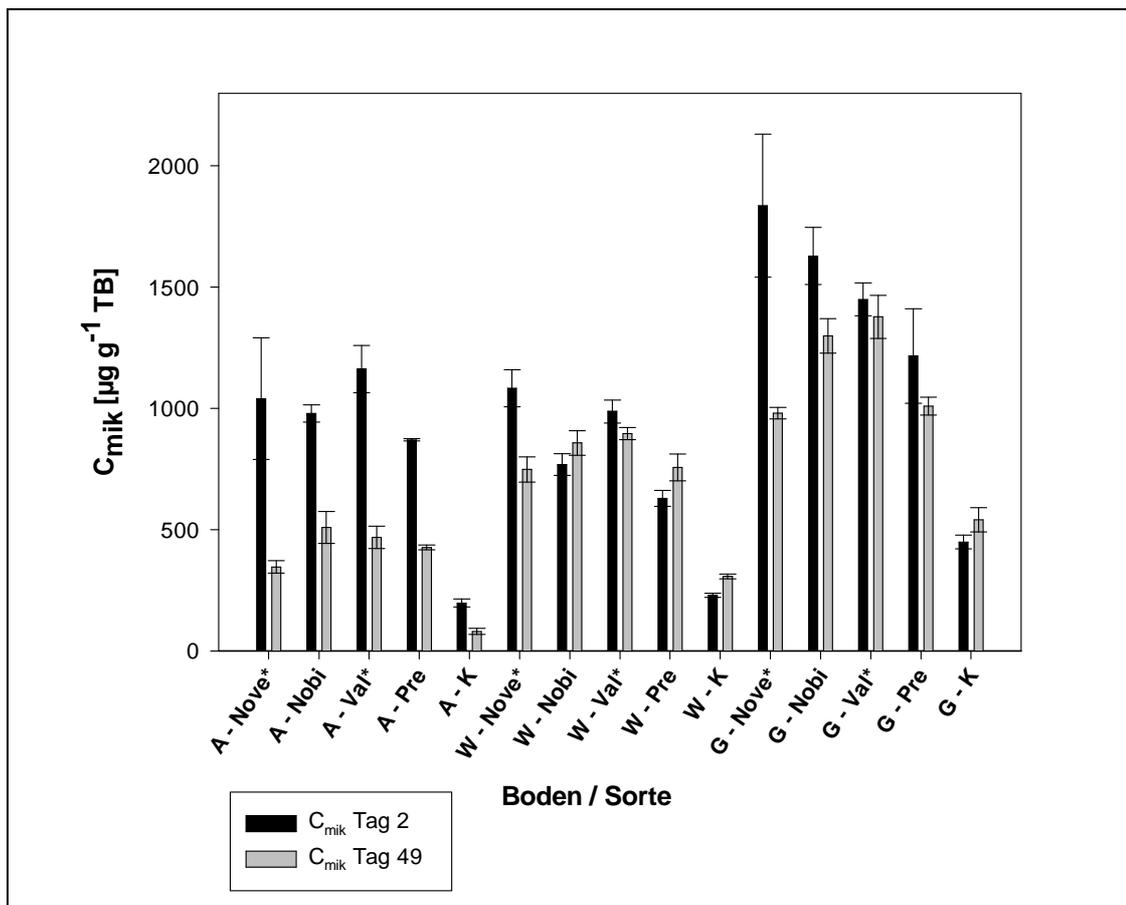


Abb. 17: C_{mik} an Tag 2 und 49 im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).

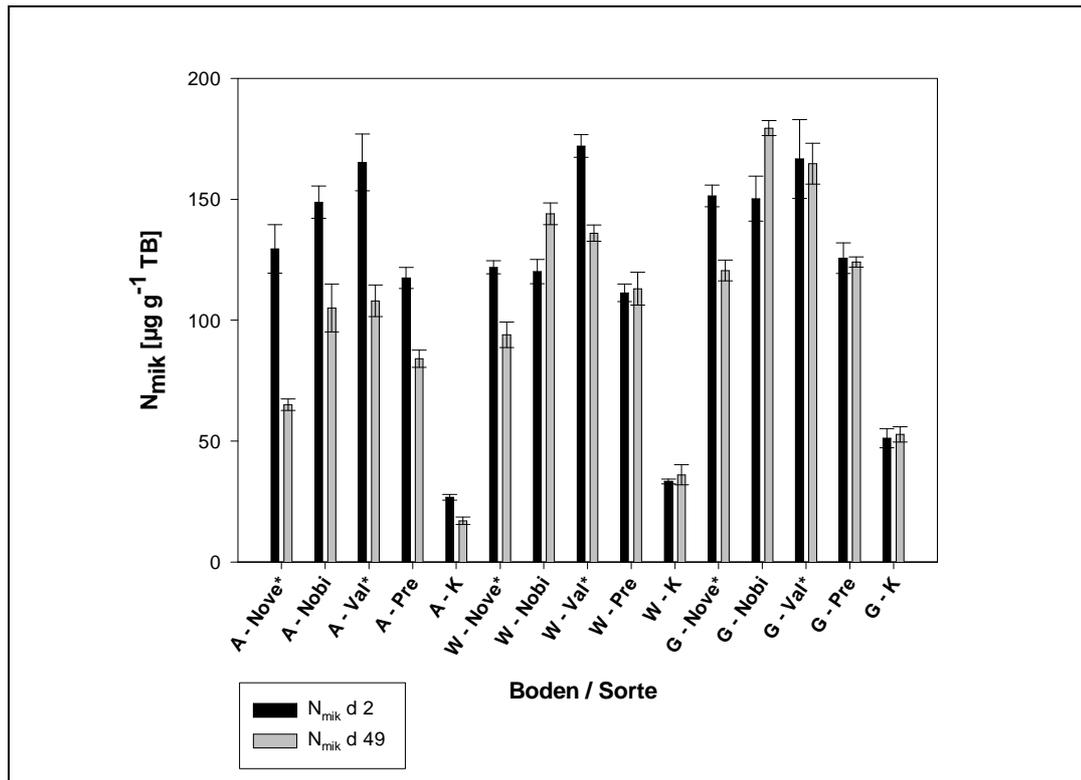


Abb. 18: N_{mik} an Tag 2 und 49 im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).

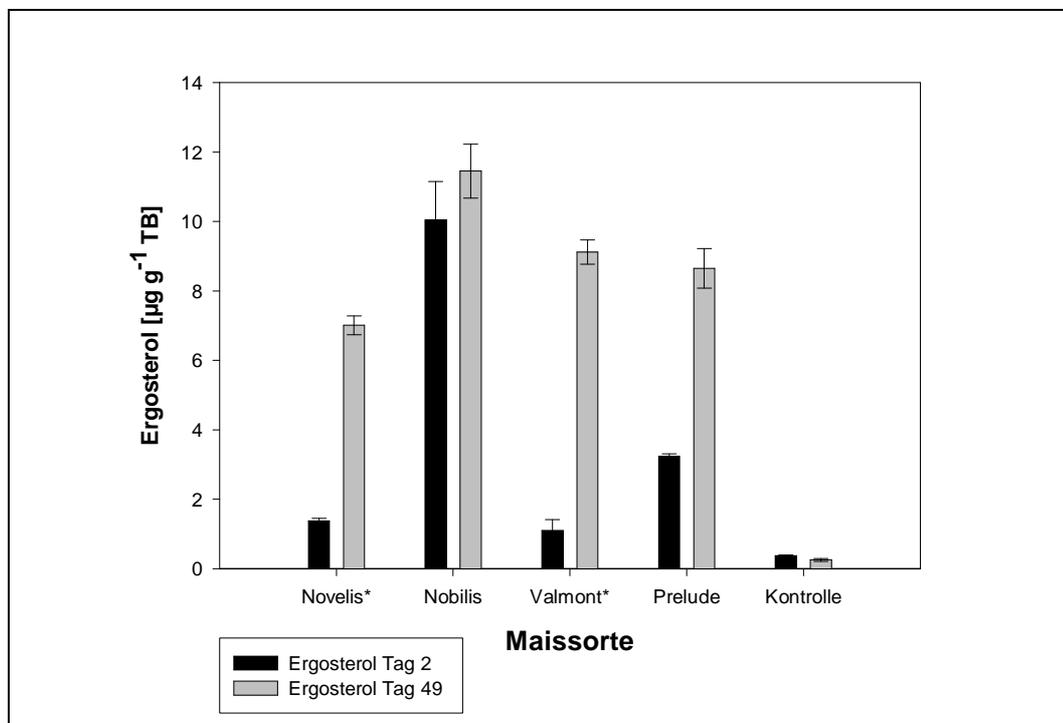


Abb. 19: Ergosterolgehalt im Boden Allerberg an Tag 2 und Tag 49.

Tabelle 34: p-Werte der Ergosterol- und C_{mik} - und N_{mik} -Bestimmung nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Einflussgrößen	p-Werte		
	Ergosterol	C_{mik}	N_{mik}
	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]	[$\mu\text{g g}^{-1}$ TB]
Boden	0,000*	0,000*	0,000*
Bt ^{+/}	0,005*	0,867	0,127
Boden*Bt ^{+/}	0,955	0,650	0,942

* signifikanter Einfluss mit $p \leq 0,05$ (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

In Abb. 17 wird der C_{mik} -Gehalt der Proben am 2. Tag und am 49. Tag nach Streuzugabe in allen drei Böden dargestellt. Beim Boden Allerberg (A) liegen die Proben aller Sorten an Tag 2 mit um die $1000 \mu\text{g g}^{-1}$ TB im C_{mik} -Gehalt doppelt so hoch gegenüber Tag 49. Beim Boden Westerberg (W) weisen die Proben mit den transgenen Sorten am 2. Tag höhere C_{mik} -Gehalte auf als am 49. Tage, während sich die Proben mit den konventionellen Sorten genau umgekehrt verhalten. Beim Boden Griserde (G) weisen alle Sorten am 2. Tag höhere C_{mik} -Gehalte auf als am 49. Tag, wobei der Unterschied bei der transgenen Sorte Novelis* am weitaus größten ist.

Abb. 18 lehnt sich an Abb. 17 an und stellt den N_{mik} -Gehalt der Proben am 2. sowie 49. Tag nach Streuzugabe in den drei Böden dar. Die Proben mit der transgenen Sorte Valmont* haben in allen Böden am 2. Tag die höchsten ermittelten N_{mik} -Gehalte. Lediglich Nobilis im Boden Griserde erbrachte am 49. Tag noch etwas höhere Werte. Im Boden Allerberg wiesen alle Proben am 2. Tag höhere N_{mik} -Gehalte auf als am 49. Tag. Im Boden Westerberg erreichten die Proben mit den transgenen Sorten am 2. Tag höhere Werte als am 49. Tag, während sich die Proben mit den konventionellen Sorten umgekehrt verhielten. Im Boden Griserde wurden bei Novelis* an Tag 2 höhere N_{mik} -Gehalte ermittelt als an Tag 49, bei der konventionellen Sorte Nobilis wurde wiederum das Gegenteil ausgemacht. Die N_{mik} -Werte der Proben mit Valmont* und Prelude waren im Boden Griserde je Sorte an beiden Terminen auf gleichem Level; Valmont* erbrachte jeweils höhere Gehalte als die konventionelle Sorte Prelude.

Abb. 19 stellt den Ergosterolgehalt am 2. und 49. Tag nach Streuzugabe im Boden Allerberg dar. Es ist zu erkennen, dass die Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis am 2. Tag deutlich höhere Ergosterolgehalte aufweisen als die Proben der drei anderen Sorten. Alle Sorte verzeichnen an Tag 49 höhere Ergosterolgehalte als am 2. Tag. Die

transgenen Sorten Novelis* und Valmont* weisen am 2. Tag mit knapp $2 \mu\text{g g}^{-1}$ TB die niedrigsten Ergosterolgehalte auf.

Tabelle 35: C-Summen und C_4 im INK mit verschiedenen Böden.

Maissorte / Boden	C-Summe der Respirationsraten		C ₄ in mikrobieller Biomasse	Anteil C ₄ an mikrobiellem C
	[$\mu\text{g CO}_2\text{-C g}^{-1}$ TB]		[$\mu\text{g g}^{-1}$]	[%]
	nach 9 d	nach 49 d	nach 49 d	nach 49 d
Allerberg				
Novelis*	2130,8 ± 38,8 ^c	3193,5 ± 39,3 ^b	310,7 ± 55,5 ^a	91,5 ± 3,2 ^a
Nobilis	1786,5 ± 167,2 ^{b,c}	3344,6 ± 246,9 ^b	501,4 ± 148,4 ^a	98,5 ± 3,3 ^a
Valmont*	2570,4 ± 51,3 ^d	4429,9 ± 37,3 ^c	464,9 ± 104,5 ^a	99,4 ± 1,0 ^a
Prelude	1589,8 ± 206,1 ^b	3075,9 ± 187,2 ^b	421,2 ± 17,3 ^a	98,9 ± 1,3 ^a
Kontrolle	46,0 ± 7,1 ^a	123,3 ± 19,3 ^a	/	/
Westerberg				
Novelis*	1985,2 ± 3,1 ^d	3050,3 ± 38,1 ^b	624,8 ± 90,1 ^a	83,7 ± 2,0 ^a
Nobilis	1661,3 ± 28,9 ^c	3235,2 ± 76,5 ^c	732,2 ± 94,0 ^{a,b}	85,5 ± 2,3 ^a
Valmont*	2148,9 ± 25,3 ^e	3831,8 ± 111,4 ^d	812,9 ± 62,0 ^b	90,7 ± 2,4 ^b
Prelude	1487,2 ± 30,4 ^b	3102,6 ± 53,4 ^{b,c}	628,4 ± 89,1 ^a	83,5 ± 2,9 ^a
Kontrolle	79,9 ± 22,5 ^a	214,3 ± 32,0 ^a	/	/
Griserde				
Novelis*	2289,0 ± 40,2 ^c	3490,8 ± 71,5 ^{b,c}	736,3 ± 41,4 ^a	75,2 ± 3,2 ^a
Nobilis	2118,2 ± 63,5 ^b	3665,8 ± 189,8 ^c	1030,8 ± 135,2 ^b	79,3 ± 3,4 ^a
Valmont*	2716,4 ± 60,1 ^d	4465,8 ± 30,4 ^d	1124,2 ± 163,6 ^b	81,7 ± 2,8 ^a
Prelude	2030,0 ± 42,2 ^b	3458,9 ± 114,6 ^b	827,6 ± 88,8 ^{a,b}	82,0 ± 5,9 ^a
Kontrolle	79,3 ± 7,5 ^a	339,7 ± 13,1 ^a	/	/

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Aus Tabelle 35 wird ersichtlich, dass die C-Summen der Proben mit den transgenen Sorten Novelis* und Valmont* nach 9 Tagen in allen Böden höher liegen als bei den konventionellen Sorten und diese Resultate sich wiederum an die Ergebnisse aus dem vorangegangenen Inkubationsversuch anlehnen. Nach 49 Tagen nach Streuzugabe weisen die Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis dagegen höhere C-Summen auf als die Proben mit der zugehörigen transgenen Sorte Novelis*. Beim anderen Sortenpaar stellte sich heraus, dass die Proben mit der transgenen Sorte Valmont* in

allen Fällen nach 49 Tagen signifikant höhere C-Summen aufwiesen als die Proben mit der konventionellen Sorte Prelude.

Die C_4 -Anteile in der mikrobiellen Biomasse ergaben ebenfalls ein ähnliches Bild wie im vorangegangenen Inkubationsversuch. Der Einsatz der konventionellen Sorte Nobilis führte im Mittel bei allen drei Böden zu höheren C_4 -Werten gegenüber der transgenen Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont*/Prelude verhielt es sich genau umgekehrt. Hier führte der Einsatz der transgenen Sorte Valmont* im Mittel zu erhöhten C_4 -Werten gegenüber der konventionellen Sorte Prelude.

Der prozentuale Anteil von C_4 an C_{mik} lag ebenfalls bei allen Sorten zwischen 75 und knapp 100 %. Signifikanzen waren hier nicht auszumachen, aber Nobilis erbrachte im Mittel höhere Werte als Novelis*. Bei Valmont*/Prelude zeigte sich kein Trend.

Aus Abb. 20 wird der C_4 -Gehalt am 2. und 49. Tag nach Streuzugabe in den Böden ersichtlich. Beim Boden Allerberg (A) zeigte sich an Tag 2 bei Einsatz aller Sorten ein höherer C_4 -Gehalt als am Tag 49. Dagegen lieferte der Boden Westerberg (W) ein umgekehrtes Bild: Bis auf die transgene Sorte Novelis*, welche am 2. und 49. Tag ein ungefähr gleich hohes C_4 -Niveau aufwies, wiesen alle Sorten am 49. Tag einen höheren C_4 -Gehalt als am 2. Tag auf. Beim Boden Griserde (G) zeigte sich ein ähnliches Bild wie beim Boden Westerberg. Novelis* lag hier als einzige Sorte an Tag 2 deutlich höher als an Tag 49. Die anderen drei Sorten wiesen am 49. Tag höhere C_4 -Gehalte als am 2. Tag auf.

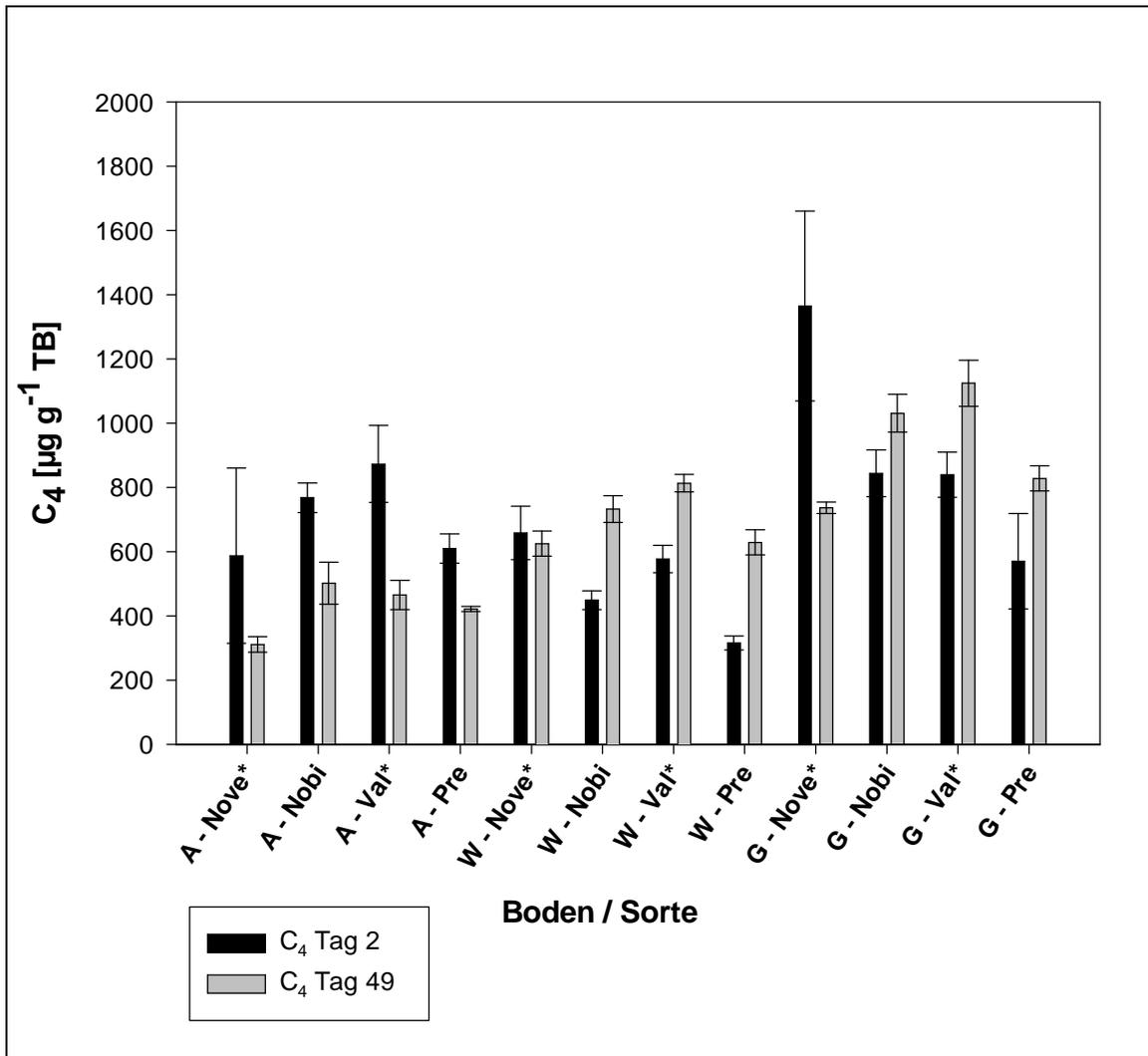


Abb. 20: C₄ nach 2 und 49 d im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).

Tabelle 36: Maisstreuverlust nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Maissorte / Boden	Maisstreuverlust	
	[mg Streu-C / g TB]	[%]
Allerberg		
Novelis*	7,6 ± 0,8 ^a	38,9 ± 4,1 ^a
Nobilis	9,1 ± 1,0 ^a	46,5 ± 5,0 ^a
Valmont*	9,7 ± 1,6 ^a	49,6 ± 8,1 ^a
Prelude	7,7 ± 2,0 ^a	39,6 ± 10,3 ^a
Westerberg		
Novelis*	5,8 ± 1,3 ^a	27,9 ± 6,3 ^a
Nobilis	7,5 ± 1,3 ^a	36,2 ± 6,5 ^a
Valmont*	7,1 ± 0,6 ^a	34,4 ± 2,9 ^a
Prelude	6,0 ± 1,6 ^a	29,0 ± 7,9 ^a
Griserde		
Novelis*	7,3 ± 2,2 ^a	33,2 ± 10,2 ^a
Nobilis	8,2 ± 1,0 ^a	37,3 ± 4,3 ^a
Valmont*	9,4 ± 1,0 ^a	42,6 ± 4,5 ^a
Prelude	8,1 ± 1,6 ^a	36,9 ± 7,2 ^a

^{a,b,c,d,e} = Signifikanztest nach Tamhane ($\alpha=0,05$), SPSS 11.5 für Windows, vertikal zw. Sorten je Temp.!

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

In Tabelle 36 ist der Maisstreuverlust nach Bestimmung des Verhältnisses der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ von den ursprünglich zugegebenen 19,5 mg Streu-C / g TB (Boden Allerberg), 20,7 mg Streu-C / g TB (Boden Westerberg) und 22,0 mg Streu-C / g TB (Boden Griserde) aufgezeigt sowie der sich daraus prozentuale Maisstreuverlust. Die konventionelle Sorte Nobilis zeigt bei allen Böden im Mittel höhere Verluste als die transgene Sorte Novelis*. Dagegen weist die transgene Sorte Valmont* bei allen Böden im Mittel höhere Verluste als die konventionelle Sorte Prelude auf. Signifikanzen waren dabei nicht zu ermitteln. Gegenüber dem Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen (Tabelle 24) sowie dem Boden Allerberg lag der mittlere Maisstreuverlust bei den Böden Westerberg und Griserde etwas geringer.

Die p-Werte in Tabelle 37 bezeichnen einen signifikanten Einfluss des Faktors Boden auf die C-Summen der Respirationsraten nach 9 und 49 Tagen, den C_4 -Gehalt in der mikrobiellen Biomasse sowie auf den Maisstreuverlust nach 49 Tagen. Der Faktor Bt-

Gehalt erwies sich bei den C-Summen der Respirationsraten als ebenfalls signifikant, nicht jedoch beim C₄-Gehalt sowie beim Maisstreuverlust. Die Kombination der beiden Faktoren Boden und Bt-Gehalt erwies sich bei diesen Messgrößen nicht als signifikant.

Tabelle 37: p-Werte von C-Summen, Maisstreuverlust und C₄ im INK mit verschiedenen Böden.

Einflussgrößen	p-Werte			
	C-Summe der Respirationsraten		C ₄ in mikrobieller Biomasse	Maisstreuverlust
	[μg CO ₂ -C g ⁻¹ TB]		[μg g ⁻¹]	[%]
	nach 9 d	nach 49 d	nach 49 d	nach 49 d
Boden	0,000*	0,003*	0,000*	0,000*
Bt ^{+/}	0,000*	0,000*	0,825	0,930
Boden*Bt ^{+/}	0,088	0,437	0,543	0,840

* signifikanter Einfluss mit p≤0,05 (univariate Varianzanalyse, SPSS 11.5)

Wie Abb. 12 verdeutlicht Abb. 21 die Unterschiede im C-Verlust bezüglich der Isermeyer methode im Vergleich zur Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C im Inkubationsversuch nach 49 Tagen. Die Ergebnisse ähneln denen aus dem vorangegangenen Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen. Die Bestimmung der Summe der CO₂-C-Abgabe nach Isermeyer erbrachte auch hier in allen Fällen signifikant geringere Werte als der ermittelte C-Verlust mit Hilfe der Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C. Der Gesamt-C-Vergleich diente wiederum als Kontrollberechnung und unterstützt auch hier die Ergebnisse der stabilen Isotope.

Während der C-Verlust bezogen auf die C-Zugabe durch die eingearbeitete Streu bei der Isermeyer methode 15 bis 20 % ausmachte, betrug der C-Verlust nach Ermittlung der Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C zwischen 30 und 50 %. Die Isotopenwerte sowie die daraus berechneten C-Verluste für die einzelnen Varianten sind in Tabelle 38 dargestellt. Der gesamte C-Verbrauch stammt wie im vorangegangenen Versuch aus der Streu.

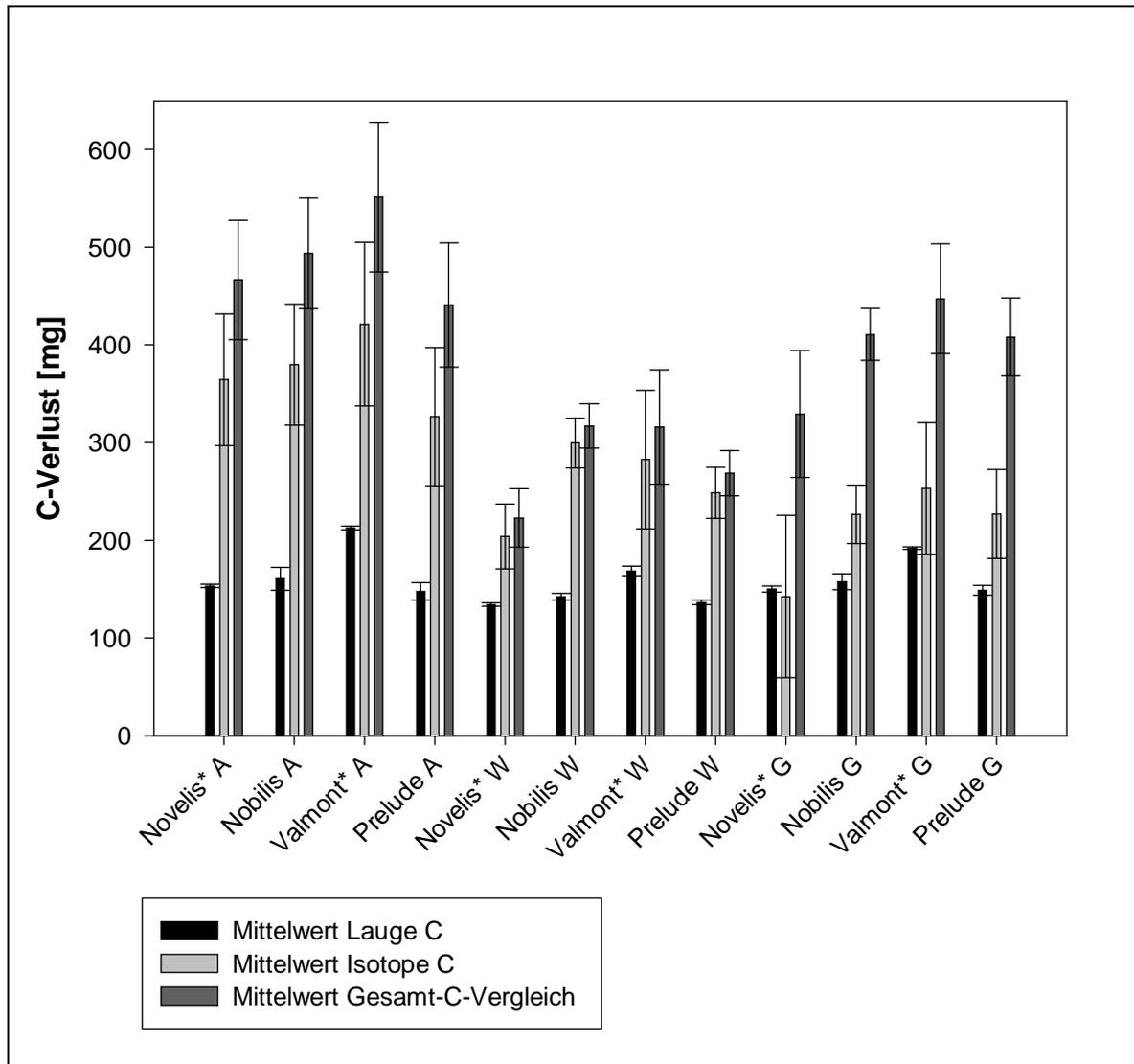


Abb. 21: C-Verlust nach Isermeyer methode, Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ und Gesamt-C-Vergleich im INK mit verschiedenen Böden (A – Allerberg, W – Westerberg, G – Griserde).

Tabelle 38: Werte der Isotopenfeinvariationsanalytik $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Probe / Boden	$^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ PDB	Gesamt-C	Gesamt-C-Verbrauch im Versuch ¹⁾	C-Verbrauch aus Streu ²⁾	aus
	[‰]	[%]	[mg]	[mg]	
Allerberg /					
Boden mit Streu					
Novelis*	-16,66 ± 0,41	1,74 ± 0,13	364,3 ± 67,4	349,4 ± 36,5	
Nobilis	-17,83 ± 0,61	1,68 ± 0,12	379,8 ± 62,0	410,5 ± 44,5	
Valmont*	-17,96 ± 0,86	1,56 ± 0,16	421,2 ± 83,9	429,0 ± 70,0	
Prelude	-17,10 ± 1,02	1,79 ± 0,13	326,5 ± 70,7	351,2 ± 91,3	
Kontrolle (nur Boden Allerberg)	-26,18 ± 0,11	0,74 ± 0,03	/	/	
Westerberg /					
Boden mit Streu					
Novelis*	-16,42 ± 0,37	3,11 ± 0,07	203,8 ± 33,0	250,4 ± 56,7	
Nobilis	-16,73 ± 0,31	2,89 ± 0,05	299,5 ± 25,5	319,5 ± 57,5	
Valmont*	-16,68 ± 0,19	2,90 ± 0,13	282,6 ± 70,7	297,7 ± 25,2	
Prelude	-16,26 ± 0,41	3,00 ± 0,05	248,5 ± 26,1	257,2 ± 69,7	
Kontrolle (nur Boden Westerberg)	-20,02 ± 0,29	1,85 ± 0,04	/	/	
Griserde /					
Boden mit Streu					
Novelis*	-19,95 ± 0,62	3,22 ± 0,15	142,4 ± 83,0	298,1 ± 91,4	
Nobilis	-20,13 ± 0,32	3,03 ± 0,06	226,5 ± 29,9	328,8 ± 38,3	
Valmont*	-20,47 ± 0,29	2,95 ± 0,13	252,9 ± 67,3	368,2 ± 39,1	
Prelude	-19,85 ± 0,57	3,04 ± 0,09	226,9 ± 45,6	327,6 ± 64,3	
Kontrolle (nur Boden Griserde)	-25,72 ± 0,26	1,85 ± 0,04	/	/	
Streu					
Novelis*	-12,55	44,40 ± 2,31	/	/	
Nobilis	-12,60	43,18 ± 2,10	/	/	
Valmont*	-12,85	44,03 ± 1,96	/	/	
Prelude	-12,38	45,27 ± 1,40	/	/	

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

¹⁾ = die Differenz aus vorhandener C-Menge (aus Boden und Streu) zu Versuchsbeginn und Versuchsende.²⁾ = Differenz aus Maisstreu-C zu Versuchsbeginn und Versuchsende. (Durch die Berechnung mit Mittelwerten stellt sich der C-Verbrauch aus der Streu mitunter höher dar als der Gesamt-C-Verbrauch im Versuch. In diesem Fall ist davon auszugehen, dass der Gesamt-C-Verbrauch mit dem C-Verbrauch aus der Streu praktisch identisch ist.)

4 Diskussion

4.1 Kohlenstoffdynamik beim Abbau von Maisstreu

Die Kohlenstoff- und Stickstoffdynamik von Böden mit Zugabe transgener bzw. konventioneller Maisstreu sollten in der vorliegenden Arbeit besondere Beachtung finden, um etwaige Auswirkungen von transgener Maisstreu im Boden auf Stoffkreisläufe feststellen zu können, die von konventioneller Maisstreu nicht bekannt sind. Dazu wurden die Inhaltsstoffbestimmung der Streu der vier Maissorten (Kapitel 2.1), zwei Freilandversuche (Kapitel 2.2 und 2.3) sowie zwei Inkubationsversuche im Labor (Kapitel 2.4 und 2.5) durchgeführt und die Ergebnisse der mikrobiellen Messgrößen insbesondere im Hinblick auf Unterschiede zwischen der transgenen bzw. konventionellen Streu betrachtet.

Nach Streuzugabe im Freiland wird der Abbau durch so genannte Primärzersetzer vorgenommen, die die Makromoleküle wie Polysaccharide hydrolytisch aufspalten. Die Hauptbestandteile von Maisstreu sind Zellulose, Hemizellulose und Lignin. Primärzersetzer sind vor allem Pilze, Regenwürmer, Dipterenlarven, Diplopoden, Asseln und einige Enchyträen, Collembolen- und Oribatiden-Arten. Stroh wird im Boden hauptsächlich durch Pilze abgebaut (GARRET 1981). Allerdings ist über ihre Populationsstrukturen wenig bekannt. In der zweiten Phase des Abbaus von Pflanzenmaterial werden die zerkleinerten Pflanzenreste sowie die Exkremente der Bodentiere durch Sekundärzersetzer, zu denen Milben, Collembolen, Enchyträen und Nematoden gehören, umgesetzt. Danach wird die bereits modifizierte organische Substanz von Bakterien mineralisiert (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1998). Während in den hier durchgeführten Laborversuchen generell nur Mikroorganismen am Streuabbau beteiligt waren, stellte sich bei der Abschlussanalyse der Mikrokosmen aus dem Freiland neben dem Vorhandensein einiger ackerüblicher Laufkäfer und Asseln auch ein Regenwurmbesatz bei gut der Hälfte der Mikrokosmen heraus (unabhängig von der zugegebenen Sorte der Maisstreu). Ein direkter Effekt auf die Analysenergebnisse war nicht auszumachen. Beim Freilandversuch zur Quantifizierung der Streumineralisation wurde hier mit den kleinen Bodensäulen ein neuartiges

Versuchsdesign aus der Litterbagmethode (z.B. JUDAS ET AL. 1995, CORTET ET AL. 2002, DALIAS ET AL. 2003) entwickelt, das neben der Mesofauna sogar der Makrofauna (wie Käfer, Schnecken, Regenwürmer und Asseln) Zugang zu den kleinen Bodensäulen ermöglichte. Dadurch wurde die Praxisnähe des Versuchsaufbaus zum Abbaugeschehen im Freiland erhöht und durch das neuartige Versuchsdesign konnten Probenverunreinigungen weitgehend reduziert werden.

Es ist seit längerer Zeit bekannt, dass verschiedene Umweltfaktoren wie Temperatur, Feuchtigkeit, Menge und Art der Zusammensetzung mikrobieller Populationen sowie Unterschiede in der Zusammensetzung des den Abbauprozessen unterliegenden Pflanzenmaterials großen Einfluss auf die Abbauprozesse selbst haben (PARR & PAPENDICK 1978, SWIFT ET AL. 1979, STOTT ET AL. 1986). Fein gemahlene Pflanzenmaterial wird schneller abgebaut als klein geschnittenes Material (HARPER & LYNCH 1981).

Der CO₂-Austrag im Freilandversuch aus den Mikrokosmen mit Maisstreu (Tabelle 9) betrug im 1. Jahr durchschnittlich 12,7 und im 2. Jahr 22,1 kg CO₂-C ha⁻¹ d⁻¹. ROCHETTE ET AL. (1999) ermittelten nach einer Vegetationsperiode in einem Freilandexperiment in Ostkanada eine Gesamtbodenrespiration in maisbewachsenen Feldern zwischen 1 und 7 g CO₂-C m⁻² d⁻¹. Das entspricht 10 bis 70 kg CO₂-C ha⁻¹ d⁻¹ und somit den hier ermittelten Werten.

Der maisbürtige C-Verlust im Freilandversuch mit Mikrokosmen betrug anhand der Respirationsraten im 1. Versuchsjahr 1,5 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ und im 2. Versuchsjahr 3,4 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹. ROCHETTE ET AL. (1999) erhielten mit 2,1 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ in einem gepflügten Maisfeld und 1,8 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ in einem ungepflügten Maisfeld ähnliche Werte, die aber auf der Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C beruhten. Andere Studien berichteten von bis zu doppelt so hohen maisbürtigen C-Verlusten (OBERLANDER & ROTH 1968, SHIELDS & PAUL 1973, JENKINSON 1977, AMATO ET AL. 1987, WU ET AL. 1993). Eine jährliche Schätzung von Bodenoberflächen-CO₂ in einem Maisfeld betrug nach AMOS ET AL. (2005) 11,6 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹, was 31,6 kg CO₂-C ha⁻¹ d⁻¹ entspricht. Die hier ermittelten Daten aus den Mikrokosmen von 4,6 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ im 1. Versuchsjahr (= 12,7 kg CO₂-C ha⁻¹ d⁻¹) und 8,1 t CO₂-C ha⁻¹ a⁻¹ im 2. Versuchsjahr (= 22,1 kg CO₂-C ha⁻¹ d⁻¹) lagen etwas darunter. Eine Unterschätzung des C-Verlustes in

diesem Versuch ist aufgrund hoher Respirationsraten in der Initialphase möglich, die in beiden Versuchsjahren zu Beginn vermutlich nicht ausreichend erfasst wurden und daher nicht genug in die Mittelwertsberechnung der Respirationsraten einfließen. Weiterhin sind Ungenauigkeiten aufgrund der starken Abhängigkeit der Respirationsraten von der Temperatur, gekoppelt mit den zufällig gewählten Messterminen, möglich. Eine größere Anzahl an Messterminen in zukünftigen Versuchen wird die Genauigkeit erhöhen.

Im Freilandversuch zur Quantifizierung der Streumineralisation im Verlauf eines Zeitjahres wurde der maisbürtige C-Verlust alle drei Monate mit Hilfe der Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ermittelt. Nach drei Monaten betrug der Maisstreuverlust zwischen 40 und 50 % und nahm im Jahresverlauf weiter zu, so dass nach 12 Monaten ein maisbürtiger C-Verlust zwischen 70 und 80 % ermittelt wurde. Abbauversuche mit ^{14}C -markiertem Maismaterial ergaben in Feldversuchen nach einer Wachstumsperiode (also maximal 8 Monaten) einen Verlust von 45 bis 70 % (OBERLANDER & ROTH 1968, SHIELDS & PAUL 1973, JENKINSON 1977, AMATO ET AL. 1987, WU ET AL. 1993), was die hier ermittelten Daten bestätigt.

Die hier durchgeführten Inkubationsversuche im Labor sowie andere Laborstudien (BROADBENT & NAKASHIMA 1974, REINERTSEN ET AL. 1984, RECOUS ET AL. 1995) zeigten, dass die Abbauraten kurz nach Einarbeitung der Maisstreu am größten sind, so dass der Maisstreuabbau im Freiland als logarithmisch beschrieben werden kann.

Im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen sollte ein möglicher Einfluss des Bt-Gehaltes der Maisstreu auf die Respirationsraten und mikrobielle Messgrößen des Bodens (siehe Kapitel 4.3) im besonderen Hinblick auf den Faktor Temperatur untersucht werden, um etwaige speziell temperaturbedingte Reaktionen des Bt-Proteins mit dem Boden zu ermitteln. Dafür wurde der Boden vom Standort Meierbreite verwendet (Tabelle 4).

Mit Hilfe des Verhältnisses der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ lässt sich der Kohlenstoffverlust in den Versuchen eindeutig in maisbürtig und bodenbürtig einteilen. Der Maisstreuverlust anhand der $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ -Daten nahm mit steigender Temperatur zu und lag nach 49 Tagen bei 5°C zwischen 38 und 45 %, bei 15°C zwischen 43 und 52 % und bei 25°C bei 48 bis 56 % (Tabelle 24). Mit steigender Temperatur wurden an den

jeweiligen Messterminen im allgemeinen höhere Respirationsraten ermittelt (Tabelle 15, Tabelle 16, Tabelle 17) und die berechneten C-Summen nach 9 Tagen (dem Zeitraum der größten mikrobiellen Aktivität) bzw. 49 Tagen (Versuchsende) stiegen ebenfalls (Tabelle 23). Ein temperaturabhängiger Einfluss des Bt-Gehaltes der Maisstreu auf die Kohlenstoffdynamik konnte dabei nicht ausgemacht werden.

Im Inkubationsversuch mit Einsatz verschiedener Böden sollte ein möglicher Einfluss des Bt-Gehaltes der Maisstreu auf die Respirationsraten und mikrobielle Messgrößen des Bodens (siehe Kapitel 4.3) in verschiedenen landwirtschaftlich genutzten Böden untersucht werden. Die Versuchstemperatur lag konstant bei 15°C. In diesem Versuch wurde Boden vom Standort Allerberg Acker, Westerberg Acker und Griserde Acker verwendet (Tabelle 5, Tabelle 6, Tabelle 7). Diese drei Böden unterschieden sich sowohl im Tongehalt als auch in ihrer mikrobiellen Aktivität, die anhand der Respirationsraten gemessen werden konnte. Der Boden Allerberg wies hier mit 11% den geringsten Tonanteil auf. Der Boden Westerberg hatte mit 40% Ton den höchsten Gehalt und der Boden Griserde lag mit 25% Tonanteil zwischen den Böden Allerberg und Westerberg. In Böden mit hohem Tongehalt wird gegenüber tonärmeren Böden mehr organische Substanz angereichert. Die Verfügbarkeit organischer Verbindungen für den mikrobiellen Abbau wird aufgrund der großen Oberflächenaktivität der Tonminerale durch Adsorption und Bildung von Ton-Humus-Komplexen eingeschränkt (POMMERENING 1990, SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1998). Die Höhe der Respirationsraten in diesem Inkubationsversuch wurde vermutlich sowohl vom Ton- und Humusgehalt als auch von der biologischen Aktivität der Böden beeinflusst. Je höher der Tongehalt des Bodens war, desto geringer war der Maisstreuverlust, der nach 49 Tagen bestimmt wurde (Maisstreuverlust im Boden Allerberg > Griserde > Westerberg). Dieser Zusammenhang zwischen Tongehalt eines Bodens und C-Verlust wird ebenfalls in der Literatur beschrieben, z.B. nach Applikation von Weizenstroh in einen Boden (VAN VEEN ET AL. 1985, JENKINSON & LADD 1981, POMMERENING 1990).

MÜLLER & HÖPER (2004) bestätigten für mehr als 200 analysierte Böden eine positive signifikante lineare Beziehung zwischen C_{mik} - und Tongehalt, die mit Hilfe des Modells DAISY herausgearbeitet wurde. Die Höhe der mikrobiellen Kohlenstoffgehalte in unseren drei verwendeten Böden gestaltete sich in der Eingangsuntersuchung folgendermaßen: C_{mik} Westerberg > C_{mik} Griserde > C_{mik} Allerberg. Nach 49 Tagen im

Inkubationsversuch änderte sich die Reihenfolge der C_{mik} -Gehalte unabhängig von den zugegebenen Maissorten in: C_{mik} Griserde > C_{mik} Westerberg > C_{mik} Allerberg. Die Allerberg-Proben wiesen nach 49 Tagen neben den geringsten C_{mik} -Gehalten die geringsten Quantitäten an C_4 -Kohlenstoff in der mikrobiellen Biomasse auf, aber ihr Anteil des C_4 -Kohlenstoffs am mikrobiellen Kohlenstoff war gegenüber den Böden Westerberg und Griserde höher. Demgegenüber wiesen die Griserde-Proben die höchsten C_4 -Werte nach 49 Tagen auf, aber deren Anteil an mikrobiellem Kohlenstoff war gegenüber den Böden Allerberg und Westerberg geringer (Tabelle 35). Bei den Böden Westerberg und Griserde erfolgte offensichtlich der Aufbau mikrobieller Biomasse unabhängig von der zugegebenen Maissorte effizienter als beim Boden Allerberg, da ihr Gesamt-C-Verbrauch im Versuch, der dem C-Verbrauch aus der Maisstreu entsprach, geringer war als bei den Allerberg-Proben (Tabelle 38), die jeweilige mikrobielle Biomasse jedoch deutlich höher (Tabelle 33).

Im Inkubationsversuch mit Einsatz verschiedener Böden lag der anhand der stabilen Kohlenstoffisotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ermittelte Maisstreuverlust nach 49 Tagen beim Boden Allerberg zwischen 39 und 50 % (und damit am höchsten), beim Boden Westerberg zwischen 28 und 36 % (am niedrigsten) und bei der Griserde zwischen 33 und 43 %. Ähnliche Werte ermittelten KRISTIANSEN ET AL. (2004) mit Hilfe der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ in einem Inkubationsversuch von Maisresiduen in einem Boden mit 82-%igem Sandanteil bei 15°C nach 117 Tagen. Ihr Mais-C-Verlust betrug 50 bis 63 %, wobei der C-Verlust in der Initialphase der Inkubation ebenfalls am höchsten war und im Versuchsverlauf stetig abnahm.

Nach Beendigung der hier durchgeführten Inkubationsversuche nach 49 Tagen konnte mit Hilfe der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ festgestellt werden, dass in fast allen Fällen der C-Verbrauch während der Inkubation ausschließlich aus der Streu stammte (Tabelle 26, Tabelle 38). Für den Zeitraum des jeweiligen Inkubationsversuches blieb der Boden unabhängig von seinem Ton- und Humusgehalt und seinem Gehalt an mikrobieller Biomasse als Kohlenstoffquelle für die Mikroorganismen ungenutzt. Eine steigende Versuchstemperatur im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturen steigerte zwar den C-Verlust, aber auch hier blieb der Boden für die Dauer des Versuches als Kohlenstoffquelle ungenutzt.

Die Zugabe von Maisstreu zum Boden stimulierte sowohl im Freiland als auch im Labor die mikrobielle Aktivität, welche in Form der Respirationsraten (im Freiland mit dem CIRAS, im Labor nach Isermeyer) gemessen wurde. Zwei Wochen nach Streuzugabe war der Aktivitätsschub generell abgeflaut. In den Inkubationsversuchen im Labor konnte festgestellt werden, dass die Proben mit transgener Maisstreu bei allen Varianten anfangs wesentlich höhere Respirationsraten erreichten als die Proben mit konventioneller Streu. BEHR (2004) machte mit der gleichen Maisstreu in einem 21tägigen Laborexperiment bei 15°C die gleiche Beobachtung. Im Freiland konnte im Experiment mit den Mikrokosmen in der 3. Staffel der Respirationsratenmessung dieses Ergebnis ebenfalls belegt werden. KRISTIANSEN ET AL. (2004) schreiben den anfänglichen Atmungspeak in Inkubationsversuchen dem Abbau von durch die Probenaufbereitung getöteten Mikroorganismen zu. Wenn dem so ist, wären hier bei der Einarbeitung der transgenen Maisstreu mehr Mikroorganismen getötet worden als bei der Einarbeitung der konventionellen Maisstreu. Es ist unwahrscheinlich, einen derartigen Effekt allein mit der Probenaufbereitung zu erklären. Es liegt nahe, unterschiedlich hohe Atmungspeaks qualitativen Stoffunterschieden der Maisstreu, wie z.B. dem Bt-Gehalt, unterschiedlicher mikrobieller Besiedlung der Streu und / oder verschiedener Gehalte an leicht abbaubaren Kohlenstoffverbindungen (Zucker, Amino-N-Verbindungen) zuzuschreiben. Ein Abflauen der Respirationsraten im Versuchsverlauf signalisiert nachlassende mikrobielle Aktivität, die mit dem vollständigen Abbau der leicht zersetzbaren Kohlenstoffverbindungen erklärt werden kann.

Die lösliche Komponente von Pflanzenresten ist vollständig abbaubar (HADAS ET AL. 2004). Ihre Größe sowie das C/N-Verhältnis stellen den Haupteinfluss auf kurz- bis mittelfristige Kohlenstoff- und Stickstoffdynamiken in Böden dar (MAGID ET AL. 1997; HADAS ET AL. 2002). HADAS ET AL. (2002, 2004) untersuchten an Mais, Tabak, Raps, Weizen und Reishülsen den Gehalt an löslichem Kohlenstoff und kamen zu dem Ergebnis, dass Mais verglichen mit den anderen untersuchten Pflanzenarten mit 29 % vom Gesamtkohlenstoffgehalt den höchsten Gehalt an löslichem Kohlenstoff aufwies. RECOUS ET AL. (1995) dokumentierten ebenfalls eine hohe lösliche Komponente in Maisstroh, die 35 % löslichem Kohlenstoff vom Gesamt-C entsprach. Bei unserem Analysenversuch entsprach der K_2SO_4 - bzw. wasserlösliche Kohlenstoffanteil der

Maisstreu nur ca. 4 bis 9 % vom Gesamtkohlenstoffanteil (Tabelle 3). Das liegt mit hoher Wahrscheinlichkeit an den unterschiedlichen Analysenverfahren. Die Proben von HADAS ET AL. (2004) wurden 1:100 in einem Wasserextrakt bei anschließender Oxidation des Kohlenstoffs mit Dichromat bestimmt, während unsere Bestimmung auf eine leicht abgewandelte Form der CFE-Methode mit Prä-Extraktion zurückgeht. Die CFE-Methode nach BROOKES ET AL. (1985) und VANCE ET AL. (1987) ist allerdings nicht für die Bestimmung von löslichem Kohlenstoff in kohlenstoffreichem Pflanzenmaterial entwickelt worden. Es ist möglich, dass nur ein Teil des löslichen Kohlenstoffs in der 0,05 M K_2SO_4 -Lösung erfasst wurde, da das Verhältnis der pulverförmigen Streueinwaage zum Extraktionsmittel zwar von ursprünglich 1:4 auf 1:20 erhöht wurde, aber der Flüssigkeitsanteil vermutlich immer noch zu gering war. Eine gewisse Aussagekraft ist unseren Analyseergebnissen dennoch nicht abzuspüren, da alle Proben der unterschiedlichen Maissorten gleich behandelt wurden, so dass in einem relativen Verhältnis zwischen den löslichen Komponenten der Sorten untereinander unterschieden werden kann.

Es wurde deutlich, dass die konventionelle Sorte Nobilis und die transgene Sorte Valmont* weit höhere Werte an löslichem Kohlenstoff aufwiesen als die transgene Sorte Novelis* und die konventionelle Sorte Prelude. Durch dieses Ergebnis wird die Annahme entkräftet, dass die durch die beiden transgenen Maissorten verursachten Atmungsspeaks in der Anfangsphase nach Streuzugabe allein durch die lösliche Komponente aus der Streu hervorgerufen wurde. Die transgene Sorte Novelis* wies gegenüber ihrer konventionellen Sorte Nobilis nur gut die Hälfte an löslichem und damit vollständig abbaubarem Kohlenstoff auf. Sie übertraf in der Anfangsphase aber regelmäßig statistisch absicherbar die durch die Streu ausgelösten Respirationsraten ihrer konventionellen Sorte. Auch die ermittelten C-Summen nach 9 Tagen waren bei der transgenen Sorte Novelis* gegenüber Nobilis in allen Varianten beider Laborversuche signifikant erhöht (mit Ausnahme der Temperaturführung bei 25°C). Es bleibt unklar, welche Stoffgruppenfraktion den Atmungsspeak in unseren Versuchen auslöste. Es handelt sich vermutlich um eine kleine Gruppe, die in der Anfangsphase des Streuabbaus vollständig verbraucht wird und beim langfristigen Abbaugeschehen keine Rolle spielt.

In den Inkubationsversuchen konnte der C-Verlust nach 49 Tagen sowohl durch die

Summe der Respirationsraten (Isermeyermethode) als auch mit Hilfe der stabilen Kohlenstoffisotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ermittelt werden (Abbildung 12 und 21). Die Bestimmung der Summe der CO_2 -C-Abgabe nach Isermeyer erbrachte in allen Fällen signifikant geringere Werte als der ermittelte C-Verlust mit Hilfe der Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$. Der Gesamt-C-Vergleich (Kohlenstoffdifferenz aus Boden und Streu von Versuchsbeginn und Versuchsende) diente als Kontrollberechnung und unterstützt wie aus den Abbildungen 12 und 21 ersichtlich die Ergebnisse der stabilen Isotope. Zum Vergleich dieser Methoden muss angemerkt werden, dass sowohl bei der Gesamtkohlenstoffgehaltbestimmung als auch bei der Bestimmung des C-Verlustes mit Hilfe der stabilen Isotope jeweils nur ein Ausschnitt der Probe erfasst und analysiert wird, was sowohl zu einer Über- als auch Unterschätzung des C-Verlustes der Gesamtprobe infolge inhomogener Streuverteilung im Boden führen kann, obwohl die Analysendaten dieser „Unterproben“ genauer sind als die Daten, die mit Hilfe der Titration bei der Isermeyermethode gewonnen werden. Bei der Isermeyermethode wird jeweils der C-Verlust der Gesamtprobe bestimmt, wenngleich sich die zeitliche Reihenfolge der Probenmessung sowie damit verbundene Temperaturschwankungen auf das Messergebnis auswirken können. Die Standardabweichungen des ermittelten C-Verlustes nach der Isermeyermethode sind deutlich geringer gegenüber den Standardabweichungen des C-Verlustes nach der Technik der stabilen Isotope (siehe Fehlerbalken in den Abbildungen 12 und 21).

Während der C-Verlust in den Inkubationsversuchen bezogen auf die C-Zugabe durch die eingearbeitete Streu bei der Isermeyermethode ca. 15 bis 20 % ausmachte, betrug der C-Verlust nach Ermittlung der Technik der stabilen Isotope $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ zwischen 30 und 55 %. Eine mögliche Erklärung der Unterschätzung des C-Verlustes nach Isermeyer kann eine Behinderung des optimalen Gasaustausches zwischen der relativ dicken Bodenschicht von 50 g und der Luft darüber sein, so dass sich eine intensive Atmung auf die obere Bodenschicht beschränkte (ALEF 1991).

Die Isermeyermethode ist prinzipiell für eine Versuchstemperatur von 25°C ausgelegt (ALEF 1991). Die Temperaturen in den hier durchgeführten Inkubationsversuchen wurden zum Großteil geringer gewählt (5°C und 15°C), da sie für Bodenprozesse in den gemäßigten Breiten deutlich praxisnäher sind. Es wurde aber auch eine 25°C -Variante im Inkubationsversuch mit verschiedenen Temperaturführungen durchgeführt, welche

ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen den genannten Methoden im Vergleich des C-Verlustes erbrachte (siehe Abb. 12). Zudem sind aus der Literatur zahlreiche Versuche nach der Isermeyer-Methode dokumentiert, die ebenfalls geringere Versuchstemperaturen anwandten (z.B. 10°C bei BÖTTCHER 2004).

Nach BÖTTCHER (2004) liegt eine Unterschätzung des C-Verlustes bei Anwendung der Isermeyer-Methode an zu kurzen Inkubationszeiten und Messungenauigkeiten. Durch verlängerte Inkubationszeiten kann dem entgegengewirkt werden. Bei einer angesetzten Inkubationszeit von maximal 90 Tagen soll die Versuchsdauer mindestens 40 % (= 36 Tage) und optimal 80 % (= 72 Tage) betragen. Die Wahl unserer Inkubationszeiten von 49 Tagen lag nach dieser Einschätzung nur wenig über dem zeitlichen Minimum zur Bestimmung von Mineralisationsraten.

Eine weitere Fehlerquelle der Unterschätzung des C-Verlustes nach Isermeyer könnte die Laugenkonzentration (NaOH) darstellen, die an den einzelnen Messterminen zwischen 0,2 und 1 mol gewählt wurde und mitunter nur zu 30 % verbraucht wurde, was sich negativ auf die Messgenauigkeit auswirkt. Eine genaue Abstimmung der Lauge auf jede Temperaturvariante und Bodenaktivität erfordert Vorversuche, die in zukünftigen Versuchen durchgeführt werden sollten, um einer derartigen Unterschätzung vorzubeugen. Eine genaue Ursache der erheblichen Unterschiede im C-Verlust nach Isermeyer bzw. der Isotopenmethode lässt sich hier nicht benennen. Es handelte sich vermutlich um mehrere Faktoren wie zu hoher Laugenkonzentration, Titrationsungenauigkeiten und unzureichend gelöstes CO₂ in der Lauge, die zu der Unterschätzung des C-Verlustes nach Isermeyer führten. In der Literatur konnten keine Angaben zu einem Methodenvergleich hinsichtlich der Isermeyer-Methode und der Technik der stabilen Isotope ¹³C/¹²C gefunden werden.

Nichtsdestotrotz liefert hier die Isermeyer-Methode bezüglich möglicher Sortenunterschiede das gleiche Ergebnis wie die Technik der stabilen Kohlenstoffisotope: Gegenüber der Initialphase der Inkubation war ein Sortenunterschied bezüglich des Abbaus der Streu im Labor am Inkubationsende nach 49 Tagen nicht zu belegen. Die ermittelten p-Werte in den einzelnen Inkubationsversuchen beschrieben einen größeren Einfluss der Faktoren Temperatur bzw. Boden auf die Respirationsraten im Versuchsverlauf und die mikrobiellen

Messgrößen am Versuchsende als der Bt-Gehalt. In den Freilandexperimenten konnten ebenfalls am Versuchsende nach einem bzw. zwei Jahren keine Abbauunterschiede zwischen der transgenen bzw. konventionellen Maisstreu festgestellt werden. Zusammenfassend für alle im Zusammenhang dieser Arbeit durchgeführten Experimente ließen sich Abbauunterschiede bei den unterschiedlichen vier Maissorten im Boden nur wenige Tage nach Streuzugabe ausmachen. Nach spätestens 2 Wochen konnten hinsichtlich transgener bzw. konventioneller Maisstreu zugabe keine Trends bezüglich unterschiedlich gearteter Kohlenstoffumsätze festgestellt werden. Die Hypothese eines langfristig anders gearteten Maisstreuabbaus aufgrund genetischer Veränderungen kann anhand dieser Untersuchungen für die transgenen Maissorten Novelis* und Valmont* und deren Isolinien Nobilis und Prelude nicht bestätigt werden. Auf Ergebnisse des mikrobiellen Kohlenstoffgehaltes sowie die C₄-Gehalte wird ebenfalls in Kapitel 4.3 eingegangen.

4.2 Stickstoffdynamik beim Abbau von Maisstreu

Die Stickstoffdynamik beim Abbau von Maisstreu unterliegt stärker den saisonalen Schwankungen als die Kohlenstoffdynamik (SPEDDING ET AL. 2004).

Im Freilandexperiment mit den Mikrokosmen wurde mit Hilfe des aufgefangenen Bodenwassers die Stickstoffdynamik anhand der NO₃-N- und NH₄-N-Gehalte innerhalb von zwei Jahren untersucht. Die N-Bilanzen aller Mikrokosmen mit Streuzumischung waren in beiden Jahren positiv (Tabelle 11). Das bedeutet, dass mehr Stickstoff eingebracht als ausgewaschen wurde. Der Gesamt-N-Austrag dieser Mikrokosmen lag im ersten Jahr zwischen 16,0 und 21,3 kg ha⁻¹ a⁻¹ und im zweiten Jahr bei 15,6 bis 19,6 kg ha⁻¹ a⁻¹. Der Stickstoffeintrag der vier Sorten unterschied sich folgendermaßen signifikant voneinander: Nobilis > Valmont* > Prelude > Novelis* (Tabelle 3). Dennoch unterschied sich der Stickstoffaustrag pro Jahr nicht statistisch nachweisbar voneinander (Tabelle 11). Die in diesem Versuch verwendete Freilandmikrokosmenmethode nach RAUBUCH (1997) wurde ursprünglich für die Ökosystemforschung in Wäldern entwickelt. Eine Überführung dieser Methode zur Untersuchung der Stickstoffdynamik auf Feldstandorten ist nicht unproblematisch. Die kurz- und langfristigen Temperaturschwankungen sowie der Einfluss durch den Wind wirken sich auf die Proben hinsichtlich Verdunstungsrate und Stoffwechselaktivität der

Mikroorganismen stark aus, so dass es zu hohen Standardabweichungen schon innerhalb einer Variante an einem Messtermin kommen kann. Es sind zahlreiche Messwiederholungen sowie eine Randomisierung der Proben im Feld nötig. Dennoch ist es fraglich, ob Bodenproben ohne Pflanzenbewuchs auf Feldstandorten insbesondere in den Sommermonaten nicht zu starker Erwärmung unterliegen und somit noch repräsentative Analysenwerte hinsichtlich der Stickstoffdynamik liefern können. Möglicherweise liefert eine Veränderung des Versuchsdesigns (z.B. zeitlich stark begrenzte Lagerung des Bodenwassers bei niedrigen Temperaturen) bzw. ein neuer Versuchsansatz tiefere Erkenntnisse über den Einfluss von Sortenunterschieden bei der Stickstoffdynamik von Maisstreu.

Unsere Maisstreu stammte aus einem Freilandexperiment. Pflanzenmaterial aus dem Freiland kann mitunter erhebliche Pilzpopulationen tragen (JÖRGENSEN ET AL. 1988). Pilze enthalten keine Zellulose und kein Lignin, aber hohe Anteile an Polyosen, Proteinen, Lipiden und Melaninen. Sie sind daher recht stickstoffreich. Die Maisstreu der Sorten Nobilis und Valmont* wiesen sowohl weit höhere Gesamt-N-Gehalte als auch höhere Gehalte an löslichem N gegenüber den anderen beiden Sorten auf (Tabelle 3). Möglicherweise war diese Streu pilzlich stärker besiedelt als die Streu der Sorten Novelis* und Prelude. Ein Sorteneffekt hinsichtlich einer langfristig anders gearteten Stickstoffdynamik beim Abbau konnte dennoch nicht festgestellt werden.

Entgegen der Annahme, dass sich stickstoffreiche Pflanzenreste schneller abbauen (KORSAETH ET AL. 2002, HENRIKSEN & BRELAND 1999), wies Maisstroh in den Versuchen von HADAS ET AL. (2004) ähnlich hohe Abbauraten wie Raps und Tabak auf, obwohl das C/N-Verhältnis von Mais 2,5 bis 3 mal höher lag. Das bestätigen unsere Beobachtungen des Freilandexperimentes zur Quantifizierung der Streumineralisation. Hier konnten trotz stark variierender C/N-Verhältnisse der Streu keine unterschiedlich starken Abbauraten der Streusorten beobachtet werden. Das C/N-Verhältnis wird oft als Index herangezogen, ob anorganischer Stickstoff freigesetzt oder immobilisiert wird. Dies spielt insbesondere eine Rolle bei ackerbaulicher Nutzung, da die Abbaubarkeit von Kohlenstoff und Stickstoff in Böden eventuelle Düngergaben beeinflusst, entweder um Stickstoffmangel bei N-Immobilisation zu vermeiden oder um übergroße Stickstoffmengen zu verhindern, wenn Pflanzenreste im Boden anorganischen Stickstoff freisetzen (HADAS ET AL. 2004). Große Mengen an verfügbarem Kohlenstoff,

die dem Boden zugeführt werden (= hohe C/N-Verhältnisse), regen mikrobielles Wachstum an, steigern die Sauerstoffaufnahme und die mikrobielle Aktivität und verursachen im Allgemeinen eine N-Immobilisation (GOEK & OTTOW 1988; OTTOW 1992). Eine N-Immobilisation reduziert den anorganischen Stickstoffgehalt im Boden, was wiederum Stickstoffmangel hervorruft, welcher mikrobielles Wachstum sowie Zersetzungsprozesse von Pflanzenresten einschränkt. Aber auch Lignin oder rekalcitranter Kohlenstoff können die N-Mineralisationsrate möglicherweise herabsetzen (VIGIL & KISSEL 1991; QUEMADA & CABRERA 1995). VIGIL & KISSEL (1991) zeigten, dass die Nutzwelle zwischen N-Mobilisation und N-Immobilisation bei Pflanzenresten bei einem C/N-Verhältnis von 41 liegt. Das entspricht einem N-Gehalt von ca. 1 %, was wiederum dem allgemeinen N-Gehalt von Maisstroh entspricht.

Zusammenfassend ergaben sich im Freilandexperiment sowohl kurz- als auch langfristig keine Unterschiede hinsichtlich der $\text{NO}_3\text{-N}$ - und $\text{NH}_4\text{-N}$ -Gehalte zwischen den Mikrokosmen mit den vier unterschiedlichen Maissorten. Die Abbauraten der Maissorten im Freilandexperiment zur Quantifizierung der Streumineralisation zeigten ebenfalls keine statistisch belegbaren Unterschiede, obwohl die Maissorten stark abweichende Stickstoffgehalte und C/N-Verhältnisse aufwiesen. Entgegen unserer Annahme implizieren diese Ergebnisse, dass sich die verwendete konventionelle und transgene Maisstreu hinsichtlich der N-Dynamik im Boden ähnlich verhält bzw. dass der Faktor Bt-Gehalt zumindest weniger Einfluss ausübt als Umweltfaktoren wie Bodentemperatur und -feuchtigkeit.

4.3 Einfluss des Bt-Gehaltes der Maisstreu auf mikrobielle Messgrößen

Der Bt-Gehalt dient als Charakteristikum für Mais, der gegen den Maisbohrer *Ostrinia nubilalis* resistent ist, was auf gentechnischen Veränderungen beruht. Die Angaben der Höhe von Bt-Gehalten in Maissorten und -teilen schwanken in der Literatur erheblich und sind zudem vom Entwicklungsstadium der Maispflanze abhängig (ARNDT 2003). Nach OSTLIE ET AL. (1997) produzieren Bt 176-Hybriden (z.B. Valmont*) das Bt-Protein nur in grünem Gewebe und in Pollen, wohingegen Sorten mit dem Bt MON 810 (z.B. Novelis*) das Bt-Protein innerhalb der gesamten Pflanze produzieren. Ergebnissen

von ARNDT (2003) zufolge wiesen Blätter, Blattscheiden und Stängel der Bt 176-Sorte Valmont* in fast allen Entwicklungsstadien und Pflanzenteilen (Angaben bewegten sich zwischen 5 bis 35 $\mu\text{g/g}$ TM) wesentlich weniger Bt-Toxin auf als die MON 810-Sorte Novelis* (Angaben zwischen 10 bis 80 $\mu\text{g/g}$ TM). Obwohl die angegebenen Bt-Toxin-Gehalte im allgemeinen weit höher lagen als bei der Bestimmung unseres getrockneten, einjährigen Blatt-Spross-Gemischs (Tabelle 1), so gehen die Analysenergebnisse damit konform, dass die Bt 176-Sorte Valmont* in den Pflanzenteilen weniger Toxin enthält als die MON 810-Sorte Novelis*.

Im Langzeitversuch mit der Freilandmikrokosmenmethode wurden 2 Jahre und 15 Tage nach der 3. Streueinmischung die mikrobiellen Messgrößen Adenylatgehalt, Ergosterolgehalt, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt der oberen Bodenschichten (0-5 cm) in allen Mikrokosmen untersucht (C_{mik} und N_{mik} zusätzlich noch in der Bodenschicht 5-15 cm). Die Abschlussuntersuchung der Mikrokosmen wurde deshalb 15 Tage nach der 3. Streueinmischung vorgenommen, weil zuvor die 3. Staffel der Respirationsratenmessung zur Untersuchung der Initialphase der Respiration stattgefunden hatte und der einsetzende Winter eine Probenahme zu einem späteren Zeitpunkt unmöglich gemacht hätte. In den Inkubationslaborversuchen mit verschiedenen Temperaturführungen und verschiedenen Böden wurden dieselben mikrobiellen Messgrößen sowie die C_4 -Gehalte in den Proben nach 49 Tagen untersucht (im INK mit verschiedenen Böden zudem Ergosterolgehalt an Tag 2 im Boden Allerberg sowie C_{mik} und N_{mik} an Tag 2 in allen Böden). Alle Ergebnisse sollten Auskunft über mögliche Auswirkungen der Bt-Maissorten auf das Bodenleben geben, die bei konventioneller Maisstreu nicht auftreten.

Hinsichtlich der ATP-Gehalte, der Gesamtadenylatgehalte und der AEC-Werte konnten zusammenfassend für alle Analysen keine durchgehenden Trends festgestellt werden. Es zeigte sich, dass die konventionelle Sorte Nobilis immer höhere ATP- und Gesamtadenylatgehalte aufwies als ihre transgene Sorte Novelis*. Beim Sortenpaar Valmont* / Prelude bewegten sich die Werte meist auf gleichem Niveau. Die AEC-Werte, die dazu geeignet sind, den Energiestatus von Proben zu beschreiben, waren bei allen Proben nahezu identisch. In Versuchen von BEHR (2004) wurden ebenfalls keine Trends hinsichtlich der ATP- und Gesamtadenylatgehalte sowie der AEC-Werte beim Einsatz derselben transgenen und konventionellen Streusorten festgestellt.

Die Bestimmung der Ergosterolgehalte zeigte, dass die Proben mit der konventionellen Sorte Nobilis gegenüber denen mit ihrer transgenen Sorte Novelis* immer durchschnittlich höhere Werte aufwiesen, die in den meisten Fällen signifikant zu belegen waren. Die Proben mit der transgenen Sorte Novelis* wiesen von allen Sorten fast durchgängig die geringsten Ergosterolgehalte auf (Tabelle 12, Tabelle 21, Tabelle 33, Abbildung 19). Eine Ausnahme bildete die Ergosterolbestimmung in der 25°C-Variante nach 49 Tagen, bei der in den Proben mit der transgenen Sorte Valmont* noch geringere Werte als in den Proben mit Novelis* nachgewiesen wurden. In der Literatur sind Angaben über Bt-Mais zu finden, die belegen, dass die Ergosterolgehalte von MON 810-Mais-Körnern (=Novelis*) 4- bis 10mal geringere Ergosterolgehalte aufweisen als die Isolinie, was mit der genetischen Veränderung zusammenhängt (BAKAN ET AL. 2002, KEDERA ET AL. 1999, RAMIREZ ET AL. 1996). Die verringerten Ergosterolgehalte scheinen sich auf die gesamte Pflanze zu erstrecken. Es ist unklar, inwieweit sich verringerte Ergosterolgehalte auf das Bodenleben auswirken und ob es sich dabei um eine Schädigung handelt. Eine Verschiebung des Pilz-Bakterien-Verhältnisses ist denkbar.

Die Gehalte an mikrobiellem Kohlenstoff und Stickstoff dienen ebenfalls der Charakterisierung der mikrobiellen Biomasse. Sie sind aber kein Indikator für Aktivität (DICK 1992). Nach Abschluss des Langzeitfreilandexperimentes zeigte sich in der 0-5cm-Bodenschicht ein Gehalt an C_{mik} und N_{mik} in der Sortenreihenfolge: Nobilis > Novelis* > Valmont* > Prelude. In der 5-15cm-Bodenschicht waren die Gehalte bei den Sorten auf gleichem Level (Tabelle 12). Nach Beendigung der Inkubationsversuche wiesen die Proben mit der transgenen Sorte Novelis* von allen Proben immer die geringsten C_{mik} - und N_{mik} -Gehalte auf. Die transgene Sorte Valmont* übertraf dagegen jeweils die Gehalte der Proben mit ihrer konventionellen Sorte Prelude. Eine mögliche Erklärung für die höheren C_{mik} - und N_{mik} -Gehalte der Sorten Nobilis und Valmont* sind ihre höheren Gehalte an löslichem Kohlenstoff und Stickstoff gegenüber den Sorten Novelis* und Prelude (Tabelle 3). Der Bt-Gehalt liefert hier keinen Ansatzpunkt.

Die C_4 -Werte stellen den Anteil an aus der Maisstreu stammendem Kohlenstoff am mikrobiellen Kohlenstoff dar, das bedeutet, sie quantifizieren die Aufnahme der Streu durch die Mikroorganismen. Am Ende der Inkubationsversuche zeigte sich, dass die transgene Sorte Novelis* im Sortenvergleich jeweils die geringsten C_4 -

Durchschnittswerte aufwies, was darauf hindeutet, dass die Aufnahme dieser transgenen Streu durch die Bodenmikroorganismen geringer war als bei den anderen drei Sorten (Tabelle 23, Tabelle 35). Im Gegensatz dazu wies aber die transgene Sorte Valmont* höhere C_4 -Durchschnittswerte auf als ihre konventionelle Sorte Prelude, so dass die geringere Aufnahme der Novelis*-Maisstreu nicht zwangsläufig in Zusammenhang mit ihrem Bt-Gehalt stehen muss. Eine geringere Aufnahme kann z.B. wiederum an unterschiedlich schwer abzubauenen Kohlenstoffverbindungen liegen. Ein durch die Temperatur bzw. den Boden beeinflusster Effekt des Bt-Proteins trat bei den Inkubationsversuchen im Hinblick auf die mikrobiellen Messgrößen nicht auf.

Unabhängig von Temperaturführung und Bodenaktivität zeichnete sich zusammenfassend für die hier durchgeführten Versuche ein möglicher Einfluss des Bt-Gehaltes auf die pilzliche Biomasse (Ergosterolgehalt) ab, nicht aber auf den Adenylate-, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt. Die transgene Sorte Novelis* (MON 810) wies durchschnittlich immer eine geringere pilzliche Biomasse auf als ihre konventionelle Sorte Nobilis und die Sorten Valmont* (Bt 176) und Prelude.

Es bleibt zu betonen, dass sich die Aussagen in dieser Arbeit hinsichtlich der Verwendung konventioneller bzw. transgener Maisstreu im Boden lediglich auf die vier untersuchten Maissorten beziehen. In Folgeuntersuchungen werden neben quantitativen Untersuchungsmethoden auch dringend qualitative Analysen zur Bestimmung von Auswirkungen transgener Pflanzenstreu auf Mikroorganismen im Boden angeraten, da unerwartete Effekte von der Verfütterung gentechnisch veränderter Pflanzen an Säugetiere dokumentiert sind (PRESCOTT ET AL. 2005). Aus der Erforschung von Nebenwirkungen von Pestiziden auf Mikroorganismen ist bekannt, dass diese unterschiedlich tolerant gegen Substanzen sind. Empfindliche Mikroorganismenarten können bei Fortdauer einer Schädigung aus dem Boden verschwinden (KREUTZER 1965). Die hier angewendeten quantitativen bodenbiologischen Untersuchungsmethoden konnten nicht klären, ob die transgene Maisstreu eine Schädigung auf Bodenmikroorganismen ausübte.

5 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit ging es um die Erarbeitung, Anwendung und Beurteilung von quantitativen Analysenverfahren / Methoden für ein Monitoring von durch Bt-Mais verursachbaren Umwelteffekten im Boden. Die Ausgangsthese besagte, dass sich transgene Maisstreu beim mikrobiellen Abbau anders verhält als konventionelle. Bezugnehmend auf die These wurden zwei Freilandversuche (Freilandmikrokosmenmethode nach RAUBUCH 1997 über 2 Jahre, Quantifizierung des Maisstreuabbaus mit Hilfe kleiner Bodensäulen über 1 Jahr) und zwei Inkubationsversuche im Labor (INK bei drei verschiedenen Temperaturen über 49 Tage und INK mit verschiedenen landwirtschaftlich genutzten Böden über 49 Tage mit jeweils kontinuierlicher Respirationsratenermittlung nach ISERMEYER 1952) sowie Inhaltsstoffbestimmungen der Maisstreu durchgeführt. Für alle Untersuchungen wurde Streu der vier Maissorten `Novelis` (transgen, Monsanto 810), `Nobilis` (Isolinie von `Novelis`), `Valmont` (transgen, Bt 176, Fa. Syngenta) und `Prelude` (Isolinie von `Valmont`) eingesetzt. Nach Beendigung der Laborversuche sowie des Freilandversuches nach der Freilandmikrokosmenmethode wurden mikrobielle Messgrößen wie Adenylategehalt, Ergosterolgehalt, C_{mik} - und N_{mik} -Gehalt am Boden-Streu-Gemisch bestimmt. Der Einsatz der Isotopentechnik (Bestimmung von $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ an gemahlenem Boden-Streu-Gemisch bzw. gefriergetrocknetem K_2SO_4 als Extrakt aus dem Boden-Streu-Gemisch) ermöglichte eine genaue Quantifizierung der abgebauten Maisstreu und brachte dadurch Aufschluss über das Abbauverhalten verschiedener Maissorten. Bezüglich der Ermittlung der mikrobiellen Messgrößen ergab sich für die transgene Sorte Novelis* stets eine durchschnittlich geringere pilzliche Biomasse. Langfristig ergaben sich bei der Kohlenstoff- und Stickstoffdynamik keine Trends hinsichtlich transgener bzw. konventioneller Maisstreu. Sowohl im Freilandversuch nach der Mikrokosmenmethode als auch in den Inkubationsversuchen trat das Phänomen der kurzzeitigen Respirationsratenerhöhung der Mikroorganismen nach Zugabe der transgenen Maissorten auf, welches nicht bei Zugabe der konventionellen Maisstreu auszumachen war.

6 Abstract

The aim of this work was the determination of impacts of transgenic Bt-maize on carbon and nitrogen turnover in agricultural soils. Transgenic and conventional plants may feature different ways of decomposition since they differ in their ingredients and composition. Two field experiments (microcosm method according to RAUBUCH 1997 over a period of two years, attempt of quantifying the straw mineralisation with small soil tubes in the field over a period of one year) and two incubation experiments at the laboratory (first incubation experiment with three different temperatures: 5°C, 15°C, 25°C; second incubation experiment with application of three different agricultural soils) were performed to quantify the impact of maize straw on C- and N-turnover and microbial parameters (content of ergosterol, adenylates, microbial carbon and nitrogen). For all experiments four varieties of maize straw were used: 'Novelis' = Bt maize Monsanto 810 with a Bt-content of 3859 ng g⁻¹; 'Nobilis' = isoline of 'Novelis'; 'Valmont' = Bt maize Bt 176 with a Bt-content of 842 ng g⁻¹; 'Prelude' = isoline of 'Valmont'. After finishing the incubation experiments the determination of the stable isotopes ¹³C/¹²C quantified the decomposition rate of the maize material. Soil samples with the amendment of transgenic 'Novelis' evidently showed the lowest fungal biomass (ergosterol content) after seven weeks whereas no obvious effects were found between conventional and transgenic maize straw according to the content of adenylates, microbial carbon and nitrogen. There were found no long-term differences in carbon and nitrogen turnover between the transgenic and conventional maize straw. However, after the application of the two transgenic maize varieties into the soil respiration peaks in all samples were found which did not occur in the soil samples after application of the conventional maize straw.

7 Quellen

- ALEF, K. 1991: Methodenhandbuch Bodenmikrobiologie. Ecomed. Verlagsgesellschaft Landsberg.
- AMATO, M., J.N. LADD, A. ELLINGTON, G. FORD, J.E. MALONEY, A.C. TAYLOR UND D. WALSGOTT 1987: Decomposition of plant material in Australian soils. IV. Decomposition in situ of ¹⁴C- and ¹⁵N-labelled legume and wheat materials in a range of southern Australian soils. Australian Journal Soil Res. 25. S. 95-105.
- AMOS, B., T.J. ARKEBAUER UND J.W. DORAN 2005: Soil Surface Fluxes of Greenhouse Gases in an Irrigated Maize-Based Agroecosystem. Soil Science Society of America Journal 69. S. 387-395.
- AMUNDSON, R., L. STERN, T. BAISDEN und Y. WANG 1998: The isotopic composition of soil and soil-respired CO₂. Geoderma 82. S. 83-114.
- ARNDT, M. 2003: „Bt-Mais – ein Projektüberblick mit Ergebnissen bodenfaunistischer Untersuchungen (Nematoden)“ in „Monitoring der Umweltwirkungen von gentechnisch veränderten Organismen“ (Veranstaltung), Statusseminar zu den bayerischen Projekten (Augsburg 13.02.2003), Augsburg (<http://www.bayern.de/lfu/bestell/statusseminar.pdf> - abgerufen 02.02.2005)
- ATTERBERG, A. 1912: Die rationelle Klassifizierung der Sande und Kiese. Chemische Zeitung 29. S. 195-198.
- BAKAN, B., D. MELCION, D. RICHARD-MOLARD UND B. CAHAGNIER 2002: Fungal Growth and *Fusarium* Mycotoxin Content in Isogenic Traditional Maize and Genetically Modified Maize Grown in France and Spain. Journal of Agricultural and Food Chemistry 50. S. 728-731.
- BEHR, K. 2004: Vergleich des mikrobiellen Abbaus von transgenen Bt-Maissorten und deren isogenen Ausgangssorten unter besonderer Betrachtung der Energienutzung durch die Bodenmikroorganismen. Diplomarbeit (Fachgebiet Bodenbiologie und Pflanzenernährung), Universität Kassel.
- BÖTTCHER, J. 2004: Uncertainties of nonlinearly estimated parameters from incubations of soil organic matter. Journal of Plant Nutrition and Soil Science 167. S. 293-302.
- BRAKE, J. und D. VLACHOS 1998: Evaluation of transgenic event 176 Bt-corn in broiler chickens. Poultry Science 77 (5). S. 648-653.
- BROADBENT, F.E. UND T. NAKASHIMA 1974: Mineralization of carbon and nitrogen in soil amended with ¹³C and ¹⁵N labelled plant material. Soil Science Society of America Journal 38. S. 313-315.

- BROOKES, P.C., A. LANDMAN, G. PRUDEN und D.S. JENKINSON 1985: Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: A rapid direct extraction method for measuring microbial biomass nitrogen in soil. *Soil Biology and Biochemistry* 17. S. 837-842.
- CONWAY, G. 2000: Genetically modified crops: risks and promise. *Conservation Ecology* 4. <http://www.consecol.org/vol4/iss1/art2>. (abgerufen Feb. 2005)
- CORTET, J., D. GILLON, R. JOFFRE, J.M. OURCIVAL und N. POINSOT-BALAGUER 2002: Effects of pesticides on organic matter recycling and microarthropods in a maize field: use and discussion of the litterbag methodology. *European Journal of Soil Biology* 38. S. 261-265.
- DAELE, W. VAN DEN 1993. *Politische Ökologie* Nr. 35. S. 65.
- DALIAS, P., E. MPREZETOU und A. TROUMBIS 2003: Use of a modified litterbag technique for the study of litter mixture. *European Journal of Soil Biology* 39. S. 57-64.
- DICK, R.P. 1992: A review: long-term effects of agricultural systems on soil biochemical and microbial parameters. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 40. S. 25-36.
- DJAJAKIRANA, G., R.G. JOERGENSEN und B. MEYER 1996: Ergosterol and microbial biomass relationship in soil. *Biology & Fertility of Soils* 22. S. 299-304.
- DUNGER, W. 1997: *Methoden der Bodenbiologie*. Gustav Fischer Verlag Stuttgart New York. S. 122.
- GARRET, S.D. 1981: *Soil Fungi and Soil Fertility*. 2nd ed. Pergamon Press, Oxford.
- GERZABEK, M., F. PICHLMAYER, K. BLOCHBERGER und SCHAFFER, K. 1989: Über die Humusdynamik in vier österreichischen Waldböden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 152. S. 379-384.
- GOEK, M. und J.C. OTTOW 1988: Effect of cellulose and straw incorporation in soil on total denitrification and nitrogen immobilization at initially aerobic and permanent anaerobic conditions. *Biology and Fertility of Soils* 5. S. 317-322.
- GOERING, H.K. und P.J. VAN SOEST 1970: Forage fibre analyses (apparatus, reagent, procedure and some applications). In: *Agricultural Handbook*, 379. USDA, Washington. S. 1-19.
- HADAS, A., L. KAUTSKY, M. GOEK und E.E. KARA 2004: Rates of decomposition of plant residues and available nitrogen in soil, related to residue composition through simulation of carbon and nitrogen turnover. *Soil Biology & Biochemistry* 36. S. 255-266.
- HADAS, A., T.A. DOANE, A.W. KRAMER, C. VAN KESSEL und W.R. HORWARTH 2002: Modelling the turnover of ¹⁵N-labelled fertilizer and cover crop in soil and its recovery by maize. *European Journal of Soil Science* 53. S. 541-552.

- HAILS, R.S. 2000: Genetically modified plants – the debate continues. *Trends in Ecology and Evolution* 15. S. 14-18.
- HARPER, S.H.T. und J.M. LYNCH 1981: The chemical components and decomposition of wheat straw leaves, internodes and nodes. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 32. S. 1057-1062.
- HENRIKSEN, T.M. und T.A. BRELAND 1999: Nitrogen availability effects on carbon mineralization, fungal and bacterial growth, and enzyme activity during decomposition of wheat straw in soil. *Soil Biology and Biochemistry* 31. S. 1121-1134.
- HILDER, V.A. und D. BOULTER 1999: Genetic engineering of crop plants for insect resistance – a critical review. *Crop Protection* 18. S. 177-191.
- <http://mars.wiz.uni-kassel.de/pfb/klima/main.html> (Stand von Februar 2006).
- ISERMEYER, H. 1952: Eine einfache Methode zur Bestimmung der Bodenatmung und der Carbonate im Boden. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 56. S. 25-38.
- JENKINSON, D.S. 1966: Studies on the decomposition of plant material in soil. II. Partial sterilization of soil and the soil biomass. *Journal of Soil Science* 17. S. 280-302.
- JENKINSON, D.S. 1977: Studies on the decomposition of plant material in soil. V. The effect of plant cover and soil type on the loss of carbon from ¹⁴C labelled ryegrass decomposition under field conditions. *Journal of Soil Science* 28. S. 424-434.
- JENKINSON, D.S. und J.N. LADD 1981: Microbial biomass in soil: Measurement and turnover. In: PAUL, E.A. und J.N. LADD: *Soil Biochemistry* 5. S. 416-469.
- JOERGENSEN, R.G. 1996: The fumigation-extraction method to estimate soil microbial biomass: Calibration of the k_{EC} value. *Soil Biology & Biochemistry* 28. S. 25-31.
- JOERGENSEN, R.G. UND T. MUELLER 1996: The fumigation-extraction method to estimate soil microbial biomass: Calibration of the k_{EN} value. *Soil Biology & Biochemistry* 28. S. 33-37.
- JÖRGENSEN, R.G. 1995: Die quantitative Bestimmung der mikrobiellen Biomasse in Böden mit der Chloroform-Fumigations-Extraktions-Methode. *Göttinger Bodenkundliche Berichte* 104. S. 1-229.
- JÖRGENSEN, R.G., T. MÜLLER UND B. MEYER 1988: Spezifische Zellkomponenten von Organismen in der organischen Substanz als Indikatoren der Zersetzung und zur Bestimmung der Biomasse, Anwendung auf eine Kompostierung von Weizenstroh. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* 56. S. 191-196.

- JUDAS, M., M. GÖBEL, SCHAUERMANN, J. 1995: Mass loss of *Urtica dioica* L. roots in a beechforest as affected by soil fauna and soil type. Gustav Fischer Verlag Jena. *Pedobiologia* 39. S. 528-537.
- KEDERA, C.J., R.D. PLATTNER UND A.E. DESJARDINS 1999: Incidence of *Fusarium* spp. and levels of fumonisin B1 in maize in western Kenya. *Applied Environmental Microbiology* 65. S. 41-44.
- KORSAETH, A., T.M. HENRIKSEN und L.R. BAKKEN 2002: Temporal changes in mineralization and immobilization of N during degradation of plant material: implications for the plant N supply and nitrogen losses. *Soil Biology and Biochemistry* 34. S. 789-799.
- KREUTZER, W. 1965: The reinfestation of treated soil. In: Baker, K.F. and W.C. Snyder (eds.): *Ecology of soil-borne plant pathogens*. University of California Press. Berkeley, Los Angeles. S. 495-508.
- KRISTIANSEN, S.M., M. BRANDT, E.M. HANSEN, J. MAGID UND B.T. CHRISTENSEN 2004: ¹³C signature of CO₂ evolved from incubated maize residues and maize-derived sheep faeces. *Soil Biology & Biochemistry* 36. S. 99-105.
- MAGID, J., T. MUELLER, L.S. JENSEN UND N.E. NIELSEN 1997: Modelling the measurable: interpretation of field-scale CO₂ and N-mineralization, soil microbial biomass and light fractions as indicators of oilseed rape, maize and barley straw decomposition. In: CADISCH, G. und K.E. GILLER (Eds.), *Driven by Nature: Plant Litter Quality and Decomposition*, CAB International, Wallingford, S. 349-362.
- MARTENS, R. 1995: Current methods for measuring microbial biomass C in soil: potentials and limitations. *Biology and Fertility of Soils* 19. S. 87-99.
- MARTENS, R. 2001: Estimation of ATP in soil: extraction methods and calculation of extraction efficiency. *Soil Biology & Biochemistry* 33. S. 973-982.
- MÜLLER, T. UND H. HÖPER 2004: Soil organic matter turnover as a function of the soil clay content: consequences for model applications. *Soil Biology & Biochemistry* 36. S. 877-888.
- OADES, J.M. und D.S. JENKINSON 1979: Adenosine triphosphate content of the soil microbial biomass. *Soil Biology & Biochemistry* 11. p 204.
- OBERLANDER, H.E. und K. ROTH 1968: Transformation of ¹⁴C-labelled plant material in soils under field conditions. In: *Isotope and radiation in soil organic matter studies*. IAEA Vienna. S. 251-261.
- OCIO, J.A. und P.C. BROOKES 1990: An evaluation of methods for measuring the microbial biomass in soils following recent additions of wheat straw and the characterization of the biomass that develops. *Soil Biology & Biochemistry* 22. S. 685-694.

- ÖHLINGER, R. 1993. Bestimmung der Bodenatmung im Laborversuch. In: SCHINNER ET AL. 1993 (Hrsg.) Bodenbiologische Arbeitsmethoden. Springer, Berlin. S.86-90.
- OSTLIE, K.R., W.D. HUTCHISON und R.L. HELLMICH 1997: Bt Corn and European Corn Borer – Long-Term Success Through Resistance Management. NCR publication 602. University of Minnesota. St. Paul. MN.
- OTTOW, J.C. 1992: Denitrifikation – eine kalkulierbare Größe in der Stickstoffbilanz von Böden? Wasser und Boden 9. S. 578-581.
- PARR, J.F. und R.I. PAPENDICK 1978: Factors affecting the decomposition of crop residues by micro-organisms. In: Oschwald, W.R. (Ed.): Crop Residue Management Systems. American Society of Agronomy, Madison. S. 101-129.
- PICHLMAYER, F. und K. BLOCHBERGER 1988: Isotopenhäufigkeitsanalyse von Kohlenstoff, Stickstoff und Schwefel mittels Gerätekopplung Elementaranalysator-Massenspektrometer. Zeitschrift für Analytische Chemie 331. S. 196-201.
- POMMERENING, B. 1990: Zeitgang der Mineralisation von ¹⁴C-Glucose und –stroh und der mikrobiellen Biomasse in unterschiedlich texturierten und bewirtschafteten Versuchsböden der Rothamsted-Experimental-Station / England und angeschlossenen Flächen. Diplomarbeit. Georg-August-Universität Göttingen. Fachbereich Agrarwissenschaften. Fachgebiet Bodenkunde. Unveröffentlicht.
- PRESCOTT, V.E., P.M. CAMPBELL, A. MOORE, J. MATTES, M.E. ROTHENBERG, P.S. FOSTER, T.J.V. HIGGINS UND S.P. HOGAN 2005: Transgenic Expression of Bean α -Amylase Inhibitor in Peas Results in Altered Structure and Immunogenicity. Journal of Agricultural and Food Chemistry 53. S. 9023-9030.
- QUEMADA, M. und M.L. CABRERA 1995: Carbon and nitrogen mineralised from leaves and stems of four cover crops. Soil Science Society of America Journal 59. S. 471-477.
- RAMIREZ, M., M. PASCALE, S. CHULZE, M. REYNOSO, G. MARCH UND A. VISCONTI 1996: Natural occurrence of fumonisins and their correlation to *Fusarium* contamination in commercial corn hybrids grown in Argentina. Mycopathologia 135. S. 29-34.
- RAUBUCH, M. 1997: Freilandmikrokosmen als neues Instrument der Ökosystemforschung. UFZ-Bericht 5, S. 28.
- RECOUS, S., D. ROBIN, D. DARWIS UND B. MARY 1995: Soil inorganic N availability: effect on maize residue decomposition. Soil Biology and Biochemistry 27. S. 1529-1538.
- REINERTSEN, S.A., L.F. ELLIOT, V.L. COCHRAN UND G.S. CAMPBELL 1984: Role of available carbon and nitrogen in determining the rate of wheat straw decomposition. Soil Biology & Biochemistry 16. S. 459-464.

- RICHTER, M. 2004: Ökologische Schäden – Definition und Begriffsverständnis. S. 17-23. In: POTTHAST, TH. (Hrsg.) 2004: Ökologische Schäden – Begriffliche, methodologische und ethische Aspekte. Theorie in der Ökologie. Band 10. Peter Lang Europäischer Verlag der Wissenschaften. Frankfurt am Main.
- RISSLER, J. und M. MELLON 1996: The Ecological Risk of Engineered Crops. MIT Cambridge. MA.
- ROCHETTE, P., D.A. ANGERS UND L.B. FLANAGAN 1999: Maize Residue Decomposition Measurement Using Soil Surface Carbon Dioxide Fluxes and Natural Abundance of Carbon-13. Soil Science Society of America Journal 63. S. 1385-1396.
- RYAN, M.C. und R. ARAVENA 1994: Combining ^{13}C natural abundance and fumigation extraction methods to investigate soil microbial biomass turnover. Soil Biology and Biochemistry 26. S. 1583-1585.
- RYAN, M.C., R. ARAVENA und R.W. GILLHAM 1995: The Use of ^{13}C Natural Abundance to Investigate the Turnover of the Microbial Biomass and Active Fractions of Soil Organic Matter under Two Tillage Treatments. In: Soils and Global Change. LAL, R., J. KIMBLE, E. LEVINE, STUART, B.A. (Eds.). 1995. CRC Press, Inc., Boca Raton. S. 351-360.
- SAXENA, D. und G. STOTZKY 2001a: *Bacillus thuringiensis* (Bt) toxin released from root exudates and biomass of Bt corn has no apparent effect on earthworms, nematodes, protozoa, bacteria, and fungi in soil. Soil Biology and Biochemistry 33. S. 1225-1230.
- SAXENA, D. und G. STOTZKY 2001b: Bt corn has a higher lignin content than non-Bt corn. American Journal of Botany 88 (9). S. 1704-1706.
- SCHIEFFER, F. und P. SCHACHTSCHABEL 1998: Lehrbuch der Bodenkunde. Ferdinand Enke Verlag Stuttgart.
- SCHOMBERG, R. VON 1998: An appraisal of the working in practice of directive 90/220/EEC on the deliberate release genetically modified organisms. Report for STOA (Scientific and Technological Options Assessment) of the European Parliament. Brüssel.
- SCHÜTTE, G., STIRN, S. UND V. BEUSMANN 2001: Transgene Nutzpflanzen. Sicherheitsforschung, Risikoabschätzung und Nachgenehmigungs-Monitoring. Birkhäuser Verlag Basel Boston Berlin.
- SHIELDS, J.A. und E.A. PAUL 1973: Decomposition of ^{14}C -labelled plant material under field conditions. Canadian Journal of Soil Science 53. S. 297-306.
- SPEDDING, T.A., C. HAMEL, G.R. MEHUYS UND C.A. MADRAMOOTOO 2004: Soil microbial dynamics in maize-growing soil under different tillage and residue management systems. Soil Biology & Biochemistry 36. S. 499-512.

- STOTT, D.E., L.T. ELLIOT, R.I. PAPENDICK UND G.S. CAMPBELL 1986: Low temperature and low water potential effects on microbial decomposition of wheat residue. *Soil Biology and Biochemistry* 18. S. 577-582.
- STOTZKY, G. 2000: Persistence and biological activity in soil of insecticidal protein from *Bacillus thuringiensis* and of bacterial DNA bound on clays and humic acids. *Journal of Environmental Quality* 29. S. 691-705.
- SWIFT, M.J., O.W. HEAL UND J.M. ANDERSON 1979: *Decomposition in Terrestrial Ecosystems*. Blackwell, Oxford.
- VAN VEEN, J.A., J.N. LADD UND M. AMATO 1985: Turnover of carbon and nitrogen through the microbial biomass in a sandy loam and a clay soil incubated with [¹⁴C(U)]glucose and [¹⁵N] (NH₄)₂SO₄ under different moisture regimes. *Soil Biology & Biochemistry* 17. S. 747-756.
- VANCE, E.D., P.C. BROOKES UND D.S. JENKINSON 1987: An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biology and Biochemistry* 19. S. 703-707.
- VDLUFA 1991: *Methodenbuch Band I. Untersuchung von Böden*. VDLUFA-Verlag Darmstadt.
- VIGIL, M.F. und D.E. KISSEL 1991: Equations for estimating the amount of nitrogen mineralized from crop residues. *Soil Science Society of America Journal* 55. S. 757-761.
- WALINGA, I., V.J.G. HOUBA, J.J. VAN DER LEE UND I. NOVOZAMSKY 1989a: *Soil and Plant Analysis. Part 5*. Wageningen Agricultural University. Syllabus. S. 8-9.
- WALINGA, I., W. VARK, V.J.G. HOUBA UND J.J. VAN DER LEE 1989b: *Plant Analysis Procedures. Part 7*. Wageningen Agricultural University. Syllabus. S. 197.
- WU, J., P.C. BROOKES UND D.S. JENKINSON 1993: Formation and destruction of microbial biomass during decomposition of glucose and ryegrass in soil. *Soil Biology & Biochemistry* 25. S. 1435-1441.
- WU, J., R.G. JOERGENSEN, B. POMMERENING, R. CHAUSSOD UND P.C. BROOKES 1990: Measurement of soil microbial biomass C by fumigation-extraction – an automated procedure. *Soil Biology & Biochemistry* 22. S. 1167-1169.

8 Anhang

Tabelle 39: Mengenangaben der Streueinmischung in den Versuchen.

Versuch	Boden	Einmischung der Streu	
		mg Streu / g TB	mg Streu-C / g TB
Freilandversuch mit Mikrokosmen	Meierbreite	5,1 ^{a)}	2,2 ^{a)}
		15,3 ^{b)}	6,7 ^{b)}
Freilandversuch zur Quantifizierung der Streumineralisation	Meierbreite	37,7	16,6
Inkubationsversuch bei drei unterschiedlichen Temperaturen	Meierbreite	47,4	20,9
Inkubationsversuch mit drei landwirtschaftlich genutzten Böden	Allerberg	44,4	19,5
	Westerberg	47,1	20,7
	Griserde	50,0	22,0

^{a)} auf 15 cm Bodenhöhe bezogen

^{b)} auf 5 cm Bodenhöhe bezogen

Tabelle 40: 1. Jahr (2002 / 2003) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$].

Datum	Tag nach 1. Streuzugabe	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
08.11.02	0 (vor Streu)	0,14 ± 0,11	0,14 ± 0,11	0,14 ± 0,11	0,14 ± 0,11	0,14 ± 0,11
18.11.02	10	0,49 ± 0,12	0,41 ± 0,17	0,40 ± 0,16	0,43 ± 0,20	0,05 ± 0,02
02.12.02	24	0,12 ± 0,07	0,15 ± 0,11	0,10 ± 0,07	0,09 ± 0,03	0,05 ± 0,02
27.01.03	80	0,11 ± 0,10	0,07 ± 0,03	0,05 ± 0,03	0,10 ± 0,04	0,05 ± 0,01
05.03.03	117	0,06 ± 0,03	0,09 ± 0,05	0,07 ± 0,04	0,05 ± 0,04	0,05 ± 0,05
26.03.03	138	0,12 ± 0,05	0,07 ± 0,04	0,11 ± 0,09	0,05 ± 0,03	0,04 ± 0,02
04.04.03	147	0,09 ± 0,04	0,08 ± 0,03	0,08 ± 0,02	0,08 ± 0,02	0,05 ± 0,02
24.04.03	167	0,18 ± 0,05	0,17 ± 0,04	0,13 ± 0,06	0,16 ± 0,06	0,09 ± 0,04
06.05.03	179	0,09 ± 0,02	0,10 ± 0,02	0,13 ± 0,03	0,11 ± 0,04	0,03 ± 0,01
20.05.03	193	0,15 ± 0,05	0,14 ± 0,06	0,18 ± 0,10	0,18 ± 0,06	0,10 ± 0,04
03.06.03	207	0,43 ± 0,08	0,47 ± 0,10	0,45 ± 0,04	0,43 ± 0,08	0,34 ± 0,16
26.06.03	230	0,33 ± 0,07	0,34 ± 0,09	0,30 ± 0,05	0,33 ± 0,04	0,29 ± 0,09
02.07.03	236	0,27 ± 0,07	0,27 ± 0,13	0,24 ± 0,08	0,27 ± 0,10	0,12 ± 0,07
22.07.03	256	0,35 ± 0,13	0,28 ± 0,12	0,30 ± 0,04	0,28 ± 0,04	0,32 ± 0,22
30.07.03	264	0,37 ± 0,06	0,29 ± 0,12	0,28 ± 0,05	0,27 ± 0,06	0,19 ± 0,10
20.08.03	285	0,17 ± 0,05	0,13 ± 0,05	0,17 ± 0,02	0,19 ± 0,06	0,13 ± 0,06
26.08.03	291	0,21 ± 0,04	0,18 ± 0,05	0,18 ± 0,03	0,21 ± 0,06	0,14 ± 0,06
09.09.03	305	0,17 ± 0,04	0,14 ± 0,07	0,16 ± 0,05	0,16 ± 0,04	0,21 ± 0,18
30.09.03	326	0,23 ± 0,07	0,18 ± 0,03	0,21 ± 0,04	0,21 ± 0,03	0,16 ± 0,03
23.10.03	349	0,06 ± 0,02	0,07 ± 0,02	0,06 ± 0,04	0,07 ± 0,06	0,07 ± 0,04

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 41: 2. Jahr (2003 / 2004) - Respirationsraten im Freiland [$\text{g CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$].

Datum	Tag nach 2. Streuzugabe	Novelis*	Nobilis	Valmont*	Prelude	Kontrolle
30.10.03	0	/	/	/	/	/
05.11.03	6	0,42 ± 0,14	0,24 ± 0,05	0,35 ± 0,09	0,26 ± 0,07	0,08 ± 0,02
12.11.03	13	0,25 ± 0,05	0,26 ± 0,06	0,21 ± 0,09	0,21 ± 0,05	0,04 ± 0,02
27.11.03	28	0,26 ± 0,08	0,19 ± 0,02	0,28 ± 0,08	0,25 ± 0,06	0,05 ± 0,03
03.02.04	96	0,16 ± 0,03	0,17 ± 0,06	0,19 ± 0,02	0,17 ± 0,04	0,07 ± 0,02
16.03.04	138	0,15 ± 0,05	0,13 ± 0,07	0,12 ± 0,07	0,16 ± 0,05	0,08 ± 0,01
23.03.04	145	0,14 ± 0,04	0,18 ± 0,09	0,15 ± 0,05	0,14 ± 0,07	0,02 ± 0,02
14.04.04	167	0,34 ± 0,04	0,27 ± 0,12	0,25 ± 0,03	0,30 ± 0,10	0,13 ± 0,12
11.05.04	194	0,44 ± 0,07	0,36 ± 0,14	0,43 ± 0,08	0,36 ± 0,07	0,27 ± 0,09
18.05.04	201	0,59 ± 0,15	0,46 ± 0,10	0,47 ± 0,08	0,47 ± 0,07	0,28 ± 0,16
03.06.04	217	0,56 ± 0,15	0,31 ± 0,10	0,35 ± 0,12	0,46 ± 0,23	0,11 ± 0,11
17.06.04	231	0,30 ± 0,06	0,32 ± 0,13	0,36 ± 0,13	0,31 ± 0,11	0,26 ± 0,14
30.06.04	244	0,38 ± 0,11	0,26 ± 0,06	0,37 ± 0,10	0,33 ± 0,08	0,30 ± 0,14
15.07.04	259	0,46 ± 0,14	0,27 ± 0,09	0,44 ± 0,09	0,47 ± 0,12	0,31 ± 0,24
03.08.04	278	0,56 ± 0,17	0,49 ± 0,17	0,54 ± 0,05	0,49 ± 0,06	0,37 ± 0,25
13.08.04	288	0,37 ± 0,14	0,20 ± 0,04	0,37 ± 0,14	0,32 ± 0,08	0,24 ± 0,14
18.08.04	293	0,37 ± 0,01	0,33 ± 0,07	0,39 ± 0,10	0,37 ± 0,05	0,29 ± 0,10
02.09.04	308	0,52 ± 0,11	0,44 ± 0,17	0,50 ± 0,03	0,52 ± 0,12	0,39 ± 0,22
17.09.04	323	0,30 ± 0,08	0,28 ± 0,10	0,31 ± 0,05	0,31 ± 0,09	0,24 ± 0,10
06.10.04	342	0,46 ± 0,16	0,58 ± 0,01	0,35 ± 0,08	0,41 ± 0,07	0,18 ± 0,14

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 42: $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ PDB [‰] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.

Probe	$^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ PDB [‰]			
	nach 3 Monaten	nach 6 Monaten	nach 9 Monaten	nach 12 Monaten
Boden mit Streu				
Novelis*	-20,93 ± 0,84	-21,84 ± 0,80	-22,71 ± 0,54	-23,42 ± 0,52
Nobilis	-21,18 ± 0,76	-21,17 ± 0,85	-21,73 ± 0,80	-22,87 ± 0,79
Valmont*	-21,09 ± 0,59	-21,61 ± 0,46	-22,45 ± 0,75	-22,95 ± 0,80
Prelude	-21,43 ± 0,77	-21,80 ± 0,87	-22,24 ± 0,60	-22,58 ± 0,35
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	-25,98 ± 0,15	-25,63 ± 0,11	-25,68 ± 0,11	-26,03 ± 0,19

* transgene Maissorte
± Standardabweichung

Tabelle 43: Gesamtkohlenstoff [%] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.

Probe	C_{total} [%]			
	nach 3 Monaten	nach 6 Monaten	nach 9 Monaten	nach 12 Monaten
Boden mit Streu				
Novelis*	2,3 ± 0,2	2,0 ± 0,2	1,9 ± 0,3	1,6 ± 0,1
Nobilis	2,5 ± 0,4	2,1 ± 0,4	1,9 ± 0,1	1,7 ± 0,1
Valmont*	2,0 ± 0,1	1,9 ± 0,4	1,7 ± 0,1	1,7 ± 0,2
Prelude	2,2 ± 0,3	1,9 ± 0,2	2,0 ± 0,3	1,9 ± 0,6
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	1,2 ± 0,0	1,1 ± 0,0	1,4 ± 0,1	1,3 ± 0,1

* transgene Maissorte
± Standardabweichung

Tabelle 44: Gesamtstickstoff [%] der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.

Probe	N_{total} [%]			
	nach 3 Monaten	nach 6 Monaten	nach 9 Monaten	nach 12 Monaten
Boden mit Streu				
Novelis*	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0
Nobilis	0,2 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0
Valmont*	0,2 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,2 ± 0,0
Prelude	0,2 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,2 ± 0,0
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	0,2 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0	0,1 ± 0,0

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 45: $C_{\text{total}}/N_{\text{total}}$ der Proben des Freilandversuches zur Quantifizierung der Streumineralisation.

Probe	C_t/N_t			
	nach 3 Monaten	nach 6 Monaten	nach 9 Monaten	nach 12 Monaten
Boden mit Streu				
Novelis*	17,1 ± 1,6	14,9 ± 1,9	13,3 ± 1,9	11,1 ± 0,8
Nobilis	16,3 ± 2,5	14,3 ± 2,0	14,0 ± 1,3	11,3 ± 0,6
Valmont*	14,1 ± 1,2	13,6 ± 2,3	13,7 ± 2,0	11,0 ± 1,0
Prelude	14,9 ± 2,6	13,2 ± 1,3	15,5 ± 3,0	12,4 ± 3,9
Kontrolle (nur Boden Meierbreite)	8,2 ± 0,7	9,2 ± 0,3	11,4 ± 1,5	10,4 ± 1,1

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Tabelle 46: C_{total} , N_{total} und C_t/N_t nach 49 d im INK mit verschiedenen Böden.

Probe / Boden	C_t [%]	N_t [%]	C_t/N_t
Allerberg /			
Boden mit Streu			
Novelis*	1,7 ± 0,1	0,1 ± 0,0	17,7 ± 4,1
Nobilis	1,7 ± 0,1	0,1 ± 0,0	14,5 ± 0,6
Valmont*	1,6 ± 0,2	0,1 ± 0,0	15,2 ± 0,6
Prelude	1,8 ± 0,1	0,1 ± 0,0	17,4 ± 1,2
Kontrolle (nur Boden Allerberg)	0,7 ± 0,0	0,1 ± 0,0	10,8 ± 1,0
Westerberg /			
Boden mit Streu			
Novelis*	3,1 ± 0,1	0,2 ± 0,0	19,0 ± 1,0
Nobilis	2,9 ± 0,1	0,2 ± 0,0	14,6 ± 0,9
Valmont*	2,9 ± 0,1	0,2 ± 0,0	15,2 ± 1,1
Prelude	3,0 ± 0,1	0,2 ± 0,0	16,4 ± 1,3
Kontrolle (nur Boden Westerberg)	1,8 ± 0,0	0,2 ± 0,0	10,5 ± 1,3
Griserde /			
Boden mit Streu			
Novelis*	3,2 ± 0,2	0,2 ± 0,0	16,2 ± 1,7
Nobilis	3,0 ± 0,1	0,2 ± 0,0	13,5 ± 0,7
Valmont*	2,9 ± 0,1	0,2 ± 0,0	13,6 ± 1,0
Prelude	3,0 ± 0,1	0,2 ± 0,0	14,1 ± 0,5
Kontrolle (nur Boden Griserde)	1,9 ± 0,0	0,2 ± 0,0	10,4 ± 0,6

* transgene Maissorte

± Standardabweichung

Danksagung

Ich möchte mich herzlich bei den Mitarbeitern des Fachgebietes Bodenbiologie und Pflanzenernährung der Universität Kassel bedanken, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben. Insbesondere gilt mein Dank

Prof. Rainer G. Jörgensen für Betreuung sowie zahlreiche Hinweise und Denkanstöße,
PD Dr. Markus Raubuch, der das Projekt über einen langen Zeitraum engagiert begleitet hat,

Gabi Dormann für Analysenergebnisse, Reparaturen unwilliger Geräte, ungezählte Tassen Tee, kreatives Vermitteln komplizierter Sachverhalte und lustige Spieleabende,

Susanne Beck für immerwährende Hilfsbereitschaft und mühseliges Korrekturlesen,

Dr. Astrid Appuhn und Dr. Brigitte Engelking für äußerst hilfreiche Zusammenarbeit, bunte Brausebrocken, gute Laune, Aufmunterung und liebevolle Zimmerpflanzenbetreuung,

Prof. Torsten Müller für fruchtbare Diskussionen, Hilfsbereitschaft, Ausgeglichenheit und sein mich stets erfreuendes Interesse an Meerschweinchen.

Dem UBA Marburg sei für die finanzielle Unterstützung dieses Projektes gedankt.

Mein innigster Dank gilt meinem lieben Mann Marco Roose, seiner Anteilnahme und seinem Engagement, seiner Hilfe und Freundlichkeit beim Beheben sämtlicher PC-verursachten Probleme, seinen unübertroffenen Kochkünsten und der wohlthuenden Geborgenheit, die er mir vermittelt!

Nicht zuletzt möchte ich meiner Mutter Dr. Monika Roose herzlich danken, für ihr Vertrauen in mich und meinen Weg, ihre liebevolle Unterstützung und für die Anteilnahme an meinem Leben seit über 30 Jahren!

Katja Roose

Dezember 2005

Hiermit versichere ich, dass ich die vorliegende Dissertation selbständig und ohne unerlaubte Hilfe angefertigt und andere als die in der Dissertation angegebenen Hilfsmittel nicht benutzt habe. Alle Stellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder unveröffentlichten Schriften entnommen sind, habe ich als solche kenntlich gemacht. Kein Teil dieser Arbeit ist in einem anderen Promotions- oder Habilitationsverfahren verwendet worden.

Katja Roose

Witzenhausen, 06. Februar 2006