

**Geologische Störungszonen als Kriterium der  
Standortwahl Hügel bauender Waldameisen unter  
Berücksichtigung spezieller mikrobieller Gemeinschaften**

Inaugural-Dissertation  
zur  
Erlangung des Doktorgrades  
Dr. rer. nat.

des Fachbereichs  
Biologie und Geographie  
an der

Universität Duisburg-Essen

vorgelegt von  
Nicole Brennholt

aus Herne  
Juni 2008

Die der vorliegenden Arbeit zugrunde liegenden Experimente wurden am Institut für Geographie in der Abteilung Geologie der Universität Duisburg-Essen (Teil A) und im Referat Geomikrobiologie der Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe in Hannover (Teil B) durchgeführt.

1. Gutachter:

Prof. Dr. Ulrich Schreiber (Universität Duisburg-Essen)

2. Gutachter:

PD Dr. Axel Schippers (Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe Hannover)

3. Gutachter:

Prof. Dr. Hynek Burda (Universität Duisburg-Essen)

4. Gutachter:

Prof. Dr. Sumit Chakraborty (Ruhr-Universität Bochum)

Vorsitzender des Prüfungsausschusses:

Prof. Dr. Wilhelm Kuttler (Universität Duisburg-Essen)

Tag der mündlichen Prüfung:

22. Januar 2009

*„Es gibt Berge über die man hinüber muss,  
sonst geht der Weg nicht weiter!“*

Ludwig Thoma

## Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Ulrich Schreiber für die Überlassung dieses interessanten Forschungsthemas und die Möglichkeit, diese Dissertation in der Abteilung Geologie des Fachbereiches Biologie und Geographie der Universität Duisburg-Essen anzufertigen. Ich danke ihm auch für die vielen Freiheiten, die er mir während meiner Promotionsphase gelassen hat und die mir die Ausgestaltung der Arbeit erlaubt haben.

Herrn Dr. habil. Axel Schippers, Leiter des Referates Geomikrobiologie der Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe (BGR) in Hannover danke ich sehr für die Möglichkeit, einen Teil der für die vorliegende Arbeit notwendigen Laborversuche in seinem Hause durchführen zu können, sowie für die Bereitstellung von Material und Räumlichkeiten.

Mein ganz besonderer Dank gilt dabei Herrn Dr. Martin Krüger, der die Betreuung der vorliegenden Arbeit an der BGR in Hannover übernommen hat. Ich danke ihm für seine spontane Bereitschaft, mir die Welt der Mikroorganismen näher zu bringen, für seine fachlichen Ratschläge und anregenden Diskussionen.

Zudem danke ich den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Referates Geomikrobiologie Dr. Anna Blazejak, Cornelia Haveland, Dagmar Kock, Gerrit Köweker, Gudrun Mengel-Jung, Holger Probst, Michael Siegert, Annette Wurtmann und Daniela Zoch für die Betreuung vor Ort, die vielen Anregungen und nicht zuletzt für die freundliche Aufnahme in die Arbeitsgruppe während meines zweimonatigen Aufenthaltes in Hannover.

Für die gute kollegiale Zusammenarbeit und tatkräftige Unterstützung sowie die vielen anregenden Gespräche und Diskussionen möchte ich den Mitarbeitern der Arbeitsgruppe Geologie der Universität Duisburg-Essen Peter Janssen und Mark Schumann sowie Frau Elena Tatoli recht herzlich danken.

Insbesondere möchte ich Herrn Dr. Jörg Simon danken, der mir, neben intensiver Unterstützung und Hilfsbereitschaft bei den „Ameisenjagden“, auch geholfen hat, dem „Nebeler Geheimnis“ auf die Spur zu kommen.

Weiterhin gilt mein Dank auch Holger Luick für seine Unterstützung sowohl bei der Korngrößenanalyse als auch bei der Determination der Hügel bauenden Waldameisen.

Herrn Prof. Dr. Daniel Hoffmann der Universität Duisburg-Essen danke ich für seine unkomplizierte, kurzfristige Bereitschaft mich bei der statistischen Auswertung der Ameisendaten im Hinblick auf den Fisher's Exact Test zu unterstützen.

Mein Dank gilt auch Prof. Dr. Daniel Hering und Dr. Christian Feld für zahlreiche Anregungen und Diskussionen bezüglich der statistischen Datenauswertung.

Bei dem Revierleiter des Forstreviers Rhens, Herrn Kaul, möchte ich mich für die wertvollen Informationen zu seinem Revier, sowie für die Bereitschaft uns in demselben arbeiten zu lassen, bedanken.

Mein Dank richtet sich ebenfalls an die Forstamtsbezirke Koblenz und Boppard, die die vorliegende Arbeit durch das zur Verfügung stellen von Forstbetriebskarten unterstützt haben.

Für die Bereitstellung der Ausnahmegenehmigung zur Entnahme von Ameisenmaterial, ohne die wesentliche Teile der vorliegenden Arbeit nicht durchführbar gewesen wären, möchte ich mich bei der Struktur- und Genehmigungsdirektion Nord des Landes Rheinland-Pfalz bedanken.

In diesem Zusammenhang gilt mein herzlicher Dank auch dem Ameisentaxonom Dr. Roland Schultz vom staatlichen Museum für Naturkunde in Görlitz, der in einigen Fällen mit seiner fachlichen Expertise zur Determination diverser Waldameisenspezies beigetragen hat.

Bei allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Biologischen Anstalt Helgoland, allen voran meiner Mentorin Frau Prof. Dr. Karen Wiltshire, aber auch Dr. Alexandra Kraberg, Dr. Gunnar Gerdts und Dr. Nicole Aberle-Malzahn möchte ich mich für die Unterstützung bezüglich meiner Dissertation während meiner dreimonatigen Abordnung an das Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung (AWI) bedanken.

Recht herzlich bedanken möchte ich mich bei Frau Gabi Kellermann, die immer Zeit und ein „offenes Ohr“ für Fragen und Diskussionen hatte, sowie für ihre unermüdliche Hilfe beim Korrektur lesen.

Außerdem möchte ich mich bei allen bedanken, die mich mit aufmunternden Worten und ihrer Freundschaft während der gesamten Dauer dieser Arbeit unterstützt haben. Besonders zu erwähnen sei hier Mirko Breuckmann.

Nicht zuletzt aber gebührt mein allerherzlichster Dank meiner Mutter, die mich in all den Jahren bei allem unterstützt hat und mich darin bestärkt hat, meinen Weg zu gehen!

## Inhaltsverzeichnis

<b>1 Allgemeine Einleitung .....</b>	<b>18</b>
<b>Teil A</b>	
<b>2 Einleitung .....</b>	<b>19</b>
<b>3 Untersuchungsgebiet.....</b>	<b>27</b>
<b>3.1 Geographie.....</b>	<b>27</b>
3.1.1 Lage und Topographie .....	27
3.1.2 Naturräumliche Gliederung und Vegetation .....	28
3.1.3 Klima .....	29
<b>3.2 Geologie.....</b>	<b>30</b>
3.2.1 Geologischer Überblick .....	30
3.2.2 Geologische Entwicklung .....	31
3.2.3 Störungstektonik und Geogase .....	34
<b>4 Material und Methoden .....</b>	<b>36</b>
4.1 Kartierung Hügel bauender Waldameisen.....	36
4.2 Determination Hügel bauender Waldameisen .....	37
4.3 Abschätzung der Abundanz Hügel bauender Waldameisen .....	37
4.4 Vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen in Berei- chen geologischer Störungszonen gegenüber unbeeinflussten Bereichen .....	39
4.5 Erfassung der langfristigen Populationsdynamik.....	43
4.6 Statistische Datenauswertung.....	43
4.7 Fehlerbetrachtung.....	45
<b>5 Ergebnisse und Auswertung.....</b>	<b>47</b>
5.1 Kartierung Hügel bauender Waldameisen 2005-2007.....	47
5.2 Vergleich der kartierten Spezies .....	52
5.3 Hügel bauende Waldameisen und geologische Störungszonen.....	55
5.4 Langfristige Populationsdynamik.....	68
<b>6 Diskussion .....</b>	<b>70</b>
6.1 Geologische Störungszonen als Kriterium der Habitatwahl .....	70
6.2 Standortökologie: Kausalfaktoren der Abundanzdynamik.....	74
6.3 Vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen in Berei- chen geologischer Störungszonen gegenüber unbeeinflussten Bereichen .....	78
6.4 Mögliche Ursachen der Habitatwahl Hügel bauender Waldameisen auf geo- logischen Störungszonen .....	81

**Teil B**

<b>7 Einleitung</b> .....	<b>86</b>
7.1 Methanoxidierende Bakterien.....	90
7.2 Methanproduzierende Archaeen .....	93
<b>8 Untersuchungsgebiet</b> .....	<b>94</b>
<b>9 Material und Methoden</b> .....	<b>97</b>
9.1 Probenahme und Probenvorbereitung .....	97
9.2 Physikalisch-chemische Analysen des Bodens .....	99
9.2.1 Bestimmung des pH-Wertes.....	99
9.2.2 Bestimmung des Wassergehaltes .....	99
9.2.3 Korngrößenverteilung .....	99
9.2.4 Bestimmung von Gesamtkohlenstoff und Gesamtstickstoff .....	100
9.2.5 Bestimmung von Haupt- und Nebenelementen mittels Röntgenfluoreszenzanalyse ..	100
9.2.6 Bestimmung der Mineralzusammensetzung mittels Röntgendiffraktometrie .....	101
9.3 Analyse der Bodengase .....	101
9.3.1 Bestimmung der Heliumkonzentration.....	101
9.3.2 Bestimmung der Gaszusammensetzung .....	101
9.4 Molekularbiologische Untersuchungen .....	102
9.4.1 DNA-Extraktion .....	102
9.4.2 Real-time Polymerase Kettenreaktion zur Quantifizierung von Mikroorganismen (qPCR)	104
9.5 Messung von Prozessen .....	108
9.5.1 Bestimmung der mikrobiellen Oxidationsrate von Methan im Boden (MOR).....	108
9.5.2 Bestimmung der mikrobiellen Produktionsrate von Methan (MPR) und Kohlendioxid im Boden.....	110
9.6 Statistische Datenauswertung .....	112
9.7 Fehlerbetrachtung .....	113
<b>10 Ergebnisse und Auswertung</b> .....	<b>114</b>
10.1 Physikalisch-chemische Analysen des Bodens .....	114
10.2 Bestimmung von Haupt- und Nebenelementen mittels Röntgenfluoreszenzanalyse und Gaschromatographie.....	115
10.3 Analyse der Bodengase .....	120
10.3.1 Bestimmung der Heliumkonzentration.....	120
10.3.2 Bestimmung der Gaszusammensetzung .....	121
10.4 Quantifizierung von Mikroorganismen mittels real-time PCR .....	122

---

<b>10.5 Messung von Prozessen</b> .....	<b>126</b>
10.5.1 Bestimmung der mikrobiellen Oxidationsrate von Methan im Boden (MOR).....	126
10.5.2 Bestimmung der mikrobiellen Produktionsrate von Methan (MPR) und Kohlendioxid im Boden.....	131
<b>11 Diskussion</b> .....	<b>133</b>
<b>11.1 Standortwahl</b> .....	<b>133</b>
<b>11.2 Zusammensetzung mikrobieller Lebensgemeinschaften</b> .....	<b>142</b>
11.2.1 Bakterien, Archaea und Eukarya: die drei Domänen des Lebens .....	142
11.2.2 Mikrobielle Stoffwechselaktivitäten.....	145
11.2.2.1 <i>Aerobe und anaerobe CO<sub>2</sub>-Bildung als Zeichen der Bodenaktivität</i> .....	146
11.2.2.2 <i>Mikrobielle Methanoxidation</i> .....	149
11.2.2.3 <i>Mikrobielle Methanproduktion</i> .....	156
<b>11.3 Schlussfolgerungen der bodenmikrobiologischen Analysen</b> .....	<b>158</b>
<b>12 Schlussbetrachtung und Ausblick</b> .....	<b>160</b>
<b>13 Zusammenfassung</b> .....	<b>162</b>
<b>14 Abstract</b> .....	<b>164</b>
<b>15 Literaturverzeichnis</b> .....	<b>166</b>
<b>16 Glossar</b> .....	<b>184</b>
<b>17 Anhang</b> .....	<b>190</b>



**Verzeichnis der verwendeten Abkürzungen**

Ar	Argon
ARA	<b>A</b> cetylene <b>r</b> eduction <b>a</b> ctivity
bp	Basenpaare
BSA	<b>B</b> ovine <b>S</b> erum <b>A</b> lbumin, Rinderserumalbumin (globuläres Rinderprotein)
CH <sub>3</sub> F	Methylfluorid
CH <sub>4</sub>	Methan
CO <sub>2</sub>	Kohlendioxid
COS	Kohlenoxidsulfid, gasförmige Verbindung von Kohlenstoff, Sauerstoff und Schwefel
CT	Hintergrundfluoreszenz bei der real-time PCR
d	Tag
DGGE	<b>d</b> enaturierende <b>G</b> radienten <b>e</b> lektrophorese
DIN	Deutsche Industrie Norm
DNA	Desoxyribunucleinsäure ( <b>d</b> esoxyribonucleic <b>a</b> cid)
dNTPs	Desoxynukleotid-Trophosphat (s. Glossar)
E	Ost
EDTA	Ethylendiamin-N,N,N',N'-Tetraessigsäure
FID	Flammenionisationsdetektor
g	Gramm (Einheit zur Angabe des Gewichts) bzw. im Zusammenhang mit der Zentrifugation: Erdbeschleunigung
GC	Gaschromatograph
GIS	<b>G</b> eographisches <b>I</b> nformationssystem
GPS	<b>G</b> lobales <b>P</b> ositionsbestimmungssystem
H <sub>2</sub>	molekularer Wasserstoff
H <sub>2</sub> S	Schwefelwasserstoff
h	Stunde
HCl	Salzsäure
He	Helium
Hg	Quecksilber
KCl	Kaliumchlorid
kN	Kilonewton (Einheit zur Angabe des Drucks)
l	Liter (Einheit zur Angabe des Volumens)

---

M	molare Masse (Einheit: g/mol)
mg	Milligramm (Einheit zur Angabe des Gewichts)
min	Minute
ml	Milliliter (Einheit zur Angabe des Volumens)
mM	Millimolar (Einheit zur Angabe der molaren Masse)
m NN	Meter über <b>N</b> ormal <b>n</b> ull (Einheit zur Angabe der Höhenlage)
mol	Einheit zur Angabe der Stoffmenge
MOR	mikrobielle Methanoxidationsrate
MPR	mikrobielle Methanproduktionsrate
N <sub>2</sub>	molekularer Stickstoff
n	Stichprobenumfang
N	Nord
Na <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	Natriumphosphat
NaCl	Natriumchlorid
NE	Nordost
ng	Nanogramm (Einheit zur Angabe des Gewichts)
ns	nicht signifikant
NW	Nordwest
PCR	<b>P</b> olymerase <b>C</b> ain <b>R</b> eaction (Polymerase-Kettenreaktion)
ppb <sub>v</sub>	<b>p</b> arts <b>p</b> er <b>b</b> illion of <b>v</b> olume (Einheit zur Angabe des Partialdrucks)
ppm <sub>v</sub>	<b>p</b> arts <b>p</b> er <b>m</b> illion of <b>v</b> olume (Einheit zur Angabe des Partialdrucks)
PSI	Einheit zur Angabe des Drucks (1 PSI = 6,8948 * 10 <sup>3</sup> Pascal)
qPCR	<b>q</b> uantitative real-time <b>P</b> olymerase <b>C</b> ain <b>R</b> eaction (Polymerase-Kettenreaktion)
r. L. F.	<b>r</b> elative <b>L</b> uft <b>f</b> euchte
Rn	Radon
RT	Raumtemperatur
S	Süd
SDS-Lösung	Sodiumdodecylsulfat
SE	Südost
SF	Standardfehler
sec	Sekunde
SO <sub>2</sub>	Schwefeldioxid

---

Std.	Standard
SW	Südwest
TG	Trockengewicht
Tris	Tris(hydroxymethyl)-Aminomethan
Vol.%	Volumenkonzentration, früher Volumenprozent (Einheit zur Angabe der gelösten Substanz pro Volumen der Lösung)
v/v	Volumen zu Volumen
W	West
µg	Mikrogramm (Einheit zur Angabe des Gewichts)
µl	Mikroliter (Einheit zur Angabe des Volumens)
µmol	Mikromol (Einheit zur Angabe der Stoffmenge)

## Abbildungsverzeichnis

Abbildung 3.1: Lage des Untersuchungsgebietes (grau unterlegtes Kästchen) im Hunsrück. (a) innerhalb Deutschlands, (b) in Rheinland-Pfalz.....	28
Abbildung 3.2: Geologische Übersichtskarte des Rheinischen Schiefergebirges mit Benennung der Großstrukturen (aus SIMON 2007, verändert nach LANDESAMT FÜR GEOLOGIE UND BERGBAU RHEINLAND-PFALZ 2005 und MEYER & STETS 1980). Das Untersuchungsgebiet ist rot unterlegt.....	31
Abbildung 3.3: Tektonische Entwicklung des Rheinischen Schiefergebirges vom Tertiär bis Rezent (aus SIMON 2007, verändert nach SCHREIBER & ROTSCH 1998).....	33
Abbildung 3.4: Geologischer Überblick über das Untersuchungsgebiet im Hunsrück (nach SIMON 2007) mit den von KRÖLL (2001) und SIMON (2007) kartierten Störungszonen.....	34
Abbildung 5.1: Lage der bei der Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen im Untersuchungsgebiet im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 aufgenommenen Nester.....	47
Abbildung 5.2: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügel bauender Waldameisen bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren. (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inkliniation [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) geologische Störungszone, (g) Hauptbaumart (Mehrfachnennungen möglich bei gemischten Beständen).....	49
Abbildung 5.3: Ordination (a) aller Daten, (b) der abiotischen Parameter inkl. der Nestparameter, (c) der biotischen Parameter entlang der beiden ersten Hauptkomponenten (Achsen der PCA) (bzw. bei (b) entlang der ersten und dritten Hauptkomponente).....	50
Abbildung 5.4: Übersicht über die Nestlage der bei der Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen im Untersuchungsgebiet im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 determinierten Spezies.....	52
Abbildung 5.5: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügel bauender Waldameisen getrennt nach Arten bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren. Rot = <i>Formica polyctena</i> , grün = <i>Formica rufa</i> , blau = <i>Formica sanguinea</i> . (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inkliniation [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) geologische Störungszone, (g) Hauptbaumart (Mehrfachnennungen möglich bei gemischten Beständen).....	54
Abbildung 5.6: Lage der Nester Hügel bauender Waldameisen und der geologischen Störungszonen (nach SIMON 2007 und KRÖLL 2001). Der störungsbeeinflusste Bereich beträgt 100 m zu beiden Seiten der eingezeichneten Störungslinien.....	55

- Abbildung 5.7: Arten-Areal-Beziehung zwischen den Nestdichten [Nester / km<sup>2</sup>] bzw. der Anzahl der Nester in den verschiedenen Entfernungen zu den geologischen Störungen. (a) und (c) Störungen nach SIMON (2007), (b) und (d) Störungen nach KRÖLL (2001). In (c) und (d) ist jeweils die lineare Regression zwischen den Nestzahlen und den entsprechenden Abstandszonen zu den Störungen dargestellt.....63
- Abbildung 5.8: Vergleich der log-transformierten Nestflächen [m<sup>2</sup>] der drei Hügel bauenden Waldameisenarten *F. polyctena* (a), *F. rufa* (b) und *F. sanguinea* (c) jeweils auf geologischen Störungszonen (ja) und auf nicht durch geologische Störungen beeinflusste Bereiche (nein). Kleines Viereck: Median, Box: 25-75 %Perzentil, Whiskers: Minimum bzw. Maximum der Daten.....65
- Abbildung 5.9: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügel bauender Waldameisen bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren getrennt nach Störung und Nicht-Störung. Grau = Nicht-Störung, schwarz = geologische Störung. (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inklination [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) Nestdichte / km<sup>2</sup> bezogen auf Störung (ja) und nicht durch Störung beeinflusste Flächen (nein), (g) Hauptbaumart. Dargestellt sind in (a) bis (e) und (g) die relative Anzahl der Nester [%].....67
- Abbildung 5.10: Vergleich der Waldameisengrobkartierung des Forstamtsbezirks Koblenz aus dem Jahr 1989 (hellgrüne Flächen) mit der im Rahmen der vorliegenden Arbeit in den Jahren 2005-2007 durchgeführten Kartierung Hügel bauender Waldameisen (grüne Dreiecke)...68
- Abbildung 5.11: Bestandsalter der im Untersuchungsgebiet im Hunsrück kartierten Forstabteilungen im Hinblick auf die jeweiligen Nestdichten / ha der Hügel bauenden Waldameisen. (a) Nestdichten basierend auf der Waldameisengrobkartierung des Forstamtsbezirks Koblenz aus dem Jahr 1989. (b) Nestdichten basierend auf der in den Jahren 2005-2007 durchgeführten Kartierung Hügel bauender Waldameisen. Angaben zum Bestandsalter sind den entsprechenden Forstbetriebskarten entnommen. Graue Linie = polynomische Regressionskurve.....69
- Abbildung 8.1: Übersichtskarte der vier mikrobiologischen Probenahmestellen im Hunsrück. Standort 1: mit Hügel bauenden Waldameisen + mit neogener Störung nach SIMON (2007), Standort 2: nur Hügel bauende Waldameisen, Standort 3: ohne Ameisen + ohne Störung, Standort 4: ohne Ameisen + im Einzugsbereich zweier Störungen (variscische Störung nach KRÖLL (2001) 25 m entfernt und neogene Störung nach SIMON (2007) 53 m entfernt)....95
- Abbildung 8.2: Standort 1 sowohl mit Hügel bauenden Waldameisen als auch mit einer Störungszone. Richtung NE fotografiert.....96
- Abbildung 8.3: Standort 2 nur mit Hügel bauenden Waldameisen. Richtung NE fotografiert.....96
- Abbildung 8.4: Standort 3 sowohl ohne Hügel bauende Waldameisen als auch ohne eine Störungszone. Richtung W fotografiert.....96
- Abbildung 8.5: Standort 4 nur mit einer Störungszone. Richtung NW fotografiert.....96

- Abbildung 9.1: Bodenproben der vier im Hunsrück im Juni 2007 in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) beprobten Standorte. Obere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 0-5 cm Tiefe, Standort 2 in 0-5 cm Tiefe, Standort 3 in 0-5 cm Tiefe, Standort 4 in 0-5 cm Tiefe. Mittlere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 5-10 cm Tiefe, Standort 2 in 5-10 cm Tiefe, Standort 3 in 5-10 cm Tiefe, Standort 4 in 5-10 cm Tiefe. Untere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 10-20 cm Tiefe, Standort 2 in 10-20 cm Tiefe, Standort 3 in 10-20 cm Tiefe, Standort 4 in 10-20 cm Tiefe.....98
- Abbildung 10.1: Elementkonzentrationen [mg/kg] der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 mittels Röntgenfluoreszenzanalyse beprobten Standorte. Die y-Achsen weisen unterschiedliche Skalierungen auf.....116
- Abbildung 10.2: Gesamtkohlenstoff- [g/kg] und Gesamtstickstoffgehalt [g/kg] sowie das Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C:N) der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 beprobten Standorte.....118
- Abbildung 10.3: Clusterdiagramm der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 beprobten Standorte auf Grundlage der abiotischen Bodenparameter (n=51). Distanzmaß: Euklidischer Abstand, Verknüpfungsverfahren: „average linkage between groups / unweighted pair-group average“.....120
- Abbildung 10.4: Heliumkonzentration [ppb<sub>v</sub>] der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte. Die atmosphärische Heliumkonzentration (gestrichelte Linie) beträgt 5220 ppb<sub>v</sub> (HOLLAND & EMMERSON 1987). Der im Hunsrück im Untersuchungsgebiet ermittelte Heliumhintergrundwert (durchgezogene Linie) beträgt 5350 ppb<sub>v</sub> (SIMON 2007). n = 3 ± SF....121
- Abbildung 10.5: Clusterdiagramm der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte auf Grundlage der Bodengase (n=5). Distanzmaß: Euklidischer Abstand, Verknüpfungsverfahren: „average linkage between groups/ unweighted pair-group average“.....122
- Abbildung 10.6: Quantifizierung der Gesamtbakterien, Archaeen und Eukaryoten der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Auf Grund der Skalierung ist die niedrige Archaeenzahl der Proben 1\_10-20, 3\_0-5 und 4\_0-5 im Diagramm nicht mehr dargestellt. Mittelwert ± SF, n = 2.....123
- Abbildung 10.7: Quantifizierung der Methankonzentration [ppm<sub>v</sub>] während 39 tägiger Versuchslaufzeit in den 12 aus dem Hunsrück untersuchten Proben. Versuchsansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>.....127
- Abbildung 10.8: Methanoxidationsraten als Indikator methanotropher Aktivität unter aeroben Bedingungen [ $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Versuchsansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Mittelwert ± SF, n = 3. Dargestellt sind die CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der induzierten Phase.....128
- Abbildung 10.9: Quantifizierung der Methankonzentration [ppm<sub>v</sub>] während 20 tägiger Versuchslaufzeit in den 12 aus dem Hunsrück untersuchten Proben. Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>.....129

- 
- Abbildung 10.10: Methanoxidationsraten als Indikator methanotropher Aktivität unter aeroben Bedingungen [ $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Mittelwert  $\pm$  SF, n = 3. (a) CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der initialen Phase. (b) CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der induzierten Phase.....130
- Abbildung 10.11: Bildungsraten von CO<sub>2</sub> als Indikator mikrobieller Aktivität unter aeroben Bedingungen [ $\text{mmol CO}_2 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte während der Versuchslaufzeit von 21 Tagen. Mittelwert  $\pm$  SF, n = 3.....131
- Abbildung 10.12: Bildungsraten von CO<sub>2</sub> als Indikator mikrobieller Aktivität unter anaeroben Bedingungen [ $\mu\text{mol CO}_2 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte während der Versuchslaufzeit von 21 Tagen. Mittelwert  $\pm$  SF, n = 3.....132

## Tabellenverzeichnis

Tabelle 2.1: Ökologische Standortansprüche Hügel bauender Waldameisen der Gattung <i>Formica</i> im Überblick.....	20
Tabelle 3.1: Mittlere Temperaturen (T [°C]) und Niederschläge (NS [mm]) aus den 30-jährigen Aufzeichnungen der Wetterstation Koblenz-Horchheim (85 m NN) von 1971-2000 ( <a href="http://www.mittelrheinwetter.de/TempNied.jpg">http://www.mittelrheinwetter.de/TempNied.jpg</a> ).....	29
Tabelle 3.2: Jahresniederschlagsmengen (NS [mm]) an der Wetterstation Koblenz Lay (125 m NN) ( <a href="http://userpages.uni-koblenz.de/~krienke/wetter/wetter.cgi">http://userpages.uni-koblenz.de/~krienke/wetter/wetter.cgi</a> ), Höchst- (HT [°C]) und Tiefsttemperaturen (TT [°C]) an der Wetterstation Bendorf (115 m NN) ( <a href="http://www.wetteronline.de/deutsch.htm">http://www.wetteronline.de/deutsch.htm</a> ) in den Jahren 2005-2007. Die Temperaturangaben sind ungefähre Werte.....	30
Tabelle 4.1: Belegungsgrade in Prozent angegeben, bezogen auf den flächendeckenden Belauf der Nestkuppel durch Waldameisen an warmen Tagen. Daneben der entsprechende Belegungsfaktor (aus: TRAVAN 1994).....	38
Tabelle 4.2: Einteilung der Dominanzklassen nach ENGELMANN (1978).....	42
Tabelle 5.1: Kontingenztabelle des Fisher's Exact Tests. Aufgelistet ist die Anzahl der jeweiligen Quadrate.....	56
Tabelle 5.2: Proximitätsmatrix zur Darstellung der Ähnlichkeiten zwischen den aufgenommenen ökologischen Standortfaktoren basierend auf dem Jaccard-Koeffizienten. Fett gedruckt = Ähnlichkeit von 95 % oder mehr.....	56
Tabelle 5.3: Vergleichende Populationsanalyse der Hügel bauenden Waldameisen auf geologischen Störungszonen und den nicht durch geologische Störungen beeinflussten Bereichen. Nicht berücksichtigt sind bei der Berechnung des Margalef Indexes, des Shannon Diversitätsindexes und der Evenness die 46 Nester auf Störungen und die 9 Nester auf Nicht-Störungen, bei denen keine Determination der Art erfolgte.....	64
Tabelle 5.4: Vergleichende Populationsanalyse im Hinblick auf die Dominanz der jeweiligen Arten der Hügel bauenden Waldameisen auf geologischen Störungszonen und den nicht durch geologische Störungen beeinflussten Bereichen. Nicht berücksichtigt sind bei der Berechnung der Dominanz die 46 Nester auf Störungen und die 9 Nester auf Nicht-Störungen, bei denen keine Determination der Art erfolgte.....	65
Tabelle 8.1: Charakterisierung der vier im Hunsrück im Juni 2007 bodenmikrobiologisch untersuchten Standorte.....	94
Tabelle 9.1: Verwendete Bezeichnungen der an den vier Standorten im Hunsrück im Juni 2007 in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) entnommenen Bodenproben.....	98
Tabelle 9.2: Zur Quantifizierung der Gesamtbakterienzahl nach NADKARNI et al. (2002) verwendeter Standard.....	105



---

Tabelle 9.3: Zur Quantifizierung der Archaeenzahl nach TAKAI & HORIKOSHI (2000) verwendeter Standard.....	106
Tabelle 9.4: Zur Quantifizierung der Eukaryotenzahl nach LEV N. NERETIN verwendeter Standard.....	107
Tabelle 9.5: Einstellungen der Gasdrücke am Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu während der Messungen des Versuchsansatzes MOR mit 5000 ppm <sub>v</sub> CH <sub>4</sub> .....	109
Tabelle 9.6: Einstellungen der Gasflüsse am Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu während der Messungen des Versuchsansatzes MOR mit 100 ppm <sub>v</sub> CH <sub>4</sub> .....	110
Tabelle 9.7: Einstellungen der Drücke am Gaschromatographen SRI 8610C.....	111
Tabelle 9.8: Gasflussraten des Gaschromatographen SRI 8610C.....	111
Tabelle 10.1: Physikalisch-chemische Bodenanalysen (pH-Wert, Wassergehalt [%], Bodenart und Mineralzusammensetzung) der vier im Hunsrück untersuchten Standorte in den jeweiligen Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm.....	114
Tabelle 10.2: Ergebnisse der Korrelationsanalysen nach Spearman (Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ ). Signifikante und hochsignifikante Korrelationen sind fett gedruckt. * $p < 0,05$ (signifikant), ** $p < 0,01$ (hochsignifikant). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.....	117
Tabelle 10.3: Ergebnisse der Korrelationsanalysen nach Spearman (Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ ). Signifikante und hochsignifikante Korrelationen sind fett gedruckt. * $p < 0,05$ (signifikant), ** $p < 0,01$ (hochsignifikant). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.....	119
Tabelle 10.4: Gaschromatographische Bestimmung der Bodengaszusammensetzung der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte in unterschiedlichen Tiefen. $n = 2 \pm SF$ .....	121
Tabelle 10.5: Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten vier Standorte miteinander. ns = nicht signifikant, * $p < 0,05$ (signifikant), ** $p < 0,01$ (hochsignifikant), Kruskal-Wallis H-Test (Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.....	124
Tabelle 10.6: Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der jeweiligen Bodenprofile der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten vier Standorte. ns = nicht signifikant, * $p < 0,05$ (signifikant), ** $p < 0,01$ (hochsignifikant), Kruskal-Wallis H-Test (Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.....	124
Tabelle 10.7 Signifikante Unterschiede der Mikroorganismenabundanzen der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten Standorte 1, 2 und 4 im Vergleich zum Referenzstandort 3. ns = nicht signifikant, * $p < 0,05$ (signifikant), ** $p < 0,01$ (hochsignifikant), Mann-Whitney U-Test (Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.....	125

## 1 Allgemeine Einleitung

Im Jahre 2002 fiel bei strukturgeologischen Kartierungen zur Untersuchung der rezenten Tektonik des Rheinischen Schiefergebirges erstmalig eine auffällige lineare Anordnung von Nestern Hängel bauender Waldameisen entlang von geologischen Störungszonen auf (mündl. Mitt. Prof. Dr. SCHREIBER, Universität Duisburg-Essen). Auf Grund dieser auffälligen Häufung entstand die Vermutung, dass es sich hierbei um einen kausalen Zusammenhang handeln könnte. Stichprobenartige Untersuchungen anderer, kleinräumiger Gebiete in Mitteleuropa, wie z. B. in den Alpen, im Schwarzwald, in der Niederrheinischen Bucht, in Bayern, in Hessen, und in Südschweden, führten zu ähnlichen Beobachtungen (mündl. Mitt. Prof. Dr. SCHREIBER, Universität Duisburg-Essen). In den meisten Gebieten fanden sich aktive Störungszonen an oder in der Nähe der Ameisennester. In der Literatur wurde ein solches Phänomen bislang noch nicht beschrieben.

Zur Verifizierung der Hypothese, dass das Auftreten von Nestern Hängel bauender Waldameisen an aktive, gaspermeable geologische Störungszonen gebunden sein könnte, wurde erstmalig ein größeres zusammenhängendes Gebiet im Rheinischen Schiefergebirge, in dem sowohl Bereiche mit rezenten Störungen als auch Bereiche ohne solche auftreten, im Hinblick auf die Ameisenbesiedlung flächendeckend untersucht. Die Ergebnisse dieser Untersuchung finden sich in Teil A der vorliegenden Arbeit. In diesem Teil wird ebenfalls über mögliche kausale Zusammenhänge spekuliert. Einer dieser Aspekte ist die mikrobielle Besiedlung des Bodens. Ob die Zusammensetzung der mikrobiellen Gemeinschaft durch geologische Störungszonen beeinflusst wird, wird in Teil B der vorliegenden Arbeit näher untersucht.

## Teil A

### 2 Einleitung

Hochsoziale Insekten, insbesondere Ameisen und Termiten, spielen die Hauptrolle in der terrestrischen Umwelt (HÖLLDOBLER & WILSON 1995). Die lokale Diversität der Ameisen ist beträchtlich und übersteigt die anderer sozialer Insekten bei weitem. Dies zeigt sich in der Art und Weise wie Ameisen im Laufe der Evolution ein breites Spektrum ökologischer Nischen sowohl im Boden als auch in der Vegetation besetzten (HÖLLDOBLER & WILSON 1990, MAJER 1983), was ihnen nicht zuletzt dank ihrer vielfältigen anatomischen und verhaltensbiologischen Spezialisierungen gelang (HÖLLDOBLER & WILSON 1995). Der Einfluss der Ameisen auf die terrestrische Umwelt ist groß, da sie in den meisten Habitaten zu den führenden Prädatoren anderer Insekten und kleiner Invertebraten gehören (SÖRENSEN & SCHMIDT 1987, LÉVIEUX 1982, JEANNE 1979, WILSON 1971). Sie wirken aber ebenso durch Interaktionen auf den Boden und die Pflanzenwelt (FISHER 1997, HÖLLDOBLER & WILSON 1990). Das wird z. B. daran deutlich, dass die Ameisen Tier- und Pflanzenreste in ihre Nester transportieren und dort mit ausgegrabener Erde vermischen, wodurch die Nestgebiete lokal oft auch mit hohen Konzentrationen von Kohlenstoff, Stickstoff und Phosphor angereichert werden. Dies führt, vor allem während früher Sukzessionsphasen, zu neuem Pflanzenwachstum (BRIESE 1982, PÉTAL 1978, BEATTIE & CULVER 1977). Bodenbiologisch sind Ameisen vor allem wegen der Umlagerung, Durchmischung und Durchlüftung von Bodenmaterial von großer Bedeutung (SEIFERT 1996).

Die Ökologie dieser Insektengruppe ist für Forschung und Wissenschaft von großem Interesse, da die in Mitteleuropa lebenden Ameisen der Gattung *Formica* einen ganz wesentlichen Einfluss auf das Waldökosystem haben und auch entscheidend zur Waldhygiene beitragen (GÖSSWALD 1963a, PAVAN 1962, PAVAN 1959, GÖSSWALD 1951). So wurden z. B. ab dem Jahre 1955 Nester von *Formica polyctena* in einem Fichtenmischbestand des Forstamtes Diepholz angesiedelt, um dort den Dauerschädling *Pristiphora abietina* (Kleine Fichtenblattwespe) erfolgreich zu dezimieren (BEYER 1967). Neben der natürlichen Regulierung von Schadinsekten und Insektenkalamitäten dient *Formica polyctena* z. B. auch der Vervielfachung nützlicher Bodenflora und -fauna, der Förderung von Sameneintrag, der Verbreitung von Samen, dem Schutz von Sämlingen, der

Steigerung des Holzertrages, der Steigerung von Pilz- und Beerenernten, Wildäsung und Wildeinstand, der Anreicherung von Pflanzen- und Tierarten sowie der Steigerung des Waldhonigertrages (GÖSSWALD 1990, 1989). Des Weiteren hebt GÖSSWALD (1990, 1989) die Bedeutung der Waldameisen und der von ihnen „gezüchteten“ Lachniden als Nahrung für Singvögel hervor.

Auf Grund der Arbeiten von GÖSSWALD & KNEITZ (1965), KNEITZ (1965) und KNEITZ et al. (1962) lassen sich die *Formica*-Arten deutlich in zwei Gruppen gliedern: die Gruppe der Arten im Hügel- und Flachland bis ca. 1200 m Höhe (*F. rufa*, *F. polyctena*, *F. pratensis*, *F. nigicans*, *F. (Raptiformica) sanguinea*) und die Gruppe montaner Arten (*F. lugubris*, *F. aquilonia*, *Coptoformica exsecta*).

Zahlreiche ökologische Standortansprüche der Waldameisen wurden im Laufe der letzten Jahrhunderte näher untersucht (Tab. 2.1). Hierzu zählen neben geographischen Angaben wie Höhenlage, Exposition und Inklination auch klimatische Faktoren (Belichtung, Niederschlag, Temperatur, Luftfeuchtigkeit, Wind), Boden und Vegetation. Zu den positiven Standort- und Ernährungsverhältnissen zählen ein relativ trockener Boden mit Streuauflage und keiner oder nur lückiger Bodenvegetation, sowie gut besonnte oder nur mäßig beschattete Plätze, geeignetes Nestbaumaterial (besonders Koniferennadeln) und für Lachniden und andere Beutetiere geeignete Baumarten. Negativ wirken sich schlechte Bodenverhältnisse wie Staunässe, zu dichte, den Auslauf behindernde Bodenvegetation und Beschattung der Nester aus (GÖSSWALD 1978).

Tab. 2.1: Ökologische Standortansprüche Hügel bauender Waldameisen der Gattung *Formica* im Überblick.

Standortfaktor	positiver Einfluss	negativer Einfluss	Quelle
geographische Verbreitung	überwiegend in Mitteleuropa, zwischen dem 63. und 46. nördlichen Breitengrad, in Schleswig-Holstein vermehrt auf den Endmoränen nahen Sanderflächen	<i>F. polyctena</i> fehlt in England, Schottland, Irland und Norwegen; <i>F. rufa</i> fehlt in Irland und Norwegen	GÖSSWALD (1989), RUPPERTSHOFEN (1967), GÖSSWALD & SCHIRMER (1965)
Höhenlage	Flach- und Hügelland; <i>F. rufa</i> bevorzugt 300-500 m Höhe, <i>F. pratensis</i> auch im Apennin; <i>F. (Serviformica) fusca</i> in Mitteldeutschland bis 650 m und in Süddeutschland bis 1000 m		SEIFERT (1996), GÖSSWALD (1989), KLIMETZEK (1970)

<b>Standortfaktor</b>	<b>positiver Einfluss</b>	<b>negativer Einfluss</b>	<b>Quelle</b>
Hanglage (Exposition)	vorwiegend Südhänge, auch Osthänge	sehr selten Nordhänge, wenig Westhänge	GÖSSWALD (1978), KLIMETZEK (1970), WELLENSTEIN (1967), RAMMOSER (1961), GÖSSWALD (1932), WASMANN & TISSOT (1907)
Hangneigung (Inklination)		ausgesprochen steile Hänge werden nicht gerne besiedelt (außer von <i>F. (Raptiformica)</i> <i>sanguinea</i> )	KLIMETZEK (1970)
Belichtungs- verhältnisse	gute Besonnung und diffuser Schatten	extrem besonnt, zu wenig oder sehr schlecht besonnt	ISSLEIB & SCHELTER (1996), GÖSSWALD (1989, 1978), KLIMETZEK (1970), KNEITZ (1964), RAMMOSER (1961), HUBER (1810)
Klima	feucht (marin) häufiger <i>F. rufa</i> , trockenwarm (kontinental) häufiger <i>F. polyclena</i>		GÖSSWALD (1989)
Niederschlags- verteilung	<i>F. rufa</i> nistet zahlenmäßig häufiger im Waldgebiet, das über 1000 mm jährlichen Niederschlag aufzuweisen hat		RAMMOSER (1961)
Temperatur	Auslauf beginnt bei +6°C, Vorzugstemperaturen in der sommerlichen Aktivitäts- periode zwischen +26°C und +32°C	bei niedrigen Tempera- turen zunächst Kälte- starre, bei wiederholter beträchtlicher Abkühlung tritt der Kältetod ein	GÖSSWALD (1989), HORSTMANN (1970), SCHMIDT (1969), KNEITZ (1966, 1964), GÖSSWALD & KNEITZ (1964), ZAHN (1958), OTTO (1958), HERTER (1925)

<b>Standortfaktor</b>	<b>positiver Einfluss</b>	<b>negativer Einfluss</b>	<b>Quelle</b>
Luftfeuchtigkeit	sehr hohe bis 100 % ige r. L. F.	im typischen Mittelmeer- klima sind die Hügel bauenden <i>Formica</i> -Arten nicht mehr in der Lage die zur Brutaufzucht notwendige und als Austrocknungsschutz wichtige hohe Luft- feuchtigkeit im Nest aufrechtzuerhalten	GÖSSWALD (1989), ECKERDT (1973), KNEITZ & EMMERT (1962)
Wind		Windbruch hemmt die Entwicklung eines guten Ameisenvorkommens	RAMMOSER (1961)
Boden	gut bis überdurchschnittlich wasserversorgte Böden mit günstigen Wasserverhält- nissen im Unterboden	organische Nassstandorte, trockene und nährstoffarme Böden, sehr flachgründige Böden, zu feuchte Böden	ISSLEIB & SCHELTER (1996), TRAVAN (1984), GÖSSWALD (1978), OTTO (1966)
Bestandsart	Tannenreinbestände; Fichten-, Kiefern- und Eichenbestände mit Beimischungen; Fichten- Tannen-Buchen-Bestände mit einem Douglasienanteil von 2,5% sowie sonstige Nadel- Laub-Mischbestände mit Kiefer- und Lärchenanteilen; <i>F. polyctena</i> ursprünglich in Eichenwäldern beheimatet; <i>F. pratensis</i> überwiegend offenes Gelände und im Wald an lichten Plätzen; <i>F. (Serviformica) fusca</i> meidet das Innere geschlossener Wälder	reiner Laubwald; vor allem Buchenwald; Weymouthkiefer, Douglasie und Buche sind wegen Fehlens Honigtau liefernder Blatt-, Rinden- und Schildläuse für Hügel bauende Formicinen ungeeignete Baumarten; Reinbestände aus Buche, Roteiche, Esche, Erle oder Pappel werden gemieden	ISSLEIB & SCHELTER (1997), SEIFERT (1996), GÖSSWALD (1989, 1978), KLIMETZEK (1970), WELLENSTEIN (1967), RAMMOSER (1961)

<b>Standortfaktor</b>	<b>positiver Einfluss</b>	<b>negativer Einfluss</b>	<b>Quelle</b>
Bestandsalter	Wald aus unterschiedlichen Altersklassen (der genügend stechend-saugende Insekten über das ganze Jahr ernähren kann); polygyne Arten besiedeln hauptsächlich das Bestandesinnere und bevorzugen ältere Altersklassen, monogyne Arten kommen vorwiegend an Bestandesrändern vor und verteilen sich auf die Altersgruppen Kultur-Dickung, Stangenholz, Baumholz und Altholz, wobei ein leichter Vorzug für die meistens lichtereren Wuchsphasen-Kultur bzw. Altholz erkennbar ist	zu junge Bestände	GANDT (1991), GÖSSWALD (1989), TRAVAN (1984), SÖRENSEN & SCHMIDT (1983), GÖSSWALD (1978)
Bodenbewuchs im Nestbereich	<i>F. polyctena</i> möglichst geringe Bodenvegetation, <i>F. pratensis</i> und <i>F. rufa</i> vertragen höhere und reichere Bodenvegetation	starker Bodenbewuchs behindert den Auslauf	GÖSSWALD (1989, 1978), RAMMOSER (1961)
Nestbaumaterial	hauptsächlich Fichtennadeln, auch Kiefernadeln, Buchenknospenschuppen, Ästchen, seltener Gras, Erde und Lärchennadeln (bei <i>F. pratensis</i> höherer Anteil an Erde und Grasmaterial)	Laubholz	GÖSSWALD (1978), RAMMOSER (1961)

Die geographische Verbreitung der Waldameisenarten wurde von GÖSSWALD et al. (1965) zusammengefasst, wobei die Untersuchung entlegener Räume und Detailuntersuchungen innerhalb der betrachteten Areale fehlten. Auch die Ursachen der gegenwärtigen Verbreitung lassen noch Fragen offen. Bereits 1932 verwies GÖSSWALD auf eine direkte Abhängigkeit der Ameisenfauna vom Grundgestein, da man „von einer guten geologischen Karte die von den Ameisen reich besetzten Stellen und zugleich deren Artengemeinschaften – vielleicht

abgesehen von einigen seltenen Arten – direkt ablesen kann“. EICHHORN (1962) ergänzt diese Aussage mit dem Hinweis, dass „die Pflanzendecke vom Grundgestein beeinflusst wird, das das Verwitterungsmaterial für die Böden liefert und den Wärme- und Wasserhaushalt eines Standortes mitbestimmt“. Auch RAMMOSER (1961) wies darauf hin, dass geologische Faktoren bei der horizontalen Verbreitung von *Formica (Raptiformica) sanguinea* und *Formica pratensis* eine Rolle spielen könnten.

Dabei bleibt allerdings noch die Frage offen, ob ursächliche Zusammenhänge der Verbreitung Hügel bauender Formicinen zur neogenen Tektonik, beispielsweise über gaspermeable Störungszonen hinweg, bestehen. Sollte dies der Fall sein, dann ließen sich Hügel bauende Waldameisen als Bioindikatoren zur Detektion gaspermeabler Störungszonen heranziehen.

Die Populationsökologie von Ameisen wurde bisher detailliert zumeist in kleineren Gebieten untersucht, jedoch unterblieb oft eine Betrachtung großskaliger Zusammenhänge, die für den Einsatz von Ameisen als Bioindikatoren unerlässlich sind (ANDERSEN 1997b). Diese Betrachtung erfolgte erst in jüngerer Zeit, jedoch mit dem Schwerpunkt Australien bzw. „Regenwaldameisen“ (HOFFMANN et al. 2000; ANDERSEN 1997a, 1995).

Zur Erfassung von Umweltverschmutzung und anderen Einflüssen auf Struktur und Artenzusammensetzung von Ökosystemen werden Bioindikatoren herangezogen. So haben bereits Anfang des 20. Jahrhunderts KOLKWITZ & MARSSON (1909, 1908) das auch noch heute verwendete und weit verbreitete Saprobiensystem für aquatische Verschmutzung entwickelt. In aquatischen Systemen werden Invertebraten seit langem erfolgreich als biologische Indikatoren eingesetzt (SPELLERBERG 1993, JAMES & EVISON 1979). Nicht so weit verbreitet ist die Nutzung terrestrischer Invertebraten als Bioindikatoren (KREMEN 1994, WILLIAMS 1993, KREMEN 1992). Diese wurden z. B. 1953 von MURPHY zur Anzeige von Bodenbedingungen und 1949 von FRANZ zur Bestimmung der Primärproduktion verwendet. MAHONEY (1976) nutzte Collembolen zur Vorhersage zukünftiger Landerosion und PUSZKAR (1979a-f, 1978) zog die epigäische Fauna zur Indikation für Verschmutzungen durch verschiedene Industriekomplexe heran. In Australien wurden auch bereits Ameisen als Bioindikatoren eingesetzt (ANDERSEN 1997b, ANDERSEN 1990, GREENSLADE & GREENSLADE 1984, MAJER 1983). So nutzte z. B. WEIR (1978) *Iridomyrmex purpureus* als Indikator für die



Pestizidkontamination in einem Baumwollanbaugebiet in New South Wales und MAJER (1978, 1977) verwendete Ameisengemeinschaften zur Typisierung von Landnutzung und zur Erfolgskontrolle von Tagebaurenaturierungen. YEATMAN & GREENSLADE (1980) klassifizierten Habitatpräferenzen von Ameisen und verwendeten diese als Bioindikatoren in drei südaustralischen Schutzgebieten. Der Artenreichtum der Ameisen kann sowohl zur Einschätzung der Habitatgüte beitragen als auch zur Abschätzung für Abundanz und Diversität anderer Invertebraten herangezogen werden, da mit einer reichen Ameisenfauna generell auch eine reiche Invertebratenfauna einhergeht (MAJER 1983).

Ameisen eignen sich allgemein gut als Bioindikatoren, da (1) sie sowohl eine hohe Abundanz als auch einen großen Artenreichtum aufweisen, (2) unter ihnen viele spezialisierte Spezies anzutreffen sind, (3) sie höhere trophische Ebenen besetzen, (4) sie einfach zu sammeln und zu bestimmen sind und (5) sie messbar auf sich verändernde Umweltbedingungen reagieren (MAJER 1983).

Die Waldameise *Formica polyctena* eignet sich zudem gut als Bioindikator, da sie die aus der belebten und unbelebten Umwelt in das Nest und in das Volk eingebrachten potentiellen Schadschubstanzen wie z. B. Biozide und Radioisotope akkumuliert und auf toxische Substanzen auf Grund ihres spezifischen Wasserhaushaltes und der Dissoziation von Lymphe und Gewebe empfindlich reagiert (GÖSSWALD 1978, 1938a, 1937a,b, 1934). Zudem sind ihre Nestverbände als Volksganzes potentiell unsterblich, so dass eine erheblich längere Verweilzeit sowohl des zu prüfenden Organismus als auch der in Frage stehenden Substanz gegeben ist (GÖSSWALD 1990, 1951).

MAJER (1983) schlägt vor, folgende Parameter zur Indikation heranzuziehen: (1) Artenreichtum, (2) Abundanz, (3) Shannon Diversitätsindex, (4) Evenness-Index, (5) Mountford's similarity index, (6) Indikatorarten und (7) Indikatorgruppen.

### **Zielsetzung**

Ziel dieses Teils der vorliegenden Arbeit ist es zunächst, basierend auf einer standortökologischen Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen in einem größeren zusammenhängenden Areal, Aussagen über deren Habitatpräferenz vor allem im Hinblick auf geologische Störungszonen treffen zu können, um ihre mögliche Eignung zur Indikation gaspermeabler Störungszonen zu überprüfen. Es

wird davon ausgegangen, dass an den aktiven, gaspermeablen Störungszonen Geogase aufsteigen, welche die Hügel bauenden Waldameisen attrahieren.

Die in der allgemeinen Einleitung dargelegten Beobachtungen führen zu folgender Hypothese:

*Hügel bauende Waldameisen siedeln bevorzugt auf geologischen Störungszonen.*

Zur Verifizierung dieser Hypothese werden nachfolgende Kriterien exemplarisch analysiert:

1. Es gibt eine signifikante Häufung von Nestern auf geologischen Störungen im Vergleich zu nicht durch Störungen beeinflussten Bereichen innerhalb eines größeren Gebietes.
2. Die Häufung von Nestern auf geologischen Störungen ist unabhängig von anderen, bekannten, ökologischen Standortfaktoren.
3. Geologische Störungen beeinflussen signifikant die Volksstärke der Hügel bauenden Waldameisen.
4. Geologische Störungszonen beeinflussen die langfristige Populationsdynamik.

## **3 Untersuchungsgebiet**

### **3.1 Geographie**

#### **3.1.1 Lage und Topographie**

Das Untersuchungsgebiet liegt in Rheinland-Pfalz im nördlichen Hunsrück zwischen den Flüssen Rhein und Mosel (Abb. 3.1). Es erstreckt sich von der Autobahn A 61 im Westen bis in etwa zum Rhein im Osten und nördlich der Orte Waldesch und Rhens fast bis zur Stadt Boppard im Süden. Es umfasst aus dem Forstamtsbezirk Koblenz den südlichen Bereich des Forstreviers Remstecken sowie das gesamte Forstrevier Rhens, aus dem Forstamtsbezirk Boppard den nördlichen Bereich des Forstreviers Boppard und rechtsrheinisch aus dem Forstamtsbezirk Lahnstein kleine Bereiche der Forstreviere Braubach-Kamp-Bornhofen und Dachsenhausen-Osterspai-Becheln.

Die Größe des Gesamtgebietes beträgt 43,58 km<sup>2</sup>, wobei davon 22,48 km<sup>2</sup> auf bewaldete Flächen, 16,88 km<sup>2</sup> auf Freiflächen (vorwiegend landwirtschaftlich genutzt als Acker- und Weideland), 2,50 km<sup>2</sup> auf bebaute Siedlungsflächen und 1,72 km<sup>2</sup> auf den Rhein entfallen.

Die Morphologie wird sehr stark geprägt durch die beiden großen Flüsse Rhein und Mosel sowie deren kleinere Zuflüsse. Sowohl die Haupt- als auch die Nebentäler sind tief eingeschnitten. An die Haupttäler von Rhein und Mosel schließen sich zu beiden Seiten Hochplateaus an, die durch die Nebentäler stark untergliedert werden. Auf den Hochflächen finden sich SW-NE verlaufende Höhenzüge. Die Höhenlage variiert von etwa 70 m NN im rezenten Flusstal des Rheins bis knapp über 450 m NN im westlichen Bereich nahe der Autobahn (Horstkopf 463 m NN).

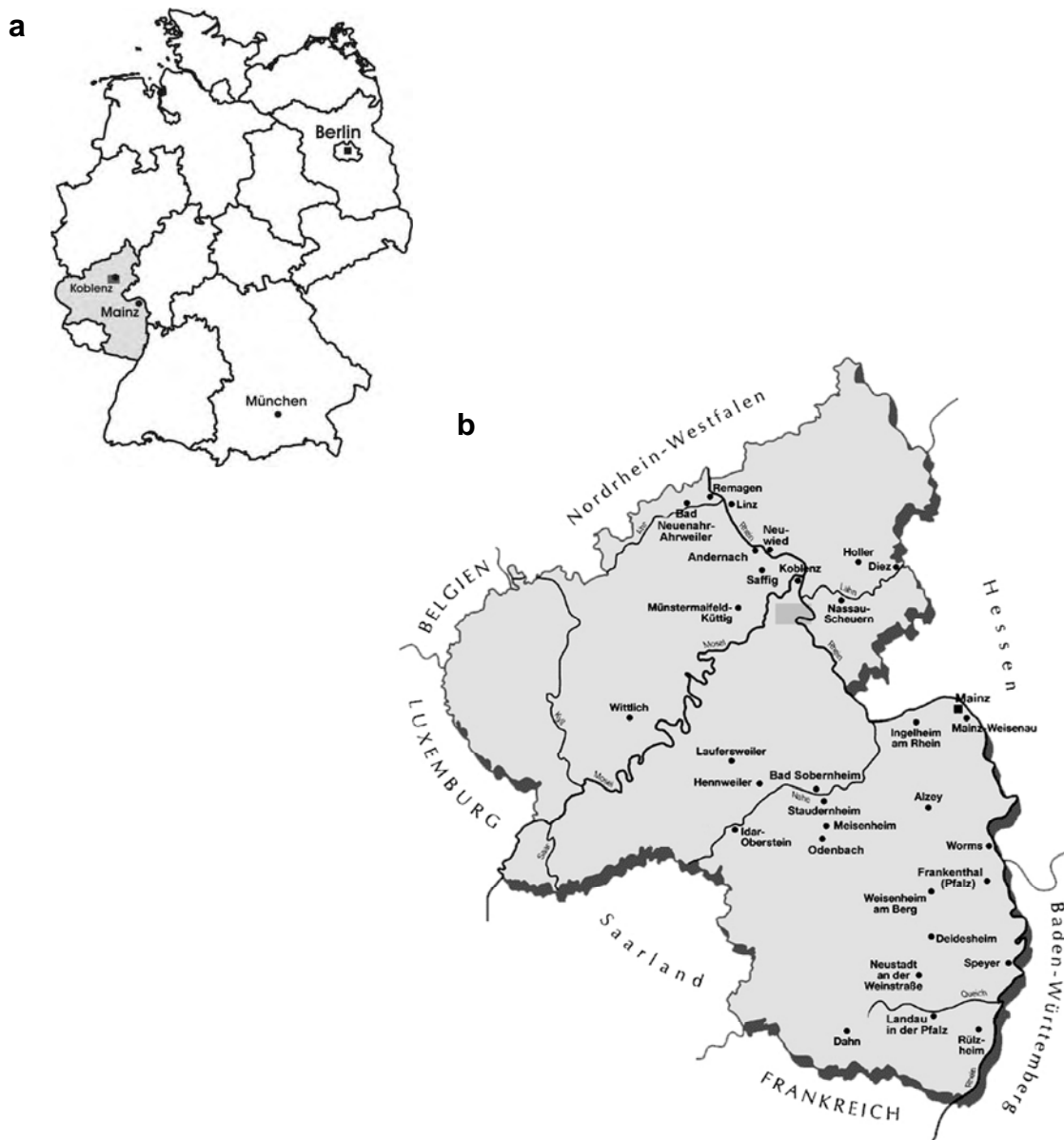


Abb. 3.1: Lage des Untersuchungsgebietes (grau unterlegtes Kästchen) im Hunsrück (a) innerhalb Deutschlands, (b) in Rheinland-Pfalz.

### 3.1.2 Naturräumliche Gliederung und Vegetation

Der Hunsrück gehört zum großen Naturraum der zentralen Mittelgebirge. Die drei großen Flüsse Rhein, Mosel und Lahn prägen als Großtäler diese mitteleuropäische Naturlandschaft, deren mittlere Höhe etwa 500 m beträgt. Des Weiteren bestimmen zwei größere intramontane Becken das Landschaftsbild: das Mittelrheinische Becken mit dem Neuwieder Becken, zwischen Koblenz und

Andernach, sowie das beiderseits der Lahn um Limburg gelegene Limburger Becken.

Der Hunsrück stellt in Rheinland-Pfalz eine der 16 naturräumlichen Großlandschaften 3. Ordnung dar (LUWG RLP 2008). Diese unterscheiden sich hinsichtlich ihres Reliefs, der Böden, des Klimas, des Wasserhaushaltes und der Vegetation deutlich voneinander. Die Vegetation des Untersuchungsgebietes ist sowohl durch land- als auch durch forstwirtschaftliche Nutzung geprägt. Die landwirtschaftliche Nutzung erfolgt durch Ackerbau und Weidewirtschaft. Die forstwirtschaftlich genutzten Flächen sind überwiegend mit Fichten, Buchen und Eichen, vereinzelt auch mit Kiefern, Douglasien und diversen Laubbäumen, z. T. als Mischwald, bestanden. Die potentielle natürliche Vegetation wären im Bereich des Untersuchungsgebietes lichte Eichenwälder (mündl. Mitt. Revierförster KAUL 2005).

### 3.1.3 Klima

Das gemäßigte Klima der Mittelgebirge ist atlantisch geprägt. Koblenz ist mit einer jährlichen Durchschnittstemperatur von 10,8 °C und einer jährlichen Niederschlagsmenge von 674 mm ganzjährig humid. Kältester Monat ist mit einer Temperatur von 2,7 °C der Januar, wärmster Monat der Juli mit 19,5 °C (Tab. 3.1). LIEDTKE et al. (1973) geben die jährliche Temperaturschwankung mit 17 bis 19 °C an. Vor allem in den engen Flusstälern können sich niederschlagsarme und warme Mikroklimata ausbilden, die sich deutlich vom atlantischen Klima der Mittelgebirge unterscheiden (LIEDTKE et al. 1973).

Tab. 3.1: Mittlere Temperaturen (T [°C]) und Niederschläge (NS [mm]) aus den 30-jährigen Aufzeichnungen der Wetterstation Koblenz-Horchheim (85 m NN) von 1971-2000 (<http://www.mittelrheinwetter.de/TempNied.jpg>).

Monat	Jan	Feb	März	Apr	Mai	Juni	Juli	Aug	Sep	Okt	Nov	Dez	Jahr
T	2,7	3,3	6,8	9,8	14,6	17,4	19,5	19,1	15,2	10,6	6,1	3,9	10,8
NS	45	38	48	48	62	74	75	63	57	55	55	54	674

In den Jahren 2005-2007, in denen die vorliegende Untersuchung im Hunsrück stattfand, unterschieden sich die jährlichen Niederschlagsmengen z. T. deutlich von dem 30-jährigen Mittel (Tab. 3.2). Das Jahr 2006 war mit 619 mm

Niederschlag wesentlich trockener als die anderen Jahre. Die Temperaturen lagen nur geringfügig über (TT Sommer) bzw. deutlich unter (HT Winter) dem langjährigen Mittel.

Tab. 3.2: Jahresniederschlagsmengen (NS [mm]) an der Wetterstation Koblenz Lay (125 m NN) (<http://userpages.uni-koblenz.de/~krienke/wetter/wetter.cgi>), Höchst- (HT [°C]) und Tiefsttemperaturen (TT [°C]) an der Wetterstation Bendorf (115 m NN) (<http://www.wetteronline.de/deutsch.htm>) in den Jahren 2005-2007. Die Temperaturangaben sind ungefähre Werte.

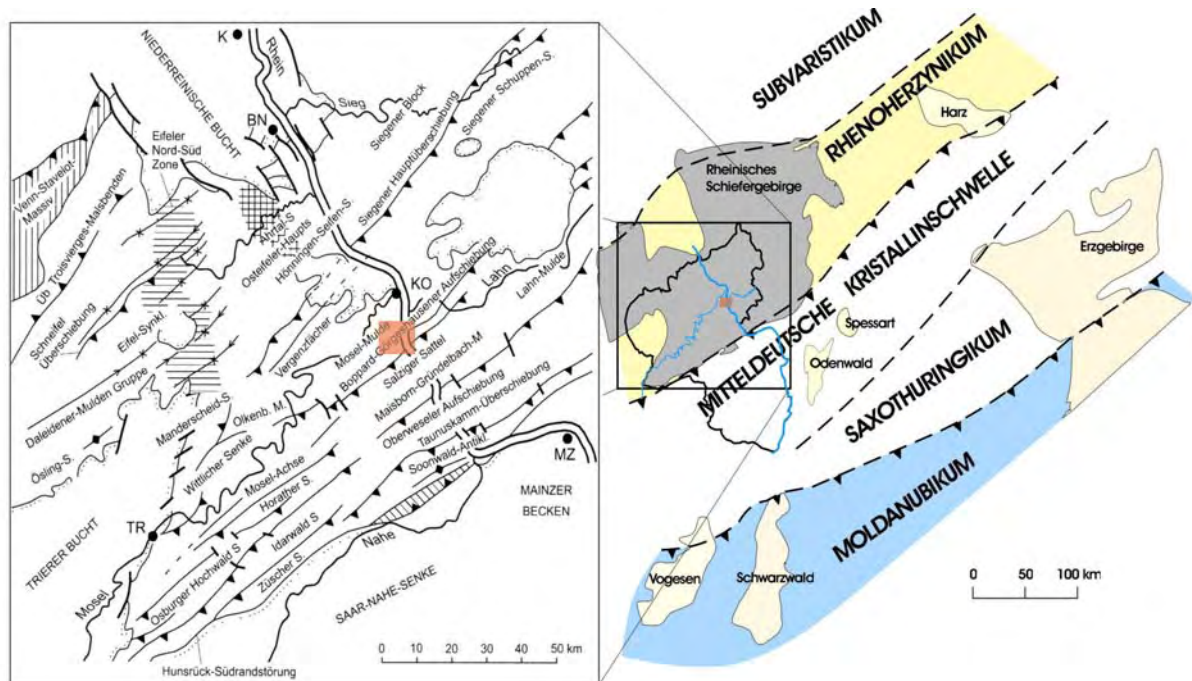
<b>Jahr</b>	<b>NS</b>	<b>HT (Winter)</b>	<b>HT (Sommer)</b>	<b>TT (Winter)</b>	<b>TT (Sommer)</b>
2005	669,49	- 4 (Dez)	33 (Aug)	- 8 (Dez)	19 (Aug)
2006	619,08	- 4 (Dez)	33 (Mai-Aug)	- 11 (Feb)	20 (Juni)
2007	692,40	- 4 (Jan)	36 (Juli)	-8 (Jan/Dez)	21 (Juli)

## **3.2 Geologie**

### **3.2.1 Geologischer Überblick**

Das im Hunsrück beheimatete Untersuchungsgebiet gehört zum linksrheinischen Teil des Rheinischen Schiefergebirges und liegt in der geologischen Einheit der Moselmulde, die dem erzgebirgischen Streichen folgend in NE-SW Richtung verläuft (MEYER 1994, BUDEUS 1988, MEYER & STETS 1980). Das Rheinische Schiefergebirge gehört, ebenso wie die Ardennen und der Harz, zum Rhenoherynikum (KOSSMAT 1927), der äußeren, nördlichen Zone des variscischen Orogens. Im Norden wird es durch das kaledonische Gebirge und im Süden durch die kristalline Mitteldeutsche Schwelle begrenzt (Abb. 3.2). Den Hauptanteil der sedimentären Gesteine des Rheinischen Schiefergebirges bilden devonische Sedimente. Hierunter finden sich vorwiegend Ton-, Silt- und Sandsteine, Grauwacken, Quarzite, Kalksteine und kalkhaltige Sedimente (MEYER 1994). Das linksrheinische Schiefergebirge gliedert sich in den Aachener Sattel, das nordöstliche Ende des Stavelot-Venn-Sattels, die Eifeler Nord-Süd-Zone mit den mitteldevonischen Kalkmulden, den Eifeler Hauptsattel, die Moselmulde sowie das Hunsrück-Antiklinorium (MEYER & STETS 1994). Im Norden wird das linksrheinische Schiefergebirge vom Tertiär der Niederrheinischen Bucht verdeckt. Das Mittelrheintal bildet die östliche Grenze zum rechtsrheinischen Schiefergebirge. Die Hunsrück-Südrand-Störung trennt den Hunsrück als

südlichen Teil des linksrheinischen Schiefergebirges vom Jungpaläozoikum des Saar-Nahe-Beckens (WALTER 1992). Im Westen setzt sich das Rheinische Schiefergebirge als Mittelgebirge in den Ardennen fort (Abb. 3.2).



**Abb. 3.2:** Geologische Übersichtskarte des Rheinischen Schiefergebirges mit Benennung der Großstrukturen (aus SIMON 2007, verändert nach LANDESAMT FÜR GEOLOGIE UND BERGBAU RHEINLAND-PFALZ 2005 und MEYER & STETS 1980). Das Untersuchungsgebiet ist rot unterlegt.

### 3.2.2 Geologische Entwicklung

Im mittleren Paläozoikum (Ordovizium und Silur) bildeten die Kontinente Laurentia und Baltica den Old-Red-Kontinent Laurussia. Dabei kam es durch die Kollision der Kontinentalschollen zu einer N-S fortschreitenden, kaledonischen Orogenese. Unterlagernde, kambrische Schichten wurden bereits während der kaledonischen Faltung im Ordovizium überprägt. Die Molassesedimentation des kaledonischen Gebirges während des Unterdevons füllte den Rheinischen Trog, der südlich des kaledonischen Orogens lag, auf. Es lagerten sich mehr als 1000 m mächtige Sedimente aus roten, eisenhaltigen Konglomeraten, Sandsteinen und Schiefer ab. Durch die Sedimentaflast unterlag der Rheinische Trog einer kontinuierlichen Subsidenz. Da Subsidenzgeschwindigkeit und klimatisch bedingte Meeresspiegelschwankungen, zur Zeit des Old-Red-Kontinents verlief die Küstenlinie etwa auf der Linie Aachen – Köln, inhomogene Verhältnisse schufen, kam es immer wieder zu Umlagerungen der Sedimente in diesem Raum. So lagerte sich

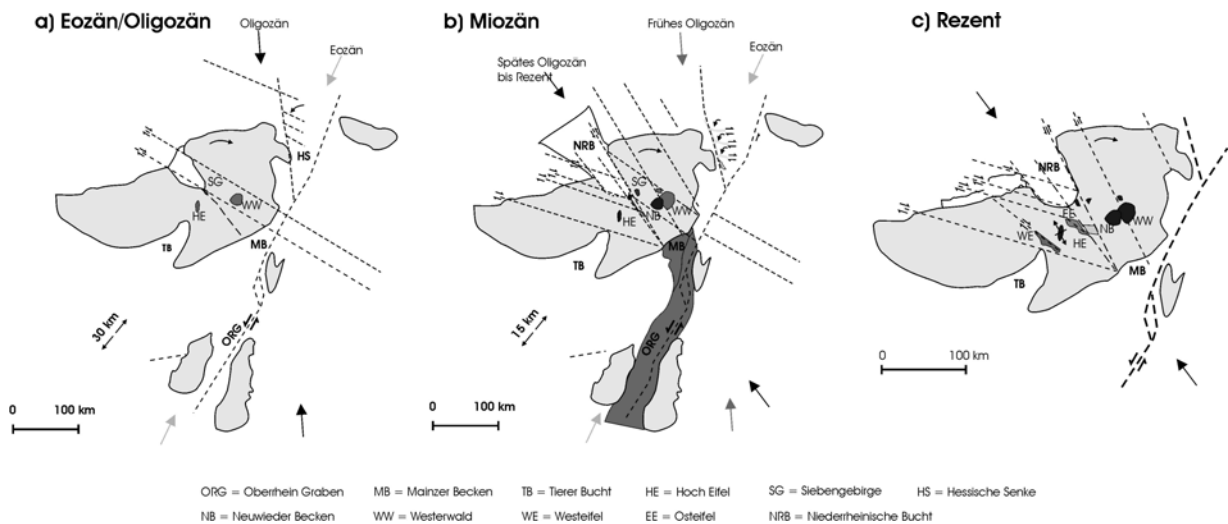
z. B. unter marinem Einfluss Quarzsand mit einem Quarzgehalt von 90-95 % ab (LANDESAMT FÜR GEOLOGIE UND BERGBAU RHEINLAND-PFALZ 2005).

Die Auffaltung des Rheinischen Schiefergebirges beginnt im oberen Devon bzw. an der Wende Devon-Karbon im Zuge der variscischen Orogenese. Die Bildung des variscischen Faltengebirges wurde durch die Kollision von Laurussia (Old-Red-Kontinent) mit der Gondwana-Platte ausgelöst. Aus dieser Kollision mit ihrer Bewegungsrichtung von Süden nach Norden ergibt sich eine entsprechende Faltenstruktur mit Überschiebungsflächen, die in NE-SW Richtung streichen (Renoherzynische Zone), welche das Gebiet des Rheinischen Schiefergebirges, den Harz und den Flechtinger Höhenzug prägen (LANDESAMT FÜR GEOLOGIE UND BERGBAU RHEINLAND-PFALZ 2005).

Nach der variscischen Orogenese kam es zu wechselnden Hebungs- und Abtragungsvorgängen (KRÖLL 2001). Im Oberkarbon und in der Zeit des Rotliegenden war das Rheinische Schiefergebirge ein Abtragungsraum. Noch bis in die Kreidezeit hinein bildeten große Teil des Rheinischen Schiefergebirges als Rheinisch-Ardennische Insel Festlandsbereiche oberhalb des Meeresspiegels. Somit waren die devonischen Gesteine einer intensiven chemischen Verwitterung ausgesetzt, da tropisches Klima herrschte (MEYER 1994). Mit dem Eozän, vor etwa 60 Mio. Jahren, setzte die Hebung der Rheinisch-Ardennischen Insel ein, so dass sich bei zeitlich parallelem Einbruch der Niederrheinischen Bucht die Wasserläufe tief in das aufsteigende Gebirge einschnitten.

Im Tertiär änderte sich die Hauptspannungsrichtung von NNE-SSW über NNW-SSE bis hin zu einer NW-SE Richtung. Diese Änderung wurde von der Öffnung des Nordatlantiks und einer Plattenkollision im Mittelmeerraum begleitet (AHORNER 1983, FRISCH 1979). Diese Plattenkollision führte zur alpidischen Orogenese, welche zur Hebung des Rheinischen Schiefergebirges und zur Ausbildung eines neuen Störungssystems in Zentraleuropa führte. Als Resultat dieser Entwicklung nennen SCHREIBER & ROTSCH (1998) die Entstehung des Oberrheingrabens als sinistrales Blattverschiebungssystem und die V-förmige Öffnung der Niederrheinischen Bucht (Abb. 3.3).





**Abb. 3.3:** Tektonische Entwicklung des Rheinischen Schiefergebirges vom Tertiär bis Rezent (aus SIMON 2007, verändert nach SCHREIBER & ROTSCH 1998).

Im Quartär bildete sich das heutige Landschaftsbild mit seinen Höhenzügen und Talsystemen heraus. Heute stehen im Untersuchungsgebiet unterdevonische Sandsteine mit Quarzit, unterdevonische Tonsteine z. T. in Wechsellagen mit Silt, Konglomerate des Tertiär und Terrassenkiese aus dem Quartär an (SOLLE 1972) (Abb. 3.4).

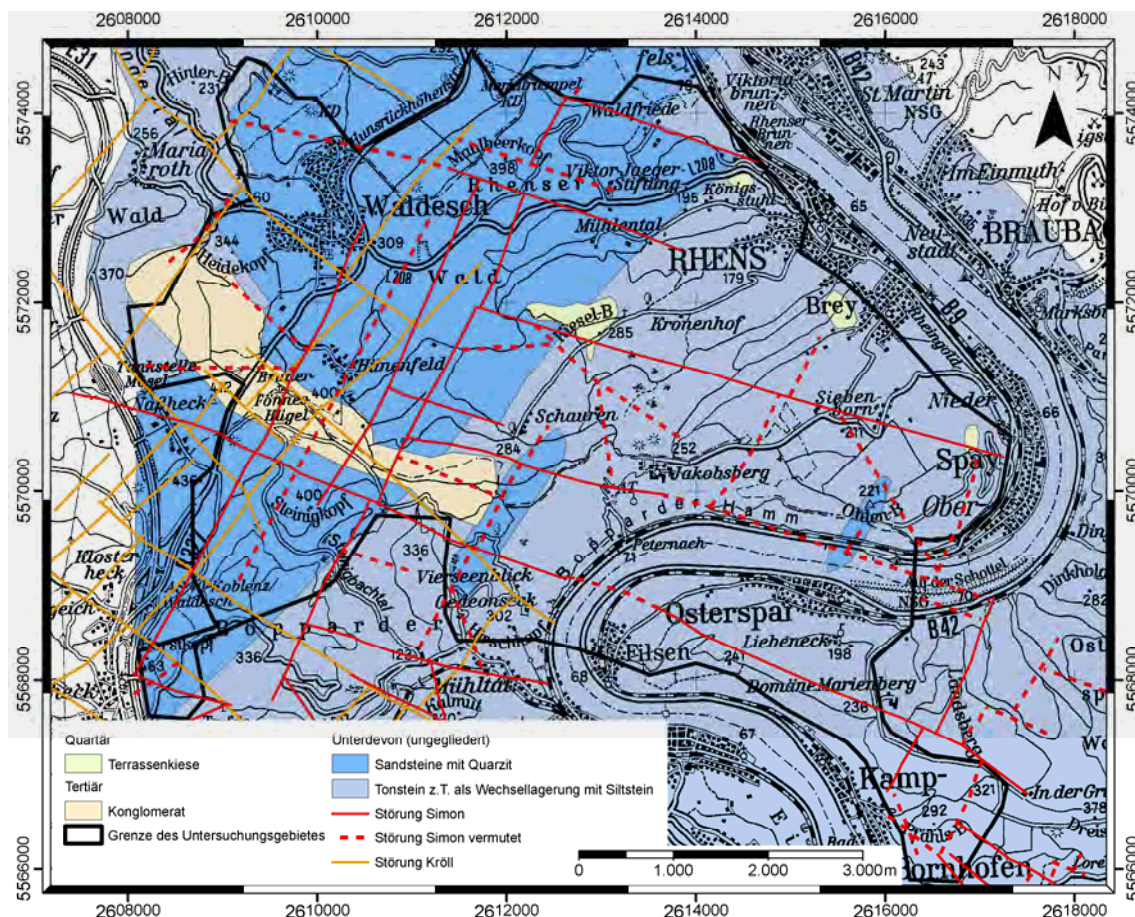


Abb. 3.4: Geologischer Überblick über das Untersuchungsgebiet im Hunsrück (nach SIMON 2007) mit den von KRÖLL (2001) und SIMON (2007) kartierten Störungszonen.

### 3.2.3 Störungstektonik und Geogase

Die Deformation von Gesteinen lässt sich auf Kompressions-, Dehnungs- und Scherkräfte zurückführen. Dabei reagieren Gesteine unter niedrigen Druck- und Temperaturbedingungen, wie sie nahe der Erdoberfläche vorherrschen, mit Bruchbildung (Klüfte und Störungen). Langsame Deformation unter hohem allseitigen Druck, charakteristisch für die tiefere Erdkruste, führt zu plastischer Verformung (Faltung). Klüfte sind Trennflächen ohne nennenswerte Bewegung, die durch ein regionales Spannungsfeld oder durch Abkühlung und Kontraktion des Gesteins entstehen. Störungen hingegen sind Bruchflächen, an denen auf beiden Seiten eine relative Bewegung des Gesteins parallel zur Bruchfläche stattgefunden hat. Sie werden anhand der Richtung der relativen Bewegung / dem Versatz an der Bruchfläche gekennzeichnet. Überwiegen die Dehnungskräfte, entsteht eine Abschiebung. Eine Einengung (vermehrte Kompressionskräfte) führt zu einer Aufschiebung des Gesteinsblockes oberhalb der Störung. Scherkräfte

bewirken eine sogenannte Blattverschiebung, bei der die Gesteinsblöcke horizontal verschoben werden (PRESS & SIEVER 1995).

Störungen stellen Schwächezonen in der Kruste dar, die teilweise bis in den Mantel reichen. Bereits im Präkambrium angelegte Störungssysteme können in wechselnden tektonischen Regimen aktiv gewesen sein bzw. heute immer noch aktiv sein (BAHLBURG & BREITKREUZ 2004). Da Störungen bis weit in das Erdinnere hineinreichen, können an ihnen, wenn sie gaspermeabel sind, geogene Gase aus der Erdkruste und dem Erdmantel aufsteigen. Diese Gaspermabilität findet sich häufig an Blattverschiebungen, da an diesen, bedingt durch die horizontalen Scherkräfte, die Bewegungsbahnen nicht durchgehend eingeengt sind und sich somit besonders ausgeprägte Störungskanäle bis in große Tiefen der Erdkruste öffnen. Typische Geogase sind CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub>, CH<sub>4</sub>, H<sub>2</sub>, He, Ar, Rn, Hg, SO<sub>2</sub>, COS und H<sub>2</sub>S, wobei CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub>, CH<sub>4</sub> und H<sub>2</sub> zu den Hauptkomponenten gezählt werden (JONES & PIRKLE 1981). Der Transport von Spurenelementen aus dem (tiefer liegenden) Gestein und dem Untergrund über Brüche und Spalten mit einem Trägergas bis an die Erdoberfläche lässt sich z. B. zur Lokalisation bestimmter Minerale heranziehen, da diese Spurenelemente die Elementzusammensetzung der Gesteine widerspiegeln (KRISTIANSSON & MALMQVIST 1987).

SCHREIBER & ROTSCH (1998) postulierten ein Modell zur tektonischen Entwicklung des Rheinischen Schiefergebirges, wonach die V-förmige Öffnung der Niederrheinischen Bucht und die Entstehung des Oberrheingrabens als sinistrales Blattverschiebungssystem auf die alpidische Orogenese zurückzuführen ist. Es bildete sich eine Hauptspannungsrichtung von 140° ± 20° heraus (AHORNER 1975). FUCHS et al. (1983) sehen das rezente Spannungsfeld, welches die aktuelle tektonische Entwicklung des Rheinischen Schiefergebirges beeinflusst und sich in Form von Erdbeben äußert, ebenfalls in der noch aktiven Bewegung der afrikanischen Kontinentalscholle, die mit einer nordwärts gerichteten Bewegung stetig Druck auf die europäische Platte ausübt.

Für das Untersuchungsgebiet wurde von KRÖLL (2001) und SIMON (2007) ein Störungsmuster mit variscischen Störungen sowie jüngeren Hauptstörungen in 30°-, 110°- und 150°-Richtung erstellt (Abb. 3.3). SIMON (2007) konnte darüber hinaus mittels Heliumbodengasmessungen zeigen, dass einige dieser Störungen gaspermeabel und somit rezent offen sind.

## 4 Material und Methoden

### 4.1 Kartierung Hügel bauender Waldameisen

In den Monaten April 2005 bis Mai 2007 fand die Kartierung Hügel bauender Waldameisen in dem 43,58 km<sup>2</sup> großen Untersuchungsgebiet statt. Bei Begehungen des Geländes wurden die Ameisennester der Hügel bauenden Waldameisen aufgesucht, ihre genaue Lage mittels GPS ermittelt, ihre aktuelle Größe (Höhe und Durchmesser) mit Hilfe eines Faltmastabes auf 5 cm genau vermessen und die bereits bekannten und in der Literatur beschriebenen ökologischen Standortfaktoren (s. Tab. 2.1, Kap. 2) erfasst und in einem Kartierbogen festgehalten (s. Tab. A.1 im Anhang, Kap. 17). Dabei erfolgte die Erfassung von Exposition und Inklination mit Hilfe eines Kompasses bzw. eines Geologenkompasses. Die Belichtungsverhältnisse wurden anhand der Vegetation und der aktuellen Situation abgeschätzt und den drei Klassen sonnig, halbschattig und schattig zugeordnet. Die Hauptbaumart wurde in unmittelbarer Nestumgebung aufgenommen. Die exakte Höhenlage der Standorte wurde nach der Kartierung durch Verschneidung des Deutschen Höhenmodells (DHM) mit der exakten GPS-Position der jeweiligen Nester in dem Software Programm ArcGIS, Version 9.1, der Firma Esri, ermittelt.

Um das gesamte Untersuchungsgebiet möglichst flächendeckend zu erfassen und keine Nester zu übersehen, wurde bei den Geländebegehungen wie folgt vorgegangen. Die bebauten Siedlungsflächen (2,50 km<sup>2</sup>) wurden ausgespart, da hier die Wahrscheinlichkeit für das Auffinden von Waldameisennestern als gering zu bewerten ist. Bei den Freiflächen (16,88 km<sup>2</sup>) wurden die ackerbaulich genutzten Flächen an ihren Rändern im Hinblick auf Waldameisennester untersucht, da auf den Flächen selbst durch die intensive landwirtschaftliche Nutzung keine Nester zu erwarten sind. Die als Grünland genutzten Freiflächen wurden, so weit zugänglich, schleifenförmig abgegangen. Die 22,48 km<sup>2</sup> bewaldeten Flächen des Untersuchungsgebietes gehören größtenteils zu den südlichen Bereichen des Forstreviers Remstecken und zu dem gesamten Forstrevier Rhens (beide zugehörig zu dem Forstamtsbezirk Koblenz), sowie zu dem nördlichen Bereich des Forstreviers Boppard und rechtsrheinisch zu kleineren Bereichen der Forstreviere Braubach-Kamp-Bornhofen und

Dachsenhausen-Osterspai-Becheln. Die Forstreviere sind durch die jeweiligen Forstämter in Forstabteilungen und Waldorte eingeteilt, welche den jeweiligen Forstbetriebskarten zu entnehmen sind. Bei der Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen wurden diese Forstabteilungen und Waldorte schleifenförmig begangen, um eine möglichst flächendeckende Aufnahme der Nester zu gewährleisten.

#### ***4.2 Determination Hügel bauender Waldameisen***

Von den Ameisennestern wurden einzelne Individuen zur genauen Artbestimmung entnommen und in einem mit Ethanol gefüllten Schnappdeckelgläschen konserviert. Die anschließende Determination der Art erfolgte mit Hilfe eines Binokulars unter Verwendung der Bestimmungsliteratur von BRETZ & DOUWES (2003), SEIFERT (1996), COLLINGWOOD (1979) und KUTTER (1977). In einigen Fällen wurde der Ameisentaxonom Dr. Roland Schultz vom staatlichen Museum für Naturkunde in Görlitz hinzugezogen.

#### ***4.3 Abschätzung der Abundanz Hügel bauender Waldameisen***

Bereits KNEITZ (1965) verwies auf die Schwierigkeit bei Verbreitungsstudien Angaben zur Abundanz einer Art in einem gegebenen Lebensraum zu machen, da dies sehr langwierige und schwierige Freilandstudien erfordern würde, die jedoch nur geringes Ergebnismaterial liefern. Nicht geeignet für die Quantifizierung einer Waldameisenpopulation sind Höhe bzw. Volumen der Nestkuppel (Oberbau), da diese je nach Exposition zur Sonne in Form und Größe stark variieren können (WASMANN & TISSOT 1907). Auch stellt die Nestkuppel ein vom Frühjahr bis zum Herbst im Umbau befindliches, dynamisches Gebilde dar (KLOFT 1959, LANGE 1959), welches außerdem noch standort- und artbedingte Unterschiede in Größe, Form und Baumaterial – unabhängig von der Abundanz – aufweisen kann (GÖSSWALD 1981). Zwei Faktoren sind bei der Quantifizierung einer Waldameisenpopulation von großer Bedeutung: die Größe des unterirdischen Nestteiles (Unterbau) und der Belegungsgrad des Nestes. Diese können laut TRAVAN (1994) zu einem so genannten **Nestwert** verrechnet werden:

$$\text{Nestwert (NW)} = \text{Nestfläche (NF)} * \text{Belebungsfaktor (F)} \quad [1]$$

Dabei ergibt sich die **Nestfläche** aus dem Durchmesser des Erdauswurfs (gemessen am Ende der Aktivitätszeit der Waldameisen im September) mit

$$\text{NF} = (\text{D}/2)^2 * \pi \text{ oder } \text{NF} = r^2 * \pi \quad [2]$$

mit D = Durchmesser des Hofes

r = Radius oder halber Durchmesser des Hofes

$\pi = 3,14$

und der **Belebungsfaktor** aus dem prozentualen Anteil der beobachteten Belaufsdichte (abzuschätzen nur bei günstigem, warmem Wetter ebenfalls im September) zum flächendeckenden Belauf der Nestkuppel. GÖSSWALD führte 1978 sechs gebräuchliche Belebungsgrade ein (Tab. 4.1):

Tab. 4.1: Belebungsgrade in Prozent angegeben, bezogen auf den flächendeckenden Belauf der Nestkuppel durch Waldameisen an warmen Tagen. Daneben der entsprechende Belebungsfaktor (aus TRAVAN 1994).

Belegung der Kuppel	Grad [%]	Belebungsfaktor
sehr gut (gg)	100	1,00
gut (g)	80	0,80
mittel (m)	60	0,60
schwach (s)	40	0,40
sehr schwach (ss)	20	0,20
verlassen (v)	0	0

WELLENSTEIN (1990) zeigte, dass ein mathematisch gesichertes Größenverhältnis zwischen der Nestfläche und dem Baumbesuch der Bewohner dieses Nestes besteht, den man als Ausdruck der Volksstärke ansehen kann. Die Höhe des Nestes ist jedoch davon unabhängig, da die Nestkuppelform stark beeinflusst wird von der Lage im Bestand bzw. der direkten Sonneneinstrahlung (BRETZ 2004). BRETZ (2005) gibt deswegen an, dass die bewohnte Nestfläche am günstigsten über die äußersten Nesteingänge im peripheren Erdauswurf berechnet werden kann:

$$F = \pi * \frac{d^2}{4} \quad [3]$$

mit F = bewohnte Nestfläche

d = gemessener Durchmesser

Sollte das Nest nicht kreisrund sein, dann werden zwei zueinander senkrecht stehende Durchmesser ermittelt und die Nestfläche wie folgt berechnet:

$$F = \pi * \frac{d_1}{2} * \frac{d_2}{2} = 0,785 * d_1 * d_2 \quad [4]$$

mit F = bewohnte Nestfläche

d<sub>1</sub> = gemessener Durchmesser 1

d<sub>2</sub> = senkrecht zu d<sub>1</sub> stehender Durchmesser 2

Der von TRAVAN (1994) vorgeschlagene Nestwert ist stark von der Umgebungstemperatur abhängig (BRETZ 2005). BRETZ (2005) konnte nachweisen, dass der Belegungsgrad bei gut besetzten Nestern von Mai bis August als optimal eingestuft werden kann. Allerdings erreicht er unterhalb einer Umgebungstemperatur von 15° C nicht seinen optimalen Wert. Der von BRETZ (2005) vorgeschlagene Ansatz der Nestflächenberechnung, der in der vorliegenden Arbeit Verwendung findet, erfasst die Volksstärke mit, so dass auf die zusätzliche Ermittlung des Belegungsgrades verzichtet werden kann.

#### ***4.4 Vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen in Bereichen geologischer Störungszonen gegenüber unbeeinflussten Bereichen***

Zur Ermittlung welche Nester auf geologischen Störungszonen bzw. welche in nicht durch geologische Störungszonen beeinflussten Bereichen siedeln, wurde die exakte Lage des jeweiligen Nestes (GPS-Koordinaten) in dem Software Programm ArcGIS, Version 9.1, der Firma Esri, mit den von SIMON (2007) und KRÖLL (2001) ermittelten geologischen Störungsmustern verschnitten. Da geologische Störungszonen in ihrer Breite stark variieren können, von einigen Zentimetern bis hin zu mehreren Kilometern (TWISS & MOORES 1992, SYLVESTER 1988, WOODCOCK & FISCHER 1986), wurde eine Zone beidseitig der in den digitalen

Karten eingezeichneten Störungen als durch geologische Störungszonen beeinflusster Bereich definiert. Basierend auf den Angaben von SIMON (2007) und KRÖLL (2001) wies dieser Bereich eine Ausdehnung von jeweils 100 m um die eingezeichnete Störung auf.

Zur Aufdeckung der räumlichen Beziehung zwischen den Ameisennestern und den Störungszonen, wurde die *Arten-Areal-Beziehung* näher untersucht. Hierzu wurde die Entfernung der einzelnen Neststandorte zu den von SIMON (2007) und KRÖLL (2001) kartierten geologischen Störungszonen mit Hilfe des Software Programms ArcGIS, Version 9.1, der Firma Esri, ermittelt und die Anzahl der Nester in definierten Abstandszonen (0- < 5 m, 5- < 10 m, 10- < 15 m, usw. bis 145- < 150 m, 150- < 160 m, 160- < 170 m usw. bis 290- < 300 m) um die Störungen herum gegeneinander aufgetragen.

Zur vergleichenden Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen auf geologischen Störungszonen und nicht durch geologische Störungen beeinflusste Bereiche sollten folgende Größen und Indices Auskunft geben:

*Sørensen Quotient* Q/S (nach MÜHLENBERG 1993):

$$Q/S = \frac{2 * j}{(a+b)} * 100 \quad [5]$$

mit j = Anzahl der Arten, die in beiden Flächen vorkommen

a = Gesamtanzahl an Arten auf geologischen Störungsflächen

b = Gesamtanzahl an Arten auf nicht durch geologische Störungen beeinflusste Flächen

Zum Vergleich der prozentualen Ähnlichkeit der Artendiversität der beiden betrachteten Flächen dient der Sørensen Quotient. Er nimmt Werte zwischen 0 % und 100 % ein. Je höher der Wert, desto größer die Ähnlichkeit in der Artenzusammensetzung.



*Nestdichte:*

$$\text{Nestdichte} = \frac{N}{A} \quad [6]$$

mit N = Anzahl der Nester

A = betrachtete Fläche des (Teil-)Gebietes [km<sup>2</sup>]

Die Nestdichte normiert die Anzahl der Hügel bauenden Waldameisennester bezogen auf die Gesamtfläche der geologischen Störungszonen bzw. bezogen auf die nicht durch Störungen beeinflusste Gesamtfläche.

*Margalef's Index d* (nach CLARKE & WARWICK 2001):

$$d = \frac{(S-1)}{\ln N} \quad [7]$$

mit S = Anzahl der Arten

N = Anzahl der Nester

Der Margalef's Index wird alternativ statt der Gesamtartenzahl S zur Angabe des Artenreichtums verwendet, da er die Anzahl an Individuen (hier Anzahl der Nester) mit berücksichtigt. Er misst die Anzahl der anwesenden Arten für eine gegebene Anzahl an Individuen (Nestern).

*Shannon Diversitätsindex H'* (nach CLARKE & WARWICK 2001):

$$H' = - \sum_{i=1}^S (p_i * \ln p_i) \quad [8]$$

mit S = Anzahl der Arten

$p_i$  = die relative Abundanz der i-ten Art, gemessen von 0,0 bis 1,0 (= Anzahl Nester pro Art / Gesamtanzahl der Nester)

Der Shannon Diversitätsindex konvergiert gegen Null, wenn alle Nester zu einer Art gehören und erreicht seinen maximalen Wert ( $H'_{max}$ ), wenn alle Arten eine ähnliche Anzahl Nester besitzen. Er dient als ein Maß für die Mannigfaltigkeit bzw. Diversität der Arten, wobei die relative Häufigkeit oder Dominanz jeder Art berücksichtigt wird. Der Shannon Diversitätsindex lässt sich bei Ameisen gut anhand der Nest-Abundanzen berechnen, da diese die Fortpflanzungseinheiten repräsentieren (JENNI et al. 2008).

*Evenness J'* (nach CLARKE & WARWICK 2001):

$$J' = \frac{H'}{H'_{\max}} = \frac{H'}{\ln S} \quad [9]$$

mit  $H'_{\max}$  = maximal mögliche Wert, den der Shannon Diversitätsindex annehmen kann, d. h. wenn alle Arten gleich abundant wären

S = Anzahl der Arten

Die Gleichmäßigkeit der Artenverteilung, ausgedrückt als Evenness, rangiert auf einer Skala zwischen 0 und 1. Je kleiner der Wert, desto geringer ist die „Gleichförmigkeit“ (Evenness) und desto höher die Dominanz einer oder einzelner Arten. Hohe Werte deuten auf ein ausgeglichenes Verhältnis der Abundanzen und auf ein Maximum an „Gleichförmigkeit“ hin. Vollkommene Evenness ( $J' = 1$ ) wird erreicht, wenn alle Arten mit der gleichen Anzahl an Nestern vertreten sind ( $H' = H'_{\max}$ ). Die Evenness gibt an, wie gleichmäßig die Anzahl der Nester auf die verschiedenen Arten verteilt ist.

*Dominanz D* (nach MÜHLENBERG 1993):

$$D_i = \frac{\text{Ind}_i * 100}{\text{Ges.Ind}} \quad [10]$$

mit  $\text{Ind}_i$  = Anzahl der Nester der Art i

Ges.Ind = Gesamtanzahl der Nester in der Artengemeinschaft

Mit Hilfe der Dominanz wird die relative Häufigkeit einer Art im Vergleich zu den übrigen Arten, bezogen auf eine bestimmte Lebensraumgröße (hier Habitate auf geologischen Störungszonen und Habitate, die von geologischen Störungszonen nicht beeinflusst werden), ausgedrückt. Die logarithmische Einteilung der Dominanzklassen erfolgte nach ENGELMANN (1978) (Tab. 4.2).

Tab. 4.2: Einteilung der Dominanzklassen nach ENGELMANN (1978).

Dominanzklasse	Anteil der Art [%]
eudominant	32,0 – 100
dominant	10,0 – 31,9
subdominant	3,2 – 9,9
rezedent	1,0 – 3,1
subrezedent	0,32 – 0,99
sporadisch	0,00 – 0,31

#### **4.5 Erfassung der langfristigen Populationsdynamik**

Zur Erfassung der langfristigen Populationsdynamik wurde die in den Jahren 2005-2007 durchgeführte Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen mit einer Waldameisengrobkartierung aus dem Jahr 1989 verglichen. Dazu wurde die damalige Kartierung, welche vom Forstamtsbezirk Koblenz durchgeführt wurde, zunächst mit Hilfe des Software Programms ArcGIS, Version 9.2, der Firma Esri digitalisiert und anschließend mit der eigenen Kartierung der Jahre 2005-2007 verschnitten. Bei der damaligen Kartierung wurden lediglich die Forstabteilungen mit den jeweiligen Nestzahlen jedoch nicht die genaue GPS-Position der Nester vermerkt. Aus diesem Grund konnte nur eine grobe Abschätzung der langfristigen Populationsdynamik erfolgen. Damalige Angaben liegen nur für die Forstreviere Remstecken und Rhens vor, so dass auch nur für diese Bereiche des eigenen Untersuchungsgebietes ein Vergleich möglich ist.

#### **4.6 Statistische Datenauswertung**

Zur Auswertung der erhobenen Daten wurden unter Zuhilfenahme der Software XLStat, Version 2006.5, der Firma Addinsoft, und STATISTICA, Version 6.1, der Firma StatSoft, verschiedene statistische Verfahren herangezogen.

Zum Testen der Hypothese, dass Hügel bauende Waldameisen vermehrt auf geologischen Störungszonen siedeln, wurde der Fisher's Exact Test für Zählraten, der in der Analyse kategorischer Daten Verwendung findet, durchgeführt. Der Fisher's Exact Test ist ein Signifikanztest auf Unabhängigkeit in der Kontingenztafel, welcher auch bei unbalancierten Daten gute Ergebnisse liefert (MEHTA & PATEL 1997). Zur Berechnung des Fisher's Exact Tests wurde das Untersuchungsgebiet in gleich große Quadrate von 0,5 m Seitenlänge unterteilt. Anschließend wurden die Quadrate, in denen der Mittelpunkt eines Ameisennestes lag, gezählt. Bei der gewählten Quadratgröße kann davon ausgegangen werden, dass (1) kein Nest unberücksichtigt bleibt und dass (2) pro Quadrat nur genau ein Nest vorkommen kann. In die Kontingenztafel wurden dann (1) alle Quadrate mit Nestern, die auf geologischen Störungszonen lagen, (2) alle Quadrate mit Nestern, die nicht durch geologische Störungen beeinflusst waren, (3) alle Quadrate auf geologischen Störungen ohne Ameisennest und (4)

alle Quadrate, die nicht durch geologische Störungen beeinflusst waren und auch kein Ameisennest aufwiesen, eingetragen. Die Nullhypothese besagt, dass die Ameisennester im gesamten Untersuchungsgebiet gleich verteilt sind (die true odds ratio sollte demzufolge gleich 1 sein). Der Fisher's Exact Test wurde mit einem Signifikanzniveau von 0,05 gerechnet.

Die Überprüfung der Unabhängigkeit aller erhobenen Standortfaktoren von den geologischen Störungszonen erfolgte über die Berechnung so genannter Proximitätsmaße. Bei den vorliegenden binären Daten wurde als Ähnlichkeitsindex der Jaccard-Koeffizient gewählt.

Zur Veranschaulichung welcher der kartierten ökologischen Standortfaktoren und Nestparameter den größten Einfluss auf die Standorte ausübt und zur Strukturierung des großen Datensatzes wurde eine Hauptkomponentenanalyse (PCA, **P**ri**n**ci**p**al **C**ompo**n**ent **A**nalysis) durchgeführt (CLARKE & WARWICK 2001). Es wurde bei der PCA der Pearson Korrelationskoeffizient zur Erstellung einer Matrix genutzt, um den Grad der Ähnlichkeit zwischen den Variablen, zur Berechnung der Projektion in den neuen Raum, zu messen.

Zur Überprüfung, ob ein signifikanter Zusammenhang zwischen Merkmalen zweier unabhängig voneinander erhobenen Stichproben als statistisch gesichert angenommen werden kann, wurde der nichtparametrische Mann-Whitney U-Test (Signifikanztest) auf einem Signifikanzniveau von  $\alpha = 0,05$  durchgeführt (JANSSEN & LAATZ 1999). Zur Feststellung, ob bei mehr als zwei Stichproben signifikante Unterschiede auftreten, wurde mit Hilfe des nichtparametrischen Kruskal-Wallis H-Test eine einfaktorielle Varianzanalyse auf einem Signifikanzniveau von  $\alpha = 0,05$  durchgeführt (KÖHLER et al. 2002). Die nichtparametrischen verteilungsunabhängigen Signifikanztests wurden gewählt, da die untersuchten Parameter keiner Normalverteilung folgten. Dies wurde mit Hilfe des Shapiro-Wilk-Tests zuvor überprüft, der sich durch eine gute Teststärke auch bei geringem Stichprobenumfang auszeichnet (SHAPIRO et al. 1968).

Teilweise wurden die Daten vor der statistischen Analyse log transformiert (bzw.  $\log+1$  bei Anwesenheit von Null), um Ausreißer zu eliminieren bzw. um den qualitativen Aspekt der Daten in den Vordergrund zu rücken (CLARKE & WARWICK 2001, JONGMAN et al. 1995).

## **4.7 Fehlerbetrachtung**

Das Untersuchungsgebiet umfasst verschiedene Umweltbedingungen und Biotope wie z. B. Wald- und Freiflächen, diverse Hanglagen und –neigungen usw., so dass nicht nur Habitats mit optimalen Reproduktionsmöglichkeiten, sondern auch pessimale Standorte Berücksichtigung fanden. Dies bringt den Vorteil mit sich, dass in einem großen, zusammenhängenden Gebiet das grundsätzliche Verteilungsprinzip der Formicinen unter standortökologischen Aspekten erfasst werden konnte. Nachteilig wirkte sich jedoch die Größe des Gebietes insofern aus, als dass es nicht möglich war mehrmals im Jahr zu verschiedenen Zeiten zu kartieren und sich die Erfassung der Ameisen des gesamten Gebietes über zwei Jahre erstreckte. So kann nicht ausgeschlossen werden, dass in zu Beginn dieser Untersuchung kartierten Flächen in den Folgejahren zusätzliche Neststandorte entstanden sind, die somit unberücksichtigt blieben. Die Kartierung stellt keine Momentaufnahme des gesamten Gebietes dar. Ebenso ist die Aufnahme der Nestparameter wie Höhe und Durchmesser und folglich die daraus resultierende Berechnung der Nestfläche zur Abundanzabschätzung ebenfalls nur eine Momentaufnahme zum Zeitpunkt der Kartierung. Da das Nest, wie in Kapitel 4.3 bereits erörtert, ein dynamisches Gebilde darstellt, welches nicht nur eine interannuelle sondern auch eine saisonale Variabilität aufweist, kann der Vergleich der Nestgröße nur einer groben Abschätzung dienen. Der zur Erhebung der Nestdaten optimale Zeitpunkt wird von BRETZ (1999) auf August / September terminiert, da dann die Entwicklung eines Waldameisenvolkes am besten abzuschätzen ist. Es ist deshalb davon auszugehen, dass einige Nester zum Zeitpunkt ihrer Kartierung noch nicht ihre für diese Saison repräsentative Größe erreicht hatten.

Bei der Kartierung wurde versucht, möglichst das gesamte Untersuchungsgebiet abzulaufen und alle dort vorkommenden Nester Hängel bauender Waldameisen zu erfassen. Bei der Größe der zu kartierenden Fläche ist jedoch nicht auszuschließen, dass nicht jeder Quadratmeter untersucht und somit nicht alle Ameisennester erfasst wurden.

Durch die Größe des zu untersuchenden Gebietes war es auch nicht möglich eine vollständige Vegetationsaufnahme und eine umfassende Bodenansprache durchzuführen. Die Vegetationsaufnahme beschränkte sich aus diesem Grund auf

die Hauptbaumart, welche weder jahreszeitliche Schwankungen (wie es z. B. Frühblüher tun würden) aufweist noch zwischen den kartierten Jahren variiert.

Der durch die Störungzonen beeinflusste Bereich wurde, wie in Kapitel 4.4 beschrieben, willkürlich auf 100 m zu beiden Seiten der in den digitalen Karten verzeichneten Störungzonen festgelegt. Dies basiert auf den umfangreichen von SIMON (2007) und KRÖLL (2001) durchgeführten Untersuchungen und stellt, legt man das gesamte Untersuchungsgebiet zu Grunde, eine gute Näherung dar.

## 5 Ergebnisse und Auswertung

### 5.1 Kartierung Hügel bauender Waldameisen 2005-2007

In der Zeit von April 2005 bis Mai 2007 wurden im Untersuchungsgebiet im Hunsrück insgesamt 439 Standorte Hügel bauender Waldameisen kartiert. Abbildung 5.1 ist die Lokalisation der jeweiligen Neststandorte zu entnehmen.

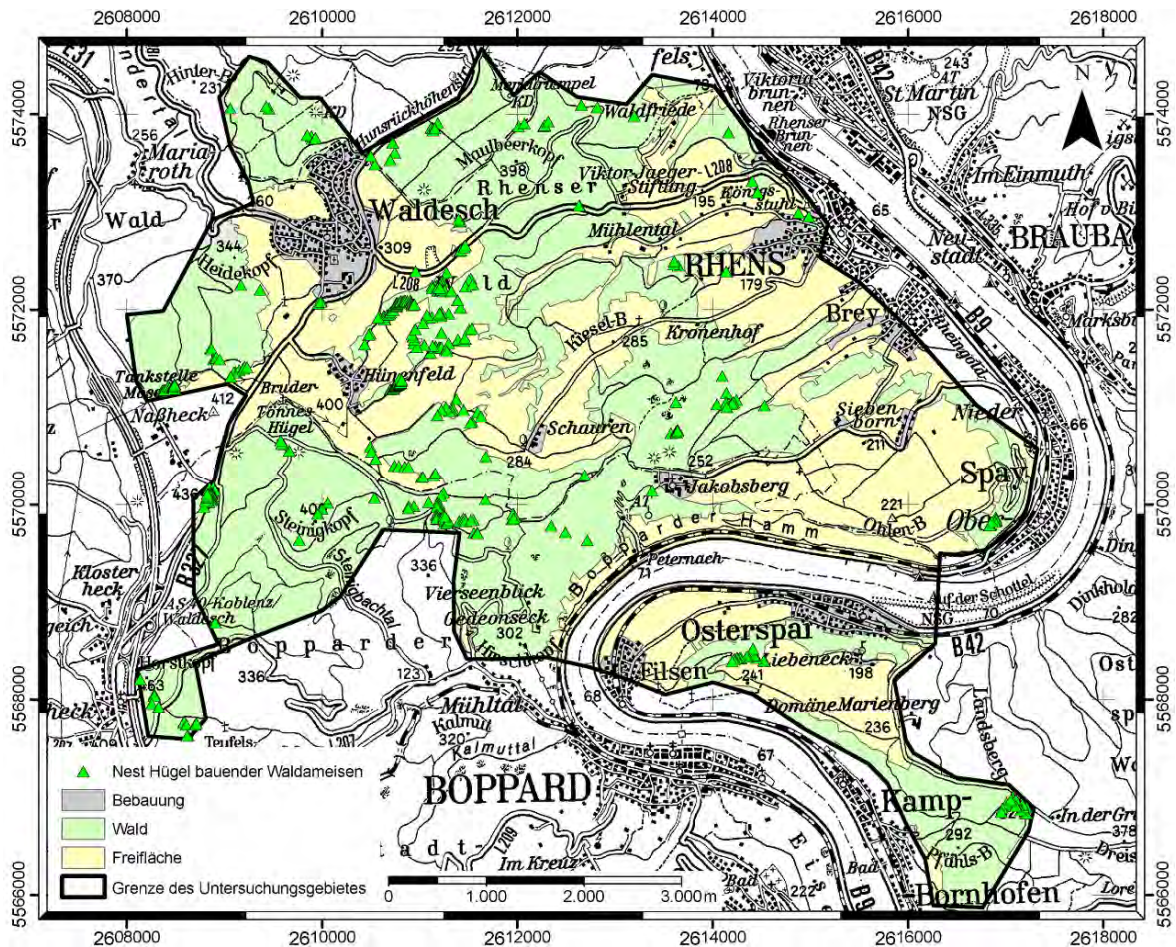


Abb. 5.1: Lage der bei der Kartierung der Hügel bauenden Waldameisen im Untersuchungsgebiet im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 aufgenommenen Nester.

Von den 439 Nestern befinden sich 202 Nester an Wegrändern, 134 im Bestandsinneren, 85 am Waldrand, 23 auf Lichtungen, 6 auf Wiesen und ein Nest in einem Steinbruch (Abb. 5.2a). Es gibt signifikante Unterschiede in der Nestflachengroe zwischen diesen Lokalisationen (Kruskal-Wallis H-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ ). Betrachtet man jede Nestlage einzeln, so zeigen sich die signifikanten Unterschiede in der Nestfläche bei Nestern im Bestandesinneren und

am Wegrand (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ ). Im Bestandesinneren finden sich zudem die Nester mit der größten Fläche. Der überwiegende Teil der Nester fand sich an sonnigen Stellen (Abb. 5.2b). Vergleicht man die Größe der (log+1)-transformierten Nestflächen an sonnigen, halbschattigen und schattigen Standorten miteinander, so fällt auf, dass diese signifikant verschieden sind (Kruskal-Wallis H-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ ). Die größten Nestflächen finden sich an schattigen gefolgt von halbschattigen Standorten. Die kleinsten Nestflächen weisen im Mittel die sonnigen Standorte auf. Südliche bis südöstliche Hanglagen wurden bevorzugt besiedelt (Abb. 5.2c). Bei der Hangneigung fällt auf, dass flachere Hänge ( $< 10^\circ$ ) mehr Nester aufweisen als steilere Lagen. An sehr steilen Hängen ( $> 20^\circ$ ) wurden nur 25 Nester kartiert (Abb. 5.2d). Betrachtet man die Höhenlage, so ist festzustellen, dass zwischen 300 und 400 m NN etwa zwei Drittel aller kartierten Nester zu finden sind (Abb. 5.2e). Ebenso sind fast zwei Drittel aller Nester auf geologischen Störungszonen lokalisiert (Abb. 5.2f). Ein signifikanter Unterschied in der Nestfläche zwischen den auf einer Störung befindlichen Nestern und den „Nicht-Störungs-Nestern“ zeigt sich nicht (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p = 0,166$ ). Betrachtet man die Hauptbaumart in unmittelbarer Nestumgebung, so dominiert hier eindeutig bei 202 Nestern die Fichte (*Picea abies*). 104 Nester sind in lichten Eichen-Hainbuchenbeständen (*Quercus sp.* und *Carpinus betulus*) anzutreffen. Reine Eichen- (*Quercus sp.*), Buchen- (*Fagus sylvatica*) bzw. Hainbuchenbestände (*Carpinus betulus*) weisen nur 36, 21 bzw. 11 Neststandorte auf. 29 bzw. 22 Neststandorte entfallen auf gemischte Laubwaldbestände von Buche-Eiche-Hainbuche bzw. Buche-Eiche. An 15 bzw. 4 Nestern finden sich reine Nadelbaumbestände von Kiefer (*Pinus sp.*) bzw. Douglasie (*Pseudotsuga menziesii*). 34 Nester fanden sich auf Wiesen, 33 Nester an verbuschten Standorten (Abb. 5.2g). Der Vergleich der Nestflächen zwischen den verschiedenen Baumbeständen zeigt, signifikante Größenunterschiede (Kruskal-Wallis H-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ ). Die Einzelbetrachtung macht deutlich, dass sich signifikante Unterschiede in der Nestfläche im Fichtenbestand, im Eichen/Hainbuchenbestand, an Wiesenstandorten und Standorten mit Obstbäumen zeigen (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p_{Fi} < 0,0001$ ,  $p_{Ei/Hbu} < 0,0001$ ,  $p_{Wiese} = 0,000$  und  $p_{Obst} = 0,045$ ).



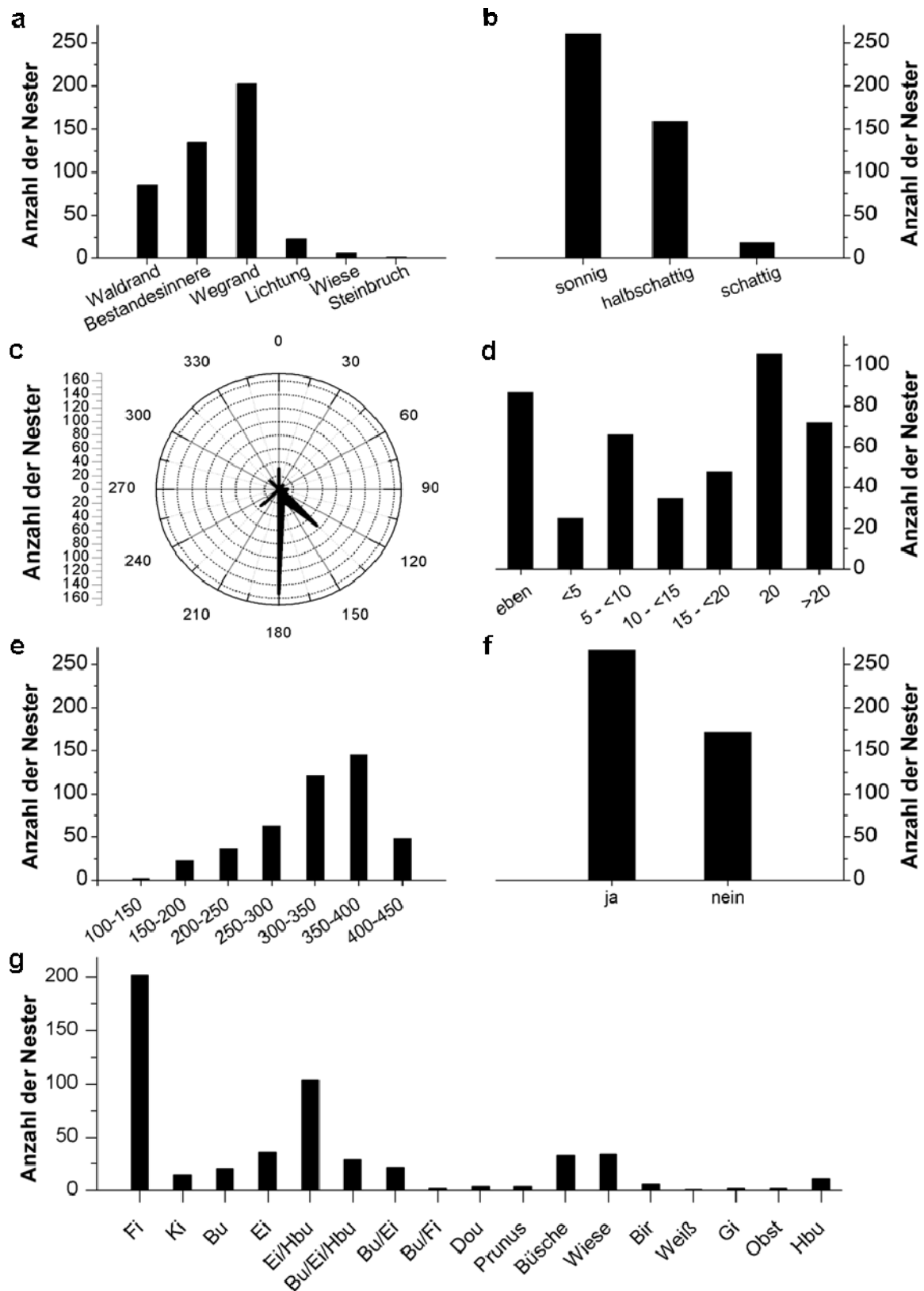


Abb. 5.2: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügel bauender Waldameisen bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren. (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inklination [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) geologische Störungszone, (g) Hauptbaumart (Mehrfachnennungen möglich bei gemischten Beständen).

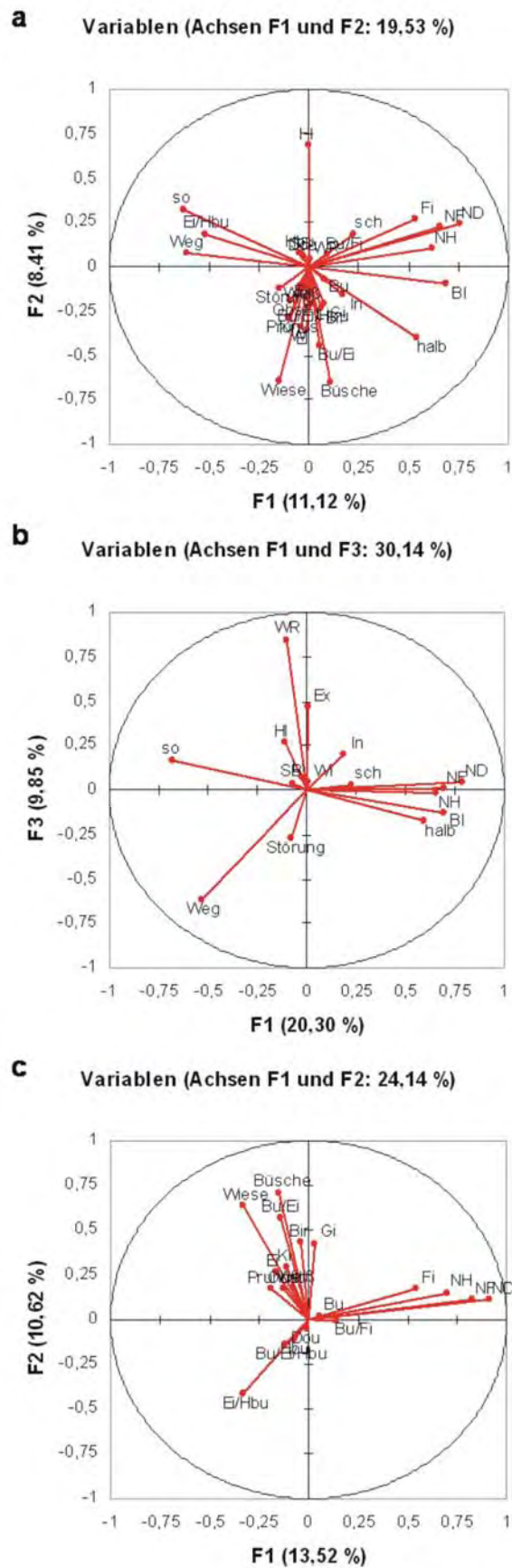


Abb. 5.3: Ordination (a) aller Daten, (b) der abiotischen Parameter inkl. der Nestparameter, (c) der biotischen Parameter entlang der beiden ersten Hauptkomponenten (Achsen der PCA) (bzw. bei (b) entlang der ersten und dritten Hauptkomponente).

Der Eigenwert der ersten Achse der Hauptkomponentenanalyse aller Daten ist 3,671 und repräsentiert 11,12 % der Gesamtvariabilität (Abb. 5.3a). Es zeigt sich hierbei, dass vor allem die Parameter Nesthöhe, Nestdurchmesser, Nestfläche, Fichtenbestand, Bestandesinnere und halbschattig sowie die Parameter sonnig, Wegrand und Eichen/Hainbuchenbestand hoch auf die erste Komponente laden. Positiv mit der ersten Achse korrelieren besonders die erst genannten Parameter. Negativ mit dieser Achse und damit mit den erst genannten Parametern korrelieren die Parameter sonnig, Wegrand und Eichen/Hainbuchenbestand. Die erste Hauptkomponente beschreibt vor allem Parameter, die mit den Belichtungsverhältnissen assoziiert sind. Die zweite Hauptkomponente erklärt 8,41 % der Variabilität. Hierbei haben die Parameter Höhenlage, Wiese, Büsche und Buchen/Eichenbestand einen großen Beitrag auf die zweite Hauptkomponente. Die Parameter Wiese, Büsche und Buchen/Eichenbestand korrelieren dabei negativ mit der Höhenlage. Die ersten beiden Hauptkomponenten decken 19,53 % der gesamten Varianz der aller Daten ab.

Betrachtet man die Hauptkomponentenanalyse der abiotischen Parameter (inkl. der Nestparameter) (Abb. 5.3b), so zeigt sich, dass die erste Achse 20,30 % der Gesamtvarianz erklärt (Eigenwert = 3,247). Ebenso wie bei der Hauptkomponentenanalyse aller Daten laden auch hier die Parameter Nesthöhe, Nestdurchmesser, Nestfläche, Bestandesinnere und halbschattig sowie der Parameter sonnig hoch auf die erste Komponente. Dabei korrelieren ebenfalls die Parameter Nesthöhe, Nestdurchmesser, Nestfläche, Bestandesinnere und halbschattig positiv miteinander. Der Parameter sonnig korreliert negativ mit den Vorhergenannten. Da die Faktorladungen der zweiten Hauptkomponente in ihrem Trend vergleichbar mit denen der ersten Hauptkomponente sind, wurde die dritte Achse zu Darstellung mit herangezogen. Diese erklärt bei einem Eigenwert von 1,576 9,85 % der Gesamtvariabilität und liegt damit auch nur geringfügig unter der zweiten Achse. Positiv mit der dritten Achse korrelieren die Umweltparameter Exposition und Waldrand, sowie negativ der Wegrand und die Störungszonen. Auch hier beschreibt die erste Hauptkomponente vor allem Parameter, die mit den Belichtungsverhältnissen assoziiert sind (Ausnahme: Wegrand).

Die ersten beiden Hauptkomponenten der biotischen Parameter decken 24,14 % der gesamten Varianz ab (Erste Achse: Eigenwert = 2,703, Variabilität = 13,52 %; zweite Achse: Eigenwert = 2,124, Variabilität = 10,62 %) (Abb. 5.3c). Positiv mit der ersten Achse korrelieren ähnlich wie in den vorherigen Fällen die

Nestparameter Nesthöhe, Nestdurchmesser und Nestfläche sowie der Fichtenbestand. Die biotischen Parameter Büsche, Wiese und Buchen/Eichenbestand laden besonders hoch auf die zweite Komponente. Eichen/Hainbuchenbestände, Ginster und Birken tragen, in etwas geringerem Umfang, ebenfalls zur Erklärung der zweiten Komponente bei.

## 5.2 Vergleich der kartierten Spezies

Von den insgesamt 439 kartierten Nestern Hängel bauender Waldameisen konnten 278 Nester der Art *Formica polyctena* FÖRSTER 1850 (Kahlrückige Waldameise), 90 *Formica rufa* LINNAEUS 1761 (Rote Waldameise), 16 *Formica (Raptiformica) sanguinea* LATREILLE 1798 (Blutrote Raubameise) und 1 Nest *Formica (Serviformica) fusca* LINNAEUS 1758 (Grauschwarze Sklavenameise) zugeordnet werden. Aus Mangel an geeignetem Probenmaterial konnten 54 Nester Hängel bauender Waldameisen nicht näher determiniert werden (Abb. 5.4).

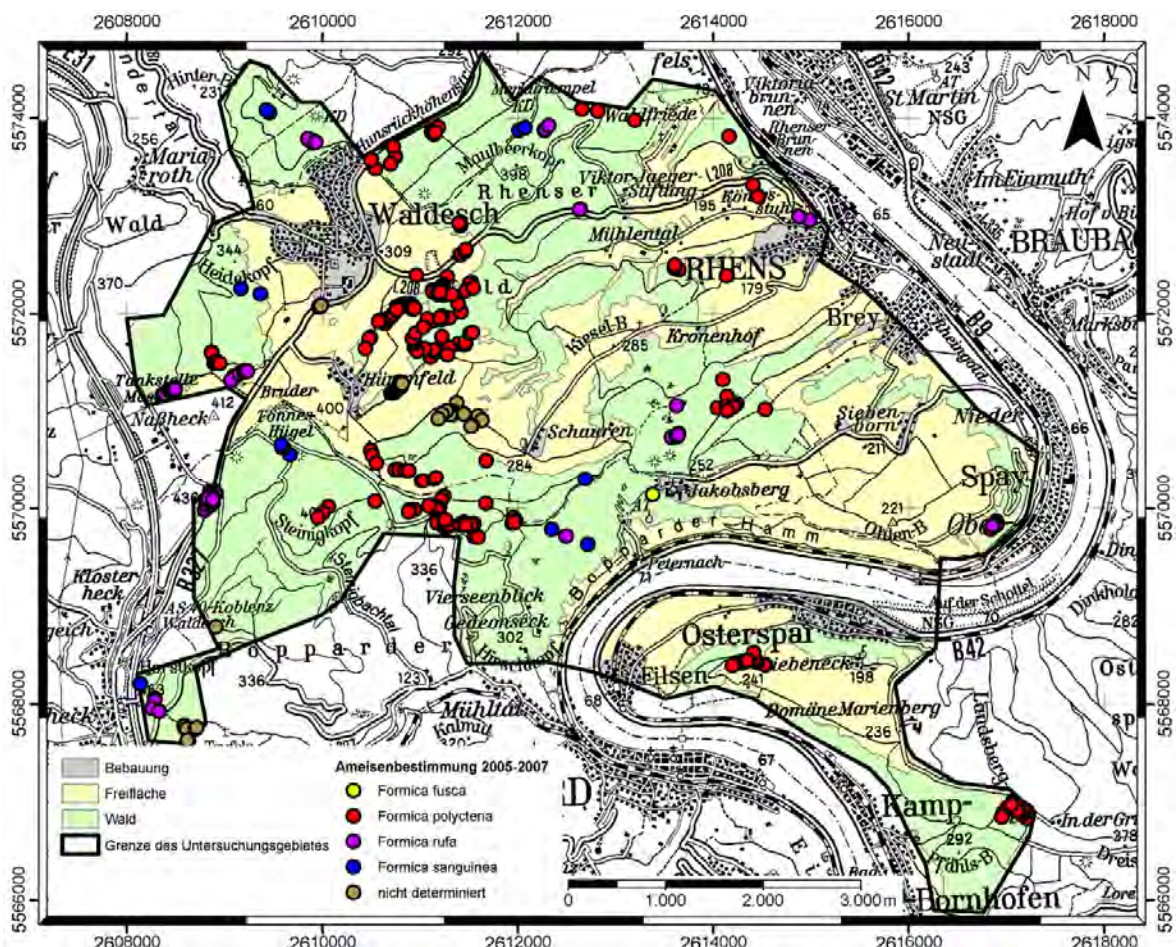


Abb. 5.4: Übersicht über die Nestlage der bei der Kartierung der Hängel bauenden Waldameisen im Untersuchungsgebiet im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 determinierten Spezies.

Die folgende Abbildung 5.5 verdeutlicht die aufgenommenen ökologischen Standortfaktoren im Hinblick auf die diversen Ameisenarten. Auffällig hierbei ist, dass sich Nester von *F. sanguinea* ausschließlich an offenen und eher exponierten Stellen wie Wegrändern und Lichtungen finden, wohingegen *F. rufa* eher Waldränder und vor allem das Bestandesinnere besiedelt. Bei *F. polyctena* dominieren ebenfalls Standorte an Wegränder vor Neststandorten im Bestandesinneren. Bei den Belichtungsverhältnissen haben die drei Arten *F. polyctena*, *F. rufa* und *F. sanguinea* offensichtlich ähnliche Ansprüche und kommen vorrangig an sonnigen Standorten vor. Ebenso verhält es sich bei den bevorzugten Hanglagen. Alle drei genannten Arten bevorzugen südliche Lagen. *F. polyctena* kommt hauptsächlich in Höhen von 300 bis 400 m NN vor, wohingegen die meisten *F. rufa* Nester in Höhen von 350 bis 450 m NN anzutreffen sind. Betrachtet man die geologischen Störungszonen, so ergibt sich folgendes Bild. Es finden sich fast doppelt so viele *F. polyctena* auf Störungszonen als außerhalb. Sowohl bei *F. rufa* als auch bei *F. sanguinea* sind etwa genauso viele Standorte auf Störungen wie auch in nicht durch Störungen beeinflusste Bereiche zu finden. Bezüglich der Hauptbaumart an den Neststandorten ergibt sich für alle drei betrachteten Arten eine ähnliche Verteilung. Einzig lichte Eichen-Hainbuchenbestände (*Quercus sp.* und *Carpinus betulus*) bilden hier eine Ausnahme. Diese Standorte fanden sich lediglich bei *F. polyctena*.

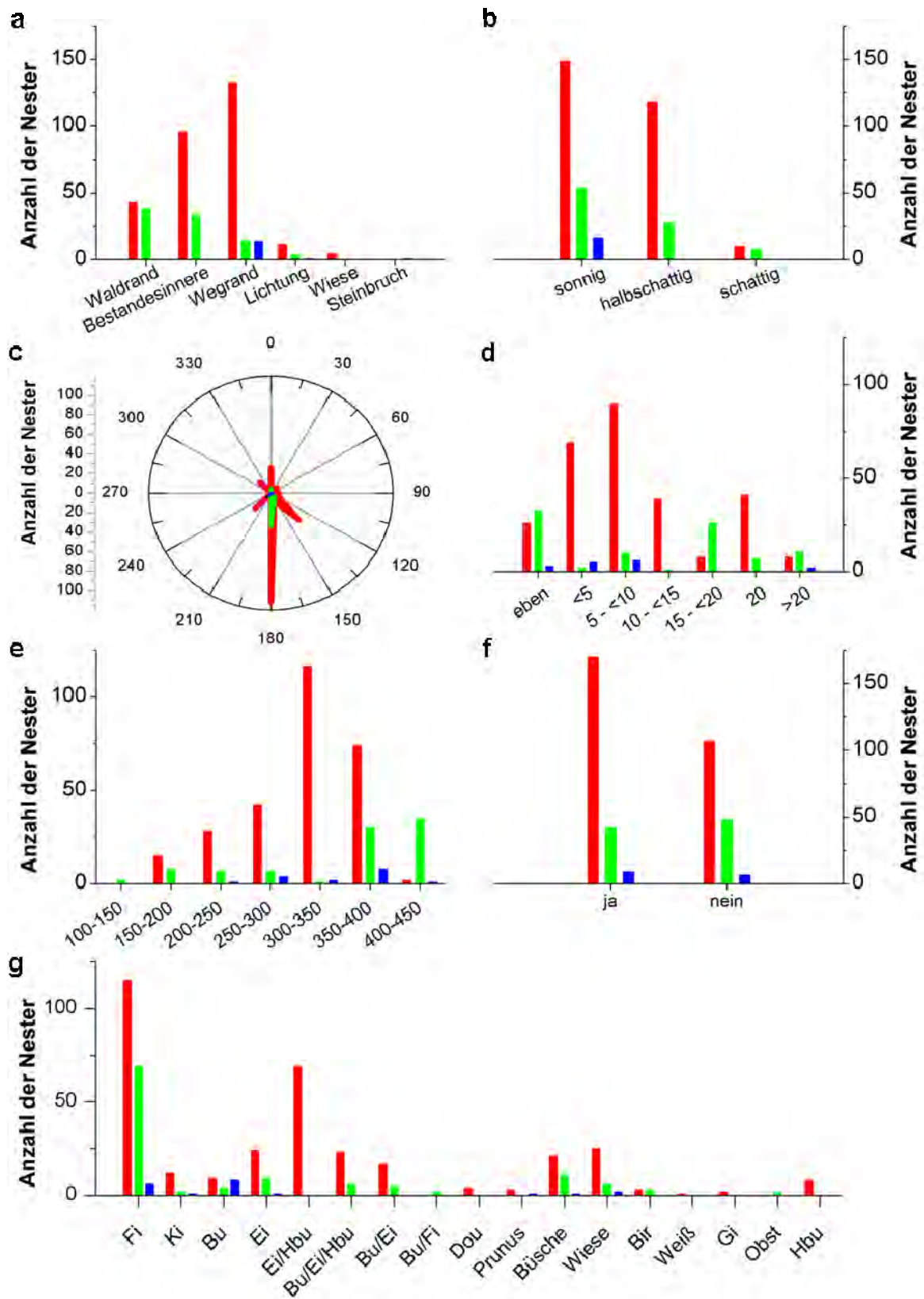


Abb. 5.5: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügelaufbauender Waldameisen getrennt nach Arten bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren. Rot = *Formica polyctena*, grün = *Formica rufa*, blau = *Formica sanguinea*. (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inklination [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) geologische Störungszone, (g) Hauptbaumart (Mehrfachnennungen möglich bei gemischten Beständen).

### 5.3 Hügel bauende Waldameisen und geologische Störungszonen

Wie bereits in Kapitel 5.1 beschrieben, sind fast zwei Drittel aller in den Jahren 2005 bis 2007 im Untersuchungsgebiet im Hunsrück kartierten Nester Hügel bauender Waldameisen auf geologischen Störungszonen lokalisiert (Abb. 5.6).

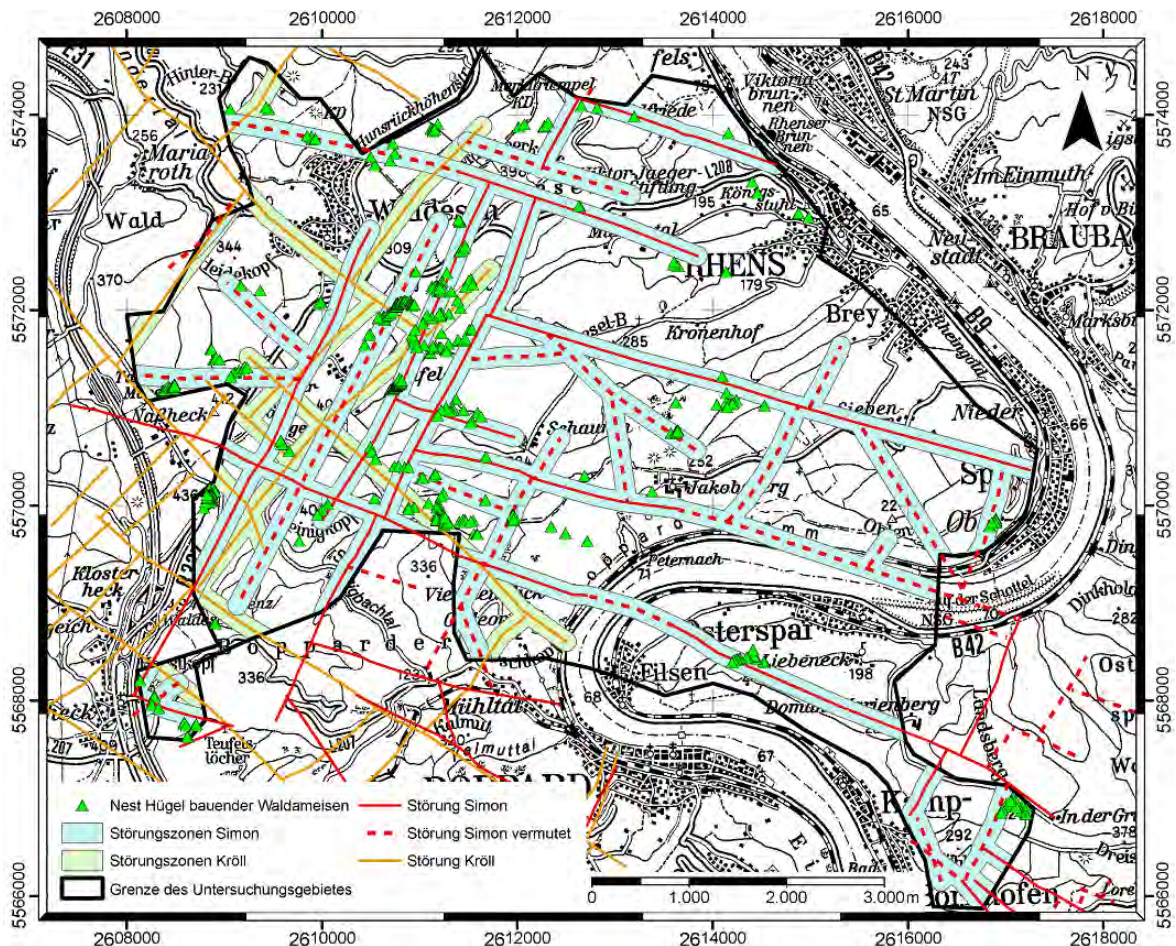


Abb. 5.6: Lage der Nester Hügel bauender Waldameisen und der geologischen Störungszonen (nach SIMON 2007 und KRÖLL 2001). Der störungsbeeinflusste Bereich beträgt 100 m zu beiden Seiten der eingezeichneten Störungslinien.

Da die geologischen Störungszonen im gesamten Untersuchungsgebiet eine Fläche von 15,51 km<sup>2</sup> einnehmen und auf dieser Fläche insgesamt 267 Nester zu finden sind, ergibt sich somit eine Nestdichte von 17,21 Nester / km<sup>2</sup>. Für nicht durch geologische Störungszonen beeinflusste Bereiche des Untersuchungsgebietes, welche eine Fläche von 26,35 km<sup>2</sup> einnehmen und auf der 172 Nester siedeln, ergibt sich eine Nestdichte von 6,53 Nester / km<sup>2</sup>.

Um die (Null-)Hypothese, dass die Anzahl der Nester auf geologischen Störungszonen und die der nicht durch geologische Störungen beeinflussten

Flächen gleich verteilt sind, zu testen, wurde der Fisher's Exact Test durchgeführt (Tab. 5.1). Bei einem Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$  ergibt sich eine odds ratio von 2,637. Somit muss die Nullhypothese abgelehnt und die alternative Hypothese angenommen werden. Die empirisch ermittelten Nestzahlen auf geologischen Störungszonen und der auf nicht durch geologische Störungszonen beeinflussten Flächen sind signifikant verschieden ( $p < 2,2 \cdot 10^{-16}$ ).

Tab. 5.1: Kontingenztafel des Fisher's Exact Tests. Aufgelistet ist die Anzahl der jeweiligen Quadrate.

	<b>Geologische Störung ja</b>	<b>Geologische Störung nein</b>
Ameisennester ja	267	172
Ameisennester nein	62039733	105399828

Betrachtet man die Ähnlichkeiten der ökologischen Standortfaktoren untereinander, so ist festzustellen, dass keiner der Standortfaktoren mehr als 50 % Ähnlichkeit mit einem der anderen Faktoren aufweist (Tab. 5.2). Eine Ausnahme bildet hier lediglich die Hangneigung von 0 °, bei der – wie zu erwarten – zu 98,6 % keine bestimmte Himmelsrichtung bezüglich der Exposition zugeordnet werden kann (Ex = eben).

Tab. 5.2: Proximitätsmatrix zur Darstellung der Ähnlichkeiten zwischen den aufgenommenen ökologischen Standortfaktoren basierend auf dem Jaccard-Koeffizienten. Fett gedruckt = Ähnlichkeit von 95 % oder mehr.

Tabelle siehe folgende 5 Seiten.



	Ex [eben]	Ex [22,5°]	Ex [45°]	Ex [67,5°]	Ex [90°]	Ex [112,5°]	Ex [135°]	Ex [157,5°]	Ex [180°]	Ex [225°]
Ex [eben]	1									
Ex [22,5°]	0,000	1								
Ex [45°]	0,000	0,000	1							
Ex [67,5°]	0,000	0,000	0,000	1						
Ex [90°]	0,000	0,000	0,000	0,000	1					
Ex [112,5°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1				
Ex [135°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1			
Ex [157,5°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1		
Ex [180°]	0,004	0,000	0,022	0,006	0,022	0,000	0,046	0,000	1	
Ex [225°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1
Ex [270°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ex [315°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ex [337,5°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Ex [360°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
In [0°]	0,986	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
In [<5°]	0,000	0,000	0,011	0,000	0,042	0,043	0,165	0,019	0,092	0,080
In [5-<10°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,025	0,008	0,088	0,102	0,262	0,074
In [10-<15°]	0,007	0,000	0,042	0,000	0,013	0,042	0,237	0,000	0,122	0,064
In [15-<20°]	0,000	0,000	0,023	0,000	0,000	0,000	0,009	0,000	0,149	0,113
In [20°]	0,000	0,021	0,075	0,021	0,000	0,000	0,025	0,063	0,169	0,012
In [>20°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,121	0,031	0,065	0,024	0,065	0,018
HI 100-150m	0,012	0,000	0,150	0,000	0,000	0,045	0,072	0,031	0,039	0,000
HI 150-200m	0,000	0,000	0,000	0,000	0,043	0,000	0,000	0,200	0,005	0,000
HI 200-250m	0,089	0,027	0,000	0,000	0,000	0,022	0,009	0,000	0,005	0,014
HI 250-300m	0,079	0,000	0,043	0,000	0,070	0,000	0,095	0,000	0,157	0,054
HI 300-350m	0,078	0,000	0,024	0,008	0,031	0,024	0,095	0,029	0,230	0,131
HI 350-400m	0,153	0,000	0,000	0,000	0,019	0,020	0,202	0,058	0,173	0,029
HI 400-450m	0,090	0,000	0,000	0,000	0,000	0,018	0,017	0,000	0,157	0,065
so	0,106	0,000	0,007	0,004	0,030	0,011	0,226	0,037	0,331	0,093
sch	0,107	0,000	0,036	0,000	0,000	0,000	0,000	0,026	0,027	0,019
halb	0,161	0,006	0,037	0,000	0,030	0,037	0,059	0,047	0,221	0,043
WR	0,105	0,000	0,000	0,000	0,032	0,022	0,013	0,020	0,147	0,044
BI	0,144	0,007	0,051	0,000	0,021	0,014	0,061	0,070	0,269	0,043
Weg	0,118	0,005	0,000	0,000	0,034	0,019	0,276	0,014	0,230	0,088
Li	0,091	0,000	0,000	0,043	0,000	0,000	0,000	0,135	0,010	0,056
Wi	0,013	0,000	0,154	0,000	0,000	0,000	0,013	0,000	0,029	0,000
SB	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,111	0,000	0,000	0,000	0,000
Fi	0,228	0,000	0,010	0,000	0,024	0,005	0,053	0,028	0,325	0,073
Ki	0,011	0,067	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,172	0,005	0,167
Bu	0,068	0,000	0,000	0,000	0,063	0,000	0,000	0,111	0,010	0,122
Ei	0,048	0,028	0,000	0,000	0,065	0,071	0,018	0,100	0,066	0,014
Ei/Hbu	0,011	0,000	0,000	0,000	0,045	0,027	0,316	0,000	0,194	0,030
Bu/Ei/Hbu	0,010	0,000	0,000	0,000	0,050	0,000	0,061	0,000	0,047	0,000
Bu/Ei	0,080	0,000	0,148	0,045	0,000	0,000	0,043	0,025	0,048	0,000
Bu/Fi	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,105	0,000	0,000
Dou	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,023	0,000
Prunus	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,083	0,013	0,000	0,006	0,000
Büsche	0,071	0,030	0,050	0,000	0,022	0,024	0,000	0,130	0,025	0,000
Wiese	0,103	0,000	0,049	0,029	0,000	0,000	0,090	0,104	0,051	0,000
Bir	0,068	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,013	0,000	0,006	0,000
Weiß	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,013	0,000	0,006	0,000
Gi	0,014	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Obst	0,014	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,006	0,000
Hbu	0,024	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Störung	0,130	0,004	0,018	0,004	0,037	0,015	0,213	0,059	0,317	0,060

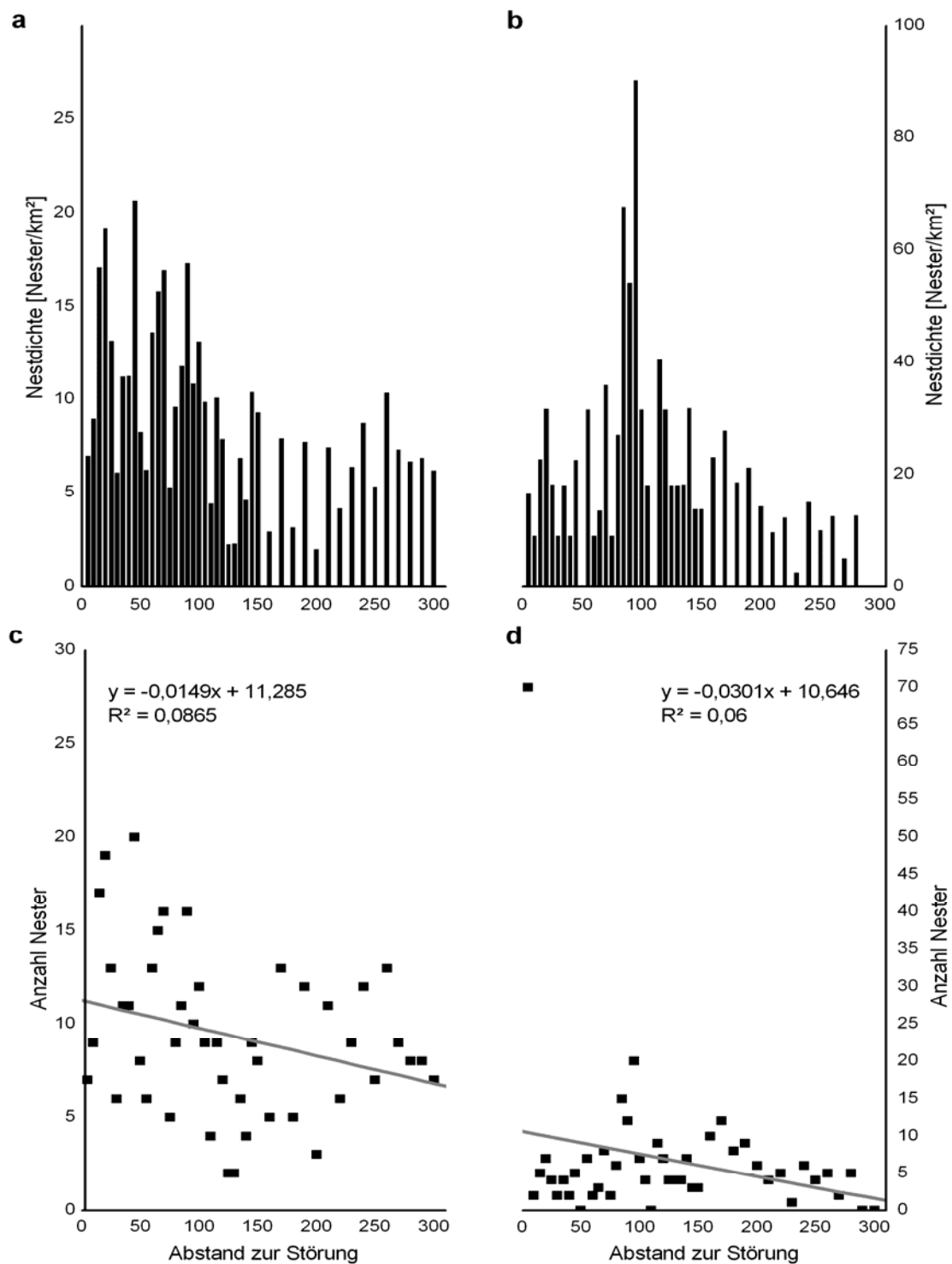
	Ex [270°]	Ex [315°]	Ex [337,5°]	Ex [360°]	In [0°]	In [<5°]	In [5-<10°]	In [10-<15°]	In [15-<20°]	In [20°]	In [>20°]	HI 100-150m
Ex [eben]												
Ex [22,5°]												
Ex [45°]												
Ex [67,5°]												
Ex [90°]												
Ex [112,5°]												
Ex [135°]												
Ex [157,5°]												
Ex [180°]												
Ex [225°]												
Ex [270°]	1											
Ex [315°]	0,000	1										
Ex [337,5°]	0,000	0,000	1									
Ex [360°]	0,000	0,000	0,000	1								
In [0°]	0,000	0,000	0,000	0,000	1							
In [<5°]	0,000	0,010	0,000	0,204	0,000	1						
In [5-<10°]	0,018	0,103	0,000	0,022	0,000	0,000	1					
In [10-<15°]	0,000	0,000	0,000	0,010	0,000	0,000	0,000	1				
In [15-<20°]	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1			
In [20°]	0,000	0,048	0,000	0,082	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1		
In [>20°]	0,000	0,025	0,083	0,019	0,000	0,000	0,038	0,000	0,000	0,000	1	
HI 100-150m	0,000	0,000	0,000	0,023	0,012	0,010	0,008	0,026	0,043	0,016	0,188	1
HI 150-200m	0,000	0,037	0,083	0,050	0,000	0,010	0,017	0,000	0,000	0,073	0,129	0,000
HI 200-250m	0,000	0,000	0,000	0,511	0,090	0,181	0,014	0,000	0,000	0,076	0,017	0,000
HI 250-300m	0,000	0,039	0,000	0,000	0,080	0,136	0,067	0,008	0,032	0,194	0,024	0,000
HI 300-350m	0,000	0,070	0,000	0,007	0,072	0,169	0,311	0,051	0,033	0,056	0,000	0,000
HI 350-400m	0,014	0,025	0,007	0,023	0,154	0,055	0,153	0,335	0,000	0,055	0,037	0,000
HI 400-450m	0,000	0,000	0,000	0,000	0,091	0,047	0,039	0,009	0,431	0,000	0,075	0,000
so	0,008	0,015	0,004	0,039	0,106	0,184	0,257	0,168	0,104	0,037	0,063	0,038
sch	0,000	0,028	0,000	0,041	0,108	0,000	0,008	0,075	0,038	0,015	0,023	0,030
halb	0,000	0,074	0,006	0,105	0,156	0,156	0,145	0,062	0,027	0,212	0,034	0,018
WR	0,000	0,041	0,000	0,261	0,098	0,162	0,059	0,063	0,237	0,023	0,009	0,010
Bl	0,000	0,034	0,015	0,038	0,144	0,038	0,156	0,124	0,043	0,197	0,090	0,065
Weg	0,010	0,023	0,000	0,004	0,118	0,225	0,242	0,150	0,022	0,029	0,051	0,019
Li	0,000	0,143	0,000	0,000	0,092	0,009	0,063	0,000	0,000	0,092	0,000	0,000
Wi	0,000	0,045	0,000	0,000	0,000	0,011	0,009	0,014	0,000	0,059	0,000	0,000
SB	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,011	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Fi	0,010	0,048	0,000	0,026	0,229	0,086	0,142	0,112	0,129	0,147	0,037	0,000
Ki	0,000	0,000	0,000	0,000	0,012	0,010	0,016	0,000	0,111	0,105	0,000	0,000
Bu	0,000	0,027	0,045	0,000	0,069	0,000	0,100	0,000	0,000	0,000	0,071	0,000
Ei	0,000	0,000	0,000	0,081	0,049	0,070	0,021	0,063	0,000	0,151	0,053	0,042
Ei/Hbu	0,000	0,017	0,000	0,000	0,011	0,201	0,208	0,181	0,007	0,007	0,032	0,000
Bu/Ei/Hbu	0,000	0,000	0,000	0,500	0,000	0,208	0,014	0,011	0,016	0,013	0,082	0,194
Bu/Ei	0,000	0,083	0,000	0,000	0,080	0,009	0,064	0,035	0,000	0,045	0,000	0,059
Bu/Fi	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,018	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Dou	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,011	0,027	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Prunus	0,000	0,105	0,000	0,000	0,000	0,000	0,018	0,000	0,000	0,020	0,037	0,000
Büsche	0,000	0,190	0,000	0,085	0,061	0,017	0,067	0,021	0,000	0,174	0,036	0,022
Wiese	0,000	0,085	0,000	0,000	0,093	0,008	0,098	0,010	0,000	0,108	0,036	0,043
Bir	0,000	0,000	0,000	0,000	0,068	0,000	0,009	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Weiß	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,009	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Gi	0,000	0,056	0,000	0,000	0,014	0,000	0,009	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Obst	0,000	0,000	0,000	0,000	0,014	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,040	0,143
Hbu	0,000	0,167	0,083	0,105	0,025	0,000	0,025	0,000	0,000	0,073	0,061	0,000
Störung	0,000	0,018	0,004	0,084	0,126	0,120	0,281	0,168	0,020	0,145	0,047	0,026

	HI 150- 200m	HI 200- 250m	HI 250- 300m	HI 300- 350m	HI 350- 400m	HI 400- 450m	so	sch	halb	WR	BI
Ex [eben]											
Ex [22,5°]											
Ex [45°]											
Ex [67,5°]											
Ex [90°]											
Ex [112,5°]											
Ex [135°]											
Ex [157,5°]											
Ex [180°]											
Ex [225°]											
Ex [270°]											
Ex [315°]											
Ex [337,5°]											
Ex [360°]											
In [0°]											
In [<5°]											
In [5-<10°]											
In [10-<15°]											
In [15-<20°]											
In [20°]											
In [>20°]											
HI 100-150m											
HI 150-200m	1										
HI 200-250m	0,000	1									
HI 250-300m	0,000	0,000	1								
HI 300-350m	0,000	0,000	0,000	1							
HI 350-400m	0,000	0,000	0,000	0,000	1						
HI 400-450m	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1					
so	0,019	0,038	0,091	0,236	0,327	0,128	1				
sch	0,000	0,000	0,000	0,029	0,078	0,046	0,000	1			
halb	0,037	0,154	0,195	0,187	0,122	0,051	0,000	0,000	1		
WR	0,021	0,173	0,021	0,035	0,127	0,267	0,185	0,029	0,130	1	
BI	0,021	0,082	0,139	0,154	0,177	0,052	0,122	0,062	0,390	0,000	1
Weg	0,014	0,053	0,142	0,277	0,280	0,016	0,475	0,033	0,146	0,007	0,024
Li	0,133	0,000	0,049	0,059	0,012	0,076	0,060	0,000	0,040	0,009	0,000
Wi	0,000	0,000	0,030	0,033	0,000	0,000	0,008	0,000	0,025	0,022	0,000
SB	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,021	0,004	0,000	0,000	0,000	0,000
Fi	0,009	0,044	0,142	0,133	0,266	0,225	0,304	0,052	0,300	0,206	0,371
Ki	0,182	0,040	0,068	0,030	0,000	0,000	0,049	0,000	0,012	0,000	0,014
Bu	0,067	0,094	0,037	0,014	0,057	0,000	0,033	0,000	0,072	0,000	0,069
Ei	0,146	0,123	0,076	0,013	0,052	0,024	0,057	0,057	0,096	0,043	0,069
Ei/Hbu	0,009	0,000	0,057	0,347	0,169	0,000	0,285	0,008	0,092	0,005	0,044
Bu/Ei/Hbu	0,026	0,375	0,022	0,007	0,000	0,000	0,047	0,000	0,094	0,253	0,038
Bu/Ei	0,031	0,035	0,090	0,075	0,000	0,000	0,025	0,024	0,084	0,019	0,076
Bu/Fi	0,000	0,000	0,000	0,000	0,014	0,000	0,004	0,048	0,000	0,000	0,007
Dou	0,000	0,000	0,000	0,000	0,028	0,000	0,008	0,000	0,013	0,000	0,007
Prunus	0,071	0,025	0,015	0,008	0,000	0,000	0,008	0,000	0,013	0,011	0,000
Büsche	0,222	0,129	0,091	0,041	0,011	0,000	0,039	0,000	0,130	0,035	0,113
Wiese	0,184	0,044	0,078	0,107	0,000	0,000	0,081	0,000	0,067	0,053	0,037
Bir	0,000	0,024	0,062	0,008	0,000	0,000	0,008	0,000	0,025	0,000	0,029
Weiß	0,000	0,000	0,000	0,008	0,000	0,000	0,004	0,000	0,000	0,012	0,000
Gi	0,000	0,026	0,000	0,008	0,000	0,000	0,004	0,000	0,006	0,012	0,007
Obst	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,008	0,000	0,000	0,000	0,000
Hbu	0,000	0,000	0,000	0,000	0,076	0,000	0,026	0,069	0,012	0,067	0,014
Störung	0,022	0,074	0,200	0,224	0,288	0,050	0,467	0,018	0,284	0,125	0,245

	Weg	Li	Wi	SB	Fi	Ki	Bu	Ei	Ei/Hbu	Bu/Ei/Hbu
Ex [eben]										
Ex [22,5°]										
Ex [45°]										
Ex [67,5°]										
Ex [90°]										
Ex [112,5°]										
Ex [135°]										
Ex [157,5°]										
Ex [180°]										
Ex [225°]										
Ex [270°]										
Ex [315°]										
Ex [337,5°]										
Ex [360°]										
In [0°]										
In [<5°]										
In [5-<10°]										
In [10-<15°]										
In [15-<20°]										
In [20°]										
In [>20°]										
HI 100-150m										
HI 150-200m										
HI 200-250m										
HI 250-300m										
HI 300-350m										
HI 350-400m										
HI 400-450m										
so										
sch										
halb										
WR										
BI										
Weg	1									
Li	0,000	1								
Wi	0,005	0,000	1							
SB	0,000	0,000	0,000	1						
Fi	0,161	0,047	0,005	0,005	1					
Ki	0,043	0,188	0,000	0,000	0,000	1				
Bu	0,057	0,023	0,000	0,000	0,023	0,000	1			
Ei	0,072	0,093	0,024	0,000	0,030	0,109	0,036	1		
Ei/Hbu	0,437	0,000	0,019	0,000	0,003	0,000	0,000	0,000	1	
Bu/Ei/Hbu	0,000	0,000	0,029	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1
Bu/Ei	0,042	0,023	0,077	0,000	0,023	0,057	0,000	0,000	0,000	0,000
Bu/Fi	0,000	0,042	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Dou	0,015	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Prunus	0,015	0,000	0,250	0,000	0,005	0,000	0,000	0,026	0,019	0,000
Büsche	0,059	0,120	0,054	0,000	0,093	0,116	0,038	0,211	0,015	0,016
Wiese	0,083	0,140	0,143	0,000	0,031	0,114	0,038	0,094	0,015	0,016
Bir	0,020	0,000	0,000	0,000	0,020	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Weiß	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Gi	0,005	0,042	0,000	0,000	0,010	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Obst	0,010	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Hbu	0,014	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000
Störung	0,379	0,062	0,019	0,004	0,261	0,041	0,047	0,094	0,258	0,076

	Bu/Ei	Bu/Fi	Dou	Prunus	Büsche	Wiese	Bir	Weiß	Gi	Obst	Hbu	Störung
Ex [eben]												
Ex [22,5°]												
Ex [45°]												
Ex [67,5°]												
Ex [90°]												
Ex [112,5°]												
Ex [135°]												
Ex [157,5°]												
Ex [180°]												
Ex [225°]												
Ex [270°]												
Ex [315°]												
Ex [337,5°]												
Ex [360°]												
In [0°]												
In [<5°]												
In [5-<10°]												
In [10-<15°]												
In [15-<20°]												
In [20°]												
In [>20°]												
HI 100-150m												
HI 150-200m												
HI 200-250m												
HI 250-300m												
HI 300-350m												
HI 350-400m												
HI 400-450m												
so												
sch												
halb												
WR												
Bl												
Weg												
Li												
Wi												
SB												
Fi												
Ki												
Bu												
Ei												
Ei/Hbu												
Bu/Ei/Hbu												
Bu/Ei	1											
Bu/Fi	0,000	1										
Dou	0,000	0,000	1									
Prunus	0,000	0,000	0,000	1								
Büsche	0,146	0,000	0,000	0,057	1							
Wiese	0,191	0,000	0,000	0,086	0,314	1						
Bir	0,217	0,000	0,000	0,000	0,054	0,026	1					
Weiß	0,045	0,000	0,000	0,000	0,000	0,029	0,000	1				
Gi	0,043	0,000	0,000	0,000	0,061	0,029	0,143	0,000	1			
Obst	0,000	0,000	0,000	0,000	0,029	0,059	0,000	0,000	0,000	1		
Hbu	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	0,000	1	
Störung	0,063	0,007	0,011	0,004	0,071	0,079	0,019	0,004	0,000	0,000	0,026	1

Die nähere Betrachtung der räumlichen Beziehung zwischen der Lage der Ameisennester und den geologischen Störungszonen zeigt, dass bis zu einem Abstand von 100 m beiderseits der neogenen Störungen nach SIMON (2007) die Nestdichte signifikant höher ist als in dem Bereich von > 100 bis 300 m (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ ) (Abb. 5.7a). In dem Bereich von 0 bis 100 m um die neogenen Störungen finden sich im Mittel  $12,2 \pm 4,5$  Nester / km<sup>2</sup> und von > 100 bis 300 m durchschnittlich lediglich  $6,5 \pm 2,7$  Nester / km<sup>2</sup>. Abbildung 5.7c verdeutlicht die kontinuierliche Abnahme der Nestzahlen mit zunehmender Entfernung zu neogenen Störungen. Bei den von KRÖLL (2001) kartierten Störungen ist ebenfalls eine kontinuierliche Abnahme der Nestzahlen mit zunehmender Entfernung zu den variscischen Störungen zu verzeichnen (Abb. 5.7d). Betrachtet man die Nestdichten in den entsprechenden Abstandzonen um die von KRÖLL (2001) kartierten variscischen Störungen, so ist festzustellen, dass trotz der z. T. sehr hohen Nestdichten in den Abstandszonen 85-90 m, 90-95 m und 95-100 m keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bereichen von 0 bis 100 m und von > 100 bis 300 m um diese Störungen bestehen (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p = 0,163$ ) (Abb. 5.7b).



**Abb. 5.7:** Arten-Areal-Beziehung zwischen den Nestdichten [Nester / km<sup>2</sup>] bzw. der Anzahl der Nester in den verschiedenen Entfernungen zu den geologischen Störungen. (a) und (c) Störungen nach SIMON (2007), (b) und (d) Störungen nach KRÖLL (2001). In (c) und (d) ist jeweils die lineare Regression zwischen den Nestzahlen und den entsprechenden Abstandszonen zu den Störungen dargestellt.

Die vergleichende Populationsanalyse zwischen den Habitaten auf geologischen Störungszonen und denen auf durch Störungen unbeeinflussten Flächen zeigt, dass auf den Störungen drei Arten Hügel bauender Waldameisen siedeln (*F. polyctena*, *F. rufa* und *F. sanguinea*), wohingegen auf den „Nicht-Störungen“ 4 Arten determiniert werden konnten (zusätzlich zu den drei auf den Störungen vorkommenden Arten noch *F. fusca*) (Tab. 5.3). Dies spiegelt sich im Sørensen Quotienten wider: die prozentuale Ähnlichkeit der beiden betrachteten Flächen bezüglich der Artenzusammensetzung beträgt der 86 %. Die Diversität der Arten der beiden Flächen variiert. Der Shannon Diversitätsindex ist für die Arten auf Störungen mit 0,65 niedriger als für die Arten auf „Nicht-Störungen“ ( $H' = 0,80$ ). Die Evenness, d. h. das Maß wie gleichmäßig die Anzahl der Nester auf die verschiedenen Arten verteilt ist, unterscheidet sich jedoch nicht (Tab. 5.3).

Tab. 5.3: Vergleichende Populationsanalyse der Hügel bauenden Waldameisen auf geologischen Störungszonen und den nicht durch geologische Störungen beeinflussten Bereichen. Nicht berücksichtigt sind bei der Berechnung des Margalef Indexes, des Shannon Diversitätsindex und der Evenness die 46 Nester auf Störungen und die 9 Nester auf Nicht-Störungen, bei denen keine Determination der Art erfolgte.

	Anzahl Nester (N)	Nestdichte [N/km <sup>2</sup> ]	Anzahl Arten (S)	Artenreichtum Margalef Index (d)	Shannon Diversitäts- index (H')	Evenness (J')
Störung	267	17,21	3	0,37	0,65	0,59
Nicht- Störung	172	6,53	4	0,59	0,80	0,58

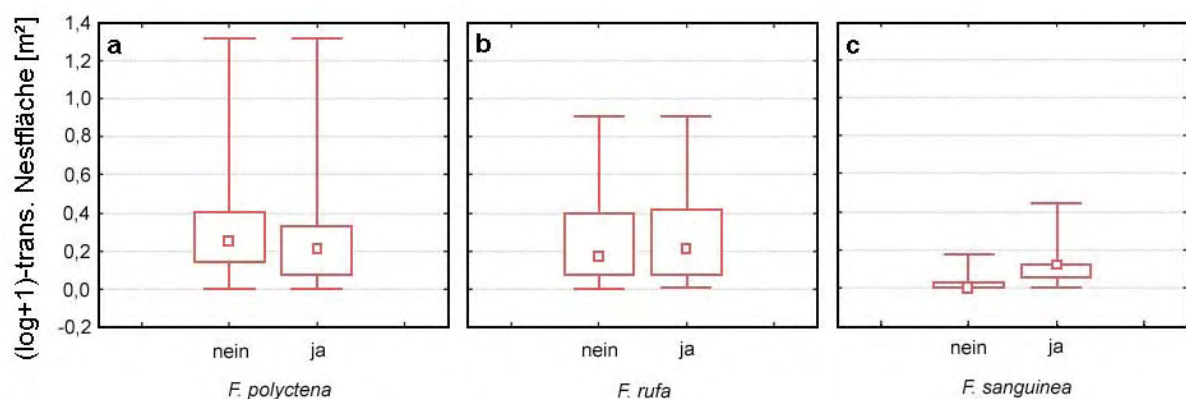
Die Gleichmäßigkeit der Artenverteilung wird ebenfalls durch die Dominanzstruktur verdeutlicht (Tab. 5.4). Auf beiden betrachteten Flächen (sowohl Störungen als auch „Nicht-Störungen“) ist die eudominante Art *F. polyctena*. Auf „Nicht-Störungen“ kommt sie zu 65,9 % vor, auf Störungen sogar zu 76,9 %. Ebenfalls noch zu den Hauptarten zu zählen ist mit 29,3 % („Nicht-Störung“) bzw. 19,0 % (Störung) *F. rufa*. *F. sanguinea* weist mit 4,3 % bzw. 4,1 % auf beiden Flächen eine vergleichbare Dominanz auf. *F. sanguinea* gehört auf beiden Flächen zu der subdominanten Art. Subrezent konnte auf „Nicht-Störungen“ noch die Art *F. fusca* mit 0,6 % determiniert werden.



**Tab. 5.4:** Vergleichende Populationsanalyse im Hinblick auf die Dominanz der jeweiligen Arten der Hügel bauenden Waldameisen auf geologischen Störungzonen und den nicht durch geologische Störungen beeinflussten Bereichen. Nicht berücksichtigt sind bei der Berechnung der Dominanz die 46 Nester auf Störungen und die 9 Nester auf Nicht-Störungen, bei denen keine Determination der Art erfolgte.

	Art	Dominanz [%]	Dominanzklasse
Arten auf geologischen Störungen:	<i>F. polyctena</i>	76,9	eudominant
	<i>F. rufa</i>	19,0	dominant
	<i>F. sanguinea</i>	4,1	subdominant
Arten nicht auf geologischen Störungen:	<i>F. polyctena</i>	65,9	eudominant
	<i>F. rufa</i>	29,3	dominant
	<i>F. sanguinea</i>	4,3	subdominant
	<i>F. fusca</i>	0,6	subrezedent

Vergleicht man die Größe der Nestflächen, stellvertretend für den Individuenreichtum der jeweiligen Völker, von den Nestern auf geologischen Störungzonen mit denen auf nicht durch Störungen beeinflussten Flächen, so ist bei den Arten *F. polyctena*, *F. rufa* und *F. sanguinea* festzustellen, dass sich für *F. rufa* und *F. sanguinea* keine signifikanten Unterschiede (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p = 0,1,000$  bzw.  $p = 0,134$ ) ergeben. Einen leichten signifikanten Unterschied weisen hingegen die bei *F. polyctena* betrachteten Nestflächen auf (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p = 0,041$ ) (Abb. 5.8).



**Abb. 5.8:** Vergleich der log-transformierten Nestflächen [m<sup>2</sup>] der drei Hügel bauenden Waldameisenarten *F. polyctena* (a), *F. rufa* (b) und *F. sanguinea* (c) jeweils auf geologischen Störungzonen (ja) und auf nicht durch geologische Störungen beeinflusste Bereiche (nein). Kleines Viereck: Median, Box: 25-75 %Perzentil, Whiskers: Minimum bzw. Maximum der Daten.

Abbildung 5.9 gibt einen Überblick über die kartierten Nester Hängel bauender Waldameisen bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren getrennt nach Störung und „Nicht-Störung“. Bei der Lage der Nester fällt auf, dass ein höherer Prozentsatz von Nestern auf „Nicht-Störungen“ am Waldrand lokalisiert ist. Bei den Wegrändern verhält es sich umgekehrt. Hier finden sich prozentual mehr störungsbeeinflusste Nester. Der Trend der Verteilung ist jedoch bei allen Lokalisationen ähnlich. Dies gilt ebenfalls für die Belichtungsverhältnisse. Der überwiegende Teil der Nester, sowohl von geologischen Störungszonen als auch von nicht durch Störungen beeinflussten Bereichen, finden sich an sonnigen Standorten. Bei den Hanglagen werden von Nestern auf Störungen und denen auf „Nicht-Störungen“ südliche bis südöstliche Expositionen bevorzugt. Die prozentual gesehen höchsten Nestzahlen, betrachtet man die Inklination, weisen bei den Nestern auf Störungen die Hangneigungen 5 bis 15 ° auf. Der größte Anteil von Nestern auf „Nicht-Störungen“ findet sich hingegen an flacheren Hängen (< 5°). Deutliche Unterschiede in der Höhenlage zeigen die Lagen 250 bis 300 m (fast vier Mal so viele Nester auf Störungen wie auf „Nicht-Störungen“) und 450 bis 500 m (nur rund ein Drittel so viele Nester auf Störungen wie auf „Nicht-Störungen“). Bei der Hauptbaumart fällt auf, dass 58 % der Nester der nicht durch Störungen beeinflussten Bereiche durch Fichtenbestände dominiert werden, wohingegen dies bei nur 36 % der Nester auf Störungen der Fall ist. Bei einigen Laubbaumbeständen verhält es sich umgekehrt: hier dominieren die Bestände Eiche, Eiche/Hainbuche, Buche/Eiche/Hainbuche und Buche/Eiche an Nestern auf Störungen (9,6 %, 28,1 %, 7,8 % bzw. 6,3 %) gegenüber Nestern auf „Nicht-Störungen“ (5,5 %, 15,5 %, 4,4 % bzw. 2,8 %).

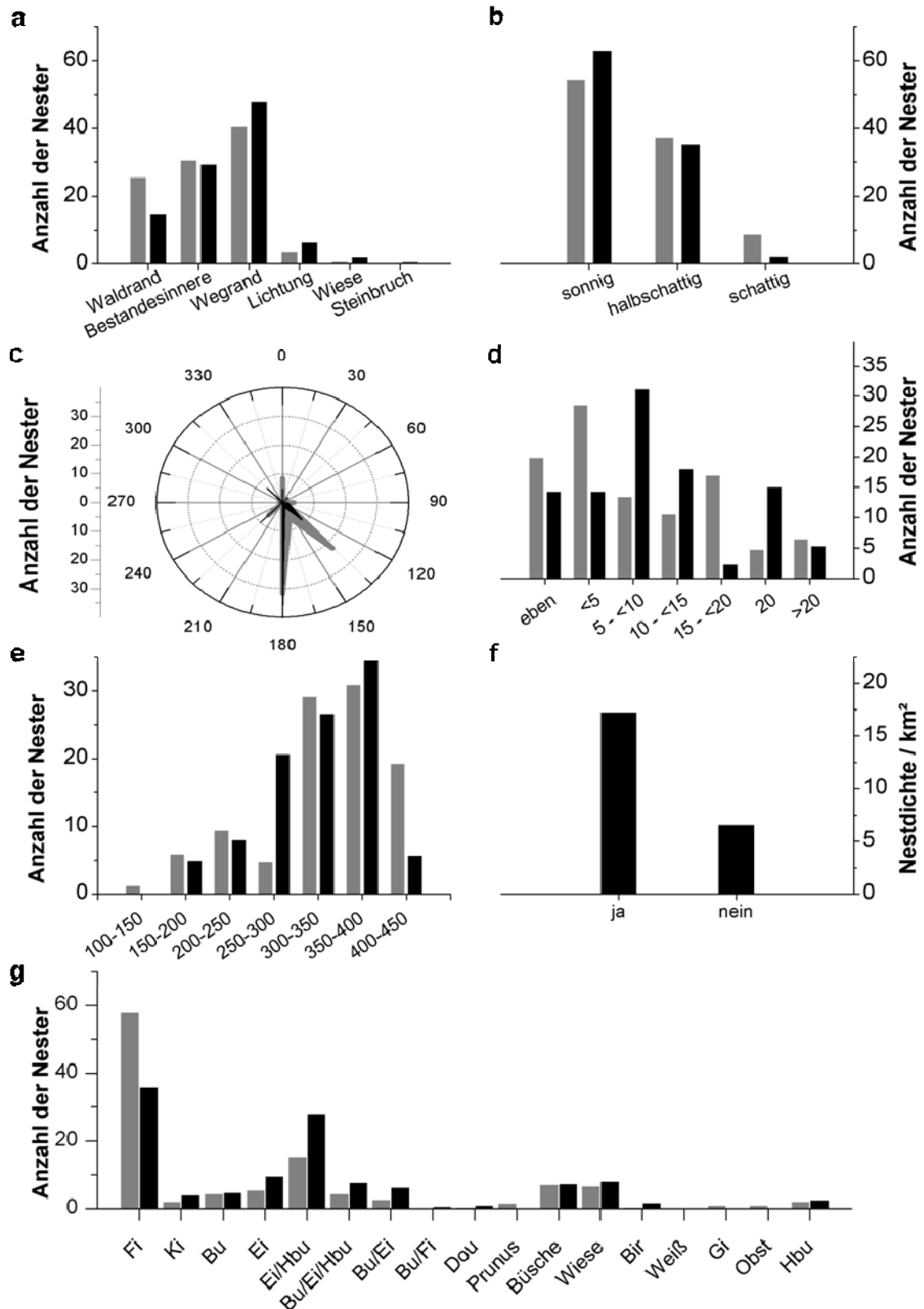


Abb. 5.9: Übersicht über die im Hunsrück in den Jahren 2005-2007 kartierten Nester Hügelsbauender Waldameisen bezogen auf die jeweiligen Standortfaktoren getrennt nach Störung und Nicht-Störung. Grau = Nicht-Störung, schwarz = geologische Störung. (a) Lage des Nestes, (b) Belichtungsverhältnisse, (c) Exposition [°], (d) Inklination [°], (e) Höhenlage [m NN], (f) Nesterdichte / km<sup>2</sup> bezogen auf Störung (ja) und nicht durch Störung beeinflusste Flächen (nein), (g) Hauptbaumart. Dargestellt sind in (a) bis (e) und (g) die **relative Anzahl der Nester [%]**.

### 5.4 Langfristige Populationsdynamik

Der Vergleich der im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführten Kartierung Hügel bauender Waldameisen in den Jahren 2005-2007 mit einer Waldameisengrobkartierung des Forstamtsbezirkes Koblenz aus dem Jahre 1989 zeigt, dass damals in 19 Forstteilungen des Forstreviers Rhens und des südlichen Forstreviers Remstecken Nester von Waldameisen aufgenommen wurden. Heute sind in 32 Waldorten (die sich auf 20 Forstteilungen der zuvor genannten Forstreviere verteilen) Hügel bauende Waldameisen zu finden. Davon weisen 11 Forstteilungen sowohl damals als auch heute Waldameisennester auf. Abbildung 5.10 zeigt die Lage dieser Forstteilungen und vergleicht die relativen Nestzahlen der beiden Kartierungen miteinander.

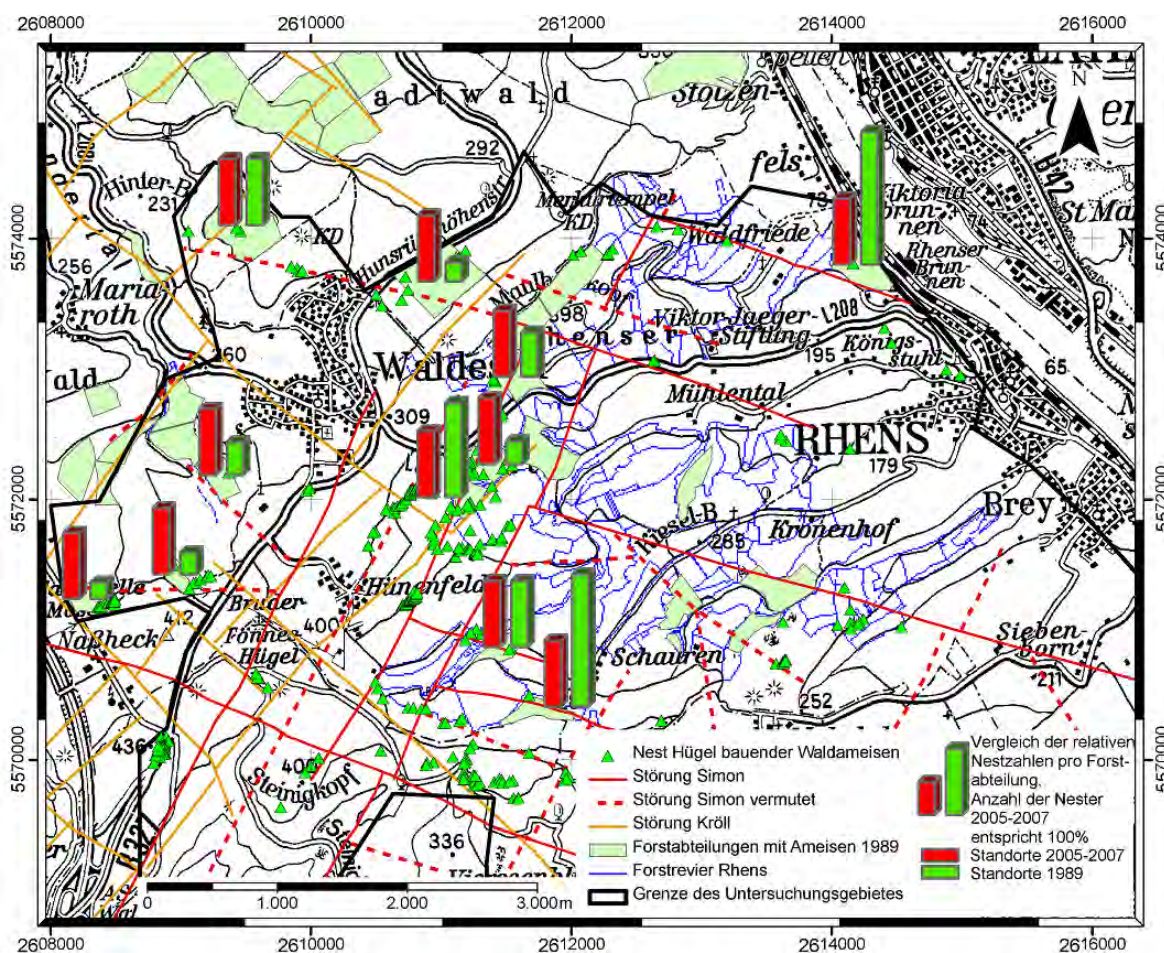


Abb. 5.10: Vergleich der Waldameisengrobkartierung des Forstamtsbezirkes Koblenz aus dem Jahr 1989 (hellgrüne Flächen) mit der im Rahmen der vorliegenden Arbeit in den Jahren 2005-2007 durchgeführten Kartierung Hügel bauender Waldameisen (grüne Dreiecke).

In 6 Forstabteilungen fanden sich damals weniger Nester als heute, in drei Forstabteilungen verhält es sich umgekehrt. Zwei Forstabteilungen sind von der Anzahl der Nester her als konstant anzusehen. Insgesamt wurden damals 43 Nester kartiert. In den Jahren 2005-2007 konnten in den gleichen Forstabteilungen 119 Nester kartiert werden. Von den Forstabteilungen, die sowohl damals als auch heute Waldameisennester aufweisen, sind 6 mit der ökologischen Hauptbaumart Fichte bestanden. Außerdem sind von diesen bis auf eine Forstabteilung alle durch geologische Störungen beeinflusst. Betrachtet man das Bestandsalter im Hinblick auf die damalige und die heutige Nestdichte, so zeigt sich, dass damals bei etwa 60 jährigen Beständen die Nestdichte am höchsten war. Heute findet sich die höchste Nestdichte bei Beständen im Alter zwischen 50 und 60 Jahren (Abb. 5.11).

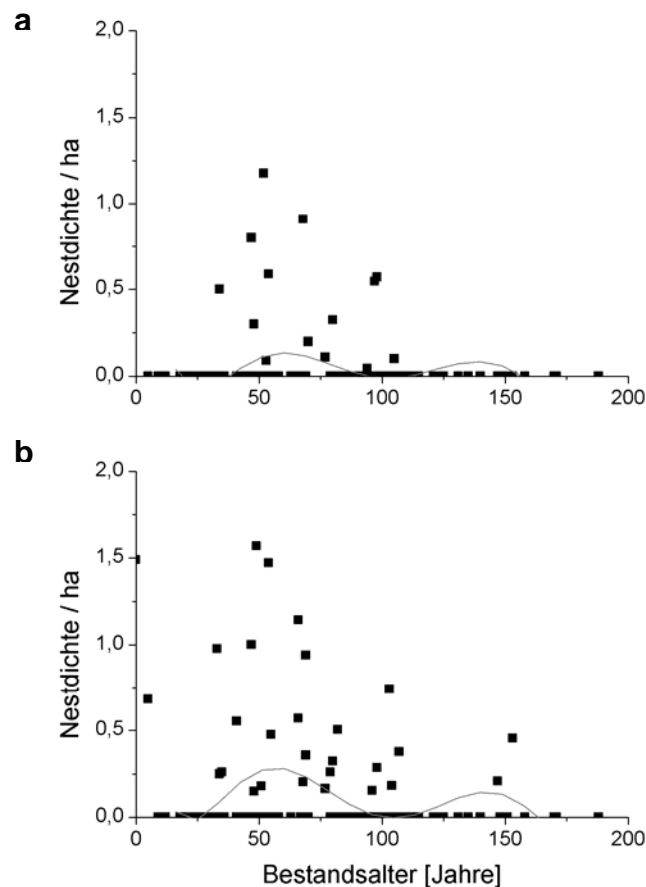


Abb. 5.11: Bestandsalter der im Untersuchungsgebiet im Hunsrück kartierten Forstabteilungen im Hinblick auf die jeweiligen Nestdichten / ha der Hügel bauenden Waldameisen. (a) Nestdichten basierend auf der Waldameisengrobkartierung des Forstamtsbezirks Koblenz aus dem Jahr 1989. (b) Nestdichten basierend auf der in den Jahren 2005-2007 durchgeführten Kartierung Hügel bauender Waldameisen. Angaben zum Bestandsalter sind den entsprechenden Forstbetriebskarten entnommen. Graue Linie = polynomische Regressionskurve.

## 6 Diskussion

### ***6.1 Geologische Störungszonen als Kriterium der Habitatwahl***

Eine standortökologische Kartierung Hügel bauender Waldameisen in einem über 40 km<sup>2</sup> großen, zusammenhängenden Gebiet wurde durchgeführt, um die Habitatpräferenz der Waldameisen zu beleuchten. Oftmals sind Individuen einer Art nicht zufällig räumlich verteilt, sondern clustern häufig. Dies kann zum einen durch lokale Variationen der Umweltvariablen oder zum anderen durch Mechanismen der Rekrutierung, Mortalität und / oder intra- bzw. interspezifische Interaktionen hervorgerufen werden (TOWNSEND et al. 2003). Die Ergebnisse der durchgeführten standortökologischen Kartierung Hügel bauender Waldameisen stützen die eingangs formulierte Hypothese, dass es eine signifikante Häufung von Nestern auf geologischen Störungen im Vergleich zu nicht durch Störungen beeinflusste Bereiche gibt (Fisher's Exact Test, Tab. 5.1, Kap. 5.3). Beim Fisher's Exact Test bleibt die Clusterbildung der Ameisen, welche an einigen Stellen auf Grund der Tochternestbildung auftritt, unberücksichtigt, da dies sowohl für störungsbeeinflusste Bereiche als auch in nicht beeinflussten Bereichen zutrifft. Die Relationen bleiben vergleichbar. Eine Änderung der Signifikanz bezüglich der Häufung von Nestern auf geologischen Störungszonen ist nicht zu erwarten.

Obwohl die durch geologische Störungszonen beeinflussten Bereiche des Untersuchungsgebietes nur eine Fläche von 15,51 km<sup>2</sup> einnehmen, siedeln dort 267 Nester. Auf der 1,5-mal so großen, störungsunbeeinflussten Fläche (26,35 km<sup>2</sup>) sind es hingegen nur 172 Nester. Es ergeben sich somit deutliche Unterschiede in der Nestdichte: 17,21 Nester / km<sup>2</sup> auf geologischen Störungen zu 6,53 Nester / km<sup>2</sup> auf „Nicht-Störungen“. Vergleicht man die Volksstärke der Nester auf Störungen mit Nestern von „Nicht-Störungen“ bezüglich der bewohnten Nestfläche, zeigen sich keine signifikanten Unterschiede in der Größe. Die Waldameisenpopulationen weisen eine vergleichbare Volksstärke auf. Ursächlich dafür sind vermutlich das identische Alter und die vergleichbare Fitness der untersuchten Nester.

Das im Untersuchungsgebiet vorliegende geologische Störungsmuster basiert auf den Untersuchungen von SIMON (2007) und KRÖLL (2001). SIMON (2007) beschäftigte sich mit den rezent offenen Störungen. Diese reichen z. T. bis tief in die Erdkruste und sind zum größten Teil gaspermeabel. Aus dem Untergrund

können somit Spurenelemente über Geogase bis an die Erdoberfläche gelangen und dort zu Veränderungen des umgebenden Milieus führen (KRISTIANSSON & MALMQVIST 1987, JONES & PIRKLE 1981). KRÖLL (2001) hingegen untersuchte vorrangig variscische Störungen. Für diese konnte SIMON (2007) teilweise eine Gaspermeabilität zeigen. Aus diesem Grund wurden sowohl die von SIMON (2007) als auch die von KRÖLL (2001) beschriebenen Störungsmuster mit der Waldameisenkartierung verschnitten. Eigene stichprobenartige Überprüfungen dieser Störungszonen zeigten, dass geogenes Helium, ein Indiz für rezent offene Störungen (SCHIFFER 1996, HERMANNSON et al. 1991, GREGORY & DURANCE 1985), an diesen Stellen messbar ist (s. Teil B der vorliegenden Arbeit). Stichprobenartige Untersuchungen, die zuvor in anderen, jedoch kleinräumigeren Gebieten in Mitteleuropa gemacht wurden, wie z. B. in den Alpen, im Schwarzwald, in der Niederrheinischen Bucht, in Bayern, in Hessen, und in Südschweden, führten zu ähnlichen Beobachtungen. In den meisten dieser Gebieten fanden sich aktive, gaspermeable Störungszonen an oder in der Nähe der Ameisennester (mündl. Mitt. Prof. Dr. SCHREIBER, Universität Duisburg-Essen).

Die Arten-Areal-Beziehung zwischen der Lage der Ameisennester und den geologischen Störungen im Untersuchungsgebiet zeigt, dass mit zunehmender Entfernung zu den Störungszonen die Anzahl der Nester kontinuierlich abnimmt (Abb. 5.7). Dies impliziert eine räumliche Beziehung zwischen den Nestern und den Störungen. Es wurden an dieser Stelle die von SIMON (2007) und von KRÖLL (2001) kartierten Störungen getrennt betrachtet, um zu prüfen, ob hier Unterschiede bestehen. Einige Nester liegen im definierten Einzugsbereich beider Störungssysteme und wurden bei der weiteren Betrachtung beiden Systemen zugeordnet. Für beide Störungssysteme hat sich zwar mit zunehmender Entfernung zur Störung eine Abnahme in der Nestanzahl gezeigt, jedoch fand sich die stärkere Abnahme bei den von SIMON (2007) kartierten, rezent offenen Störungen (Abb. 5.7, Kap. 5.3). Die höhere Affinität der Waldameisennester zu den rezent offenen Störungen im Vergleich zu den variscischen Störungen spiegelt sich ebenfalls in den Nestdichten wider. Für die neogenen Störungen von SIMON (2007) konnten signifikante Unterschiede in der Nestdichte zwischen den Bereichen von 0-100 m und den Bereichen von >100-300 m um die Störungen herum beobachtet werden (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p < 0,0001$ , Kap. 5.3), wohingegen die Nestdichten um die von KRÖLL (2001) kartierten Störungen keine

signifikanten Unterschiede aufwiesen (Mann-Whitney U-Test,  $\alpha = 0,05$ ,  $p = 0,163$ , Kap. 5.3). Interessanterweise lagen die höchsten Nestdichten bei den „KRÖLL’schen Störungen“ (2001) in einem Abstandsbereich zwischen 85 und 95 m. Bei den neogenen Störungen von SIMON (2007) lässt sich keine genaue Zuordnung treffen: hier finden sich die höchsten Nestdichten in den Abstandsbereichen 15-25 m, 35-45 m, 60-70 m und 85-100 m. Es hat sich als vorteilhaft erwiesen, den störungsbeeinflussten Bereich auf bis zu 100 m beiderseitig der in den digitalen Karten eingezeichneten Störungszone festzulegen. Wie bereits in Kap. 4.4 ausführlich erläutert, geschah dies auf Grund der Variationsbreite geologischer Störungszonen von einigen Zentimetern bis hin zu mehreren Kilometern (TWISS & MOORES 1992, SYLVESTER 1988, WOODCOCK & FISCHER 1986) und der Geländearbeiten von SIMON (2007) und KRÖLL (2001). Ebenfalls 100 Meter beträgt im Umkreis des Nestes das Sammelgebiet Hügelbauender Waldameisen (BRETZ 1999). Die signifikanten Unterschiede in den Nestdichten bei den von SIMON (2007) kartierten Störungen könnten durch die bereits angesprochene Gaspermeabilität dieser rezent offenen Störungssysteme begründet sein. Die von KRÖLL (2001) kartierten Störungen sind nur teilweise gaspermeabel, wie SIMON (2007) zeigen konnte. Möglicherweise hat dies die Nestdichten entsprechend beeinflusst. Zukünftige Projekte könnten sich mit detaillierteren Geogasanalysen der beiden Störungssysteme vor allem im Hinblick auf Waldameisenstandorte beschäftigen. Es müsste genauer überprüft werden, welche Bereiche variscischer Störungen gaspermeabel sind und an welchen Stellen sich variscische und neogene Störungen überlagern.

Die signifikante Häufung von Nestern Hügelbauender Waldameisen auf geologischen Störungszonen könnte eventuell mit anderen, bekannten ökologischen Standortfaktoren zusammentreffen. So wäre es z. B. denkbar, dass durch geologische Störungen das Oberflächenrelief derart beeinflusst würde, dass dort stärkere Hangexpositionen – vor allem südliche, südwestliche oder südöstliche Hanglagen oder Steilhanglagen – vorliegen. Dadurch entstünde an diesen Standorten eine stärkere Besonnung und der Wärmehaushalt der Nester wäre begünstigt. Die Häufung der Nester wäre dann eine Folge des Reliefs. Vergleicht man jedoch die Ähnlichkeit aller untersuchten Parameter mit den geologischen Störungszonen (s. Proximitätsmatrix basierend auf dem Jaccard-Koeffizienten, Tab. 5.2, Kap. 5.3), ist festzuhalten, dass keine Ähnlichkeit größer



50 % vorliegt. Eine diesbezügliche Hangexpositionsanalyse zeigt, dass es zwar 21,3 % bzw. 31,7 % Übereinstimmung von Störungen mit südöstlichen bzw. südlichen Hanglagen gibt. Dennoch treten aber in 13,0 % der Störungen ebene Expositionen auf. Auch der Vergleich von Störungen mit der Inklination zeigt keine große Ähnlichkeit mit steilen Lagen. Der Grad der Ähnlichkeiten weist nicht darauf hin, dass geologische Störungen im Untersuchungsgebiet mit einem von Waldameisen bevorzugten Oberflächenrelief besonders häufig zusammentreffen.

Oftmals ist das Mikroklima ein entscheidender Faktor für den Neststandort von Waldameisen (PLATNER 2006, PLATNER et al. 1999), so dass die Nesthügel an sonnigeren Stellen im Wald bzw. am Waldrand zu finden sind. Der Vergleich der Ähnlichkeiten zeigt hier, dass Störungen 12,5 % Ähnlichkeit mit Waldrändern und sogar 37,9 % Ähnlichkeit mit Wegrändern aufweisen, jedoch auch zu 24,5 % mit Standorten im Bestandesinneren (Tab. 5.2, Kap. 5.3).

Ein weiteres Standortkriterium sind die Vegetationsart und -dichte. Möglicherweise unterscheiden sie sich zwischen störungsbeeinflussten und unbeeinflussten Gebieten. Fichtenbestände und Eichen/Hainbuchenbestände zeigen 26,1 % bzw. 25,8 % Ähnlichkeit mit den geologischen Störungszonen (Tab. 5.2, Kap. 5.3). Diese Ähnlichkeit ist jedoch nicht unverhältnismäßig hoch, berücksichtigt man, dass die potentiell natürliche Vegetation des Untersuchungsgebietes lichte Eichenwälder darstellen und die Fichte zu den am häufigsten dort vorkommenden Hauptbaumarten zählt (mündl. Mitt. Revierförster KAUL 2005).

Es wäre ebenfalls denkbar, dass der Boden direkt über den geologischen Störungen tiefgründiger ist als in nicht durch die Störungen beeinflussten Bereichen des Untersuchungsgebietes. Die z. T. tief in das Erdinnere reichenden Störungen weisen Bruchflächen auf, an denen sich durch die Bewegung des Gesteins u. U. lockeres (Boden-)Material ansammeln könnte. Die Waldameisen hätten dann dort die Möglichkeit, ihre lebensnotwendigen großen, unterirdischen Nesträume, welche bis 80-150 cm in die Tiefe reichen (SEIFERT 1996, DUMPERT 1978), zu bauen. Auf flachgründigen Böden über anstehendem Gestein ist dies kaum möglich. Eigene Beobachtungen während der Geländearbeit belegen jedoch, dass, unabhängig von den Störungen, der Boden im Untersuchungsgebiet durch den z. T. recht steinigen Untergrund im Mittel eher als flachgründig einzustufen ist und somit für eine Bautätigkeit unterirdischer Nestkörper ohnehin nur suboptimal ist.

Basierend auf den geringen Ähnlichkeiten aller untersuchten Parameter mit den geologischen Störungszonen, ist eine Scheinkorrelation der geologischen Störungen mit den Standorten von Waldameisennestern über einen der anderen ökologischen Standortfaktoren auszuschließen. Die geologischen Störungszonen haben sich als unabhängig von allen anderen untersuchten Parametern erwiesen. Sie entsprechen überwiegend dem Typ Blattverschiebung und sind rezent offen, wodurch sie Gaswegsamkeiten für Geogase aus dem Erdinneren bieten. Die signifikante Häufung von Nestern Hügel bauender Waldameisen auf geologischen Störungen weist deutlich darauf hin, dass die Störungen als ausschlaggebender Faktor bei der Standortwahl der Nester angesehen werden können. Unterstützt wird diese Annahme durch die Tatsache, dass bei der Betrachtung der langfristigen Populationsdynamik von den sowohl damals als auch heute von Hügel bauenden Waldameisen besiedelten Forstabteilungen alle bis auf eine durch geologische Störungszonen beeinflusst wird.

## **6.2 Standortökologie: Kausalfaktoren der Abundanzdynamik**

In der Ökologie ist es hinreichend bekannt, dass die Standortwahl von Arten nie das Resultat eines einzelnen abiotischen Faktors ist, sondern es sich immer um komplexe Interaktionen diverser Faktoren handelt. Aus diesem Grund wurden die bereits aus der Literatur bekannten, in den vergangenen Jahrzehnten ausführlicher untersuchten ökologischen Standortfaktoren wie Vegetation, Höhenlage, Exposition, Inklination und Belichtungsverhältnisse (SEIFERT 1996, HÖLDOBLER & WILSON 1990, GÖSSWALD 1989, WELLENSTEIN 1967, RAMMOSER 1961, GÖSSWALD 1932, WASMANN & TISSOT 1907, HUBER 1810), ebenfalls kartiert und im Hinblick auf die Habitatpräferenz der Hügel bauenden Waldameisen mit ausgewertet.

Die Ergebnisse der detaillierten Kartierung standortökologisch relevanter Parameter sind überwiegend konsistent mit den in der Literatur beschriebenen Habitatansprüchen (vgl. Tab. 2.1 mit Abb. 5.2). Vorrangig wurden Neststandorte in Beständen mit der Hauptbaumart Fichte und Eiche/Hainbuche gefunden. Wie bereits erwähnt, handelt es sich bei der potentiell natürlichen Vegetation des Untersuchungsgebietes um lichte Eichenwälder und die Fichte zählt zu den am häufigsten dort vorkommenden Hauptbaumarten (mündl. Mitt. Revierförster KAUL

2005). Viele Untersuchungen der vergangenen Jahrzehnte haben gezeigt, dass Tannenreinbestände, Fichten-, Kiefern- und Eichenbestände mit Beimischungen, Fichten-Tannen-Buchen-Bestände mit einem Douglasienanteil von 2,5 %, sowie sonstige Nadel-Laub-Mischbestände mit Kiefern- und Lärchenanteilen günstige Bedingungen für Hügel bauende Waldameisen bieten. Dies gilt vor allem dann, wenn sie aus unterschiedlichen Altersklassen, die genügend stechend-saugende Insekten über das ganze Jahr ernähren können, bestehen und somit den Ameisen eine ausreichende Nahrungsgrundlage bieten (ISSLEIB & SCHELTER 1997; SEIFERT 1996; GANDT 1991; GÖSSWALD 1989, 1978; TRAVAN 1984; SÖRENSEN & SCHMIDT 1983; KLIMETZEK 1970; WELLENSTEIN 1967; RAMMOSER 1961). Die überwiegende Anzahl der Nester wurde an südlichen bis südöstlichen Hängen gefunden, welche eher der Nachmittagssonne ausgesetzt sind. Diese liefert im Vergleich zur Morgensonne mehr Energie und begünstigt somit das für die Hügel bauenden Waldameisen entscheidende Mikroklima ganz wesentlich mit. BRETZ (1999) führt zudem an, dass für eine günstige Entwicklung eines Ameisenvolkes eine tägliche Besonnungsdauer von mindestens einer Stunde von Nöten ist. Diverse Autoren weisen auf das Mikroklima als entscheidenden Faktor für den Neststandort von Waldameisen hin. Ganz entscheidend tragen die Hanglage und z. T. damit verbunden die Belichtungsverhältnisse zu dem Mikroklima bei. Eine gute Besonnung und diffuser Schatten wirken sich positiv aus, wohingegen extrem oder zu wenig bzw. schlecht besonnte Standorte gemieden werden (ISSLEIB & SCHELTER 1996; GÖSSWALD 1989, 1978; KLIMETZEK 1970; KNEITZ 1964; RAMMOSER 1961; HUBER 1810). Dies macht sich auch in der Anzahl der sonnigen Standorte bemerkbar, an denen sich die meisten Nester fanden. Nur ein Bruchteil der Nester konnte schattigen Standorten zugeordnet werden. Auch PLATNER (2006) fand bei seinen Untersuchungen im Wald und in dichteren Gebüschern weniger Arten mit geringeren Siedlungsdichten und kam zu dem Schluss, dass die Beschattung einen eher negativen Effekt auf die Ameisen ausübt. Die von den Waldameisen bevorzugte Hangneigung war eher flach ( $< 10^\circ$ ). An steileren Hängen wird es für die Ameisen immer schwieriger Nesthügel zu errichten, welche genügend Stabilität aufweisen, um einem Ameisenvolk langfristig einen optimalen Lebensraum zu bieten. Bei der Betrachtung der Höhenlage fällt auf, dass Nester Hügel bauender Waldameisen häufiger in einem Bereich zwischen 300 und 400 m NN vertreten sind, als in niedrigeren oder höheren Höhenlagen. Das ist auch damit zu begründen, dass – vor allem im nördlichen Bereich des

Untersuchungsgebietes – höhere Höhenlagen zunehmend weniger landwirtschaftlich beeinflusst sind und bewaldete Flächen dort in den Vordergrund treten.

Die multivariate Analyse der Standortparameter in Form einer Hauptkomponentenanalyse weist spezifische Muster in den Daten auf. Es zeigt sich, dass die Parameter, die hoch auf die erste Achse (Komponente) laden mit den Belichtungsverhältnissen assoziiert sind (Abb. 5.3, Kap. 5.1). Hierunter fallen die abiotischen Parameter „Bestandesinnere“ und „halbschattig“ und der biotische Parameter „Fichtenbestand“, sowie negativ damit korreliert die abiotischen Parameter „Wegrand“ und „sonnig“ bzw. der biotische Parameter „Eichen/Hainbuchenbestand“. Die engen Assoziationen in der Hauptkomponentenanalyse müssen nicht zwangsläufig bedeuten, dass diese Parameter die überwiegende Anzahl an Standorten charakterisieren. Möglicherweise können zwei assoziiert erscheinende Parameter durch eine weitere, nicht dargestellte Achse wieder voneinander getrennt werden. Jedoch ist diese zweidimensionale Darstellung diejenige mit dem höchsten Gesamterklärungswert.

Die Hauptkomponentenanalyse deckt auf, dass die sonnigen Standorte vorrangig an Wegesrändern bzw. in Eichen/Hainbuchenbeständen lokalisiert sind, wohingegen die halbschattigen Standorte eher dem Bestandesinneren und den Fichtenbeständen zugeordnet werden können. Interessanterweise sind die Nester innerhalb der Bestände (und hier im Wesentlichen in den meist recht dunklen, eher schattigen Fichtenbeständen) größer. Besonders macht sich dies in der Nesthöhe bemerkbar (Abb. 5.3, Kap. 5.1). Verschiedene Untersuchungen haben gezeigt, dass stärker beschattete Nester eine eher kegelförmige Ausprägung haben und oftmals stärker in die Höhe gebaut werden, um das wenige Licht optimal ausnutzen zu können (u. a. GÖSSWALD 1989, LANGE 1959). Dies ist entscheidend, um nach dem Winter einen schnellen Aufbau des notwendigen Nestwärmehaushaltes zu gewährleisten (GÖSSWALD 1989). Nester an sonnigen Standorten, zutreffend im Untersuchungsgebiet für lichte Eichen/Hainbuchenbestände, sind hingegen kleiner und werden flacher angelegt, um eine zu starke Sonneneinstrahlung zu vermeiden (u. a. GÖSSWALD 1989, LANGE 1959). Die Betrachtung der Nestflächen, stellvertretender Indikator für die Volksstärke (s. Kap. 4.3), zeigt, dass im Mittel die Nestfläche an sonnigen Standorten signifikant kleiner ist, als an schattigen und halbschattigen Standorten. Ebenso ist die Nestfläche an Wegesrändern signifikant kleiner als im Bestandesinneren

(Kap. 5.1). Somit kann die von GÖSSWALD (1989) getroffene Aussage, dass Nester im Schatten volksstärker und Nester in der Sonne volksärmer sind, bestätigt werden. Er wies darauf hin, dass nur Nester mit entsprechend großer Volksmasse auf Dauer an schattigen Standorten überleben können, da nur sie in der Lage sind, den nötigen Nestwärmehaushalt aktiv aufrecht zu erhalten. Kleinere Völker mit ihrer geringen Volksmasse können an schattigen Standorten nicht genügend Eigenwärme erzeugen bzw. Wärme von außen zuführen. Diese kleineren Völker benötigen zumindest zeitweise eine gute Besonnung, um zu überleben.

„Die konkrete Ausprägung eines Habitats kann die Ameisen stark beeinflussen“ (PLATNER 2006). Die Ameisen zeigen – wie bereits ausführlich dargelegt – tendenzielle Reaktionen auf mikroklimatische Faktoren. Einen weiteren wichtigen Aspekt der Standortwahl stellen jedoch auch – wie bereits in Kapitel 6.1 angesprochen – die Bodenverhältnisse dar. Da Ameisen ihre Nester zumeist im Boden oder zumindest im bodennahen Raum anlegen und ihre Aktionsräume hauptsächlich hypo- und epigäisch sind, liegt es nahe, zur Einschätzung der für sie relevanten Umweltparameter auch edaphische Faktoren heranzuziehen (SEIFERT 1986).

PLATNER (2006) konnte zeigen, dass Ameisen sowohl biotische als auch abiotische Bodenveränderungen hervorrufen. Es ergaben sich starke Änderungen in der Bodenchemie, welche sich u. a. auf die Vegetation auswirkten und zu einer besseren Ressourcenverfügbarkeit und –nutzung durch Mikroorganismen führten. Die Nährstoffverhältnisse und Bedingungen waren für Mikroorganismen in den Nesthügeln der Ameisen signifikant günstiger. Diese von PLATNER (2006) dargelegten bottom-up Effekte führten zu der Überlegung, dass sich die mikrobielle Gemeinschaft nicht nur an Waldameisenstandorten bzw. Stellen ohne Ameisen voneinander unterscheidet, sondern möglicherweise die Mikroorganismen durch geologische Störungszonen beeinflusst würden. Die an den Störungen aufsteigenden spezifischen Geogase könnten zur Ausbildung spezieller mikrobieller Gemeinschaften führen, welche wiederum für die Hügel bauenden Waldameisen günstige Standortbedingungen schaffen könnten (s. auch Kap. 6.4). Durch ihre höhere Aktivität und demzufolge ihrer Metabolismuswärme könnten sie die nächtliche Temperaturabsenkung eventuell etwas abmildern (FROUZ 2000). Diese, durch PLATNERS Arbeit (2006) angeregte Überlegung, führte zu ersten Untersuchungen hinsichtlich der mikrobiellen Gemeinschaft geologischer Störungszonen im Hunsrück (s. Teil B der vorliegenden Arbeit).

### **6.3 Vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen in Bereichen geologischer Störungszonen gegenüber unbeeinflussten Bereichen**

Die vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen von geologischen Störungszonen und „Nicht-Störungen“ hat gezeigt, dass zwischen diesen beiden Teilgebieten eine prozentuale Ähnlichkeit bezüglich der Artenzusammensetzung von 86 % besteht (Sørensen-Quotient), wobei die Diversität der Arten variiert (Shannon Diversitätsindex von 0,65 auf Störungen und 0,80 auf „Nicht-Störungen“) (s. Kap. 5.3). Dies ist dadurch zu erklären, dass auf den „Nicht-Störungsflächen“ zusätzlich zu den Arten *Formica polyctena*, *Formica rufa* und *Formica sanguinea* auch noch die Art *Formica fusca* gefunden wurde. Bei vielen Tier- und Pflanzenarten ist eine Abhängigkeit der Artenzahl in Gebieten unterschiedlicher Größe von der Fläche dieser Gebiete festgestellt worden (CONNOR & MCCOY 1979). Es ist bekannt, dass die Anzahl der Arten innerhalb einer taxonomischen Gruppe mit zunehmender Gebietsgröße steigt (vgl. SIMBERLOFF 1972; MACARTHUR & WILSON 1967; WILLIAMS 1964; PRESTON 1962, 1960). Die Fläche der „Nicht-Störungen“ ist etwa 1,7-mal größer als die der Störungen. So ist es demzufolge nicht verwunderlich, dass dort der Artenreichtum höher ist (s. Margalef's Index, Tab. 5.3, Kap. 5.3) und eine Waldameisenart mehr (*F. fusca*) gefunden wurde. *F. fusca* konnte eindeutig als Nebenart charakterisiert werden. Diese zunächst rein statistische Beziehung kann biologisch als Ergebnis von Immigrations- und Extinktionsprozessen gedeutet werden (MACARTHUR & WILSON 1967).

Aus Abbildung 5.5 (Kap. 5.2) ist ersichtlich, dass *F. sanguinea* im Untersuchungsgebiet nur an sonnigen Standorten vorrangig an Wegesrändern sowie auch auf einer Lichtung und in einem Steinbruch vorkommt. Dies deckt sich mit den in der Literatur beschriebenen Voraussetzungen zur Habitatwahl, bei denen *F. sanguinea* als eurypotenteste aller deutschen *Formica*-Arten genannt wird, die lediglich eine ausreichende Besonnung des Neststandortes benötigt (SEIFERT 1996). Bei den Arten *F. polyctena* und *F. rufa* hingegen, konnte bezüglich der Lokalisation der Neststandorte eine geringfügige Abweichung von der in der Literatur beschriebenen Lage gefunden werden. SEIFERT (1996) berichtet, dass *F. polyctena* stärker im Bestandesinneren siedelt, wohingegen *F. rufa* eher an

Randlinien zu finden ist. Eigene Beobachtungen im Untersuchungsgebiet zeigen zwar für *F. rufa* überwiegend Neststandorte am Waldrand, jedoch in fast gleicher Größenordnung ebenfalls Lokalisationen im Bestandesinneren (Abb. 5.5, Kap. 5.2). Standorte an Wegesränder machen hingegen etwas weniger als die Hälfte von Waldrandstandorten aus. Bei *F. polyctena* hingegen fanden sich die wenigsten Nester an Waldrändern, etwa doppelt so viele im Bestandesinneren und die meisten Nester an Wegesrändern (Abb. 5.5, Kap. 5.2).

Bei den drei in beiden Teilflächen vorkommenden Arten ist das Verhältnis ihrer Häufigkeit zueinander vergleichbar, was sich in einer nahezu identischen Evenness und in einer ähnlichen Dominanzstruktur bemerkbar macht (s. Kap. 5.3). Interessanterweise finden sich jedoch fast doppelt so viele *F. polyctena*-Nester auf Störungszonen wie außerhalb. Sowohl bei *F. rufa* als auch bei *F. sanguinea* sind etwa genauso viele Standorte auf Störungen wie auch in nicht durch Störungen beeinflussten Bereichen zu finden (Abb. 5.5, Kap. 5.2). Der Größenvergleich der Nestflächen, stellvertretend für den Individuenreichtum der jeweiligen Nester, zwischen den Nestern auf geologischen Störungen und den Nestern von „Nicht-Störungen“, zeigt ebenfalls nur signifikante Unterschiede bei der Art *F. polyctena* (Abb. 5.8, Kap. 5.3). Obwohl die *F. polyctena*-Nester zahlenmäßig auf den Störungen überwiegen, ist ihre Nestfläche, und demzufolge ihre Volksstärke, dort geringer. Möglicherweise liegt das daran, dass die Nester dort noch nicht so alt und zunächst noch im Aufbau begriffen sind oder, dass auch kleinere Völker dort in der Lage sind, den für sie lebenswichtigen Nestklimaushalt aufrecht zu erhalten. Eventuell geschieht dies unter Zuhilfenahme exogener Faktoren (s. Kap. 6.4). Insgesamt lässt sich schließen, dass die im Untersuchungsgebiet eudominante Art *F. polyctena* diejenige Waldameisenart ist, welche dort in der Häufigkeit ihrer Nester positiv von geologischen Störungszonen beeinflusst wird. Basierend auf den Untersuchungsergebnissen im Hunsrück, ist daher vorrangig *F. polyctena* zur Indikation gaspermeabler Störungszonen geeignet. Aus diesem Grund sollte sich die zukünftige Forschung funktionaler Zusammenhänge zwischen Hügel bauender Waldameisen und gaspermeabler, geologischer Störungszonen auf diese Spezies fokussieren.

Die Habitatwahl Hügel bauender Waldameisen wird während der Koloniegründung festgelegt. Hier unterscheiden sich die kartierten Spezies z. T. deutlich voneinander. Bei *F. fusca* erfolgt die unabhängige Koloniegründung sowohl

claustral, meist einzeln, aber auch in Pleometrose, oder durch Adoption in arteigenen Kolonien. *F. sanguinea* zeichnet sich durch eine abhängige, sozialparasitische Koloniegründung aus, zu der sie eine der sieben zur initialen Ansiedlung nutzbaren *Serviformica*-Arten benötigt. Teilweise ist der Sozialparasitismus von *F. sanguinea* nicht temporär, sondern permanent (= „Dulosis“). Die Paarung erfolgt zumeist in Nestnähe, von wo aus sich die begatteten Königinnen mehr laufend als fliegend fortbewegen. Später kann durchaus ein Übergang zur Polygynie und Zweignestbildung beobachtet werden. Bei *F. polyclena* und *F. rufa* erfolgt die Koloniegründung abhängig entweder durch einen Ausbreitungsflug mit anschließender Nestgründung durch temporären Sozialparasitismus bzw. durch Soziotomie. Es überwiegen bei *F. rufa* jedoch der Ausbreitungsflug und die sozialparasitische Koloniegründung (oft in *Serviformica*-Nestern), so dass etwa 75 % der *F. rufa*-Nester monogyn sind. Bei *F. polyclena* ist eine Vermehrung durch Zweignestbildung und der Aufbau polykalischer Kolonien die Regel (SEIFERT 1996). Dies erklärt auch die größere Anzahl von *F. polyclena*-Nestern bei gleichzeitig geringerer Volksstärke auf Störungen. Der Standort auf Störungen wurde möglicherweise von *F. polyclena* als besonders günstig erkannt, so dass sich dort größere Kolonien durch Zweignestbildung etablieren. Diese Zweignester sind auf Grund ihres geringeren Alters noch nicht so groß wie Nester in anderen Bereichen des Untersuchungsgebietes. Es ist außerdem bekannt, dass Zweignester u. U. nur den Winter oder den Sommer über besiedelt werden und die Waldameisen danach wieder in das alte Nest zurückkehren („Saisonaler Nestwechsel“, DUMPERT 1978). Hierbei bestimmt nicht die Königin alleine den neuen bzw. temporären Standort, sondern vor allem die Arbeiterinnen (SEIFERT 1996, GÖSSWALD 1989). Bei der sozialparasitischen Koloniegründung, wie sie bei den im Untersuchungsgebiet vorkommenden Arten *F. rufa* und *F. sanguinea* zu finden ist, wird hingegen der Standort von einer Hilfsameise (u. a. *F. fusca*), dessen Nest okkupiert wird, festgelegt. Dies unterstreicht die bereits angesprochene Bedeutung von *F. polyclena* als Indikator geologischer Störungszonen gegenüber den anderen, im Untersuchungsgebiet gefundenen Arten Hügel bauender Waldameisen.

Es muss abschließend jedoch darauf hingewiesen werden, dass die vorliegende Arbeit dazu diente, zunächst einen rein empirischen Zusammenhang zwischen den Nestern Hügel bauender Waldameisen und gaspermeabler, geologischer



Störungszonen aufzuzeigen. Kausale Zusammenhänge aufzudecken bleibt zukünftigen Untersuchungen vorbehalten. Hierzu gibt es erste Ansätze in einem Forschungsprojekt in Kooperation mit dem Institut für Zoophysiologie der Humboldt-Universität zu Berlin (s. Kap. 6.4).

#### ***6.4 Mögliche Ursachen der Habitatwahl Hügel bauender Waldameisen auf geologischen Störungszonen***

Räumliche Verteilungsformen Hügel bauender Waldameisen können durch Schwankungen abiotischer Faktoren kausal bedingt sein. Daher wurde die Abundanzdynamik Hügel bauender Waldameisen mit mikroklimatischen und pedologischen Faktoren verglichen. Ein korrelativer Zusammenhang kann jedoch nur eine Kausal-Hypothese generieren. Als Erklärungen können signifikante Korrelationen nur dann dienen, wenn ein funktionaler Zusammenhang bekannt ist oder wahrscheinlich gemacht werden kann. Jedoch können Korrelationen dazu verwendet werden, Vermutungen über mögliche kausale Beziehungen anzustellen, auch wenn sie solche Beziehungen nicht beweisen können (TOWNSEND et al. 2003). Obwohl es sich bei Teil A der vorliegenden Arbeit um eine – wie bereits erwähnt – rein empirische Betrachtung standortökologischer Faktoren Hügel bauender Waldameisen unter besonderer Berücksichtigung geologisch/tektonischer Gegebenheiten handelt, werden im Folgenden denkbare kausale Zusammenhänge im Hinblick auf zukünftig zu entwickelnde Forschungsprojekte diskutiert.

Die von April 2005 bis Mai 2007 im Hunsrück durchgeführte standortökologische Kartierung Hügel bauender Waldameisen zeigte, dass es eine signifikante Häufung von Nestern auf geologischen Störungen im Vergleich zu nicht durch Störungen beeinflussten Bereiche gibt. Mehr als 60 % der Ameisennester siedeln auf Störungszonen. Die hohen Nestdichten von 17,21 Nester / km<sup>2</sup> auf Störungen im Vergleich zu 6,53 Nester / km<sup>2</sup> auf „Nicht-Störungen“ sind eine positive Indikation von Habitatwahl und geologischen Störungszonen, obwohl eine konkrete Ursache bislang unbekannt ist. Kausale Faktoren sind möglicherweise außerhalb der bekannten Habitatansprüche zu suchen.

Geologische Störungszonen induzieren oft Diskontinuitäten, sowohl geophysikalischer und geochemischer Parameter als auch in Gesteinen. Die daraus resultierenden Modifikationen könnten ursächlich für die Habitatwahl diverser Individuen sein.

Verschiedene Modelle sind denkbar:

(1) Geophysikalische Eigenschaften von Störungszonen unterstützen die Thermoregulation Hügel bauender Waldameisen durch Temperaturanomalien, welche durch aufsteigende Geogase an tiefreichenden geologischen Störungen verursacht werden. Viele Untersuchungen weisen auf eine Temperaturerhöhung an Störungszonen hin (vgl. u. a. HASHIMOTO et al. 2008, GE 1998). Von Waldameisen ist bekannt, dass sie thermosensitive Sensillen auf ihren Antennen besitzen (DUMPERT 1972), die Temperaturdifferenzen von  $\frac{1}{4}$  °C unterscheiden können (HERTER 1924). HERTER (1925) konnte in Versuchen zeigen, dass die Vorzugstemperatur diverser *Formica*-Arten höher lag, als die normale Umgebungstemperatur. Derzeit laufen erste Versuche im Rahmen eines künftigen Forschungsprojektes der Abteilung Geologie der Universität Duisburg-Essen in Kooperation mit dem Institut für Tierphysiologie der Humboldt-Universität zu Berlin (AG Dr. Hetz), die die hohe Temperatursensitivität Hügel bauender Waldameisen bestätigen konnten. Möglicherweise nutzen die Waldameisen die an den Störungszonen im Vergleich zu der Umgebung erhöhte Temperatur, um den für sie relevanten Nestwärmehaushalt zu regulieren. Bislang gibt es verschiedene, kontrovers diskutierte Meinungen, welche Faktoren zur Nestwärme beitragen. Hier sind vor allem zu nennen: Insolation (RÉAUMUR 1744), Sonnung (GOULD 1747), Wärmeentwicklung durch Fermentation vermodernder Pflanzenteile (WASMANN 1897), Theorie des Domes (FOREL 1920), Wärmeträgertheorie (ZAHN 1958), metabolische Wärmeproduktion durch die Volksmasse („Atmungswärme“) (KNEITZ 1964; STEINER 1925, 1924) und mikrobiologische Aktivitäten (COENEN-STAB et al. 1980). Am wahrscheinlichsten kann ein Zusammenwirken endogener und exogener Faktoren angesehen werden.

(2) Ein weiterer, für die Habitatwahl entscheidender geophysikalischer Parameter könnten geomagnetische Anomalien sein, welche an Störungszonen durch eisenhaltige Minerale in Vererzungen nachweisbar sind (KIRNBAUER 1998, REPPKE 1993). Diese könnten das natürliche magnetische Feld stören bzw. verändern. Es

ist bekannt, dass sowohl Bienen als auch Ameisen auf Variationen im natürlichen Magnetfeld reagieren und diese zur Orientierung nutzen (ÇAMLITEPE et al. 2005, ÇAMLITEPE & STRADLING 1995).

(3) An geologischen Störungszonen steigen Geogase auf Grund seismischer Aktivität aus dem Erdmantel und der Erdkruste bis an die Oberfläche. Zu diesen Geogasen gehören vor allem Kohlendioxid, Methan, Wasserstoff, Radon, Helium und andere, z. T. halogenierte Spurengase (WEISE et al. 2001). Eventuell befinden sich unter den an den Störungszonen aus dem Erdinneren freigesetzten Substanzen pheromonähnliche Stoffe, die von den sensorischen Rezeptorzellen der Waldameisen wahrgenommen werden können. DUMPERT (1978 und 1972) konnte zeigen, dass es auf den Antennen spezialisierte Sensillen gibt, welche jeweils auf spezifische chemische Stoffgruppen, u. a. Kohlendioxid und Duftstoffe, reagieren. Versuche von MARTINSEN & KIMELDORF (1972) und HUG (1960) legten außerdem die Vermutung nahe, dass es Rezeptoren für radioaktive Strahlung gibt. COOK zeigte bereits 1950, dass Helium sowohl den respiratorischen Gasaustausch in bestimmten Insekten verändert als auch das Wachstum und die Metamorphose von *Drosophila melanogaster* und *Tenebrio molitor* beschleunigt. Er machte deutlich, dass Helium und zu geringeren Teilen auch Argon im physiologischen Sinn nicht inert sind, sondern die Rate diverser, fundamentaler Vitalprozesse verändern können.

Die an geologischen Störungszonen austretenden, spezifischen Geogase wirken vermutlich positiv auf spezielle mikrobielle Gemeinschaften, die über einen bottom-up Effekt Hügel bauende Waldameisen beeinflussen. Erste Forschungsansätze diesbezüglich finden sich in Teil B der vorliegenden Arbeit.

(4) Offene, gaspermeable Störungen lockern das Festgestein auf und können den natürlichen Wasserhaushalt in ihrer angrenzenden Umgebung beeinflussen (z. B. LIN et al. 2008). Auf der einen Seite können durch Störungen aufgelockerte Zonen im Gestein den Wasserabfluss beschleunigen, so dass der Wassergehalt niedriger ist als in ihrer Umgebung. Zum anderen erleichtern sie dem Grundwasser durch normalerweise wasserundurchlässige Gesteinsschichten zu fließen, was zu einer Erhöhung des Wassergehaltes führen kann. Es scheint schlüssig, dass im Bereich dieser offenen, geologischen Störungen sich durch die vorherrschenden, höheren Feuchtigkeitsverhältnisse eine spezielle mikrobielle Aktivität (z. B. spezielle

Biofilme) ausgebildet, die von den Ameisen genutzt werden könnte. Auch können die dortigen besonderen Feuchtigkeitsverhältnisse die Waldameisen selbst positiv beeinflussen, da vor allem die frühen Entwicklungsstadien stark von hohen Feuchtigkeitsverhältnissen abhängig sind (GÖSSWALD 1951). Dies ist für die Aufzucht von Geschlechtstieren im Frühjahr und für die positive Entwicklung des Nestes im laufenden Jahr von entscheidender Bedeutung (GÖSSWALD 1951). Versuche erwiesen, dass der Temperatur- und Feuchtigkeitssinn der Ameisen sehr ausgeprägt ist und bodenbewohnende Arten im Wahlversuch feuchtigkeitsgesättigte Luft bevorzugen (GÖSSWALD 1941, 1938b). Weitere Versuche von ECKERDT (1973) bestätigten, dass das Hygropräferendum von *Formica polyctena* unabhängig von der Temperatur bei 100 % r. L. F. liegt.

(5) Ein weiterer denkbarer Forschungsansatz wäre, dass Erdgezeiten den biologischen Rhythmus von Hügel bauenden Waldameisen beeinflussen könnten. Gezeiteneffekte rufen Variationen im Grundwasserspiegel und Verformungen der Erdkruste hervor, welche den geogenen Gasfluss ändern (GROVES-KIRKBY et al. 2006, LENZEN & NEUGEBAUER 1999). Während Springtiden, wenn die Bewegungen der Erdkruste ihr Maximum erreichen, zeigen z. B. Wasserspiegel in Brunnen ebenfalls eine maximale Oszillation (KÜMPEL 1997, IGARASHI & WAKITA 1991). Es ist anzunehmen, dass diese zyklischen Phänomene die biologische Uhr der Waldameisen beeinflussen. Dies gilt vor allem in der Winterzeit, wenn Temperatur- und Lichtverhältnisse, die einen entscheidenden Einfluss auf den Lebensrhythmus der Ameisen haben, nicht mehr optimal sind. Dieses Phänomen würde eine Uniformität des Schwarmverhaltens erlauben, ähnlich wie dies bei Bienen beschrieben wurde. Die Honigbiene *Apis mellifera* zeigt beispielsweise semi-lunare und lunare Periodizität in ihrem Flugverhalten (OEHMKE 1973, KERFOOT 1968) und bei den Ameisen *Myrmica schencki* and *Formica rufibarbis* konnte eine diurnale Aktivität der Futtersuche beobachtet werden (Nielsen 1981). Viele Organismen sind auf exogene Faktoren als Trigger ihrer biologischen Uhr / ihres biologischen Rhythmus angewiesen (ENDRES & SCHAD 1997, BÜNNING 1977).

Obwohl die Standortökologie Hügel bauender Waldameisen im vergangenen Jahrhundert intensiv untersucht wurde, wurden die oben angesprochenen Faktoren bislang nicht berücksichtigt. Die in der vorliegenden Arbeit aufgedeckten

---

empirischen Zusammenhänge zwischen Habitatwahl und geologischen Störungszonen sollten deshalb Gegenstand interdisziplinärer Diskussionen sein. Die vorliegende Arbeit kann den Grundstein legen für weitere intensivere Forschungsprojekte über die angesprochenen Modelle zur detaillierteren Habitatwahl und damit als Arbeitsgrundlage weiterer ökophysiologischer und verhaltensbiologischer Studien dienen.

## Teil B

### 7 Einleitung

Bezug nehmend auf die Diskussion des Teils A könnten mögliche Gründe für die bevorzugte Ansiedlung von Hügel bauenden Waldameisen an den Störungszonen die dortigen Biofilme sein. Unter Biofilmen versteht man mikrobielle Lebensgemeinschaften an Grenzflächen mit einer wässrigen Phase, wobei im 20. Jahrhundert Bakterien und Archaea als häufig dominierende Komponenten erkannt wurden (SZEWZYK & SZEWZYK 2003). Da an geologischen Störungszonen geogene Gase aus der Erdkruste und dem Erdmantel aufsteigen, könnten diese von den in den Störungen angesiedelten Mikroorganismen z. B. zur Energiegewinnung genutzt werden. Typische Geogase sind  $\text{CO}_2$ ,  $\text{N}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{H}_2$ , He, Ar, Rn, Hg,  $\text{SO}_2$ , COS und  $\text{H}_2\text{S}$ , wobei  $\text{CO}_2$ ,  $\text{N}_2$ ,  $\text{CH}_4$  und  $\text{H}_2$  zu den Hauptkomponenten gezählt werden (JONES & PIRKLE 1981).

HANSON & HANSON (1996) postulierten, dass sich überall dort, wo Leben existieren kann und geringe Spuren von Kohlenwasserstoffen über einen Zeitraum von mehreren Jahren im Boden auftreten, ein signifikantes Vorkommen von spezialisierten Bakterienpopulationen findet. Dies macht man sich z. B. seit 1961 für Landoberflächen in Deutschland und seit 1995 für den off-shore Bereich in der Nordsee zu nutze, um mit Hilfe von kohlenwasserstoffoxidierenden Bakterien die Lage von Öl- und Gasfeldern zu prospektieren (MPOG = microbial prospection for oil and gas) (WAGNER et al. 2002). Diese spezialisierten Bakterien sind abhängig von flüchtigen Kohlenwasserstoffen als einziger Energiequelle und können sehr niedrige Konzentrationen an Kohlenwasserstoffen nutzen, wo auch immer ein kontinuierlicher Gasfluss ist. Bei Kohlenwasserstoffkonzentrationen von  $10^{-6}$  Vol.% oder höher entwickeln sich signifikante mikrobielle Anomalien von  $10^3$ - $10^6$  Zellen / g Boden oder Sediment (WAGNER et al. 2002). Durch MPOG kann mit einer Wahrscheinlichkeit von 90 % die An- bzw. Abwesenheit von Kohlenwasserstoffen indiziert werden. Dabei dienen methanoxidierende Bakterien als Gasindikator und Bakterien, die Ethan oder höhere Kohlenwasserstoffe oxidieren und somit C2- bis C8-Verbindungen als Energiequelle nutzen, als Ölindikator (WAGNER et al. 2002, SCHLEGEL 1992).

Denkbar wäre an geologischen Störungszonen eine spezifische, an die dortigen, in höheren Konzentrationen aufsteigenden Geogase angepasste Mikroorganis-

mengengemeinschaft vorzufinden, welche wiederum ihrerseits Einfluss auf die Hügelbauenden Waldameisen nimmt.

Zahlreiche Untersuchungen haben sich mit dem Einfluss von Mikroorganismen auf Ameisen beschäftigt. Hierbei standen jedoch überwiegend endosymbiotische Beziehungen im Vordergrund wie z. B. die mutualistischen  $\gamma$ -Proteobakterien in Ameisen der Gattung *Camponotus* (Rossameisen) (PELOQUIN et al. 2001, SAUER et al. 2000, SAMESHIMA et al. 1999, SCHRÖDER et al. 1996), eukaryotische Mikrosporidien in Ameisen der Gattung *Solenopsis* (Feuerameisen) (MOSER et al. 2000, MOSER et al. 1998) oder  $\alpha$ -Proteobakterien der Gattung *Wolbachia* z. B. in Ameisen der Gattung *Acromyrmex* (Blattschneiderameisen) (VAN BORM et al. 2001, SHOEMAKER et al. 2000, WENSELEERS et al. 1998). Dabei besiedeln die Mikroorganismen nicht nur den Darm oder den Verdauungstrakt der betreffenden Ameisen, sondern sind im gesamten Organismus zu finden (VAN BORM et al. 2002). Einen Überblick über bisherige Arbeiten, die sich mit Bakterien als intrazelluläre Endosymbionten in Ameisen beschäftigen, liefern BOURSAUX-EUDE & GROSS (2000). Auch an den Ameisen haftende Ektoparasiten, welche hauptsächlich zu den Milben (*Acarina*) gehören, wurden ausführlicher untersucht (z. B. WIŚNIEWSKI 1979; SOKOLOWSKI & WIŚNIEWSKI 1975; GÖSSWALD 1934/35, 1932).

Innerhalb des Ameisennestes wurden außerdem Bodenbakterien, welche für die Zersetzung des Nestmaterials verantwortlich waren, untersucht (RIEDL 1965). Manche Ameisen züchten Mikroorganismen regelrecht. So z. B. die Blattschneiderameisen der Gattungen *Acromyrmex* und *Atta*, die in Symbiose mit dem Basidiomyceten *Leucoagaricus gongylophorus* leben, den sie in unterirdischen Gärten züchten und mit frischem Pflanzenmaterial versorgen. Im Gegenzug dafür erhalten die Ameisen aus dieser mutualistischen Interaktion leicht verdauliches Futter in Form spezieller nährstoffreicher Hyphenspitzen, den Gongylidien (SCHIOETT et al. 2008, HÖLLDOBLER & WILSON 1990, CHERRETT et al. 1989, WEBER 1972). AMADOR & GÖRRES (2007) charakterisierten die mikrobielle Gemeinschaft in von Regenwürmern und Ameisen gebauten Strukturen. Die Unterschiede, welche sich in der mikrobiellen Aktivität zeigten, basierten vorrangig auf der unterschiedlichen Nährstoffverteilung und demzufolge auf dem unterschiedlichen Habitattyp. Ähnliche Untersuchungen an der Hügelbauenden

Wiesenameise *Lasius flavus* führten zu der Erkenntnis, dass diese einen starken Einfluss auf die Bodenbedingungen und somit auch auf die Bodentiere und Bodenmikroorganismen hat (SEIFERT 1996, DLUSSKY 1981, NIELSEN et al. 1976, WALOFF & BLACKITH 1962). Es zeigte sich, dass der Boden aus den Ameisennestern im Vergleich zum umgebenden Boden deutliche Unterschiede in der mikrobiellen Gemeinschaft aufwies (DAUBER & WOLTERS 2000, DEAN et al. 1997, LOBRY DE BRYN & CONACHER 1994, BEATTIE 1989, PÉTAL 1978). PLATNER (2006) konnte in seinen Untersuchungen zeigen, dass die Nährstoffverhältnisse und die Bedingungen für die Mikroflora in den Nesthügeln signifikant günstiger waren und zu einer Erhöhung der mikrobiellen Biomasse und Aktivität führten. Er fasste seine Untersuchungen dahin gehend zusammen, dass Ameisen die Ressourcenverfügbarkeit für andere Organismen durch direkte und indirekte Veränderungen der physischen, chemischen und biologischen Umwelt im Boden wirksam modulieren können. Wenige Untersuchungen haben sich bisher mit dem Einfluss beschäftigt, den spezielle Mikroorganismen auf die Standortwahl Hügelbauender Waldameisen haben könnten.

Im Vergleich zu den Ameisen gehören Mikroorganismen zum permanenten Edaphon. Sie leben aquatisch in der Bodenlösung und zwar sowohl im Haft- als auch im Sickerwasser. Innerhalb des Bodens tragen sie durch ihre verschiedenartigsten Spezialisierungen zu umfangreichen Stoffumsetzungen bei und beeinflussen somit die Eigenschaften eines Bodens. Mikrobielle Vorgänge verändern u. a. die Konzentrationen und Löslichkeiten von Metallen, was Einfluss auf deren Verwertbarkeit durch höhere Pflanzen und auf Umlagerungsprozesse im Boden (z. B. Pseudovergleyung, Vergleyung) hat (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002).

Die Möglichkeit zur Verlagerung von Mikroorganismen im Boden ist begrenzt und wird vor allem durch die Bodenstruktur (Porengrößenverteilung und Porenkontinuität) bestimmt. Nur durch mechanische Vorgänge wie Boden- und Wasserbewegungen sowie über den Transport durch Bodentiere können größere Entfernungen überwunden werden (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Deshalb kann ihre Zusammensetzung als charakteristisch für die jeweiligen Bodenbereiche angesehen werden.

Die Bodenmikroorganismen lassen sich den drei Domänen des Lebens, Bacteria, Archaea und Eukarya, zuordnen. Dabei bilden die Bakterien eine sehr große



Gruppe von prokaryotischen Mikroorganismen. Bislang sind aus Reinkulturen 14 Reiche innerhalb der Bakterien bekannt. Aus Untersuchungen natürlicher Biotope mit Mitteln der molekularen mikrobiellen Ökologie ist ersichtlich, dass wesentlich mehr Reiche existieren (MADIGAN et al. 2001). Es wird davon ausgegangen, dass bislang nur etwa 1 bis 10 % der Boden besiedelnden Bakterienarten bekannt sind (TORSVIK et al. 1990, BROCK 1987). Eine weitere Gruppe von prokaryotischen Mikroorganismen stellen die Archaea dar. Sie sind in Bezug auf manche Umweltfaktoren „extremophil“ und können in Biotopen mit hoher Temperatur, hohem Salzgehalt oder hohem bzw. niedrigem pH-Wert besonders gut wachsen. Phylogenetische Analysen haben eine bemerkenswerte Diversität von Archaeen sowie ihre potentielle ökologische Signifikanz nicht nur in extremen Habitaten / Lebensräumen deutlich gemacht (MADIGAN et al. 2001, TAKAI & HORIKOSHI 2000, BUCKLEY et al. 1998, BINTRIM et al. 1997). Es wird davon ausgegangen, dass die Bewertung der Archaeendiversität für die Erläuterung von Struktur, Funktion und Interaktionen in natürlich auftretenden mikrobiellen Gemeinschaften von entscheidender Bedeutung ist (TAKAI & HORIKOSHI 2000). Die dritte Gruppe besteht aus den mikrobiellen Eukaryoten. Hierzu zählen u. a. Protozoen, Pilze, Schleimpilze und Algen (MADIGAN et al. 2001).

Die mikrobielle Aktivität im Boden wird stark durch die Verfügbarkeit von Wasser beeinflusst (MADIGAN et al. 2001). Einen weiteren bedeutenden Faktor stellt die Nährstoffsituation dar. Die größte mikrobielle Aktivität findet in den an organischen Stoffen reichen Oberflächenschichten statt, insbesondere in und um die Rhizosphäre. Qualität und Quantität der Bodenmikroorganismen hängen vor allem vom Gleichgewicht der vorhandenen Nährstoffe ab. Oftmals sind anorganische Nährstoffe wie Phosphor und Stickstoff limitierende Faktoren.

Das Auftreten bestimmter biochemischer Prozesse ist ein guter Indikator dafür, ob eine entsprechende mikrobielle Gilde vorhanden und metabolisch aktiv ist. So ist z. B. eine Vielzahl von prokaryotischen Bodenmikroorganismen zur N<sub>2</sub>-Fixierung befähigt; wobei die meisten freilebenden stickstofffixierenden Bakterien zu den  $\alpha$ - und  $\gamma$ -Proteobacteria gehören. In nicht gefluteten, überwiegend oxischen Böden wird meist ganzjährig atmosphärisches Methan durch Mikroorganismen aufgenommen (BORKEN et al. 2003), wobei als aktive Einheit die gasversorgte Oberfläche von Bodenpartikeln anzusehen ist (CONRAD 1996). Die Korngröße eines Bodens hat dabei einen signifikanten Einfluss auf die Methan-oxidationsaktivität. Grobkörnige Böden zeigen, bedingt durch ihre höhere

Porosität, höhere Methanaufnahmeraten (BOECKX et al. 1997). In Waldböden wurden Methanaufnahmeraten zwischen  $1,3 \mu\text{g CH}_4 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$  und  $103 \mu\text{g CH}_4 \text{ m}^{-2} \text{ h}^{-1}$  gemessen (BORKEN et al. 2003, SMITH et al. 2000, BOECKX et al. 1997), wobei die maximale Methanoxidation einige Zentimeter unter der Bodenoberfläche im Mineralboden stattfindet (HENCKEL et al. 2000, JENSEN et al. 2000).

## **Zielsetzung**

Im Folgenden soll der Frage nachgegangen werden, ob und inwiefern geologische Störungszonen Einfluss auf die mikrobielle Besiedlung des Bodens haben und ob sich dadurch ein Standortvorteil für die Ansiedlung Hügel bauender Waldameisen ergibt.

Aus diesem Grund wurden nachfolgende Hypothesen formuliert und getestet:

1. In Böden in Bereichen aktiver, gaspermeabler Störungszonen findet sich eine andere Mikroorganismenzusammensetzung als in Böden außerhalb aktiver Störungszonen.
2. Böden an Neststandorten Hügel bauender Waldameisen weisen eine andere Mikroorganismendiversität auf als Böden ohne Ameisenbesiedlung.
3. Methanumsetzende mikrobielle Gilden dominieren die an den Störungszonen siedelnden Mikroorganismen.

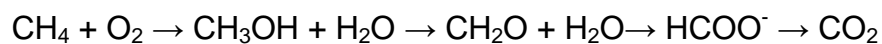
In der vorliegenden Arbeit sollen daher vornehmlich die an Methanumsetzungen beteiligten mikrobiellen Gilden untersucht werden, zumal Methan an den Störungen in höheren Konzentrationen auftritt (JONES & PIRKLE 1981).  $\text{CH}_4$  ist zudem, nach  $\text{CO}_2$ , die in der Erdatmosphäre am häufigsten vorkommende Kohlenstoffverbindung und mit einem Anteil von 15-20 % am Treibhauseffekt das zweitwichtigste klimarelevante Spurengas (BOUWMAN 1991).

## **7.1 Methanoxidierende Bakterien**

Methan kann u. a. durch Diffusions- bzw. Konvektionsvorgänge im Boden hin zur Atmosphäre gelangen (JOABSSON & CHRISTENSEN 2001). Die durch Konzentrationsgradienten hervorgerufene Diffusion von Methan erfolgt hauptsächlich innerhalb der belüfteten Bodenporen, da die Diffusion von Gasen in Wasser  $10^4$ -mal langsamer als in Luft ist (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002). Hinzu

kommt, dass die Löslichkeit von Methan in Wasser sehr gering ist. Da die Diffusion von Methan in Böden ein langsamer Prozess ist, wird die Methanoxidation durch Bakterien begünstigt (LIEBNER 2003).

Die günstigsten Mikrohabitate der obligat aeroben methanoxidierenden Bakterien sind dabei oxisch / anoxische Grenzschichten, da an diesen sowohl Sauerstoff als auch Methan in ausreichenden Mengen zur Verfügung stehen (BRUNE et al. 2000). Methanoxidierende Bakterien (Methanotrophe) oxidieren Methan über Methanol, Formaldehyd und Formiat zu Kohlendioxid und nutzen somit Methan sowohl als Kohlenstoff- als auch als Energiequelle (HANSON & HANSON 1996):



Dies stellt einen wesentlichen Unterschied zur übergeordneten Gruppe der Methylotrophen dar, welche obligat oder fakultativ ein breites Spektrum anderer C1-Verbindungen als Kohlenstoffquelle nutzen (LIEBNER 2003, LIDSTROM 2001). Bei methanotrophen Bakterien erfolgt die Fixierung des Kohlenstoffs zum Aufbau von Zellbiomasse auf der Stufe des Formaldehyds; entweder über den Ribulosemonophosphat- oder über den Serinweg.

Methanoxidierende Bakterien lassen sich in zwei große Gruppen, Typ I und Typ II, unterteilen, die sich in ihren physiologischen und morphologischen Eigenschaften unterscheiden. Die Typ I Methanotrophen (Familie *Methylococcaceae*, Gattungen *Methylobacter*, *Methylomonas*, *Methylococcus*, *Methylomicrobium*, *Methylocaldum*, *Methylosphaera*, *Methylosarcina* und *Methylohalobium*) gehören zu den  $\gamma$ -Proteobacteria und nutzen den Ribulosemonophosphatweg zur Formaldehyd-Assimilation. Die Typ II Methanotrophen, welche zu den  $\alpha$ -Proteobacteria gehören, nutzen den Serinweg (Familie *Methylocystaceae*, Gattungen *Methylosinus* und *Methylocystis*).

Einige Autoren vermuten, dass sich Typ I und Typ II Methanotrophe bezüglich ihrer Substrataffinität unterscheiden und ihre maximale Aktivität bei unterschiedlich hohen Substratkonzentrationen erreichen. Typ I Methanotrophe dominieren bei hohen Sauerstoff- aber niedrigen Methankonzentrationen gegenüber Typ II Methanotrophen, so dass sie bevorzugt in oberen Bodenhorizonten leben. In tieferen Bodenhorizonten hingegen dominieren Typ II Methanotrophe, da sie bei niedrigen Sauerstoff- und hohen Methankonzentrationen einen Selektionsvorteil besitzen (MACALADY et al. 2002, AMARAL & KNOWLES 1995). Sowohl MACALADY et al. (2002) als auch AMARAL & KNOWLES (1995) gehen davon aus, dass Typ I

Methanotrophe eine höhere Substrataffinität besitzen als Typ II Methanotrophe. Dies bedeutet, dass Organismen mit einer hohen Substrataffinität bei geringen Substratkonzentrationen ihre maximale Aktivität erreichen. AMARAL et al. (1995) und GRAHAM et al. (1993) konnten bei Versuchen im Chemostaten und in Gradientenkulturen ebenfalls zeigen, dass die Typ I Methanotrophen bei niedrigen CH<sub>4</sub>-Konzentrationen dominieren. Bereits 1992 prägten BENDER & CONRAD dafür die Begriffe niedrigaffine und hochaffine Bakterien. Sie unterschieden zwei unterschiedliche Michaelis-Menten-Kinetiken mit jeweils unterschiedlich hohen halbmaximalen Substrataffinitäten. Die niedrigaffine Aktivität wurde in Böden über einer tiefen natürlichen Gasquelle mit einem hohen CH<sub>4</sub>-Mischungsverhältnis (> 5 % CH<sub>4</sub> in der Bodenluft) beobachtet. Im Gegensatz dazu ist eine hochaffine Aktivität typisch für Böden, die nur atmosphärischen CH<sub>4</sub>-Konzentrationen ausgesetzt sind. DUNFIELD et al. (1999) zeigten in Kulturversuchen, dass die Affinität methanotropher Typ II Bakterien mit den Wachstumsbedingungen, besonders der CH<sub>4</sub>-Verfügbarkeit, variieren kann und somit die Michaelis-Menten-Kinetik abhängig von Umweltbedingungen ist.

Einige methanotrophe Stämme weisen zudem hinsichtlich ihres Stickstoffstoffwechsels Besonderheiten auf. So zeigen Methanotrophe der Gattungen *Methylococcus*, *Methylomonas*, *Methylobacter*, *Methylosinus*, *Methylocystis* und *Methylocella* Wachstum auf stickstofffreien Medien. Außerdem konnte das Strukturgen *nifH* für das N<sub>2</sub>-fixierende Enzym Dinitrogenase nachgewiesen werden (BOULYGINA et al. 2002, AUMAN et al. 2001, OAKLEY & MURRELL 1988). AUMAN et al. (2001) konnten zudem bei einigen Stämmen die Aktivität der Dinitrogenase durch Acetylenreduktion nachweisen. Alle Gattungen der Typ II Methanotrophen sind zur Fixierung molekularen Stickstoffs befähigt, wohingegen bei den Typ I Methanotrophen nur die der Gattung *Methylococcus* dazu in der Lage sind (LIEBNER 2003).

Es gibt symbiontische Assoziationen zwischen methanotrophen Bakterien und Miesmuscheln bzw. zwischen methanotrophen Bakterien und bestimmten Arten von Meeresschwämmen. Hierbei liefern die Bakterien den Muscheln bzw. Schwämmen ihre Nahrung, wobei die Tiere von den Ausscheidungsprodukten und toten Zellen ihrer bakteriellen Symbionten leben (DUBILIER et al. 2001).

## 7.2 Methanproduzierende Archaeen

Methan wird nicht nur geogen produziert. THIELEMANN (2000) konnte beispielsweise entlang von Rissen oberhalb von kohleführenden Sedimentbecken in der Niederrheinischen Bucht die Emission von fossilem CH<sub>4</sub> zeigen. THIELEMANN et al. (2004) zeigten, dass das im Ruhrbecken gemessene Methan sowohl thermogenetischen als auch mikrobiellen Ursprunges ist. Hauptproduzenten sind vor allem Prokaryoten. So führt der anaerobe Abbau organischer Substanz in nicht marinen Ökosystemen zur Bildung von Methan durch methanogene Archaea (Methanogenese) (BOONE & WHITMAN 1993). Methanogene Archaea benötigen zum Wachstum strikte Anaerobie und ein Redoxpotential im Boden niedriger als -150 mV (WANG et al. 1993). Sie sind bezüglich ihrer Substratwahl stark spezialisiert und können zur Methanogenese nur wenige, einfach gebaute Substrate wie z. B. H<sub>2</sub>, Acetat, Formiat und Methanol nutzen.

Eine weitere Voraussetzung zur Methanogenese ist das Fehlen anderer Elektronenakzeptoren wie z. B. Nitrat, dreiwertigem Eisen oder Sulfat. Erst nach dem Verbrauch von Nitrat, dreiwertigem Eisen und Sulfat findet die Methanogenese statt, da diese thermodynamisch ungünstiger ist und weniger Energie liefert, die methanogenen Archaea aber mit anderen Bakteriengruppen um die gleichen Substrate wie Acetat und H<sub>2</sub> konkurrieren müssen.

Phylogenetisch werden die Archaea in drei Reiche unterteilt: (1) Crenarchaeota, (2) Korarchaeota und (3) Eurarchaeota. Die methanproduzierenden Archaea (Methanogene) gehören zu den Eurarchaeota und lassen sich in die drei Hauptgattungen *Methanobacterium*, *Methanococcus* und *Methanosarcina* einteilen (MADIGAN et al. 2001).

Physiologisch lassen sich die Methanogenen bezüglich ihrer Substratspezifität in acetoclastische (setzen Acetat als Substrat um), hydrogenotrophe (setzen H<sub>2</sub> bzw. CO<sub>2</sub> um) und methylotrophe (setzen Methanol, Dimethylsulfid oder Methylamine um) Organismen unterteilen (CONRAD 1997, CONRAD 1989, JONES et al. 1987, KING 1984, BALCH et al. 1979). Obwohl nur wenige Methanogene acetotroph sind, haben Messungen ergeben, dass dennoch etwa 2/3 des erzeugten Methans in methanogenen Biotopen aus Acetat und nur 1/3 aus CO<sub>2</sub> und H<sub>2</sub> stammt (CONRAD 1999).

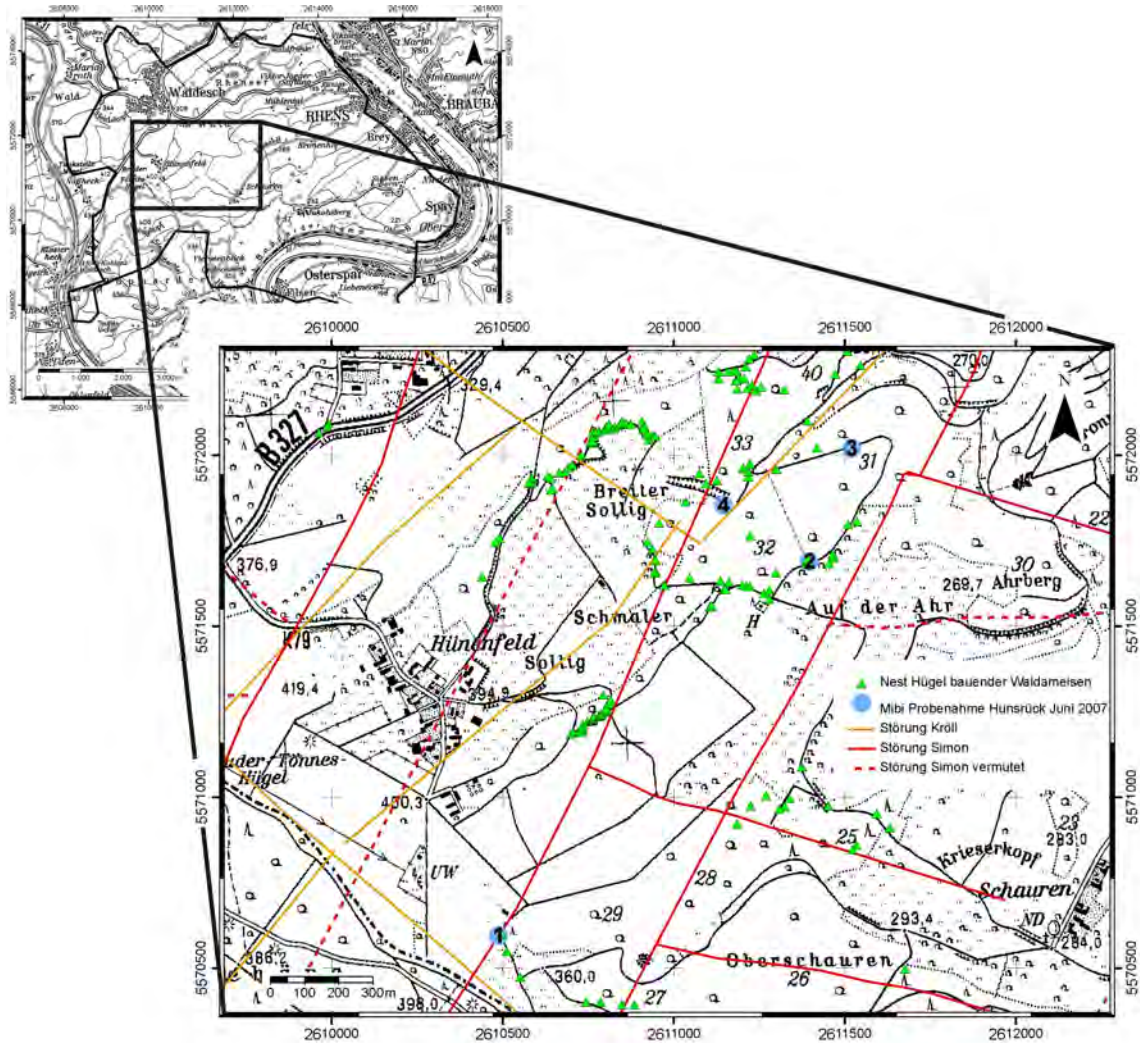
## 8 Untersuchungsgebiet

Die bodenmikrobiologischen Untersuchungen fanden an vier ausgewählten Standorten im Hunsrück statt (Abb. 8.1). Das Untersuchungsgebiet im Hunsrück wurde in Teil A ausführlich charakterisiert. Deswegen werden in diesem Teil der Arbeit nur noch die für die bodenmikrobiologischen Untersuchungen relevanten Informationen beschrieben. Eine kurze Charakterisierung der vier Standorte vermittelt Tabelle 8.1. Es wurde jeweils ein Standort mit Hügel bauenden Waldameisen der Art *Formica polyctena* FÖRSTER 1850 und Störungen (Standort 1, Abb. 8.2), einer nur mit Hügel bauenden Waldameisen der Art *Formica polyctena* FÖRSTER 1850 (Standort 2, Abb. 8.3), einer sowohl ohne Hügel bauende Waldameisen als auch ohne Störungszone (Standort 3, Abb. 8.4, Referenzstelle) und ein vierter nur mit Störungen (Standort 4, Abb. 8.5) beprobt.

Tab. 8.1: Charakterisierung der vier im Hunsrück im Juni 2007 bodenmikrobiologisch untersuchten Standorte.

Standort	Rechtswert (Gauss-Krüger)	Hochwert (Gauss-Krüger)	Höhenlage [m NN]	Vegetation (Hauptbaumart/Krautschicht)	Geologie*
1	3396604	5570451	374	Fichte / ausgeprägt	Unterdevonische Sandsteine u. Quarzit, vereinzelt Ton- u. Siltstein
2	3397555	5571507	304	Eiche / vorhanden	
3	3397693	5571833	275	Eiche / sehr spärlich	
4	3397311	5571682	271	Buche / sehr spärlich	

\* nach SOLLE 1972



**Abb. 8.1:** Übersichtskarte der vier mikrobiologischen Probenahmestellen im Hunsrück. Standort 1: mit Hügel bauenden Waldameisen + mit neogener Störung nach SIMON (2007), Standort 2: nur Hügel bauende Waldameisen, Standort 3: ohne Ameisen + ohne Störung, Standort 4: ohne Ameisen + im Einzugsbereich zweier Störungen (variscische Störung nach KRÖLL (2001) 25 m entfernt und neogene Störung nach SIMON (2007) 53 m entfernt).



Abb. 8.2: Standort 1 sowohl mit Hügel bauenden Waldameisen als auch mit einer Störungszone. Richtung NE fotografiert.



Abb. 8.3: Standort 2 nur mit Hügel bauenden Waldameisen. Richtung NE fotografiert.



Abb. 8.4: Standort 3 sowohl ohne Hügel bauende Waldameisen als auch ohne eine Störungszone. Richtung W fotografiert.



Abb. 8.5: Standort 4 nur mit einer Störungszone. Richtung NW fotografiert.



## 9 Material und Methoden

### 9.1 Probenahme und Probenvorbereitung

#### Bodengasproben:

Zur Bestimmung der Heliumkonzentration in der Bodenluft wurden 20 ml der Bodenluft mit Hilfe einer Metallsonde aus ca. 1 m Tiefe entnommen und in einem so genannten Gasfrosch bis zur Analyse aufbewahrt. Pro Standort erfolgte eine Dreifachbeprobung.

Zur Analyse weiterer Bodengase wurden an jedem Standort jeweils in 20 und 70-100 cm Tiefe ca. 25 ml Bodenluft mittels einer Metallsonde gezogen und bis zur weiteren Analyse durch die Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe (BGR) in Hannover in gasdichten, zuvor mit einem Vakuum versehenen Glasfläschchen aufbewahrt. Pro Standort und Tiefe wurde eine Doppelbeprobung durchgeführt.

#### Bodenproben:

Mit Hilfe eines ca. 20 cm langen Metallstechzylinders ( $\varnothing$  9 cm) wurde ein Bodenkern aus 0 bis 20 cm Tiefe entnommen. Dieser wurde zum Transport in einen Plastikstechzylinder ( $\varnothing$  7 cm, Höhe 25 cm), welcher an beiden Enden mit Gummistopfen verschlossen wurde, überführt. Jeder Standort wurde doppelt beprobt.

Im Labor fand eine Teilung der Bodenkerne in die Unterproben 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm statt, wobei die beiden Proben pro Standort aus den jeweiligen Tiefen zu einer Mischprobe in einem Schraubdeckelglas vereint wurden.

Für die Bestimmung von Gesamt-Stickstoff und -Kohlenstoff wurden 15 ml Falcon-Plastikröhrchen mit den Bodenproben befüllt und bei  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  tiefgefroren. Die Bodenproben für die RFA/RDA wurden ebenfalls in 15 ml Falcon-Röhrchen überführt und anschließend bei Raumtemperatur bis zur Analyse gelagert.

Zur Extraktion der DNA wurden pro Unterprobe jeweils zwei 2 ml Eppendorf-Gefäße etwa zur Hälfte mit der Bodenprobe befüllt und bei  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  tiefgefroren.

Die Schraubdeckelgläser mit den Bodenproben wurden im Kühlschrank bei  $+5\text{ }^{\circ}\text{C}$  aufbewahrt.

Um eine Kontamination der Bodenproben zu vermeiden, wurde auf steriles Arbeiten geachtet.

Tabelle 9.1 gibt einen Überblick über die in den folgenden Kapiteln verwendeten Probenbezeichnungen. Abbildung 9.1 zeigt die untersuchten Proben der verschiedenen Bodenkompimente.

Tab. 9.1: Verwendete Bezeichnungen der an den vier Standorten im Hunsrück im Juni 2007 in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) entnommenen Bodenproben.

<b>Standort</b>	<b>Tiefe [cm]</b>	<b>Probenbezeichnung</b>
1	0-5	1_0-5
	5-10	1_5-10
	10-20	1_10-20
2	0-5	2_0-5
	5-10	2_5-10
	10-20	2_10-20
3	0-5	3_0-5
	5-10	3_5-10
	10-20	3_10-20
4	0-5	4_0-5
	5-10	4_5-10
	10-20	4_10-20



Abb. 9.1: Bodenproben der vier im Hunsrück im Juni 2007 in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) beprobten Standorte. Obere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 0-5 cm Tiefe, Standort 2 in 0-5 cm Tiefe, Standort 3 in 0-5 cm Tiefe, Standort 4 in 0-5 cm Tiefe. Mittlere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 5-10 cm Tiefe, Standort 2 in 5-10 cm Tiefe, Standort 3 in 5-10 cm Tiefe, Standort 4 in 5-10 cm Tiefe. Untere Reihe v. l. n. r.: Standort 1 in 10-20 cm Tiefe, Standort 2 in 10-20 cm Tiefe, Standort 3 in 10-20 cm Tiefe, Standort 4 in 10-20 cm Tiefe.

## **9.2 Physikalisch-chemische Analysen des Bodens**

### **9.2.1 Bestimmung des pH-Wertes**

5 g Bodenprobe wurden mit 12,5 ml 1 mol KCl versetzt. Diese Suspension wurde 5 min geschüttelt und dann 2 h stehen gelassen. Anschließend erfolgte die Messung des pH-Wertes mit dem pH-Meter 765 Calimatic der Firma Knick (pH-Elektrode BlueLine 18 pH der Firma Schott). Nach 24 h wurde der pH-Wert erneut gemessen.

### **9.2.2 Bestimmung des Wassergehaltes**

Unter Wassergehalt versteht man den Massenanteil des durch Trocknung aus dem Boden ausgetriebenen Wassers (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002). Er wird nach einem festgelegten Trocknungsverfahren unter definierten Bedingungen als Gewichtsverlust – bezogen auf die trockene Probe – bestimmt und in % als Mittelwert aus zwei Proben angegeben (DEV 2003).

Zur Bestimmung des Wassergehaltes wurde über Differenzwägung zwischen feldfeuchten und für drei Tage im Trockenschrank bei 65,0 °C getrockneten Bodenproben der Anteil des Wassers wie folgt ermittelt:

$$\text{Wassergehalt [g]} = \text{feuchte Probe [g]} - \text{trockene Probe [g]} \quad [11]$$

$$\text{Wassergehalt [\%]} = \frac{\text{Wassergehalt [g]} * 100}{\text{trockene Probe [g]}} \quad [12]$$

### **9.2.3 Korngrößenverteilung**

Die Korngrößenverteilung gibt Aufschluss über die Massenanteile der in einer Sedimentprobe vorhandenen Körnungsgruppen. Die unterschiedlichen Korngrößen der Sediment- und Bodenproben erklären sich aus der unterschiedlichen Größe der Minerale und Gesteinsbruchstücke im Ausgangsgestein, als Folge der Beanspruchung durch physikalische und chemische Verwitterung und der Größe der neu gebildeten Minerale. Mit abnehmender Korngröße nehmen Kornzahl und Oberfläche bei gleicher Gesamtmasse der Teilchen stark zu (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002). Die Korngrößenverteilung dient als Grundlage für Beurteilungs- und Anwendungs-

kriterien von Böden und lässt Rückschlüsse auf bestimmte bodenchemische Eigenschaften zu (DEV 1983).

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde die Korngrößenverteilung durch Trockensiebung in Anlehnung an die DIN 18 123 – 4 (DEV 1983) ermittelt. Hierzu wurden etwa 50-100 g des getrockneten Bodens eingewogen und maschinell mit Hilfe der Rüttelmaschine EML (Stufe 9) durch einen Siebsatz der Firma Toni Technik (nach DIN 4188/1) gesiebt. Der Siebsatz bestand aus Einzelsieben der Maschenweite 2,0 mm, 1,0 mm, 0,5 mm, 0,2 mm, 0,125 mm, und 0,063 mm. Die Auffangschale nahm die Korngrößen < 0,063 mm auf. Die Siebdauer betrug 10 min pro Probe. Die Siebrückstände wurden gewogen und die daraus resultierende Korngrößenverteilung als Körnungslinie (Körnungssummenkurve) mit Hilfe des Computer-Programms KVS von Dr.-Ing. Johann Buß dargestellt und ausgewertet.

#### **9.2.4 Bestimmung von Gesamtkohlenstoff und Gesamtstickstoff**

Die gaschromatographische Bestimmung der Parameter Gesamtkohlenstoff und Gesamtstickstoff erfolgte mittels C/N/S-Analyzer Carlo Erba (Elementaranalysator EA 3000 der Firma Euro Vector Instruments & Software) im geologischen Labor der Universität Duisburg-Essen durch Herrn Mark Schumann. Dazu wurden 5 bis 10 mg getrocknetes und fein gemahlenes Sediment in Zinnkartuschen eingewogen. Hinzu kam ein Mikrospatel Vanadium(V)oxid.

#### **9.2.5 Bestimmung von Haupt- und Nebenelementen mittels Röntgenfluoreszenzanalyse**

Mit Hilfe einer energiedispersiven Röntgenfluoreszenzanalyse (RFA) wurden die Haupt- und Nebenelemente mit einer Ordnungszahl größer Zehn in den Bodenproben bestimmt. Die Behandlung der Proben erfolgte in Anlehnung an die von ROSENBAUM-MERTENS (2003) beschriebene Methode: Die getrockneten Bodenproben wurden mittels einer Scheibenschwingmühle fein gemahlen. Von den gemahlenden Proben wurden jeweils 4 g mit 0,9 g des Verdünnungsmittels Höchst Wachs C in einem Mörser homogen gemischt und anschließend 20 sec. bei einem Druck von 200 kN zu einer Tablette gepresst. Die so gewonnenen Presstabletten wurden im Spektrometer Spectro X-Lab 2000 der Firma Spectro

Analytical Instruments gemessen. Die RFA wurde von Herrn Mark Schumann im geologischen Labor der Universität Duisburg-Essen durchgeführt.

### **9.2.6 Bestimmung der Mineralzusammensetzung mittels Röntgendiffraktometrie**

Zur Qualifizierung der Mineralzusammensetzung mittels Röntgendiffraktometrie (RDA) wurden die fein gemahlene(n) (s. Kap. 9.2.5) und auf einen Probenteller aufgebrauchten Bodenproben („Schüttprobe“) mit dem Röntgendiffraktometer AXS D8 Advance der Firma Bruker gemessen. Die RDA wurde von Herrn Mark Schumann im geologischen Labor der Universität Duisburg-Essen durchgeführt.

## **9.3 Analyse der Bodengase**

### **9.3.1 Bestimmung der Heliumkonzentration**

Die Analyse der Heliumkonzentration in der Bodenluft erfolgte mit einem Helium-Leak-Detektor ASM 142 der Firma Alcatel mit Massenspektrometer, welcher durch die Firma UM-GAS in Gevelsberg konzipiert und erweitert wurde. Der Heliumgehalt der Bodenluftprobe wird bei dieser Methode relativ zur atmosphärischen Heliumkonzentration (5220 ppb<sub>v</sub>, HOLLAND & EMMERSON 1987) bestimmt (genaue Methodenbeschreibung siehe SIMON 2007).

### **9.3.2 Bestimmung der Gaszusammensetzung**

Die gaschromatographische Bestimmung der Bodengaszusammensetzung erfolgte durch das Referat 4.13 (Gas- und Isotopengeochemie) der Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe (BGR) in Hannover.

## **9.4 Molekularbiologische Untersuchungen**

### **9.4.1 DNA-Extraktion**

Die DNA-Extraktion erfolgte nach dem so genannten „Marburger Protokoll“ (abgeleitet nach HENCKEL et al. 1999). Es wurden ca. 200 bis 300 mg Bodenprobe (Gewicht auf 10 mg genau notieren) in ein 2 ml Schraubkappen-Eppendorf-Gefäß eingewogen. Zur mechanischen Zerstörung der Zellen wurde zusätzlich etwa das gleiche Volumen Zirconium-beads ( $\varnothing$  0,1 mm, steril) hinzugegeben. Zur chemischen Zerstörung der Zellen wurden 800  $\mu$ l 120 mM  $\text{Na}_2\text{PO}_4$ -Puffer (pH 8) und 260  $\mu$ l SDS-Lösung (=10 % SDS, 0,5 M Tris/HCl pH 8,0; 0,1 M NaCl) in die Eppendorf-Gefäße pipettiert. Zusätzlich zu den Proben wurde als Negativkontrolle eine Blindextraktion durchgeführt (Chemikalien ohne Bodenprobe). Nach dem Verschließen der Eppendorf-Gefäße wurden diese 40 sec bei Stufe 5,5 in einem FastPrep-Gerät homogenisiert. Anschließend wurden die Eppendorf-Gefäße 3 min lang bei 14000 g und Raumtemperatur zentrifugiert (Eppendorf Centrifuge 5415R). Der Überstand (600  $\mu$ l, Überstand 1) wurde in ein neues Schnappdeckel-Eppendorf-Gefäß pipettiert. In die ursprünglichen Schraubdeckel-Eppendorf-Gefäße wurden 700  $\mu$ l 120 mM  $\text{NaPO}_4$ -Puffer (pH 4) pipettiert und mit Hilfe eines Vortex-Gerätes das Pellet (Rückstand) rückgelöst. Es erfolgte 4 min lang eine Zentrifugation bei 14000 g und Raumtemperatur. Der so gewonnene Überstand 2 (600  $\mu$ l) wurde ebenfalls abpipettiert und zu Überstand 1 hinzugefügt (=DNA-Extrakt). Die Eppendorf-Gefäße wurden ab diesem Arbeitsschritt für den weiteren Verlauf der Extraktion (DNA-Aufreinigung durch Fällungen) in einen 4 °C kühlen Alublock gestellt. Zunächst erfolgte eine Ammonium-Acetat-Präzipitation. Hierzu wurden 480  $\mu$ l 4 °C kaltes  $\text{NH}_4$ -Acetat (7,5 M) zu dem DNA-Extrakt (1200  $\mu$ l) hinzugegeben (Verhältnis von 2:5 (v/v)) und die Eppendorf-Gefäße vorsichtig umgeschwenkt. Danach wurden die Eppendorf-Gefäße mindestens 5 min auf Eis inkubiert (max. bis zu 20 min) und anschließend 5 min lang bei 14000 g (Zentrifuge ebenfalls auf 4 °C gekühlt) zentrifugiert. 1000  $\mu$ l des Überstandes wurden in ein neues 2 ml Schnappdeckel-Eppendorf-Gefäß pipettiert und der Rückstand als Rückstellprobe bei -20 °C aufbewahrt (DNA nach  $\text{NH}_4\text{Ac}$ -Fällung). Eine weitere Fällung erfolgte mit Isopropanol (100 %, Raumtemperatur). Zu den 1000  $\mu$ l Überstand wurde das 0,7 fache Volumen an Isopropanol (hier 700  $\mu$ l) pipettiert. Im Anschluss daran wurden die Eppendorf-Gefäße 40 min lang bei 14000 g in der 4 °C kalten Zentrifuge zentrifugiert. Der Überstand wurde sorgfältig

und möglichst vollständig dekantiert; das Pellet enthält die DNA. Zum Waschen des Pellets wurde 1 ml 70 %iges Ethanol (-20 °C) am Rand des Eppendorf-Gefäßes pipettiert und sofort anschließend das Eppendorf-Gefäß 5 min lang bei 14000 g und 4 °C zentrifugiert. Der Überstand wurde sorgfältig und möglichst vollständig dekantiert. Das Trocknen der Pellets erfolgte für 5-10 min im Eppendorf Concentrator 5301 bei 30 °C (die Eppendorf-Gefäße müssen geöffnet sein). Anschließend wurden die Pellets jeweils in 100 µl reinst Wasser (BioRad Elutionspuffer oder TE-Puffer, pH 8,0) aufgenommen, ca. 5 min bei Raumtemperatur zum Anlösen stehen gelassen und danach durch Anschneiden vollständig gelöst. Die jeweilige so aus den Bodenproben extrahierte DNA-Stammlösung wurde bei -20 °C gelagert.

### Chemikalien:

#### **120 mM NaPO<sub>4</sub>-Puffer**

Na<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> (MM 142) 17,04 g/l

den pH-Wert mit HCl auf 8,0 einstellen

autoklavieren, die Arbeitslösung mit 0,2 µm steril filtrieren

#### **10 % SDS-Lösung für DNA-Extraktion**

10 % SDS (Lauryl SO<sub>4</sub>, Sigma L-4390) 100 g/l

0,5 M Tris/HCl pH 8,0 (Tris base Merck 8382) 60,5 g/l

0,1 M NaCl (MM 58,5) 5,859 g/l

den pH-Wert mit HCl auf 8,0 einstellen, steril filtrieren, bei RT

lagern

#### **TE-Puffer**

10 mM Tris (hydroxymethyl)aminomethan (Merck 8382) 1,210 g/l

1 mM EDTA 0,385 g/l

den pH-Wert mit HCl auf 8,0 einstellen

autoklavieren, mit 0,2 µm steril filtrieren

**7,5 M Ammonium-Acetat** (Sigma A-1 542) 577,5 g/l

Achtung: 57,75 g NH<sub>4</sub>Ac in 100 ml Gesamtvolumen!!!

steril filtrieren, bei 4 °C lagern

#### **70 % Ethanol**

aus Ethanol absolut mit HPLC Wasser anmischen,

mit 0,2 µm steril filtrieren, bei -21 °C lagern

### 9.4.2 Real-time Polymerase Kettenreaktion zur Quantifizierung von Mikroorganismen (qPCR)

Bei der Polymerase Kettenreaktion (**p**olymerase **c**hain **r**eaction, PCR) werden festgelegte DNA-Bereiche der template-DNA mittels Primer vervielfältigt wodurch man amplifizierte DNA erhält. Die PCR verläuft in folgenden Schritten:

- (1) *Denaturierung* (Trennung der doppelsträngigen DNA durch Hitze),
- (2) *Hybridisierung* (bei optimaler Primertemperatur erfolgt die Anlagerung der beiden Primer, die jeweils komplementär zu den gegenüberliegenden Strängen einer DNA-Region sind) und
- (c) *Elongation* (Primerverlängerung/-extension, welche in 5'-3' Richtung verläuft, sodass die Primer-Extension von Primer A zu der Synthese einer Matrize für Primer B führt und umgekehrt).

Diese drei Schritte verlaufen in mehreren Zyklen. Man erhält somit eine vieltausendfache Vermehrung des spezifischen DNA-Fragments zwischen den beiden Primern, da die DNA-Menge so lange exponentiell ansteigt, bis eines der Substrate (Primer, Desoxynukleotid-Triphosphate, DNA-Matrize) verbraucht ist oder die DNA-Polymerase an Aktivität verliert. Im Allgemeinen sind 25-35 Zyklen ausreichend, um 100 ng – 1 µg DNA aus 50 ng genomischer DNA zu synthetisieren (IBA-AKADEMIE 2006).

In der real-time PCR wird die Zunahme dieser Amplifikate während der PCR über den gesamten Verlauf der Zyklen in Kurven dargestellt. Der Schnittpunkt dieser Kurven in der exponentiellen Phase mit dem Threshold („Hintergrund-Fluoreszenz“) wird als CT-Wert bezeichnet und in einer Standardgeraden gegen den Logarithmus der Kopienzahl dargestellt. Die Kalibration erfolgt über eine Verdünnungsreihe der DNA-Probe, wobei die DNA je Verdünnung amplifiziert wird. Es sollten mindestens 5 Verdünnungsstufen in jeweils 3 Replikaten amplifiziert werden. Voraussetzung zur Umrechnung der Kopienzahl in ng DNA ist eine bekannte eingesetzte DNA-Menge. Mittels einer TaqMan-Sonde wird ein Fluoreszenzsignal erzeugt, welches im Verlauf der PCR gemessen wird und somit eine quantitative Aussage über die Zunahme der Amplifikate erlaubt (APPLIED BIOSYSTEMS 2002, NADKARNI et al. 2002).



Die Quantifizierung der *Gesamtbakterienzahl* („Nadkarni“) erfolgte in Anlehnung an NADKARNI et al. (2002). Hierbei wurden jeweils 2 µl der template-DNA mit 12,5 µl TaqMan 2x Universal PCR Master Mix, 1 µl des Vorwärtsprimers (Nadk. F), 1 µl des Rückwärtsprimers (Nadk. R), 1 µl der Sonde Nadkarni, 1,25 µl BSA und 6,25 µl Flukawasser versetzt. Als Standard wurde GN 3 (Tab. 9.2) in 6 Verdünnungsstufen von 1:100 (V2) bis 1:10.000.000 (V7) eingesetzt. Die template-DNA der Proben wurde bei den Proben 1 bis 6 in den Verdünnungen 1:500 (V2,5) und 1:1000 (V3) und bei den Proben 7 bis 12 in den Verdünnungen 1:100 (V2) und 1:500 (V2,5) pipettiert. Sowohl von den Proben als auch von den Standards wurde jeweils eine Dreifachbestimmung durchgeführt. Als Blindwert wurden 2 µl Flukawasser anstelle der template-DNA pipettiert; hier erfolgte eine Sechsfachbestimmung. Alle aufgeführten Schritte wurden auf Eis bzw. in Kühlblöcken durchgeführt.

Das Temperaturprogramm des Thermocyclers ABI Prism der Firma Applied Biosystems sah wie folgt aus:

- (a) 50 °C für 2 min. → Aufheizphase
- (b) 95 °C für 10 min. → Aktivierung der Taq-Polymerase
- (c) 43 Zyklen: 95 °C für 15 sec. → Trennung der DNA  
60 °C für 1 min. → Anlagerung der Basen

Tab. 9.2: Zur Quantifizierung der Gesamtbakterienzahl nach NADKARNI et al. (2002) verwendeter Standard.

16 S rDNA	Kopien/2 µl (V3)	Konz. [µg/µl]	Stamm
GN 3	85054607,56	0,02	<i>Geobacter metallireducens</i> (BGR-Messung, 466 bp)

Die Quantifizierung der *Archaeen* („TakaiArch“) erfolgte in Anlehnung an TAKAI & HORIKOSHI (2000). Es wurden jeweils 2 µl der template-DNA mit 12,5 µl TaqMan 2x Universal PCR Master Mix, 1 µl des Vorwärtsprimers (Arch 349F), 1 µl des Rückwärtsprimers (Arch 806R), 1 µl der Sonde Arch 516F, 1,25 µl BSA und 6,25 µl Flukawasser versetzt. Als Standard wurde Hal (Tab. 9.3) in 6 Verdünnungsstufen von 1:100 (V2) bis 1:10.000.000 (V7) eingesetzt. Die template-DNA der Proben wurde sowohl unverdünnt (V0) als auch in der Verdünnung 1:10 (V1) für diese Analyse verwendet. Sowohl von den Proben als

auch von den Standards wurde jeweils eine Dreifachbestimmung durchgeführt. Als Blindwert wurden 2 µl Flukawasser anstelle der template-DNA pipettiert; hier erfolgte eine Sechsfachbestimmung. Alle aufgeführten Schritte wurden auf Eis bzw. in Kühlblöcken durchgeführt.

Das hierbei verwendete Temperaturprogramm (Thermocycler ABI Prism der Firma Applied Biosystems) ist im Folgenden aufgelistet:

- (a) 50 °C für 2 min. → Aufheizphase
- (b) 96 °C für 10 min. → Aktivierung der Taq-Polymerase
- (c) 45 Zyklen: 96 °C für 25 sec. → Trennung der DNA  
59 °C für 6 min. → Anlagerung der Basen

Tab. 9.3: Zur Quantifizierung der Archaeenzahl nach TAKAI & HORIKOSHI (2000) verwendeter Standard.

16 S rDNA	Kopien/2 µl (V3)	Konz. [µg/µl]	Stamm
Hal	501664275,72 (V2)	0,01	<i>Methanohalobium sp.</i>

Die Quantifizierung der *Eukaryotenzahl* („VicEuk“) basiert auf einer von Dr. Lev N. Neretin an der BGR entwickelten Methode: Jeweils 2 µl der template-DNA wurden mit 12,5 µl TaqMan 2x Universal PCR Master Mix, 1 µl des Vorwärtsprimers (Euk F), 1 µl des Rückwärtsprimers (Euk R), 1 µl der Sonde Euk, 1,25 µl BSA und 6,25 µl Flukawasser versetzt. Als Standard wurde Euk (Tab. 9.4) in 6 Verdünnungsstufen von 1:1.000 (V3) bis 1:100.000.000 (V8) eingesetzt. Die template-DNA der Proben wurde in den Verdünnungsstufen 1:10 (V1) und 1:100 (V2) verwendet. Sowohl von den Proben als auch von den Standards wurde jeweils eine Dreifachbestimmung durchgeführt. Als Blindwert wurden 2 µl Flukawasser anstelle der template-DNA pipettiert; hier erfolgte eine Sechsfachbestimmung. Alle aufgeführten Schritte wurden auf Eis bzw. in Kühlblöcken durchgeführt.

Folgendes Temperaturprogramm wurde im Thermocycler ABI Prism (Applied Biosystems) gefahren:

- (a) 50 °C für 2 min. → Aufheizphase
- (b) 95 °C für 10 min. → Aktivierung der Taq-Polymerase
- (c) 40 Zyklen: 95 °C für 15 sec. → Trennung der DNA  
60 °C für 1 min. → Anlagerung der Basen

Tab. 9.4: Zur Quantifizierung der Eukaryotenzahl nach LEV N. NERETIN verwendeter Standard.

18 S rDNA	Kopien/2 µl (V3)	Konz. [µg/µl]	Stamm
Euk	106000000	0,7644	hering sperm DNA (BGR-Messung, 350 bp)

Die Auswertung der qPCR erfolgte für alle drei Läufe (Nadkarni, TakaiArch und VicEuk) mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS der Firma Applied Biosystems. Die so erhaltenen CT-Werte wurden mit den nachfolgenden Formeln [13] und [14] in Zellen / g Probe umgerechnet:

$$\text{DNA Kopien/g Probe} = \left( \left( 10^{\frac{(\text{CT} - \text{Schnittpunkt der Geraden mit y Achse})}{(\text{Steigung der Geraden})}} \right) * 100 * V/E \right) * 1000 \quad [13]$$

mit CT = Mittelwert der CT-Werte

V = Verdünnungsfaktor

E = Einwaage [g]

Gerade = Kalibriergerade (Geradengleichung siehe Anhang)

$$\text{Zellen/g Probe} = \frac{\text{DNA Kopien/g Probe}}{\text{Anzahl der Genomkopien}} \quad [14]$$

Anzahl der Genomkopien für: Bakterien = 3,6

Archaeen = 1

Eukaryoten = 1

Die Anzahl der zur Berechnung herangezogenen Genomkopien basiert auf KLAPPENBACH et al. (2001).

## 9.5 Messung von Prozessen

### 9.5.1 Bestimmung der mikrobiellen Oxidationsrate von Methan im Boden (MOR)

Die Methanoxidation ist ein wichtiger mikrobieller Prozess. Die potentielle Methanoxidationsrate (MOR) erlaubt Rückschlüsse auf die mikrobielle Besiedlung des Bodens (KRÜGER 2000) und wurde in-vitro bestimmt.

Zur Bestimmung der MOR an den vier untersuchten Standorten wurden jeweils aus den drei Bodenkompartmenten 0-5 cm Tiefe, 5-10 cm Tiefe und 10-20 cm Tiefe ca. 10 g Boden in 119 ml Serumflaschen gefüllt und mittels Butylgummistopfen dicht verschlossen. Die ursprüngliche Luftatmosphäre wurde in den Reaktionsgefäßen belassen. Abschließend wurden in einem Versuchsansatz 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> in der Gasphase eingestellt und in einem weiteren Ansatz 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Es erfolgte pro Standort und Tiefe jeweils eine Dreifachbestimmung. Die Serumflaschen wurden bei Raumtemperatur im Dunkeln inkubiert und das CH<sub>4</sub>-Mischungsverhältnis [ppm<sub>v</sub>] in regelmäßigen Zeitabständen gaschromatographisch gemessen. Die CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten [ $\mu\text{mol d}^{-1} \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] wurden aus der linearen Abnahme über die Zeit berechnet, wobei zwei Phasen der CH<sub>4</sub>-Oxidation unterschieden wurden: (1) initiale Oxidationsrate (Annäherung an die tatsächliche Oxidationsaktivität, Anpassungsphase) und (2) induzierte Oxidationsrate (nach einer Anpassungsphase potentiell mögliche Aktivität) (MADIGAN et al. 2001, KRÜGER 2000).

Die gaschromatographisch ermittelten CH<sub>4</sub>-Konzentration [ppm<sub>v</sub>] wurden mit Hilfe der Gleichungen [15] und [16] wie folgt in die CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten [ $\mu\text{mol d}^{-1} \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] (Gleichung [17]) umgerechnet:

$$\mu\text{mol / Ansatz} = \frac{c[\text{ppm}_v] * V_{\text{Gasphase}} [\text{l}]}{R * T[\text{K}]} \quad [15]$$

mit  $c = \text{CH}_4\text{-Konzentration [ppm}_v\text{]}$

$V_{\text{Gasphase}} = \text{Volumen des Reaktionsgefäßes [l]}$ , hier 119 ml Serumflaschen

$R = \text{allgemeine Gaskonstante} = 0,08314 \frac{\text{bar} * \text{l}}{\text{mol} * \text{K}}$

$T = \text{Versuchstemperatur} = \text{Raumtemperatur von } 25 \text{ °C} \equiv 298,15 \text{ K}$

Die Umrechnung von  $\mu\text{mol} / \text{Ansatz}$  in  $\mu\text{mol} / \text{d}$  erfolgt über die Steigung der Regressionsgeraden. Dabei entspricht die Steigung dem Quotienten aus dem jeweiligen vertikalen und dem horizontalen Abstand zweier beliebiger Punkte der Geraden und ist ein Maß für die Änderung entlang der Regressionsgeraden. Die Gleichung, nach der die Steigung einer Regressionsgeraden berechnet wird, lautet

wie folgt:

$$\mu\text{mol} / \text{d} = \frac{n \sum xy - (\sum x)(\sum y)}{n \sum x^2 - (\sum x)^2} \quad [16]$$

Die  $\text{CH}_4$ -Oxidationsraten [ $\mu\text{mol d}^{-1} \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] ergeben sich letztendlich durch den Bezug von Formel [16] auf die eingewogene Trockenmasse:

$$\text{MOR} [\mu\text{mol d}^{-1} \text{g}_{\text{TG}}^{-1}] = \frac{\mu\text{mol} / \text{d}}{E} \quad [17]$$

mit  $E$  = Einwaage [g] bezogen auf die Trockenmasse

#### Ansatz mit 5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>:

Zur Quantifizierung der  $\text{CH}_4$ -Oxidation, vor allem der niedrigaffinen Methanotrophen, wurden 100  $\mu\text{l}$  des Headspace aus den gasdicht verschlossenen Serumflaschen (Ansatz mit 5.000 ppm<sub>v</sub>  $\text{CH}_4$  in der Gasphase) entnommen und im Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu (ausgestattet mit einem FID und einer gepackten Säule Porapak Q, Trägergas Argon) analysiert (Injektor 200 °C, Detektor 200 °C, Ofen 100 °C) (Tab. 9.5). Die Auswertung erfolgte mittels Integrator C-R5A Chromatopac der Firma Shimadzu.

Tab. 9.5: Einstellungen der Gasdrücke [ $\text{kg}/\text{cm}^2$ ] am Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu während der Messungen des Versuchsansatzes MOR mit 5000 ppm<sub>v</sub>  $\text{CH}_4$ .

Gas	[kg/cm <sup>2</sup> ]
Ar (Trägergas)	1,25
H <sub>2</sub> (FID)	0,8
Luft (FID)	0,2

Ansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>:

Zur Quantifizierung der CH<sub>4</sub>-Oxidation, vor allem der hochaffinen Methanotrophen, wurden jeweils 100 µl des Headspace aus den gasdicht verschlossenen Serumflaschen (Ansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> in der Gasphase) entnommen und im Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu (ausgestattet mit einem FID und einer gepackten Säule, Trägergas Stickstoff) analysiert (Injektor 140 °C, Detektor 220 °C, Ofen 50 °C) (Tab. 9.6). Die Auswertung erfolgte mit Hilfe des Integrators C-R5A Chromatopac der Firma Shimadzu.

Tab. 9.6: Einstellungen der Gasflüsse am Gaschromatographen GC-14B der Firma Shimadzu während der Messungen des Versuchsansatzes MOR mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>.

<b>Gas</b>	<b>[kg/cm<sup>2</sup>]</b>
N <sub>2</sub> (Trägergas)	1,25
H <sub>2</sub> (FID)	0,8
Luft (FID)	0,2

Zusätzlich zur Quantifizierung des CH<sub>4</sub>-Gehaltes wurde bei diesem Ansatz am Ende der Versuchslaufzeit die Konzentration an gebildetem Kohlendioxid gemessen. Hierzu wurden jeweils 250 µl des Headspace aus den gasdicht verschlossenen Serumflaschen entnommen und im Gaschromatographen SRI 8610C der Firma SRI Instruments ausgestattet mit einer gepackten Säule HayeSep D (Firma Hayes Separations, Inc.) und einem FID (Flammenionisationsdetektor) mit anschließendem Methanizer (zur Umwandlung des Kohlendioxids in Methan) quantifiziert. Als Trägergas wurde Helium mit einer Flussrate von 20 ml / min verwendet. Die GC-Einstellungen waren wie folgt: Injektor 60 °C, Detektor 380 °C und Ofen 40 °C (Tab. 9.7 und Tab. 9.8). Die Auswertung erfolgte mit der Software PeakSimple 3.29 (SRI Instruments).

### **9.5.2 Bestimmung der mikrobiellen Produktionsrate von Methan (MPR) und Kohlendioxid im Boden**

Die mikrobielle Methanproduktionsrate (MPR) gibt Hinweise auf die Besiedlung des Bodens durch methanogene Archaeen. Des Weiteren kann die Bestimmung der Kohlendioxidproduktionsraten einen ersten Eindruck von der Verfügbarkeit und dem Umsatz von organischen Substraten im Boden vermitteln (KRÜGER 2000).

Zur in-vitro Quantifizierung der mikrobiellen Produktionsrate von Methan und Kohlendioxid an den vier untersuchten Standorten wurden aus den drei Bodenkompartmenten 0-5 cm Tiefe, 5-10 cm Tiefe und 10-20 cm Tiefe jeweils ca. 5 g Boden in 22 ml Hungates-Röhrchen gefüllt und mit Septen und Schraubkappen dicht verschlossen. Die in den Hungates-Röhrchen und im Boden vorhandenen Gase wie z. B. Sauerstoff, Kohlendioxid und eventuell Methan wurden mit Stickstoff ausgegast. Abschließend wurde eine N<sub>2</sub>-Atmosphäre eingestellt und die Reaktionsgefäße bei Raumtemperatur im Dunkeln inkubiert. Es erfolgte pro Probe eine Dreifachbestimmung. Die Quantifizierung des gebildeten CH<sub>4</sub> und CO<sub>2</sub> erfolgte in regelmäßigen Zeitabständen gaschromatographisch. Die CH<sub>4</sub>- und CO<sub>2</sub>-Produktionsraten [ $\mu\text{mol g}_{\text{TG}}^{-1} \text{d}^{-1}$ ] wurden aus dem linearen Anstieg der CH<sub>4</sub>- und CO<sub>2</sub>-Konzentrationen über die Zeit berechnet und auf die Einwaage bezogen (KRÜGER 2000). Die Gleichungen zu dieser Berechnung sind analog zu den Gleichungen [15], [16] und [17] in Kapitel 9.5.1.

Die CH<sub>4</sub>- und CO<sub>2</sub>-Konzentrationen wurden durch Injizieren von 250  $\mu\text{l}$  des Headspace der gasdicht verschlossenen Hungates-Röhrchen in den Gaschromatographen SRI 8610C der Firma SRI Instruments ausgestattet mit einer gepackten Säule HayeSep D (Firma Hayes Separations, Inc.) und einem FID mit anschließendem Methanizer (zur Umwandlung des Kohlendioxids in Methan) quantifiziert. Als Trägergas wurde Helium mit einer Flussrate von 20 ml/min verwendet. Die GC-Einstellungen waren wie folgt: Injektor 60 °C, Detektor 380 °C und Ofen 40 °C (Tab. 9.7 und Tab. 9.8). Die Auswertung erfolgte mit der Software PeakSimple 3.29 (SRI Instruments).

Tab. 9.7: Einstellungen der Gasdrücke am Gaschromatographen SRI 8610C.

	local setpoint [PSI]	total setpoint [PSI]	actual [PSI]
He (Trägergas)	18	18	17
H <sub>2</sub> (FID)	21	21	20
Luft (FID)	7	7	6

Tab. 9.8: Gasflussraten des Gaschromatographen SRI 8610C. k.a. = keine Angabe.

	local setpoint [ml/min]	total setpoint [ml/min]	actual [ml/min]
He (Trägergas)	20	20	k.a.
H <sub>2</sub> (FID)	25	25	k.a.
Luft (FID)	250	250	k.a.

## **9.6 Statistische Datenauswertung**

Zur Auswertung der erhobenen Daten wurden unter Zuhilfenahme des Software Programms XLStat, Version 2006.5, der Firma Addinsoft verschiedene statistische Verfahren herangezogen:

- Deskriptive Statistik: Mittelwert, Standardfehler
- Überprüfen von Verteilungsannahmen: Shapiro-Wilk-Test
- Vergleich von Stichproben: Mann-Whitney U-Test, Kruskal-Wallis H-Test
- Korrelationsanalyse nach Spearman
- Multivariate Statistik: Clusteranalyse

Da die Normalverteilung der Daten in der Grundgesamtheit für viele statistische Tests Voraussetzung ist, muss diese vor der Anwendung solcher Tests überprüft werden. Hierzu wurde der Shapiro-Wilk-Tests, welcher sich durch eine gute Teststärke auch bei geringem Stichprobenumfang auszeichnet (SHAPIRO et al. 1968), durchgeführt. Beim Shapiro-Wilk-Test folgten ca. ein Drittel aller untersuchten Parameter nicht einer Normalverteilung. Aus diesem Grund wurden im Weiteren verteilungsunabhängige, nichtparametrische Verfahren verwendet.

Um zu überprüfen, ob ein signifikanter Zusammenhang zwischen Merkmalen zweier unabhängig voneinander erhobenen Stichproben als statistisch gesichert angenommen werden kann, wurde der nichtparametrische Mann-Whitney U-Test (Signifikanztest) auf einem Signifikanzniveau von  $\alpha = 0,05$  durchgeführt (JANSSEN & LAATZ 1999). Zur Feststellung, ob bei mehr als zwei Stichproben signifikante Unterschiede auftreten, wurde mit Hilfe des nichtparametrischen Kruskal-Wallis H-Test eine einfaktorielle Varianzanalyse auf einem Signifikanzniveau von  $\alpha = 0,05$  durchgeführt (KÖHLER et al. 2002). Der Mann-Whitney U-Test und der Kruskal-Wallis H-Test wurden in der vorliegenden Arbeit eingesetzt, um die vier in jeweils drei Bodentiefen untersuchten Standorte im Hinblick auf ihre mikrobielle Besiedlung vergleichen zu können.

Die Ermittlung von Zusammenhangmaßen erlaubt die Stärke und Richtung eines Zusammenhanges zwischen zwei Variablen anzugeben. Zu diesen Zusammenhangmaßen gehört auch der Rangkorrelationskoeffizient nach Spearman  $r_s$ , der keine normalverteilten Daten voraussetzt (KÖHLER et al. 2002). Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde die Korrelationsanalyse nach Spearman auf einem Signifikanzniveau von  $\alpha = 0,05$  durchgeführt, um Zusammenhänge zwischen den



Mikroorganismenabundanzen bzw. deren Stoffwechselaktivitäten und den abiotischen Faktoren aufzudecken.

Zur Einordnung von Objekten, für die mehrere Merkmale vorliegen, in Gruppen (Cluster) mit der Zielsetzung, dass in einem Cluster möglichst gleichartige bzw. ähnliche Objekte zusammengefasst sind, findet die multivariate statistische Methode der Clusteranalyse Verwendung. Als Grundlage dieser Klassifikation dient eine Ähnlichkeits- bzw. Distanzmatrix (JANSSEN & LAATZ 1999). Die im Rahmen der vorliegenden Arbeit durchgeführte hierarchische Clusteranalyse wurde für einen abiotischen Vergleich der vier in jeweils drei Bodentiefen untersuchten Standorte herangezogen. Als Distanzmaß wurde der euklidische Abstand mit dem Verknüpfungsverfahren „average linkage between groups/unweighted pair-group average“ verwendet.

## **9.7 Fehlerbetrachtung**

Bei fast allen verwendeten Methoden handelt es sich um Standardmethoden, die von der Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe (BGR) in Hannover bereits seit längerem für die Qualifizierung und Quantifizierung von Bodenmikroorganismen sowie zur Charakterisierung von Böden angewendet werden. Das Gleiche gilt für die im geologischen Labor der Universität Duisburg-Essen verwendeten Methoden.

Fehlerquellen der verwendeten Methoden resultieren aus den statistischen Fehlern (Zufallsfehler) und den systematischen Fehlern.

Statistische Fehler beruhen zumeist auf der Ungenauigkeit der verwendeten Analysengeräte oder der zugrunde liegenden Kalibrierung (wie z. B. im Falle der gaschromatographischen Messungen).

Systematische Fehler lassen sich z. B. auf Fehler bei der Probenahme, Nichteinhaltung steriler Arbeitsbedingungen oder ungenaues Arbeiten, z. B. bei der Einwaage der Proben, zurückführen.

Da sämtliche Untersuchungen und Analysen in Form von Doppel- bzw. Dreifachbestimmungen durchgeführt wurden, ist davon auszugehen, dass systematische Fehler minimiert werden konnten.

## 10 Ergebnisse und Auswertung

### 10.1 Physikalisch-chemische Analysen des Bodens

Die physikalisch-chemischen Parameter, welche zur Charakterisierung der Habitate ermittelt wurden, sind im Folgenden dargestellt. Dabei sind die pH-Werte, die Wassergehalte, die Korngrößenverteilungen sowie die Mineralzusammensetzungen in Tabelle 10.1 zusammengefasst. Die Ergebnisse der Elementanalysen mittels Röntgenfluoreszenz (RFA) und Gaschromatographie (Gesamtkohlenstoff und Gesamtstickstoff) sind in Kapitel 10.2 ausführlicher dargestellt.

Tab. 10.1: Physikalisch-chemische Bodenanalysen (pH-Wert, Wassergehalt [%], Bodenart und Mineralzusammensetzung) der vier im Hunsrück untersuchten Standorte in den jeweiligen Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm.

Standort	Tiefe [cm]	pH <sub>(24h)</sub>	Wassergehalt [%], n=2 ± SA	Bodenart *	Mineralzusammensetzung **
1	0-5	3,21	27,46 ± 0,79	fS, ms, gs, u'	Quarz, Sanidin, Muskovit
	5-10	3,84	19,06 ± 0,88	fS, m $\bar{s}$ , u', gs'	Quarz, Sanidin, Muskovit
	10-20	3,79	15,55 ± 0,96	fS, ms, u', gs'	Quarz, Sanidin, Muskovit
2	0-5	3,91	17,04 ± 0,02	fS, m $\bar{s}$ , u', gs'	Quarz, Sanidin, Muskovit
	5-10	3,68	13,46 ± 0,22	fS, ms, gs, u'	Quarz, Sanidin, Muskovit
	10-20	3,77	8,91 ± 0,69	gS, fs, ms'	Quarz, Muskovit
3	0-5	4,32	15,73 ± 0,25	S	Quarz, Sanidin, Illit
	5-10	4,32	15,07 ± 0,71	S	Quarz, Sanidin, Illit
	10-20	4,05	14,13 ± 0,41	mS, f $\bar{s}$ , gs	Quarz, Sanidin, Illit
4	0-5	4,17	11,65 ± 3,53	fS, m $\bar{s}$ , u', gs'	Quarz, Sanidin
	5-10	4,29	14,32 ± 0,02	fS, m $\bar{s}$ , u', gs'	Quarz, Sanidin
	10-20	4,29	14,65 ± 0,13	S, u'	Quarz, Sanidin

\* Korngrößenverteilung s. Abb. A1 und A2 im Anhang, Kap. 17; Abkürzungen: fS = Feinsand, ms = mittelsandig, gs = grobsandig, u' = stark schluffig, m  $\bar{s}$  = schwach mittelsandig, gs' = stark grobsandig, gS = Grobsand, fs = feinsandig, ms' = stark mittelsandig, S = Sand, mS = Mittelsand, f  $\bar{s}$  = schwach feinsandig

\*\* Mineralzusammensetzung s. Abb. A3 im Anhang, Kap. 17

## **10.2 Bestimmung von Haupt- und Nebenelementen mittels Röntgenfluoreszenzanalyse und Gaschromatographie**

Die Ergebnisse der Elementbestimmung werden im Folgenden nicht im Einzelnen dargestellt. Detaillierte Angaben sind Tabelle A5 im Anhang (s. Kap. 17) zu entnehmen. Die Phosphorgehalte liegen zwischen 122,65 mg/kg (3\_5-10) und 429,49 mg/kg (1\_0-5). Für Schwefel konnten Gehalte von 218,3 mg/kg (4\_5-10) bis 1.016 mg/kg (1\_0-5) bestimmt werden. Die Manganoxidwerte liegen zwischen 485,3 mg/kg (2\_5-10) und 2.892 mg/kg (3\_0-5). Eisenoxid ist von 13.920 mg/kg (2\_10-20) bis 47.720 mg/kg (1\_5-10) gemessen worden. Die Nickelkonzentrationen schwanken zwischen 11,1 mg/kg (2\_0-5) und 25,9 mg/kg (1\_5-10). Kupfer konnte mit Werten von 5,8 mg/kg (3\_0-5) bis 42,8 mg/kg (1\_0-5) registriert werden. Die Bleikonzentrationen bewegen sich in einem Bereich von 32,1 mg/kg (3\_5-10) bis 92,5 mg/kg (1\_0-5). Die Strontiumgehalte zeigen Werte zwischen 107,3 mg/kg (2\_5-10) und 523,6 mg/kg (3\_5-10). Für Arsen sind Konzentrationen zwischen 3,3 mg/kg (3\_10-20) und 14,6 mg/kg (2\_5-10) zu verzeichnen. Die Cadmiumgehalte liegen zwischen 1,8 mg/kg (4\_0-5) und 5,4 mg/kg (1\_0-5). Die Trends (Abnahme bzw. Zunahme) der jeweiligen Elementkonzentrationen bezogen auf die Tiefe sind der Abbildung 10.1 zu entnehmen. Molybdän konnte mit der RFA an keinem Standort nachgewiesen werden.

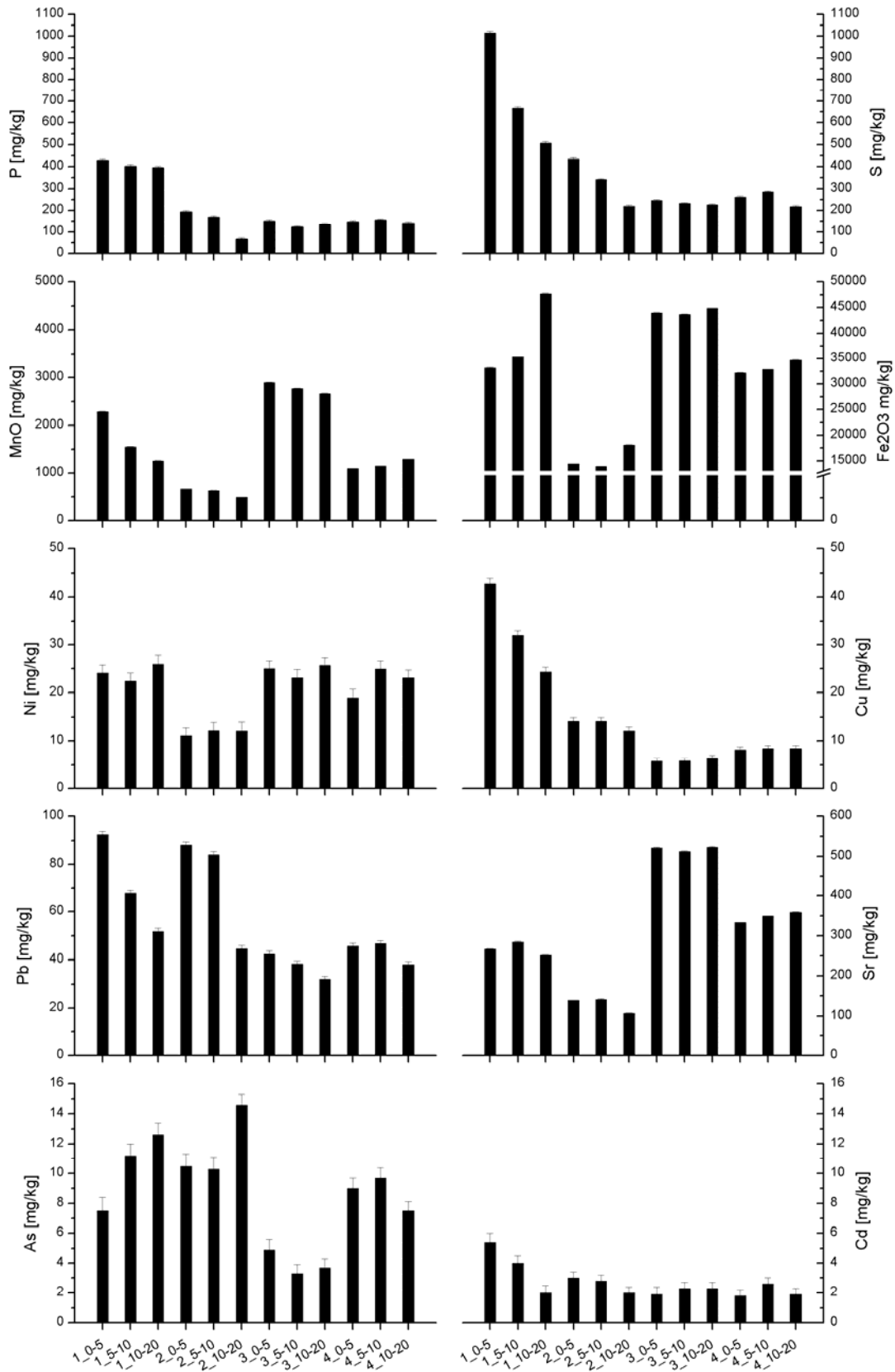


Abb. 10.1: Elementkonzentrationen [mg/kg] der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 mittels Röntgenfluoreszenzanalyse beprobten Standorte. Die y-Achsen weisen unterschiedliche Skalierungen auf.

Ein signifikanter positiver Zusammenhang zwischen Mikroorganismenabundanz und der mit der RFA untersuchten Umweltvariablen Cadmium konnte für die Archaeen nachgewiesen werden. Signifikante negative Korrelationen zeigen jeweils die Archaeen mit Eisen(III)oxid bzw. Nickel sowie die Eukaryoten ebenfalls mit Eisen(III)oxid (Tab. 10.2).

Korrelationen zwischen Mikroorganismenabundanz und weiterer mit der RFA ermittelten, nicht in Abbildung 10.1 dargestellten Elemente sind der Tabelle A6 im Anhang (Kap. 17) zu entnehmen. Hierbei handelt es sich um eine positive hochsignifikante Korrelation zwischen Eukaryotenabundanz und Chrom, sowie positive signifikante Korrelationen zwischen Eukaryoten und Yttrium und zwischen Archaeen und Germanium, Zinn und Antimon.

Signifikante, z. T. auch hochsignifikante, sowohl positive als auch negative Korrelationen ergaben sich zudem für verschiedene Elemente untereinander (Tab. 10.2 sowie Tab. A6 im Anhang, Kap. 17).

Tab. 10.2: Ergebnisse der Korrelationsanalysen nach Spearman (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Signifikante und hochsignifikante Korrelationen sind fett gedruckt. \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

	Bac	Arch	Euk	P	MnO	Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Ni	Cu	Sr	Cd	Pb	As	S
Bac	1												
Arch	-0,182	1											
Euk	0,441	0,182	1										
P	0,217	0,049	0,224	1									
MnO	0,301	-0,336	-0,343	0,000	1								
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	0,063	<b>-0,587*</b>	<b>-0,615*</b>	-0,028	<b>0,790**</b>	1							
Ni	-0,154	<b>-0,602*</b>	-0,532	0,098	<b>0,673*</b>	<b>0,855**</b>	1						
Cu	0,042	0,295	0,411	<b>0,765**</b>	-0,389	-0,263	-0,216	1					
Sr	0,063	-0,510	-0,392	-0,343	<b>0,811**</b>	<b>0,643*</b>	<b>0,627*</b>	<b>-0,723*</b>	1				
Cd	-0,134	<b>0,671*</b>	0,112	<b>0,619*</b>	-0,025	-0,239	-0,176	<b>0,654*</b>	-0,334	1			
Pb	0,070	0,427	0,392	<b>0,839**</b>	-0,399	-0,483	-0,340	<b>0,814**</b>	<b>-0,713*</b>	<b>0,685*</b>	1		
As	-0,165	0,200	0,144	0,329	<b>-0,757**</b>	-0,382	-0,402	<b>0,659*</b>	<b>-0,848**</b>	0,160	0,525	1	
S	0,049	0,161	0,119	<b>0,944**</b>	-0,042	-0,070	0,025	<b>0,747**</b>	-0,413	<b>0,678*</b>	<b>0,888**</b>	0,354	1

Die gaschromatographisch bestimmten Gesamtkohlenstoff- und Gesamtstickstoffgehalte sowie das Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis der im Hunsrück beprobten Standorte sind der Abbildung 10.2 zu entnehmen. Die jeweiligen höchsten Konzentrationen aller beprobten Standorte wurden in der obersten Bodenschicht (0-5 cm) des Standortes 1 mit 6,5 g N/kg und 99,3 g C/kg gefunden. Mit Ausnahme des Standortes 4 lässt sich tendenziell eine Abnahme der Gehalte mit zunehmender Tiefe beobachten. An Standort 4 sind die höchsten Konzentrationen in der mittleren beprobten Tiefe von 5-10 cm zu finden. Die niedrigste Stickstoffkonzentration mit 1,0 g/kg findet sich in 10-20 cm Tiefe an Standort 2. Beim Kohlenstoffgehalt weist die tiefste Bodenschicht des Standortes 3 mit 10,8 g/kg den niedrigsten Wert auf. Das C:N-Verhältnis weist an den Standorten 1 bis 3 ebenfalls einen abnehmenden Trend auf. Die höchste Rate lässt sich in der obersten Bodenschicht des Standortes 2 mit 15,9 nachweisen. Das jeweils niedrigste C:N-Verhältnis mit 10,7 haben die tiefsten Schichten (10-20 cm) der Standorte 3 und 4.

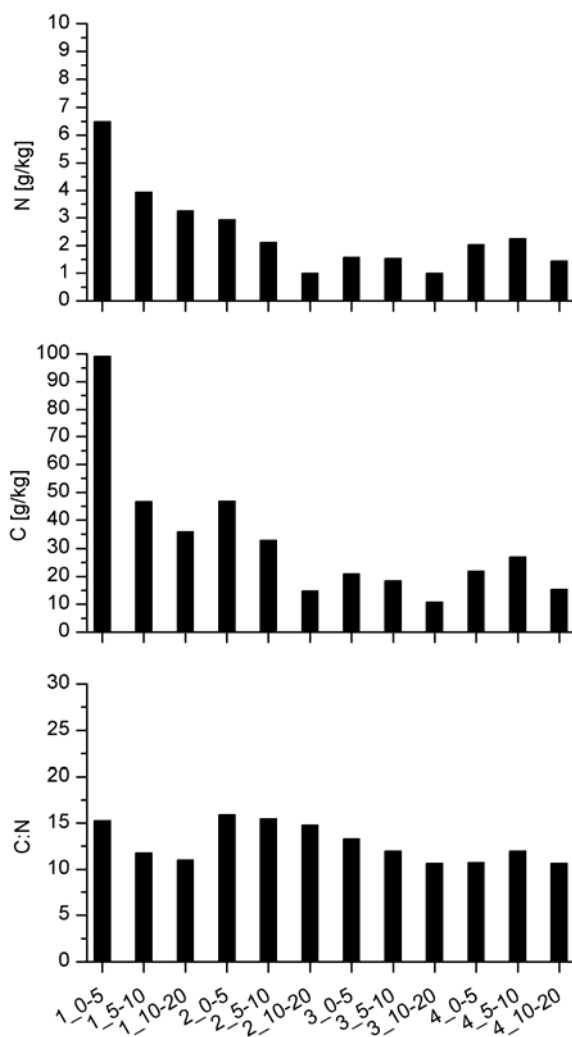


Abb. 10.2: Gesamtkohlenstoff- [g/kg] und Gesamtstickstoffgehalt [g/kg] sowie das Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C:N) der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 beprobten Standorte.

Die Abundanzen der Bakterien, Archaeen und Eukaryoten in den unterschiedlichen Bodentiefen der vier untersuchten Standorte korrelieren nicht mit den gaschromatographisch bestimmten Gesamtkohlenstoff- und Gesamtstickstoffgehalten. Einzig bei den Archeen ergibt sich ein hochsignifikanter positiver Zusammenhang zwischen der Abundanz und dem Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C:N) (Tab. 10.3).

Tab. 10.3: Ergebnisse der Korrelationsanalysen nach Spearman (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Signifikante und hochsignifikante Korrelationen sind fett gedruckt. \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

Variablen	Bac	Arch	Euk	N	C	C:N
<b>Bac</b>	<b>1</b>					
<b>Arch</b>	-0,182	<b>1</b>				
<b>Euk</b>	0,441	0,182	<b>1</b>			
<b>N</b>	0,161	0,056	0,168	<b>1</b>		
<b>C</b>	0,238	0,224	0,280	<b>0,965**</b>	<b>1</b>	
<b>C:N</b>	0,035	<b>0,818**</b>	0,245	0,301	0,490	<b>1</b>

Die hierarchische Clusteranalyse der ermittelten physiko-chemischen abiotischen Bodenparameter (Abb. 10.3) macht deutlich, dass sich die oberste Bodenschicht (0-5 cm) von Standort 1 deutlich von den anderen Standorten abhebt. Es folgt Standort 2, welcher ebenfalls ein eigenes Cluster bildet. Das 3. Cluster beinhaltet die Standorte 3 und 4, sowie Standort 1 in den Tiefen 5-10 cm und 10-20 cm, wobei sich Standort 4 und die beiden Bodenkompimente des Standortes 1 ähnlicher sind. An den jeweiligen Standorten sind sich die beiden unteren Bodenkompimente ähnlicher als die oberste untersuchte Bodenschicht (0-5 cm Tiefe). Eine Ausnahme bildet hier lediglich Standort 2, an dem sich die beiden obersten Schichten deutlich ähnlicher sind im Vergleich zur tiefsten beprobten Schicht (10-20 cm).

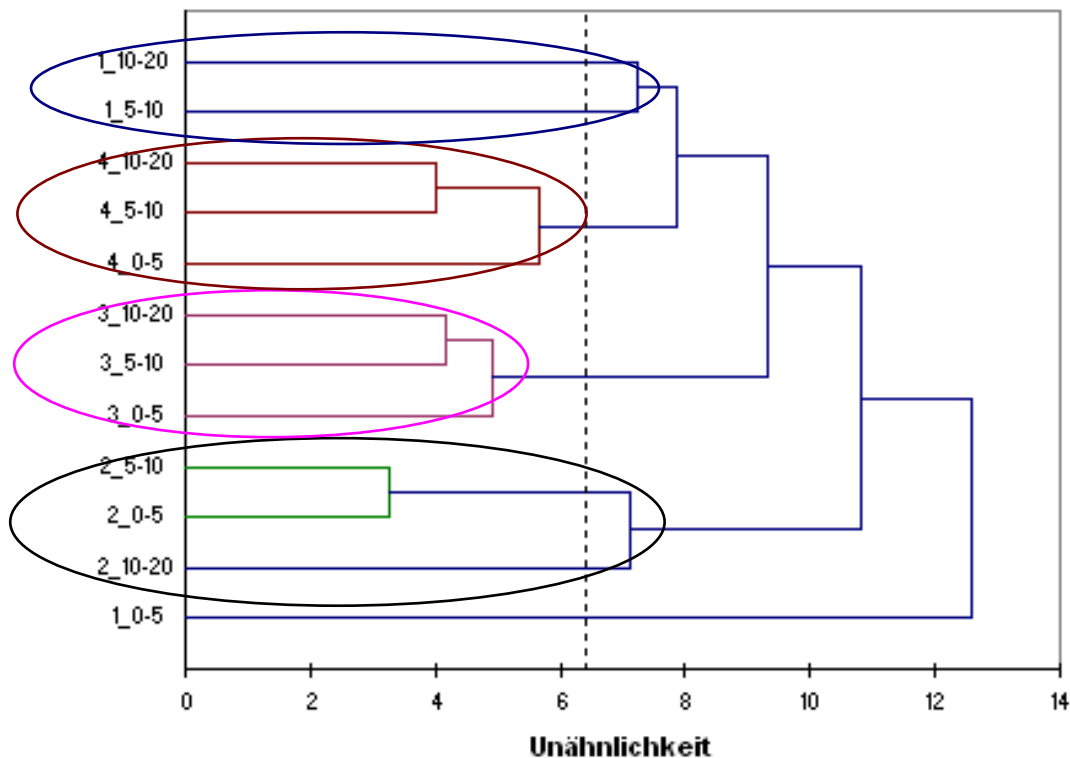


Abb. 10.3: Clusterdiagramm der vier im Hunsrück in den jeweiligen Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm) im Juni 2007 beprobten Standorte auf Grundlage der abiotischen Bodenparameter (n=51). Distanzmaß: Euklidischer Abstand, Verknüpfungsverfahren: „average linkage between groups/unweighted pair-group average“.

### 10.3 Analyse der Bodengase

#### 10.3.1 Bestimmung der Heliumkonzentration

Die an den vier Standorten ermittelten mittleren Heliumkonzentrationen sind in Abbildung 10.4 dargestellt. Die höchste Heliumkonzentration findet sich mit 5.578 ppb<sub>v</sub> an Standort 1. Eine mit 5.361 ppb<sub>v</sub> deutlich niedrigere Konzentration weist Standort 4 auf. Die Standorte 2 und 3 liegen mit Werten von 5.207 ppb<sub>v</sub> bzw. 5.216 ppb<sub>v</sub> im Bereich der atmosphärischen Heliumkonzentration (5.220 ppb<sub>v</sub>, HOLLAND & EMMERSON 1987).



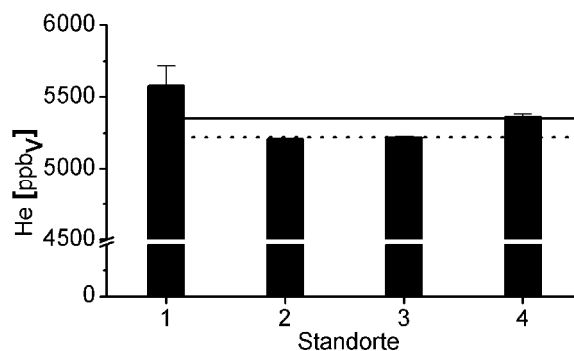


Abb. 10.4: Heliumkonzentration [ppb<sub>V</sub>] der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte. Die atmosphärische Heliumkonzentration (gestrichelte Linie) beträgt 5220 ppb<sub>V</sub> (HOLLAND & EMMERSON 1987). Der im Hunsrück im Untersuchungsgebiet ermittelte Heliumhintergrundwert (durchgezogene Linie) beträgt 5350 ppb<sub>V</sub> (SIMON 2007).  $n = 3 \pm \text{SF}$ .

### 10.3.2 Bestimmung der Gaszusammensetzung

Einen Überblick über die Gaszusammensetzung der Bodenluft an den vier untersuchten Standorten liefert Tabelle 10.4. Die Stickstoffkonzentrationen liegen an allen Standorten und Tiefen leicht oberhalb des N<sub>2</sub>-Gehaltes der Laborluft. Bei den Konzentrationen von Sauerstoff und Argon verhält es sich umgekehrt. Hier sind die Konzentrationen der Proben knapp unterhalb des Laborluftgehaltes. Die Kohlendioxid- und Methangehalte, welche in der Bodenluft gemessen wurden, weisen im Vergleich zu der Laborluft deutlich höhere Werte auf. Ethen (C<sub>2</sub>H<sub>4</sub>), Ethan (C<sub>2</sub>H<sub>6</sub>) und Propan (C<sub>3</sub>H<sub>8</sub>) konnten in der Bodenluft mit der angewendeten Methode nicht nachgewiesen werden.

Tab. 10.4: Gaschromatographische Bestimmung der Bodengaszusammensetzung der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte in unterschiedlichen Tiefen.  $n = 2 \pm \text{SF}$ . \* Mittelwerte aller Standorte und Tiefen.

Standort	Tiefe [cm]	N <sub>2</sub> [Vol.%]	O <sub>2</sub> +Ar [Vol.%]	CO <sub>2</sub> [Vol.%]	CH <sub>4</sub> [ppm <sub>V</sub> ]	C <sub>2</sub> H <sub>4</sub> [ppm <sub>V</sub> ]	C <sub>2</sub> H <sub>6</sub> [ppm <sub>V</sub> ]	C <sub>3</sub> H <sub>8</sub> [ppm <sub>V</sub> ]
1	20	78,38±0,02	21,47±0,00	0,15±0,02	1,70±0,10	0,00±0	0,00±0	0,00±0
1	80	78,38±0,03	21,55±0,04	0,06±0,01	4,65±2,75	0,00±0	0,00±0	0,00±0
2	20	78,47±0,02	20,89±0,26	0,64±0,27	3,45±1,25	0,00±0	0,00±0	0,00±0
2	70	78,37±0,01	21,57±0,03	0,06±0,02	2,55±0,35	0,00±0	0,00±0	0,00±0
3	20	78,48±0,10	21,41±0,10	0,12±0,01	1,65±0,35	0,00±0	0,00±0	0,00±0
3	70	78,45±0,01	21,36±0,01	0,20±0,01	15,95±1,55	0,00±0	0,00±0	0,00±0
4	20	78,31±0,00	21,65±0,01	0,05±0,01	1,85±0,25	0,00±0	0,00±0	0,00±0
4	60	78,41±0,02	21,44±0,06	0,15±0,45	4,15±2,95	0,00±0	0,00±0	0,00±0
Mittelwert*		78,40	21,42	0,18	4,49	0,00	0,00	0,00
Laborluft		78,25	21,61	0,07	1,70	0,00	0,00	0,00

Die hierarchische Clusteranalyse der Bodengase (Abb. 10.5) zeigt, dass sich insgesamt die vier beprobten Standorte relativ ähnlich sind (Unähnlichkeit zwischen Cluster 1 und Cluster 2: ca. 3,75). Es lässt sich jedoch veranschaulichen, dass sich Standort 3 (Cluster 1) von den anderen drei Standorten (Cluster 2) abhebt. In Cluster 2 weisen die Standorte 1 und 2 im Vergleich zu Standort 4 eine größere Ähnlichkeit zueinander auf.

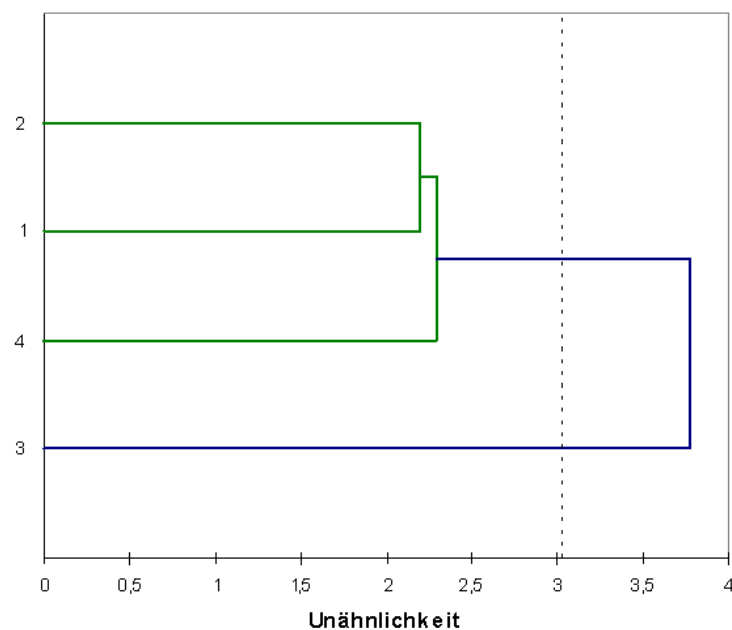


Abb. 10.5: Clusterdiagramm der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte auf Grundlage der Bodengase ( $n=5$ ). Distanzmaß: Euklidischer Abstand, Verknüpfungsverfahren: „average linkage between groups / unweighted pair-group average“.

#### **10.4 Quantifizierung von Mikroorganismen mittels real-time PCR**

Die Kurvenverläufe der einzelnen Zyklen in den Assays zur Quantifizierung der Gesamtbakterien, der Archaeen und der Eukaryoten sowie die CT-Werte sind im Anhang (Kap. 17) zu finden. Die mittels der CT-Werte erstellten Standardgeraden zur Berechnung der Gesamtzellzahlen befinden sich ebenfalls im Anhang (Kap. 17).

Die nachfolgende Abbildung 10.6 verdeutlicht die Gesamtbakterien-, die Archaeen- und die Eukaryotenzahlen der 12 untersuchten Proben.

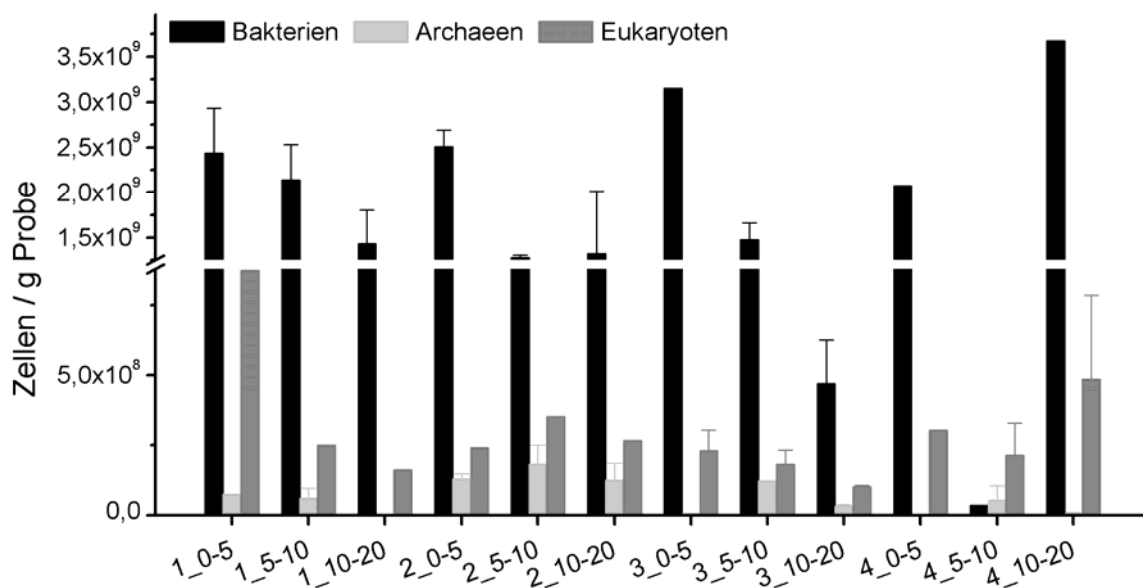


Abb. 10.6: Quantifizierung der Gesamtbakterien, Archaeen und Eukaryoten der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Auf Grund der Skalierung ist die niedrige Archaeenzahl der Proben 1\_10-20, 3\_0-5 und 4\_0-5 im Diagramm nicht mehr dargestellt. Mittelwert  $\pm$  SF,  $n = 2$ .

Die höchsten Gesamtbakterienzahlen finden sich mit  $3,67 \cdot 10^9$  bzw.  $3,15 \cdot 10^9$  Zellen / g Probe an den Standorten 3 in 0-5 cm Tiefe bzw. 4 in 10-20 cm Tiefe. Mit  $3,59 \cdot 10^7$  Zellen / g Probe weist der Standort 4 in 5-10 cm Tiefe die geringste Bakterienbesiedlung auf. Die Standorte 1 und 3 zeigen mit zunehmender Tiefe eine abnehmende Tendenz in der bakteriellen Besiedlungsdichte.

Für die Archaeenzahlen findet sich an Standort 1 ein ähnlicher Trend: dort nehmen die Zellzahlen von  $7,55 \cdot 10^7$  Zellen / g Probe in der obersten Bodenschicht (0-5 cm) auf  $1,92 \cdot 10^6$  Zellen / g Probe in der tiefsten untersuchten Schicht (10-20 cm) ab. Insgesamt schwanken die Archaeenzahlen zwischen  $1,83 \cdot 10^8$  Zellen / g Probe (Standort 2 in 5-10 cm Tiefe) und  $1,92 \cdot 10^6$  Zellen / g Probe (Standort 1 in 10-20 cm Tiefe).

An den Standorten 1 und 3 verringern sich die Eukaryotenzahlen mit zunehmender Tiefe. Für die Standorte 2 und 4 ist kein eindeutiger Trend erkennbar. Insgesamt liegen die Zellzahlen der eukaryotischen Organismen zwischen  $8,74 \cdot 10^8$  und  $1,01 \cdot 10^8$  Zellen / g Probe und weisen somit keine so starken Schwankungen auf wie die der Bakterien und Archaeen.

Ein Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der vier Standorte miteinander zeigt, dass sich hochsignifikante Unterschiede der Bakterienzahlen in den Tiefen 5-10 cm und 10-20 cm finden. Bei den Archaeen weisen sowohl die oberste als auch die unterste untersuchte Bodenschicht signifikante Abundanzunterschiede auf. Für die Eukaryoten hingegen finden sich lediglich in den tiefsten Bodenkompartmenten Unterschiede in der Abundanz (Tab. 10.5).

Tab. 10.5: Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten vier Standorte miteinander. ns = nicht signifikant, \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant), Kruskal-Wallis H-Test (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

Tiefe [cm]	Bac	Arch	Euk
0-5	ns	*	ns
5-10	**	ns	ns
10-20	**	*	*
gesamtes Profil	ns	*	*

Betrachtet man die Mikroorganismenabundanzen der jeweiligen Standorte, so ist festzustellen, dass sich an allen vier Standorten die Bakterienabundanzen über das jeweilige Bodenprofil signifikant, z. T. sogar hochsignifikant, unterscheiden (Tab. 10.6). Bei den Archaeen fallen nur an Standort 3 signifikante Unterschiede auf. Die Standorte 1 und 3 weisen über das gesamte untersuchte Bodenprofil signifikante Unterschiede in der Eukaryotenabundanz auf.

Tab. 10.6: Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der jeweiligen Bodenprofile der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten vier Standorte. ns = nicht signifikant, \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant), Kruskal-Wallis H-Test (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

	Bac	Arch	Euk
Standort 1	*	ns	*
Standort 2	**	ns	ns
Standort 3	**	*	*
Standort 4	*	ns	ns

Ein Vergleich der Mikroorganismenabundanzen der Standorte 1, 2 und 4 mit dem Referenzstandort 3 fasst Tabelle 10.7 zusammen. Der Vergleich der Standorte 3 und 4 untereinander zeigt, dass bei den Bakterienabundanzen in allen Tiefen signifikante, z. T. hochsignifikante Unterschiede bestehen. Bei den Archaeen finden sich nur in der obersten Bodenschicht hochsignifikante Unterschiede, bei den Eukaryoten hingegen nur in dem tiefsten untersuchten Bodenkompartment. Der Vergleich der Standorte 3 und 2 untereinander weist lediglich bei den Archaeen in der obersten Bodenschicht (hochsignifikante) und bei den Eukaryoten in den Tiefen 5-10 cm (hochsignifikante) und 10-20 cm (signifikante) Abundanzunterschiede auf. Die Standorte 3 und 1 zeigen bei der Bakterienabundanz in den beiden tieferen Bodenschichten (5-10 cm und 10-20 cm) signifikante bzw. hochsignifikante Unterschiede, die Archaeen hingegen in 0-5 cm Tiefe (hochsignifikant) und 10-20 cm Tiefe (signifikant). Für die Eukaryoten der Standorte 3 und 1 konnte nur im obersten untersuchten Bodenkompartment ein hochsignifikanter Unterschied in der Abundanz festgestellt werden.

**Tab. 10.7** Signifikante Unterschiede der Mikroorganismenabundanzen der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten Standorte 1, 2 und 4 im Vergleich zum Referenzstandort 3. ns = nicht signifikant, \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant), Mann-Whitney U-Test (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

Tiefe [cm]	Standort 3 / Standort 4			Standort 3 / Standort 2			Standort 3 / Standort 1		
	Bac	Arch	Euk	Bac	Arch	Euk	Bac	Arch	Euk
0-5	**	**	ns	ns	**	ns	ns	**	**
5-10	**	ns	ns	ns	ns	**	*	ns	ns
10-20	*	ns	**	ns	ns	*	**	*	ns
gesamtes Profil	ns	ns	*	ns	**	**	*	ns	*

## **10.5 Messung von Prozessen**

### **10.5.1 Bestimmung der mikrobiellen Oxidationsrate von Methan im Boden (MOR)**

In regelmäßigen Zeitintervallen wurde die potentielle methanotrophe Aktivität der 12 Bodenproben (Standorte 1, 2, 3 und 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) untersucht. Bei diesen Messungen wurde zwischen initialer und induzierter Oxidationsrate unterschieden. Die MOR's der beiden Versuchsansätze mit unterschiedlicher Ausgangsmethankonzentration sind im Folgenden aufgeführt.

#### Ansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>:

Abbildung 10.7 zeigt die während der Versuchslaufzeit (Ansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>) von 39 Tagen gemessenen CH<sub>4</sub>-Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>]. Bei allen Proben ist nach anfänglichen Schwankungen eine Abnahme der CH<sub>4</sub>-Konzentration vom 19. bis zum 34. Tag erkennbar. Aus diesem Grund können die ersten 19 Versuchstage als initiale Oxidationsphase angesehen werden. Während dieser langen Anlaufphase war keine Methanoxidation zu messen, sondern eine geringe Methanproduktion. Diese ist nicht graphisch dargestellt.

Die induzierten CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten wurden für den Zeitraum vom 19. bis zum 34. Versuchstag berechnet (Abb. 10.8). Hierbei weist mit 0,0571 μmol CH<sub>4</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> die höchste Rate Standort 3 in 0-5 cm Tiefe auf. Die niedrigste Rate liegt bei 0,0341 μmol CH<sub>4</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (Standort 1, 10-20 cm Tiefe). Für die Standorte 1 und 3 ist mit zunehmender Tiefe eine Abnahme in der induzierten CH<sub>4</sub>-Oxidationsrate erkennbar. Die anderen beiden Standorte zeigen keinen eindeutigen Trend.

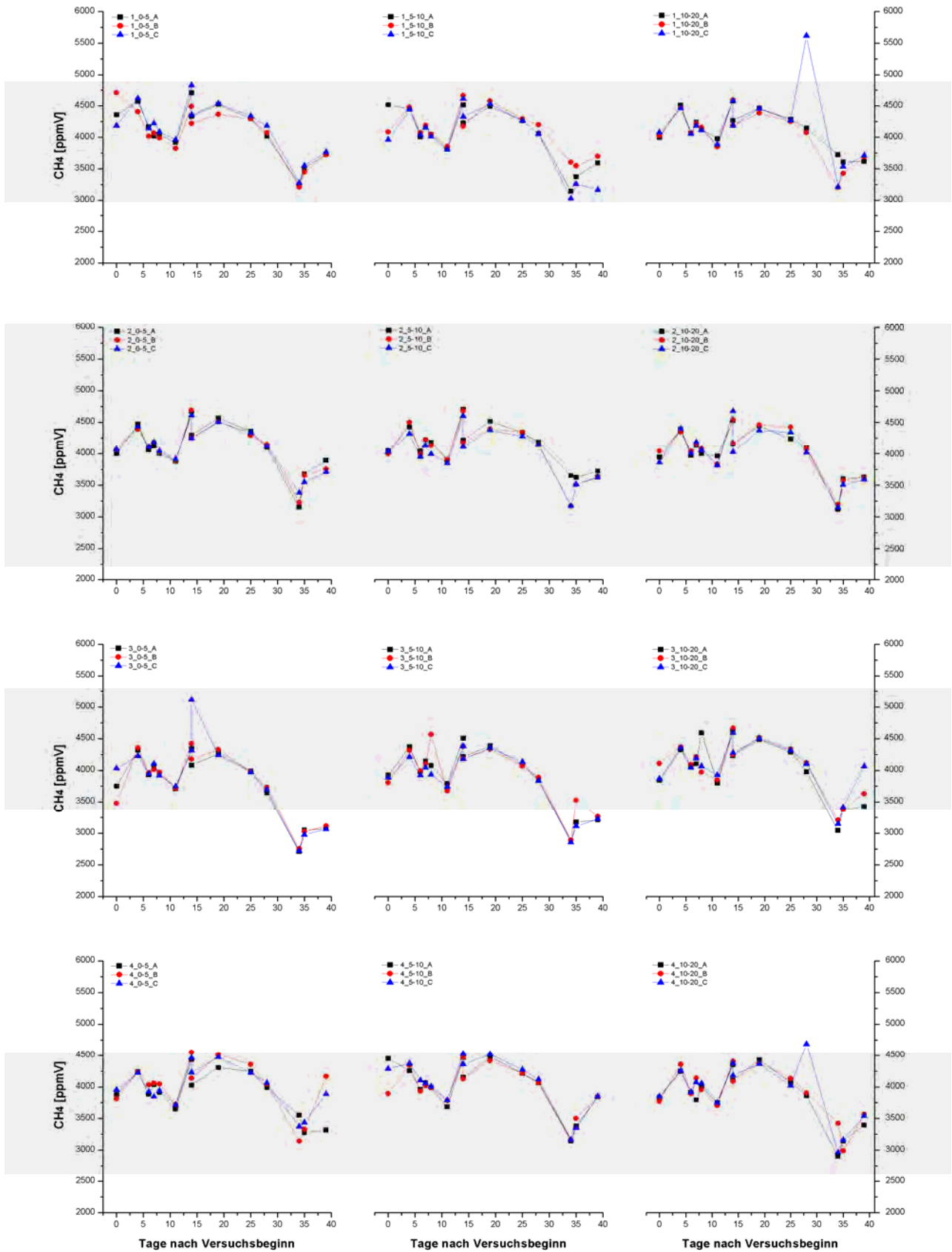


Abb. 10.7: Quantifizierung der Methankonzentration [ppm<sub>V</sub>] während 39 tägiger Versuchslaufzeit in den 12 aus dem Hunsrück untersuchten Proben. Versuchsansatz mit 5000 ppm<sub>V</sub> CH<sub>4</sub>.

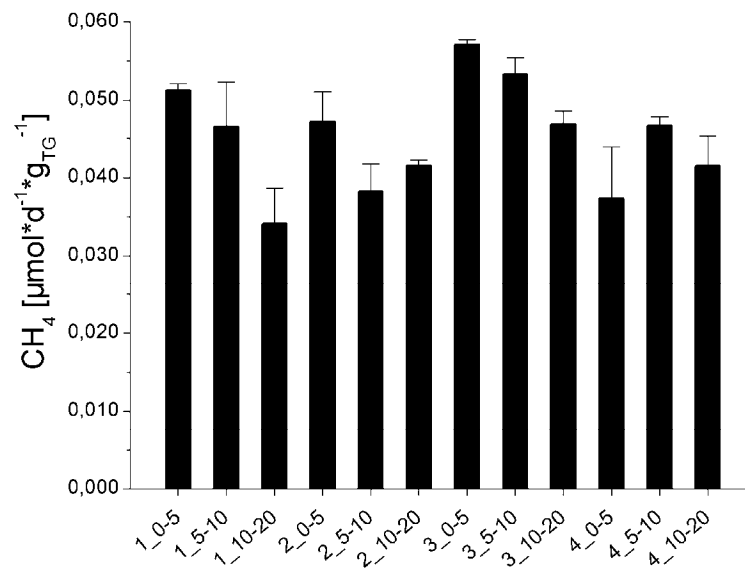


Abb. 10.8: Methanoxidationsraten als Indikator methanotropher Aktivität unter aeroben Bedingungen [ $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Versuchsansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Mittelwert  $\pm$  SF, n = 3. Dargestellt sind die CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der induzierten Phase.

#### Ansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>:

Die während der Versuchslaufzeit (Ansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>) von 20 Tagen gemessenen CH<sub>4</sub>-Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] sind in Abbildung 10.9 dargestellt. Dabei ist zu beobachten, dass in den ersten 6 Tagen die CH<sub>4</sub>-Konzentration noch leicht schwankt. Deshalb können die ersten 6 Versuchstage als initiale Oxidationsphase angesehen werden. In Abbildung 10.10a sind die mikrobiellen CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der Anlaufphase veranschaulicht. Sie liegen zwischen 0,0004  $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 3, 0-5 cm Tiefe) und 0,00002  $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 4, 10-20 cm Tiefe). An Standort 2 und an den Standorten 1 (in 0-5 cm Tiefe) und 3 (in 10-20 cm Tiefe) ist in der initialen Phase keine CH<sub>4</sub>-Oxidation nachweisbar.

Die induzierten CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten wurden für den Zeitraum vom 6. bis zum 20. Versuchstag berechnet (Abb. 10.10b). Die induzierten Raten bewegen sich zwischen 0,0002  $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 2, 10-20 cm Tiefe) und 0,0010  $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 3, 0-5 cm Tiefe). Somit weist auch im Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> Standort 3 in 0-5 cm Tiefe die höchste induzierte CH<sub>4</sub>-Oxidationsrate auf. Die Standorte 2 und 3 zeigen mit zunehmender Tiefe eine Abnahme der Raten, wohingegen Standort 4 eine deutliche Zunahme verzeichnet.



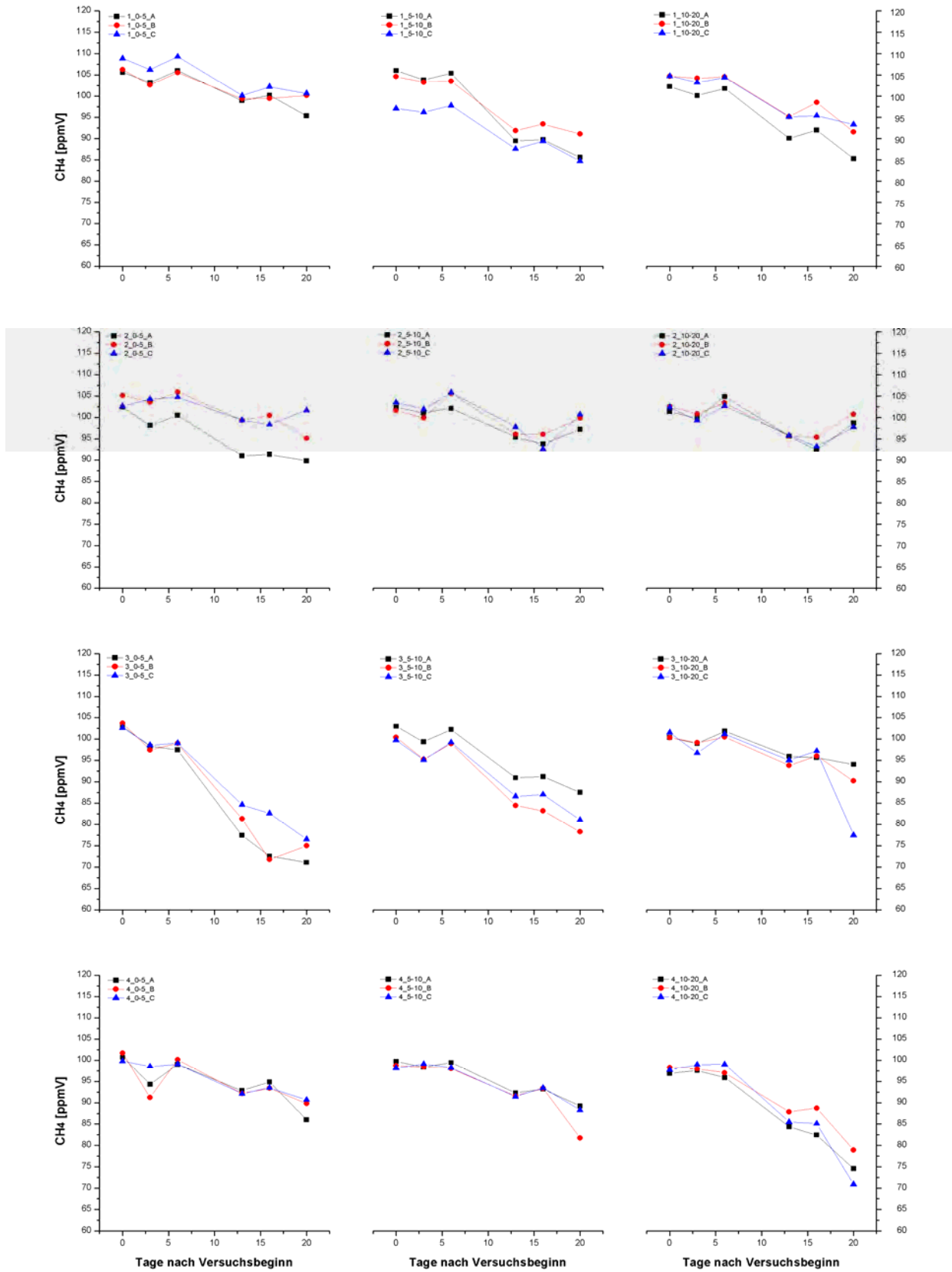
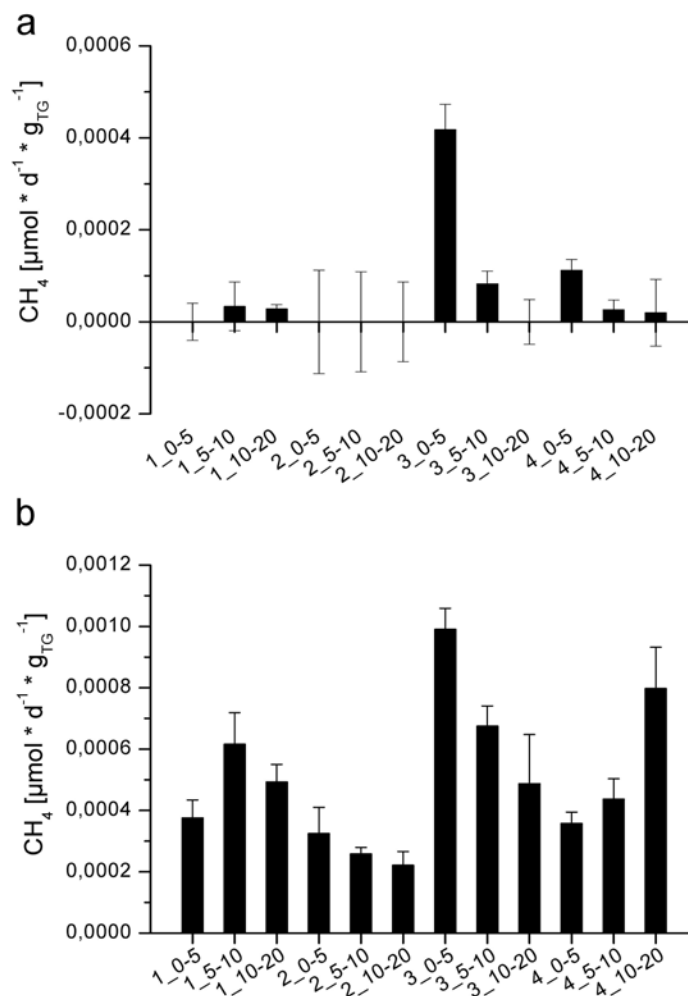


Abb. 10.9: Quantifizierung der Methankonzentration [ppm<sub>V</sub>] während 20 tägiger Versuchslaufzeit in den 12 aus dem Hunsrück untersuchten Proben. Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>V</sub> CH<sub>4</sub>.



**Abb. 10.10:** Methanoxidationsraten als Indikator methanotropher Aktivität unter aeroben Bedingungen [ $\mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$ ] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte. Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>V</sub> CH<sub>4</sub>. Mittelwert  $\pm$  SF, n = 3. (a) CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der initialen Phase. (b) CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der induzierten Phase.

Zusätzlich zu den initialen und induzierten CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten wurde bei diesem Versuchsansatz (100 ppm<sub>V</sub> CH<sub>4</sub>) das während der Versuchslaufzeit entstandene Kohlendioxid gemessen. Die CO<sub>2</sub>-Raten sind der Abbildung 10.11 zu entnehmen.

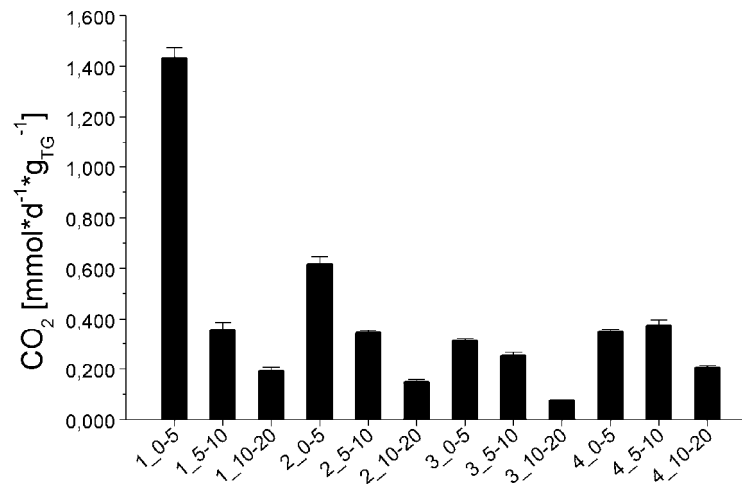


Abb. 10.11: Bildungsraten von CO<sub>2</sub> als Indikator mikrobieller Aktivität unter aeroben Bedingungen [mmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup>] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte während der Versuchslaufzeit von 21 Tagen. Mittelwert ± SF, n = 3.

Die mit Abstand höchste gebildete CO<sub>2</sub>-Rate weist Standort 1 in 0-5 cm Tiefe mit 1,4135 mmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> auf. Die Werte aller anderen Proben bewegen sich zwischen 0,6149 mmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (Standort 2, 0-5 cm Tiefe) und 0,0745 mmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (Standort 3, 10-20 cm Tiefe) deutlich darunter. An den Standorten 1 bis 3 ist mit zunehmender Tiefe jeweils eine deutliche Abnahme des gebildeten CO<sub>2</sub> zu verzeichnen. Standort 4 hingegen zeigt zunächst von 0-5 cm auf 5-10 cm Tiefe einen leichten Anstieg in der CO<sub>2</sub>-Rate, bevor sich diese in der tiefsten untersuchten Bodenschicht von 10-20 cm fast um die Hälfte auf 0,2039 mmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> reduziert.

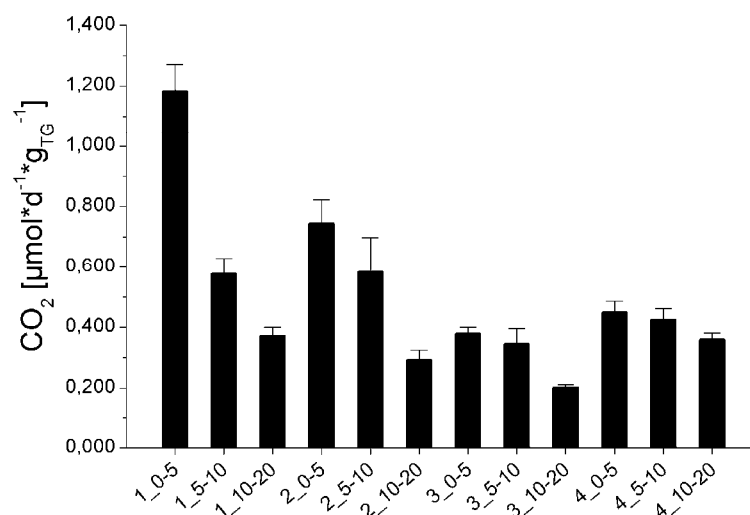
### 10.5.2 Bestimmung der mikrobiellen Produktionsrate von Methan (MPR) und Kohlendioxid im Boden

Während einer Versuchslaufzeit von 21 Tagen wurde die potentielle methanogene Aktivität der Bodenproben (Standorte 1, 2, 3 und 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm) untersucht. Bei diesen Analysen wurde zusätzlich die Produktionsrate von Kohlendioxid ermittelt.

An den Standorten 2, 3 und 4 sowie in den Tiefen 5-10 cm und 10-20 cm des Standortes 1 wurde durch methanogene Aktivität kein CH<sub>4</sub> produziert. Nur in dem obersten untersuchten Bodenkompartment des Standortes 1 (0-5 cm Tiefe)

konnte während des 21 tägigen Versuches mikrobiell produziertes CH<sub>4</sub> mit einer Rate von 0,0022 nmol CH<sub>4</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> nachgewiesen werden.

Die Produktionsraten des CO<sub>2</sub> sind, verglichen mit denen des aeroben Versuchsansatzes (MOR, Ansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>, s. Kap. 10.5.1), um den Faktor 1.000 geringer. Sie liegen zwischen 1,1819 μmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (Standort 1, 0-5 cm Tiefe) und 0,2018 μmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (Standort 3, 10-20 cm Tiefe) (Abb. 10.12). An allen Standorten ist dabei mit zunehmender Tiefe eine Abnahme an gebildetem CO<sub>2</sub> zu beobachten. Besonders deutlich wird dies an den Standorten 1 und 2. Dort fallen die CO<sub>2</sub>-Raten in dem tiefsten untersuchten Bodenkompartment (10-20 cm) um über die Hälfte geringer aus als in der obersten untersuchten Bodenschicht (0-5 cm).



**Abb. 10.12:** Bildungsraten von CO<sub>2</sub> als Indikator mikrobieller Aktivität unter anaeroben Bedingungen [μmol CO<sub>2</sub> \* d<sup>-1</sup> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup>] der im Hunsrück untersuchten vier Standorte während der Versuchslaufzeit von 21 Tagen. Mittelwert ± SF, n = 3.

## **11 Diskussion**

In der vorliegenden Arbeit wurden bodenmikrobiologische Untersuchungen durchgeführt, um den potentiellen Einfluss geologischer Störungszonen auf das Edaphon näher zu beleuchten. Einleitend erfolgt eine detaillierte Diskussion der Standortwahl, da diese entscheidend die untersuchten Parameter prägt. Im Weiteren werden die Bodenmikroorganismen bzw. deren Stoffwechselaktivität ausführlich erläutert. Dabei wird versucht, den Einfluss der geologischen Störungszonen auf die Bodenbiogeochemie zu verdeutlichen.

### **11.1 Standortwahl**

Böden bieten Mikroorganismen zahlreiche unterschiedliche Lebensräume von mikroskopischer Dimension (Mikrohabitate), da sie dynamische Systeme sind, die in sich große Inhomogenitäten aufweisen (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Die zum Wachstum und Überleben von Mikroorganismen nötige Kombination von Umweltbedingungen (z. B. Substrat, pH und Wassergehalt) weisen allerdings nur wenige Habitate im Boden auf (STOTZKY 1972). Die Heterogenität von Bodenmikroorganismen ist bedingt durch die chemische Variabilität des organischen Materials und seiner vertikalen und horizontalen Verbreitung. Aus diesem Grund leisten der Boden und seine Eigenschaften einen Beitrag zur räumlichen und zeitlichen Variation der mikrobiellen Gemeinschaft in Waldböden (LORENZ 2001). In einem heterogenen und komplexen Medium, wie Böden, können die Organismen, welche dominieren, als am besten angepasst an die gegebenen Bedingungen angesehen werden. Sie nutzen die Substrate am besten für eine maximale Wachstumsrate, d. h. sie besitzen die höchstmögliche Effektivität in der Nutzung von Nährstoffen und Produktion von Energie, die für die Synthese von Zellstrukturen wichtig ist. Die Fähigkeit auf Umweltbedingungen zu reagieren ist dabei genetisch fixiert (KUNC & MACURA 1988).

Bei der Auswahl der vier im Hunsrück untersuchten Standorte stand deren räumliche Nähe zueinander im Vordergrund. Zudem sollten beide störungsbeeinflussten Standorte auf der gleichen Störungzone liegen, um vergleichbare Voraussetzungen im Hinblick auf die charakteristischen Gegebenheiten der geologischen Störung zu gewährleisten. Die beiden Ameisenstandorte sollten von

der selben Hügel bauenden Waldameisenart besiedelt werden. Alle vier Standorte sollten die gleiche geologische Ausgangsbasis und eine vergleichbare Bodenart aufweisen. Die ausgewählten Standorte erfüllen alle Voraussetzungen, sodass ein Vergleich der Mikroorganismen und deren Aktivitäten gerechtfertigt ist.

Die rund 270 bis 370 m NN hoch gelegenen vier bodenmikrobiologisch untersuchten Standorte im Hunsrück gehören zur collinen bis submontanen Höhenstufe, die vor allem durch artenreiche Eichenmischwälder (*Quercetalia*) und Buchenwaldgesellschaften (*Fagetalia*) geprägt ist (ELLENBERG 1996). Laut mündlicher Mitteilung des für das Forstrevier Rhens zuständigen Revierleiters Herrn Kaul wäre die potentielle natürliche Vegetation des Untersuchungsgebietes die Eichengesellschaft. Dies spiegeln jedoch von den vier gewählten Standorten nur die Standorte 2 und 3 wider. Bei der Hauptbaumart des Standortes 4 handelt es sich um die Buche. An Standort 1 hingegen dominiert die Fichte. Die Vegetation nimmt durch ihre Streu und durch ihre Wurzeln sowie deren Ausscheidungen Einfluss auf die Entwicklung von Böden und somit auch Einfluss auf das Habitat der Bodenmikroorganismen, da sie die Ausgangssubstanzen der organischen Bodensubstanz liefert, die den Bodenmikroorganismen als Nährstoff- und Energiequelle dient (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Die Menge und die Zusammensetzung von Streu und Ausscheidungen, welche im Hinblick auf die verschiedenen Pflanzengesellschaften stark variieren können, nehmen Einfluss auf wichtige Bodeneigenschaften wie z. B. die Bodenacidität. In Fichtenbeständen versauert die Nadelstreu den Auflagehumus durch einen geringeren Gehalt an basischen Metallkationen und begünstigt somit die Entwicklung saurer Verwitterungsbedingungen (ELLENBERG 1996, SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Dies wird vor allem deutlich im Oberboden (0-5 cm Tiefe) des Standortes 1 (pH 3,21). In den tieferen Bodenkompartmenten des Standortes 1 (pH 3,84 und 3,79) sind die pH-Werte vergleichbar mit denen an Standort 2 (pH 3,91; 3,68 und 3,77). Im Gegensatz dazu weisen die Standorte 3 und 4 etwas höhere pH-Werte auf (4,32 / 4,32 / 4,05 bzw. 4,17 / 4,29 / 4,29). Betrachtet man den Einfluss des pH-Wertes auf die Gemeinschaftsstruktur und den Metabolismus der Bodenmikroorganismen, so lässt sich festhalten, dass allgemein pH-Bereiche unter 5,5 und über 8 für die biologische Aktivität als ungünstig zu bewerten sind (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Für eine gute Verfügbarkeit der Nährstoffe Stickstoff, Phosphor, Kalium, Schwefel, Kupfer, Bor und Zink sind pH-Werte

zwischen 4,5 und 7,5 erforderlich. Mit zunehmendem pH-Wert nimmt die Verfügbarkeit von Calcium, Magnesium und Molybdän zu, die von Eisen, Mangan und Kobalt hingegen ab. Bei pH-Werten unterhalb 5 treten Toxizitätsprobleme mit Aluminium, Eisen und Mangan auf. So bevorzugen die Mehrheit der Bakterien neutrale bis mäßig alkalische Böden (pH 6-8) (SCHINNER & SONNLEITNER 1996).

KING (1990) zeigte, dass die Mehrheit der methanotrophen Bakterien bei pH-Werten zwischen 6 und 7 optimales Wachstum aufweisen. Obwohl Methanproduktion und Methanoxidation auch bei pH-Werten unter 4 stattfinden (BENDER & CONRAD 1995), konnte bislang noch kein Wachstum methanotropher Bakterien bei einem pH-Wert kleiner 5 nachgewiesen werden (HANSON & HANSON 1996). Aus diesem Grund ist davon auszugehen, dass Methanotrophe und Methanogene ein neutrales bis schwach saures Bodenmilieu bevorzugen (LIEBNER 2003). Für die im Rahmen dieser Arbeit ausgewählten Standorte bedeutet dies, dass sie bezogen auf den pH-Wert sämtlich ein für die Bodenmikroorganismen suboptimales Milieu aufweisen.

Die Vegetation nimmt des Weiteren Einfluss auf das bodennahe Klima. So kommt es, dass es ein Grossteil des Jahres in Fichtenbeständen kühler als in Buchenbeständen des gleichen Standortes ist. Nur im Sommer gelangt in Fichtenforsten mehr Licht auf den Boden als in Buchenwäldern. (ELLENBERG 1996). Die Temperatur ist einer der wichtigsten Umweltfaktoren, welcher das Wachstum und die Aktivität von Organismen beeinflusst. Mikroorganismen besitzen jeweils ein spezifisches Temperaturspektrum, an das sie angepasst sind und das normalerweise die Durchschnittstemperaturen ihres Lebensraumes widerspiegelt (MADIGAN et al. 2001). Untersuchungen von Methanotrophen haben gezeigt, dass sie bei einer Temperaturspanne von 5 °C bis 12 °C ihre Methanoxidationsrate nahezu verdoppeln, wohingegen diese sich im Bereich von 12 °C bis 30 °C fast nicht verändert (PRICE et al. 2004). Das dort betrachtete Temperaturspektrum deckt die zu erwartenden Temperaturen auf Grund der unterschiedlichen Vegetation an den vier bodenmikrobiologisch untersuchten Standorten im Hunsrück ab. Es ist demzufolge davon auszugehen, dass das bodennahe Klima der vier Standorte zumindest auf die Methanflussraten und den Methanumsatz nur bedingt Einfluss ausübt, da es sich hier um einen für die Methanotrophen mesophilen Temperaturbereich handelt.

Die zuvor genannten Einflüsse der Vegetation auf bodenmikrobiologische Parameter können jedoch durch andere Standortfaktoren überlagert werden

(SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Mikroorganismen kongregieren in Poren, die genügend groß sein müssen, sowie in der Nähe geeigneter Nährstoffquellen (z. B. Überreste von toten Organismen, Fäkalien oder amorphe organische Substanzen) (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). So assoziieren in sandigen Böden z. B. 64 % der Bakterien mit organischen Partikeln, obwohl diese nur 15 % des Bodenvolumens umfassen (HISSETT & GRAY 1976). Es ist daher davon auszugehen, dass sandige Böden durch ihr entsprechend großes Porenvolumen für eine mikrobielle Besiedlung gut geeignet sind.

Geologisch gesehen handelt es sich bei den vier im Hunsrück bodenmikrobiologisch untersuchten Standorten um unterdevonische Sandsteine und Quarzite mit vereinzelt Ton- und Siltsteinen (SOLLE 1972). Eine genauere mineralogische Untersuchung hat gezeigt, dass an den Standorten 1 und 2 Quarz, Sanidin und Muskovit, am Standort 3 Quarz, Sanidin und Illit und an Standort 4 Quarz und Sanidin im Boden zu finden sind. Das Tonmineral Illit entsteht durch die Verwitterung von Muskovit oder durch die Verwitterung von Feldspäten und weiteren aluminiumreichen Mineralen. Es ist als häufiges Mineral in Ton- und Siltsteinen anzutreffen. Es ist bekannt, dass Mikroorganismen ein Anheften an Gesteins- und Mineraloberflächen dazu nutzen, um auf dort sorbierte Nährstoffe zugreifen zu können (MUELLER 1996, LECHEVALLIER & MCFETERS 1990, Davis & MCFETERS 1988). ROGERS et al. (1998) konnten die bevorzugte Besiedlung und Verwitterung phosphorhaltiger Feldspäte durch Mikroorganismen in Freilandexperimenten in einem mit Erdöl kontaminierten Aquifer dokumentieren. Anheftende Mikroorganismen setzten limitierte Nährstoffe aus der Silikat-Matrix frei und nutzten diese, was in einem Wachstum der Population mündete (ROGERS & BENNETT 2004). MAUCK & ROBERTS (2007) folgerten, dass in Habitaten mit limitiertem Nährstoffangebot der Gehalt an Spurenelementen in Mineralen zur Abundanz und Diversität mikrobieller Populationen beiträgt, da an ihren Oberflächen essentielle Nährstoffe für Wachstum und Metabolismus zur Verfügung stehen. Das Ausgangsmaterial der an der Bodenbildung der vier im Hunsrück untersuchten Standorte beteiligten Gesteine und Minerale ist vergleichbar. Somit kann davon ausgegangen werden, dass allein dadurch keine größeren Unterschiede in der mikrobiellen Diversität hervorgerufen werden. Die Korngrößenanalyse hat gezeigt, dass sich hinsichtlich der Bodenart die vier Standorte ebenfalls nur geringfügig unterscheiden. Die Standorte 1, 2 (außer in der Tiefe 10-20 cm) und 4 (außer in der Tiefe 10-20 cm) bestehen vorwiegend aus



Feinsand mit schluffigen, mittel- und grobsandigen Anteilen. Das tiefste beprobte Bodenkompartment des Standortes 2 weist überwiegend Grobsand auf und das des Standortes 4 Sand. Die Hauptbodenart an Standort 3 ist in den Tiefen 0-5 cm und 5-10 cm Sand und in 10-20 cm Tiefe Mittelsand mit fein- und grobsandigen Anteilen. Alle vier untersuchten Standorte lassen sich als Sandböden definieren, da, bezogen auf die Gewichtsanteile, die Sandfraktion mindestens 70 % und die Tonfraktion 15 % oder weniger ausmacht (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002, SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Wie weiter oben bereits angeführt, führt sandiger Boden durch seinen höheren Anteil gasgefüllter Poren und der daraus resultierenden erleichterten Diffusion von Gasen im Boden (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002) zu einer erhöhten mikrobiellen Aktivität (KOLB 2003, JÄCKEL et al. 2001, BOECKX et al. 1997). Somit kann die Bodenart aller vier untersuchten Standorte im Hinblick auf ihre potentielle mikrobielle Besiedlung und die Aktivität methanotropher Bakterien als optimal bezeichnet werden.

Sandböden weisen nicht nur eine gute Belüftung, sondern auch eine gute Entwässerung auf, da die Wasserhaltekapazität von Sandkörnern gering ist (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002, SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Die Verfügbarkeit von Wasser jedoch ist ein wichtiger Faktor für das Wachstum und die Aktivität von Mikroorganismen (MADIGAN et al. 2001, COYNE 1999). Wenn der Boden austrocknet, nimmt im Regelfall die mikrobielle Aktivität ab (LORENZ 2001). Trockene Perioden führen zu erhöhter Mineralisation und Nitrifikation nach der Wiederbefeuchtung (BEIER et al. 1993). Saisonale Fluktuationen der Feuchtigkeit, der Temperatur und der Nährstoffverfügbarkeit regulieren die mikrobielle Aktivität (INSAM et al. 1989). Kurzfristige Änderungen der Bodenfeuchte kontrollieren dabei die Größe der mikrobiellen Biomasse (WARDLE & PARKINSON 1990). Mikroorganismen unterscheiden sich hinsichtlich ihrer Sensitivität bezüglich Trockenstress (COYNE 1999). Man unterscheidet im Boden zwischen Haft-, Sicker-, Grund- und Stauwasser. Welche Form des Wassers den Mikroorganismen verfügbar ist, ist nicht geklärt (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Da nicht der gesamte Gehalt des Wassers im Boden für biologische Parameter von Bedeutung ist, sondern nur dessen Verfügbarkeit (MADIGAN et al. 2001, SCHINNER & SONNLEITNER 1996), ist mit dem analysierten Wassergehalt nur bedingt eine Aussage zu treffen. BRADFORD et al. (2001) identifizierten den Wassergehalt als eine wichtige Regelgröße für die Höhe der Methanaufnahmerate in Waldböden der gemäßigten Klimazone. PRICE et al. (2004) zeigten für einen Boden aus einem *Nothofagus*-Bestand (Schein-

bzw. Südbuche) in Neuseeland, dass eine Trocknung des Bodens von umgerechnet 34 auf 16 % Wassergehalt nahezu eine Versiebenfachung der  $\text{CH}_4$ -Oxidationsrate zur Folge hat. Die an den vier untersuchten Standorten im Hunsrück ermittelten Bodenwassergehalte weisen Werte zwischen 8,91 % (Standort 2, 10-20 cm Tiefe) und 27,46 % (Standort 1, 0-5 cm Tiefe) auf. Es ergeben sich jedoch keine Korrelationen mit den dort gemessenen  $\text{CH}_4$ -Oxidationsraten (s. Tab. A25 im Anhang, Kap. 17). Starke positive Korrelationen hingegen ergeben sich bezüglich des Wassergehaltes und den Methanbildungsraten (s. Tab. A26 im Anhang, Kap. 17). Hier scheint eine Abnahme des Wassergehaltes in einer Abnahme der Methanbildungsrate zu resultieren. Möglicherweise sorgt das Bodenwasser durch Ausfüllen der ansonsten gasgefüllten Bodenporen für partielle anoxische Bedingungen im Boden, welche für die Methanogenese essentiell sind. Diese Vermutung wird vor allem gestützt durch die im Vergleich zu den anderen Proben sehr hohen Methanbildungsraten an Standort 1 in 0-5 cm Tiefe, wo auch der mit Abstand höchste Wassergehalt vorliegt.

Darüber hinaus modifiziert das Bodenwasser die Verteilung von Bodengasen durch den Ersatz relativ unlöslicher Gase wie  $\text{N}_2$  und  $\text{O}_2$  und die Absorption löslicherer Gase wie  $\text{CO}_2$ ,  $\text{NH}_3$  und  $\text{H}_2\text{S}$  (SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Typische Geogase sind  $\text{CO}_2$ ,  $\text{N}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{H}_2$ , He, Ar, Rn, Hg,  $\text{SO}_2$ , COS und  $\text{H}_2\text{S}$ , wobei  $\text{CO}_2$ ,  $\text{N}_2$ ,  $\text{CH}_4$ ,  $\text{H}_2$  zu den Hauptkomponenten gezählt werden (JONES & PIRKLE 1981). Viele Prozesse im Boden, die die Produktion und den Verbrauch an Spurengasen betreffen, werden vermutlich durch Mikroorganismen beeinflusst (CONRAD 1996). Dies ist für die genannten Geogase ebenfalls denkbar. Spurengase können verschiedene Rollen im Metabolismus der Mikroorganismen spielen wie z. B. als Substrat oder Cometabolit (CONRAD 1996). So kann z. B.  $\text{H}_2$  als Energiequelle für chemolithotrophe Bakterien wie Sulfatreduzierer oder Methanogene dienen (WIDDEL 1992, FORD & MITCHELL 1990). Der Verbrauch der Spurengase durch Mikroorganismen weist für jedes Gas einen spezifischen Schwellenwert auf, unterhalb dessen kinetische Gegebenheiten einen Verbrauch aus energetischer Sicht verhindern (z. B. CONRAD 1996). Untersuchungen an aus Böden isolierten Methanotrophen haben z. B. ergeben, dass sie nicht die nötigen kinetischen Eigenschaften (niedrige  $K_m$ -Werte) besitzen, um atmosphärisches  $\text{CH}_4$  zu verbrauchen (KING 1993). Aus diesem Grund ist davon auszugehen, dass sie

relativ hohe CH<sub>4</sub>-Konzentrationen zur Oxidation benötigen, wie sie an CH<sub>4</sub>-Produktionszonen auftreten können (REEBURGH et al. 1993).

Zu diesen CH<sub>4</sub>-Produktionszonen gehören u. a. geologische Störungszonen (ETIOPE et al. 1999). Die hierarchische Clusteranalyse der Bodengase an den vier im Hunsrück untersuchten Standorten macht deutlich, dass Standort 3 den anderen drei Standorten wesentlich unähnlicher ist. Ein Blick auf die analysierten Gase zeigt, dass in 70 cm Tiefe an Standort 3 die CH<sub>4</sub>-Konzentration mit 15,95 ppm<sub>v</sub> etwa 5 mal höher ist als im Durchschnitt an den anderen Standorten und etwa 8 mal höher als in der Laborluft. Die gemessene methanogene CH<sub>4</sub>-Produktion hingegen war mit 0,0598 nmol CH<sub>4</sub> d<sup>-1</sup> g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> (in 10-20 cm Tiefe) die niedrigste gemessene Rate. Außerdem betrug die in 20 cm Tiefe gemessene CH<sub>4</sub>-Konzentration nur 1,65 ppm<sub>v</sub>, was vergleichbar mit den anderen Standorten war. Somit ist die hohe CH<sub>4</sub>-Konzentration an Standort 3 in 70 cm Tiefe schwerlich durch Methanogenese erklärbar. Geogenes Methan scheint hier ebenfalls unwahrscheinlich, da kein Hinweis auf eine gaspermeable Störung an dieser Stelle vorliegt (der als Indikator gaspermeabler Störungszonen verwendete Heliumgehalt lag in Höhe Atmosphärenkonzentration). Die höheren CH<sub>4</sub>-Konzentrationen in den tieferen Bodenschichten der Standorte 1 und 4 lassen sich u. U. auf den Einfluss geologischer Störungszonen zurückführen (hier lagen die Heliumkonzentrationen oberhalb der atmosphärischen Heliumwerte und oberhalb des für das Untersuchungsgebiet ermittelten Hintergrundwertes). Weniger wahrscheinlich ist, dass die höheren CH<sub>4</sub>-Konzentrationen durch methanogene Aktivität hervorgerufen wurden.

Doch nicht nur Spurengase können verschiedene Rollen im Metabolismus der Mikroorganismen spielen, z. B. als Substrat oder Cometabolit (CONRAD 1996), sondern auch organische Bestandteile des Bodens und dessen Gehalte an C, N und P sind als Grundnährstoffe wichtig. Die Mikroorganismen assimilieren diese und verwenden sie zum Aufbau neuen Zellmaterials (MADIGAN et al. 2001). Es hat sich allerdings kein Zusammenhang zwischen den Gehalten verschiedener Nährstoffe und den Abundanzen der Bakterien, Archaeen und Eukaryoten sowie der Aktivität der Methanotrophen, gemessen in den Methanoxidationsraten, und die der Methanogenen, zu sehen an den Methanbildungsraten, bei der vorliegenden Untersuchung gezeigt (Tab. A6, Tab. A25 und Tab. A26 im Anhang, Kap. 17). Bei der Betrachtung des C:N-Verhältnisses, welches zur qualitativen Beschreibung der Humusform herangezogen werden kann, fällt auf, dass alle

Standorte durch die Humusform Mull gekennzeichnet sind (C:N zwischen 10 und 16) (VON ZEZSCHWITZ 1980). Mull ist die Humusform, die nährstoffreiche, biologisch aktive Böden mit günstigen Wasser- und Luftverhältnissen charakterisiert, welche sich bevorzugt unter krautreichen Laubwäldern bildet (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002, SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Die vier im Hunsrück untersuchten Standorte bieten somit ausreichend Grundnährstoffe für den Metabolismus der dortigen Mikroorganismen.

Darüberhinaus sind Spurenelemente für metabolische Vorgänge essentiell, zu denen verschiedene Schwermetalle zählen (vor allem Kupfer, Mangan, Bor, Molybdän und Zink). Da die Mineralisation an geologischen Störungszonen z. T. höher ist, können dort Schwermetalle in unterschiedlichen Konzentrationen vorliegen. In zu hohen Konzentrationen wirken Schwermetalle allerdings toxisch auf Mikroorganismen (vor allem Blei, Cadmium, Nickel, Chrom, Quecksilber und Thallium). TYLER (1974) und RUHLING & TYLER (1973) haben z. B. gezeigt, dass der CO<sub>2</sub>-Gehalt des Bodens und die Dehydrogenaseaktivität negativ korreliert sind mit der Schwermetallkonzentration in Nadelstreu. ASHIDA zeigte bereits 1965, dass die Anpassung eukaryotischer Mikroorganismen (speziell Hefen) an ein Schwermetall oft in der Toleranz gegenüber anderen Schwermetallen mündet. An Cadmium adaptierte Organismen waren tolerant gegenüber Kupfer, aber nicht gegenüber Nickel oder Cobalt, wohingegen an Nickel angepasste Organismen auch gegenüber Cobalt tolerant waren. Bei der Anpassung an Kupfer, Cobalt oder Silber konnte die Toleranz nicht auf andere Metalle übertragen werden. Er folgerte daraus, dass verschiedene Mechanismen der Toleranz gegenüber verschiedenen Gruppen von Schwermetallen existieren. Eine Zusammenstellung der Auswirkungen von Cadmium auf prokaryotische Mikroorganismen, speziell Bakterien, gibt WILLIAMS (1977). Abhängig vom Mikroorganismus kann deren Wachstumsrate mit zunehmender Cadmiumkonzentration entweder stimuliert oder herabgesetzt werden oder unbeeinflusst bleiben. Generell ist Cd toxisch für Mikroorganismen, was aber im Einzelfall abhängig von der Verfügbarkeit des Cd in der Bodenlösung ist. Diese wird durch bodenphysikalische und -chemische Eigenschaften bestimmt. Bei einem pH-Wert über 7,5 ist die Verfügbarkeit von Cd in der Bodenlösung verzögert; hohe organische Gehalte führen zur Chelatbindung des Cd, was ebenfalls eine verminderte Verfügbarkeit zur Folge hat (WILLIAMS 1977). Es hat sich in der vorliegenden Arbeit gezeigt, dass sowohl die Archaeenabundanzen als auch die Methanbildungsraten positiv mit den

Cadmiumkonzentrationen korrelieren (Tab. 10.2, Kap. 10.2, sowie Tab. A18 im Anhang, Kap. 17). Bei den an den vier Standorten vorliegenden geringen pH-Werten kann von einer guten Verfügbarkeit des Cd ausgegangen werden. Ein weiteres allgegenwärtiges und toxisches Schwermetall ist Arsen. Während es in Gesteinen und naturbelassenen Böden nur in Konzentrationen bis 20 mg/kg auftritt, weisen durch anthropogene Quellen stark kontaminierte Böden Gehalte bis 5312 mg/kg auf (WILKE 1987). Die vier im Hunsrück untersuchten Standorte verzeichnen alle Arsengehalte kleiner 15 mg/kg. WILKE (1987) schrieb, dass sich Mikroorganismen gegenüber Arsen relativ tolerant verhalten: extrem hohe Belastungen bis 10 mg/g hemmten die mikrobielle Aktivität häufig nicht stärker als niedrigere. Die im Hunsrück gemessenen Arsenkonzentrationen korrelierten weder mit den Mikroorganismenabundanzen noch mit den Methanbildungsraten. Lediglich die niedrigaffinen Methanotrophen zeigten eine negative Korrelation. Ein weiteres bedeutendes Schwermetall ist Blei. Dieses weist an allen vier Standorten im Hunsrück Konzentrationen von z. T. deutlich unter 100 mg/kg auf. BLAGODATSKAYA et al. (2006) fanden heraus, dass sich die maximale spezifische Wachstumsrate von Mikroorganismen signifikant ändert (Verringerung der mikrobiellen Aktivität um mehr als 25 %), wenn die Konzentration des mobilen Bleis im Boden 170 mg/kg übersteigt. Dabei führt der Zusatz von Blei zu einer Unterdrückung eines Teils der r-Strategen und zu einer aktiven Entwicklung der K-Strategen der angepassten mikrobiellen Gemeinschaft. Blei ist in Böden mittlerweile oft durch andere Schwermetalle, wie z. B. Bismut, ersetzt. Der Bismutgehalt in den untersuchten Bodenproben schwankt zwischen 1,5 µg/g und 3,8 µg/g. Die Bismutkonzentrationen korrelieren positiv mit den CH<sub>4</sub>-Oxidationsraten der hochaffinen Methanotrophen. MURATA (2006) vermutet, dass Bi<sup>3+</sup> mit dem Eisentransport wechselwirkt, wobei eine antibakterielle / antimikrobielle Wirkung von Bismut in Böden noch nicht hinreichend untersucht bzw. verstanden worden ist. Bi unterdrückt das bakterielle Wachstum und die Boden-Dehydrogenase-Aktivität (Bodenatmung). Es ist bekannt, dass lipophile Bismut-Komplexe bakterielles Wachstum in Waldböden inhibieren (MURATA 2006). Von weiteren Schwermetallen wie Zink und Kupfer wurden toxische Effekte auf Bodenmikroorganismen bei Konzentrationen von einigen µg/l und bei Nickel von 5-10 mg/l beschrieben (BLAGODATSKAYA et al. 2006). Für Nickel, welches in den Proben im Hunsrück in Konzentrationen von 11,1 µg/g bis 25,9 µg/g auftrat, konnte eine negative Korrelation in Bezug zu der Archaeenabundanz gefunden

werden. Bei Auswirkungen der Schwermetalle auf Mikroorganismen ist wichtig, dass sie biologisch verfügbar vorliegen (gelöst in der Bodenlösung); deshalb finden sich in der Literatur sehr unterschiedliche Angaben bezüglich toxischer Konzentrationen (BLAGODATSKAYA et al. 2006). Der Einfluss von Schwermetallen führt oftmals zu einer Reduzierung der mikrobiellen Biomasse durch Änderungen der Physiologie (z. B. niedrigere Effektivität der Substratassimilation und höhere Energieansprüche) und Änderungen in der Gemeinschaftsstruktur durch Tod weniger resistenter Arten. Zudem sind kinetische Charakteristika wie z. B. die lag-Phase sensitiv gegenüber Schwermetallen (BLAGODATSKAYA et al. 2006). So führt Zink zu einem schnellen Tod der meisten sensitiven Bakterien, wohingegen Blei langfristig Änderungen der kompetitiven Beziehungen zwischen Mikroorganismen, die durch den Prozess der Adaptation die Kontamination überlebt haben, hervorruft (BLAGODATSKAYA et al. 2006).

## ***11.2 Zusammensetzung mikrobieller Lebensgemeinschaften***

Die Zusammensetzung der mikrobiellen Biozönose wurde an vier Standorten Im Hunsrück näher untersucht, um der eingangs formulierten Hypothese „gaspermeable Störungszonen beeinflussen die Mikroorganismengemeinschaft“ nachzugehen. Ein Schwerpunkt lag hierbei auf den methanumsetzenden mikrobiellen Gilden.

### **11.2.1 Bakteria, Archaea und Eukarya: die drei Domänen des Lebens**

Generell lassen sich Bodenmikroorganismen den drei Domänen des Lebens, Bacteria, Archaea und Eukarya, zuordnen. Die vier im Hunsrück untersuchten Standorte weisen in allen drei Tiefen Vertreter jeder der drei Domänen auf. Auffällig hierbei ist, dass die Bakterien zahlenmäßig in allen Proben deutlich überwiegen. Eine Ausnahme bildet lediglich Standort 4 in der mittleren Tiefe von 5-10 cm. Dort finden sich sogar weniger Bakterien als Archaeen. Ansonsten sind an allen Standorten in allen Tiefen die Archeen die Domäne mit den geringsten Abundanzen. Bei allen Proben liegen die Abundanzen der Eukaryoten höher als die der Archaeen, reichen aber in keiner Weise an die der Bakterien heran (Ausnahme: Standort 1, Tiefe 0-5 cm; dort bewegt sich die Eukaryotenabundanz

in Richtung der Bakterienabundanz) (Abb. 10.6, Kap. 10.4). Da bislang davon ausgegangen wird, dass nur etwa 1 bis 10 % der Boden besiedelnden Bakterienarten bekannt sind (TORSVIK et al. 1990, BROCK 1987), verwundert die sehr hohe, mittels qPCR ermittelte unspezifische Gesamtbakterienzahl nicht. Die im Vergleich dazu sehr geringen Archeenabundanzen könnten den Schluss nahelegen, dass deren Bedeutung für die mikrobielle Biozönose der untersuchten Standorte geringer ist. Archaeen wurden zunächst nur aus extremen Habitaten isoliert. Mittlerweile geht man davon aus, dass ihre Diversität größer ist und sie weiter verbreitet sind als bisher gedacht; auch in mikrobiellen Gemeinschaften von Böden (BINTRIM et al 1997). Bislang ist ihre ökologische Signifikanz schwer einzuschätzen. Es wird jedoch davon ausgegangen, dass die Bewertung der Archaeendiversität für die Erläuterung von Struktur, Funktion und Interaktionen in natürlich auftretenden mikrobiellen Gemeinschaften von entscheidender Bedeutung ist (TAKAI & HORIKOSHI 2000).

Die Bakterienabundanzen nehmen an den Standorten 1, 2 und 3 mit zunehmender Tiefe ab. Gleiches gilt für die Archeenabundanzen an Standort 1 und die Eukaryotenabundanzen an den Standorten 1 und 3. In tieferen Bodenschichten finden sich für gewöhnlich weniger Mikroorganismen als an der Bodenoberfläche, da sie sich wahrscheinlich in ihrem Metabolismus oder in ihrer Aktivität unterscheiden und sie in den oberen Bodenkompartmenten günstigere Lebensbedingungen finden (ALEXANDER 2005).

Vergleicht man die mikrobielle Besiedlung des Bodens der Referenzstelle (Standort 3) mit der des durch eine Störungszone beeinflussten Bodens (Standort 4), so lässt sich zunächst feststellen, dass die Referenzstelle mit zunehmender Tiefe sowohl weniger Bakterien als auch weniger Eukaryoten aufweist. Im Vergleich dazu finden sich an Standort 4 die höchsten bakteriellen und eukaryotischen Zellzahlen in der tiefsten untersuchten Bodenschicht, wobei diese bezogen auf die Bakterien etwas höher und bezogen auf die Eukaryoten mehr als doppelt so hoch sind wie die höchsten Zellzahlen der Referenzstelle in 0-5 cm Tiefe. Die an beiden Standorten insgesamt sehr geringe Besiedlung mit Archaeen fällt an Standort 4 im Vergleich zu Standort 3 in den jeweiligen Tiefen noch um eine Zehnerpotenz niedriger aus (Abb. 10.6, Kap. 10.4).

Die Gesamtbakterienzahlen zwischen der Referenzstelle und Standort 4 unterscheiden sich jeweils in allen drei untersuchten Bodenkompartmenten

signifikant voneinander. Bei der Archaeenabundanz gibt es hochsignifikante Unterschiede lediglich in der obersten Bodenschicht, wohingegen die Eukaryotenzahlen nur in dem tiefsten Bodenkompartment hochsignifikant unterschiedlich sind (Tab. 10.13, Kap. 10.4).

Der Vergleich der Referenzstelle (Standort 3) mit dem von Hügel bauenden Waldameisen der Art *Formica polyctena* besiedelten Standort 2 macht deutlich, dass an der Referenzstelle die Gesamtbakterienzahlen in den beiden obersten Bodenkompartmenten höher liegen als an Standort 2. Hier sind hingegen in 10-20 cm Tiefe die Bakterienabundanzen um eine Zehnerpotenz höher. Die Eukaryotenzahlen sind an Standort 2 geringfügig höher; die Archaeenabundanzen sogar um ein bis zwei Zehnerpotenzen (Abb. 10.6, Kap. 10.4).

Hochsignifikante Unterschiede lassen sich zwischen der Referenzstelle und Standort 2 bei den Archaeenabundanzen ebenfalls nur in der oberflächennahen Bodenschicht (0-5 cm Tiefe) beobachten. Bei den Eukaryotenzahlen sind die Unterschiede in 5-10 cm Tiefe hochsignifikant und in 10-20 cm Tiefe noch signifikant. Bei den Gesamtbakterienzahlen finden sich keine signifikanten Unterschiede (Tab. 10.13, Kap. 10.4).

An Standort 1, an dem sowohl eine geologische Störungszone auftritt als auch Waldameisennester der Art *Formica polyctena* zu finden sind, sind die Eukaryotenabundanzen insgesamt höher als an der Referenzstelle (Standort 3). Die Archaeenzahlen sind dort lediglich in 0-5 cm Tiefe um eine Zehnerpotenz höher. Ansonsten verhält es sich umgekehrt und sie sind an der Referenzstelle um eine Zehnerpotenz größer. Die Gesamtbakterienzahlen liegen im oberflächennahen Boden der Referenzstelle etwas über denen des Standortes 1; in den anderen betrachteten Tiefen sind die Bakterienabundanzen an Standort 1 z. T. sogar deutlich höher (Abb. 10.6, Kap. 10.4).

Betrachtet man auch hier die Abundanzunterschiede bezüglich ihrer Signifikanz, so fällt auf, dass bei den Bakterienzahlen sowohl in 5-10 cm Tiefe als auch in 10-20 cm Tiefe signifikante bzw. hochsignifikante Unterschiede bestehen. Das Bodenkompartment 0-5 cm Tiefe zeigt hingegen bei den Archaeen und Eukaryoten hochsignifikante Unterschiede in der Gesamtzellzahl. Auf Grund der sehr geringen Archaeenzellzahlen in 10-20 cm Tiefe an Standort 1 ergeben sich auch hier signifikante Unterschiede (Tab. 10.13, Kap. 10.4).



Basierend auf den signifikanten Unterschieden der Mikroorganismenabundanzen liegt die Vermutung nahe, dass diese Unterschiede der Gesamtzellzahlen bei den Bakterien zwischen der Referenzstelle mit den jeweiligen störungsbeeinflussten Standorten 1 und 4 auf den Einfluss gaspermeabler, geologischer Störungszonen zurückzuführen ist. Vor allem in den beiden tieferen Bodenkompartmenten sind an beiden störungsbeeinflussten Standorten im Vergleich zu der Referenzstelle höhere Bakterienabundanzen zu finden. Möglicherweise liegen hier für das Wachstum und die Aktivität der Bakterien günstige Bedingungen bzw. geeignete Substrate vor. Bei der Analyse der Bodengase hat sich herausgestellt, dass diese beiden Standorte in der Tiefe Methankonzentrationen deutlich über denen der Atmosphäre aufweisen (Tab. 10.4, Kap. 10.3.2). So wäre es denkbar, dass die hohen Bakterienzellzahlen durch Vertreter methanumsetzender mikrobieller Gilden verursacht werden.

Die signifikanten Unterschiede, welche sich bei den Archaeenabundanzen in der oberflächennahen Bodenschicht (0-5 cm) zeigen (Tab. 10.6 und Tab. 10.7, Kap. 10.4), lassen sich mit den spezifischen Gegebenheiten an der Grenzschicht Pedosphäre / Atmosphäre erklären. Hier ist der Einfluss der Vegetation über die Streu und die Lichtverhältnisse, welche das Mikroklima bedingen, am ausgeprägtesten. Es gibt einige Studien, in denen standortspezifische Unterschiede in der Archaeengemeinschaft aufgezeigt wurden, die mit dem Nährstoffangebot (JUOTTONEN et al. 2005), der Bodentiefe (HOJ et al. 2005, GALAND et al. 2003, GALAND et al. 2002) oder saisonalen Trends (HOJ et al. 2005) in Zusammenhang gebracht wurden.

### **11.2.2 Mikrobielle Stoffwechselaktivitäten**

Die mikrobielle Aktivität im Boden wird stark von Umweltfaktoren wie z. B. der Verfügbarkeit von Wasser oder der Nährstoffsituation beeinflusst. Somit ist das Auftreten bestimmter biochemischer Prozesse ein guter Indikator dafür, ob eine bestimmte mikrobielle Gilde vorhanden und metabolisch aktiv ist (MADIGAN et al. 2001). Die Bestimmung der mikrobiellen Aktivität in der Natur ermöglicht es, die Stoffwechselfunktionen von mikrobiellen Biozönosen einzuschätzen, auch wenn über deren genaue Zusammensetzung nur wenig bekannt ist.

### **11.2.2.1 Aerobe und anaerobe CO<sub>2</sub>-Bildung als Zeichen der Bodenaktivität**

Die CO<sub>2</sub>-Produktionsrate, als Zeichen der Bodenaktivität, kann einen ersten Eindruck von der Verfügbarkeit und dem Umsatz von organischen Substraten im Boden vermitteln (KRÜGER 2000). Eine hohe Bodenaktivität gilt als Indikator für die Vielfalt einer funktionierenden Lebensgemeinschaft von Bodenorganismen und die Intensität des Stoffumsatzes im Boden (GISI et al. 1997, SCHROEDER 1992, TROLLDENIER 1971). Der CO<sub>2</sub>-Gehalt der Bodenluft kann, bedingt durch die Bodenaktivität, > 0,2 Vol.% ausmachen (SCHROEDER 1992) und somit deutlich über der CO<sub>2</sub>-Konzentration der atmosphärischen Luft (ca. 0,0384 % im Jahre 2008, Dr. PIETER TANS, NOAA/ESRL ([www.esrl.noaa.gov/gmd/ccgg/trends/](http://www.esrl.noaa.gov/gmd/ccgg/trends/))) liegen. Stellenweise kann durch Wurzeln und Bodenmikroorganismen gebildetes CO<sub>2</sub> in der Bodenatmosphäre sogar in einer Konzentration von mehr als 10 % auftreten (SCHINNER & SONNLEITNER 1996).

Die Bodengaszusammensetzung der vier untersuchten Standorte zeigt im Vergleich zu der atmosphärischen Luft insgesamt deutlich höhere CO<sub>2</sub>-Konzentrationen (s. Kap. 10.3.2). Auffällig hierbei ist, dass an den Standorten 1 und 2 die CO<sub>2</sub>-Konzentration in 20 cm Tiefe mehr als doppelt bzw. etwa 10-mal so hoch ist als in 70-80 cm Tiefe. An den Standorten 3 und 4 verhält es sich umgekehrt. Dort ist in 20 cm Tiefe im Vergleich zu 60-70 cm Tiefe nur ca. halb so viel bzw. nur rund ein Drittel an CO<sub>2</sub> zu messen. Es ist möglich, dass an den Standorten 1 und 2 in geringeren Tiefen und an den Standorten 3 und 4 in tieferen Bodenschichten mehr organische Substanz vorhanden ist und mikrobiell umgesetzt wird. Da in 60-80 cm Tiefe weder die organische Substanz noch die Mikroorganismenabundanzen analysiert wurden, kann diese Vermutung nicht überprüft werden.

Interessant ist jedoch das diesbezüglich gegensätzliche Verhalten der Standorte 1 und 2 im Vergleich zu den Standorten 3 und 4. Die Erstgenannten zeichnen sich durch eine Besiedlung mit Hügel bauenden Waldameisen aus. Es bleibt fraglich, ob diese durch ihre Aktivität die höheren CO<sub>2</sub>-Konzentrationen hervorrufen. Verschiedene Untersuchungen beschäftigten sich mit CO<sub>2</sub>-Emissionen aus Hügel bauenden Waldameisennestern im Vergleich zum umgebenden, von Ameisen unbeeinflussten Boden. Die CO<sub>2</sub>-Raten aus dem durch Ameisen beeinflussten Material waren 3,5- bis 12,4-mal höher (OHASHI et al. 2007, DOMISCH et al. 2006, RISCH et al. 2005). Dies wurde auf die Respiration der Ameisen zurückgeführt. Da

sich mit zunehmender Bodentiefe der Bodenkörper verdichtet und somit die Luftdurchlässigkeit abnimmt, wird der Gasaustausch mit der Atmosphäre vermindert und es sammelt sich in der Tiefe mehr  $\text{CO}_2$  (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002, SCHROEDER 1992). Dies könnte auf die Standorte 3 und 4 zutreffen. Betrachtet man allerdings die  $\text{O}_2$ -Konzentrationen, so ist festzustellen, dass alle Standorte in allen Tiefen durchweg gut belüftet sind; die gemessenen  $\text{O}_2$ +Ar-Konzentrationen liegen nur knapp unterhalb der atmosphärischen  $\text{O}_2$ +Ar-Konzentration von 21,876 Vol.% ( $\text{O}_2$ : 20,95 Vol.%, Ar: 0,934 Vol.%). Eine Ausnahme bildet hier Standort 2 in 20 cm Tiefe. Hier liegt der  $\text{O}_2$ -Gehalt mit 20,89 Vol.% nahe dem von SCHROEDER (1992) für die Bodenluft angegebenen  $\text{O}_2$ -Gehalt von < 20,60 Vol.%. An dieser Stelle wurde auch der mit 0,64 Vol.% höchste  $\text{CO}_2$ -Gehalt gemessen. Somit könnte hier die Folgerung, dass der verdichtete Bodenkörper für eine schlechtere Durchlüftung sorgt, zutreffen. Die ansonsten gute Durchlüftung an allen Standorten bis in größere Tiefen wird durch den sandigen Boden begünstigt. Es ist deshalb wahrscheinlich, dass die Unterschiede in der gemessenen  $\text{CO}_2$ -Konzentration in der Bodenluft durch eine gesteigerte Bodenaktivität hervorgerufen wurden.

Die aerobe  $\text{CO}_2$ -Bildung wurde in der vorliegenden Arbeit im Versuchsansatz MOR+100 ppm<sub>v</sub>  $\text{CH}_4$  gemessen; die anaerobe  $\text{CO}_2$ -Bildung während der Versuche MPR und MPR+ $\text{CH}_3\text{F}$ . Probe 1\_0-5 weist die mit Abstand höchste  $\text{CO}_2$ -Rate auf. Dieser deutliche Unterschied in der obersten untersuchten Bodenschicht des Standortes 1 zu den anderen Standorten und Tiefen ist vermutlich auf Zersetzungsprozesse der Nadelstreu zurückzuführen. Die Zersetzung der Nadelstreu führt zudem zu einer Verringerung des pH-Wertes, welche sich negativ auf die Bodenorganismen auswirkt (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002, SCHINNER & SONNLEITNER 1996). Tolerant gegenüber niedrigen pH-Werten sind oftmals eukaryotische Wurzelpilze. Standort 1 weist in dem obersten Bodenkompartment im Vergleich zu allen anderen Standorten und Tiefen mit 3,21 den niedrigsten pH-Wert auf. Auffällig an Standort 1 in 0-5 cm Tiefe ist zudem die gegenüber allen anderen Standorten und Tiefen erhöhte Eukaryotenabundanz. Die potentiell mögliche mikrobielle Methanoxidation zeigt in der obersten Bodenschicht an Standort 1 keinen solchen Trend. Somit ist davon auszugehen, dass die mikrobielle Methanoxidation von den oben genannten Zersetzungsprozessen nicht direkt beeinflusst wird. Methanotrophe Bakterien produzieren während der Methanoxidation  $\text{CO}_2$ . Betrachtet man die sehr geringen Methanoxidationsraten,

so ist festzustellen, dass diese um den Faktor 100 niedriger sind, als die des Versuchsansatzes MOR+5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Für den Ansatz MOR+5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> wurden keine CO<sub>2</sub>-Bildungsraten bestimmt. Dieser Vergleich wäre jedoch interessant, da auf Grund des Ansatzes MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> davon auszugehen ist, dass das gebildete CO<sub>2</sub> nur zu einem geringen Anteil aus der Methanoxidation stammt. Weiterführende Untersuchungen aerober Stoffwechselwege, bei denen ebenfalls CO<sub>2</sub> produziert wird, könnten hierüber Aufschluss geben.

Im Vergleich zu dem Versuchsansatz MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> ist die anaerobe CO<sub>2</sub>-Bildung (Versuche MPR und MPR+CH<sub>3</sub>F) um den Faktor 1.000 geringer. Eine höhere CO<sub>2</sub>-Produktion beim Ansatz MOR legt den Schluss nahe, dass der oxidative Abbau organischen Materials in den untersuchten Proben bedeutender ist als der anaerobe. Da es sich bei Waldböden um oxische Böden handelt, scheint dies zutreffend.

Bei beiden anaeroben Ansätzen ist die Höhe der CO<sub>2</sub>-Produktionsraten vergleichbar. Beim Versuchsansatz MPR war jedoch keine anaerobe Methanogenese zu beobachten. Da aber CO<sub>2</sub> nachgewiesen wurde, ist davon auszugehen, dass andere Anaerobier metabolisch CO<sub>2</sub> produzieren. Dies könnten z. B. Eisen- oder Sulfatreduzierer sein. Ebenso besteht unter anaeroben Bedingungen die Möglichkeit vierwertiges Mangan, Cobalt oder elementaren Schwefel zur Energiegewinnung heranzuziehen. Bei der Eisenreduktion fungiert das dreiwertige Eisen als Elektronenakzeptor und Acetat oder andere einfache organische Verbindungen als Elektronendonoren, welche meist vollständig über den Citronensäurezyklus zu CO<sub>2</sub> oxidiert werden. Vergleicht man die in den Bodenproben gemessenen Konzentrationen an dreiwertigem Eisen mit den CO<sub>2</sub>-Bildungsraten, so scheint ein negativer Zusammenhang zu bestehen. Je mehr CO<sub>2</sub> gebildet wurde, desto weniger dreiwertiges Eisen konnte im Boden nachgewiesen werden. Dies würde die Vermutung, anaerobe Eisenreduzierer produzieren das gemessene CO<sub>2</sub>, bestärken. Diese Korrelation ist aber nicht signifikant. Eine positive signifikante Korrelation besteht hingegen zwischen den CO<sub>2</sub>-Bildungsraten und der Schwefelkonzentration im Boden (s. Tab. A24 im Anhang, Kap. 17). Somit könnten schwefel- oder sulfatreduzierende Bakterien für die CO<sub>2</sub>-Bildung verantwortlich sein. Gruppe II-Sulfatreduzierer z. B. setzen Acetat und Wasser zu CO<sub>2</sub> und Wasserstoff um. Beim Versuchsansatz MPR+CH<sub>3</sub>F, bei dem, wie bereits erwähnt, vergleichbar hohe CO<sub>2</sub>-Raten zu verzeichnen sind, konnte zudem auch CH<sub>4</sub> nachgewiesen werden. Da durch das Methylfluorid die

acetoclastische Methanogenese inhibiert wird, ist davon auszugehen, dass andere Substrate Verwendung finden, bei deren Umsetzung  $\text{CO}_2$  produziert wird (weitere Diskussion zur mikrobiellen Methanproduktion s. Kap. 11.2.2.3).

Insgesamt lässt sich beobachten, dass an Standort 3 in der tiefsten untersuchten Bodenschicht (10-20 cm) die  $\text{CO}_2$ -Bildungsraten sowohl bei dem aeroben als auch bei den anaeroben Versuchsansätzen jeweils die geringsten Werte aufweisen. Bei der Betrachtung der Mikroorganismenabundanzen zeigt sich, dass an dieser Stelle für die Bakterien und die Eukaryoten die niedrigsten Zellzahlen aller Standorte und Tiefen gemessen wurden. Lediglich die Archaeen weisen in vier Proben (1\_10-20, 3\_0-5, 4\_0-5, 4\_10-20) noch niedrigere Abundanzen auf. Somit lassen sich an Standort 3 in 10-20 cm Tiefe die geringeren  $\text{CO}_2$ -Bildungsraten auf die dortige geringere Besiedlung durch Mikroorganismen zurückführen. Auch die Gesamtstickstoff- und Gesamtkohlenstoffgehalte sind an dieser Stelle niedriger als in den anderen untersuchten Proben. Es kann davon ausgegangen werden, dass dort weniger Substrat vorhanden ist und weniger Umsetzungsprozesse durch Mikroorganismen stattfinden.

Insgesamt lässt sich bei den  $\text{CO}_2$ -Produktionsraten der drei verschiedenen Versuchsansätze feststellen, dass bei zunehmender Tiefe eine Abnahme der  $\text{CO}_2$ -Bildungsrate erfolgt. Dies deutet ebenfalls auf eine Abnahme an organischer Substanz hin, welche für tiefere Bodenschichten natürlich ist (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 2002).

#### **11.2.2.2 Mikrobielle Methanoxidation**

Terrestrische Ökosysteme und ihre Böden spielen eine Schlüsselrolle im globalen  $\text{CH}_4$ -Budget (IPCC 1992) und sind mit 5-10 % des globalen Verbrauchs an atmosphärischen  $\text{CH}_4$  die wichtigsten Senken (IPCC 2001). Quantitativ bedeutende  $\text{CH}_4$ -Senken sind in Mittel- und Nordeuropa auf Grund von aerober mikrobieller Methanoxidation Waldböden (SMITH et al. 2000).

Aus diesem Grund wurde die potentielle mikrobielle Methanoxidation an den vier untersuchten Standorten im Hunsrück in zwei unterschiedlichen Versuchsansätzen näher betrachtet. Durch Zugabe von 5000 ppm<sub>v</sub>  $\text{CH}_4$  in die Reaktionsgefäße sollte die Aktivität der niedrigaffinen Typ II Methanotrophen, welche auf höhere Substratkonzentrationen angewiesen sind, gemessen werden. Auffällig hierbei war die sehr lange Anlaufphase (initiale Oxidationsphase, „lag-

Phase“) von 19 Tagen. Innerhalb dieser konnte keine Methanoxidation festgestellt werden. Die in der induzierten Phase gemessene potentiell mögliche Aktivität wies Raten zwischen  $0,0341 \mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 1, 1-20 cm Tiefe) und  $0,0571 \mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (Standort 3, 0-5 cm Tiefe) auf. Diese sind relativ niedrig im Vergleich zu anderen Untersuchungen an Waldböden gemäßiger Klimate, bei denen Werte zwischen  $1,3 \mu\text{g CH}_4 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$  und  $103 \mu\text{g CH}_4 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$  gemessen wurden (BORKEN et al. 2003, SMITH et al. 2000, BOECKX et al. 1997). KOLB (2003) untersuchte in Waldsystemen Braunerden auf Muschelkalk bzw. auf Buntsandstein und fand dort Methanoxidationsraten von im Mittel  $50 \mu\text{g CH}_4 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$  bzw.  $95 \mu\text{g CH}_4 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{h}^{-1}$ . Lediglich Untersuchungen eines Mischwaldes in Maine erzielten den in der vorliegenden Arbeit vergleichbare Methanoxidationsraten von umgerechnet  $0,0384 \mu\text{mol CH}_4 \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{g}_{\text{TG}}^{-1}$  (SCHNELL & KING 1994). Hier fand sich allerdings die maximale Oxidationsrate in einer Tiefe von 4-8 cm. Dies war bei den in der vorliegenden Arbeit durchgeführten Untersuchungen nur an Standort 4 der Fall. An den anderen drei Standorten fand sich die höchste Methanoxidationsrate in dem obersten Bodenkompartment. Dieses Ergebnis ist konträr zu den von MACALADY et al. (2002) und AMARAL & KNOWLES (1995) getätigten Aussagen, wonach die Typ II Methanotrophen bevorzugt in den tieferen Bodenhorizonten leben.

Die lange initiale Phase in Verbindung mit den anschließend ermittelten geringen induzierten Raten deuten auf für die niedrigaffinen methanotrophen Bakterien ungünstige Umweltbedingungen hin. Diese können durch Nährstoffmangel, z. B. durch N, P oder Cu-Limitierung, bedingt sein. Untersuchungen an Reisfeldböden zeigten z. B., dass eine Verarmung an mineralischem Stickstoff (Ammonium und Nitrat) zu einer Abnahme der Methanoxidationsrate bis auf Null führen kann (KRÜGER & FRENZEL 2003). BODELIER & LAANBROEK (2004) stellten fest, dass mineralischer Stickstoff eine Grundvoraussetzung für das Auftreten der Methanoxidation zu sein scheint und führen dies auf mögliche enzymatische Vorgänge zurück. Eigene Untersuchungen, vor allem der Standorte 1 und 3, zeigen ebenfalls eine Abnahme der Methanoxidationsrate mit abnehmendem Stickstoffgehalt. Eine Cu-Limitierung würde die partikuläre Methanmonooxygenase (pMMO), das effizienteste Enzym der Methanoxidation methanotropher Bakterien, beeinflussen, da die pMMO-Genexpression eindeutig mit der Kupferverfügbarkeit verlinkt ist (KNAPP et al. 2007). In der vorliegenden Arbeit ist lediglich

an Standort 1 eine eindeutige Abnahme der Methanoxidationsrate mit abnehmender Kupferkonzentration zu verzeichnen.

Weiterhin könnte die relativ lange initiale Phase temperaturbedingt sein. MOHANTY et al. (2007) fanden heraus, dass die Temperatur Einfluss auf die Zusammensetzung der methanotrophen Bakteriengemeinschaft nimmt und im Zusammenhang damit die Länge der initialen Phase der Methanoxidation verändert. Sie führen an, dass die Temperatur sowohl auf die Diffusion des Methans als auch auf die Enzymaktivität der vorhandenen Methanotrophen wirkt.

Die Aktivität der hochaffinen Typ I Methanotrophen wurde im Versuchsansatz MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> näher betrachtet. Die hochaffinen Methanotrophen zeichnen sich durch maximale Aktivität bei geringen Substratkonzentrationen aus. Im Gegensatz zum Versuch MOR+5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> war hier die initiale Phase mit nur 6 Tagen deutlich kürzer. Dies lässt auf eine schnellere Adaptation der Methanotrophen an die vorherrschenden Umweltbedingungen, hier vor allem die Verfügbarkeit von Methan in Höhe der atmosphärischen Konzentration (1774 ppb<sub>v</sub>, IPCC 2007), schließen. Methan in vergleichbarer Größenordnung wie in der Atmosphäre findet sich gut durchlüfteten Waldböden, zu denen die sandigen Böden der untersuchten vier Standorte gehören, da die grobkörnige Struktur den Gastransport unterstützt (DÖRR et al. 1993). An den im Hunsrück untersuchten Standorten 1, 3 und 4 weisen die obersten Bodenschichten eine der atmosphärischen Methankonzentration vergleichbare Größenordnung auf. MACALADY et al. (2002) und AMARAL & KNOWLES (1995) gehen davon aus, dass sich auf Grund der geringeren von den Typ I Methanotrophen benötigten Methankonzentrationen diese sich vorwiegend in den oberen Bodenhorizonten aufhalten. Für die Standorte 2 und 3 kann dies bestätigt werden, da hier zumindest die Aktivität der Typ I Methanotrophen in dem obersten Bodenkompartment höher ist als in den tieferen Schichten.

In der initialen Phase konnte in einigen Proben bereits eine geringe Methanoxidation festgestellt werden. Diese findet sich in den Proben des Standortes 2, an dem laut Bodengasanalytik die Methankonzentration fast doppelt so hoch ist wie in der Atmosphäre. Diese Proben weisen jedoch insgesamt die geringsten Aktivitäten in der induzierten Phase auf, so dass zu vermuten ist, dass hier die hochaffinen Methanotrophen zugunsten der niedrigaffinen Methanotrophen zurückweichen. Um diese Vermutung zu verifizieren, müssten

z. B. mit Hilfe spezifischer Phospholipid-Fettsäure (PLFA)-Biomarker die methanoxidierenden Bakterien (MOB) quantifiziert werden. Dabei kann über Markierungsexperimente mit  $^{13}\text{C}$ -angereichertem Methan und anschließender  $^{13}\text{C}$ -PLFA-Analyse bestimmt werden, welche der beiden MOB-Familien ("Typ I" und "Typ II") aktiv am Methanumsatz beteiligt ist (ZIMMERMANN 2007).

Insgesamt ist die potentielle mikrobielle Methanoxidation der hochaffinen Methanotrophen (Ansatz  $\text{MOR}+100 \text{ ppm}_v \text{ CH}_4$ ) etwa 100-fach geringer als die der niedrigaffinen Methanotrophen (Ansatz  $\text{MOR}+5.000 \text{ ppm}_v \text{ CH}_4$ ). BENDER & CONRAD (1992) gehen davon aus, dass niedrigaffine Aktivitäten in Böden über einer tiefen natürlichen Gasquelle mit hohen  $\text{CH}_4$ -Konzentrationen ( $> 5 \% \text{ CH}_4$ ) zu finden sind und hochaffine Aktivitäten in Böden, die nur atmosphärischen  $\text{CH}_4$ -Konzentrationen ausgesetzt sind. Laut MACALADY et al. (2002) und AMARAL & KNOWLES (1995) dominieren Typ I Methanotrophe (Hochaffine) bei hohen Sauerstoff-, aber niedrigen Methankonzentrationen gegenüber Typ II Methanotrophen (Niedrigaffine), so dass sie bevorzugt in oberen Bodenhorizonten leben. In tieferen Bodenhorizonten hingegen dominieren Typ II Methanotrophe, da sie bei niedrigen Sauerstoff- und hohen Methankonzentrationen einen Selektionsvorteil besitzen. Die Bodengasproben der vier untersuchten Standorte weisen in 20 cm Tiefe jedoch nur Methangehalte knapp oberhalb der Atmosphärenkonzentration auf, so dass zu erwarten gewesen wäre, dass hochaffine Methanotrophe begünstigt würden. Da es nicht ohne weiteres möglich ist, von der höheren Stoffwechselaktivität der niedrigaffinen Methanotrophen auf die Dominanz bezüglich ihrer Biomasse zu schließen, müssten auch hier weiterführende Untersuchungen z. B. mit spezifischen PLFA-Biomarkern Klarheit verschaffen.

Untersuchungen an neuseeländischen Waldböden haben gezeigt, dass Wassergehalt, Temperatur und pH-Wert Einfluss auf die mikrobielle Methanoxidationsrate (MOR) haben (PRICE et al. 2004). Hochaffine Methanotrophe wiesen im Laborversuch bei einer Verringerung der Feldkapazität eine starke Zunahme der Oxidationsrate auf. Bei konstantem Wassergehalt konnten PRICE et al. (2004) die Methanoxidationsrate durch eine Temperaturerhöhung von  $5 \text{ }^\circ\text{C}$  auf  $12 \text{ }^\circ\text{C}$  nahezu verdoppeln. Unter konstanten Wassergehalts- und Temperaturbedingungen fanden sie mit pH 4,4, welcher dort in Waldböden vorherrscht, einen optimalen Boden pH-Wert für die Methanoxidation. Zusätze von Stickstoff und nicht stickstoffhaltigen Salzen führten, in Abhängigkeit von dem zugeführten Stoff



und seiner Konzentration, zu einer Abnahme in der Methanoxidationsrate. PRICE et al. (2004) konnten zeigen, dass Methanotrophe somit an die natürlichen Bedingungen ihres Habitates adaptiert sind und eine große Sensitivität gegenüber Störungen aufweisen. Die vier im Hunsrück untersuchten Waldböden weisen ähnliche Charakteristika wie die der neuseeländischen Untersuchung auf. Die pH-Werte der Hunsrück-Proben liegen zwischen 3,21 und 4,32 und somit nur knapp unterhalb des von PRICE et al (2004) gefundenen optimalen Boden pH-Wertes für die Methanoxidation. Hochaffine Methanotrophe (Versuchsansatz MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>) zeigen eine positive Korrelation zum pH-Wert ( $r = 0,670$ ,  $p = 0,020$ ). Dies konnten BORKEN et al. (2003) ebenfalls zeigen, wobei unklar bleibt, wie der pH-Wert direkt auf die Methanotrophen wirkt. Es kann nur von der allgemeinen Aussage, dass der pH-Wert die mikrobielle Biomasse, die mikrobielle Aktivität und die Bodenfruchtbarkeit beeinflusst, ausgegangen werden. Obwohl diverse Autoren einen Zusammenhang der Methanoxidationsraten und des Bodenwassergehaltes aufzeigen, konnte dies in der vorliegenden Arbeit nicht bestätigt werden. Im Hunsrück schwanken die Wassergehalte zwischen 13,5 % und 27,5 % (Ausnahme: Standort 2\_10-20: ca. 9 %, Standort 4\_0-5: ca. 12 %). Damit liegen sie im für die Methanoxidation beschriebenen optimalen Bereich. Die maximale Aufnahmerate des atmosphärischen Methans tritt, laut SCHNELL & KING (1995), bei einem Bodenwassergehalt von 25 % auf; bei höheren Methangehalten (200 ppm<sub>v</sub>) ist die Aufnahme bei Wassergehalten von 38 % am höchsten. Andere Untersuchungen beschreiben das Optimum der atmosphärischen Methanaufnahme, in Abhängigkeit des Bodens, bei einem Bodenwassergehalt um 20 % (CASTRO et al. 1995, WHALEN et al. 1990). Den mit 15 % optimalen Wassergehalt bei einer Oxidationsrate von  $2,36 \cdot 10^{-9} \text{ g CH}_4 \text{ g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$  ermittelten BOECKX & VAN CLEEMPUT (1996). Auch in tropischen Böden fand die maximale Methanoxidation bei Wassergehalten zwischen 15 % und 20 % statt (VISVANATHAN et al. 1999). Zusammengefasst stellt sich bei Wassergehalten zwischen 15 % bis 25 % der optimale Bereich der Methanoxidation ein, den auch die vier untersuchten Standorte im Hunsrück aufweisen. Niedrigere Wassergehalte würden bedingt durch physiologischen Wasserstress niedrigere Aktivitäten der Methanotrophen hervorrufen. Zu hohe Wassergehalte würden anaerobe Verhältnisse im Boden schaffen und damit die Methanogenese begünstigen. Die Methanraten verschieden genutzter Savannen der Orinoco-Region verglichen CASTALDI et al. (2004). Dabei zeigte sich, dass auch hier die Unterschiede vor

allem auf feine Bodenpartikel und den Bodenwassergehalt zurückzuführen waren. Kultiviertes Weideland und das Waldgebiet waren geringe CH<sub>4</sub>-Senken (-0,05±0,07 mg CH<sub>4</sub> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup> bzw. -0,08±0,05 mg CH<sub>4</sub> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup>), wohingegen die krautige Savanne und die Baumsavanne Netto-CH<sub>4</sub>-Produktion aufwiesen (0,23±0,05 mg CH<sub>4</sub> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup> bzw. -0,19±0,05 mg CH<sub>4</sub> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup>). Die Unterschiede von Netto-Verbrauch und Netto-Produktion wurden durch Variationen im Bodenwassergehalt hervorgerufen, wobei der Wechsel von Verbrauch zu Produktion bei ungefähr 30 % Bodenwassergehalt lag.

BORKEN et al. (2003) untersuchten den Einfluss des Waldtyps auf die CH<sub>4</sub>-Aufnahme des Bodens. Sie fanden heraus, dass Buchenwälder vor allem im Oberboden (0-5 cm Tiefe) deutlich mehr CH<sub>4</sub> aufnehmen als Kiefern- und Fichtenbestände (Kiefer: ca. 0,2 µg CH<sub>4</sub> \* kg<sup>-1</sup> \* h<sup>-1</sup>, Fichte: ca. 0,1-0,2 µg CH<sub>4</sub> \* kg<sup>-1</sup> \* h<sup>-1</sup>, Buche: ca. 0,7-0,8 µg CH<sub>4</sub> \* kg<sup>-1</sup> \* h<sup>-1</sup>). Vor allem im Oberboden haben Nadelbäume einen negativen Einfluss auf die CH<sub>4</sub>-Aufnahme. Studien von BUTTERBACH-BAHL & PAPEN (2002), BORKEN & BRUMME (1997) und BORN et al. (1990) zeigen ähnliche negative Effekte von Fichte und Kiefer auf die Methanaufnahme. Im Versuchsansatz MOR+5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> kann dieser Einfluss nicht bestätigt werden. Dort wurde an allen vier untersuchten Standorten im Oberboden eine vergleichbare Methanoxidationsrate gefunden. Beim Ansatz MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> zeigen sich im Oberboden der Standorte 1 (Fichte) und 3 (Eiche) Unterschiede in der Methanoxidation (Standort 1: ca. 0,0004 µmol CH<sub>4</sub> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> \* d<sup>-1</sup>, Standort 3: ca. 0,0010 µmol CH<sub>4</sub> \* g<sub>TG</sub><sup>-1</sup> \* d<sup>-1</sup>). Die Standorte 2 und 4, die mit Eiche bzw. Buche bestanden sind, weisen Methanoxidationsraten in Höhe der des Standortes 1 auf. Auf Grund der vorliegenden Untersuchung lassen sich die von anderen Autoren gefundenen Differenzen in der Methanaufnahme bedingt durch unterschiedliche Vegetation nur teilweise nachvollziehen.

Obwohl die Methanaufnahme stark durch den Gastransport kontrolliert wird, benötigen Methanotrophe weitere Nährstoffe für das Wachstum und zur Aufrechterhaltung ihrer Lebensfunktionen (BORKEN et al. 2003). So fanden BRUMME & BORKEN (1999) einen Anhaltspunkt für eine positive Korrelation von Methanaufnahme und Bodenstickstoffgehalt. Im Gegenzug dazu vermuten AMARAL & KNOWLES (1997), dass neben der NH<sub>4</sub><sup>+</sup>-Konzentration auch der organische Gehalt des Oberbodens die CH<sub>4</sub>-Aufnahme inhibieren könnte. In der vorliegenden Arbeit scheint hingegen weder der Stickstoffgehalt, noch der Kohlenstoffgehalt in Zusammenhang mit den Methanoxidationsraten zu stehen

(s. Tab. A17 im Anhang, Kap. 9). Dies wurde bereits 2003 von BORKEN et al. postuliert, da sie ebenfalls keine Korrelation der Methanaufnahme mit dem organischen Kohlenstoff, dem Gesamtstickstoff und dem Gesamtphosphor nachweisen konnten. Einen positiven Einfluss scheint dagegen die Manganoxidkonzentration auszuüben. Es findet sich bei beiden Versuchsansätzen eine positive signifikante Korrelation zwischen dem MnO und der Methanoxidationsrate (MOR+5000:  $r = 0,636$ ,  $p = 0,029$  bzw. MOR+100:  $r = 0,832$ ,  $p = 0,001$ , s. Tab. A25 im Anhang, Kap. 17). Die Methanoxidationsrate der niedrigaffinen Typ II Methanotrophen (Versuchsansatz MOR+5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>) wird durch Arsen negativ beeinflusst ( $r = -0,588$ ,  $p = 0,049$ , s. Tab. A25 im Anhang, Kap. 17). WILKE (1987) fand heraus, dass Arsen in einer Konzentration von mehr als 8 µg/ml toxisch auf Mikroorganismen wirkt. An den Standorten 1, 2 und 4 liegen die gemessenen Arsenkonzentrationen darüber. Fraglich bleibt, warum dieser Einfluss bei den hochaffinen Methanotrophen nicht nachweisbar ist. Möglicherweise liegt dies an der insgesamt sehr niedrigen Aktivität bezüglich der Methanoxidation, die diese im Vergleich zu den Niedrigaffinen zeigen. Außerdem finden sich positive Korrelationen der Methanoxidationsraten der hochaffinen Methanotrophen zu Fe<sub>2</sub>O<sub>3</sub> ( $r = 0,783$ ,  $p = 0,004$ ), Nickel ( $r = 0,620$ ,  $p = 0,035$ ) und Strontium ( $r = 0,755$ ,  $p = 0,006$ ) (s. Tab. A25 im Anhang, Kap. 17).

Der Vergleich der im Hinblick auf die potentielle mikrobielle Methanoxidationsrate niedrigaffiner Typ II Methanotropher untersuchten Standorte im Hunsrück zeigt, dass sich sowohl Standort 3 und 4 als auch Standort 3 und 2 bezüglich ihrer mittleren Raten hochsignifikant unterscheiden. Der Vergleich des Standortes 3 mit dem Standort 1 weist hingegen keine signifikanten Unterschiede auf (s. Tab. A27 im Anhang, Kap. 17). Bei der Betrachtung der jeweiligen Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm ergaben sich ebenfalls keine signifikanten Unterschiede. Möglicherweise ist dies auf den geringen Stichprobenumfang zurückzuführen. Gerade bei den niedrigaffinen Typ II Methanotrophen wären höhere Aktivitäten an den beiden, von geologischen Störungszonen beeinflussten Standorten 1 und 4 zu erwarten gewesen. Diese höheren Methanoxidationsraten wären zu erwarten, da Methan zu den Hauptkomponenten für Störungen typischer geogener Gase zählt (JONES & PIRKLE 1981) und Typ II Methanotrophe vergleichsweise hohe Methankonzentrationen benötigen (MACALADY et al. 2002, DUNFIELD et al. 1999, AMARAL & KNOWLES 1995, BENDER & CONRAD 1992). Die gaschromatographische

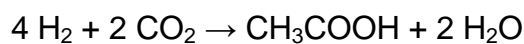
Analyse der Bodengaszusammensetzung deckte zwar an diesen beiden Standorten in größeren Bodentiefen eine im Vergleich zur Atmosphäre deutlich erhöhte Methankonzentration auf, jedoch führte dies nicht zu deutlich höheren Methanoxidationsraten. Alles in allem lässt sich festhalten, dass die Methanoxidationsraten niedrigaffiner Typ II Methanotropher im Untersuchungsgebiet nicht signifikant zwischen störungsbeeinflussten und nicht-störungsbeeinflussten Standorten unterscheiden.

Bei den hochaffinen Typ I Methanotrophen verhält es sich ähnlich. Hier finden sich an beiden durch geologische Störungszonen beeinflussten Standorten (1 und 4) im Vergleich zu dem Referenzstandort 3 keine signifikanten Unterschiede bei den mittleren Methanoxidationsraten (s. Tab. A28 im Anhang, Kap. 17). Auch hier liegen die mittleren Methanoxidationsraten des Referenzstandortes z. T. deutlich über denen der anderen drei Standorte. Interessanterweise ergeben sich hochsignifikante Unterschiede der mittleren Methanoxidationsraten zwischen den Standorten 2 und 3. Der von Hügeln bewohnten Waldameisen der Art *Formica polyctena* besiedelte Standort 2 weist insgesamt die niedrigsten Methanoxidationsraten auf. Ursächlich könnte sein, dass in dem oberflächennahen Bodenkompartment Methankonzentrationen deutlich über denen der Atmosphäre gemessen wurden (Tab. 10.4, Kap. 10.3.2). Diese relativ hohen Methankonzentrationen könnten die hochaffinen Methanotrophen, welche an atmosphärische Methankonzentrationen adaptiert sind, negativ beeinflusst haben. Möglicherweise hat die Ameisenbesiedlung an Standort 2 zu den dortigen hohen Methankonzentrationen geführt. An Termiten ist bereits nachgewiesen, dass sie große Mengen an CH<sub>4</sub> produzieren und damit möglicherweise in der Lage sind, die Bilanz von Spurengasen in der Atmosphäre signifikant zu beeinflussen (ZIMMERMAN et al. 1982). An dem durch Ameisen besiedelten Standort 1 konnte hingegen in den oberen Bodenschichten keine im Vergleich zur Atmosphäre höhere Methankonzentration nachgewiesen werden.

### **11.2.2.3 Mikrobielle Methanproduktion**

Der anaerobe Abbau organischer Substanz durch methanogene Archaea führt zur Bildung von Methan (BOONE & WHITMAN 1993). So kann die Bestimmung der mikrobiellen Methanproduktionsrate (MPR) Aufschluss geben über die Besiedlung

des Bodens durch Methanogene. Auffällig bei den CH<sub>4</sub>-Bildungsraten ist, dass lediglich an Standort 1 in der obersten Bodenschicht (0-5 cm Tiefe) CH<sub>4</sub> produziert wurde. Möglicherweise fand in den Proben der Standorte 2, 3 und 4 sowie der tieferen Bodenschichten des Standortes 1 zunächst eine Produktion von CH<sub>4</sub> statt, welches danach sofort oxidiert wurde. Falls dem so wäre stellt sich die Frage, ob beim Begasen dieser Proben mit Stickstoff, zur Eliminierung vorhandener Gase wie O<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub> oder CH<sub>4</sub>, nicht lange genug begast wurde und vielleicht in einigen Bodenkrümeln doch noch aerobe Verhältnisse geherrscht haben könnten. Sollte dies der Fall gewesen sein, so könnten Methanotrophe, die sich in diesen aeroben Mikrohabitaten finden, das bei der Methanogenese produzierte Methan dort direkt zu CO<sub>2</sub> umgesetzt haben. Ähnliches fanden JÄCKEL et al. (2001) in Reisfeldböden, in denen unter einer Stickstoffatmosphäre ca. 30-99 % des produzierten Methans in oxischen Bodenschichten wieder oxidiert wurden. Andererseits gibt es auch Archaea, die in der Lage sind, unter anaeroben Bedingungen Methan zu oxidieren. Sie gehören zu den phylogenetischen Gruppen ANME-I und ANME-II und wurden bislang nur in marinen Habitaten beschrieben (z. B. KRÜGER et al. 2005, BOETIUS et al. 2000). Denkbar wäre auch, dass nach einer kurzen Stimulation der Methanogenese diese durch die Acetogenese abgelöst wurde. Dabei produzieren acetogene Bakterien aus H<sub>2</sub>/CO<sub>2</sub> Acetat:



Dieses Verhalten wurde von BRÄUER et al. (2004) für einen sauren Moorboden beschrieben. Dagegen spricht allerdings die Tatsache, dass in diesem Versuchsansatz entsprechende Mengen an CO<sub>2</sub> produziert wurden, welche bei der Acetogenese eher verbraucht würden.

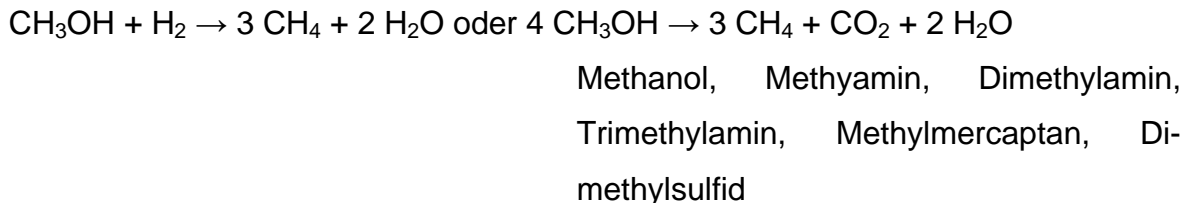
Standort 1 unterscheidet sich zudem deutlich in seinen abiotischen Bodenparametern, jedoch nicht in den Bodengasen, von allen anderen untersuchten Standorten und Tiefen (s. Clusteranalyse Kap. 10.2). In der obersten Bodenschicht des Standortes 1 ist der Gesamtkohlenstoffgehalt mit 99,3 g/kg zum Teil sogar mehr als doppelt so hoch wie in allen anderen Proben. Auch der Gesamtstickstoffgehalt weist hier mit 6,5 g/kg die höchsten Werte auf. CHRISTENSEN et al. (1995) fanden eine Korrelation zwischen der CH<sub>4</sub>-Emission und dem organischen Gehalt des betrachteten Bodens. Eine Korrelation zwischen den Methanproduktionsraten und dem Kohlenstoffgehalt des Bodens konnte zwar nicht nachgewiesen werden (s. Tab. A26 im Anhang, Kap. 17), aber die an Standort 1 hohen Gesamtkohlenstoffgehalte deuten auf das Vorhandensein von genügend

Substrat für die Methanogenen hin. Diese können CO<sub>2</sub>-artige Substrate, Methylgruppensubstrate und Acetat zu Methan umwandeln:

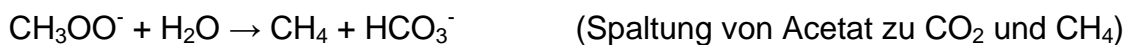
(1) CO<sub>2</sub>-artige Substrate:



(2) Methylgruppensubstrate:



(3) Acetotrophe Reaktion:



Weiterführende Untersuchungen könnten über die Herkunft des von den im Hunsrück vorkommenden methanogenen Archaea verwendeten Substrates Aufschluss geben. So kann z. B. durch radioaktiv markierte Kohlenstoffisotope der Ursprung (CO<sub>2</sub>, Acetat oder Methylgruppensubstrate) des bei der Methanogenese produzierten CH<sub>4</sub> ermittelt werden (POMBO 2005).

### **11.3 Schlussfolgerungen der bodenmikrobiologischen Analysen**

Die Bestimmung der mikrobiellen Aktivität in der Natur ermöglicht es, die Stoffwechselfunktionen von mikrobiellen Biozönosen einzuschätzen, obwohl über deren Zusammensetzung nur wenig bekannt ist. Aus diesem Grund wurden neben der Quantifizierung der drei Domänen Bacteria, Archaea und Eukarya die Stoffwechselaktivitäten mikrobieller methanumsetzender Gilden näher untersucht. Dies geschah exemplarisch an vier Standorten im Hunsrück. Es sollte ein erster Eindruck von der mikrobiellen Besiedlung gaspermabler, geologischer Störungszonen gewonnen werden. Es stellte sich heraus, dass die Einflüsse auf die Bodenmikroorganismen durch gaspermeable, geologische Störungszonen nur schwer trennbar von denen anderen Umweltfaktoren sind. Zukünftig müssen noch weitere Standorte auf gaspermeablen, geologischen Störungszonen im Hinblick auf ihre mikrobiellen Gemeinschaften untersucht und mit nahegelegenen, störungsunbeeinflussten Standorten verglichen werden, um diese ersten Ergebnisse zu untermauern. Ein Augenmerk sollte dabei auf der Geogasanalytik liegen, da diese eine potentielle Energiequelle für die Bodenmikroorganismen

---

darstellt. Bei den molekularbiologischen Methoden bieten sich z. B. DGGE an, um einen detaillierteren Eindruck von der Zusammensetzung der mikrobiellen Gemeinschaft zu erhalten. Vergleichende Sequenzanalysen der *pmoA*-Gene, die eine Untereinheit der partikulären Methanmonooxygenase kodieren, könnten zur Differenzierung zwischen Typ II ( $\alpha$ -Proteobacteria) und Typ I ( $\gamma$ -Proteobacteria) herangezogen werden. So lässt sich zeigen, welche Methanotrophen im Boden präsent und aktiv sind. In einem weiteren Schritt sollte der Einfluss der Bodenmikroorganismen auf die Hügel bauenden Waldameisen näher beleuchtet werden. Hier könnten z. B. Isotopenanalysen Aufschluss über etwaige Nahrungsbeziehungen geben.

## 12 Schlussbetrachtung und Ausblick

Basierend auf der flächigen Aufnahme des Hügel bauenden Waldameisenbestandes im Hunsrück lässt sich festhalten, dass eine auffällige Häufung von Habitatwahl und aktiven, gaspermeablen Störungszonen besteht, obwohl deren Kausalität noch spekulativ bleibt. Es bleibt weiterhin erheblicher Forschungsbedarf, ob diese Häufung auf sämtliche von Hügel bauenden Waldameisen besiedelten Regionen zutrifft. Auch die Frage nach dem ursächlichen Zusammenhang bietet Raum für weitere, vielversprechende Forschungsansätze, die zwar nicht Gegenstand der vorliegenden Arbeit waren, jedoch in der Diskussion ausführlich dargelegt wurden (s. Teil A). Erste Ansätze zur Klärung der Ursachen für die Standortwahl Hügel bauender Waldameisen liefern die Forschungsergebnisse der vorliegenden Arbeit. Es konnte beobachtet werden, dass an geologischen Störungszonen eine spezielle mikrobielle Gemeinschaft anzutreffen ist (s. Teil B). Ob eine essentielle Beziehung zwischen der mikrobiellen Besiedlung und der Standortwahl Hügel bauender Waldameisen besteht, muss jedoch Gegenstand weiterer, intensiver, möglichst flächendeckender Untersuchungen werden. Die in Kooperation mit Wissenschaftlern an der Humboldt-Universität zu Berlin durchgeführten Vorversuche zur Reaktion Hügel bauender Waldameisen sowohl auf Temperaturveränderungen (s. Diskussion, Kap. 6.4) als auch auf den Einfluss geogener Gase tragen ebenfalls dazu bei, mögliche Zusammenhänge zwischen der Standortwahl Hügel bauender Waldameisen und aktiven, gaspermeablen Störungszonen aufzudecken. Solche Versuche bieten ebenfalls noch Potential für eine zukünftige, genauere Betrachtung kausaler Zusammenhänge.

Es bleibt festzuhalten, dass mit der vorliegenden Arbeit erstmals eine größere, zusammenhängende Fläche in einer komplexen tektonischen Region untersucht wurde, um der Vermutung, dass Hügel bauende Waldameisen bevorzugt auf aktiven, gaspermeablen Störungszonen siedeln, nachzugehen. Es hat sich gezeigt, dass die Hügel bauende Waldameisenart *F. polyctena* signifikant häufiger auf geologischen Störungen als auf „Nicht-Störungen“ vorkommt. *F. polyctena* scheint daher geeignet, als Bioindikator (s. auch Kap. 2) geologische Kartierungen aktiver tektonischer Regionen im Hinblick auf komplexe Störungsmuster zu unterstützen. Dies wäre vorteilhaft, da solche Kartierungen oftmals durch fehlende Aufschlüsse und / oder Mineralisationen erschwert werden und die stattdessen



---

durchzuführenden Geogasmessungen (z. B. Helium) zeit- und kostenintensiv sind. Die leicht auffindbaren Nesthügel wären deshalb als Kartierhilfe für einen ersten Überblick hinsichtlich tektonischer Gegebenheiten von unschätzbarem Vorteil. Sie liefern erste wertvolle Hinweise auf verdeckte Störungszonen ohne größeren technischen Aufwand. Diese vergleichsweise simple Kartierhilfe verringert den zeitlichen wie auch den finanziellen Aufwand erheblich und wäre damit nicht nur für die Forschung, sondern darüber hinaus auch für die Wirtschaft von großem Interesse.

## 13 Zusammenfassung

Im Jahre 2002 fiel bei strukturgeologischen Kartierungen zur Untersuchung der rezenten Tektonik des Rheinischen Schiefergebirges erstmalig eine auffällige lineare Anordnung von Nestern Hügel bauender Waldameisen entlang von geologischen Störungszonen auf. Stichprobenartige Untersuchungen anderer, kleinräumiger Gebiete in Mitteleuropa führten zu ähnlichen Beobachtungen. In den meisten Gebieten fanden sich aktive Störungszonen an oder in der Nähe der Ameisennester. Diese, zunächst nur oberflächlichen Beobachtungen führten zu der Hypothese, dass das Auftreten von Nestern Hügel bauender Waldameisen an aktive, gaspermeable geologische Störungszonen gebunden sein könnte.

Ziel der vorliegenden Arbeit war es eine empirische Überprüfung dieser Hypothese vorzunehmen. Hierzu wurde von April 2005 bis Mai 2007 erstmalig ein größeres zusammenhängendes, komplexes tektonisches Gebiet im Hunsrück (Rheinisches Schiefergebirge), in dem sowohl Bereiche mit rezenten Störungen als auch Bereiche ohne solche auftreten, im Hinblick auf die Waldameisenbesiedlung flächendeckend untersucht.

Es zeigte sich eine signifikante Häufung von Nestern auf geologischen Störungen im Vergleich zu nicht durch Störungen beeinflusste Bereiche. Obwohl die durch geologische Störungszonen beeinflussten Bereiche des Untersuchungsgebietes nur eine Fläche von 15,51 km<sup>2</sup> einnehmen, siedeln dort 267 Nester. Auf der 1,5-mal so großen, störungsunbeeinflussten Fläche (26,35 km<sup>2</sup>) sind es hingegen nur 172 Nester. Die Unterschiede in der Nesterdichte sind mit 17,21 Nester / km<sup>2</sup> auf geologischen Störungen zu 6,53 Nester / km<sup>2</sup> auf „Nicht-Störungen“ sehr auffällig. Die Arten-Areal-Beziehung zwischen der Lage der Ameisennester und den geologischen Störungen im Untersuchungsgebiet machte deutlich, dass mit zunehmender Entfernung zu den Störungszonen die Anzahl der Nester kontinuierlich abnahm. Dabei fiel auch eine höhere Affinität der Waldameisennester, die sich ebenfalls in höheren Nesterdichten widerspiegelte, zu den rezent offenen Störungen im Vergleich zu den variscischen Störungen auf. Eine Scheinkorrelation der geologischen Störungen mit den Standorten von Waldameisennestern über einen der anderen ökologischen Standortfaktoren hinweg konnte ausgeschlossen werden. Die weiteren Ergebnisse der detaillierten Waldameisenkartierung standortökologisch relevanter Parameter sind überwiegend konsistent mit den in der Literatur beschriebenen Habitatansprüchen im

Hinblick auf Vegetation, Höhenlage, Exposition, Inklination und Belichtungsverhältnissen.

Die vergleichende Populationsanalyse Hügel bauender Waldameisen von geologischen Störungszonen und „Nicht-Störungen“ machte deutlich, dass die im Untersuchungsgebiet eudominante Art *F. polyctena* FÖRSTER 1850 diejenige Waldameisenart ist, die dort in der Häufigkeit ihrer Nester positiv von geologischen Störungszonen beeinflusst wird. Daher ist vorrangig *F. polyctena* zur Indikation gaspermeabler Störungszonen geeignet.

Die vorliegende standortökologische Kartierung Hügel bauender Waldameisen ist ein erster bedeutender Schritt zum Verständnis der Zusammenhänge zwischen den Nestern Hügel bauender Waldameisen und gaspermeabler, geologischer Störungszonen. Detailliertere, kausale Zusammenhänge aufzudecken, bleibt zukünftigen Untersuchungen vorbehalten. Geologische Störungszonen induzieren oft Diskontinuitäten, sowohl geophysikalischer und geochemischer Parameter als auch in Gesteinen. Die daraus resultierenden Modifikationen sind wahrscheinlich ursächlich für die Habitatwahl diverser Individuen.

Einer der möglichen, durch geologische Störungszonen beeinflussten Aspekte ist die mikrobielle Besiedlung des Bodens. Diese wurde an vier Standorten im Hunsrück exemplarisch untersucht. Habitatbestimmende Faktoren sind in der Regel nicht monokausal. Die Einflüsse durch gaspermeable, geologische Störungszonen auf die Bodenmikroorganismen sind oft nur schwer trennbar von denen anderer Umweltfaktoren. Im Rahmen der begrenzten bodenmikrobiologischen Untersuchungen dieser Arbeit ließ sich ein Zusammenhang zwischen geologischen Störungszonen und der Bodenmikrobiologie nicht herausfinden.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass geologische Störungszonen im Untersuchungsgebiet im Hunsrück zu einer signifikant häufigeren Ansiedlung der Hügel bauenden Waldameise *F. polyctena* führen. Ein zwingender, kausaler Zusammenhang konnte in dieser Arbeit noch nicht nachgewiesen werden. Weitere, intensive Forschungen vorausgesetzt, kann *F. polyctena* deshalb als Kartierhilfe für einen ersten Überblick hinsichtlich tektonischer Gegebenheiten von unschätzbarem Vorteil sein. Die Analyse der in der vorliegenden Untersuchung erhobenen Daten legt allerdings den Schluss nahe, dass *F. polyctena* geeignet ist, als Bioindikator zur Identifikation versteckter Störungszonen genutzt zu werden. Unter der Voraussetzung weiterer wissenschaftlicher Überprüfungen ließe sich diese Eigenschaft von *F. polyctena* auch wirtschaftlich nutzen.

## 14 Abstract

Geological studies in the Rhenish Massif in 2002 indicated connections between active, gas permeable fracture zones and the amount of nests of hill-building forest ants. Spot checks of other small-scale areas in Central Europe led to similar observations. Most of the ant nests were located on or near active gas permeable faults.

This research work resulted to a new thesis of fault zones being responsible for the site selection by hill-building forest ants. A large, coherent area in the Hunsrück (part of the Rhenish Massif) with a complex tectonic setting was therefore mapped with regard to hill-building forest ants from April 2005 up to and including May 2007.

The analysis of the ant mapping demonstrates a significant correlation between ant nest locations and fault pattern. The investigation showed a higher density of 17.21 nests / km<sup>2</sup> fault zones compared to inter fault areas (6.53 nests / km<sup>2</sup>). The species-area-relationship was revealing a diminution of nest numbers with increasing distance to the fault zone. Because no correlation of fault zones with a known habitat requirement was found, an indirect link can be denied. Further results of ant nests mapping were mostly consistent with the habitat requirements, like vegetation, altitude, exposition, inclination and insolation found in literature. The population analysis of hill-building forest ants between nests on fault zones and inter fault zones clarified the positively influence of fault zones upon the eudominant species *Formica polyctena* FÖRSTER 1850. Therefore *F. polyctena* is qualified for a visible indication of gas permeable fault zones.

However, causal factors between ant nests and fault zones are unknown and should possibly be sought of outside the known habitat requirements. Fault zones often induce discontinuities of geophysical and geochemical parameters as well as lithology. These modifications are contingently causal for site selection of different individuals.

One model proposes that fault zones promote a special microbial composition in the soil. An exemplary investigation was taken at four sites in the Hunsrück area. Influences of gas permeable fault zones on soil microorganisms can hardly be separated from other environmental factors. Within the scope of the limited soil microbiology investigations of this work a connection between fault zones and soil microbiology could not be discovered.

---

Summing up it can be noticed that the monitored ant *F. polyctena* showed a significantly higher preference over fault zones to inter fault zones. The kind of connection is not yet known exactly. Despite there is every indication of *F. polyctena* being a perfect hint to fault pattern location.

## 15 Literaturverzeichnis

- AHORNER, L. (1975): Present-day stress field and seismotectonic block movements along major fault zones in Central Europe. *Tectonophysics* **29**: 233–249.
- AHORNER, L. (1983): Historical seismicity and present day microearthquake activity in the Rhenish Massif, Central Europe. In: FUCHS, K., VON GEHLEN, K., MÄLZER, H., MURAWSKI, H. & SEMMEL, A. (eds.): Plateau Uplift. Springer Verlag:198–221.
- ALEXANDER, D. B. (2005): Bacteria and Archaea. In: SYLVIA, D. M., FUHRMANN, J. J., HARTEL, P. G. & ZUBERER, D. A. (eds.): Principles and Applications of Soil Microbiology. Pearson-Prentice-Hall:101-139.
- AMADOR, J. A. & GÖRRES, J. H. (2007): Microbiological characterization of the structures built by earthworms and ants in an agricultural field. *Soil Biology and Biochemistry* **39**(8):2070-2077.
- AMARAL, J. A., ARCHAMBAULT, C., RICHARDS, S. R. & KNOWLES, R. (1995): Denitrification associated with groups I and II methanotrophs in a gradient enrichment system. *FEMS Microbiology Ecology* **18**: 289-298.
- AMARAL, J. A. & KNOWLES, R. (1995): Growth of methanotrophs in oxygen and methane counter gradients. *FEMS Microbiological Letters* **126**:215-220.
- AMARAL, J. A. & KNOWLES, R. (1997): Inhibition of methane consumption in forest soils and pure cultures of methanotrophs by aqueous forest soil extracts. *Soil and Biochemistry* **29**:1713-1720.
- ANDERSEN, A. N. (1990): The use of ant communities to evaluate change in Australian terrestrial ecosystems: a review and a recipe. *Proceedings of the Ecological Society of Australia* **16**:347-357.
- ANDERSEN, A. N. (1995): A classification of Australian ant communities, based on functional groups which parallel plant life-forms in relation to stress and disturbance. *Journal of Biogeography* **22**:2297-2311.
- ANDERSEN, A. N. (1997a): Functional groups and patterns of organization in North America ant communities: a comparison with Australia. *Journal of Biogeography* **24**(4):433-460.
- ANDERSEN, A. N. (1997): Using ants as bioindicators: multiscale issues in ant community ecology. *Conservation Ecology* **1**(1), Art. 8.
- APPLIED BIOSYSTEMS (2002): ABI PRISM 7000 Basiskurs Quantitative PCR. Skript. Applied Biosystems, Foster City/U.S.A..
- ASHIDA., J. (1965): Adaptation of fungi to metal toxicants. *Annual Review of Phytopathogens* **3**:153-174.
- AUMAN, A. J., SPEAKE, C. C. & LIDSTROM, M. E. (2001): *nifH* sequences and nitrogen fixation in type I and type II Methanotrophs. *Applied and Environmental Microbiology* **67**:4009-4016.
- BAHLBURG, H. & BREITKREUZ, C. (2004): Grundlagen der Geologie. Elsevier Spektrum Akad. Verl., Heidelberg, 403 S..
- BALCH, W. E., FOX, G. E., MAGRUM, L. J., WOESE, C. R. & WOLFE, R. S. (1979): Methanogens: Reevaluation of a unique biological group. *Microbiological Reviews* **43**(2):260-296.
- BEATTIE, A. J. (1989): The effects of ants on grasslands. *Tasks for Vegetation Science* **20**:105-116.
- BEATTIE, A. J. & D. C. CULVER (1977): Effects of the mound nests of the ant *Formica obscuripes* on the surrounding vegetation. *American Midland Naturalist* **97**(2):390-399.

- BEIER, C., BREDEMEIER, M., COLLINS, J. F., CUMMINS, T., DE VISSER, P. H. B., FARREL, E. P., KREUTZER, K., PRÖBSTLE, P., RABEN, G., RASMUSSEN, L., SCHIERL, R., STEINBERG, N. & ZULEGER, M. (1993): EXMAN-Experimental Manipulation of Forest Ecosystems in Europe – Project period 1988-1991. In: BEIER, C. & RASMUSSEN, L. (eds.): Ecosystem Research Report 7. CEC, Brussels, 124 S..
- BENDER, M. & CONRAD, R. (1992): Kinetics of CH<sub>4</sub> oxidation in oxic soils exposed to ambient air or high CH<sub>4</sub> mixing ratios. *FEMS Microbiology Letters* **101**(4):261–270.
- BENDER, M. & CONRAD, R. (1995): Effects of methane concentration and soil conditions on the induction of methane oxidation activity. *Soil Biology and Biochemistry* **27**:1517-1527.
- BEYER, K. (1967): Bericht über den Ansiedlungsversuch der Kleinen Roten Waldameise im Forstamt Diepholz. *Waldhygiene* **7**:99-105.
- BINTRIM, S. B., DONOHUE, T. J., HANDELSMAN, J., ROBERTS, G. P. & GOODMAN, R. M. (1997): Molecular phylogeny of Archaea from soil. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*. **94**:277–282.
- BLAGODATSKAYA, E. V., PAMPURA, T. V., MYAKSHINA, T. N. & DEM'YANOVA, E. G. (2006): The Influence of Lead on the Respiration and Biomass of Microorganisms in Gray Forest Soil in a Long-Term Field Experiment. *Eurasian Soil Science* **39**(5):498–506.
- BODELIER, P. L. E. & LAANBROEK, H. J. (2004): Nitrogen as a regulatory factor of methane oxidation in soils and sediments. *FEMS Microbiology Ecology* **47**:265-277.
- BOECKX, P. & VAN CLEEMPUT, O. (1996): Methane oxidation in natural landfill cover soil: influence of moisture content, temperature, and nitrogen turnover. *Journal of Environmental Quality* **25**:178-183.
- BOECKX, P., VAN CLEEMPUT, O. & VILLARALVO, I. (1997): Methane Oxidation in Soils with different Textures and Land Use. *Nutrient cycling in Agroecosystems* **49**:91-95.
- BOETIUS, A., RAVENSCHLAG, K., SCHUBERT, C., RICKERT, D., WIDDEL, F., GIESEKE, A., AMANN, R., JØRGENSEN, B. B., WITTE, U. & PFANNKUCHE, O. (2000): A marine microbial consortium apparently mediating anaerobic oxidation of methane. *Nature* **407**:623-626.
- BOONE, D. R. & WHITMAN, A. W. B. (1993): Diversity and Taxonomy of Methanogens. In: FERRY, J. G. (ed.): Methanogenesis – Ecology, Physiology, Biochemistry and Genetics. Chapman and Hall, New York:33-128.
- BORKEN, W. & BRUMME, R. (1997): Liming practice in temperate forest ecosystems and the effects on CO<sub>2</sub>, N<sub>2</sub>O and CH<sub>4</sub> fluxes. *Soil Use and Management* **13**:251-257.
- BORKEN, W., YI-JUN XU & BEESE, F. (2003): Conversion of hardwood forests to Spruce and Pine plantations strongly reduce soil methane sink in Germany. *Global Change Biology* **9**:956-966.
- BORN, M., DÖRR, H. & LEVIN, I. (1990): Methane consumption in aerated soils of the temperate zone. *Tellus* **42**:2-8.
- BOULYGINA, E. S., KUZNETSOV, B. B., MARUSINA, A. I., TOUROVA, T. P., KRAVCHENKO, I. K., BYKOVA, S. A., KOLGANOVA, T. V. & GALCHENKO, V. F. (2002): A study of nucleotide sequences of *nifH* Genes of some methanotrophic bacteria. *Microbiology (Mikrobiologiya)* **71**:425-432.
- BOURSAUX-EUDE, C. & GROSS, R. (2000): New insights into symbiotic associations between ants and bacteria. *Res. Microbiol.* **151**:513–519.
- BOUWMAN, A. F. (1991): Agronomic Aspects of Wetland Rice Cultivation and Associated Methane Emissions. *Biogeochemistry* **15**:65-88.
- BRADFORD, M.A., WOOKEY, P.A., INESON, P. & LAPPIN-SCOTT, H.M. (2001): Controlling factors and effects of chronic nitrogen and sulphur deposition on methane oxidation in a temperate forest soil. *Soil Biology and Biochemistry* **33**:93-102.

- BRÄUER, S., YAVITT, J. & ZINDER, S. (2004): Methanogenesis in McLean Bog, an Acidic Peat Bog in Upstate New York: Stimulation by H<sub>2</sub>/CO<sub>2</sub> in the Presence of Rifampicin, or by Low Concentrations of Acetate. *Geomicrobiology Journal* **21**(7): 433-443.
- BRETZ, D. (1999): Waldameisen, bedrohte Helfer im Wald. Deutsche Ameisenschutzwerke e. V., 24 S..
- BRETZ, D. (2004): Der Einfluss der Wärmestrahlung auf die Nestkuppelform von Waldameisen. *Ameisenschutz aktuell* **18**(4):103-112.
- BRETZ, D. (2005): Beurteilung und Entwicklung von Waldameisevölkern. *Ameisenschutz aktuell* **19**(2):33-43.
- BRETZ, D. & DOUWES, P. (2003): Ein farbiger Bestimmungsschlüssel für Hügel bauende Waldameisen. *Ameisenschutz aktuell* **17**(S/03):1-10.
- BRIESE, D. T. (1982): The effect of ants on the soil of a semi-arid saltbush habitat. *Insectes Sociaux* **29**(2):375-382.
- BROCK, T. D. (1987): The study of microorganisms in situ: progress and problems. In: FLETCHER, M., GRAY, T. R. & JONES, J. G. (eds.): Ecology of microbial communities. Cambridge University Press, Cambridge:1-17.
- BRUNE, A., FRENZEL, P. & CYPIONKA, H. (2000): Life at the oxic-anoxic interface: microbial activities and adaptations. *FEMS Microbiology Review* **24**:691-710.
- BRUMME, R. & BORKEN, W. (1999): Site variation in methane oxidation as affected by atmospheric deposition and type of temperate forest ecosystem. *Global Biogeochemical Cycles* **13**:493-501.
- BUCKLEY, D. H., GRABER, J. R. & SCHMIDT, T. M. (1998): Phylogenetic Analysis of Nonthermophilic Members of the Kingdom *Crenarchaeota* and their Diversity and Abundance in Soils. *Applied and Environmental Microbiology* **64**(11):4333-4339.
- BUDEUS, P. P. (1988): Strukturgeologische Untersuchungen im Mittelrheingebiet und an der Unter Mosel auf dem N-Flügel und im Zentrum der Moselmulde. Dissertation, Universität Bonn.
- BÜNNING, E. (1977): Die physiologische Uhr – circadiane Rhythmik und Biochronometrie. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 176 S..
- BUTTERBACH-BAHL, K. & PAPEN, H. (2002): Four years continuous record of CH<sub>4</sub>-exchange between the atmosphere and untreated and limed soil of a N-saturated spruce and beech forest ecosystem in Germany. *Plant and Soil* **240**:77-90.
- ÇAMLITEPE, Y. & STRADLING, D. J. (1995): Wood ants orient to magnetic fields. *Proceedings of the Royal Society London B* **261**:37-41.
- ÇAMLITEPE, Y., AKSOY, V., UREN, N., YILMAZ, A. & BECENEN, I. (2005): An experimental analysis on the magnetic field sensitivity of the black-meadow ant *Formica pratensis* Retzius (Hymenoptera: Formicidae). *Acta Biologica Hungarica* **56**(3-4):215-224.
- CASTALDI, S., DE PASCALE, R. A., GRACE, J., NIKONOVA, N., MONTES, R. & SAN JOSÉ, J. (2004): Nitrous oxide and methane fluxes from soils of the Orinoco savanna under different land use. *Global Change Biology* **10**:1947-1960.
- CASTRO, M. S., STEUDLER, P. A. & BOWDEN, R. D. (1995): Factors controlling atmospheric methane consumption by temperate forest soils. *Global Biogeochemical Cycles* **9**:1-10.
- CHERRETT, J. M., POWELL, R. & STRADLING, D. J. (1989): The mutualism between leaf-cutting ants and their fungus. In: WILDING, N., COLLINS, N. M. & WEBBER, J. F. (eds.): Insect-Fungus Interactions. Academic Press, London:93-120.
- CHRISTENSEN, H., OLSEN, R. A. & BAKKEN, L. R. (1995): Flow cytometric measurements of cell volumes and DNA contents during culture of indigenous soil bacteria. *Microbiol Ecology* **29**:49-62.



- CLARKE, K. R. & WARWICK, R. M. (2001): Change in marine communities: An approach to statistical analysis and interpretation. PRIMER-E Ltd., Plymouth.
- COENEN-STAB, D., SCHAARSCHMIDT, B. & LAMPRECHT, I. (1980): Temperature distribution and calorimetric determination of heat production in the nest of the wood ant *Formica polyctena* (Hymenoptera, Formicidae). *Ecology* **61**(2):238-244.
- COLLINGWOOD, C.A. (1979): The Formicidae (Hymenoptera) of Fennoscandia and Denmark. Fauna Entomologica Scandinavica Volume 8, Scandinavian Science Press Ltd., Klampenborg, Denmark.
- CONNOR, E. F. & MCCOY, E. D. (1979): The statistics and biology of the species-area relationship. *The American Naturalist* **113**(6):791-833.
- CONRAD, R. (1989): Control of methane production in terrestrial ecosystems. In: ANDREAE, M. O. & SCHIMMEL, D. S. (eds.): Exchange of trace gases between terrestrial ecosystems and the atmosphere. John Wiley and sons Ltd, Dahlem:39-58.
- CONRAD, R. (1996): Soil Microorganisms as Controllers of Atmospheric Trace Gases (H<sub>2</sub>, CO, OCS, N<sub>2</sub>O and NO). *Microbiological Reviews* **60**:609-640.
- CONRAD, R. (1997): Production and consumption of methane in the terrestrial biosphere. In: HELAS, G., SLANINA, J. & STEINBRECHER, R. (eds.): Biogenic volatile organic carbon compounds in the atmosphere. SBP Academic Publ., Amsterdam:27-44.
- CONRAD, R. (1999): Contribution of hydrogen to methane production and control of hydrogen concentrations in methanogenic soils and sediments [review]. *FEMS Microbiology Ecology* **28**(3):193-202.
- COOK, S. F. (1950): The effect of Helium and Argon on metabolism and metamorphosis. *Journal of Cellular and Comparative Physiology* **36**:115-127.
- COYNE, M. S. (1999): Soil Microbiology: An exploratory approach. Delmar Publishers, Albany, New York, 462 S..
- DAUBER, J. & WOLTERS, V. (2000): Microbial activity and functional diversity in the mounds of three different ant species. *Soil Biology and Biochemistry* **32**:93-99.
- DAVIS, D. G. & MCFETERS, G. A. (1988): Growth and comparative physiology of *Klebsiella oxytoca* attached to granular carbon particles and in liquid media. *Microb Ecology* **15**: 165-175.
- DEAN, W. R. J., MILTON, S. J. & KLOTZ, S. (1997): The role of ant nest-mounds in maintaining small-scale patchiness in dry grasslands in Central Germany. *Biodiversity and Conservation* **6**:1293-1307.
- DEV (1983): Deutsche Einheitsverfahren. Baugrund, Untersuchung von Boden-proben. Normenausschuss Bauwesen, DIN 18 123 – 4. Beuth Verlag, Berlin.
- DEV (2003): Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlamm-Untersuchung, DIN 38 414 – S2. – Wiley-VCH Verlag, Weinheim.
- DLUSSKY, G. M. (1981): Nester von *Lasius flavus* (Hymenoptera, Formicidae). *Pedobiologia* **21**:81-99.
- DOMISCH, T., FINÉR, L., OHASHI, M., RISCH, A. C., SUNDSTRÖM, L., NIEMELÄ, P. & JURGENSEN, M. F. (2006): Contribution of red wood ant mounds to forest floor CO<sub>2</sub> efflux on boreal coniferous forests. *Soil Biology and Biochemistry* **38**:2425-2433.
- DÖRR, H., KATRUFF, L. & LEVIN, I. (1993): Soil texture parameterization of the methane uptake in aerated soils. *Chemosphere* **26**:697-713.
- DUBILIER, N., MULDER, C., FERDELMAN, T., DE BEER, D., PERNTHALER, A., KLEIN, M., WAGNER, M., ERSEUS, C., THIERMANN, F., KRIEGER, J., GIÈRE, O. & AMANN, R. (2001): Endosymbiotic sulphatereducing and sulphide-oxidizing bacteria in an oligochaete worm. *Nature* **411**:298-302.

- DUMPERT, K. (1972): Bau und Verteilung der Sensillen auf der Antennengeißel von *Lasius fuliginosus* (Latr.) (Hymenoptera, Formicidae). *Zeitschrift Morphologie der Tiere* **73**:95-116.
- DUMPERT, K. (1978): Das Sozialleben der Ameisen. Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 253 S..
- DUNFIELD, P. F., LIESACK, W., HENCKEL, T., KNOWLES, R. & CONRAD, R. (1999): High-affinity methane oxidation by a soil enrichment culture containing a type II methanotroph. *Applied and Environmental Microbiology* **65**(3):1009-1014.
- ECKERDT, E. K. (1973): Hygropräferenzen bei einigen Ameisenarten und ihre Temperaturabhängigkeit. Zulassungsarb. Inst. F. Angew. Zool. Univ. Würzburg, 71 S..
- EICHHORN, O. (1962): Zur Ökologie der Ameisen mitteleuropäischer Gebirgswälder. Habilitationsschrift der forstlichen Fakultät der Universität Göttingen, 185 S..
- ELLENBERG, H. (1996): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen in ökologischer, dynamischer und historischer Sicht. Ulmer-Verlag, Stuttgart, 1095 S..
- ENDRES, K.-P. & SCHAD, W. (1997): Biologie des Mondes. S. Hirzel Verlag, Stuttgart, Leipzig, 308 S..
- ENGELMANN, H.-D. (1978): Zur Dominanzklassifizierung von Bodenarthropoden. *Pedobiologia* **18**:378-380.
- ETIOPE, G., BENEDEUCE, P., CALCARA, M., FAVALI, P., FRUGONI, F. SCHIATTARELLA, M. & SMRIGLIO, G. (1999): Structural pattern and CO<sub>2</sub>-CH<sub>4</sub> degassing of Ustica Island, Southern Tyrrhenian basin. *Journal of Volcanology and Geothermal Research* **88**(4):291-304.
- FISHER, B. L. (1997): A comparison of ant assemblages (Hymenoptera, Formicidae) on serpentine and non-serpentine soils in northern California. *Insectes Sociaux* **40**:23-33.
- FORD, T. & MITCHELL, R. (1990): The ecology of microbial corrosion. *Adv. Microb. Ecol.* **11**:231-262.
- FOREL, A. (1920): Les fourmis de la Suisse. Soc. Helv. Sc. Nat. La Chaux-de-Fonds.
- FRANZ, H. (1949): Bodenbewertung und Bodenverbesserung auf Grund der biologischen Bodenanalyse. *Veröffentlichungen der Bundesanstalt für alpine Landwirtschaft in Admont* **1**:45-67.
- FRENZEL, P., BOSSE, U. & JANSSEN, P. H. (1999): Rice roots and methanogenesis in a paddy soil: ferric iron as an alternative electron acceptor in the rooted soil. *Soil Biology and Biochemistry* **31**:421-430.
- FRISCH, W. (1979): Tectonic progradation and plate tectonic evolution of the Alps. *Tectonophysics* **60**:121-139.
- FROUZ, J. (2000): The effect of nest moisture on daily temperature regime in the nests of *Formica polyctena* wood ants. *Insectes Sociaux* **47**:229-235.
- FUCHS, K., VON GEHLEN, K., MÄLZER, H., MURAWSKI, H. & SEMMEL, A. (1983): Plateau Uplift., Springer Verlag, 411 S..
- GALAND, P. E., SAARNIO, S., FRITZE, H. & YRJALA, K. (2002): Depth related diversity of methanogen Archaea in Finnish oligotrophic fen. *FEMS Microbiology Ecology* **42**:441-449.
- GALAND, P. E., FRITZE, H. & YRJALA, K. (2003): Microsite-dependent changes in methanogenic populations in a boreal oligotrophic fen. *Environmental Microbiology* **5**:1133-1143.
- GANDT, R. (1991): Der artgerechte Wald der *Formica polyctena* FÖRSTER. *Ameisenschutz aktuell* **5**(1):10-12.

- GE, S. (1998): Estimation of groundwater velocity in localized fracture zones from well temperature profiles. *Journal of Volcanology and Geothermal Research* **84**:93-101.
- GISI, U., SCHENKER, R., SCHULIN, R., STADELMANN, F. X. & STICHER, H. (1997): Bodenökologie. Thieme-Verlag, Stuttgart, New York.
- GÖSSWALD, K. (1932): Ökologische Studien des Mittleren Maingebietes. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie* **142**:1-156.
- GÖSSWALD, K. (1934): Die Wirkung des Kontaktgiftes Pyrethrum auf Forstschädlinge unter dem Einfluss der physiologischen Disposition der Schädlinge und der Einwirkung von Außenfaktoren. *Zeitschrift für angewandte Entomologie* **20**:489-530.
- GÖSSWALD, K. (1934/35): Über Ameisengäste und –schmarotzer des Mittleren Maingebietes. *Entomologische Zeitschrift* **48/49**:13-182.
- GÖSSWALD, K. (1937a): Methoden zur Untersuchung von Ameisenbekämpfungsmitteln. A. Fraßgifte. *Mitteilungen der Biologischen Reichsanstalt für Land- u. Forstwirtschaft Berlin-Dahlem* **55**:209-243.
- GÖSSWALD, K. (1937b): Methoden zur Untersuchung von Ameisenbekämpfungsmitteln. B. Staubförmige Berührungsgifte. *Mitteilungen der Biologischen Reichsanstalt für Land- u. Forstwirtschaft Berlin-Dahlem* **55**:245-270.
- GÖSSWALD, K. (1938a): Über Empfindlichkeitsunterschiede einiger Ameisenarten gegen Arsenfraßgifte. *Arb. Physiologie und angewandte Entomologie* **5**:137-154.
- GÖSSWALD, K. (1938b): Über den Einfluss von verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Lebensäußerungen der Ameisen. 1. Die Lebensdauer ökologisch verschiedener Ameisenarten unter dem Einfluss bestimmter Luftfeuchtigkeit und Temperatur. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie* **151**:337-382.
- GÖSSWALD, K. (1941): Über den Einfluss von verschiedener Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Lebensäußerungen der Ameisen und über den Feuchtigkeitssinn ökologisch verschiedener Ameisenarten und seine Beziehungen zu Bitop, Wohn- und Lebensweise. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie* **154**:192-247.
- GÖSSWALD, K. (1951): Die Rote Waldameise im Dienste der Waldhygiene. Forstwirtschaftliche Bedeutung, Nutzung, Lebensweise, Zucht, Vermehrung und Schutz. Metta Kinau Verlag, Lüneburg, 160 S..
- GÖSSWALD, K. (1963a): Probleme der Forsthygiene unter besonderer Berücksichtigung der Waldameisenhege. *Schweizer Zeitschrift für Forstwissenschaften* **7**:379-393.
- GÖSSWALD, K. (1963b): Besonderheiten von Waldameisenherkünften (*Formica polyctena* Foerst.) im Eichenwald, dazu Hinweise auf Erfolge bei Eichenwickler- und Frostspanner-Massenvermehrungen. *Waldhygiene*, Sonderheft:32-45.
- GÖSSWALD, K. (1978): Zur Klassifizierung, Bonitierung und Auswertung von Waldameisen-Nestern. *Waldhygiene* **12**:193-256.
- GÖSSWALD, K. (1981): Artunterschiede der Waldameisen in Aussehen, Lebensweise, Organisation, Verhalten, Nest- und Straßenbau, Ökologie und Verbreitung. *Waldhygiene* **14**:161-192.
- GÖSSWALD, K. (1989): Die Waldameise – Biologie, Ökologie und forstliche Nutzung, Bd 1: Biologische Grundlagen, Ökologie und Verhalten. AULA-Verlag, Wiesbaden, 660 S..
- GÖSSWALD, K. (1990): Die Waldameise – Biologie, Ökologie und forstliche Nutzung, Bd 2: Die Waldameise im Ökosystem Wald, ihr Nutzen und ihre Hege. AULA-Verlag, Wiesbaden, 510 S..
- GÖSSWALD, K. & G. KNEITZ (1964): Untersuchungen zum Verhalten von Waldameisen unter verschiedenen Strahlenquellen. 1. Das Sonnungsverhalten von *Formica*

- polyctena* Foerst. unter dem Infrarotstrahler während des Frühjahrs. *Waldhygiene* **5**:199-214.
- GÖSSWALD, K. & G. KNEITZ (1965): Zur Verbreitung der Waldameisen im Bayerischen Wald. *Collana Verde* **16**:145.
- GÖSSWALD, K., KNEITZ, G. & SCHIRMER, G. (1965): Die geographische Verbreitung der hügelbauenden *Formica*-Arten (Hym., Formicidae) in Europa. *Zoologisches Jahrbuch der allgemeinen Zoologie* **92**:369-404.
- GÖSSWALD, K. & G. SCHIRMER (1965): Zur geographischen Verbreitung der hügelbauenden *Formica*-Arten. *Collana Verde* **16**:133-144.
- GOULD, W. (1747): An account of English Ants. London.
- GRAHAM, D. W., CHAUDHARY, J. A., HANSON, R. S. & ARNOLD, R. G. (1993): Factors affecting competition between type-I and type-II methanotrophs in 2-organism, continuous-flow reactors. *Microbial Ecology* **25**: 1-17.
- GREENSLADE, P. J. M. & P. GREENSLADE (1984): Invertebrates and environmental assessment. *Environment and Planning* **3**:13-15.
- GREGORY, R. G. & DURANCE, E. M. (1985): Helium, carbon dioxide and oxygen soil gases: Small scale variations over fractured ground. *Journal of Geochemical Exploration* **24**:29-49.
- GROVES-KIRKBY, C. J., DENMAN, A. R., CROCKETT, R. G. M., PHILLIPS, P. S. & GILLMORE, G. (2006): Identification of tidal and climatic influences within domestic radon time-series from Northamptonshire, UK. *Science of the total Environment* **367**(1):191-202.
- HANSON, R. S. & HANSON, T. E. (1996): Methanotrophic bacteria. *Microbiological Reviews* **60**(2):439-471.
- HASHIMOTO, Y., TADAI, O., TANIMIZU, M., TANIKAWA, W., HIRONO, T., AOIKE, K., ISHIKAWA, T., MURAYAMA, M., SOH, W., SONG, S. R., FUJIMOTO, K., FUKUCHI, T., IKEHARA, M., ITO, H., KIKUTA, H., KINOSHITA, M., LIN, W., MASUDA, K., MATSUBARA, T., MATSUBAYASHI, O., MISHIMA, T., MIZOGUCHI, K., NAKAMURA, N., OTSUKI, K., SAKAGUCHI, M., SHIMAMOTO, T., SONE, H., & TAKAHASHI, M. (2008): Characteristics of chlorites in seismogenic fault zones: the Taiwan Chelungpu Fault Drilling Project (TCDP) core sample. *eEarth* **3**:1-6.
- HENCKEL, T., FRIEDRICH, M. & CONRAD, R. (1999): Molecular analyses of the Methane-oxidizing microbial community in rice field soil by targeting the genes of the 16S rRNA, particulate methane monooxygenase, and methanol dehydrogenase. *Applied and Environmental Microbiology* **65**(5):1980-1990.
- HERMANNSON, H. P., AKERBLUM, G., CHYSSLER, J. & LINDEN, A. (1991): Geogas a carrier or a tracer? *SKN report* **43**.
- HERTER, K. (1924): Untersuchungen über den Temperatursinn einiger Insekten. *Zeitschrift für vergleichende Physiologie* **1**:221-288.
- HERTER, K. (1925): Temperaturoptimum und relative Luftfeuchtigkeit bei *Formica rufa*. *Zeitschrift für vergleichende Physiologie* **2**:226-232.
- HISSETT, R. & GRAY, T. R. G. (1976): Microsites and time changes in soil microbe ecology. In: Anderson, J. M. & MacFayden, A. (eds.): The role of terrestrial and aquatic organisms in decomposition processes. Blackwell, Oxford:23-39.
- HOFFMANN, B., GRIFFITHS, A. D. & ANDERSEN, A. N. (2000): Responses of ant communities to dry sulfur deposition from mining emissions in semi-arid tropical Australia, with implications for the use of functional groups. *Australian Ecology* **25**:653-663.
- HOJ, L., OLSEN, R. A. & TORSVIK, V. L. (2005): Archaeal communities in High Arctic wetlands in Spitsbergen, Norway (78 degrees N) as characterized by 16S rRNA gene fingerprinting. *FEMS Microbiology Ecology* **53**:89-101.

- HOLLAND, P. & EMMERSON, D. E. (1987): Determination of the helium-4 content of nearsurface atmospheric air within the continental United States: *Journal of Geophysical Research* **92**(B12):12557-12556.
- HÖLLDOBLER, B. & E. O. WILSON (1990): *The Ants*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 732 S..
- HÖLLDOBLER, B. & E. O. WILSON (1995): *Ameisen – die Entdeckung einer faszinierenden Welt*. Birkhäuser Verlag, Basel, Boston, Berlin, 265 S..
- HORSTMANN, K. (1970): Untersuchungen über den Nahrungserwerb der Waldameisen (*Formica polyctena* Förster) im Eichenwald. 1. Zusammensetzung der Nahrung, Abhängigkeit von Witterungsfaktoren und von der Tageszeit. *Oecologia* **5**:138-157.
- HUBER, P. (1810): *Recherches sur les moers des fourmis indigènes*. J. J. Paschoud, Paris et Geneve, 328 S..
- HUG, O. (1960): Reflex-like responses of lower animals and mammalian organs to ionizing radiations. *International Journal of Radiat. Biol. Suppl.* **2**:217-226.
- IBA-AKADEMIE (2006): PCR-Einführungskurs. Skript. IBA-Akademie (Institut für Bioanalytik GmbH), Göttingen.
- IGARASHI, G. & WAKITA, H. (1991): Tidal responses and earthquake-related changes in the water level of deep wells. *Journal of Geophysical Research* **96**(B3):4269-4278.
- INSAM, H., PARKINSON, D. & DOMSCH, K. H. (1989): Influence of macroclimate on soil microbial biomass. *Soil Biology and Biochemistry*. **21**:211-221.
- IPCC (1992): *Climate Change 1992 - The Supplementary Report to the IPCC Scientific Assessment*. Cambridge University Press, UK, 205 S..
- IPCC (2001): *Atmospheric Chemistry and Greenhouse Gases*. In: *Climate Change 2007: The Scientific Basis*. Intergovernmental Panel on Climate Change, New York.
- IPCC (2007): *Changes in Atmospheric Constituents and in Radiative Forcing*. In: *Climate Change 2007: The Physical Science Basis. Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change*. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom and New York, NY, USA.
- Issleib, M. & Schelter, D. (1996): Untersuchung zum Einfluss von Standort- und Bewirtschaftungsfaktoren auf die Waldameisen i. e. S. *Ameisenschutz aktuell* **10**(2):41-44.
- Issleib, M. & Schelter, D. (1997): Standörtliche und forstwirtschaftliche Einflussfaktoren auf Waldameisen. *Allg. Forstzeitschrift für Waldwirtschaft und Umweltvorsorge* **52**:944-946.
- JÄCKEL, U., SCHNELL, S. & CONRAD, R. (2001). Effect of moisture, texture and aggregate size of paddy soil on production and consumption of CH<sub>4</sub>. *Soil Biology and Biochemistry* **33**:965-971.
- JAMES, A. & EIVSON, L. (1979): *Biological indicators of water quality*. John Wiley, Chichester, England.
- JANSSEN, J. & LAATZ, W. (1999): *Statistische Datenanalyse mit SPSS für Windows*. Springer-Verlag, Berlin, 692 S..
- JEANNE, R. L. (1979): A latitudinal gradient in rates of ant predation. *Ecology* **60**(6):1211-1224.
- JENNI, D., KAMMER, B., RYSER, A., SCHÖBI, K. & TAMBORRINI, M. (2008): Vergleich der Ameisenvielfalt von bekletterten und unbekletterten Felswänden in Grellingen (BL). <http://www.conservation.unibas.ch/teach/pdf/ameisen.pdf> (Zugriff am 25.04.2008).
- JENSEN, S., HOLMES, A. J., OLSEN, R. A. & MURRELL, J. C. (2000): Detection of methane oxidising bacteria in forest soil by monoxygenase PCR amplification. *Microbial Ecology* **39**:282-289.

- JOABSSON, A. & CHRISTENSEN, T. R. (2001): Methane emissions from wetlands and their relationship with vascular plants: an Arctic example. *Global Change Biology* **7**:919-932.
- JONES, V. T. & PIRKLE, R. J. (1981): Helium and Hydrogen soil gas anomalies associated with deep or active faults. American Chemical Society, March 29 – April 3, Atlanta, Georgia.
- JONES, W. J., NAGLE, D. P., WHITMAN, W. B. (1987): Methanogens and the diversity of Archaeobacteria. *Microbiological Reviews* **51**(1):135-177.
- JONGMAN, R. H. G., TER BRAAK, C. J. F. & VAN TONGEREN, O. F. R. (1995): Data analysis in community and landscape ecology. Cambridge University Press, 299 S..
- JUOTTONEN, H., GALAND, P. E., TUUTTILA, E. S., LAINE, J., FRITZE, H. & YRJALA, K. (2005): Methanogen communities and bacteria along an ecohydrological gradient in a northern raised bog complex. *Environmental Microbiology* **7**:1547-1557.
- KERFOOT, W. B. (1968): Lunar periodicity in a North American bee. *Umschau in Wissenschaft und Technik* **68**(14):444.
- KING, G. M. (1984): Utilization of hydrogen, acetate, and "noncompetitive" substrates by methanogenic bacteria in marine sediments. *Geomicrobiological Journal* **4**:275-306.
- KING, G. M. (1990): Dynamics and controls of methane oxidation in a Danish wetland sediment. *FEMS Microbiology Ecology* **74**:309-323.
- KING, G. M. (1993): Ecophysiological characteristics of obligate methanotrophic bacteria and methane oxidation in situ. In: MURRELL, J. C. & KELLY, D. P. (eds.): Microbial growth on C1 compounds. Intercept, Andover, United Kingdom:303-313.
- KIRNBAUER, T. (1998): Geologie und hydrothermale Mineralisationen im rechtsrheinischen Schiefergebirge. *Jahrbuch Nass. Ver. Naturkunde So.-Bd.* **1**:1-328.
- KLAPPENBACH, J. A., SAXMAN, P. R., COLE, J. R. & SCHMIDT, T. M. (2001): rrndb: the ribosomal RNA operon copy number database. *Nucleic Acids Research* **29**(1):181-184.
- KLIMETZEK, D. (1970): Zur Bedeutung des Kleinstandortes für die Verbreitung hügelbauender Waldameisen der *Formica rufa*-Gruppe (Hymenoptera: Formicidae). *Zeitschrift für angewandte Entomologie* **66**:45-48.
- KLOFT, W. (1959): Die Nestbautätigkeit der Roten Waldameise. *Waldhygiene* **3**:94-98.
- KNAPP, C. W., FOWLE, D. A., KULCZYCKI, E., ROBERTS, J. A. & GRAHAM, D. W. (2007): Methane monooxygenase gene expression mediated by methanobactin in the presence of mineral copper sources. *PNAS* **104**(29):12040-12045.
- KNEITZ, G. (1964): Untersuchungen zum Aufbau und zur Erhaltung des Nestwärmehaushaltes bei *Formica polyctena* (Hym. Formicidae). Dissertation, Inst. F. Angew. Zool. Univ. Würzburg, 156 S..
- KNEITZ, G. (1965): *Formica*-Arten mit vegetabilischem Nestbau in den Gurktaler Alpen (Kärnten). *Waldhygiene* **5**:240-250.
- KNEITZ, G. (1966): Versuche zur Wärmeorientierung von Arbeiterinnen der Waldameisenart *Formica polyctena* Foerst. *Insectes Sociaux* **13**:285-296.
- KNEITZ, G. & EMMERT, W. A. (1962): Waldameisenfunde (*Formicidae*, Gen. *Formica*) im französischen Zentralmassiv und in den Pyrenäen. *Waldhygiene* **4**:220-227.
- KNEITZ, G., GERNERT, W. & RAMMOSER, H. (1962): Hügelbauende Waldameisen (*Formicidae*, Gen. *Formica*) in den Vogesen. *Waldhygiene*, **4**:203-219.
- KÖHLER, W., SCHACHTEL, G. & VOLESKE, P. (2002): Biostatistik. Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, New York, 301 S.

- KOLB, S. (2003): Oxidation von Metan in Böden: Ein neuer quantitativer Ansatz zur Erfassung der Struktur und Aktivität methanotropher Gilden. Dissertation Universität Marburg.
- KOLKWITZ, R. & MARSSON, M. (1908): Ökologie der pflanzlichen Saprobien. *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft* **26a**:505-519.
- KOLKWITZ, R. & MARSSON, M. (1909): Ökologie der tierischen Saprobien. Beiträge zur Lehre von der biologischen Gewässerbeurteilung. *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und der Hydrogeographie* **2**:126-152.
- KOSSMAT, F. (1927): Gliederung des varistischen Gebirgsbaues. *Abh. sächs. Geol. L.-Anst.* **1**:1–39.
- KREMEN, C. (1992): Assessing the indicator properties of species assemblages for natural areas monitoring. *Ecological Applications* **2**:203-217.
- KREMEN, C. (1994): Biological inventory using target taxa: a case study of the butterflies of Madagascar. *Ecological Applications* **4**:407-422.
- KRISTIANSSON, K. & MALMQVIST, L. (1987): Trace elements in the geogas and their relation to bedrock composition. *Geoexploration* **24**:517-534.
- KRÖLL, R. (2001): Zur Stratigraphie, Fazies und Tektonik des Unterdevon zwischen der Untermosel und Boppard (Moselmulde, Rheinisches Schiefergebirge). *Bonner geowissenschaftliche Schriften* **29**:1–261.
- KRÜGER, M. (2000): Mikrobielle Regulation der CH<sub>4</sub>-Emission aus Reisfeldern. Dissertation Universität Marburg.
- KRÜGER, M. & FRENZEL, P. (2003): Effects of N-fertilization on CH<sub>4</sub> oxidation and production, and consequences for CH<sub>4</sub> emissions from microcosms and rice fields. *Global Change Biology* **9**:773-784.
- KRÜGER, M., WOLTERS, H., NAUHAUS, K. & RICHNOW, H.-H. (2005): New Insights into Growth and Physiology of different ANME Communities. *Geophysical Research Abstracts* **7**:4081.
- KÜMPEL, H.-J. (1997): Tides in water-saturated rock. In: WILHELM, H. & ZÜRN, W. & WENZEL, H.-G. (eds.): Tidal phenomena. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg:277-291.
- KUNC, F. & MACURA, J. (1988): Mechanisms of adaptation and selection of microorganisms in the soil. In: VANČURA, V. & KUNC, F. (eds.): Soil microbial associations – control of structures and functions. Developments in Agricultural and Managed-Forest Ecology 17, Elsevier, Amsterdam:283-298.
- KUTTER, H. (1977): Insecta Helvetica Fauna 6 Hymenoptera Formicidae. Schweizerische Entomologische Gesellschaft, Zürich, 298 S..
- LANDESAMT FÜR GEOLOGIE UND BERGBAU RHEINLAND-PFALZ (2005): Geologie von Rheinland-Pfalz. Schweizerbarth'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 400 S..
- LANGE, R. (1959): Experimentelle Untersuchungen über den Nestbau der Waldameisen. *Entomophaga* **4**:47-55.
- LECHEVALLIER, M. W. & MCFETERS, G. A. (1990): Microbiology of activated carbon. In: MCFETERS, G. A. (ed.): Drinking Water Microbiology. Springer-Verlag, New York.
- LENZEN, M. & NEUGEBAUER, H. J. (1999): Measurements of radon concentration and the role of earth tides in a gypsum mine in Walferdange, Luxembourg. *Health Physics* **77**(2):154-162.
- LÉVIEUX, J. (1982): A comparison of the ground dwelling ant populations between a Guinea savanna and an evergreen rain forest of the Ivory Coast. In: BREED, M.D.; MICHENER, C. D. & EVANS, H. E. (eds.): The biology of social insects (Proceedings of the Ninth Congress of the International Union for the study of Social Insects, Boulder, Colorado, 1982). Westview Press, Boulder:48-53.

- LIDSTROM, M. E. (2001): Aerobic Methylophilic Bacteria. In: DWORKIN, M. (ed.): The Prokaryotes. Springer-Verlag, New York.
- LIEBNER, S. (2003): Verbreitung und Aktivität der methanotrophen Mikroflora in arktischen Böden des Lena-Deltas, Sibirien. Diplomarbeit Universität Potsdam.
- LIEDTKE, H., SCHARF, G. & SPERLING, W. (1973): Topographischer Atlas von Rheinland-Pfalz. Landesvermessungsamt Rheinland-Pfalz, 218 S..
- LIN, W., MATSUBAYASHI, O., YEH, E.-C., HIRONO, T., TANIKAWA, W., SOH, W., WANG, C.-Y., SONG, S.-R. & MURAYAMA, M. (2008): Profiles of volumetric water content in fault zones retrieved from hole B of the Taiwan Chelungpu-fault Drilling Project (TCDP). *Geophysical Research Letters* **35**, L01305, doi:10.1029/2007GL032158.
- LOBRY DE BRUYN, L. A. & CONACHER, A. J. (1994): The effect of ant biopores on water infiltration in soils in undisturbed bushland and in farmland in a semi-arid environment. *Pedobiologia* **38**:193-207.
- LORENZ, K. (2001): The role of microorganisms and organic matter quality for nutrient mineralization and carbon composition of organic layers in forests as influenced by site properties and soil management. *Hohenheimer Bodenkundliche Hefte* **62**:1-126.
- LUWG RLP (2008): Naturräumliche Gliederung von Rheinland-Pfalz. Landesamt für Umwelt, Wasserwirtschaft und Gewerbeaufsicht Rheinland-Pfalz, 11 S..
- MACALADY, J. L., McMILLAN, A. M. S., DICKENS, A. F., TYLER, S. C. & SCOW, K. M. (2002): Population dynamics of type I and II methanotrophic bacteria in rice soils. *Environmental Microbiology* **4**(3):148-157.
- MACARTHUR, R. & WILSON, E. O. (1967): The theory of island biogeography. Princeton University Press, Princeton, N.J..
- MADIGAN, M. T., MARTINKO, J. M. & PARKER, J. (2001): Brock Mikrobiologie. Spektrum Akademischer Verlag GmbH Heidelberg, Berlin, 1175 S.
- MAHONEY, C. L. (1976): Soil insects as indicators of use patterns in recreation areas. *J. For.* **74**:35-37.
- MAJER, J. D. (1977): Preliminary survey of the epigaeic invertebrate fauna with particular reference to ants, in areas of different land use at Dwellingup, Western Australia. *Forestry and Ecology Management* **1**:327-334.
- MAJER, J. D. (1978): The importance of invertebrates in successful land reclamation with particular reference to bauxite mine rehabilitation. In: FOX, J. E. D. (ed.): Rehabilitation of mined lands in Western Australia. Workshop proceedings, Perth, Australia, 11 October 1978:47-61.
- MAJER, J. D. (1983): Ants: Bio-Indicators of minesite rehabilitation, land-use and land conservation. *Environmental Management* **7**(4):375-383.
- MARTINSEN, D. L. & KIMELDORF, D. J. (1972): The prompt detection of ionizing radiations by carpenter ants. *Biological Bulletin* **143**:403-419.
- MAUCK, B. S. & ROBERTS, J. A. (2007): Mineralogic control on abundance and diversity of surface-adherent microbial communities. *Geomicrobiology Journal* **24**: 167-177.
- MEHTA, C. R. & PATEL, N. R. (1997): Exact inference in categorical data. *Biometrics* **53**(1):112-117.
- MEYER, W. (1994): Geologie der Eifel. Schweizerbarth'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 618 S..
- MEYER, W. & STETS, J. (1980): Zur Paläogeographie von Unter- und Mitteldevon im westlichen und zentralen Rheinischen Schiefergebirge. *Zeitschrift der deutschen geologischen Gesellschaft* **131**: 725–751.



- MEYER, W. & STETS, J. (1994): Geologie des Ardennisch-Rheinischen Schiefergebirges. In: KOENIGSWALD, W. VON & MEYER, W. (eds.): Erdgeschichte im Rheinland - Fossilien und Gesteine aus 400 Millionen Jahren. Pfeil-Verlag, München:13-34.
- MOHANTY, S. R., BODELIER, P. L. E. & CONRAD, R. (2007): Effect of temperature on composition of the methanotrophic community in rice field and forest soil. *FEMS Microbiology Ecology* **62**:24-31.
- MOSER, B. A., BECNEL, J. J., MARUNIAK, J. & PATTERSON, R. S. (1998): Analysis of the ribosomal DNA sequences of the microsporidia *Thelohania* and *Vairimorpha* of fire ants. *Journal of Inv Pathol* **72**:152-159.
- MOSER, B. A., BECNEL, J. J. & WILLIAMS, D. F. (2000): Morphological and molecular characterisation of the *Thelohania solenopsae* complex (Microsporidia: Thelohaniidae). *Journal of Inv Pathol* **75**:174-177.
- MUELLER, R. F. (1996): Bacterial transport and colonization in low nutrient environments. *Water Research* **30**: 2681-2690.
- MÜHLENBERG, M. (1993): Freilandökologie. Quelle & Meyer, Heidelberg.
- MURATA, T. (2006): Effects of Bismuth contamination on the growth and activity of soil microorganisms using thiols as model compounds. *Journal of Environmental Science and Health, Part A* **41**:161-172.
- MURPHY, P. W. (1953): The biology of forest soils with special reference to mesofauna and meiofauna. *Journal of Soil Science* **4**:155-193.
- MUSAT, F. (2005): Physiological investigations of aerobic petroleum degradation in marine sediment. Dissertation Universität Bremen.
- NADKARNI, M. A., MARTIN, F. E., JACQUES, N. A. & HUNTER, N. (2002): Determination of bacterial load by real-time PCR using a broad-range (universal) probe and primers set. *Microbiology* **148**: 257-266.
- NIELSEN, M. G. (1981): Diurnal foraging activity of two ant species, *Myrmica schenki* Emery and *Formica rufibarbis* F., in a sandy heath area. *Natura Jutlandica* **19**:49-53.
- NIELSEN, M. G., SKYBERG, N. & WINTHER, L. (1976): Studies on *Lasius flavus* F. (Hymenoptera, Formicidae): I. Population density, biomass, and distribution of nests. *Entomologiske Meddelelser* **44**:65-75.
- OAKLEY, C. J. & MURRELL, J. C. (1988): *nifH* genes in the obligate methane oxidizing bacteria. *FEMS Microbiology Letters* **49**:53-57.
- OEHMKE, M. (1973): Lunar periodicity in flight activity of honeybees. *Journal of interdisciplinary Cycle Research* **4**(4):319-335.
- OHASHI, M., FINÉR, L., DOMISCH, T., RISCH, A. C., JURGENSEN, M. F. & NIEMELÄ (2007): Seasonal and diurnal CO<sub>2</sub> efflux from red wood ant (*Formica aquilonia*) mounds in boreal coniferous forests. *Soil Biology and Biochemistry* **39**:1504-1511.
- OTTO, D. (1958): Über die Arbeitsteilung im Staate von *Formica rufa rufopratensis minor* Gößw. und ihre verhaltensphysiologischen Grundlagen. *Wissenschaftliche Abhandlungen des deutschen Landwirtschaftswiss. Berlin* **30**.
- OTTO, D. (1966): Grundlagen, Erfolgsaussichten, Leistungsvermögen und Grenzen des gelenkten Einsatzes der Roten Waldameise (*F. rufa* L.-Gruppe) im Forstschutz. Habilitationsschr. Math. Naturwiss. Fak. Techn. Univ. Dresden, 300 S., Ref. d. Autors in: *Biologische Rundschau* **4**(6):276-277.
- PAVAN, M. (1959): Attivita italiana per la lotta biologica con Formiche del gruppo *Formica rufa* contro gli Insetti dannosi alle foreste. *Collana Verde* **4**:1-79.
- PAVAN, M. (1962): Premesse ad attuazioni per l'utilizzazione delle formiche del gruppo *Formica rufa* per la difesa delle foreste. *Quaderno* **58**:33-42.

- PELOQUIN, J. J., MILLER, S. G., KLOTZ, S. A., STOUTHAMMER, R., DAVIS, L. R. & KLOTZ, J. H. (2001): Bacterial endosymbionts from the genus *Camponotus* (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology* **38**:695-708.
- PEŃTAL, J. (1978): The role of ants in ecosystems. In: Brian, M. V. (ed.): Production ecology of ants and termites. Cambridge University Press, Cambridge.
- PETERS, V. & CONRAD, R. (1996): Sequential reduction processes and initiation of methane production upon flooding of oxic upland soils. *Soil Biology and Biochemistry* **28**:371-382.
- PLATNER, C. (2006): Ameisen als Schlüsseltiere in einem Grasland: Studien zu ihrer Bedeutung für die Tiergemeinschaft, das Nahrungsnetz und das Ökosystem. *Biodiversity and Ecology Series* **1**:1-170.
- PLATNER, C., SCHEU, S. & SCHAEFER, M. (1999): Kurzfristige Auswirkungen kleinräumiger Klimaveränderungen auf Ameisen (Formicidae) und andere Bodentiere einer Grünlandbrache. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* **89**:281-284.
- POMBO, S. A. (2005): A field-scale approach to link microbial community structure and function in a petroleum hydrocarboncontaminated aquifer. Dissertation Eidgenössische Technische Hochschule Zürich.
- PRESS, F. & SIEVER, R. (1995): Allgemeine Geologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, 602 S..
- PRESTON, F. W. (1960): Time and space and the variation of species. *Ecology* **41**:611-627.
- PRESTON, F. W. (1962): The canonical distribution of commonness and rarity. *Ecology* **43**:185-215, 410-432.
- PRICE, S. J., KELLIHER, F. M., SHERLOCK, R. R., TATE, K. R. & CONDRON, L. M. (2004): Environmental and chemical factors regulating methane oxidation in a New Zealand forest soil. *Australian Journal of Soil Research* **42**(7):767-776.
- PUSZKAR, T. (1978): Les fourmis (Formicidae) de la zone polluce des etablissements de l'Azote de Palawy. *Memorabilia Zoologica* **29**:129-142.
- PUSZKAR, T. (1979a): Changes in epigeal fauna as a bio-indicator within the reach of emission from the "Siarkopol" sulphur-producing combine at Machow near Tarnobrzeg, Poland. *Bulletin de l'Academie Polonaise des Sciences. Serie des sciences biologiques* **28**:467-471.
- PUSZKAR, T. (1979b): Epigeal fauna as a bio-indicator of environmental changes in an area of agrarian recultivation at a sulphur mine at Grzybow near Staszow, Poland. *Bulletin de l'Academie Polonaise des Sciences. Serie des sciences biologiques* **28**:473-479.
- PUSZKAR, T. (1979c): Changes in epigeal predatory fauna in an area exposed to emissions from the sulphur mine at Jeziorko near Tarnobrzeg, Poland. *Bulletin de l'Academie Polonaise des Sciences. Serie des sciences biologiques* **28**:481-485.
- PUSZKAR, T. (1979d): Changes in epigeal fauna as a bio-indicator of changes in agrocenoses in a cement and lime production district at Nowiny near Kielce (Central Poland). *Bulletin de l'Academie Polonaise des Sciences. Serie des sciences biologiques* **28**:917-923.
- PUSZKAR, T. (1979e): Epigeal fauna as a bio-indicator of changes in environment in areas of high industrial pressure. *Bulletin de l'Academie Polonaise des Sciences. Serie des sciences biologiques* **28**:925-931.
- PUSZKAR, T. (1979f): The effect of sulphur industry on epigeic and soil fauna. *Memorabilia Zoologica* **32**:101-118.
- RAMMOSER, H. (1961): Die Verbreitung der hügelbauenden Waldameisen im Spessart. *Waldhygiene* **6**:44-82.
- RÉAUMUR, M. (1744): Histoire des Fourmis. Paris. (Neuaufgabe 1928).

- REEBURGH, W. S., WHALEN, S. C. & ALPERIN, M. J. (1993): The role of methylotrophy in the global methane budget. In: MURRELL, J. C. & KELLY, D. P. (eds.): *Microbial growth on C1 compounds*. Intercept, Andover, United Kingdom:1-14.
- REPPKE, V. (1993): Varistische und postvaristische Buntmetallmineralisation in der östlichen Eifel (Linksrheinisches Schiefergebirge) – ein mineralogischer und bergbaulicher Überblick. Dissertation Universität Göttingen.
- RIEDL, A. (1965): Beiträge zur Biozönose des Waldameisennestes und seiner Umgebung. *Collana Verde* **16**:323-340.
- RISCH, A. C., JURGENSEN, M. F., SCHÜTZ, M. & PAGE-DUMROESE, D. S. (2005): The contribution of red wood ants to soil C and N pools and CO<sub>2</sub> emissions in subalpine forests. *Ecology* **86**:419-430.
- ROGERS, J. R., BENNETT, P. C. & CHOI, W. J. (1998): Feldspars as a source of nutrients for microorganisms. *Am Mineral* **83**: 1532-1540.
- ROGERS, J. R. & BENNETT, P. C. (2004): Mineral stimulation of subsurface microorganisms: Release of limiting nutrients from silicates. *Chemical Geology* **203**:91-108.
- ROSENBAUM-MERTENS, J. (2003): Seesedimente als Schadstoffarchive. Veränderungen im Schwermetalleintrag in die Umwelt seit 1945. Hochauflösende geochemische Untersuchungen von Seeablagerungen in Industriezonen und naturbelassenen Bereichen. Dissertation Universität Duisburg-Essen.
- RUHLING, A. & TYLER, G. (1973): Heavy metal pollution and decomposition of spruce needle litter. *Oikos* **24**:402-416.
- RUPPERTSHOFEN, H. (1967): Erfassung der Waldameisenbestände in Schleswig-Holstein und Hamburg und ihre Förderung im Hinblick auf die Waldtracht der Bienen. *Waldhygiene* **7**:42-46.
- SAMESHIMA, S., HASEGAWA, E., KITADE, O., MINAKA, N. & MATSUMOTO, T. (1999): Phylogenetic comparison of endosymbionts with their host ants based on molecular evidence. *Zoological Science* **16**:993-1000.
- SAUER, C., STACKEBRANDT, E., GADAU, J., HÖLLDOBLER, B. & GROSS, R. (2000): Systematic relationships and cospeciation of bacterial endosymbionts and their carpenter ant host species: proposal of the new taxon *Candidatus Blochmannia* gen.nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* **50**:1877-1886.
- SCHEFFER, F. & SCHACHTSCHABEL, P. (2002): Lehrbuch der Bodenkunde. Spektrum Akademischer Verlag GmbH Heidelberg, Berlin, 593 S.
- SCHIFFER, R. (1996): Untersuchungen zur Erkundung der Lage überdeckter Permeabilitätszonen unter Berücksichtigung von Einflussfaktoren auf den Helium- und Radongehalt der Bodenluft. Dissertation Universität Clausthal. 255 S..
- SCHINNER, F. & SONNLEITNER, R. (1996): Bodenökologie: Mikrobiologie und Bodenenzymatik. Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, New York, 450 S.
- SCHIOETT, M., DE FINE LICHT, H. H., LANGE, L. & BOOMSMA J. J. (2008): Towards a molecular understanding of symbiont function: Identification of a fungal gene for the degradation of xylan in the fungus gardens of leaf-cutting ants. *BMC Microbiology* 2008, **8**:40.
- SCHLEGEL, H. G. (1992). Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.
- SCHMIDT, G. H. (1969): Ein Beitrag zur Frühjahrsaktivierung der hügelbauenden Waldameisen. *Zoologische Beiträge* **15**:171-183.
- SCHNELL, S. & KING, G. M. (1994): Mechanistic Analysis of Ammonium Inhibition of Atmospheric Methane Consumption in Forest Soils. *Applied and Environmental Microbiology* **60**(10):3514–3521.
- SCHNELL, S. & KING, G. M. (1995): Responses of Methanotrophic Activity in Soils and Cultures to Water Stress. *Applied and Environmental Microbiology* **62**(9):3203–3209.

- SCHREIBER, U. & ROTSCH, S. (1998): Cenozoic block rotation according to a conjugate shear system in central Europe - indications from paleomagnetic measurements. *Tectonophysics* **299**:111–142.
- SCHRÖDER, D., DEPPISCH, H., OBERMAYER, M., KROHNE, G., STACKEBRANDT, E., HÖLLDOBLER, B., GOEBEL, W. & GROSS, R. (1996): Intracellular endosymbiotic bacteria of *Camponotus* species (carpenter ants): systematics, evolution and ultrastructural characterization. *Mol Microbiol* **21**:479-489.
- SCHROEDER, D. (1992): Bodenkunde in Stichworten. Bornträger, Berlin, Stuttgart.
- SEIFERT, B. (1986): Vergleichende Untersuchungen zur Habitatwahl von Ameisen (Hymenoptera: Formicidae) im mittleren und südlichen Teil der DDR. *Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz* **59**(5):1-124.
- SEIFERT, B. (1996): Ameisen beobachten, bestimmen. Naturbuchverlag, Augsburg, 352 S..
- SHAPIRO, S. S., WILK, M. B. & CHEN, H. J. (1968): A Comparative Study of Various Tests for Normality. *Journal of the American Statistical Association* **63**(324):1343-1372.
- SHOEMAKER, D. D., ROSS, K. G., KELLER, L., VARGO, E. L. & WERREN, J. H. (2000): *Wolbachia* infections in native and introduced populations of fire ants (*Solenopsis* spp.). *Insect Mol Biol* **9**:661-673.
- SIMBERLOFF, D. S. (1972): Models in biogeography. In: SCHOPF, T. J. M. (ed.): Models in paleobiology. Freeman, San Francisco:160-191.
- SIMON, J. (2007): Identifikation gaspermeabler Störungszonen in Gebieten aktiver Tektonik (Rheinisches Schiefergebirge und Amrum) anhand von Helium in der Bodenluft. Dissertation Universität Duisburg-Essen.
- SMITH, K. A., DOBBIE, K. E., BALL, B. C., BAKKEN, L. R., SITLAULA, B. K., HANSEN, S., BRUMME R., BORKEN, W., CHRISTENSEN, S., PRIEMÉ, A., FOWLER, D., MACDONALD, J. A., SKIBA, U., KLEMEDTSSON, L., KASIMIR-KLEMEDTSSON, A., DEGÓRSKA, A. & ORLANSKI, P. (2000): Oxidation of atmospheric methane in Northern European soils, comparison with other ecosystems, and uncertainties in the global terrestrial sink. *Global Change Biology* **6**(7):791–803.
- SOKOLOWSKI, A. & WIŚNIEWSKI, J. (1975): Bemerkungen über das Vorkommen von Uropodina Deutonymphen (Acarina) auf Ameisen der *Formica rufa*-Gruppe (Hym., Formiciadae). *Insectes Sociaux* **22**:117-134.
- SOLLE, G. (1972): Abgrenzung und Untergliederung der Oberems-Stufe, mit Bemerkungen zur Unterdevon-/Mitteldevon-Grenze. *Notizblatt des hessischen Landesamt für Bodenforschung* **100**: 60–91.
- SÖRENSEN, U. & SCHMIDT, G. H. (1983): The hill constructing forest ants in forest areas of the Bredstedt Geest Schleswig-Holstein, West Germany, genus *Formica* Insecta. *German Journal of Applied Zoology* **70**(3):285-320.
- SÖRENSEN, U. & SCHMIDT, G. H. (1987): Vergleichende Untersuchungen zum Beuteeintrag der Waldameisen (Genus: *Formica*, Hymenoptera) in der Bredstedter Geest (Schleswig-Holstein). *Zeitschrift für Angewandte Entomologie* **103**(2):153-177.
- SPELLERBERG, I. F. (1993): Monitoring ecological change. Cambridge University Press, Cambridge, England.
- STEINER, A. (1924): Temperaturmessungen der Waldameisen (*Formica rufa* var. *rufopratensis* For.) und der Wegameise (*Lasius niger* L.) während des Winters. *Mitteilungen der Naturforsch. Gesellschaft Bern*. **7**:1-12.
- STEINER, A. (1925): Über den sozialen Wärmehaushalt der Waldameise. *Zeitschrift für vergleichende Physiologie* **2**:23-56.
- STEWART, W. D. P., FITZGERALD, G. P. & BURRIS, R. H. (1967): In situ studies on N<sub>2</sub> fixation using the Acetylene reduction technique. *Proceedings of the Nat. Academy of Science USA* **58**(5):2071-2078.

- STOTZKY, G. (1972): Activity, ecology and population dynamics of microorganisms in soil. *CRC Crit Rev Microbiol* **2**:59-137.
- SYLVESTER, A. G. (1988): Strike-slip faults. *Geological Society of America Bulletin* **100**:1666-1703.
- SZEWZYK, U. & SZEWZYK, R. (2003): Biofilme – die etwas andere Lebensweise. *Biospektrum* **3**:253-255.
- TAKAI, K. & HORIKOSHI, K. (2000): Rapid Detection and Quantification of Members of the Archaeal Community by Quantitative PCR Using Fluorogenic Probes. *Applied and Environmental Microbiology* **66**(11):5066-5072.
- THIELEMANN, T. (2000): Der Methanhaushalt über kohleführenden Sedimentbecken: das Ruhrbecken und die Niederrheinische Bucht : Methanbildung, -migration und -austausch mit der Atmosphäre. Dissertation Technische Hochschule Aachen, 350 S..
- THIELEMANN, T., CRAMER, B. & SCHIPPERS, A. (2004): Coalbed methane in the Ruhr Basin, Germany: a renewable energy resource?. *Organic Geochemistry* **35**:1537–1549.
- TORSVIK, V., GOKSØYR, J. & DAAE, F. L. (1990): High diversity in DNA of soil bacteria. *Applied and Environmental Microbiology* **56**: 782-787.
- TOWNSEND, C. R., HARPER, J. L. & BEGON, M. E. (2003): Ökologie. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 647 S..
- TRAVAN, J. (1984): Bestandsaufnahme der Waldameisennester in den Staatsforsten Unterfrankens, unter Berücksichtigung ökologischer Gesichtspunkte. *Waldhygiene* **15**:65-94.
- TRAVAN, J. (1994): Eine praktikable Methode zur Quantifizierung von Waldameisennestern. *Ameisenschutz aktuell* **8**(2):39-42.
- TROLLDENIER, G. (1971): Bodenbiologie. Kosmos-Studienbücher. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart.
- TWISS, R. J. & MOORES, E. M. (1992): Structural geology. New York.
- TYLER, G. (1974): Heavy metal pollution and soil enzymatic activity. *Plant Soil* **41**:303-311.
- VAN BORM, S., WENSELEERS, T., BILLEN, J. & BOOMSMA, J. J. (2001): *Wolbachia* in leafcutter ants: a widespread symbiont that may induce male killing or incompatible matings. *Journal of Evolutionary Biology* **14**:805-814.
- VAN BORM, S., BILLEN, J. & BOOMSMA, J. J. (2002): The diversity of microorganisms associated with *Acromyrmex* leafcutter ants. *BMC Evolutionary Biology* **2**:9.
- VISVANATHAN, C., POKHREL, D., CHEIMCHAISRI, W., HETTIARATCHI, J. P. A. & WU, J. S. (1999): Methanotrophic activities in tropical landfill cover soils: effects of temperature, moisture content and methane concentration. *Waste Management and Research* **17**:313-323.
- VON ZEZSCHWITZ, E. (1980): Analytische Kennwerte typischer Humusformen westfälischer Bergwälder. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **143**:692-700.
- WAGNER, M., WAGNER, M., PISKE, J. & SMIT, R. (2002): Case histories of microbial prospection for oil and gas, onshore and offshore in northwest Europe. In: SCHUMACHER, D. & LESCHACK, L. A. (eds.): Surface exploration case histories: Applications of geochemistry, magnetics, and remote sensing. AAPG Studies in Geology No. 48 and SEG Geophysical References Series No. 11:453–479.
- WALOFF, N. & BLACKITH, R.E. (1962): The growth and distribution of the mounds of *Lasius flavus* (Fabricius) (Hym: Formicidae) in Silwood Park, Berkshire. *Journal of Animal Ecology* **31**:421-437.
- WALTER, R. (1992): Geologie von Mitteleuropa. Schweizerbarth'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 561 S..

- WANG, Z. P., DELAUNE, D. R., MASSCHELYN, P. H. & PATRICK, W. H. (1993): Soil redox and pH effects on methane production in a flooded rice soil. *Soil Science Society of America Journal* **57**: 382–385.
- WARDLE, D. A. & PARKINSON, D. (1990): Interactions between microclimatic variables and the soil microbial biomass. *Biol. Fertil. Soils* **9**:273-280.
- WASMANN, E. (1897): Über ergatoide Weibchen und Pseudogynen bei den Ameisen. *Zoologischer Anzeiger* **20**:251-253.
- WASMANN, E. & TISSOT, R. (1907): Ameisennester „Boussole de montagnard“. *Naturwissenschaftliche Wochenschrift*, N. F. 6, **25**:391-392.
- WEBER, N. A. (1972): Gardening Ants: The Attines. American Philosophical Society, Philadelphia.
- WEIR, J. S. (1978): The ant *Iridomyrmex* as a biological indicator of pesticide contamination. Report to N. S. W. State Pollution Control Commission, 32 S..
- WEISE, S. M., BRÄUNER, K., KÄMPF, H., STRAUCH, H. & KOCH, U. (2001): Transport of mantle volatiles through the crust traced by seismically released fluids: a natural experiment in the earthquake swarm area Vogtland/NW Bohemia, Central Europe. *Tectonophysics* **336**:137-150.
- WELLENSTEIN, G. (1967): Zur Frage der Standortansprüche hügelbauender Waldameisen (F. rufa-Gruppe). *Zeitschrift für angewandte Zoologie* **54**(1):139-166.
- WELLENSTEIN, G. (1990): Waldbewohnende Ameisen, ihre Bedeutung, ihre Biologie, ihre Hege und ihr Schutz. Kempten, 47 S..
- WENSELEERS, T., ITO, F., VAN BORM, S., HUYBRECHTS, R., VOLCKAERT, F. & BILLEN, J. (1998): Widespread occurrence of the micro-organism *Wolbachia* in ants. *Proceedings of the Royal Society of London Series B-Biological Sciences* **265**:1447-52.
- WHALEN, S. C., REEBURGH, W. S. & SANDBECK, K. A. (1990): Rapid methane oxidation in a landfill cover soil. *Applied and Environmental Microbiology* **56**:3405–3411.
- WIDDEL, F. (1992): Microbial corrosion. In: FINN, R. K., PRAVE, P., SCHLINGMANN, M., CRUEGER, W., ESSER, K., THAUER, R. & WAGNER, F. (eds.): Biotechnology focus: fundamentals, applications, information, Vol. 3, Carl Hanser Verlag, München:261-300.
- WILKE, B.-M. (1987): Sorption und Wirkung von Arsen auf die mikrobielle Aktivität von Waldhumusformen. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* **150**(5):273-278.
- WILLIAMS, C. B. (1964): Patterns in the balance of nature. Academic Press, London.
- WILLIAMS, K. S. (1993): Use of terrestrial arthropods to evaluate restored riparian woodlands. *Restoration Ecology* **1**:107-116.
- WILLIAMS, S. E. (1977): Effect of Cadmium on soil microorganisms. Dissertation, North Carolina State University. 94 S..
- WILSON, E. O. (1971): The insect societies. Belknap Press of Harvard University Press, Cambridge, Mass. 548 S..
- WIŚNIEWSKI, J. (1979): New Uropodina *Acari parasitiformes* to the fauna of Poland. *Fragm. Faun. (Warschau)* **25**:73-76.
- WOODCOCK, N. H. & M. FISCHER (1986): Strike-slip duplexes. *Journal of Structural Geology* **8**(7):725-735.
- YEATMAN, E. M. & GREENSLADE, P. J. M. (1980): Ants as indicators of habitat in three conservation parks in South Australia. *S. Aust. Natural.* **55**:20-30.
- ZAHN, M. (1958): Temperatursinn, Wärmehaushalt und Bauweise der Roten Waldameise (F. rufa L.). *Zoologische Beiträge* **3**:127-194.

- ZIMMERMAN, P., GREENBERG, J. F., WANDIGA, S. O. & CRUTZEN, P. J. (1982): Termites: a potentially large source of atmospheric methane, carbon dioxide, and molecular hydrogen. *Science* **218**:563-565.
- ZIMMERMANN, U. (2007): Methanoxidierende Bakteriengemeinschaften in Böden und Sedimenten des sibirischen Permafrostes. *Hamburger Bodenkundliche Arbeiten* **59**.

**Verwendete Internetadressen:**

<http://userpages.uni-koblenz.de/~krienke/wetter/wetter.cgi> (Zugriff am 25.04.2008)

<http://www.esrl.noaa.gov/gmd/ccgg/trends> (Zugriff am 25.04.2008)

<http://www.mittelrheinwetter.de/TempNied.jpg> (Zugriff am 25.04.2008)

<http://www.wetteronline.de/deutsch.htm> (Zugriff am 25.04.2008)

## 16 Glossar

### **Amplifikation**

gezielte *in vitro* Vermehrung von DNA-Abschnitten

### **amplifizierte DNA**

Produkt der Amplifikation

### **Antiklinorium**

großräumige, domförmig aufgewölbte geologische Struktur aus einer Serie von Einzelfalten, wobei die beiden „Flügel“ voneinander wegfallen

### **Assimilation**

schrittweise Stoffumwandlung körperfremder in körpereigene Stoffe

### **Basidomyceten**

Ständerpilze und Keulenpilze

### **Bodenaktivität**

Gesamtheit aller durch das Edaphon bewirkten Stoffumsetzungen im Boden. Zur Bodenaktivität gehören neben Atmungs- und Stoffwechselprozessen auch Zersetzungs- und Umlagerungsprozesse, die die Lebensaktivität von Organismen im Boden zum Ausdruck bringen.

### **bottom-up Effekt**

Kontrolle des Nahrungsnetzes von „unten nach oben“; Lebensgemeinschaftsstruktur ist von Faktoren abhängig, die eine trophische Ebene von unten her beeinflussen; z. B. Nährstoffgehalte oder Beuteverfügbarkeit

### **chemolithotroph**

Organismen, die chemische Verbindungen als Energiequelle nutzen und dabei anorganische H-Donoren wie z. B.  $H_2$ ,  $H_2S$ ,  $Fe^{2+}$  und  $NH_3$  verwenden

### **claustrale Koloniegründung**

unabhängige Koloniegründung durch eine einzelne Königin, welche sich in einer Gründungskammer vergräbt und dort die ersten Eier legt. Ohne fremde Hilfe versorgt sie die Brut bis die ersten Arbeiterinnen schlüpfen und auf Futtersuche



gehen können. Die Königin verlässt die Gründungskammer nicht und ernährt sich und ihre Brut von Reservestoffen.

**Cometabolit**

Zwischenprodukt, welches zusammen mit einem weiteren Zwischenprodukt in einem biochemischen Stoffwechselweg, welcher aus einer Serie enzymatischer Umsetzungen besteht, auftritt

**CT-Wert**

(„Threshold-Cycle“ = „Schwellenwert-Zyklus“), der Zyklus bei der qPCR, an dem die Fluoreszenz erstmalig signifikant über die Hintergrund-Fluoreszenz ansteigt

**Desoxynukleotid-Triphosphat (dNTPs)**

Gemisch aller vier Desoxynukleotide (dATP, dTTP, dGTP und dCTP), welche aus einer Desoxyribose, einem Phosphoester und einer Base (einer der Purinbasen **A**denin oder **G**uanin oder einer der Pyrimidinbasen **C**ytosin oder **T**hymine) aufgebaut sind

**DNA-Polymerase**

aus *Thermus aquaticus* isoliertes Enzym Taq-Polymerase, welches bis 95 °C stabil ist

**Dulosis**

= „Sklavenhaltung“; permanentes Zusammenleben einer Ameisenart mit ihren Hilfsameisen

**edaphisch**

bodenbedingt; auf den Boden und dessen ökologisch wirksame Faktoren bezogen

**Edaphon**

Gesamtheit der im Boden lebenden Organismen

**Ektoparasiten**

Parasiten, die auf den äußeren Oberflächen (beispielsweise auf der Haut) ihres Wirtes leben, wodurch der Wirt geschädigt oder getötet werden kann

**Endosymbiose**

dauerhafte symbiotische Aufnahme einer Zelle/eines Organismus durch eine Andere/einen Anderen zum gegenseitigen Nutzen. Es vereinigen sich zwei sehr divergente Zelltypen, wobei einer der Partner innerhalb des anderen lebt.

**epigäisch**

Bezeichnung für unmittelbar auf der Bodenoberfläche lebende Organismen bzw. deren Lebensweise

**Eukaryoten**

Zellen oder Organismen, die einen von einer Membran umschlossenen Zellkern besitzen

**eurypotent**

Bezeichnung für Arten, welche einen weiten Toleranzbereich bezüglich großer Schwankungen von Umwelteinflüssen haben

**Flukawasser**

Reinst-H<sub>2</sub>O

**Gilde**

eine Gruppe metabolisch verwandter Organismen

**Hyphen**

Fadenförmige Zellen der Pilze

**hypogäisch**

unterirdisch

**Indikatorart**

eine Art, deren Vorkommen, Abwesenheit oder Abundanz typisch für einen bestimmten Umweltfaktor ist

**Indikatorgruppe**

Gruppe von (Ameisen-)Arten mit bestimmtem Verteilungsmuster

**Insektenkalamitäten**

durch Insekten hervorgerufene Massenerkrankung von Waldbäumen mit wirtschaftlichen Folgen

**Michaelis-Menten-Kinetik**

Die Michaelis-Menten-Gleichung ist die Grundgleichung der Enzymkinetik. In der Enzymkinetik gibt es das Phänomen der Sättigung. Der Kurvenverlauf stellt eine Hyperbel dar. Bei sehr hohen Substratkonzentrationen kann die Umsatzgeschwindigkeit  $v$  nicht weiter gesteigert werden d. h. es wird ein Wert  $v_{\max}$  erreicht. Als Michaelis-Menten-Konstante wird diejenige Substratkonzentration bezeichnet, bei der eine Halbsättigung vorliegt.

**Molasse**

Sedimente im Vorland eines sich im Zuge der Orogenese hebenden Gebirges

**monogyn**

in der Kolonie wird genau eine Königin geduldet

**Mutualismus**

Variable (im Gegensatz zur dauerhaften Wechselbeziehung zwischen Lebewesen zweier Arten zu beiderseitigem Nutzen ziehen. Die Partner können sich aber ohne weiteres trennen und einzeln leben.

**Nitrogenase**

Enzymkomplex, der die Stickstoffreduktion zu Ammoniak katalysiert. Er besteht aus den beiden getrennten Proteinen *Dinitrogenase* und *Dinitrogenase-Reduktase*, wobei beide Komponenten Eisen enthalten, die *Dinitrogenase* zusätzlich Molybdän. Die eigentliche Stickstoffreduktion findet in dem Eisenmolybdänzentrum der *Dinitrogenase* statt.

**Orogenese**

durch tektonische Vorgänge verursachte Gebirgsbildung, oftmals durch die Verschiebung von Kontinentalplatten erzeugt

**Pleometrose**

Koloniegründung, bei der mehrere Ameisenköniginnen in einer Gründungskammer gemeinsam Eier legen und auch die Brut gemeinsam versorgen

**Polygynie**

Duldung mehrerer funktioneller Königinnen in einer Kolonie

**polykalisch**

Kolonieverband aus mehreren miteinander verbunden, autarken Einzelnestern

**Primer**

kurzer, zu einem bestimmten Abschnitt der DNA-Matrize komplementärer Oligonukleotid aus zumeist 20-30 Basen

**Prokaryoten**

Organismen, die keinen von einer Membran umschlossenen Zellkern besitzen (z. B. Bakterien)

**Replik**

Wiederholung eines Versuches/einer Analyse in Form einer Mehrfachbestimmung

**reprimieren**

unterdrücken, hemmen

**Rhizosphäre**

der unmittelbar durch eine lebende Wurzel beeinflusste Raum im Boden

**Ribulosemonophosphatweg**

Stoffwechselweg für die Assimilation von Einkohlenstoffverbindungen, bei dem Ribulosemonophosphat als C1-Akzeptor wirkt; insgesamt:  $3 \text{ Formaldehyd} + \text{ATP} \rightarrow \text{Glycerinaldehyd-3-P} + \text{ADP}$

**Serinweg**

Stoffwechselweg für die Assimilation von C1-Einheiten zu Zellmaterial, wobei das Produkt des Weges, Acetyl-CoA, als Ausgangspunkt für die Herstellung von neuem Zellmaterial verwendet wird. Insgesamt:  $\text{Formaldehyd} + \text{CO}_2 + \text{CoA} + 2 \text{ NADH} + 2 \text{ H}^+ + 2 \text{ ATP} \rightarrow \text{Acetyl-CoA} + 2 \text{ NAD}^+ + 2 \text{ ADP} + 2 \text{ P}_a + 2 \text{ H}_2\text{O}$

**Soziotomie**

abhängige Koloniegründung durch Adoption in arteigenen Nestern mit anschließender Ausbreitung durch Zweignestbildung

**Subsidenz**

großflächige, sich hundert bis mehrere tausend Kilometer erstreckende Absenkung der Erdkruste im Laufe von mehreren Mio. Jahren; führt häufig zur Ausbildung eines sedimentären Beckens mit einer Mächtigkeit von vielen hundert bis mehreren tausend Metern

**Symbiose**

Dauerhaftes / permanentes Zusammenleben von zwei oder mehreren artverschiedenen Organismen zum beidseitigen Vorteil

**TaqMan-Sonde**

spezifisches DNA-Stück, das in der PCR durch Strangverlängerung abgebaut wird

**template-DNA**

Matrizen- oder Vorlagen-DNA

**temporärer Sozialparasitismus**

abhängige Koloniegründung, bei der eine frisch begattete Königin sich eine bereits bestehende Kolonie einer fremden (meist eng verwandten) Art sucht, in der sie die vorhandene Königin tötet und deren Arbeiterinnen nutzt, um ihre eigene Brut aufzuziehen. Nach und nach sterben die alten Arbeiterinnen und werden durch Nachfahren der fremden Königin ersetzt, bis schließlich nichts mehr darauf hindeutet, dass die Kolonie einst von einer anderen Art gegründet wurde und erst später von einer feindlichen Art übernommen wurde.



Tab. A2: Wassergehalt [%] der Bodenschichten der im Juni 2007 im Hunsrück beprobten vier Standorte.

Probe	tara [g]	brutto feucht [g]	brutto trocken [g]	feuchte Probe [g]	trockene Probe [g]	Wassergehalt [g]	Wassergehalt [%]	Mittelwert Wassergehalt [%]	Standardabweichung
1_0-5-A	32,33	38,59	37,22	6,26	4,89	1,37	28,02	27,46	0,79
1_0-5-B	31,66	38,5	37,05	6,84	5,39	1,45	26,90		
1_5-10-A	33,32	41,42	40,16	8,1	6,84	1,26	18,42	19,04	0,88
1_5-10-B	31,86	36,79	35,98	4,93	4,12	0,81	19,66		
1_10-20-A	32,19	37,99	37,18	5,8	4,99	0,81	16,23	15,55	0,96
1_10-20-B	33,55	39,73	38,93	6,18	5,38	0,8	14,87		
2_0-5-A	32,01	38,6	37,64	6,59	5,63	0,96	17,05	17,04	0,02
2_0-5-B	32,32	39,47	38,43	7,15	6,11	1,04	17,02		
2_5-10-A	31,39	40,15	39,1	8,76	7,71	1,05	13,62	13,46	0,22
2_5-10-B	30,3	38,05	37,14	7,75	6,84	0,91	13,30		
2_10-20-A	30,23	37,8	37,15	7,57	6,92	0,65	9,39	8,91	0,69
2_10-20-B	32,13	39,21	38,66	7,08	6,53	0,55	8,42		
3_0-5-A	35,55	39,85	39,26	4,3	3,71	0,59	15,90	15,73	0,25
3_0-5-B	32,5	37,18	36,55	4,68	4,05	0,63	15,56		
3_5-10-A	31,97	37,61	36,85	5,64	4,88	0,76	15,57	15,07	0,71
3_5-10-B	32,7	37,97	37,3	5,27	4,6	0,67	14,57		
3_10-20-A	30,78	36,89	36,12	6,11	5,34	0,77	14,42	14,13	0,41
3_10-20-B	34,24	42,63	41,61	8,39	7,37	1,02	13,84		
4_0-5-A	32,35	38,16	37,44	5,81	5,09	0,72	14,15	11,65	3,53
4_0-5-B	34,64	41,8	41,2	7,16	6,56	0,6	9,15		
4_5-10-A	30,78	37	36,22	6,22	5,44	0,78	14,34	14,32	0,02
4_5-10-B	33,84	42,15	41,11	8,31	7,27	1,04	14,31		
4_10-20-A	29,86	35,93	35,15	6,07	5,29	0,78	14,74	14,65	0,13
4_10-20-B	31,28	39,7	38,63	8,42	7,35	1,07	14,56		

Tab. A3: Korngrößenanalyse der Bodenschichten der im Juni 2007 im Hunsrück beprobten vier Standorte. Angegeben sind die Rückwaagen der jeweiligen Fraktionen [g].

	Einwaage	Korngröße [mm]						
		≥2 mm	<2-≥1 mm	<1-≥0,5 mm	<0,5-≥0,2 mm	<0,2-≥0,125 mm	<0,125-≥0,063 mm	<0,063 mm
Probe 1_0-5	35,54	6,16	0,82	1,52	9,31	2,36	3,55	11,39
Probe 1_5-10	41,85	0,84	0,80	4,42	13,70	5,80	4,84	10,93
Probe 1_10-20	25,72	0,80	0,82	1,90	6,36	1,09	3,38	11,17
Probe 2_0-5	30,61	0,10	0,76	3,24	9,19	4,39	3,20	9,52
Probe 2_5-10	87,15	10,44	3,68	6,36	22,14	13,52	8,17	22,49
Probe 2_10-20	39,67	15,70	2,56	3,52	4,87	1,64	3,04	8,05
Probe 3_0-5	72,33	11,00	2,74	7,28	26,20	6,69	5,74	12,47
Probe 3_5-10	82,96	6,24	4,26	11,10	31,39	11,50	5,86	12,33
Probe 3_10-20	113,57	3,84	7,62	11,72	47,58	17,42	10,39	14,62
Probe 4_0-5	63,56	1,38	1,72	4,52	18,76	12,01	7,56	17,33
Probe 4_5-10	70,92	3,50	1,40	4,58	22,56	12,28	7,57	18,92
Probe 4_10-20	76,96	4,50	2,22	6,72	30,69	9,72	5,73	17,32



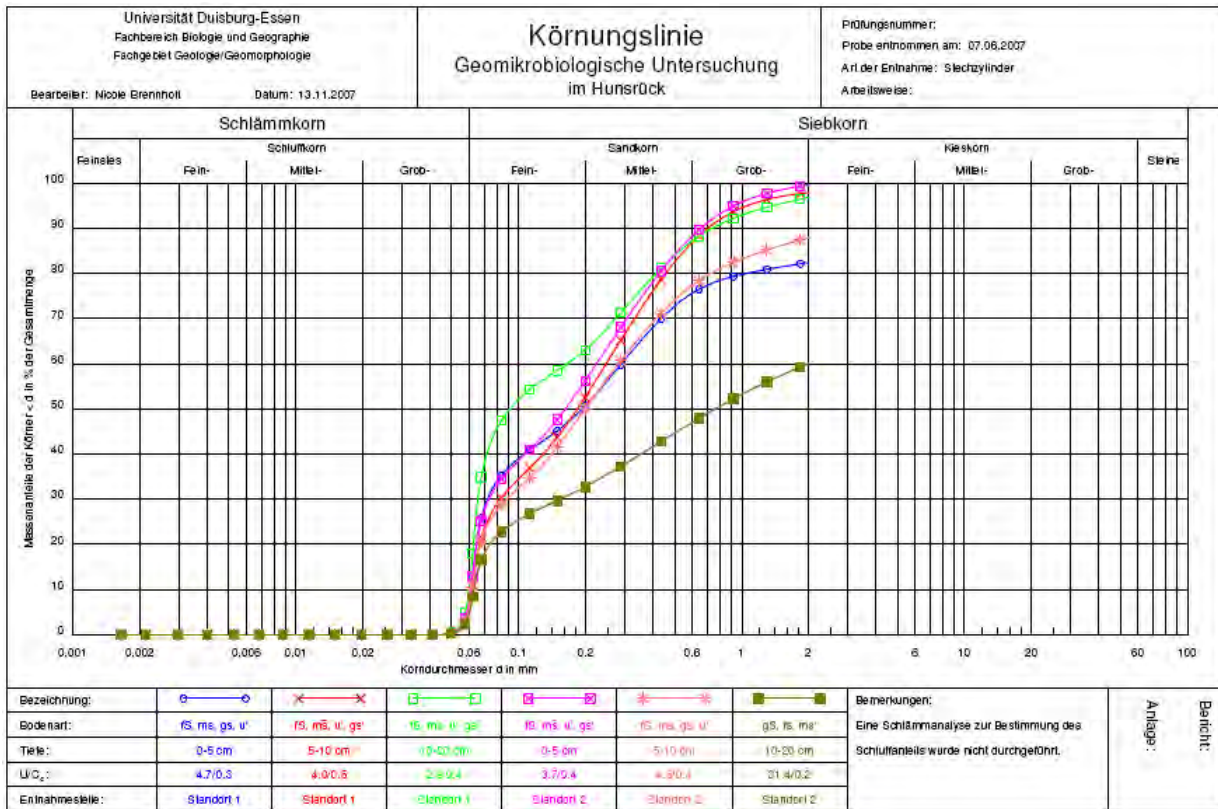


Abb. A1: Kornsummenkurven der im Juni 2007 im Hunsrück entnommenen Bodenproben. Standorte 1 und 2 jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm.

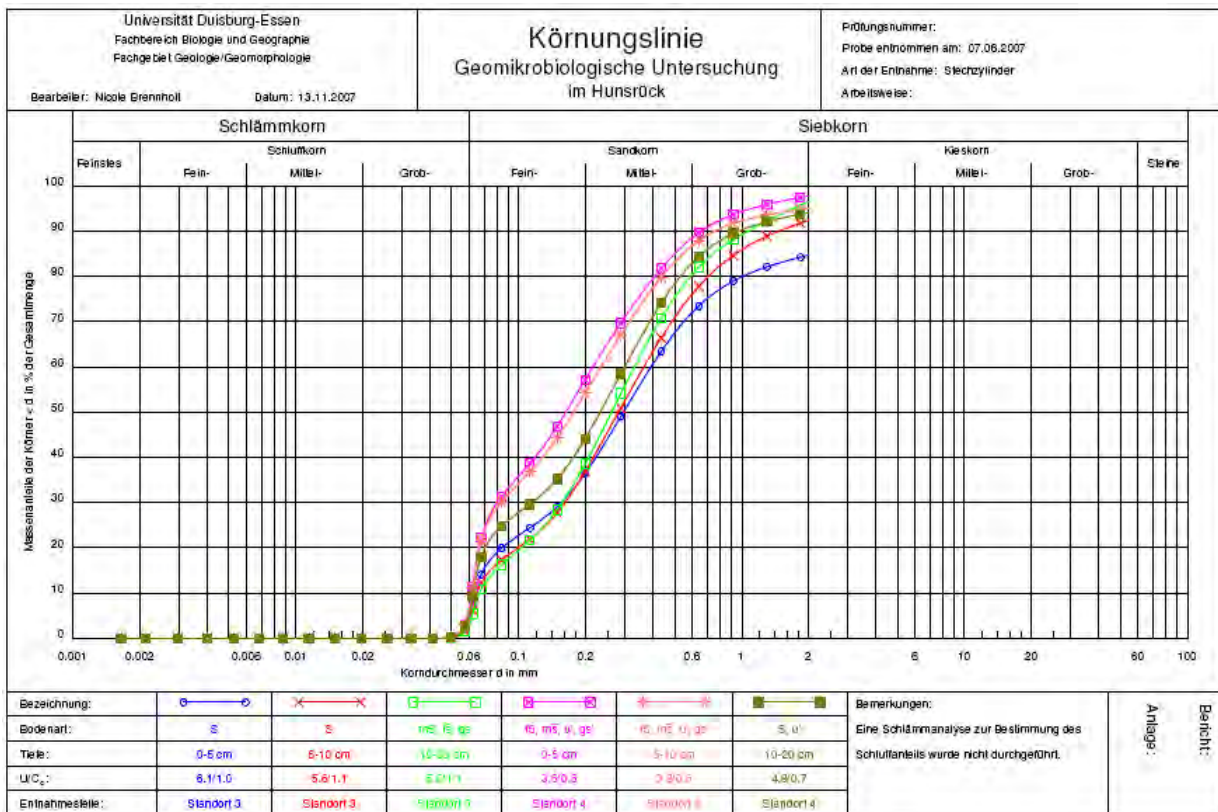


Abb. A2: Kornsummenkurven der im Juni 2007 im Hunsrück entnommenen Bodenproben. Standorte 3 und 4 jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm.

**Tab. A4:** Gehalte an Gesamtkohlenstoff, Gesamtstickstoff und Schwefel (in % und g/kg) sowie das Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C:N) der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte (1-4) in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm).

<b>Probe</b>	<b>N [%]</b>	<b>N [g/kg]</b>	<b>C [%]</b>	<b>C [g/kg]</b>	<b>S [%]</b>	<b>S [g/kg]</b>	<b>C:N</b>
1_0-5	0,649	6,490	9,926	99,260	0,077	0,770	15,294
1_5-10	0,395	3,950	4,666	46,660	0,046	0,460	11,813
1_10-20	0,325	3,250	3,589	35,890	0,039	0,390	11,043
2_0-5	0,294	2,940	4,684	46,840	0,027	0,270	15,932
2_5-10	0,212	2,120	3,284	32,840	0,000	0,000	15,491
2_10-20	0,100	1,000	1,482	14,820	0,000	0,000	14,820
3_0-5	0,158	1,580	2,107	21,070	0,023	0,230	13,335
3_5-10	0,154	1,540	1,850	18,500	0,001	0,010	12,013
3_10-20	0,101	1,010	1,079	10,790	0,001	0,010	10,683
4_0-5	0,204	2,040	2,197	21,970	0,000	0,000	10,770
4_5-10	0,225	2,250	2,702	27,020	0,000	0,000	12,009
4_10-20	0,145	1,450	1,545	15,450	0,001	0,010	10,655

Tab. A5: Röntgenfluoreszenzanalytisch ermittelte Elementgehalte (in % und µg/g) der vier im Hunsrück im Juni 2007 beprobten Standorte (1-4) in den jeweiligen drei Tiefen (0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm).

Element	Einheit	1_0-5	1_10-20	1_5-10	2_0-5	2_10-20	2_5-10
Na2O	%	0,54	0,292	0,649	0,189	0,284	< 0,10
Na2O	Abs. Fehler (%)	0,06	0,049	0,065	0,04	0,047	0
MgO	%	0,53	0,41	0,616	0,364	0,372	0,346
MgO	Abs. Fehler (%)	0,029	0,028	0,032	0,027	0,028	0,027
Al2O3	%	9,81	10,84	11,79	10,59	9,924	10,98
Al2O3	Abs. Fehler (%)	0,034	0,04	0,04	0,04	0,038	0,04
SiO2	%	54,72	60,22	62,84	70,79	82,35	73,03
SiO2	Abs. Fehler (%)	0,08	0,08	0,09	0,09	0,11	0,1
P2O5	%	0,1968	0,1811	0,1846	0,0881	0,0306	0,0772
P2O5	Abs. Fehler (%)	0,003	0,0031	0,0032	0,0029	0,003	0,003
S	%	0,1016	0,05084	0,06673	0,04358	0,02197	0,03411
S	Abs. Fehler (%)	0,0008	0,00058	0,00068	0,00061	0,00046	0,00052
Cl	%	0,017	< 0,00001	0,00599	0,00193	0,0076	0,00034
Cl	Abs. Fehler (%)	0,0013	0	0,00064	0,00027	0,0011	0,00005
K2O	%	2,504	2,514	2,77	2,557	2,192	2,575
K2O	Abs. Fehler (%)	0,006	0,006	0,007	0,006	0,006	0,006
CaO	%	1,074	0,8805	1,002	0,4049	0,2565	0,3755
CaO	Abs. Fehler (%)	0,004	0,0033	0,004	0,0026	0,0022	0,0025
TiO2	%	0,7824	0,8019	0,8769	0,8623	0,7071	0,895
TiO2	Abs. Fehler (%)	0,0022	0,0022	0,0024	0,0023	0,0022	0,0024
V	µg/g	107,3	114,6	102,5	79,6	70,3	86,1
V	Abs. Fehler (µg/g)	3,9	3,9	4,2	3,9	3,7	4,1
Cr	µg/g	201,6	67,3	79,4	93,1	87,4	95
Cr	Abs. Fehler (µg/g)	1,7	1,2	1,3	1,3	1,3	1,3
MnO	%	0,2285	0,126	0,1555	0,06699	0,04853	0,06354
MnO	Abs. Fehler (%)	0,0006	0,0004	0,0005	0,0003	0,00026	0,0003
Fe2O3	%	3,323	4,772	3,543	1,441	1,812	1,392
Fe2O3	Abs. Fehler (%)	0,006	0,007	0,006	0,004	0,004	0,004
Co	µg/g	80,8	78,6	82,5	93,8	268	96,2
Co	Abs. Fehler (µg/g)	7	6,9	7,6	7,2	12	7,5
Ni	µg/g	24,1	25,9	22,4	11,1	12,1	12,2
Ni	Abs. Fehler (µg/g)	1,7	1,9	1,7	1,7	1,9	1,7
Cu	µg/g	42,8	24,3	31,9	14,1	12,1	14,1
Cu	Abs. Fehler (µg/g)	1,1	1	1	0,8	0,8	0,8
Zn	µg/g	217,5	120,1	152	34,1	18,7	36,4
Zn	Abs. Fehler (µg/g)	2,1	1,7	1,8	1,1	0,9	1,1
Ga	µg/g	9,6	9,1	12,4	6,5	5	8,5
Ga	Abs. Fehler (µg/g)	0,4	0,4	0,5	0,3	0,2	0,3
Ge	µg/g	4,3	< 2,5	2,5	9,6	13,5	8,6
Ge	Abs. Fehler (µg/g)	1,6	0	1,5	1,9	2,2	1,9
As	µg/g	7,5	12,6	11,2	10,5	14,6	10,3
As	Abs. Fehler (µg/g)	0,9	0,8	0,8	0,8	0,7	0,8
Se	µg/g	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3
Se	Abs. Fehler (µg/g)	0	-0,1	0	0	-0,3	-0,2
Br	µg/g	24,1	20	24,3	9	6,6	7,5
Br	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,6	0,6	0,5	0,5	0,5
Rb	µg/g	91,2	86,8	96	99,6	83,3	98,3
Rb	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,6	0,6	0,6	0,6	0,6

Element	Einheit	1 0-5	1 10-20	1 5-10	2 0-5	2 10-20	2 5-10
Sr	µg/g	266,9	251,8	284,9	139,4	107,3	142
Sr	Abs. Fehler (µg/g)	0,9	0,9	1	0,7	0,6	0,7
Y	µg/g	24,7	24,3	26,6	28,1	23,6	30,9
Y	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Zr	µg/g	362,8	395,4	418	361	322,3	379,7
Zr	Abs. Fehler (µg/g)	1,1	1,2	1,2	1	1	1
Nb	µg/g	49,1	46,5	50,6	21,9	17,3	23,2
Nb	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,5	0,5	0,4	0,4	0,4
Mo	µg/g	< 0,7	< 0,7	< 0,7	< 0,6	< 0,6	< 0,6
Mo	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Ag	µg/g	< 0,5	< 0,4	< 0,5	< 0,4	< 0,4	< 0,4
Ag	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Cd	µg/g	5,4	2	4	3	2	2,8
Cd	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,5	0,5	0,4	0,4	0,4
In	µg/g	< 0,1	0,6	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1
In	Abs. Fehler (µg/g)	0	0,1	0	0	0	0
Sn	µg/g	8,2	4,5	5,7	6,3	4,9	6,7
Sn	Abs. Fehler (µg/g)	0,4	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
Sb	µg/g	7,1	4,5	5,9	7,6	7,4	7,5
Sb	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4
Te	µg/g	< 1,7	< 1,4	< 1,4	23,2	23,9	20,8
Te	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	1,6	1,7	1,6
I	µg/g	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5
I	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Cs	µg/g	24,7	17,2	19,3	24,1	21,7	24,1
Cs	Abs. Fehler (µg/g)	2,4	1,9	2	1,9	1,9	1,9
Ba	µg/g	773,4	640,1	716,9	471,4	387,6	481,5
Ba	Abs. Fehler (µg/g)	4,9	3,7	3,8	3,3	3,2	3,4
La	µg/g	78,2	58,1	79,5	73,5	71	80
La	Abs. Fehler (µg/g)	4,7	3,6	3,6	3,5	3,6	3,5
Ce	µg/g	128,1	107,8	125,5	120,9	102	127,1
Ce	Abs. Fehler (µg/g)	6,6	4,9	5	4,8	4,9	4,8
Pr	µg/g	20,3	36,9	69,9	56,4	54,8	52,1
Pr	Abs. Fehler (µg/g)	8,6	7,9	8,5	8,1	8,3	8,1
Nd	µg/g	16,6	22,7	13,5	26,1	23,5	34,4
Nd	Abs. Fehler (µg/g)	2,2	2,3	1,9	2,5	2,3	2,8
Sm	µg/g	7,5	10,5	< 3,4	2,5	4,6	7,1
Sm	Abs. Fehler (µg/g)	0,7	0,9	-1	0,3	0,6	0,8
Yb	µg/g	13,3	16,3	14,8	15,1	12,6	8,2
Yb	Abs. Fehler (µg/g)	2,8	3	2,7	2,9	3,2	2,8
Hf	µg/g	9,9	10	9,2	14,9	13,7	13,3
Hf	Abs. Fehler (µg/g)	1,7	1,4	1,6	1,7	1,7	1,6
Ta	µg/g	< 5,1	< 4,8	< 4,8	< 4,3	< 4,7	< 4,3
Ta	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
W	µg/g	1481	1513	1148	2054	2426	1953
W	Abs. Fehler (µg/g)	8	9	8	9	11	9
Hg	µg/g	< 4,1	< 4,3	< 3,7	< 4,6	< 5,2	3,9
Hg	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	3,4
Tl	µg/g	5,6	5,6	4,2	7	7,7	7
Tl	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,6	0,5	0,6	0,6	0,6
Pb	µg/g	92,5	51,8	67,7	88	44,7	84
Pb	Abs. Fehler (µg/g)	1,4	1,3	1,4	1,4	1,3	1,4
Bi	µg/g	2,2	3,1	1,9	3,5	3,8	3,5
Bi	Abs. Fehler (µg/g)	0,4	0,6	0,5	0,5	0,6	0,5
Th	µg/g	15	9,9	12,6	10,3	8,6	10,3

Element	Einheit	1 0-5	1 10-20	1 5-10	2 0-5	2 10-20	2 5-10
Th	Abs. Fehler (µg/g)	0,8	0,7	0,8	0,7	0,7	0,7
U	µg/g	6,5	3	6,7	4,8	6	5,1
U	Abs. Fehler (µg/g)	1	1,2	1,2	1,1	1,1	1
Summen- konz.	%	74,48	81,62	85,04	87,95	98,56	90,3

Tab. A5: Fortsetzung.

Element	Einheit	3 0-5	3 10-20	3 5-10	4 0-5	4 10-20	4 5-10
Na <sub>2</sub> O	%	1,474	1,394	1,025	0,694	0,525	0,853
Na <sub>2</sub> O	Abs. Fehler (%)	0,076	0,076	0,076	0,066	0,063	0,065
MgO	%	0,833	0,855	0,702	0,561	0,643	0,626
MgO	Abs. Fehler (%)	0,034	0,034	0,034	0,031	0,033	0,031
Al <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	%	15,48	16,05	15,17	11,96	12,62	12,03
Al <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Abs. Fehler (%)	0,05	0,05	0,04	0,04	0,04	0,04
SiO <sub>2</sub>	%	57,87	58,66	57,8	64,03	63,72	61,28
SiO <sub>2</sub>	Abs. Fehler (%)	0,08	0,08	0,08	0,09	0,09	0,08
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	%	0,0688	0,0612	0,0562	0,0676	0,0642	0,0709
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	Abs. Fehler (%)	0,0024	0,0024	0,0025	0,0026	0,0026	0,0025
S	%	0,02456	0,02255	0,02324	0,02612	0,02183	0,02851
S	Abs. Fehler (%)	0,0004	0,00038	0,00039	0,00044	0,0004	0,00044
Cl	%	< 0,00001	0,00011	0,00104	0,00691	< 0,00001	0,00418
Cl	Abs. Fehler (%)	0	0,00001	0,00013	0,00079	0	0,0005
K <sub>2</sub> O	%	4,094	4,082	4,04	3,041	3,265	3,162
K <sub>2</sub> O	Abs. Fehler (%)	0,009	0,009	0,008	0,007	0,007	0,007
CaO	%	1,566	1,495	1,499	1,056	1,102	1,108
CaO	Abs. Fehler (%)	0,005	0,005	0,005	0,004	0,004	0,004
TiO <sub>2</sub>	%	0,9425	0,9348	0,918	0,8498	0,8844	0,8643
TiO <sub>2</sub>	Abs. Fehler (%)	0,0027	0,0026	0,0026	0,0024	0,0025	0,0024
V	µg/g	90,1	95,6	93,1	72	94,3	81,7
V	Abs. Fehler (µg/g)	4,3	4,3	4,3	3,9	4,1	4
Cr	µg/g	54,7	51,3	59,1	75,2	81,7	64,7
Cr	Abs. Fehler (µg/g)	1,3	1,3	1,3	1,3	1,3	1,2
MnO	%	0,2892	0,2662	0,2767	0,1099	0,1294	0,1154
MnO	Abs. Fehler (%)	0,0007	0,0007	0,0007	0,0004	0,0004	0,0004
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	%	4,399	4,486	4,369	3,221	3,475	3,289
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Abs. Fehler (%)	0,007	0,007	0,007	0,006	0,006	0,006
Co	µg/g	62,9	52,7	42,1	99,6	73,7	74,6
Co	Abs. Fehler (µg/g)	7,3	6,4	5,4	7,9	7,4	7
Ni	µg/g	25	25,7	23,1	19	23,1	24,9
Ni	Abs. Fehler (µg/g)	1,6	1,6	1,7	1,8	1,6	1,7
Cu	µg/g	5,8	6,4	5,9	8,1	8,4	8,4
Cu	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,5	0,5	0,6	0,6	0,6
Zn	µg/g	95,9	84,2	87,3	99,6	104,1	103,3
Zn	Abs. Fehler (µg/g)	1,5	1,5	1,5	1,6	1,6	1,6
Ga	µg/g	15,9	15,7	15,3	8,8	11,3	10,8
Ga	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,6	0,5	0,4	0,5	0,4

Element	Einheit	3 0-5	3 10-20	3 5-10	4 0-5	4 10-20	4 5-10
Ge	µg/g	< 1,9	2	5	5,2	3,1	5,2
Ge	Abs. Fehler (µg/g)	0	1,4	1,6	1,8	1,4	1,7
As	µg/g	4,9	3,7	3,3	9	7,5	9,7
As	Abs. Fehler (µg/g)	0,7	0,6	0,6	0,7	0,6	0,7
Se	µg/g	< 0,2	< 0,2	< 0,3	< 0,3	< 0,3	< 0,3
Se	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Br	µg/g	7,3	6	8,1	9,8	8,2	11
Br	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,6	0,6	0,6	0,5	0,5
Rb	µg/g	126,4	130,3	127,8	92	97,5	95,5
Rb	Abs. Fehler (µg/g)	0,7	0,8	0,7	0,6	0,6	0,6
Sr	µg/g	521,9	523,6	512,7	332,7	358,4	349
Sr	Abs. Fehler (µg/g)	1,3	1,3	1,3	1	1,1	1
Y	µg/g	21,4	20,3	20,7	27,8	28,1	28
Y	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
Zr	µg/g	329,7	354,1	328,1	387,1	391,7	388,8
Zr	Abs. Fehler (µg/g)	1,2	1,2	1,2	1,1	1,2	1,2
Nb	µg/g	70,6	71,8	68,3	47,7	50,5	49,1
Nb	Abs. Fehler (µg/g)	0,6	0,6	0,6	0,5	0,5	0,5
Mo	µg/g	< 0,7	< 0,7	< 0,7	< 0,7	< 0,7	< 0,7
Mo	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Ag	µg/g	< 0,4	< 0,4	< 0,4	< 0,4	< 0,4	< 0,4
Ag	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Cd	µg/g	1,9	2,3	2,3	1,8	1,9	2,6
Cd	Abs. Fehler (µg/g)	0,5	0,4	0,4	0,4	0,4	0,4
In	µg/g	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1	< 0,1
In	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Sn	µg/g	4,6	4,8	4,8	5,1	4,8	5,9
Sn	Abs. Fehler (µg/g)	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3
Sb	µg/g	5,2	< 0,4	5,4	5,7	< 0,4	< 0,4
Sb	Abs. Fehler (µg/g)	0,4	0	0,4	0,4	0	0
Te	µg/g	< 1,4	26,2	25,6	< 1,3	22,9	21,8
Te	Abs. Fehler (µg/g)	0	1,7	1,7	0	1,6	1,6
I	µg/g	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5	< 1,5
I	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
Cs	µg/g	29	24,1	32,5	27,2	23,5	24,8
Cs	Abs. Fehler (µg/g)	2	2	2	1,9	1,9	1,9
Ba	µg/g	1019	1011	1017	725,1	750,9	751,5
Ba	Abs. Fehler (µg/g)	4	4	4	3,8	3,8	3,8
La	µg/g	73,1	91,8	87,2	78,4	76,3	80,3
La	Abs. Fehler (µg/g)	3,6	3,6	3,6	3,5	3,5	3,6
Ce	µg/g	135,8	157	151,9	133,3	136,1	128,9
Ce	Abs. Fehler (µg/g)	4,9	4,9	4,9	4,8	4,8	4,8
Pr	µg/g	50,4	60,5	76	70,7	46,7	46,4
Pr	Abs. Fehler (µg/g)	8,2	8,4	8,5	8,2	8	8
Nd	µg/g	7,3	12,9	16,7	28,3	27,3	30,2
Nd	Abs. Fehler (µg/g)	1,4	2	2,3	2,7	2,7	2,7
Sm	µg/g	< 4,1	5,3	4	4,5	9,2	< 3,3
Sm	Abs. Fehler (µg/g)	-1,2	0,6	0,4	0,5	0,9	-1,1
Yb	µg/g	9,1	5,7	9,2	19,9	8,3	3,5
Yb	Abs. Fehler (µg/g)	2,6	2,6	2,7	2,9	2,6	2,6
Hf	µg/g	6	6,9	6,4	13,1	11,5	11,2
Hf	Abs. Fehler (µg/g)	1,1	1,1	1,2	1,5	1,4	1,4
Ta	µg/g	< 3,4	< 3,5	< 3,7	< 3,8	< 3,7	< 3,9
Ta	Abs. Fehler (µg/g)	0	0	0	0	0	0
W	µg/g	793,3	810	1061	1513	980,1	1417

<b>Element</b>	<b>Einheit</b>	<b>3 0-5</b>	<b>3 10-20</b>	<b>3 5-10</b>	<b>4 0-5</b>	<b>4 10-20</b>	<b>4 5-10</b>
W	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	6,6	6,6	8	9	7,1	8
Hg	$\mu\text{g/g}$	< 3,3	< 3,3	4	< 4,2	4,9	< 4,0
Hg	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	0	0	2,8	0	2,6	0
Tl	$\mu\text{g/g}$	2,8	3,2	4,2	5,3	4	4,8
Tl	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	0,5	0,5	0,6	0,6	0,5	0,6
Pb	$\mu\text{g/g}$	42,4	32,1	38,4	45,7	38	46,7
Pb	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	1,3	1,2	1,2	1,2	1,2	1,2
Bi	$\mu\text{g/g}$	2,1	1,9	2,2	2,9	1,9	1,5
Bi	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	0,5	0,6	0,6	0,6	0,5	0,5
Th	$\mu\text{g/g}$	13,7	15,1	12,7	9,5	11,6	11,2
Th	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	0,8	0,8	0,8	0,7	0,8	0,7
U	$\mu\text{g/g}$	2,5	5,1	3,8	6,6	6,8	7,6
U	Abs. Fehler ( $\mu\text{g/g}$ )	1,3	1,2	1,3	1,1	1,2	1,1
Summen- konz.	%	87,51	88,77	86,38	86,14	86,89	83,93

Tab. A6: Ergebnisse der Korrelationsanalysen nach Spearman (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ). Signifikante Korrelationen sind fett gedruckt. \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant). Bac = Bakterien, Arch = Archaeen, Euk = Eukaryoten.

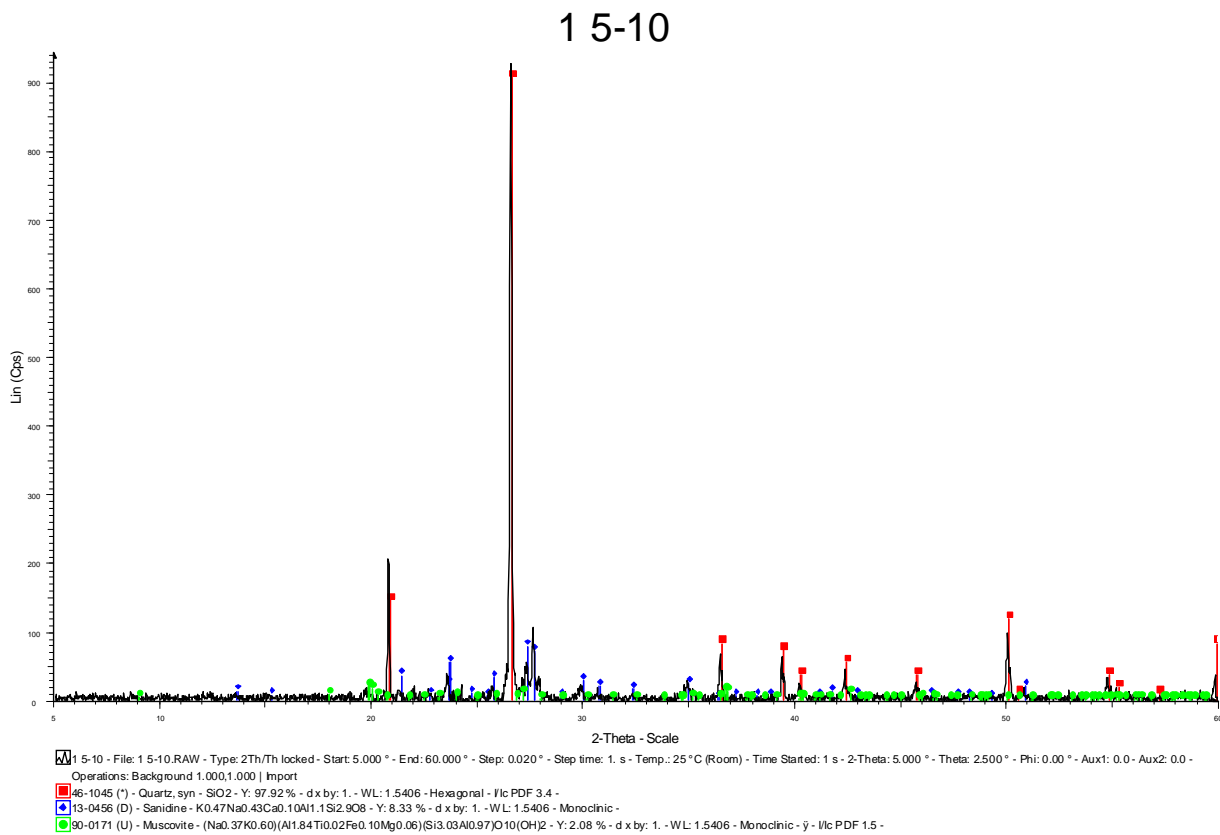
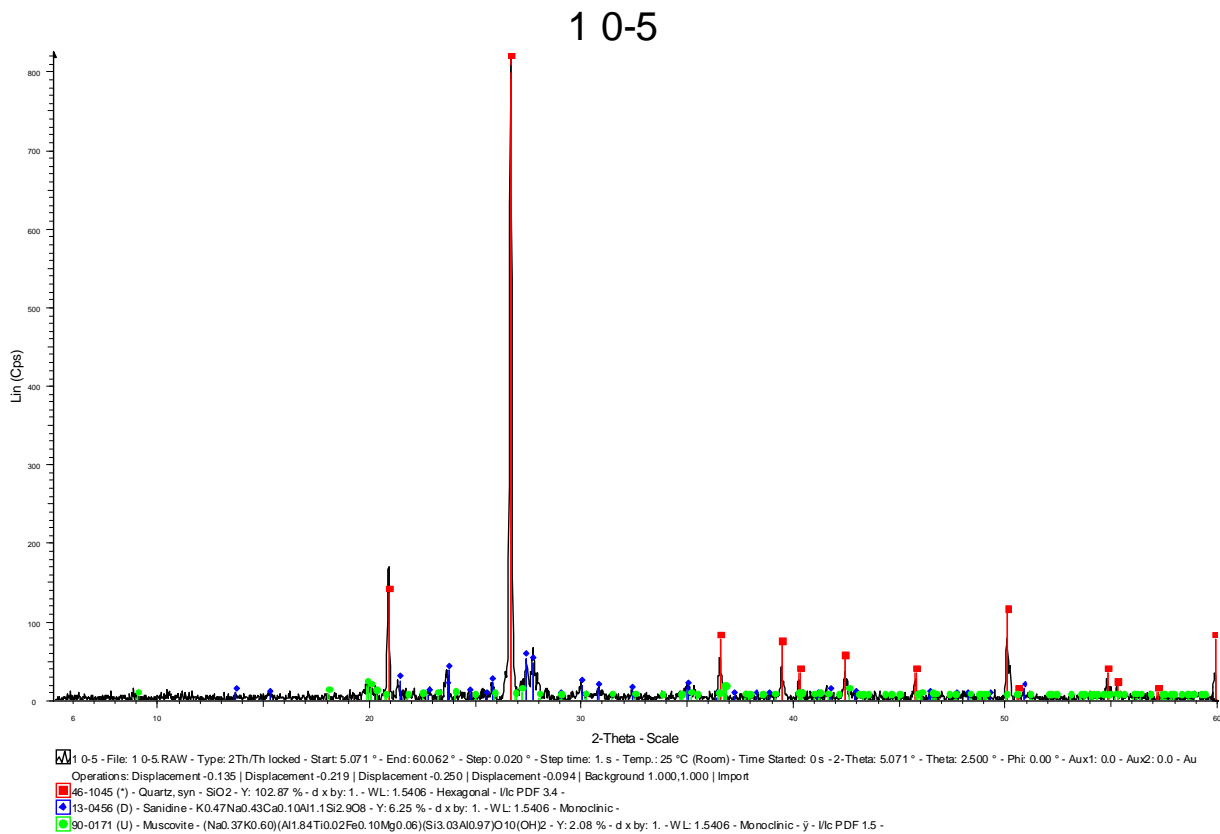
	Bac	Arch	Euk	Na <sub>2</sub> O	MgO	Al <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	SiO <sub>2</sub>	Cl	K <sub>2</sub> O	CaO	TiO <sub>2</sub>	V	Cr	Co	Zn	Ga	Ge	Br
Bac	1																	
Arch	-0,182	1																
Euk	0,441	0,182	1															
Na <sub>2</sub> O	-0,021	-0,476	-0,476	1														
MgO	0,084	-0,497	-0,434	<b>0,916**</b>	1													
Al <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	-0,049	-0,420	-0,490	<b>0,776**</b>	<b>0,874**</b>	1												
SiO <sub>2</sub>	-0,126	0,287	0,336	<b>-0,692*</b>	<b>-0,636*</b>	-0,357	1											
Cl	-0,141	0,345	0,423	-0,155	-0,366	-0,585	0,162	1										
K <sub>2</sub> O	0,084	-0,378	-0,406	<b>0,790**</b>	<b>0,867**</b>	<b>0,979**</b>	-0,406	-0,556	1									
CaO	0,147	-0,420	-0,371	<b>0,909**</b>	<b>0,923**</b>	<b>0,804**</b>	<b>-0,776**</b>	-0,352	<b>0,853**</b>	1								
TiO <sub>2</sub>	0,049	-0,042	-0,357	0,552	<b>0,657*</b>	<b>0,860**</b>	-0,308	<b>-0,641*</b>	<b>0,888**</b>	<b>0,657*</b>	1							
V	0,147	-0,280	-0,161	0,168	0,280	0,070	<b>-0,664*</b>	-0,324	0,056	0,273	0,133	1						
Cr	0,245	0,517	<b>0,811**</b>	<b>-0,832**</b>	<b>-0,811**</b>	<b>-0,839**</b>	0,462	0,479	<b>-0,776**</b>	<b>-0,727**</b>	<b>-0,587*</b>	-0,119	1					
Co	-0,063	0,280	0,545	<b>-0,699*</b>	<b>-0,832**</b>	<b>-0,748**</b>	<b>0,769**</b>	<b>0,592*</b>	<b>-0,755**</b>	<b>-0,874**</b>	<b>-0,685*</b>	-0,503	<b>0,699*</b>	1				
Zn	0,287	-0,524	0,189	0,217	0,217	-0,056	-0,531	0,042	-0,021	0,266	-0,168	<b>0,713*</b>	0,021	-0,217	1			
Ga	0,154	-0,385	-0,413	<b>0,853**</b>	<b>0,923**</b>	<b>0,811**</b>	<b>-0,741**</b>	-0,451	<b>0,832**</b>	<b>0,895**</b>	<b>0,755**</b>	0,503	<b>-0,727**</b>	<b>-0,867**</b>	0,350	1		
Ge	-0,232	<b>0,642*</b>	0,386	-0,551	<b>-0,621*</b>	-0,484	<b>0,677*</b>	<b>0,587*</b>	-0,470	-0,572	-0,418	<b>-0,786**</b>	0,565	<b>0,649*</b>	<b>-0,586*</b>	<b>-0,765**</b>	1	
Br	0,210	-0,196	0,224	-0,147	-0,245	-0,434	-0,189	0,338	-0,378	-0,147	-0,469	0,413	0,315	0,182	<b>0,797**</b>	-0,105	-0,140	1
Rb	0,091	0,154	-0,385	0,448	0,545	<b>0,727**</b>	-0,280	-0,500	<b>0,776**</b>	0,573	<b>0,902**</b>	0,049	-0,469	<b>-0,636*</b>	-0,336	<b>0,608*</b>	-0,221	-0,483
Y	0,161	0,196	<b>0,592*</b>	<b>-0,648*</b>	-0,585	-0,364	<b>0,595*</b>	0,074	-0,298	-0,487	-0,207	-0,270	<b>0,651*</b>	0,501	0,053	-0,532	0,467	0,354
Zr	0,077	-0,434	0,154	-0,196	-0,126	-0,098	0,084	-0,127	-0,112	-0,168	-0,161	0,434	0,140	0,112	<b>0,706*</b>	-0,007	-0,312	<b>0,741**</b>
Nb	0,133	-0,378	-0,364	<b>0,865**</b>	<b>0,935**</b>	<b>0,816**</b>	<b>-0,725*</b>	-0,367	<b>0,834**</b>	<b>0,890**</b>	<b>0,743**</b>	0,480	<b>-0,701*</b>	<b>-0,834**</b>	0,329	<b>0,984**</b>	<b>-0,715*</b>	-0,126
Sn	-0,092	<b>0,606*</b>	0,577	-0,430	-0,549	-0,556	0,268	<b>0,681*</b>	-0,465	-0,408	-0,331	-0,239	<b>0,725**</b>	0,528	-0,007	-0,479	<b>0,633*</b>	0,338
Sb	0,148	<b>0,718*</b>	0,458	<b>-0,634*</b>	<b>-0,775</b>	<b>-0,711*</b>	0,458	0,525	<b>-0,641*</b>	<b>-0,690**</b>	-0,380	-0,359	<b>0,732**</b>	<b>0,718*</b>	-0,373	<b>-0,662*</b>	<b>0,629*</b>	0,063
Te	-0,334	0,399	-0,341	0,022	0,203	0,283	0,145	-0,095	0,210	0,087	0,247	-0,290	-0,203	-0,283	<b>-0,667*</b>	0,015	0,357	<b>-0,653*</b>
Cs	0,056	-0,007	-0,056	<b>0,599*</b>	0,416	0,437	-0,430	0,085	0,542	<b>0,655*</b>	0,401	-0,310	-0,331	-0,359	-0,127	0,352	0,088	-0,204
Ba	0,133	-0,364	-0,280	<b>0,888**</b>	<b>0,867**</b>	<b>0,713*</b>	<b>-0,853**</b>	-0,268	<b>0,769**</b>	<b>0,972**</b>	<b>0,615*</b>	0,357	<b>-0,636*</b>	<b>-0,832**</b>	0,322	<b>0,881**</b>	<b>-0,589*</b>	-0,119
La	-0,469	0,168	-0,203	0,427	0,420	0,510	-0,245	0,099	0,497	0,420	0,510	0,049	-0,308	-0,378	-0,035	0,413	0,053	-0,105
Ce	0,070	-0,343	-0,189	<b>0,741**</b>	<b>0,839**</b>	<b>0,853**</b>	-0,524	-0,352	<b>0,874**</b>	<b>0,860**</b>	<b>0,727**</b>	0,147	<b>-0,587*</b>	<b>-0,748**</b>	0,070	<b>0,755**</b>	-0,372	-0,343
Pr	-0,063	0,133	-0,224	0,238	0,196	0,350	0,196	0,155	0,322	0,056	0,315	-0,350	-0,287	0,035	-0,427	0,112	0,221	-0,273
Nd	-0,273	0,154	0,371	-0,566	-0,552	-0,273	<b>0,650*</b>	0,134	-0,287	-0,469	-0,301	-0,524	0,434	0,490	-0,203	<b>-0,657*</b>	<b>0,674*</b>	0,098
Sm	-0,014	-0,162	0,261	-0,451	-0,268	-0,289	0,014	-0,220	-0,366	-0,289	-0,303	0,408	0,338	0,056	0,162	-0,275	-0,127	-0,028
Yb	0,399	-0,196	0,147	-0,287	-0,427	-0,524	0,119	0,310	-0,503	-0,420	-0,580	0,035	0,287	0,483	0,210	-0,406	0,025	0,497



	Bac	Arch	Euk	Na <sub>2</sub> O	MgO	Al <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	SiO <sub>2</sub>	Cl	K <sub>2</sub> O	CaO	TiO <sub>2</sub>	V	Cr	Co	Zn	Ga	Ge	Br
Hf	-0,077	0,329	0,448	<b>-0,825**</b>	<b>-0,797**</b>	<b>-0,615*</b>	<b>0,867**</b>	0,310	<b>-0,629*</b>	<b>-0,811**</b>	-0,580	<b>-0,601*</b>	<b>0,678*</b>	<b>0,790**</b>	-0,413	<b>-0,923**</b>	<b>0,789**</b>	0,007
W	-0,231	0,459	0,305	<b>-0,820**</b>	<b>-0,939**</b>	<b>-0,837**</b>	<b>0,680*</b>	0,501	<b>-0,862**</b>	<b>-0,904**</b>	<b>-0,753**</b>	-0,462	<b>0,683*</b>	<b>0,858**</b>	-0,354	<b>-0,977**</b>	<b>0,749**</b>	0,147
Tl	-0,243	0,545	0,337	<b>-0,837**</b>	<b>-0,946**</b>	<b>-0,882**</b>	<b>0,583*</b>	0,506	<b>-0,900**</b>	<b>-0,879**</b>	<b>-0,752**</b>	-0,373	<b>0,738**</b>	<b>0,798**</b>	-0,320	<b>-0,953**</b>	<b>0,732**</b>	0,144
Bi	-0,014	0,438	0,216	<b>-0,689*</b>	<b>-0,784**</b>	<b>-0,647*</b>	0,509	0,206	<b>-0,661*</b>	<b>-0,731**</b>	-0,474	-0,389	0,523	<b>0,654*</b>	-0,537	<b>-0,781**</b>	0,535	-0,201
Th	0,179	-0,025	-0,175	<b>0,634*</b>	<b>0,697*</b>	0,497	<b>-0,788**</b>	-0,198	0,564	<b>0,746**</b>	<b>0,602*</b>	0,574	-0,347	<b>-0,753**</b>	0,312	<b>0,823**</b>	-0,569	-0,067
U	-0,095	-0,116	0,473	-0,063	0,011	-0,088	0,263	0,462	-0,098	-0,091	-0,280	-0,126	0,273	0,252	0,361	-0,119	0,278	0,382

Tab. A6: Fortsetzung.

	Rb	Y	Zr	Nb	Sn	Sb	Te	Cs	Ba	La	Ce	Pr	Nd	Sm	Yb	Hf	W	Tl	Bi	Th	U
Rb	1																				
Y	-0,196	1																			
Zr	-0,322	0,529	1																		
Nb	<b>0,630*</b>	-0,537	-0,032	1																	
Sn	-0,169	<b>0,593**</b>	0,085	-0,413	1																
Sb	-0,183	0,317	-0,261	<b>-0,638*</b>	<b>0,617*</b>	1															
Te	0,457	-0,236	-0,558	0,065	-0,102	-0,102	1														
Cs	0,444	-0,190	-0,472	0,377	0,078	-0,085	0,058	1													
Ba	0,524	-0,529	-0,203	<b>0,886**</b>	-0,324	<b>-0,599*</b>	0,000	<b>0,676*</b>	1												
La	0,552	-0,074	-0,028	0,504	0,268	-0,239	0,384	0,416	0,434	1											
Ce	<b>0,692*</b>	-0,312	-0,182	<b>0,816**</b>	-0,289	<b>-0,613*</b>	0,297	<b>0,620*</b>	<b>0,839**</b>	<b>0,629*</b>	1										
Pr	0,448	-0,224	-0,280	0,196	-0,077	0,197	0,370	0,239	0,007	0,441	0,266	1									
Nd	-0,301	<b>0,788**</b>	0,280	<b>-0,648*</b>	0,423	0,169	0,051	-0,028	-0,524	0,056	-0,231	-0,098	1								
Sm	-0,310	0,074	0,162	-0,247	-0,128	-0,085	0,015	-0,426	-0,204	-0,239	-0,070	-0,423	0,169	1							
Yb	-0,455	0,028	0,196	-0,396	-0,014	0,444	-0,471	-0,218	-0,392	-0,531	-0,497	0,182	-0,077	0,092	1						
Hf	-0,434	<b>0,701**</b>	0,084	<b>-0,897**</b>	0,472	0,521	0,123	-0,352	<b>-0,860**</b>	-0,315	<b>-0,587*</b>	-0,063	<b>0,769**</b>	0,211	0,224	1					
W	<b>-0,595*</b>	0,439	-0,025	<b>-0,968**</b>	0,487	<b>0,723**</b>	-0,029	-0,342	<b>-0,876**</b>	-0,371	<b>-0,813**</b>	-0,046	0,574	0,190	0,452	<b>0,844**</b>	1				
Tl	<b>-0,594*</b>	0,407	-0,074	<b>-0,949**</b>	0,531	<b>0,736**</b>	-0,011	-0,329	<b>-0,823**</b>	-0,355	<b>-0,805**</b>	-0,151	0,534	0,262	0,376	<b>0,791**</b>	<b>0,981**</b>	1			
Bi	-0,322	0,126	-0,368	<b>-0,784**</b>	0,153	<b>0,762**</b>	0,026	-0,185	<b>-0,668**</b>	-0,502	<b>-0,625*</b>	0,081	0,265	0,299	0,498	<b>0,597*</b>	<b>0,811**</b>	<b>0,810**</b>	1		
Th	<b>0,613*</b>	-0,430	-0,147	<b>0,849**</b>	-0,053	-0,356	0,098	0,346	<b>0,809**</b>	0,480	<b>0,666*</b>	-0,042	<b>-0,673*</b>	-0,123	-0,438	<b>-0,785**</b>	<b>-0,800**</b>	<b>-0,704*</b>	<b>-0,641*</b>	1	
U	-0,350	0,470	0,487	-0,053	0,455	-0,180	-0,051	-0,148	-0,130	0,298	0,039	-0,081	0,434	-0,060	-0,193	0,291	0,032	0,002	-0,462	-0,093	1



**Abb. A3:** Qualifizierung der Mineralzusammensetzung der vier im Hunsrück untersuchten Standorte jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm (1 0-5, 1 5-10, 1 10-20, 2 0-5, 2 5-10, 2 10-20, 3 0-5, 3 5-10, 3 10-20, 4 0-5, 4 5-10, 4 10-20) mittels Röntgendiffraktometrie.

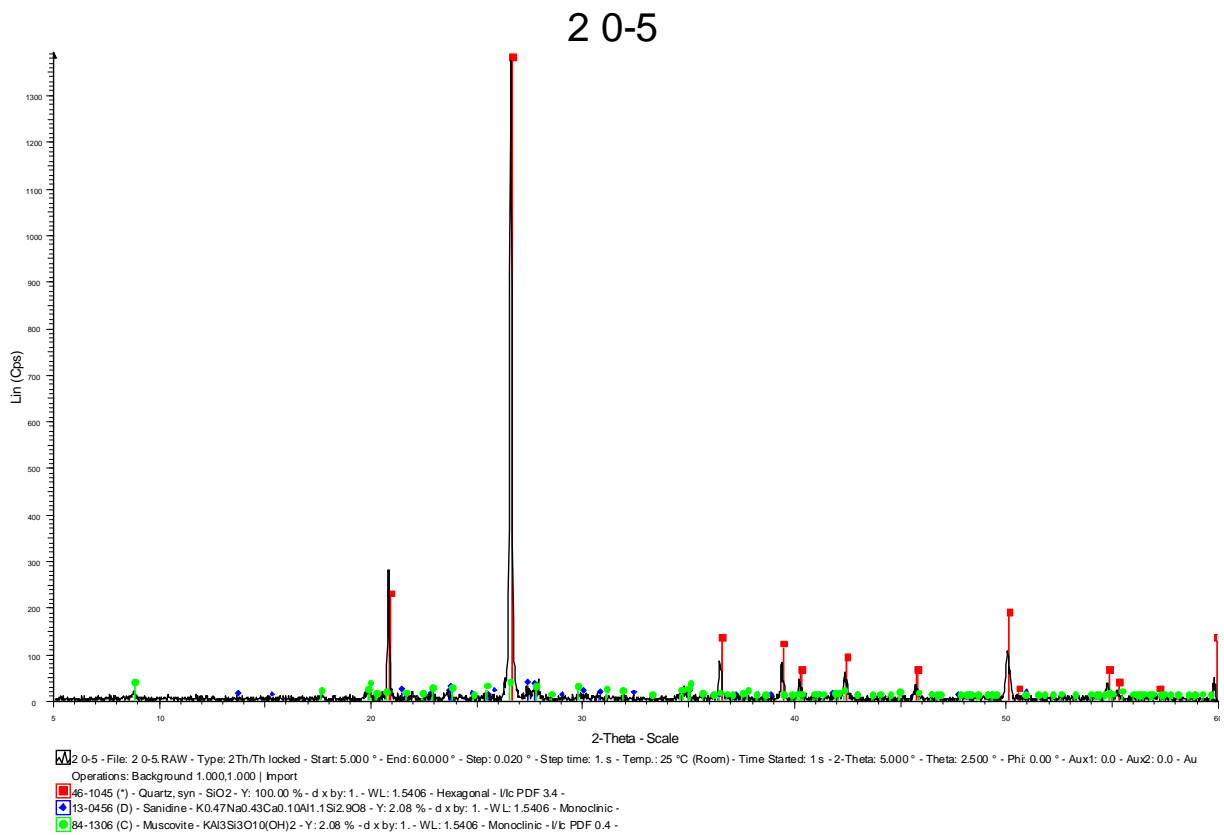
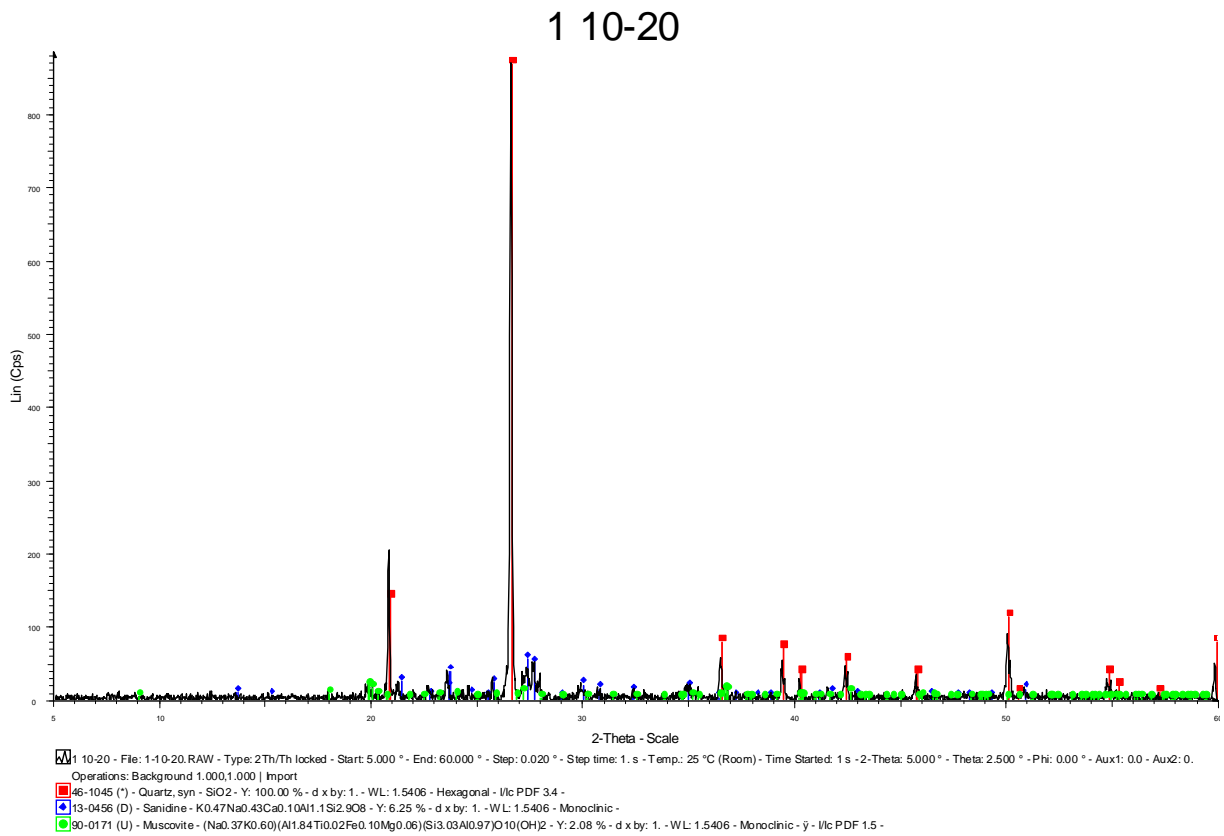


Abb. A3: Fortsetzung.

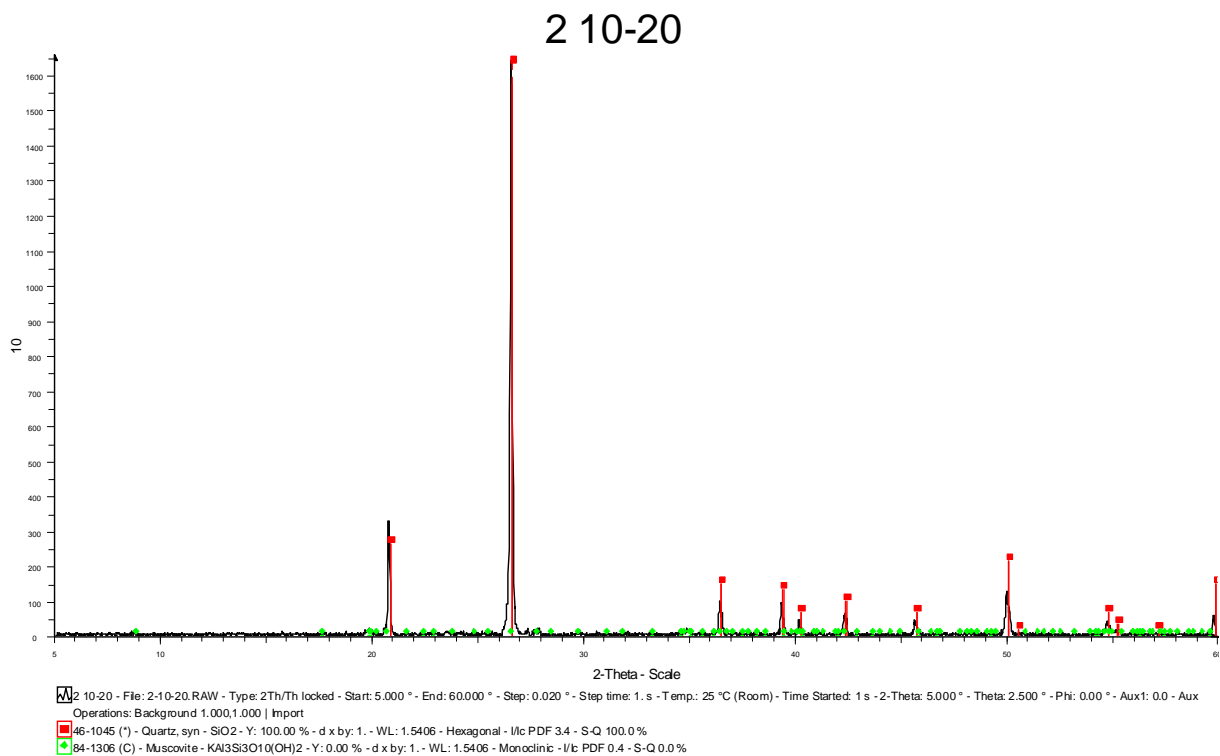
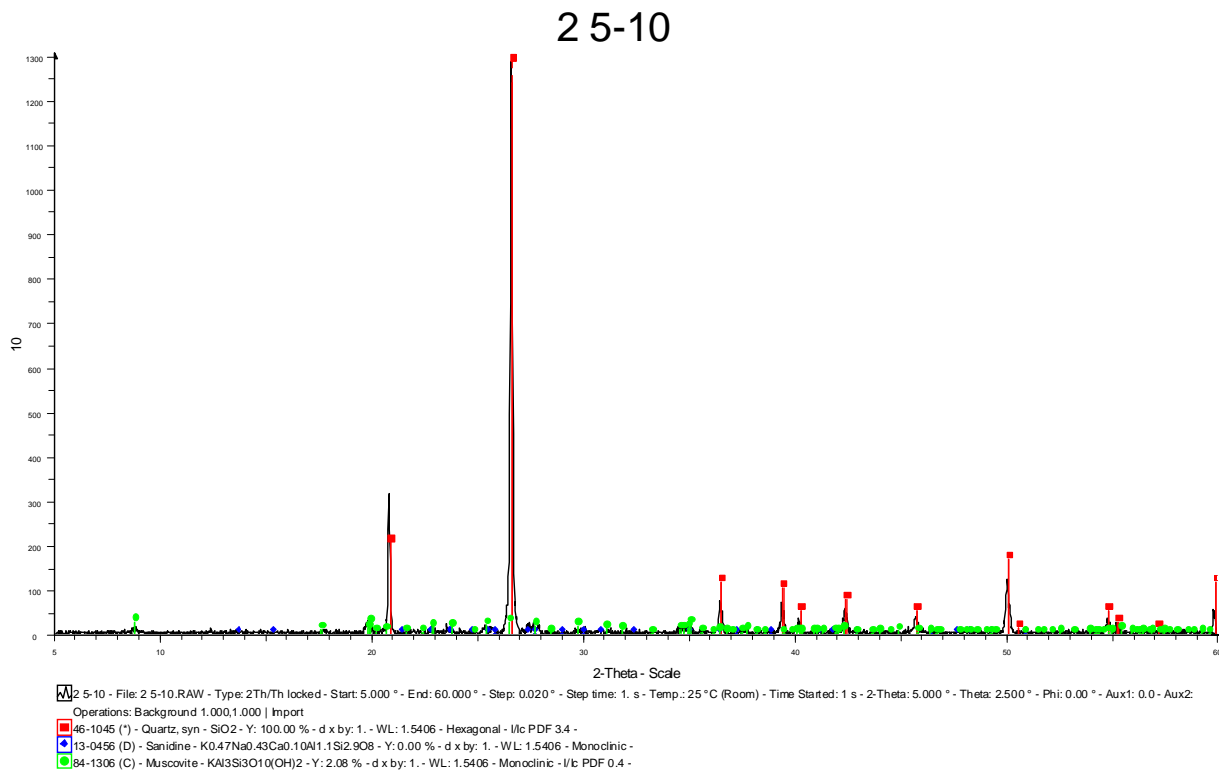


Abb. A3: Fortsetzung.

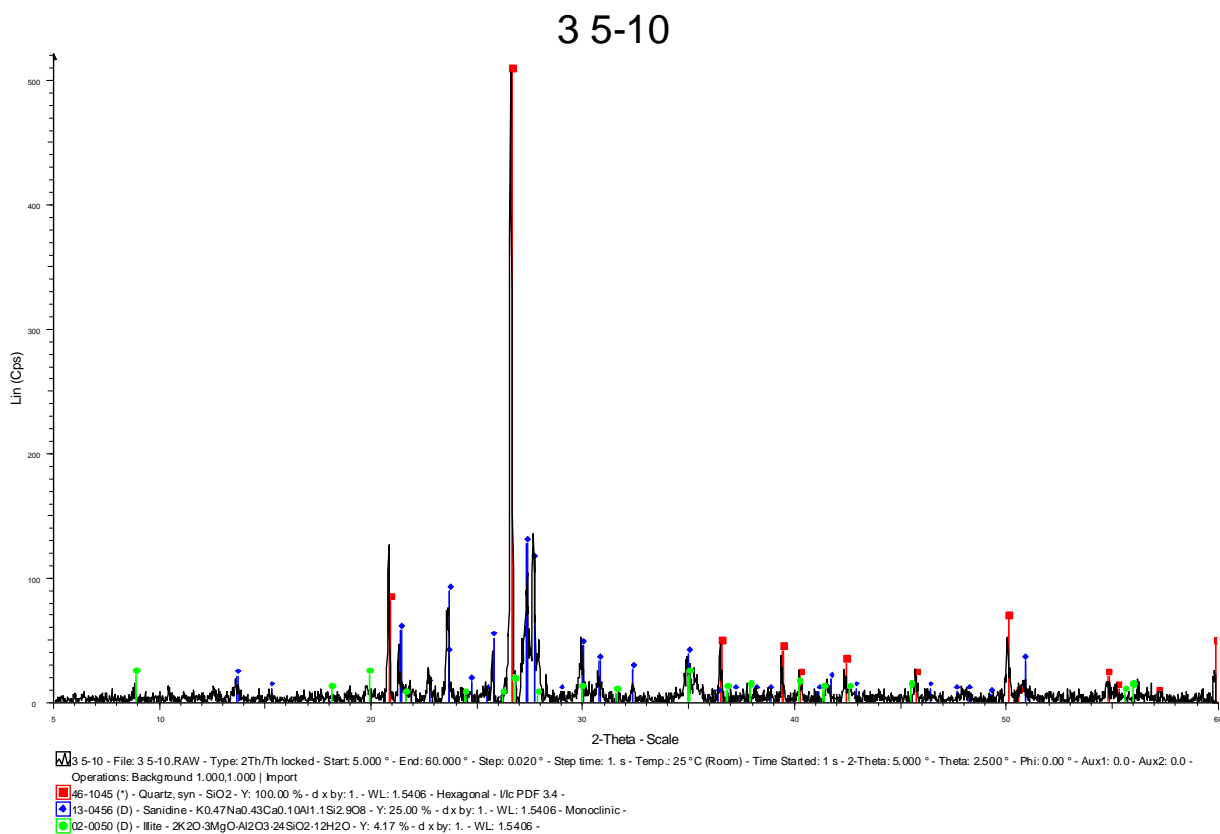
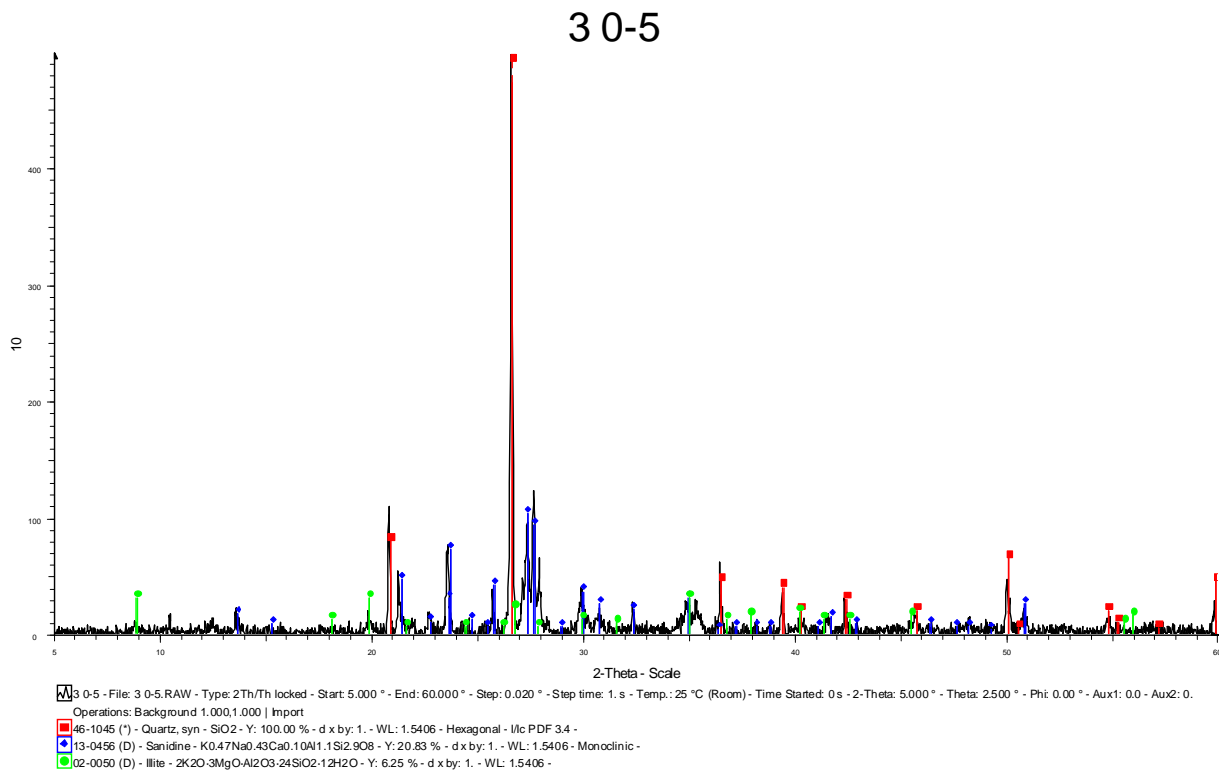


Abb. A3: Fortsetzung.

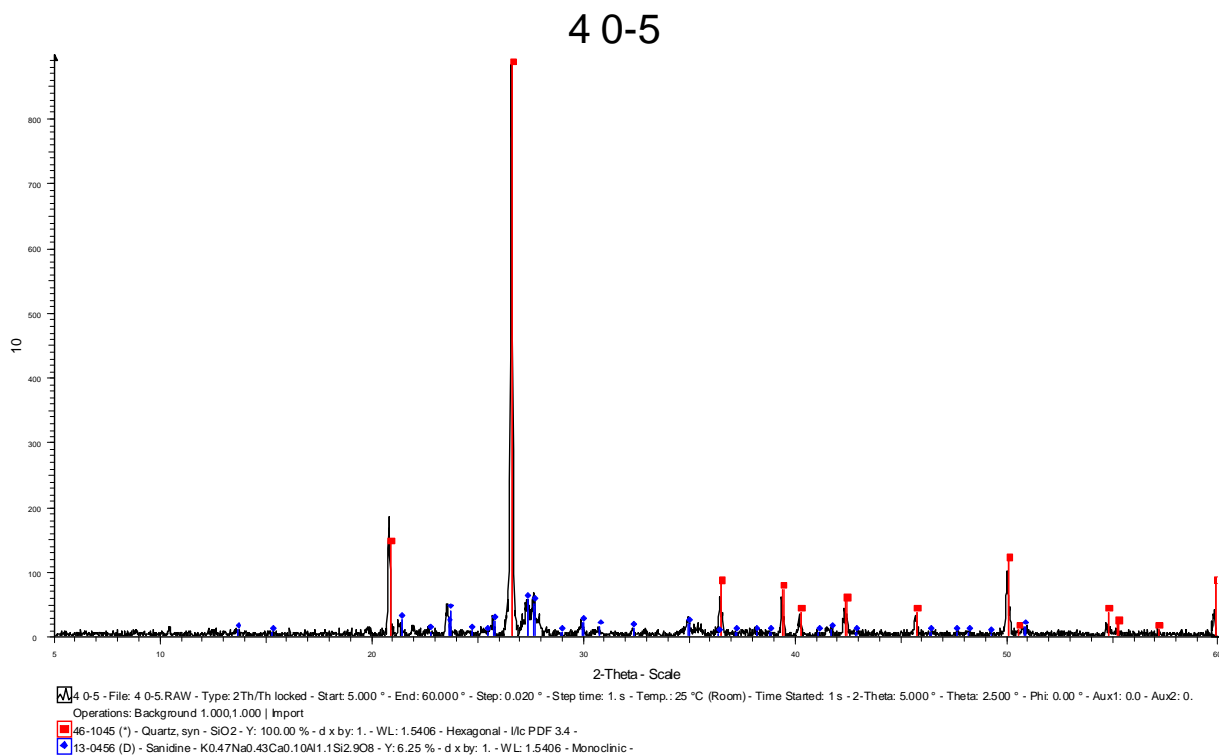
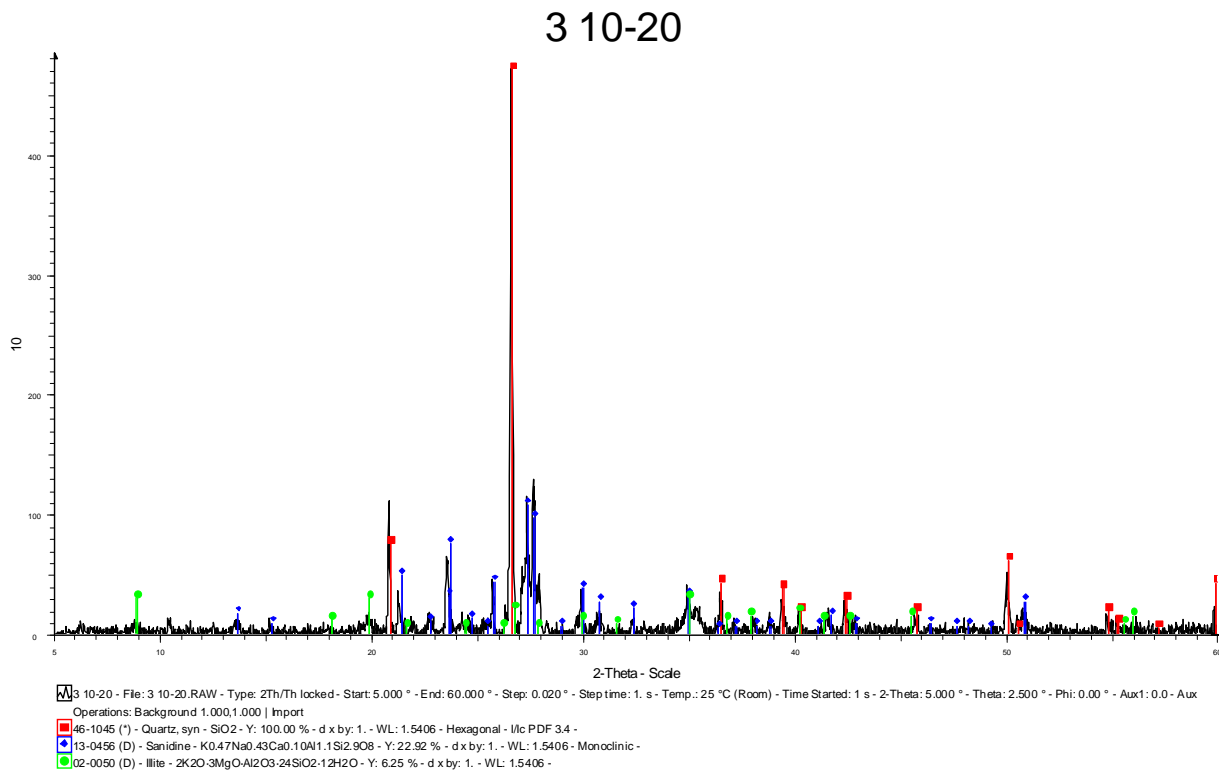


Abb. A3: Fortsetzung.

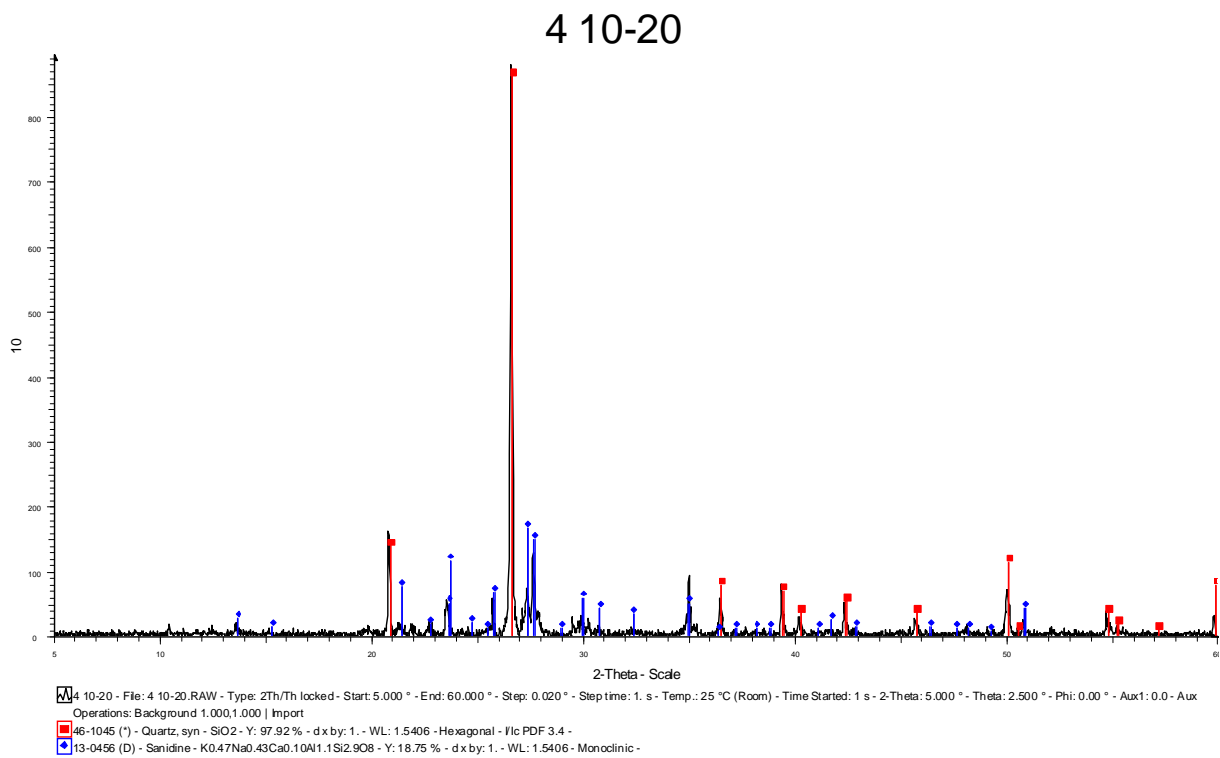
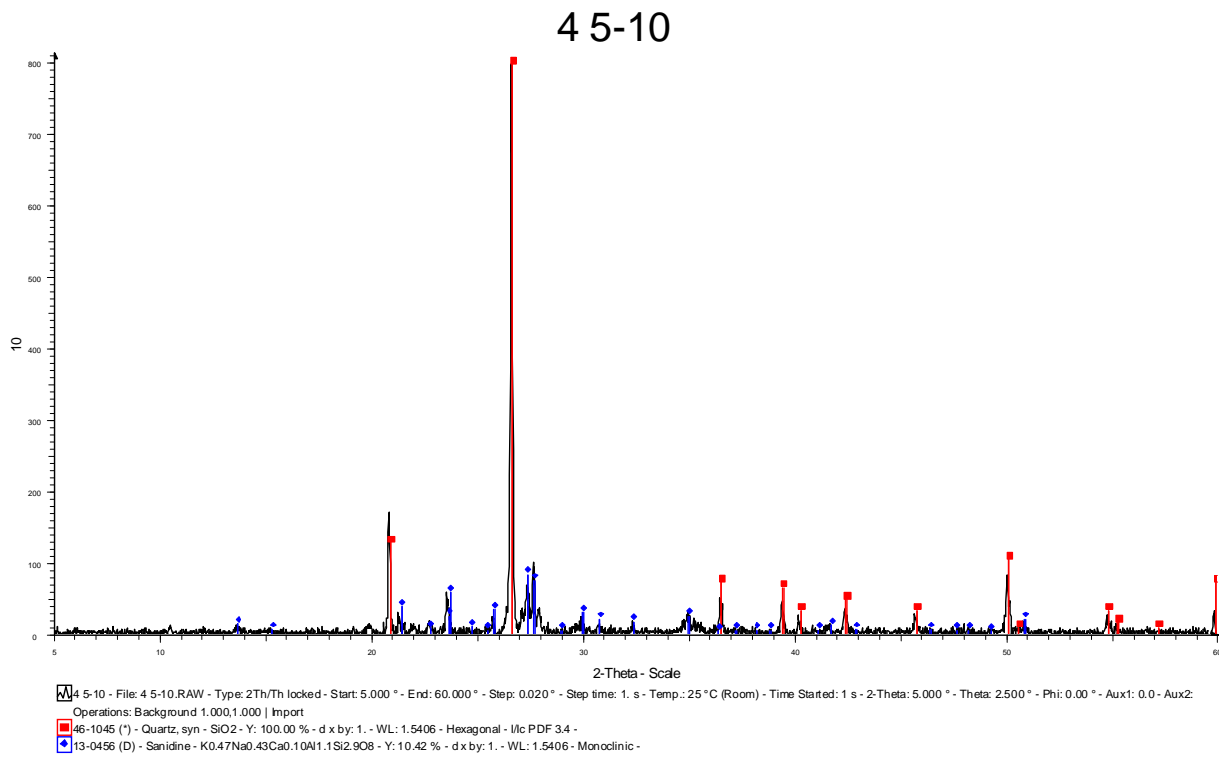
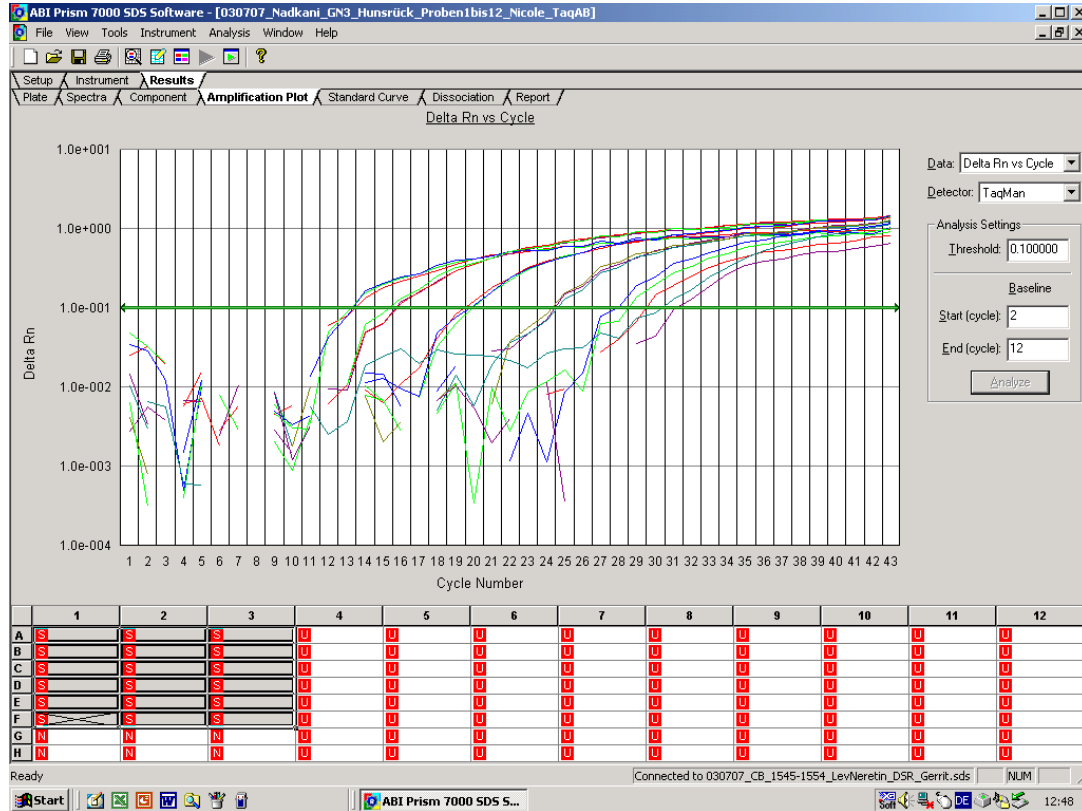


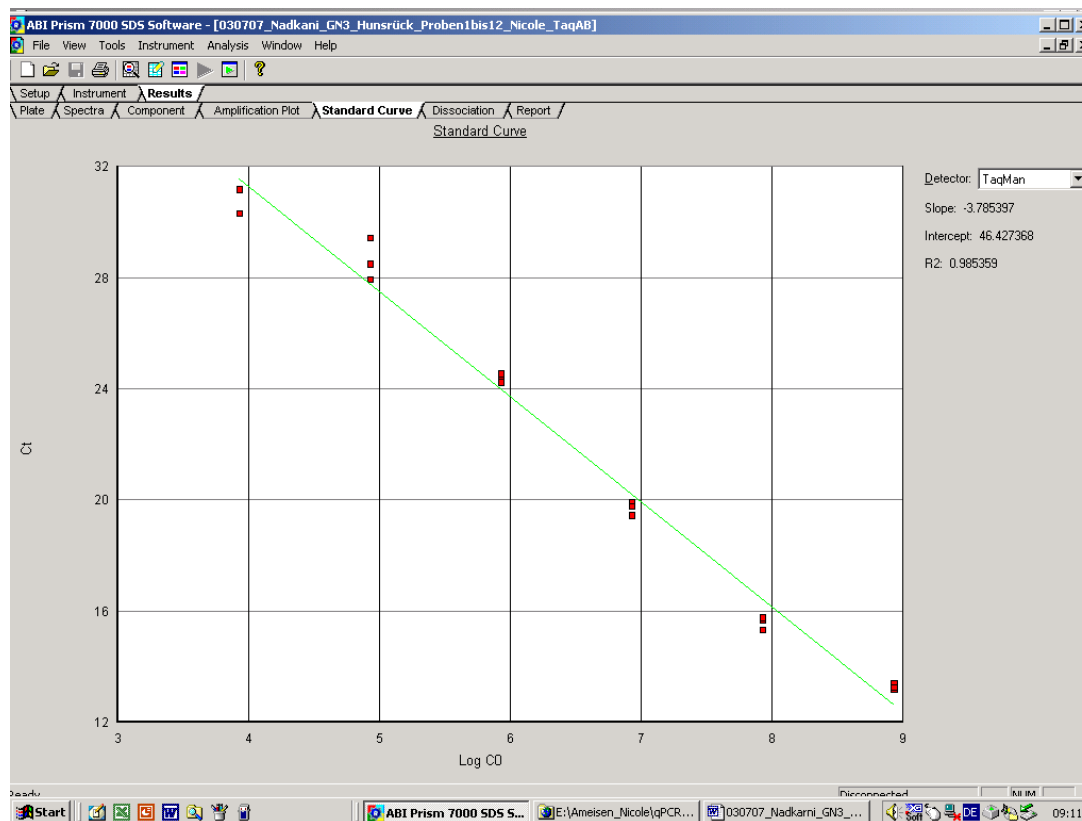
Abb. A3: Fortsetzung.

Die nachfolgenden Screenshots liegen dem „Nadkarni-Lauf“ (Gesamtbakterien) der qPCR zugrunde:

### 030707\_Nadkarni\_GN3\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück

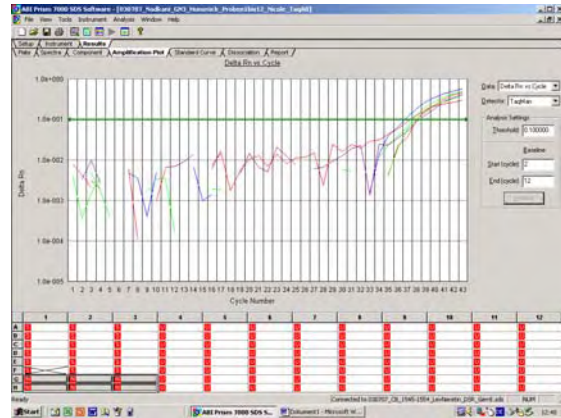
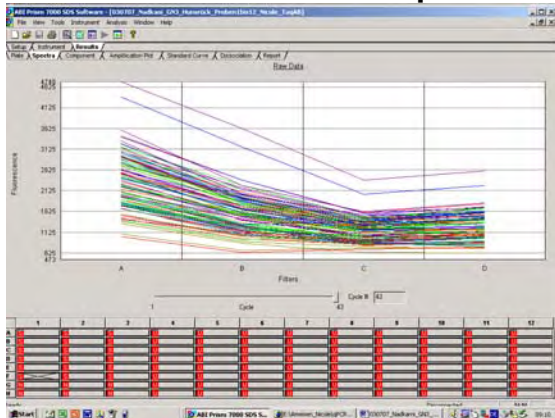


*Geobacter metallireducens* 16SrDNA, Std V2 (1:100) - V7



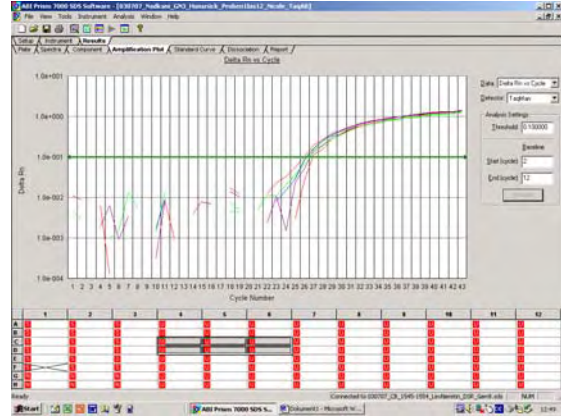
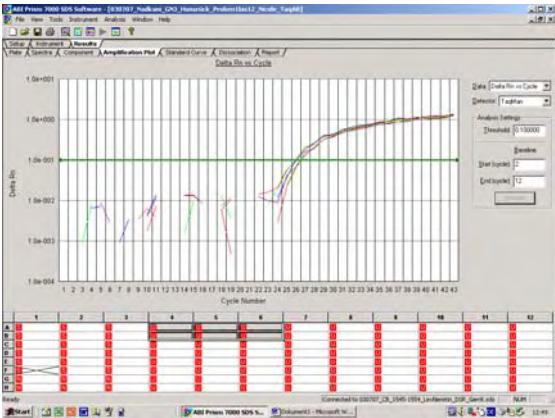


### 030707\_Nadkarni\_GN3\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



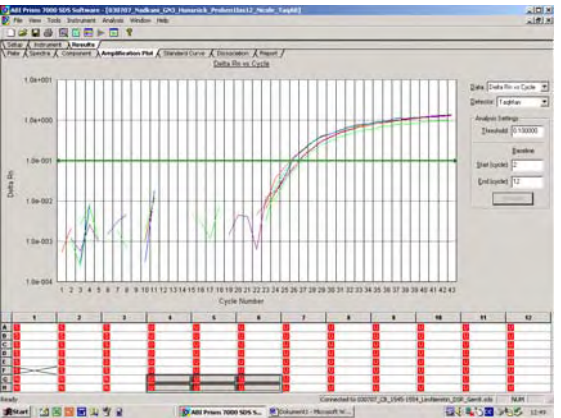
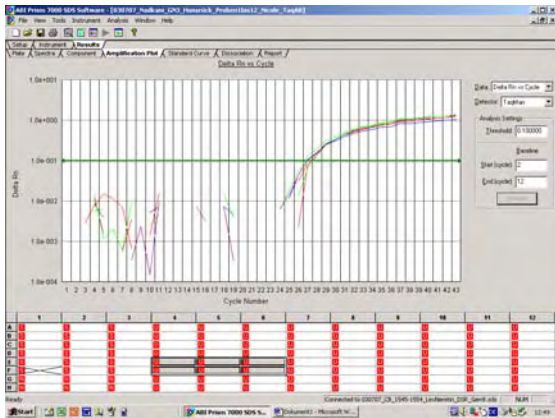
Spektren bis ca. 3500, ok !

NTC Flukawasser



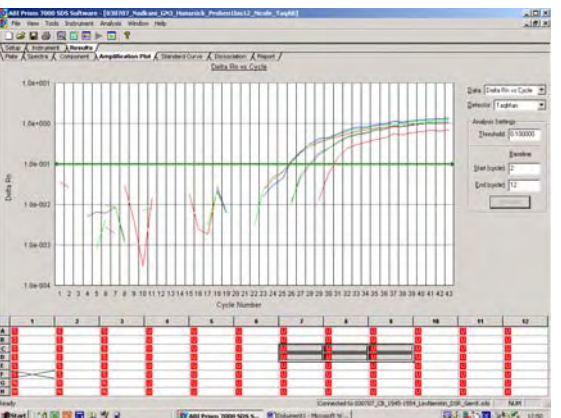
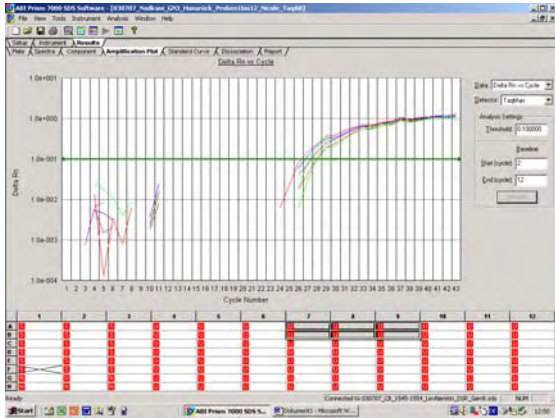
Probe 1, V1:500, 1:1000

Probe 2, V1:500, 1:1000



Probe 3, V1:500, 1:1000

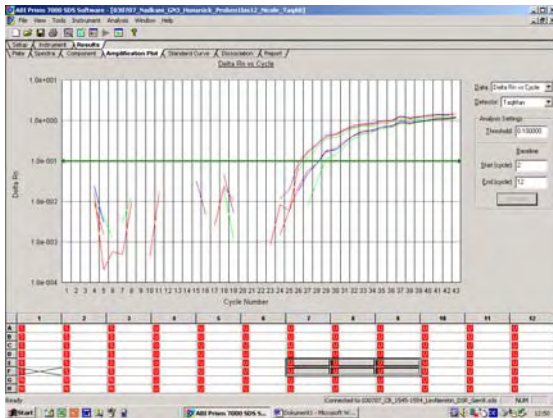
Probe 4, V1:500, 1:1000



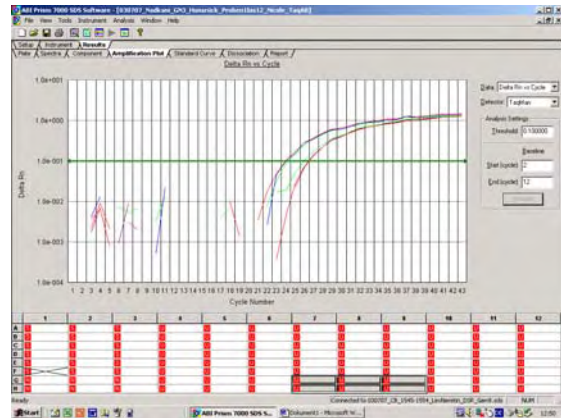
Probe 5, V1:500, 1:1000

Probe 6, V1:500, 1:1000

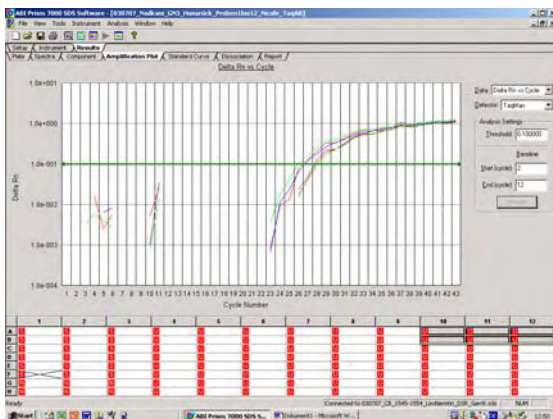
## 030707\_Nadkarni\_GN3\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



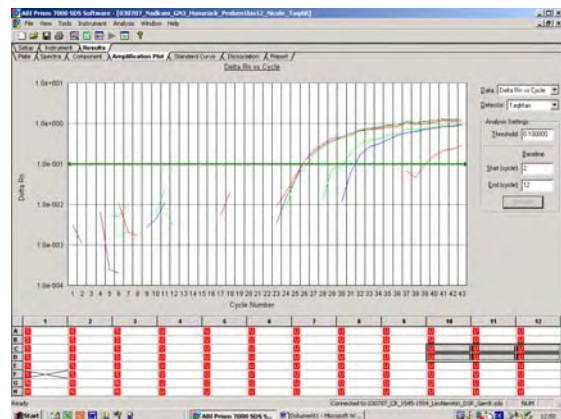
Probe 7, V1:100, 1:500



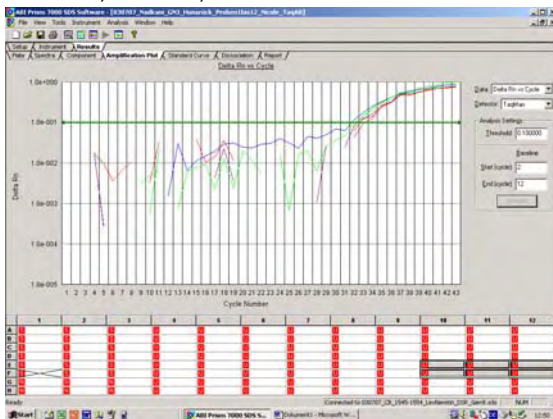
Probe 8, V1:100, 1:500



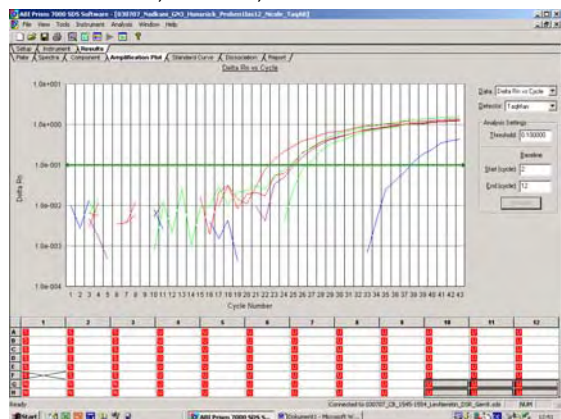
Probe 9, V1:100, 1:500



Probe 10, V1:100, 1:500



Probe 11, V1:100, 1:500

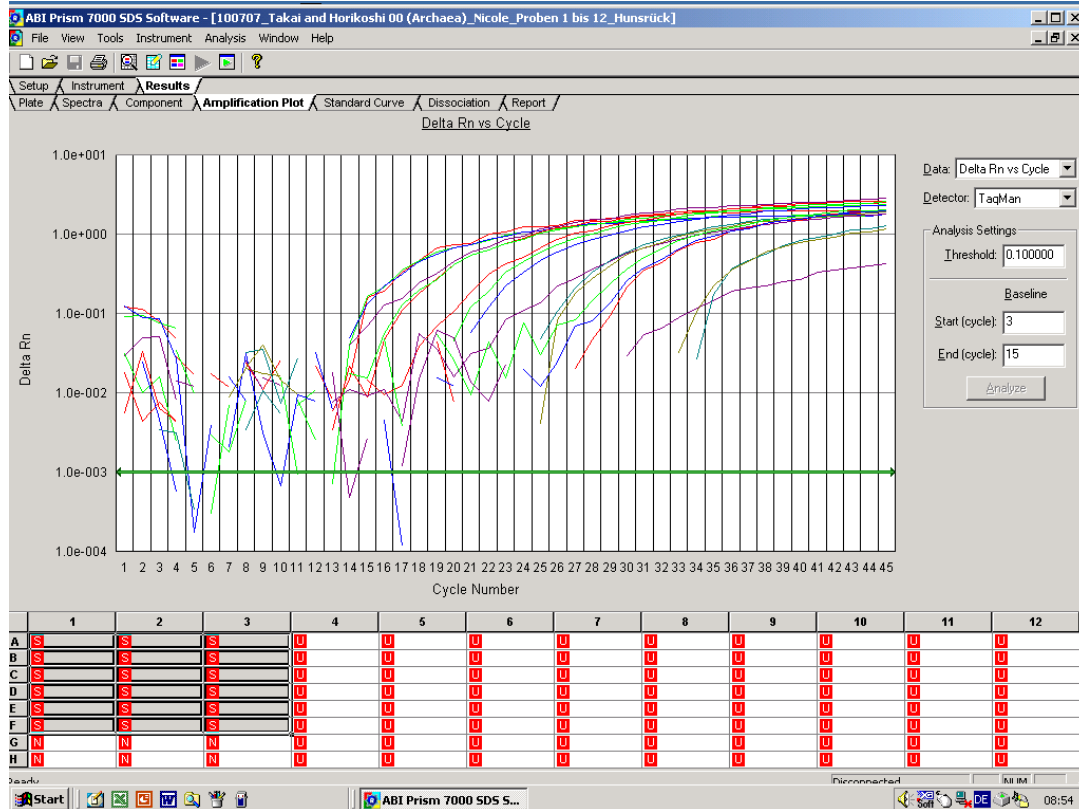


Probe 12, V1:100, 1:500

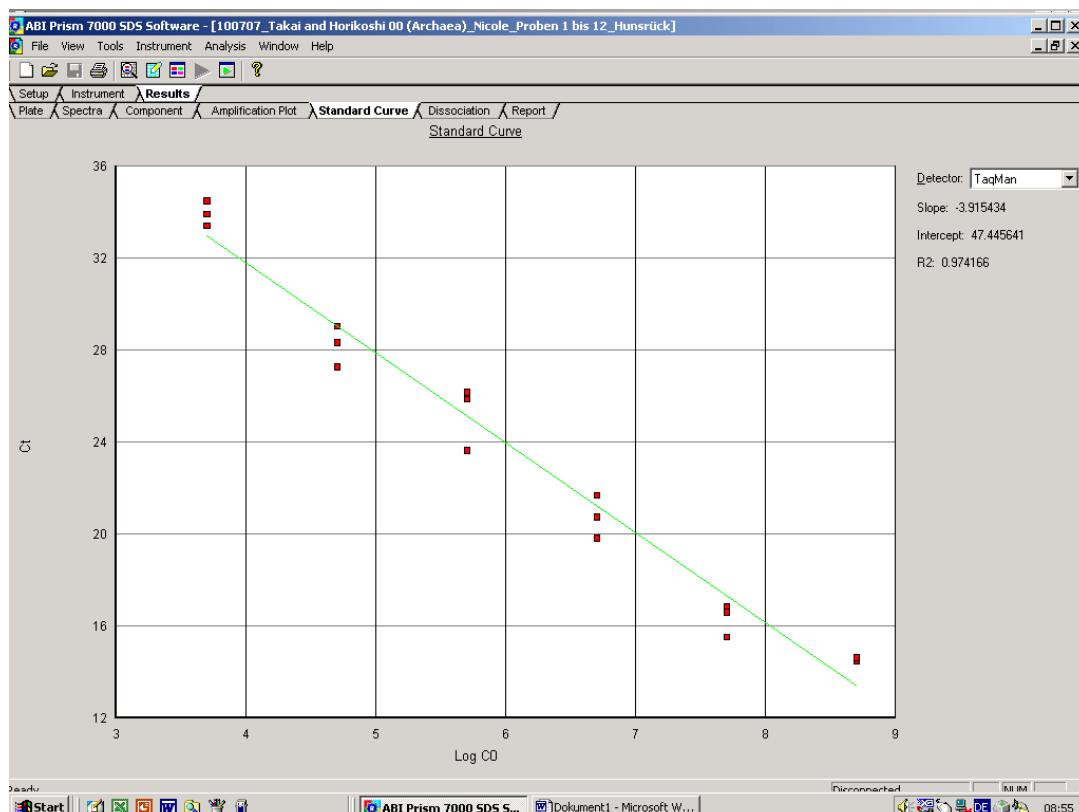
- Probe 1: 1\_0-5
- Probe 2: 1\_5-10
- Probe 3: 1\_10-20
- Probe 4: 2\_0-5
- Probe 5: 2\_5-10
- Probe 6: 2\_10-20
- Probe 7: 3\_0-5
- Probe 8: 3\_5-10
- Probe 9: 3\_10-20
- Probe 10: 4\_0-5
- Probe 11: 4\_5-10
- Probe 12: 4\_10-20

Die nachfolgenden Screenshots liegen dem „TakaiArch-Lauf“ (Archaeen) der qPCR zugrunde:

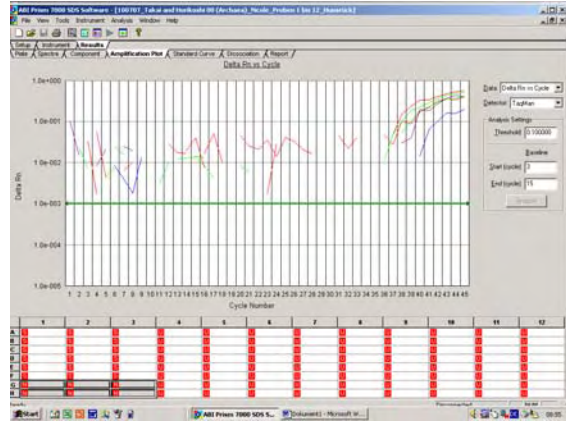
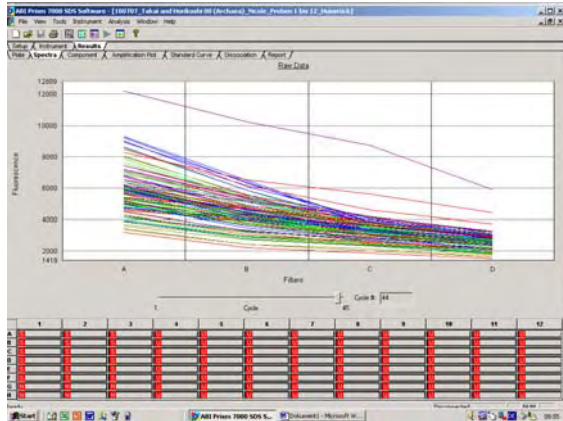
### 100707\_Takai Arch\_Halobium\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



### Methanohalobium 16SrDNA, Std V2 (1:100) - V7

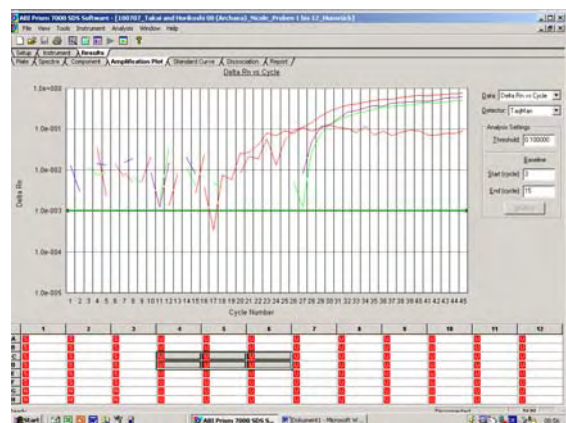
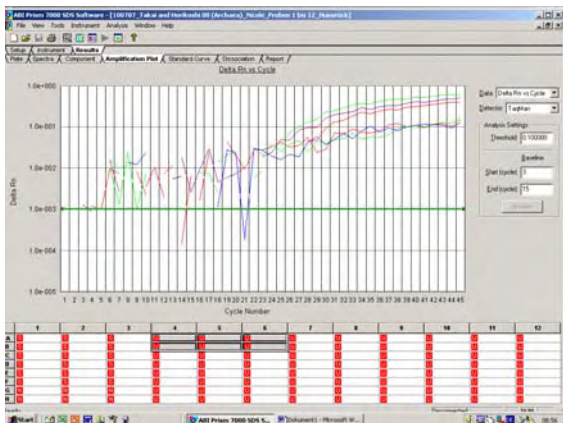


# 100707\_Takai Arch\_Halobium\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



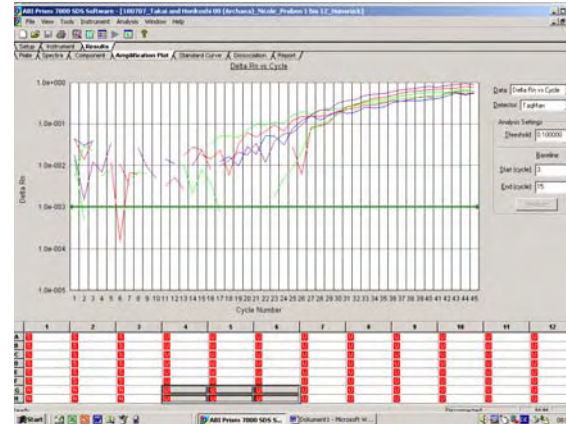
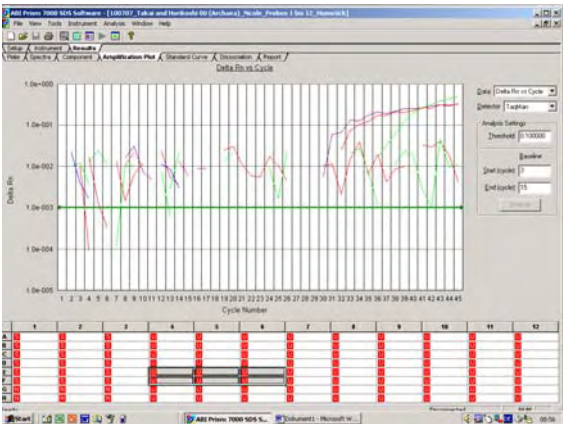
Spektren bis ca. 10000, ok !

NTC Flukwasser



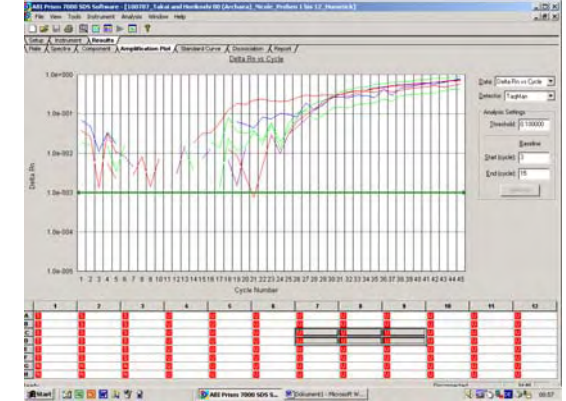
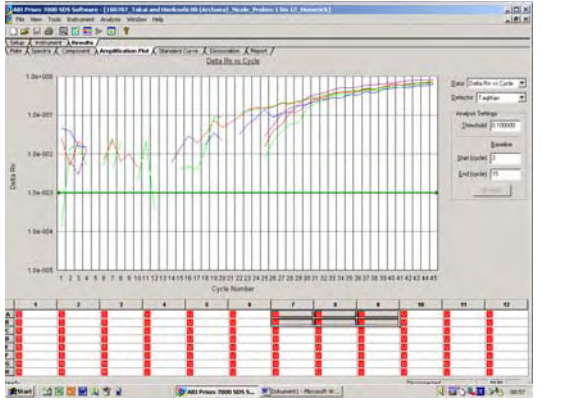
Probe 1, Vo, V1

Probe 2, V0, V1



Probe 3, V0, V1

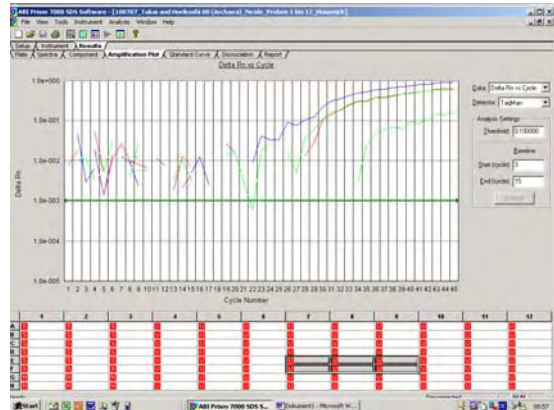
Probe 4, V0, V1



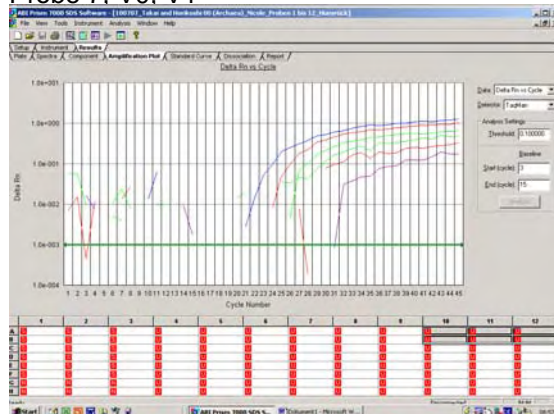
Probe 5, V0, V1

Probe 6, V0, V1

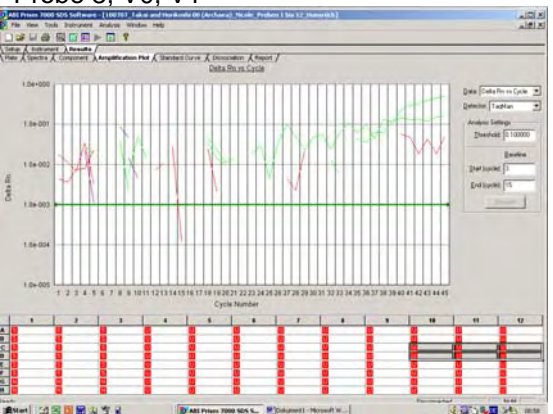
# 100707\_Takai Arch\_Halobium\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



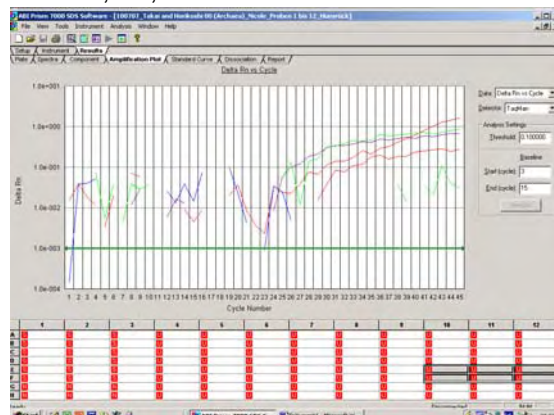
Probe 7, V0, V1



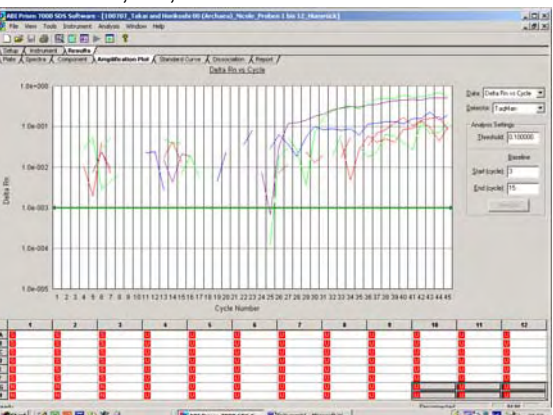
Probe 8, V0, V1



Probe 9, Vo, V1



Probe 10, Vo, V1



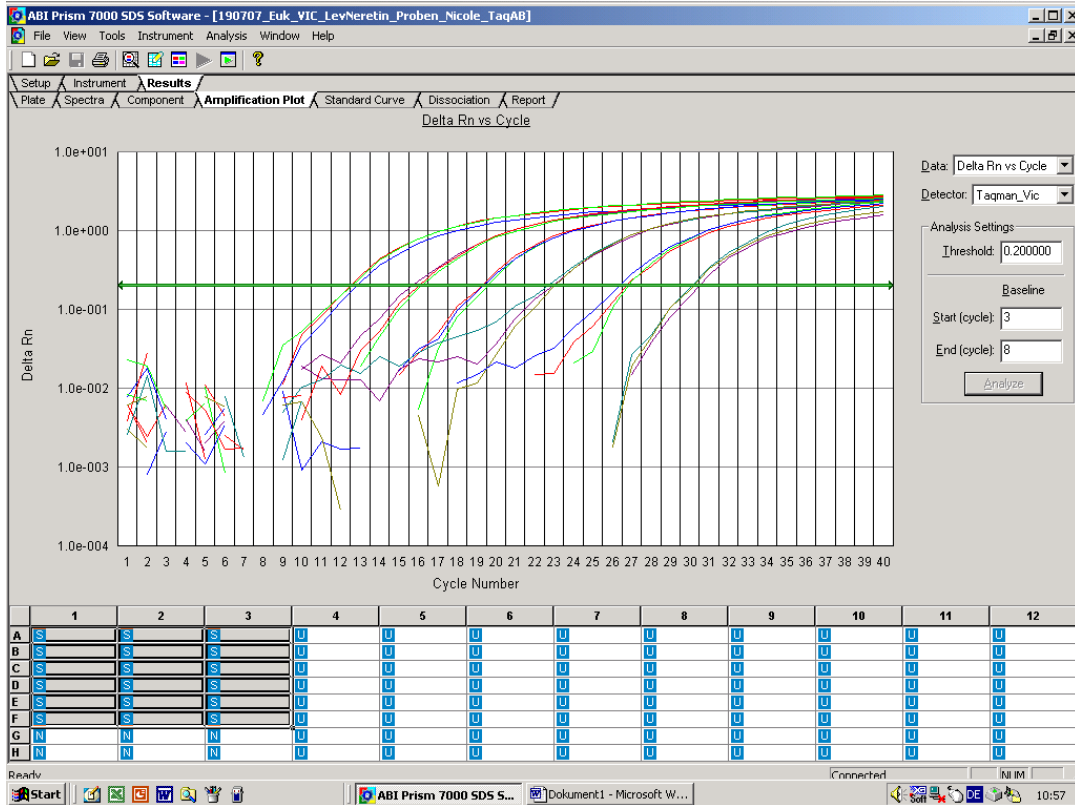
Probe 11, V0, V1

Probe 12, V0, V1

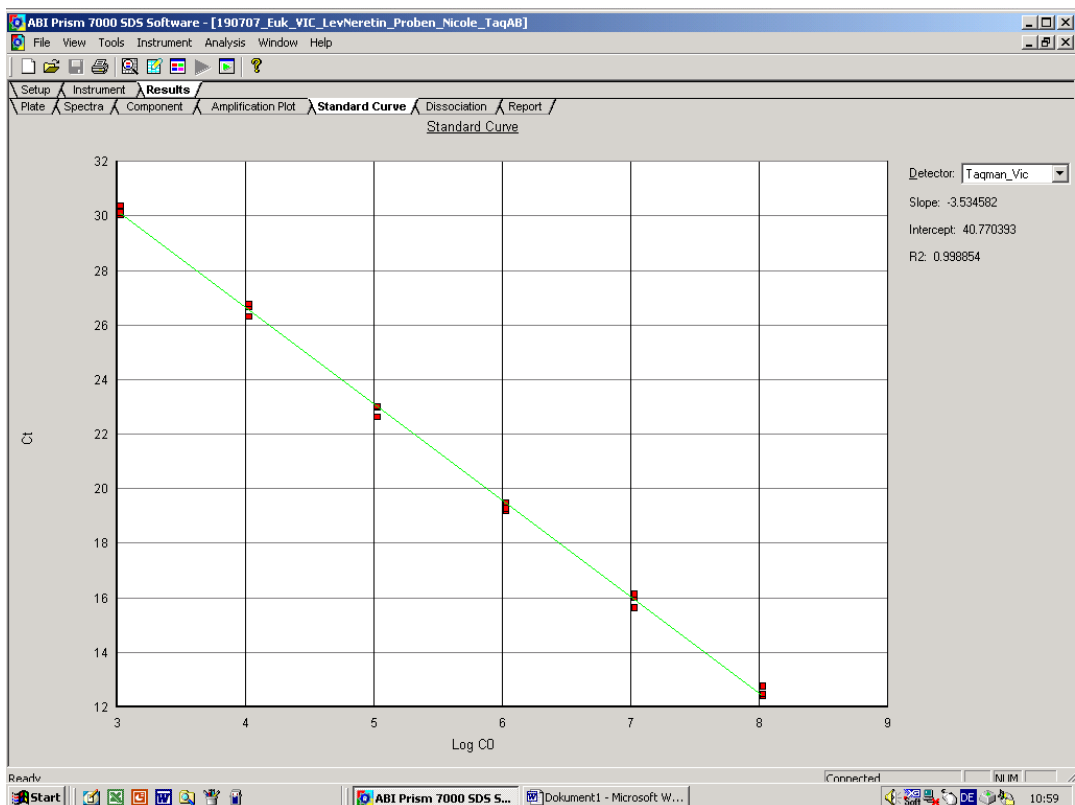
- Probe 1: 1\_0-5
- Probe 2: 1\_5-10
- Probe 3: 1\_10-20
- Probe 4: 2\_0-5
- Probe 5: 2\_5-10
- Probe 6: 2\_10-20
- Probe 7: 3\_0-5
- Probe 8: 3\_5-10
- Probe 9: 3\_10-20
- Probe 10: 4\_0-5
- Probe 11: 4\_5-10
- Probe 12: 4\_10-20

Die nachfolgenden Screenshots liegen dem „VicEuk-Lauf“ (Eukaryoten) der qPCR zugrunde:

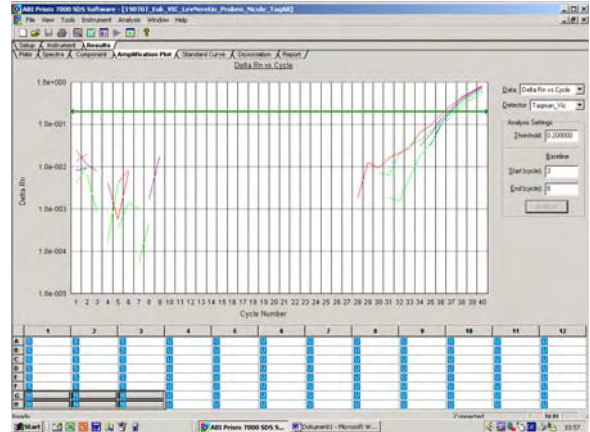
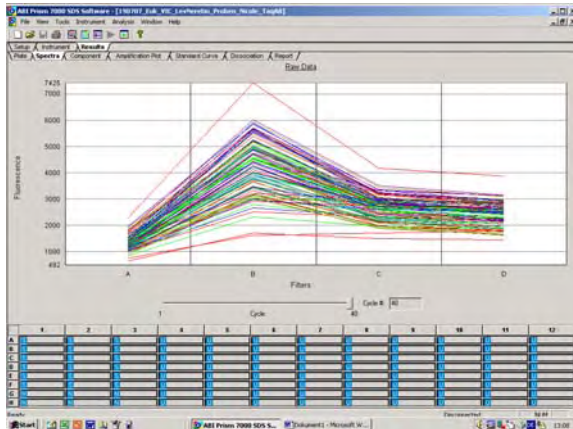
### 190707\_Euk\_Vic\_LevNeretin\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



### 16SrDNA, Std V3 (1:1000) – V8

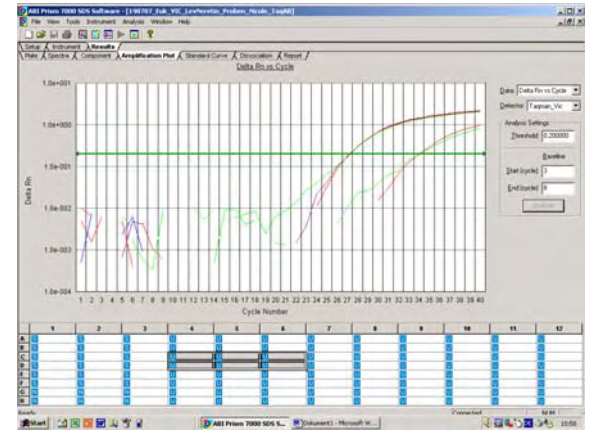
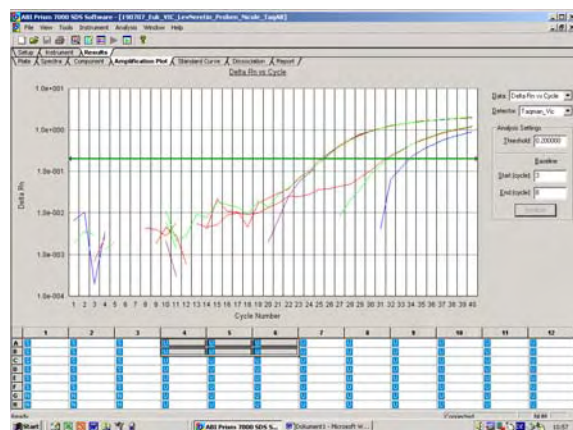


# 190707\_Euk\_Vic\_LevNeretin\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



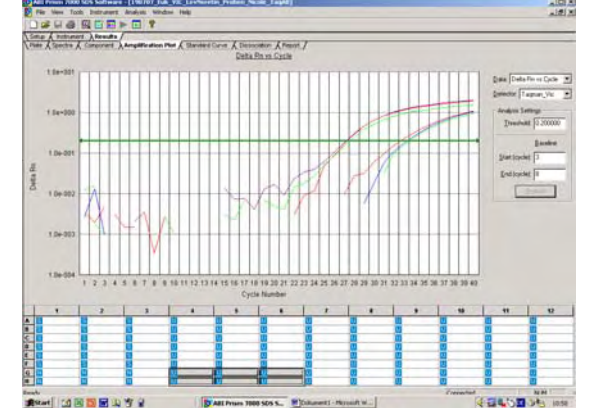
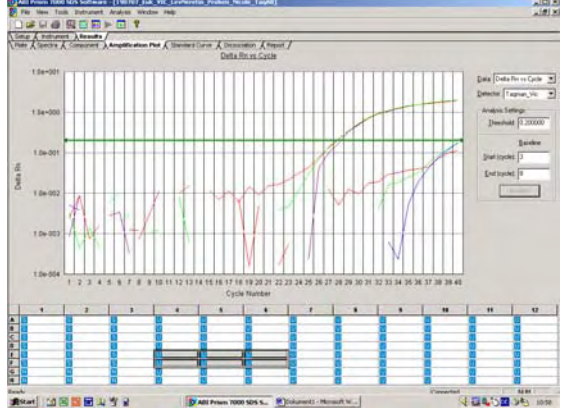
Spektrien bis ca. 7500, ok !

NTC Flukwasser



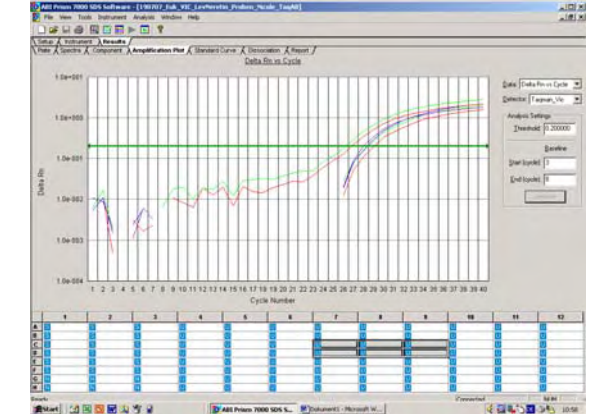
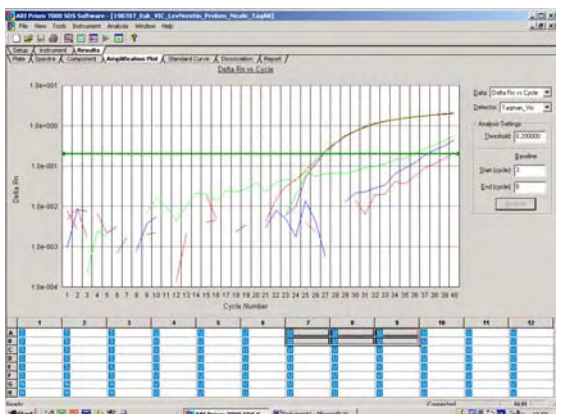
Probe 1, V10, V100

Probe 2, V10, V100



Probe 3, V10, V100

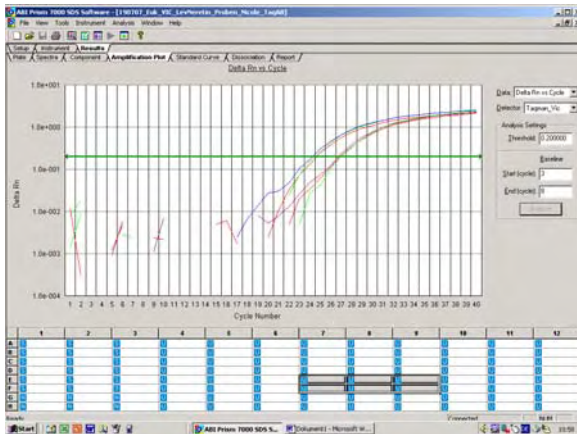
Probe 4, V10, V100



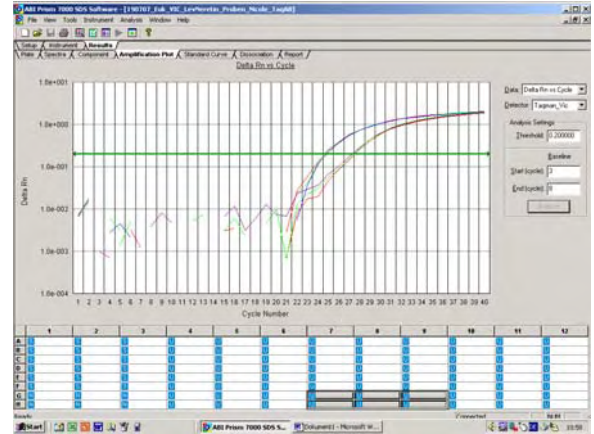
Probe 5, V10, V100

Probe 6, V10, V100

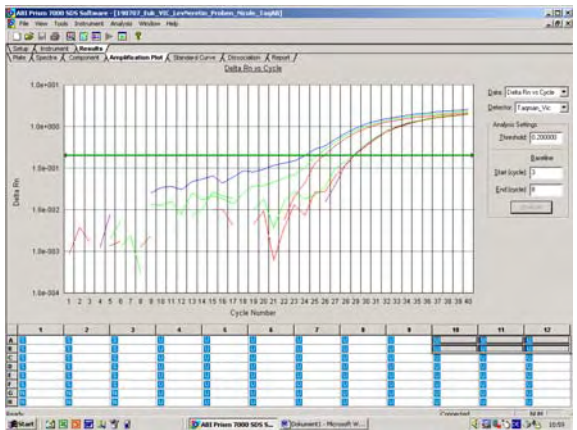
### 190707\_Euk\_Vic\_LevNeretin\_TaqAB\_Proben 1 bis 12 Hunsrück



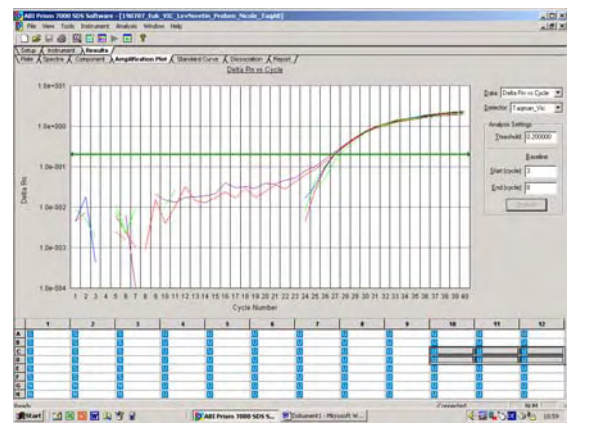
Probe 7, V10, V100



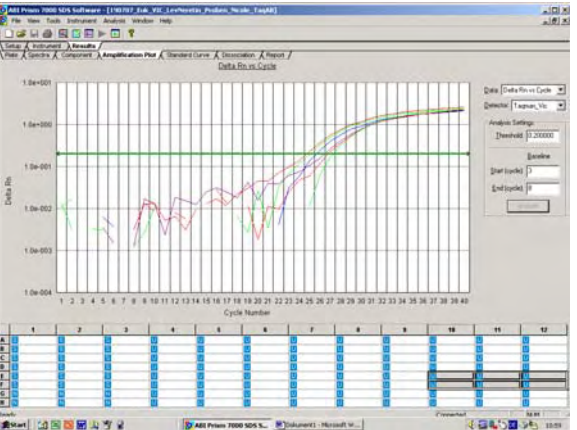
Probe 8, V10, V100



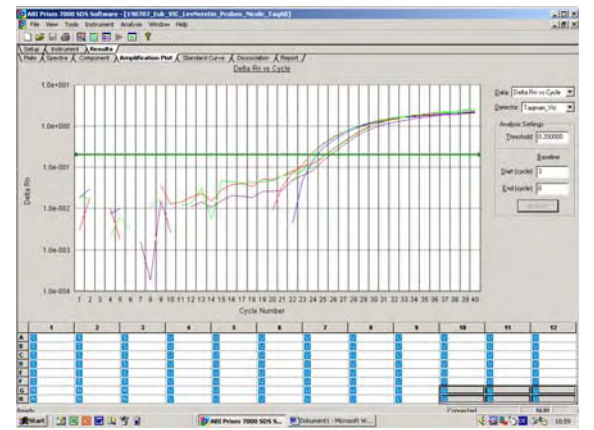
Probe 9, V10, V100



Probe 10, V10, V100



Probe 11, V10, V100



Probe 12, V10, V100

- Probe 1: 1\_0-5
- Probe 2: 1\_5-10
- Probe 3: 1\_10-20
- Probe 4: 2\_0-5
- Probe 5: 2\_5-10
- Probe 6: 2\_10-20
- Probe 7: 3\_0-5
- Probe 8: 3\_5-10
- Probe 9: 3\_10-20
- Probe 10: 4\_0-5
- Probe 11: 4\_5-10
- Probe 12: 4\_10-20



Tab. A7: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Standards des „Nadkarni-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Konz.[µg/µl]	Kopien/2µl (V2)	PCR eff
GN3-V2	13,38	0,108	8,51E+08			1,464
GN3-V2	13,16	0,108	8,51E+08			1,598
GN3-V2	13,24	0,108	8,51E+08			1,956
GN3-V3	15,66	0,233	8,51E+07			1,452
GN3-V3	15,75	0,233	8,51E+07			1,446
GN3-V3	15,31	0,233	8,51E+07			1,401
GN3-V4	19,42	0,255	8,51E+06			1,798
GN3-V4	19,92	0,255	8,51E+06			1,690
GN3-V4	19,77	0,255	8,51E+06			1,478
GN3-V5	24,37	0,155	850546			1,593
GN3-V5	24,53	0,155	850546			1,558
GN3-V5	24,22	0,155	850546			1,542
GN3-V6	29,41	0,752	85055			1,741
GN3-V6	28,48	0,752	85055			1,512
GN3-V6	27,93	0,752	85055			1,508
nicht ausgewertet						
GN3-V7	31,16	0,608	8506			1,596
GN3-V7	30,3	0,608	8506			1,387
Kontr-Flukawasser	38,02	0,568				1,343
Kontr-Flukawasser	37,55	0,568				1,767
Kontr-Flukawasser	36,73	0,568				1,862
Kontr-Flukawasser	38,27	0,568				1,534
Kontr-Flukawasser	37,29	0,568				1,427
Kontr-Flukawasser	37,97	0,568				1,946

Tab. A8: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Proben des „Nadkarni-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
1 V2,5	26,09	0,078	235948,53	249402,36	11731,861	1,866
1 V2,5	25,95	0,078	257501,27	249402,36	11731,861	2,183
1 V2,5	25,96	0,078	254757,3	249402,36	11731,861	1,762
1 V3	26,35	0,098	201925,58	188718,05	11457,472	1,682
1 V3	26,51	0,098	182781	188718,05	11457,472	1,707
1 V3	26,52	0,098	181447,56	188718,05	11457,472	1,701
2 V2,5	25,93	0,166	260663,41	234560,12	23962,15	1,810
2 V2,5	26,25	0,166	213561,88	234560,12	23962,15	1,891
2 V2,5	26,14	0,166	229455,08	234560,12	23962,15	1,927
2 V3	26,51	0,19	182697,69	169117,23	18900,455	2,088
2 V3	26,86	0,19	147531,55	169117,23	18900,455	1,856
2 V3	26,56	0,19	177122,47	169117,23	18900,455	1,836
3 V2,5	27,44	0,417	103803,67	139278,74	33942,882	1,648
3 V2,5	<b>26,61</b>	0,417	171447,45	139278,74	33942,882	<b>2,210</b>
3 V2,5	26,92	0,417	142585,09	139278,74	33942,882	1,755
3 V3	<b>26,97</b>	0,275	138177,67	117248,7	19762,628	<b>2,556</b>
3 V3	27,28	0,275	114661,09	117248,7	19762,628	1,782
3 V3	27,52	0,275	98907,34	117248,7	19762,628	1,728

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
4 V2,5	25,57	0,116	324085,81	299415,67	21563,223	1,722
4 V2,5	25,75	0,116	289997,88	299415,67	21563,223	1,756
4 V2,5	25,78	0,116	284163,31	299415,67	21563,223	1,917
4 V3	26,52	0,184	181892,08	173761,55	18856,172	1,803
4 V3	26,47	0,184	187188,45	173761,55	18856,172	2,113
4 V3	26,81	0,184	152204,11	173761,55	18856,172	1,837
5 V2,5	26,28	0,467	210667,59	165368,74	45550,548	1,919
5 V2,5	27,21	0,467	119570,6	165368,74	45550,548	1,567
5 V2,5	26,67	0,467	165868,03	165368,74	45550,548	1,759
5 V3	27,36	0,381	108871,63	85443,55	20642,473	1,685
5 V3	27,92	0,381	77531,52	85443,55	20642,473	2,224
5 V3	28,09	0,381	69927,49	85443,55	20642,473	1,448
6 V2,5	25,66	0,109	306924,13	288089,13	18971,68	1,688
6 V2,5	25,87	0,109	268983,66	288089,13	18971,68	1,684
6 V2,5	25,76	0,109	288359,59	288089,13	18971,68	1,840
6 V3	28,08	1,441	70383,95	54953,39	33709,746	1,896
6 V3	<b>30,48</b>	1,441	16290,24	54953,39	33709,746	<b>2,580</b>
6 V3	27,9	1,441	78185,97	54953,39	33709,746	1,782
7 V1	28,16	0,41	66991,37	59083,99	13553,364	1,563
7 V1	28,87	0,41	43434,21	59083,99	13553,364	1,889
7 V1	28,16	0,41	66826,41	59083,99	13553,364	1,545
7 V2,5	26,08	0,289	237243,34	204286,13	35039,782	1,653
7 V2,5	26,3	0,289	208133,67	204286,13	35039,782	1,713
7 V2,5	26,65	0,289	167481,36	204286,13	35039,782	1,822
8 V1	23,88	0,155	907160,44	832470,67	77607,741	1,973
8 V1	24,18	0,155	752241,75	832470,67	77607,741	1,788
8 V1	24,01	0,155	838009,81	832470,67	77607,741	1,806
8 V2,5	26,44	0,258	190562,59	215151,03	35068,356	1,910
8 V2,5	26,36	0,258	199582,25	215151,03	35068,356	1,833
8 V2,5	25,96	0,258	255308,23	215151,03	35068,356	1,815
9 V1	26,46	0,354	188597,13	205142,64	45852,779	1,477
9 V1	25,95	0,354	256971,81	205142,64	45852,779	1,700
9 V1	26,63	0,354	169858,97	205142,64	45852,779	2,231
9 V2,5	27,64	0,214	91816,74	80747,46	10561,922	1,682
9 V2,5	27,87	0,214	79646,48	80747,46	10561,922	1,747
9 V2,5	28,07	0,214	70779,15	80747,46	10561,922	1,765
10 V1	39,01	4,814	91,24	9989,45	10078,634	1,661
10 V1	30,13	4,814	20239,31	9989,45	10078,634	1,585
10 V1	31,35	4,814	9637,81	9989,45	10078,634	1,693
10 V2,5	25,73	0,28	294150,59	269323,78	43354,929	1,918
10 V2,5	25,72	0,28	294558,38	269323,78	43354,929	2,142
10 V2,5	26,21	0,28	219262,38	269323,78	43354,929	1,849
11 V1	32,59	0,463	4,51E+03	5,94E+03	1,72E+03	1,512
11 V1	32,29	0,463	5,44E+03	5,94E+03	1,72E+03	1,460
11 V1	31,68	0,463	7,85E+03	5,94E+03	1,72E+03	1,421
11 V2,5	32,37	0,601	5,18E+03	4,99E+03	1,69E+03	1,415
11 V2,5	33,16	0,601	3,21E+03	4,99E+03	1,69E+03	1,630
11 V2,5	31,97	0,601	6,58E+03	4,99E+03	1,69E+03	1,585
12 V1	22,33	7,903	2,32E+06	8,38E+05	1290000	1,755
12 V1	26,41	7,903	1,94E+05	8,38E+05	1290000	1,855
12 V1	37,6	7,903	2,15E+02	8,38E+05	1290000	1,663
12 V2,5	25,1	0,281	429852,22	510939,55	87925,899	1,659

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
12 V2,5	24,86	0,281	498572	510939,55	87925,899	1,566
12 V2,5	24,54	0,281	604394,44	510939,55	87925,899	1,417

Die grau unterlegten CT-Werte deuten auf eine Hemmung der Amplifikation hin und wurden zur weiteren Berechnung der Gesamtbakterienzahl nicht herangezogen.

Tab. A9: CT-Werte der GN 3-Standards des „Nadkarni-Laufs“.

Verdünnung	16S Kopien	log 16S Kopien	CT
1:100 (V2)	1,29E+08	8,11058971	13,38
	1,29E+08	8,11058971	13,16
	1,29E+08	8,11058971	13,24
1:1000 (V3)	1,29E+07	7,11058971	15,66
	1,29E+07	7,11058971	15,75
	1,29E+07	7,11058971	15,31
1:10000 (V4)	1,29E+06	6,11058971	19,42
	1,29E+06	6,11058971	19,92
	1,29E+06	6,11058971	19,77
1:100000 (V5)	128858	5,110111386	24,37
	128858	5,110111386	24,53
	128858	5,110111386	24,22
1:1000000 (V6)	12886	4,110118127	29,41
	12886	4,110118127	28,48
	12886	4,110118127	27,93
1:10000000 (V7)	1289	3,110252917	31,16
	1289	3,110252917	30,3

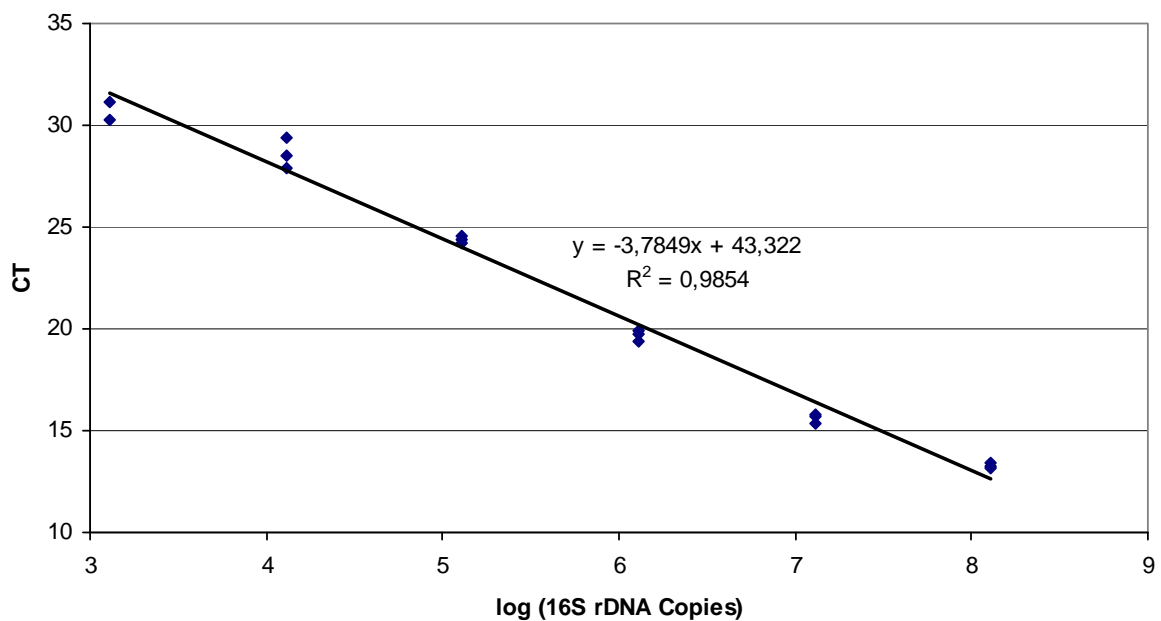


Abb. A4: Standardgerade des „Nadkarni-Laufs“ zur Quantifizierung der Gesamtbakterienzahl.

Tab. A10: Mit Hilfe der Standardgeraden des „Nadkarni-Laufs“ berechnete Gesamtbakterienzahl.

Probe	TG [mg]	CT1	CT2	CT3	Mittl. CT	Verd.-faktor	DNA Kopien/ mg Probe	DNA Kopien/ g Probe	log DNA Kopien	Zellen / g Probe	Mittelwert	SF
1	270,00	26,09	25,95	25,96	26,0	500	6985754	6985753933	9,8	<b>1,940E+09</b>	2,44E+09	4,97E+08
	270,00	26,35	26,51	26,52	26,5	1000	10561065	10561064720	10,0	<b>2,934E+09</b>		
2	280,00	25,93	26,25	26,14	26,1	500	6313015	6313015481	9,8	<b>1,754E+09</b>	2,14E+09	3,88E+08
	280,00	26,51	26,86	26,56	26,6	1000	9109097	9109097385	10,0	<b>2,530E+09</b>		
3	270,00	27,44	26,61	26,92	27,0	500	3825142	3825142235	9,6	<b>1,063E+09</b>	1,43E+09	3,72E+08
	270,00	26,97	27,28	27,52	27,3	1000	6504624	6504623716	9,8	<b>1,807E+09</b>		
4	270,00	25,57	25,75	25,78	25,7	500	8384470	8384470014	9,9	<b>2,329E+09</b>	2,51E+09	1,83E+08
	270,00	26,52	26,47	26,81	26,6	1000	9698814	9698813668	10,0	<b>2,694E+09</b>		
5	270,00	26,28	27,21	26,67	26,7	500	4507998	4507997717	9,7	<b>1,252E+09</b>	1,28E+09	2,70E+07
	270,00	27,36	27,92	28,09	27,8	1000	4702311	4702311184	9,7	<b>1,306E+09</b>		
6	300,00	25,66	25,87	25,76	25,8	500	7260808	7260808228	9,9	<b>2,017E+09</b>	1,32E+09	6,94E+08
	300,00	28,08	30,48	27,9	28,8	1000	2261621	2261621214	9,4	<b>6,282E+08</b>		
7	270,00	<b>28,16</b>	<b>28,87</b>	<b>28,16</b>	<b>28,4</b>	500	1625531	1625531244	9,2	<b>4,515E+08</b>	3,15E+09	
	270,00	26,08	26,3	26,65	26,3	1000	11337882	11337882300	10,1	<b>3,149E+09</b>		
8	270,00	23,88	24,18	24,01	24,0	100	4650439	4650439273	9,7	<b>1,292E+09</b>	1,48E+09	1,86E+08
	270,00	26,44	26,36	25,96	26,3	500	5987984	5987984233	9,8	<b>1,663E+09</b>		
9	270,00	26,46	25,95	26,63	26,3	100	1131491	1131491385	9,1	<b>3,143E+08</b>	4,70E+08	1,56E+08
	270,00	27,64	27,87	28,07	27,9	500	2253133	2253132988	9,4	<b>6,259E+08</b>		
10	270,00	<b>39,01</b>	<b>30,13</b>	<b>31,35</b>	<b>33,5</b>	100	14607	14607156	7,2	<b>4,058E+06</b>	2,08E+09	
	270,00	25,73	25,72	26,21	25,9	500	7484397	7484397268	9,9	<b>2,079E+09</b>		
11	280,00	<b>32,59</b>	<b>32,29</b>	<b>31,68</b>	<b>32,2</b>	100	31252	31252416	7,5	<b>8,681E+06</b>	3,59E+07	
	280,00	32,37	33,16	31,97	32,5	500	129142	129142293	8,1	<b>3,587E+07</b>		
12	290,00	<b>22,33</b>	<b>26,41</b>	<b>37,6</b>	<b>28,8</b>	100	239724	239723957	8,4	<b>6,659E+07</b>	3,67E+09	
	290,00	25,1	24,86	24,54	24,8	500	13225785	13225784804	10,1	<b>3,674E+09</b>		

Die grau unterlegten Werte wurden zur Mittelwertberechnung nicht mit herangezogen.

Tab. A11: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Standards des „TakaiArch-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Konz.[µg/µl]	Kopien/2µl (V2)	PCR eff
Hal-V2	14,58	0,063	5,02E+08			
Hal-V2	14,49	0,063	5,02E+08			
Hal-V2	14,61	0,063	5,02E+08			
Hal-V3	15,51	0,715	5,02E+07			
Hal-V3	16,86	0,715	5,02E+07			
Hal-V3	16,6	0,715	5,02E+07			
Hal-V4	19,82	0,926	5,02E+06			
Hal-V4	20,74	0,926	5,02E+06			
Hal-V4	21,67	0,926	5,02E+06			
Hal-V5	23,64	1,385	501664			
Hal-V5	25,87	1,385	501664			
Hal-V5	26,17	1,385	501664			
Hal-V6	29,04	0,889	50166			
Hal-V6	27,28	0,889	50166			
Hal-V6	28,34	0,889	50166			
Hal-V7	33,41	0,542	5017			
Hal-V7	34,49	0,542	5017			
Hal-V7	33,91	0,542	5017			
Kontr-Flukawasser	37,95	1,603				
Kontr-Flukawasser	38,93	1,603				
Kontr-Flukawasser	41,89	1,603				
Kontr-Flukawasser	39,38	1,603				
Kontr-Flukawasser	37,5	1,603				
Kontr-Flukawasser	38	1,603				

Tab. A12: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Proben des „TakaiArch-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
1 V0	36,62	1,98	581,53			
1 V0	38,84	1,98	157,73			
1 V0	34,89	1,98	1609,32			
1 V1	29,03	1,591	50437,7			
1 V1	30,17	1,591	25850,5			
1 V1	27,03	1,591	164001,47			
2 V0	26,68	-1	200944,38			
2 V0						
2 V0						
2 V1	28,79	1,633	58076,96			
2 V1	26,42	1,633	234189,02			
2 V1	29,55	1,633	37135,73			
3 V0						
3 V0						
3 V0						
3 V1	32,5	3,206	6559,79			
3 V1	33,85	3,206	2959,52			
3 V1	38,6	3,206	181,1			

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
4 V0	24,55	1,628	701936,38			
4 V0	22,34	1,628	2580000			
4 V0	25,51	1,628	399169			
4 V1	26,1	1,304	283128,19			
4 V1	28,5	1,304	69116,94			
4 V1	28,19	1,304	83003,38			
5 V0	22,23	1,265	2760000			
5 V0	21,91	1,265	3320000			
5 V0	24,24	1,265	842832,69			
5 V1	26,87	1,279	179994,44			
5 V1	27,77	1,279	105736,06			
5 V1	29,39	1,279	40767,12			
6 V0	17,63	4,296	41100000			
6 V0	25,88	4,296	321870,56			
6 V0	23,84	4,296	1070000			
6 V1	27,51	0,53	123756,87			
6 V1	27,15	0,53	152861,28			
6 V1	26,46	0,53	228558,88			
7 V0	29,92	1,199	29932,8			
7 V0	29,82	1,199	31786,33			
7 V0	27,79	1,199	104514,59			
7 V1						
7 V1						
7 V1	41,68	-1	29,77			
8 V0	27,08	0,417	159404,05			
8 V0	26,54	0,417	218487,42			
8 V0	27,36	0,417	134803,83			
8 V1	27,25	0,863	144245,69			
8 V1	27,59	0,863	117779,45			
8 V1	28,88	0,863	55070,13			
9 V0	26,04	1,926	292247,66			
9 V0	27,87	1,926	99742,98			
9 V0	24,02	1,926	960084,69			
9 V1	38,34	4,667	211,57			
9 V1	31,12	4,667	14798,52			
9 V1	29,61	4,667	35939,66			
10 V0						
10 V0	33,83	-1	2994,58			
10 V0						
10 V1						
10 V1						
10 V1	38,75	-1	166,36			
11 V0	29,7	9,317	3,40E+04			
11 V0	42,88	9,317	1,47E+01			
11 V0						
11 V1	26,02	3,973	2,96E+05			
11 V1	32,69	3,973	5,86E+03			
11 V1	25,62	3,973	3,76E+05			
12 V0	41,22	3,325	3,89E+01			
12 V0	41,66	3,325	3,01E+01			
12 V0	35,69	3,325	1,00E+03			
12 V1	26,76	5,963	191760,81			

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
12 V1	38,4	5,963	204,78			
12 V1	30,31	5,963	23783,69			

Die grau unterlegten CT-Werte deuten auf eine Hemmung der Amplifikation hin und wurden zur weiteren Berechnung der Archaeenzahl nicht herangezogen.

Tab. A13: CT-Werte der Hal-Standards des „TakaiArch-Laufs“.

Verdünnung	16S Kopien	log 16S Kopien	CT
1:100 (V2)	1,71E+08	8,23299611	14,58
	1,71E+08	8,23299611	14,49
	1,71E+08	8,23299611	14,61
	1,71E+07	7,23299611	15,51
1:1000 (V3)	1,71E+07	7,23299611	16,86
	1,71E+07	7,23299611	16,6
	1,71E+06	6,23299611	19,82
	1,71E+06	6,23299611	20,74
1:1000 (V4)	1,71E+06	6,23299611	21,67
	170984	5,232955473	23,64
	170984	5,232955473	25,87
	170984	5,232955473	26,17
1:1000000 (V6)	17098	4,232945313	29,04
	17098	4,232945313	27,28
	17098	4,232945313	28,34
	1710	3,23299611	33,41
1:10000000 (V7)	1710	3,23299611	34,49
	1710	3,23299611	33,91
	1710	3,23299611	33,91

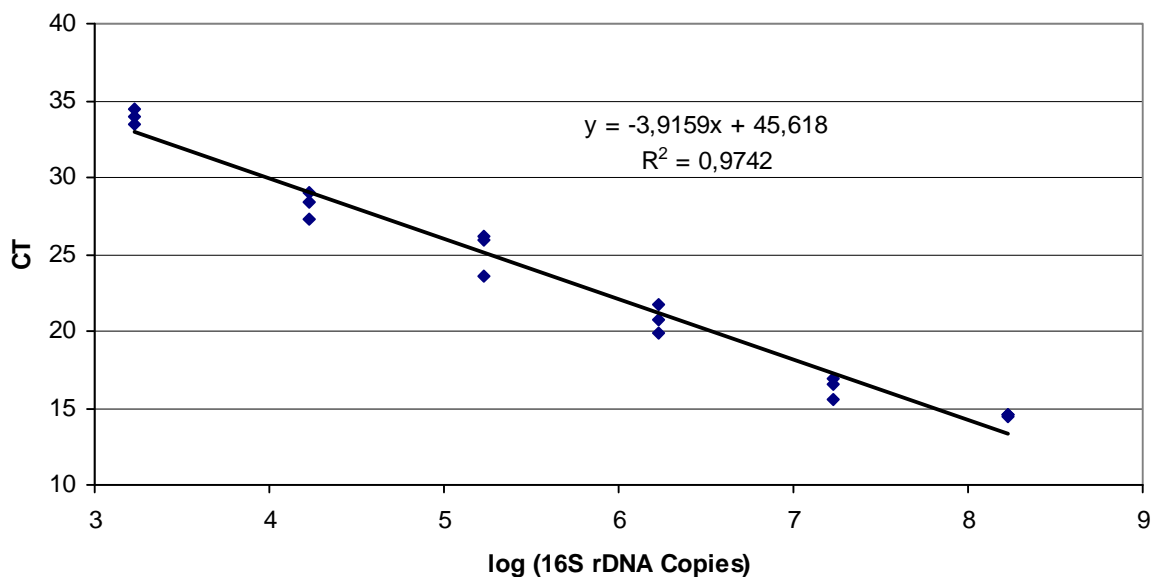


Abb. A5: Standardgerade des „TakaiArch-Laufs“ zur Quantifizierung der Archaeenzahl.

Tab. A14: Mit Hilfe der Standardgeraden des „TakaiArch-Laufs“ berechnete Archaeenzahl.

Probe	TG [mg]	CT1	CT2	CT3	Mittl. CT	Verd.-faktor	DNA Kopien/ mg Probe	DNA Kopien/ g Probe	log DNA Kopien	Zellen / g Probe	Mittelwert	SF
1	270,00	36,62	38,84	34,89	36,8	1	67	66794	4,8	6,68E+04	7,55E+07	
	270,00	29,03	30,17	27,03	28,7	10	75493	75492757	7,9	7,55E+07		
2	280,00	26,68			26,7	1	24492	24491911	7,4	2,45E+07	6,08E+07	3,63E+07
	280,00	28,79	26,42	29,55	28,3	10	97105	97105067	8,0	9,71E+07		
3	270,00					1					1,92E+06	
	270,00	32,5	33,85	38,6	35,0	10	1925	1924872	6,3	1,92E+06		
4	270,00	24,55	22,34	25,51	24,1	1	113542	113542121	8,1	1,14E+08	1,31E+08	1,73E+07
	270,00	26,1	28,5	28,19	27,6	10	148159	148159178	8,2	1,48E+08		
5	270,00	22,23	21,91	24,24	22,8	1	249662	249661539	8,4	2,50E+08	1,83E+08	6,67E+07
	270,00	26,87	27,77	29,39	28,0	10	116192	116191935	8,1	1,16E+08		
6	300,00	17,63	25,88	23,84	24,9	1	66655	66654776	7,8	6,67E+07	1,25E+08	5,88E+07
	300,00	27,51	27,15	26,48	27,0	10	184257	184257042	8,3	1,84E+08		
7	270,00	29,92	29,82	27,79	29,2	1	5851	5851205	6,8	5,85E+06	5,85E+06	
	270,00			41,68	41,7	10	38	37521	4,6	3,75E+04		
8	270,00	27,08	26,54	27,36	27,0	1	21125	21125222	7,3	2,11E+07	1,23E+08	
	270,00	27,25	27,59	28,88	27,9	10	123471	123470762	8,1	1,23E+08		
9	270,00	26,04	27,87	24,02	26,0	1	38408	38408430	7,6	3,84E+07	3,38E+07	4,66E+06
	270,00	38,34	31,12	29,61	30,4	10	29093	29092542	7,5	2,91E+07		
10	270,00		33,83		33,8	1	379	379252	5,6	3,79E+05	3,79E+05	
	270,00			38,75	38,8	10	210	210141	5,3	2,10E+05		
11	280,00	29,7	42,88		29,7	1	4148	4147705	6,6	4,15E+06	5,49E+07	5,07E+07
	280,00	26,02	32,69	25,62	28,1	10	105644	105643992	8,0	1,06E+08		
12	290,00	41,22	41,66	35,69	35,7	1	118	118279	5,1	1,18E+05	5,80E+06	5,69E+06
	290,00	26,76	38,4	30,31	31,8	10	11490	11490373	7,1	1,15E+07		

Die grau unterlegten Werte wurden zur Mittelwertberechnung nicht mit herangezogen.



Tab. A15: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Standards des „VicEuk-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Konz.[µg/µl]	Kopien/2µl (V2)	PCR eff
EUK-V3	12,41	0,192	1,06E+08			
EUK-V3	12,48	0,192	1,06E+08			
EUK-V3	12,77	0,192	1,06E+08			
EUK-V4	15,64	0,256	1,06E+07			
EUK-V4	16,02	0,256	1,06E+07			
EUK-V4	16,13	0,256	1,06E+07			
EUK-V5	19,19	0,148	1,06E+06			
EUK-V5	19,47	0,148	1,06E+06			
EUK-V5	19,27	0,148	1,06E+06			
EUK-V6	23	0,211	106000			
EUK-V6	22,64	0,211	106000			
EUK-V6	23,01	0,211	106000			
EUK-V7	26,67	0,244	10600			
EUK-V7	26,78	0,244	10600			
EUK-V7	26,31	0,244	10600			
EUK-V8	30,38	0,176	1060			
EUK-V8	30,04	0,176	1060			
EUK-V8	30,13	0,176	1060			
Kontr-Flukawasser						
Kontr-Flukawasser	36,93	0,404				
Kontr-Flukawasser	36,86	0,404				
Kontr-Flukawasser	36,61	0,404				
Kontr-Flukawasser	36,26	0,404				
Kontr-Flukawasser	37,35	0,404				

Tab. A16: Mit Hilfe der Software ABI Prism 7000 SDS (Applied Biosystems) ausgewertete CT-Werte der Proben des „VicEuk-Laufs“.

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
1 V1	31,52	1,225	415,42	285,23	167,767	
1 V1	31,8	1,225	344,37	285,23	167,767	
1 V1	33,77	1,225	95,9	285,23	167,767	
1 V2	25,35	0,128	23072,19	23683,73	2006,828	
1 V2	25,17	0,128	25925,18	23683,73	2006,828	
1 V2	25,42	0,128	22053,81	23683,73	2006,828	
2 V1	34	0,064	82,14	79,8	3,31	
2 V1	34,09	0,064	77,46	79,8	3,31	
2 V1						
2 V2	27,22	0,041	6814,44	6997,11	189,099	
2 V2	27,18	0,041	6984,84	6997,11	189,099	
2 V2	27,14	0,041	7192,04	6997,11	189,099	
3 V1						
3 V1						
3 V1						
3 V2	28,15	0,221	3710,77	4408,42	605,937	
3 V2	27,79	0,221	4711,1	4408,42	605,937	
3 V2	27,76	0,221	4803,38	4408,42	605,937	

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
4 V1	32,64	0,448	199,18	148,6	45,029	
4 V1	33,52	0,448	112,88	148,6	45,029	
4 V1	33,25	0,448	133,75	148,6	45,029	
4 V2	27,16	0,181	7090,72	6525,84	744,179	
4 V2	27,22	0,181	6804,19	6525,84	744,179	
4 V2	27,5	0,181	5682,61	6525,84	744,179	
5 V1	39,63	1,881	2,1	11,89	10,813	
5 V1	35,92	1,881	23,5	11,89	10,813	
5 V1	37,22	1,881	10,07	11,89	10,813	
5 V2	26,8	0,116	8988,8	9485,56	733,618	
5 V2	26,58	0,116	10328,18	9485,56	733,618	
5 V2	26,77	0,116	9139,71	9485,56	733,618	
6 V1	29,07	0,41	2045,48	2841,74	698,15	
6 V1	28,41	0,41	3130,83	2841,74	698,15	
6 V1	28,31	0,41	3348,91	2841,74	698,15	
6 V2	27,97	0,899	4186,77	8845,71	4499,591	
6 V2	26,76	0,899	9183,43	8845,71	4499,591	
6 V2	26,21	0,899	13166,92	8845,71	4499,591	
7 V1	24,61	0,212	37344,71	42524,55	5952,372	
7 V1	24,46	0,212	41201,95	42524,55	5952,372	
7 V1	24,19	0,212	49026,97	42524,55	5952,372	
7 V2	26,67	0,181	9765,98	8737,83	1023,711	
7 V2	26,84	0,181	8728,9	8737,83	1023,711	
7 V2	27,03	0,181	7718,62	8737,83	1023,711	
8 V1	24,57	0,102	38199,42	35458,89	2402,436	
8 V1	24,73	0,102	34461,17	35458,89	2402,436	
8 V1	24,77	0,102	33716,07	35458,89	2402,436	
8 V2	27,22	0,137	6833,41	6268,17	558,012	
8 V2	27,49	0,137	5717,68	6268,17	558,012	
8 V2	27,35	0,137	6253,42	6268,17	558,012	
9 V1	25,84	0,919	16705,59	32700,05	19759,242	
9 V1	25,13	0,919	26606,13	32700,05	19759,242	
9 V1	24,02	0,919	54788,43	32700,05	19759,242	
9 V2	28,74	0,115	2525,86	2572,68	195,106	
9 V2	28,82	0,115	2405,24	2572,68	195,106	
9 V2	28,59	0,115	2786,93	2572,68	195,106	
10 V1	26,97	0,068	8039,02	8460,98	368,076	
10 V1	26,86	0,068	8627,94	8460,98	368,076	
10 V1	26,84	0,068	8715,99	8460,98	368,076	
10 V2	26,52	0,423	10739,34	8394,87	2278,122	
10 V2	26,93	0,423	8255,81	8394,87	2278,122	
10 V2	27,37	0,423	6189,47	8394,87	2278,122	
11 V1	24,66	0,465	3,61E+04	2,80E+04	8,18E+03	
11 V1	25,04	0,465	2,81E+04	2,80E+04	8,18E+03	
11 V1	25,59	0,465	1,98E+04	2,80E+04	8,18E+03	
11 V2	26,36	0,417	1,20E+04	9,43E+03	2,50E+03	
11 V2	26,73	0,417	9,40E+03	9,43E+03	2,50E+03	
11 V2	27,19	0,417	6,95E+03	9,43E+03	2,50E+03	
12 V1	23,74	0,311	6,56E+04	5,40E+04	10991,644	
12 V1	24,08	0,311	5,26E+04	5,40E+04	10991,644	
12 V1	24,36	0,311	4,38E+04	5,40E+04	10991,644	
12 V2	25,68	0,277	18561,38	23050,71	3936,552	

Probe	CT	Std. Abw. CT	Anzahl	Mittl. Anzahl	Std. Abw. Anzahl	PCR eff
12 V2	25,17	0,277	25912,53	23050,71	3936,552	
12 V2	25,25	0,277	24678,22	23050,71	3936,552	

Die grau unterlegten CT-Werte deuten auf eine Hemmung der Amplifikation hin und wurden zur weiteren Berechnung der Eukaryotenzahl nicht herangezogen.

Tab. A17: CT-Werte der Euk-Standards des „EukVic-Laufs“.

Verdünnung	18S Kopien	log 18S Kopien	CT
1:1000 (V3)	1,06E+08	8,025305865	12,41
	1,06E+08	8,025305865	12,48
	1,06E+08	8,025305865	12,77
1:10000 (V4)	1,06E+07	7,025305865	15,64
	1,06E+07	7,025305865	16,02
	1,06E+07	7,025305865	16,13
1:100000 (V5)	1,06E+06	6,025305865	19,19
	1,06E+06	6,025305865	19,47
	1,06E+06	6,025305865	19,27
1:1000000 (V6)	1,06E+05	5,025305865	23
	1,06E+05	5,025305865	22,64
	1,06E+05	5,025305865	23,01
1:10000000 (V7)	1,06E+04	4,025305865	26,67
	1,06E+04	4,025305865	26,78
	1,06E+04	4,025305865	26,31
1:100000000 (V8)	1,06E+03	3,025305865	30,38
	1,06E+03	3,025305865	30,04
	1,06E+03	3,025305865	30,13

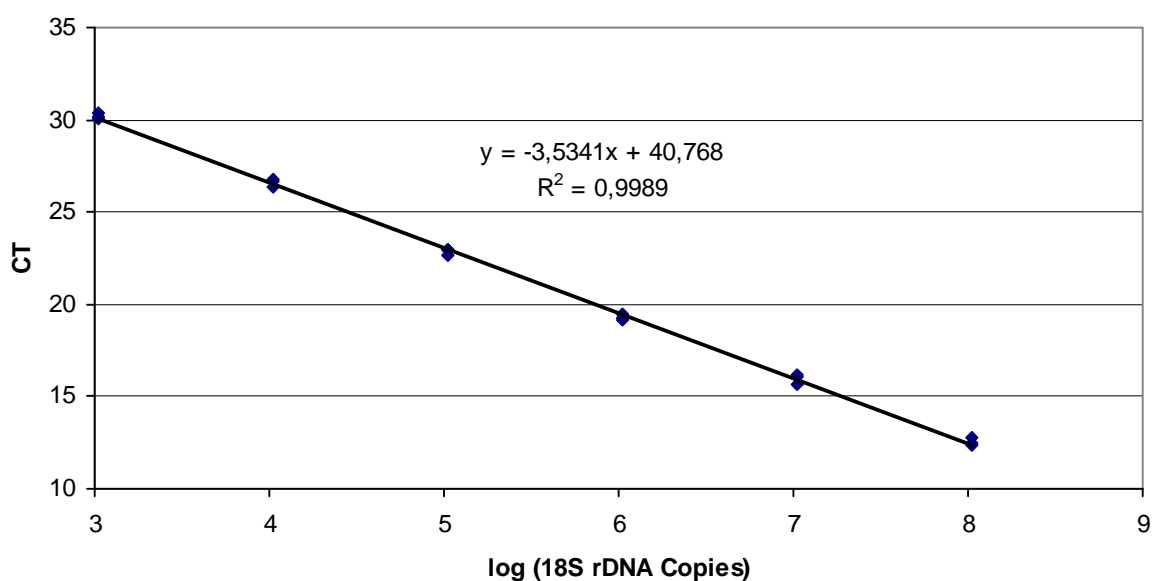


Abb. A6: Standardgeraden des „VicEuk-Laufs“ zur Quantifizierung der Eukaryotenzahl.

Tab. A18: Mit Hilfe der Standardgeraden des „VicEuk-Laufs“ berechnete Eukaryotenzahl.

Probe	TG (mg)	CT1	CT2	CT3	Mittl. CT	Verd.-faktor	DNA Kopien/ mg Probe	DNA Kopien/ g Probe	log DNA Kopien	Zellen / g Probe	Mittelwert	SF
1	270,00	31,52	31,8	33,77	32,4	10	885	884707	5,9	8,85E+05	8,74E+08	
	270,00	25,35	25,17	25,42	25,3	100	874278	874278178	8,9	8,74E+08		
2	280,00	34	34,09		34,0	10	285	285210	5,5	2,85E+05	2,50E+08	
	280,00	27,22	27,18	27,14	27,2	100	249844	249843521	8,4	2,50E+08		
3	270,00					10					1,62E+08	
	270,00	28,15	27,79	27,76	27,9	100	162081	162081325	8,2	1,62E+08		
4	270,00	32,64	33,52	33,25	33,1	10	535	534539	5,7	5,35E+05	2,41E+08	
	270,00	27,16	27,22	27,5	27,3	100	240654	240654421	8,4	2,41E+08		
5	270,00	39,63	35,92	37,22	37,6	10	29	29368	4,5	2,94E+04	3,50E+08	
	270,00	26,8	26,58	26,77	26,7	100	350402	350401524	8,5	3,50E+08		
6	300,00	29,07	28,41	28,31	28,6	10	9265	9265065	7,0	9,27E+06	2,66E+08	
	300,00	27,97	26,76	26,21	27,0	100	265642	265641768	8,4	2,66E+08		
7	270,00	24,61	24,46	24,19	24,4	10	156468	156467801	8,2	1,56E+08	2,30E+08	7,36E+07
	270,00	26,67	26,84	27,3	26,9	100	303609	303609491	8,5	3,04E+08		
8	270,00	24,57	24,73	24,77	24,7	10	131228	131227986	8,1	1,31E+08	1,81E+08	5,01E+07
	270,00	27,22	27,49	27,35	27,4	100	231428	231428264	8,4	2,31E+08		
9	270,00	25,84	25,13	24,02	25,0	10	107461	107461485	8,0	1,07E+08	1,01E+08	6,13E+06
	270,00	28,74	28,82	28,59	28,7	100	95203	95203090	8,0	9,52E+07		
10	270,00	26,97	26,86	26,84	26,9	10	31298	31298248	7,5	3,13E+07	3,03E+08	
	270,00	26,52	26,93	27,37	26,9	100	302951	302950833	8,5	3,03E+08		
11	280,00	24,66	25,04	25,59	25,1	10	97087	97087389	8,0	9,71E+07	2,13E+08	1,16E+08
	280,00	26,36	26,73	27,19	26,8	100	328481	328480981	8,5	3,28E+08		
12	290,00	23,74	24,08	24,36	24,1	10	184185	184185499	8,3	1,84E+08	4,85E+08	3,01E+08
	290,00	25,68	25,17	25,25	25,4	100	786184	786184251	8,9	7,86E+08		

Die grau unterlegten Werte wurden zur Mittelwertberechnung nicht mit herangezogen.

**Tab. A19:** Quantifizierung der mikrobiellen CH<sub>4</sub>-Oxidationsrate (MOR). Versuchsansatz mit 5000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Gemessene CH<sub>4</sub>-Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] während der 39 Versuchstage. 12 Proben: Standorte 1 bis 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm. Pro Probe eine Dreifachbestimmung.

Tag	0	4	6	7	8	11	14	14	19	25	28	34	35	39
Probe	14.06.2007	18.06.2007	20.06.2007	21.06.2007	22.06.2007	25.06.2007	28.06.2007	28.06.2007	03.07.2007	09.07.2007	12.07.2007	18.07.2007	19.07.2007	23.07.2007
1_0-5-A	4357	4573	4165	4021	4039	3921	4708	4334	4524	4298	4021	3249	3515	3734
1_0-5-B	4709	4406	4016	4069	3994	3826	4489	4218	4369	4296	4076	3209	3446	3727
1_0-5-C	4188	4617	4142	4223	4086	3960	4828	4356	4538	4335	4185	3277	3552	3764
1_5-10-A	4516	4450	4009	4163	4045	3818	4515	4229	4491	4264	4055	3147	3375	3595
1_5-10-B	4083	4482	4075	4192	4048	3857	4664	4181	4575	4291	4203	3604	3547	3698
1_5-10-C	3963	4441	4043	4151	4014	3807	4610	4327	4527	4263	4057	3028	3257	3167
1_10-20-A	3999	4509	4068	4239	4133	3980	4577	4266	4460	4287	4147	3723	3608	3617
1_10-20-B	4025	4473	4071	4219	4156	3850	4597	4187	4387	4254	4072	3204	3432	3688
1_10-20-C	4076	4460	4055	4186	4110	3888	4579	4185	4457	4269	5618	3212	3534	3710
2_0-5-A	4000	4474	4058	4120	4001	3873	4669	4297	4561	4356	4102	3151	3675	3894
2_0-5-B	4057	4390	4113	4179	4025	3883	4692	4259	4512	4290	4143	3224	3653	3753
2_0-5-C	4068	4431	4105	4182	4037	3912	4608	4245	4502	4335	4119	3380	3546	3708
2_5-10-A	4046	4424	4040	4220	4180	3894	4704	4216	4513	4338	4184	3649	3621	3723
2_5-10-B	4002	4496	3990	4224	4128	3903	4681	4175	4397	4339	4142	3169	3507	3640
2_5-10-C	4030	4316	3949	4125	3992	3850	4596	4112	4376	4273	4137	3172	3512	3621
2_10-20-A	3946	4385	3967	4133	4000	3958	4525	4151	4439	4235	4085	3114	3602	3626
2_10-20-B	4038	4344	4043	4150	4076	3832	4541	4172	4453	4422	4085	3198	3572	3619
2_10-20-C	3858	4396	4003	4185	4051	3813	4678	4027	4372	4338	4017	3146	3507	3589
3_0-5-A	3752	4321	3932	4082	3956	3709	4339	4078	4267	3986	3644	2710	3048	3071
3_0-5-B	3478	4354	3967	4019	3970	3719	4422	4177	4327	3980	3737	2755	3026	3115
3_0-5-C	4031	4227	3945	4102	3921	3749	4312	5115	4240	3974	3694	2721	2975	3061
3_5-10-A	3926	4372	3979	4145	4077	3792	4507	4217	4387	4085	3839	2880	3173	3207
3_5-10-B	3806	4321	3990	4106	4568	3677	4377	4187	4333	4070	3889	2892	3526	3265
3_5-10-C	3887	4212	3923	4044	3932	3742	4382	4177	4358	4133	3838	2853	3111	3226
3_10-20-A	3843	4328	4052	4105	4590	3800	4612	4234	4486	4289	3977	3046	3382	3428
3_10-20-B	4113	4370	4092	4211	3977	3846	4665	4247	4522	4341	4117	3207	3380	3628
3_10-20-C	3867	4355	4042	4193	4068	3929	4594	4277	4503	4316	4101	3148	3417	4066
4_0-5-A	3879	4241	3885	4039	3912	3649	4432	4028	4307	4246	3989	3551	3274	3317
4_0-5-B	3815	4244	4036	4063	4044	3719	4552	4138	4515	4356	4045	3141	3329	4163
4_0-5-C	3954	4227	3925	3848	3936	3714	4461	4231	4473	4222	4061	3374	3439	3889

Tag	0	4	6	7	8	11	14	14	19	25	28	34	35	39
Probe	14.06.2007	18.06.2007	20.06.2007	21.06.2007	22.06.2007	25.06.2007	28.06.2007	28.06.2007	03.07.2007	09.07.2007	12.07.2007	18.07.2007	19.07.2007	23.07.2007
4_5-10-A	4448	4256	3962	4062	3989	3683	4461	4153	4471	4215	4063	3141	3382	3842
4_5-10-B	3894	4340	3939	4022	3985	3784	4465	4127	4417	4217	4067	3166	3504	3847
4_5-10-C	4287	4372	4105	4059	4007	3792	4527	4356	4522	4272	4121	3165	3350	3852
4_10-20-A	3838	4247	3913	3794	3999	3749	4347	4109	4429	4068	3856	2903	3145	3396
4_10-20-B	3773	4358	3897	4138	3960	3703	4406	4087	4372	4137	3907	3424	2992	3563
4_10-20-C	3851	4257	3917	4073	4050	3750	4376	4180	4365	4021	4685	2967	3161	3543

neuer  
Ansatz

**Tab. A20:** Quantifizierung der mikrobiellen CH<sub>4</sub>-Oxidationsrate (MOR). Versuchsansatz mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Gemessene CH<sub>4</sub>-Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] während der 20 Versuchstage. 12 Proben: Standorte 1 bis 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm. Pro Probe eine Dreifachbestimmung.

<b>Probe</b>	<b>Tag</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>6</b>	<b>13</b>	<b>16</b>	<b>20</b>
		<b>19.06.2007</b>	<b>22.06.2007</b>	<b>25.06.2007</b>	<b>02.07.2007</b>	<b>05.07.2007</b>	<b>09.07.2007</b>
1_0-5-A		106	103	106	99	100	95
1_0-5-B		106	103	106	99	99	100
1_0-5-C		109	106	109	100	102	101
1_5-10-A		106	104	105	89	90	86
1_5-10-B		105	103	104	92	93	91
1_5-10-C		97	96	98	88	89	85
1_10-20-A0		102	100	102	90	92	85
1_10-20-B		105	104	105	95	99	92
1_10-20-C		105	103	104	95	95	93
2_0-5-A		102	98	100	91	91	90
2_0-5-B		105	104	106	99	100	95
2_0-5-C		103	104	105	99	98	102
2_5-10-A		102	101	102	95	94	97
2_5-10-B		102	100	106	96	96	100
2_5-10-C		104	102	106	98	93	101
2_10-20-A		101	100	105	96	92	99
2_10-20-B		103	101	103	96	95	101
2_10-20-C		102	99	103	96	93	98
3_0-5-A		103	98	97	77	73	71
3_0-5-B		104	97	99	81	72	75
3_0-5-C		103	99	99	85	83	76
3_5-10-A		103	99	102	91	91	88
3_5-10-B		100	95	99	84	83	78
3_5-10-C		100	95	99	87	87	81
3_10-20-A		100	99	102	96	96	94
3_10-20-B		100	99	100	94	96	90
3_10-20-C		101	97	101	95	97	77
4_0-5-A		101	94	99	93	95	86
4_0-5-B		102	91	100	92	93	90
4_0-5-C		100	98	99	92	93	91
4_5-10-A		100	98	99	92	93	89
4_5-10-B		99	98	98	92	93	82
4_5-10-C		98	99	98	91	93	88
4_10-20-A		97	98	96	84	82	75
4_10-20-B		98	98	97	88	89	79
4_10-20-C		98	99	99	85	85	71

**Tab. A21:** Quantifizierung der CO<sub>2</sub>-Rate. Versuchsansatz MOR mit 100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>. Gemessene CO<sub>2</sub>-Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] zu Versuchsbeginn und nach 21 Versuchstagen. 12 Proben: Standorte 1 bis 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm. Pro Probe eine Dreifachbestimmung.

Probe	Tag	0	21
		19.06.2007	10.07.2007
1_0-5-A		0	207794
1_0-5-B		0	221238
1_0-5-C		0	234324
1_5-10-A		0	71189
1_5-10-B		0	59250
1_5-10-C		0	53482
1_10-20-A0		0	39987
1_10-20-B		0	30374
1_10-20-C		0	37133
2_0-5-A		0	99111
2_0-5-B		0	125727
2_0-5-C		0	112337
2_5-10-A		0	63368
2_5-10-B		0	67794
2_5-10-C		0	62774
2_10-20-A		0	28006
2_10-20-B		0	32738
2_10-20-C		0	26760
3_0-5-A		0	54536
3_0-5-B		0	63181
3_0-5-C		0	55165
3_5-10-A		0	45096
3_5-10-B		0	42682
3_5-10-C		0	54249
3_10-20-A		0	13587
3_10-20-B		0	14868
3_10-20-C		0	12930
4_0-5-A		0	70356
4_0-5-B		0	70819
4_0-5-C		0	62929
4_5-10-A		0	74895
4_5-10-B		0	59581
4_5-10-C		0	69826
4_10-20-A		0	40288
4_10-20-B		0	38167
4_10-20-C		0	39606



**Tab. A22:** Quantifizierung der mikrobiellen CH<sub>4</sub>- (MPR) und CO<sub>2</sub>-Produktionsrate. Gemessene Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] während der 21 Versuchstage. 12 Proben: Standorte 1 bis 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm. Pro Probe eine Dreifachbestimmung. ng = nicht gemessen.

Tag	0		9		16		21	
	20.06.2007		29.06.2007		06.07.2007		11.07.2007	
Probe	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )
1_0-5_A	0	0	2,35097493	ng	ng	45568	1,876366817	44071
1_0-5_B	0	0	1,771587744	ng	ng	50998	0	51061
1_0-5_C	0	0	1,495821727	ng	ng	58864	0	62452
1_5-10_A	0	0	13,77437326	ng	ng	55008	0	54031
1_5-10_B	0	0	19,15041783	ng	ng	48826	1,76847937	48958
1_5-10_C	0	0	2,757660167	ng	ng	48102	1,691208631	41191
1_10-20_A	0	0	1,139275766	ng	ng	33664	0	34318
1_10-20_B	0	0	1,334261838	ng	ng	37706	0	35701
1_10-20_C	0	0	0,860724234	ng	ng	26314	0	26925
2_0-5_A	0	0	1,877437326	ng	ng	72278	0	68465
2_0-5_B	0	0	24,55153203	ng	ng	59290	0	55894
2_0-5_C	0	0	1,95821727	ng	ng	53581	0	51721
2_5-10_A	0	0	10,88022284	ng	ng	65991	0	66669
2_5-10_B	0	0	1,284122563	ng	ng	32979	0	31898
2_5-10_C	0	0	18,00278552	ng	ng	58837	0	59266
2_10-20_A	0	0	19,62952646	ng	ng	26685	0	25852
2_10-20_B	0	0	6,757660167	ng	ng	32289	0	30886
2_10-20_C	0	0	1,027855153	ng	ng	21377	0	21502
3_0-5_A	0	0	1,359331476	ng	ng	34351	0	33438
3_0-5_B	0	0	6,520891365	ng	ng	36859	1,607377169	33167
3_0-5_C	0	0	1,86908078	ng	ng	30032	0	30070
3_5-10_A	0	0	0,813370474	ng	ng	38040	0	37591
3_5-10_B	0	0	1,272980501	ng	ng	26778	0	27086
3_5-10_C	0	0	6,532033426	ng	ng	25546	0	25929
3_10-20_A	0	0	4,877437326	ng	ng	20620	0	21844
3_10-20_B	0	0	0,704735376	ng	ng	19256	0	19949
3_10-20_C	0	0	1,013927577	ng	ng	16878	0	17099
4_0-5_A	0	0	1,891364903	ng	ng	55118	0	52587
4_0-5_B	0	0	1,217270195	ng	ng	35733	0	35144

---

Tag	0		9		16		21	
	20.06.2007		29.06.2007		06.07.2007		11.07.2007	
Probe	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )
4_0-5_C	0	0	14,35097493	ng	ng	43441	0	44248
4_5-10_A	0	0	1,175487465	ng	ng	39533	0	38376
4_5-10_B	0	0	0	ng	ng	44248	0	43920
4_5-10_C	0	0	1,111420613	ng	ng	36027	0	35558
4_10-20_A	0	0	1,027855153	ng	ng	31025	0	30634
4_10-20_B	0	0	8,905292479	ng	ng	29246	0	29741
4_10-20_C	0	0	0,796657382	ng	ng	33074	0	32331

---

Tab. A23: Quantifizierung der mikrobiellen CH<sub>4</sub>- (MPR) und CO<sub>2</sub>-Produktionsrate. Versuchsansatz mit selektiver Hemmung durch CH<sub>3</sub>F. Gemessene Konzentrationen [ppm<sub>v</sub>] während der 22 Versuchstage. 12 Proben: Standorte 1 bis 4, jeweils in den Tiefen 0-5 cm, 5-10 cm und 10-20 cm. Pro Probe eine Dreifachbestimmung. ng = nicht gemessen.

Tag	0		9		22	
	20.06.2007		29.06.2007		12.07.2007	
Probe	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )	c(CH <sub>4</sub> )	c(CO <sub>2</sub> )
1_0-5-A+CH3F	0	0	38	ng	16	49743
1_0-5-B+CH3F	0	0	39	ng	16	53435
1_0-5-C+CH3F	0	0	39	ng	16	50564
1_5-10-A+CH3F	0	0	35	ng	13	66189
1_5-10-B+CH3F	0	0	35	ng	15	55068
1_5-10-C+CH3F	0	0	35	ng	2	50310
1_10-20-A+CH3F	0	0	28	ng	7	32470
1_10-20-B+CH3F	0	0	28	ng	15	27317
1_10-20-C+CH3F	0	0	28	ng	14	30611
2_0-5-A+CH3F	0	0	32	ng	11	96317
2_0-5-B+CH3F	0	0	32	ng	12	83428
2_0-5-C+CH3F	0	0	32	ng	5	112747
2_5-10-A+CH3F	0	0	34	ng	14	37122
2_5-10-B+CH3F	0	0	34	ng	2	28235
2_5-10-C+CH3F	0	0	34	ng	14	37067
2_10-20-A+CH3F	0	0	12	ng	2	21567
2_10-20-B+CH3F	0	0	12	ng	14	27368
2_10-20-C+CH3F	0	0	12	ng	14	22004
3_0-5-A+CH3F	0	0	32	ng	13	34396
3_0-5-B+CH3F	0	0	32	ng	13	33436
3_0-5-C+CH3F	0	0	32	ng	13	28978
3_5-10-A+CH3F	0	0	29	ng	11	38523
3_5-10-B+CH3F	0	0	29	ng	13	30218
3_5-10-C+CH3F	0	0	29	ng	13	29735
3_10-20-A+CH3F	0	0	13	ng	3	11047
3_10-20-B+CH3F	0	0	13	ng	13	14440
3_10-20-C+CH3F	0	0	13	ng	5	16397
4_0-5-A+CH3F	0	0	18	ng	5	58074
4_0-5-B+CH3F	0	0	18	ng	12	36584
4_0-5-C+CH3F	0	0	18	ng	12	39750
4_5-10-A+CH3F	0	0	25	ng	9	56880
4_5-10-B+CH3F	0	0	25	ng	2	33398
4_5-10-C+CH3F	0	0	25	ng	12	34044
4_10-20-A+CH3F	0	0	23	ng	7	42689
4_10-20-B+CH3F	0	0	23	ng	12	34634
4_10-20-C+CH3F	0	0	23	ng	12	35647

Tab. A24: Korrelationsmatrix (Spearman) der aeroben (CO<sub>2</sub>, MOR) und anaeroben (CO<sub>2</sub>, MPR und CO<sub>2</sub>, MPR+CH<sub>3</sub>F) mikrobiellen CO<sub>2</sub>-Bildungsraten, der Wassergehalte (WG), des pH-Wertes (pH) und einiger mittels RFA gemessener Elemente. Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ . Signifikante Korrelationen sind fett gedruckt.

	CO <sub>2</sub> , MOR	CO <sub>2</sub> , MPR	CO <sub>2</sub> , MPR+ CH <sub>3</sub> F	WG	pH	N	C	P	MnO	Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Ni	Cu	Sr	Cd	Pb	As	S
CO <sub>2</sub> , MOR	1																
CO <sub>2</sub> , MPR	<b>0,909</b>	1															
CO <sub>2</sub> , MPR+ CH <sub>3</sub> F	<b>0,930</b>	<b>0,874</b>	1														
WG	0,531	0,503	0,531	1													
pH	-0,151	-0,414	-0,133	-0,046	1												
N	<b>0,755</b>	<b>0,818</b>	<b>0,692</b>	<b>0,706</b>	-0,414	1											
C	<b>0,811</b>	<b>0,902</b>	<b>0,762</b>	<b>0,678</b>	-0,474	<b>0,965</b>	1										
P	<b>0,685</b>	<b>0,818</b>	<b>0,650</b>	<b>0,713</b>	-0,488	<b>0,965</b>	<b>0,937</b>	1									
MnO	-0,091	-0,224	-0,147	0,517	0,502	0,000	-0,140	0,000	1								
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	-0,462	-0,503	-0,469	0,329	0,361	-0,042	-0,238	-0,028	<b>0,790</b>	1							
Ni	-0,298	-0,347	-0,410	0,228	0,267	0,067	-0,144	0,098	<b>0,673</b>	<b>0,855</b>	1						
Cu	0,428	<b>0,604</b>	0,467	0,414	<b>-0,838</b>	<b>0,733</b>	<b>0,754</b>	<b>0,765</b>	-0,389	-0,263	-0,216	1					
Sr	-0,252	-0,441	-0,273	0,042	<b>0,758</b>	-0,343	-0,497	-0,343	<b>0,811</b>	<b>0,643</b>	<b>0,627</b>	<b>-0,723</b>	1				
Cd	<b>0,587</b>	0,580	0,471	0,538	-0,520	<b>0,629</b>	<b>0,654</b>	<b>0,619</b>	-0,025	-0,239	-0,176	<b>0,654</b>	-0,334	1			
Pb	<b>0,762</b>	<b>0,895</b>	<b>0,685</b>	0,455	<b>-0,674</b>	<b>0,853</b>	<b>0,937</b>	<b>0,839</b>	-0,399	-0,483	-0,340	<b>0,814</b>	<b>-0,713</b>	<b>0,685</b>	1		
As	0,070	0,231	0,126	-0,091	<b>-0,599</b>	0,312	0,368	0,329	<b>-0,757</b>	-0,382	-0,402	<b>0,659</b>	<b>-0,848</b>	0,160	0,525	1	
S	<b>0,699</b>	<b>0,804</b>	<b>0,601</b>	<b>0,643</b>	-0,530	<b>0,972</b>	<b>0,951</b>	<b>0,944</b>	-0,042	-0,070	0,025	<b>0,747</b>	-0,413	<b>0,678</b>	<b>0,888</b>	0,354	1

Tab. A25: Korrelationsmatrix (Spearman) der aeroben mikrobiellen Methanoxidationsraten beider Versuchsansätze (MOR+5.000 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub> und MOR+100 ppm<sub>v</sub> CH<sub>4</sub>) und dem Wassergehalt (WG), dem pH-Wert (pH) und einiger mittels RFA gemessener Elemente. Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ . Signifikante Korrelationen sind fett gedruckt.

	CH <sub>4</sub> , MOR +100	CH <sub>4</sub> , MOR +5000	WG	pH	N	C	P	MnO	Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Ni	Cu	Sr	Cd	Pb	As	S
CH <sub>4</sub> , MOR +100	1															
CH <sub>4</sub> , MOR +5000	0,329	1														
WG	0,441	0,497	1													
pH	<b>0,670</b>	0,372	-0,046	1												
N	-0,049	-0,028	<b>0,706</b>	-0,414	1											
C	-0,196	0,000	<b>0,678</b>	-0,474	<b>0,965</b>	1										
P	-0,035	-0,056	<b>0,713</b>	-0,488	<b>0,965</b>	<b>0,937</b>	1									
MnO	<b>0,832</b>	<b>0,636</b>	0,517	0,502	0,000	-0,140	0,000	1								
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	<b>0,783</b>	0,189	0,329	0,361	-0,042	-0,238	-0,028	<b>0,790</b>	1							
Ni	<b>0,620</b>	0,137	0,228	0,267	0,067	-0,144	0,098	<b>0,673</b>	<b>0,855</b>	1						
Cu	-0,393	-0,333	0,414	<b>-0,838</b>	<b>0,733</b>	<b>0,754</b>	<b>0,765</b>	-0,389	-0,263	-0,216	1					
Sr	<b>0,755</b>	0,413	0,042	<b>0,758</b>	-0,343	-0,497	-0,343	<b>0,811</b>	<b>0,643</b>	<b>0,627</b>	<b>-0,723</b>	1				
Cd	-0,278	0,313	0,538	-0,520	<b>0,629</b>	<b>0,654</b>	<b>0,619</b>	-0,025	-0,239	-0,176	<b>0,654</b>	-0,334	1			
Pb	-0,497	-0,091	0,455	<b>-0,674</b>	<b>0,853</b>	<b>0,937</b>	<b>0,839</b>	-0,399	-0,483	-0,340	<b>0,814</b>	<b>-0,713</b>	<b>0,685</b>	1		
As	-0,532	<b>-0,588</b>	-0,091	<b>-0,599</b>	0,312	0,368	0,329	<b>-0,757</b>	-0,382	-0,402	<b>0,659</b>	<b>-0,848</b>	0,160	0,525	1	
S	-0,175	-0,021	<b>0,643</b>	-0,530	<b>0,972</b>	<b>0,951</b>	<b>0,944</b>	-0,042	-0,070	0,025	<b>0,747</b>	-0,413	<b>0,678</b>	<b>0,888</b>	0,354	1

Tab. A26: Korrelationsmatrix (Spearman) der anaeroben mikrobiellen Methanproduktionsraten beider Versuchsansätze (MPR und MPR+CH<sub>3</sub>F) und dem Wassergehalt (WG), dem pH-Wert (pH) und einiger mittels RFA gemessener Elemente. Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ . Signifikante Korrelationen sind fett gedruckt.

	MPR	MPR+ CH <sub>3</sub> F	WG	pH	N	C	P	MnO	Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	Ni	Cu	Sr	Cd	Pb	As	S
MPR	1															
MPR+ CH <sub>3</sub> F	0,480	1														
WG	0,480	<b>0,587</b>	1													
pH	-0,482	-0,221	-0,046	1												
N	0,480	0,406	<b>0,706</b>	-0,414	1											
C	0,480	0,406	<b>0,678</b>	-0,474	<b>0,965</b>	1										
P	0,480	0,413	<b>0,713</b>	-0,488	<b>0,965</b>	<b>0,937</b>	1									
MnO	0,218	0,385	0,517	0,502	0,000	-0,140	0,000	1								
Fe <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	-0,044	0,287	0,329	0,361	-0,042	-0,238	-0,028	<b>0,790</b>	1							
Ni	0,131	0,196	0,228	0,267	0,067	-0,144	0,098	<b>0,673</b>	<b>0,855</b>	1						
Cu	0,482	0,302	0,414	<b>-0,838</b>	<b>0,733</b>	<b>0,754</b>	<b>0,765</b>	-0,389	-0,263	-0,216	1					
Sr	-0,131	-0,133	0,042	<b>0,758</b>	-0,343	-0,497	-0,343	<b>0,811</b>	<b>0,643</b>	<b>0,627</b>	<b>-0,723</b>	1				
Cd	0,483	0,169	0,538	-0,520	<b>0,629</b>	<b>0,654</b>	<b>0,619</b>	-0,025	-0,239	-0,176	<b>0,654</b>	-0,334	1			
Pb	0,480	0,329	0,455	<b>-0,674</b>	<b>0,853</b>	<b>0,937</b>	<b>0,839</b>	-0,399	-0,483	-0,340	<b>0,814</b>	<b>-0,713</b>	<b>0,685</b>	1		
As	-0,175	-0,004	-0,091	<b>-0,599</b>	0,312	0,368	0,329	<b>-0,757</b>	-0,382	-0,402	<b>0,659</b>	<b>-0,848</b>	0,160	0,525	1	
S	0,480	0,420	<b>0,643</b>	-0,530	<b>0,972</b>	<b>0,951</b>	<b>0,944</b>	-0,042	-0,070	0,025	<b>0,747</b>	-0,413	<b>0,678</b>	<b>0,888</b>	0,354	1

Tab. A27: Signifikante Unterschiede der Methanoxidationsraten (Versuch MOR+5000) der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten Standorte 1, 2 und 4 im Vergleich zum Referenzstandort 3. ns = nicht signifikant, \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant), Mann-Whitney U-Test (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ).

<b>Tiefe [cm]</b>	<b>Standort 3 / Standort 4</b>	<b>Standort 3 / Standort 2</b>	<b>Standort 3 / Standort 1</b>
0-5	ns	ns	ns
5-10	ns	ns	ns
10-20	ns	ns	ns
gesamtes Profil	**	**	ns

Tab. A28: Signifikante Unterschiede der Methanoxidationsraten (Versuch MOR+100) der im Juni 2007 im Hunsrück untersuchten Standorte 1, 2 und 4 im Vergleich zum Referenzstandort 3. ns = nicht signifikant, \*  $p < 0,05$  (signifikant), \*\*  $p < 0,01$  (hochsignifikant), Mann-Whitney U-Test (Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$ ).

<b>Tiefe [cm]</b>	<b>Standort 3 / Standort 4</b>	<b>Standort 3 / Standort 2</b>	<b>Standort 3 / Standort 1</b>
0-5	ns	ns	ns
5-10	ns	ns	ns
10-20	ns	ns	ns
gesamtes Profil	ns	**	ns

## Lebenslauf

Nicole Brennholt, geboren am 20.02.1975 in Herne

### Ausbildung:

- seit 12/2004 Promotionsstudium an der Universität Duisburg-Essen in der Arbeitsgruppe Geologie des Fachbereichs Biologie und Geographie
- 06/07 – 07/07 Aufenthalt als Gastwissenschaftlerin im Referat Geomikrobiologie der Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe in Hannover
- 10/98 – 09/04 Studium der Ökologie an der Universität Duisburg-Essen  
Abschluss: Diplom-Umweltwissenschaftlerin  
Diplomarbeit an der Forschungsstelle Küste des Niedersächsischen Landesamtes für Ökologie: Horizontale Verteilung der „Grünen Sande“ auf Norderney und im benachbarten Niedersächsischen Wattenmeer  
Studienarbeit im Auftrag des Kommunalverbandes Ruhrgebiet Ruhr Grün: Quellkartierung im Kreis Recklinghausen auf den Flächen des Kommunalverbandes Ruhrgebiet
- 08/95 – 06/98 Berufsausbildung zur Chemielaborantin (Fachrichtung Chemie) bei der Kreisverwaltung Recklinghausen
- 10/94 – 07/95 Studium der Biologie an der Ruhr-Universität Bochum
- 1985 – 1994 Theodor-Heuss-Gymnasium, Recklinghausen, Abschluss: Abitur
- 1981 – 1985 Grundschule an der Forellstraße, Recklinghausen

### Berufserfahrung / Projektmitarbeit:

- seit 12/04 Wissenschaftliche Mitarbeiterin an der Universität Duisburg-Essen in der Arbeitsgruppe Geologie des Fachbereichs Biologie und Geographie
- 01/08 – 04/08 abgeordnet als wissenschaftliche Mitarbeiterin an die Biologische Anstalt Helgoland im Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung
- 04/04 – 06/04 Studentische Hilfskraft an der Universität Duisburg-Essen in der Arbeitsgruppe Chemiedidaktik des Fachbereichs Chemie in dem DFG-Forschungsprojekt „Science Education“
- 02/04 – 08/04 Studentische Hilfskraft an der Universität Duisburg-Essen im Zentrum für mikroskalige Umweltsysteme (ZMU)
- 08/03 – 01/04 Angestellte der Forschungsstelle Küste des Niedersächsischen Landesamtes für Ökologie auf Norderney im Forschungsprojekt Nr. 28/02 der Niedersächsischen Wattenmeerstiftung „Grüner Sand: Verbreitung und Ökophysiologie von *Euglena viridis* var. *maritima* (Flagellata, Euglenophyceae) im niedersächsischen Wattenmeer“
- 04/01 – 03/03 Werkstudentin beim Kommunalverband Ruhrgebiet Ruhr Grün
- 02/01 – 03/01 Praktikantin bei der Unteren Landschaftsbehörde des Amtes für Umweltschutz der Stadt Herne
- 10/00 – 12/02 Studentische Hilfskraft an der Universität Duisburg-Essen (Campus Essen) in der Arbeitsgruppe Genetik des Fachbereichs Biologie und Geographie
- 06/98 – 02/99 Arbeitsverhältnis als Chemielaborantin bei der Kreisverwaltung Recklinghausen



Beiträge zu Tagungen und Symposien:

- 10/2007 International Conference 2007 and 97<sup>th</sup> Annual Meeting of the Geologische Vereinigung (GV), Bremen: **Variation in helium concentrations induced by tidal processes? (Poster)**. Simon J., Brennholt N., Janssen P. & Schreiber U.
- 08/2007 42<sup>nd</sup> European Marine Biology Symposium, Kiel: **“Green sands”: a new phenomenon in the Wadden Sea caused by the microbenthic algae *Euglena viridis* var. *maritima*. (Poster)**. Brennholt N. & Jaklin S.
- 09/2006 International Conference 2006 and 96th Annual Meeting of the Geologische Vereinigung (GV), Potsdam: **Hill-building forest ants (Formicinae) indicate strike fault zones, a geosphere-biosphere interaction? (Vortrag)**. Simon J., Brennholt N. & Schreiber U.
- 05/2006 Workshop “Verbreitung, Biologie und Gefährdung der Kerbameisen im Nordostdeutschen Becken”, Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg: **Hügel bauende Waldameisen als Indikatoren neogener Tektonik im Rheinischen Schiefergebirge. (Vortrag)**. Brennholt, N.
- 09/2005 International Conference 2005 of the Geologische Vereinigung (GV) and the Deutsche Gesellschaft für Geowissenschaften (DGG), Erlangen: **Neogene tectonics in the Rhenish Massif in special consideration of earthquake-relevant fault zones and their indication by hill-building forest ants (Formicinae). (Poster)**. Brennholt N., Schreiber U. & Simon J.

**Erklärung:**

Hiermit erkläre ich, gem. § 6 Abs. 2, Nr. 6 der Promotionsordnung der Math.-Nat.-Fachbereiche zur Erlangung des Dr. rer. nat., dass ich die vorliegende Dissertation selbständig verfasst und mich keiner anderen als der angegebenen Hilfsmittel bedient habe.

Essen, den \_\_\_\_\_

Unterschrift der Doktorandin

**Erklärung:**

Hiermit erkläre ich, gem. § 6 Abs. 2, Nr. 7 der Promotionsordnung der Math.-Nat.-Fachbereiche zur Erlangung des Dr. rer. nat., dass ich das Arbeitsgebiet, dem das Thema „Geologische Störungszonen als Kriterium der Standortwahl Hügelbauender Waldameisen unter Berücksichtigung spezieller mikrobieller Gemeinschaften“ zuzuordnen ist, in Forschung und Lehre vertrete und den Antrag von Frau Nicole Brennholt befürworte.

Essen, den \_\_\_\_\_

Unterschrift eines Mitglieds der Universität Duisburg-Essen

**Erklärung:**

Hiermit erkläre ich, gem. § 6 Abs. 2, Nr. 8 der Promotionsordnung der Math.-Nat.-Fachbereiche zur Erlangung des Dr. rer. nat., dass ich keine anderen Promotionen bzw. Promotionsversuche in der Vergangenheit durchgeführt habe und dass diese Arbeit von keiner anderen Fakultät abgelehnt worden ist.

Essen, den \_\_\_\_\_

Unterschrift der Doktorandin